



Programa de Monitoreo de la Calidad del Agua
EL PROGRAMA DE MONITOREO DE LA CALIDAD DEL AGUA
EN LA CUENCA DEL RIO GUACERIQUE

by

Jose Luis Segovia,
Limnologist
SANAA

Peter Hearne,
Hidrologist
Ministry of Natural Resources - Government of Honduras

Anne Lewandowski,
Environmental Monitoring Specialist
Chemonics International Consulting Division

NATURAL RESOURCES MANAGEMENT PROJECT
Contract No. 522-0168-C-00-0340-01
Project No. 522-0168

Presented to:

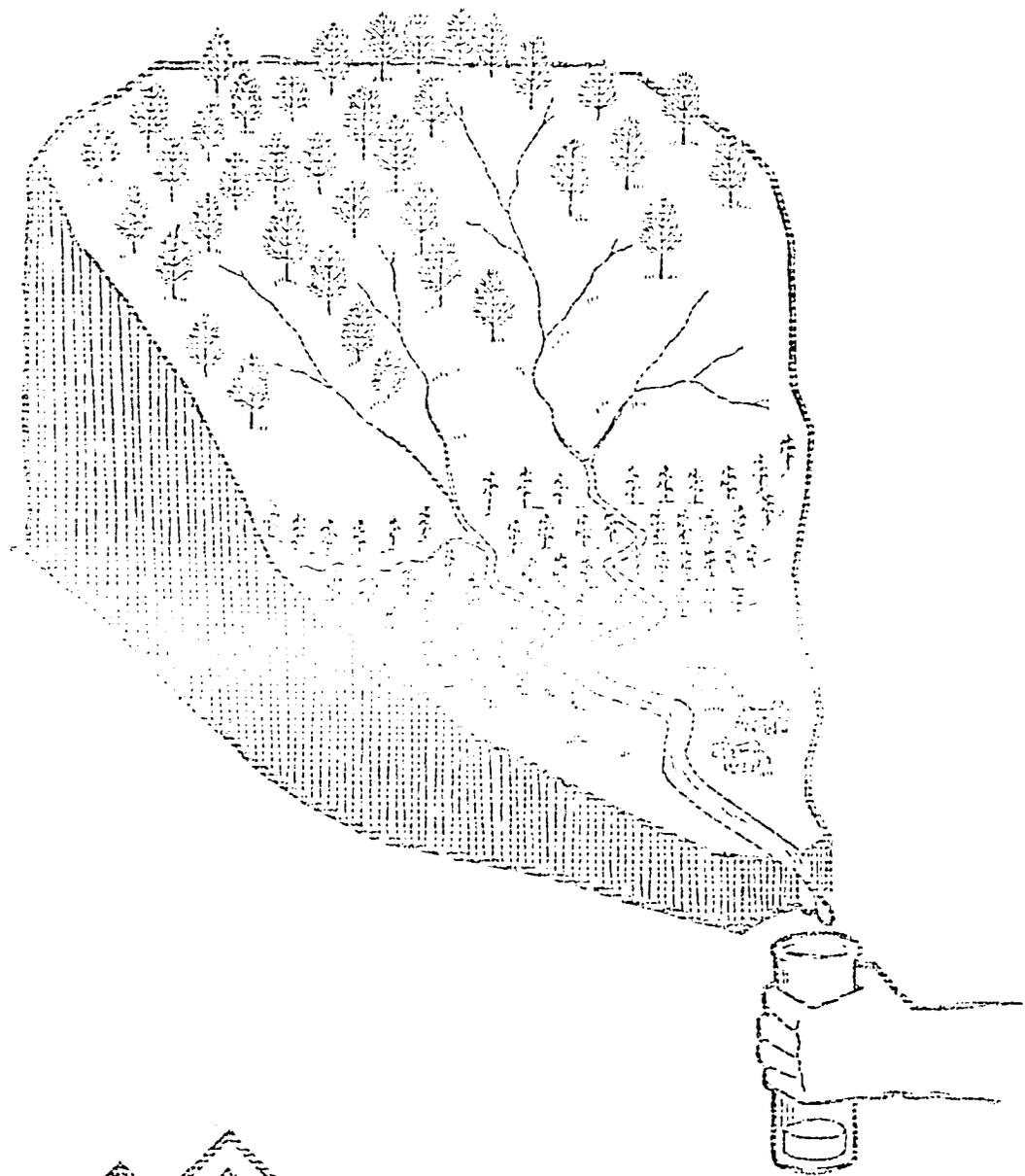
USAID/HONDURAS

January 1986

PROGRAMA DE MONITOREO DE LA CALIDAD DEL AGUA

EN LA CUENCA DEL RIO QUANDRIQUE

ESTUDIOS ESPECIALES



ENERO 1964



**EL PROGRAMA DE
MONITOREO
DE LA CALIDAD DEL AGUA
EN LA CUENCA DEL RIO GUACERIQUE**

Jore Luis Segovia - Limnólogo
Plan Maestro/SANAA
Peter Hearne - Hidrólogo/PMRN
Anne Lewandowski - Especialista
En Monitoreo Ambiental
PMRN/Chemonics Int.

P L A N M A E S T R O
Servicio Autónomo Nacional De Acueductos Y Alcantarillados
PROYECTO MANEJO DE RECURSOS NATURALES
Secretaría De Recursos Naturales / USAID, Proyecto No. 522-0168

INDICE

<u>Sección</u>		<u>Página</u>
	INDICE	i
	LISTA DE CUADROS	iii
	LISTA DE FIGURAS	iv
	LISTA DE MAPAS	v
	INTRODUCCION	1
1	ESTUDIO DE AZOLVAMIENTO EN EL EMBALSE LOS LAURELES	2
1.1	Objetivos	2
1.2	Materiales y Personal	3
1.3	Criterios Para Determinar Sitios de Perfiles	3
1.4	Trabajo de Topografía	7
2	ESTUDIO DE SEDIMENTACION EN LA CUENCA GUACERIQUE	8
2.1	Objetivos	8
2.2	Procedimientos	8
2.3	Metodología de Muestreo	9
2.4	Cálculo de Sedimento	9
3	ESTUDIO DE PESTICIDAS Y HERBICIDAS	16
3.1	Objetivos	16
3.2	Procedimientos	16
4	ESTUDIO DE PRODUCTIVIDAD DEL EMBALSE LOS LAURELES	18
4.1	Explicación	19
4.2	Objetivos	19
4.3	Materiales	20
4.4	Métodos	20
4.5	Medición de Oxígeno	23
4.6	Procedimiento	24
4.7	Selección de Estaciones y Recomendaciones	26
5	ESTUDIO DE PLANCTON DEL EMBALSE LOS LAURELES	28
5.1	Objetivos	28
5.2	Materiales	28

INDICE
(Continuación)

<u>Sección</u>		<u>Página</u>
5.3	Métodos de Colección	29
5.4	Generalidades sobre el Fitoplancton	30
5.5	Fitoplancton: Análisis Cuantitativo	34
5.6	Generalidades sobre el Zooplancton	36
5.7	Zooplancton: Análisis Cuantitativo	43
5.8	Técnica para el Estudio de los Copepodas	44
	REFERENCIAS	47

LISTA DE CUADROS

<u>Cuadro No.</u>		<u>Página</u>
1.1	Hoja de Datos de Campo - Estudio de Azolvamiento	6
2.1	Tabulación de Datos de Duración de Caudal, Río Guacerique en Nueva Alda, 1982-84	11
2.2	Formulario para Determinar la Carga Total de Primavera (abril 1-julio 15), Río San Juan en Bluff	12
2.3	Corrección para la Carga de Lecho	15
4.1	Coefficientes Calóricos en la Respiración y la Fotosíntesis	23
4.2	Metabolismo Diario de una Comunidad en la Columna de Agua de un Estanque Según Resulta de los Cambios Medios de Oxígeno a Profundidades Sucesivas	25

LISTA DE FIGURAS

<u>Figura No.</u>		<u>Página</u>
1.1	Cálculo de Azolve de una Sección	4
2.1	Curva de Duración de Caudal (abril 1-julio 15) Río San Juan en Bluff	13
4.1	Estación de Primer Tipo en Donde se Utiliza Madera	21
4.2	Estación No. 2 Sin Utilizar Madera	22
5.1	Rotatoria	37
5.2	Cladocera	39
5.3	Copepoda	41
5.4	Características Diagnósticas de Copepoda	42

LISTA DE MAPAS

<u>Mapa No.</u>		<u>Página</u>
1.1	Ubicación de los Transectos del Estudio de Azolvamiento	5
4.1	Puntos de Estación Para Muestras de Productividad	27

INTRODUCCION

El presente documento tiene el propósito de servir como una guía para las discusiones entre el personal de la Universidad Nacional Autónoma de Honduras y del Programa de Monitoreo para la formación de detalles de cada estudio; como parte de esas discusiones, será el establecimiento de los procedimientos detallados para cada estudio de acuerdo a las limitaciones que se presentan en el medio así como para obtener los resultados más apropiados aplicables al análisis de tendencias del programa de monitoreo.

En forma general y tentativa, este documento incluye una descripción de los objetivos, materiales y métodos a emplear para llevar a cabo cada estudio especial. Los estudios especiales resumidos en el Capítulo 2 del Programa de Monitoreo son:

- o Estudio de Azolvamiento en el Embalse Los Laureles
- o Estudio de Sedimentación de la Cuenca Guacerique
- o Estudio de Pesticidas y Herbicidas
- o Estudio de Productividad del Embalse Los Laureles
- o Estudio de Plancton del Embalse Los Laureles

1. ESTUDIO DE AZOLVAMIENTO EN EL EMBALSE LOS LAURELES

Considerando la demanda actual de agua que posee Tegucigalpa, y la irregularidad con que se están presentando las lluvias en la región de la cuenca Guacerique, se hace sumamente necesario elaborar un estudio mediante el cual se pueda estimar el volumen de sedimentos que se han depositado en el Embalse Los Laureles (Azolvamiento). Este estudio servirá para poder establecer con qué volumen útil cuenta actualmente el reservorio, conclusión que llevaría a tomar medidas de reaccionamiento más adecuadas con la ayuda de la información más real y reciente.

Debido a que no se establecieron desde un comienzo perfiles transversales en el embalse para determinar el azolve anual del mismo, es indispensable elaborar la demarcación de estos en forma definitiva mediante la colaboración de un equipo de topografía. Tal demarcación se llevará a cabo utilizando el mapa original de ubicación de Los Laureles, tratando de esta manera de tener un punto de referencia establecido para poder analizar el comportamiento durante los años (1975-1985), de los cuales no se posee ninguna información.

1.1

Objetivos

- o Estimar qué volumen ha sido azolvado durante los primeros 10 años en el Embalse Los Laureles.
- o Determinar el volumen útil de almacenaje que posee el Embalse actualmente, información que se brindará posteriormente a la planta de tratamiento Luis S. Ulloa.
- o Estudiar el compartimiento de los sedimentos en el embalse, con el objeto de determinar aquellas áreas que presentan mayor o menor acumulación.
- o Establecer y demarcar en forma definitiva perfiles transversales en varias zonas, con el objeto de llevar un registro anual de azolve.
- o Hacer muestreo mediante sondeo para determinar textura del sedimento y partículas dominantes en el mismo.

1.2

Materiales y Personal

Materiales:

Teodolito con estadia y plomada
Estacas (60)
Altímetro
Escalímetro escuadra de (90° y 45°) una de cada una
Cuerda (100 M)
Machetes, barras picos
Cemento (4 bolsas)
Arena 5m³
Grava 5m³
Planos de ubicación y curvas de nivel del embalse
Los Laureles

Personal:

1 Topógrafo con cedenero
2 Obreros calificados
Supervisión de parte de la Jefatura del Departamento
de Limnología.

1.3

Criterios Para Determinar Sitios de Perfiles

De acuerdo a la metodología utilizada para determinar el azolvamiento de un embalse existente, hay dos técnicas que se utilizan para este fin. Una de ellas consiste en realizar un levantamiento topográfico actual para comparar con el levantamiento elaborado originalmente. Sin embargo el caso que se está tratando presenta limitaciones para desarrollar este tipo de técnica que requiere de:

- o Un levantamiento topográfico del reservorio en donde se cuenta con separaciones entre cuotas de elevación de 1 m o menos preferiblemente, con el objeto de disminuir al máximo posible el error de muestreo.
- o Las instalaciones necesarias para poder vaciar completamente el embalse que desea investigar y de esta forma poder llevar a cabo el levantamiento topográfico.
- o Una alta erogación y gran inversión de tiempo para poder desarrollar la técnica.

Ante todas estas limitaciones se ha pensado en utilizar la alternativa de elaborar perfiles transversales ubicados perpendicularmente al flujo de agua. En cada uno de los transversales se medirá cada 5 metros la profundidad de agua. Esta decisión para tomar dichos registros con esta separación es debido a que en el plano de ubicación original de Los Laureles las curvas de nivel poseen esta distancia entre ellas, y esto podría facilitar los análisis de comparación posteriores.

Los transectos se ubicarán en diferentes zonas del embalse tratando de que los mismos sean representativos de estos. Un ejemplo de la localización se puede observar en el Mapa 1.1 en el cual se han establecido 32 perfiles obligatorios, y tres opcionales (líneas dobles).

Los perfiles deberán estar colocados paralelamente para facilitar los trabajos de extrapolación, y deberá tomarse la cuota de elevación 1010 para el establecimiento de puntos entre perfiles.

Al poseer los datos de campo el análisis de los mismos se hará utilizando la siguiente metodología (ver Cuadro 1.1).

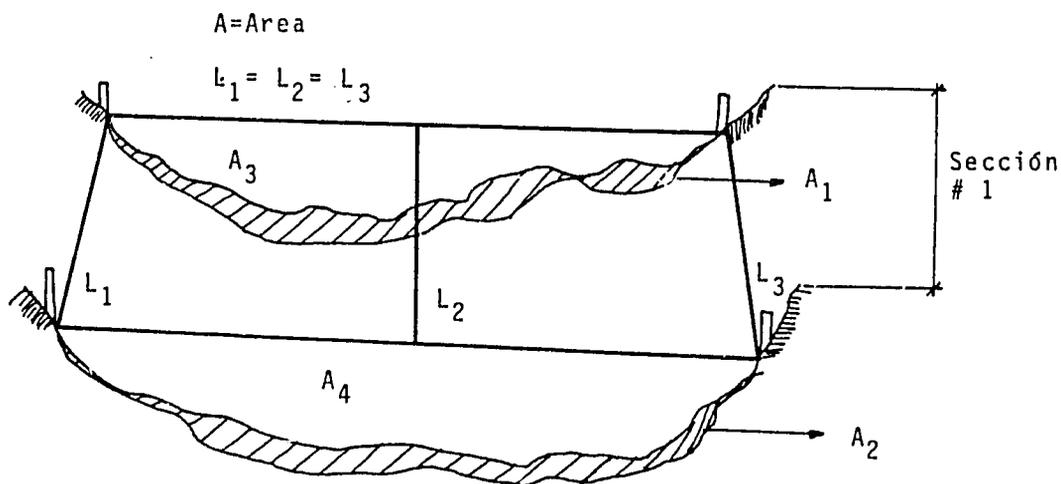


Figura 1.1: Cálculo de Azolve de una Sección

~~cálculo~~ de azolve para la sección 1 es igual $\frac{(A_1 + A_2)}{2} \times L_x$
 y para el volúmen de agua de la misma $\frac{(A_3 + A_4)}{2} \times L_x$

Debido a que en el embalse se establecerá un sin número de perfiles será necesario elaborar el cálculo antes descrito según la sección correspondiente.

Para elaborar estos cálculos es importante tener una sobreposición de perfil (original y actual) lo más aproximadamente posible con el objeto de poseer el cálculo de área con el mínimo error posible.



22

Como se ha mencionado en la sección anterior la exactitud de la sobreposición de perfiles es muy importante, motivo por el cual es necesario que en el levantamiento que se lleve a cabo para determinar la ubicación de los transectos o perfiles, se utilizan puntos de referencia que se encuentran debidamente establecidos en el plan original de Los Laureles (Reservorio). Con esta consideración se ha concluido que estos puntos pueden determinarse utilizando los edificios pertenecientes al Seminario Mayor.

Para determinar el número y localización de las secciones de muestreos puede revisarse el Mapa 1.1 en donde se encuentran representados en forma esquemática para permitir los cambios que se consideren necesarios.

Al determinar el volumen total de sedimentos que se ha depositado y sigue depositándose en el Embalse Los Laureles, se hace necesario complementar el estudio de azolvamiento con un análisis de la concentración de sólidos en el agua para calcular la carga total anual de sedimentos que entra al embalse. Este tipo de análisis, que debe utilizar muestras diarias para ser efectivo, fue recomendado hace 11 años cuando la represa fue construída. Su importancia aún aumenta al considerar el incremento de la erosión en la cuenca actualmente.

2.1

Objetivos

- o Calcular la concentración de sólidos en suspensión del Río Guacerique como una función del caudal del río.
- o Determinar la carga total anual de sedimentos que entra y se deposita en el Embalse Los Laureles durante el año de muestreo.
- o Estimar la carga total anual de sedimentos que ha entrado y se ha depositado en el embalse durante todos los años anteriores. (Ver el Estudio de Azolvamiento en El Embalse Los Laureles).

2.2

Procedimientos

Para poder determinar la carga total anual de sedimentos que entra al embalse, es necesario tomar muestras diarias. Asimismo se necesita tener un registro diario del caudal en el mismo sitio. Se ha decidido limitar este estudio a un sólo sitio, Nueva Aldea, por las siguientes razones:

- o La Oficina del Plan Maestro mantiene actualmente un programa de aforos y lecturas de escala y calcula el caudal promedio diario cerca de este sitio.
- o El sitio está cerca (menos de 3 kilómetros aguas arriba) de la entrada al embalse, y abarca aproximadamente el 93 por ciento de la cuenca que alimenta el embalse.
- o El sitio se encuentra fácilmente accesible desde Tegucigalpa, y por consiguiente facilita la toma diaria de muestras.

Para comparar la aportación de sedimentos de las distintas áreas de la cuenca, se utilizarán los resultados de las muestras rutinarias, que incluyen análisis de sólidos en suspensión. Además, se podrá estimar aproximadamente la carga total de sedimento de otro sitio determinado

mediante un análisis de regresión de los datos rutinarios de ese sitio con los de Nueva Aldea y luego aplicar la regresión a los datos diarios de Nueva Aldea.

2.3

Metodología de Muestreo

Para obtener una muestra que sea representativa, es necesario utilizar un muestreador de profundidad integrada. Este tipo de muestreador es diseñado para acumular una muestra de agua y sedimento de una vertical en un río de tal manera que la velocidad en la boquilla de toma sea siempre la más idéntica posible a la velocidad inmediata del río, mientras el muestreador corre la vertical a una velocidad uniforme.

El muestreador de profundidad integrada recolecta y acumula la muestra mientras es bajado de la superficie hasta el fondo y levantado nuevamente hasta la superficie. Es necesario mover el muestreador a una velocidad uniforme en una sola dirección, pero no necesariamente a la misma velocidad en las dos direcciones.

El muestreador adecuado para el Río Guacerique es el No. DH-48, que utiliza boquillas de 1/4", 3/16" o 1/8", dependiendo de la velocidad del río. El muestreador aloja un bote de vidrio cuyo volumen es de una pinta, el cual debe llenarse entre 2/3 y 3/4, pero nunca rebalsarse. Asimismo, se deben tomar muestras en tres o cuatro verticales a través de la sección transversal del río, de tal distribución que la velocidad promedio de las verticales sea similar a la velocidad promedio de toda la sección del río. Las diferentes muestras tomadas en la misma sección pueden ser juntadas en un sólo bote de muestreo, pero es necesario tener cuidado en agitarse bien la muestra para incluir todo el sedimento en la muestra.

El instrumento puede muestrear hasta dentro de 9 cm. arriba del lecho del río. Este espacio de 9 cm. inmediatamente encima del lecho se refiere a la "zona sin muestreo", pues es imposible obtener una muestra allí. Se explicará su estimación más adelante.

2.4

Cálculo de Sedimento

Se determina la concentración de sedimento en el río en el momento de muestreo utilizando el procedimiento de análisis de sólidos en suspensión que se describe en el Manual de Laboratorio (Anexo). Como la concentración de sedimento en el río es directamente relacionado con el caudal, se desarrolla una correlación entre la carga de sedimentos y el caudal. Esta correlación se refiere a

una curva de calibración de sedimento. Los datos normalmente se postean en papel logarítmico-logarítmico, con la descarga sólida (sedimento en ton/día) como la abcisa y la descarga líquida (caudal en m³/s) como la ordenada. Cuando la fuente de la escorrentía es tormentas de lluvia, frecuentemente es recomendado desarrollar curvas de calibración de sedimento distintas para cada época (lluviosa y seca).

Los datos de caudal son utilizados para desarrollar una curva de duración de caudal, que muestra el porcentaje de tiempo que un caudal determinado fue igualado o excedido (ver la Figura 1.5 en Capítulo 1 del Programa de Monitoreo, que es la curva de duración de caudal del Río Guacerique para 1982-84). Cabe mencionar que si se desarrollan dos curvas de calibración de sedimento, entonces se necesita desarrollar dos distintas curvas de duración de caudal para las mismas épocas.

Para preparar una curva de duración de caudal, se dividen los datos de caudal promedio diario en intervalos de clase, los cuales darán 20 a 30 puntos bien distribuidos en la curva. Se tabulan los datos en su respectivo intervalo de clase, siendo los eventos registrados en cada intervalo iguales o mayores que el número en la columna "caudal", pero menores que el caudal indicado en la siguiente línea. Normalmente se postea el caudal máximo registrado como un punto individual para ayudar a definir la parte alta de la curva (ver Cuadro 2.1), que muestra un ejemplo del ordenamiento de los datos de caudal del período 1982-84 del Río Guacerique en Nueva Aldea.

El Cuadro 2.2 es el formulario usado para determinar la carga total de la época de primavera (abril 1- julio 15) del Río San Juan en Bluff, una estación hidrométrica en Utah, Estados Unidos. Figura 2.1 es la curva de duración para el mismo río y época.

En el Cuadro 2.2, los valores de la Columna 3 son aplicados a la curva de duración de caudal y los caudales resultantes son anotados en la Columna 4. Los valores de caudal líquido de la Columna 4 son aplicados a la curva de calibración de sedimento, y los caudales sólidos correspondientes son anotados en la Columna 5. Los valores en las Columnas 6 y 7 son entonces los productos del equivalente decimal de la Columna 2 y las Columnas 4 y 5, respectivamente.

CUADRO 2.1: TABULACION DE DATOS DE DURACION DE CAUDAL, RIO GUACERIQUE
EN NUEVA ALDEA, 1982- 1984

CAUDAL M ³ /5	TOTAL	TOTAL ACUM.	% DE TIEMPO IGUAL O EXCED.
0.040	15	728	100.0
0.060	63	713	97.9
0.080	50	650	89.3
0.100	27	600	82.4
0.120	56	573	78.7
0.150	87	517	71.0
0.200	82	430	59.1
0.300	49	348	47.8
0.400	59	299	41.1
0.600	37	240	33.0
0.800	31	203	27.9
1.00	23	172	23.6
1.20	18	149	20.5
1.50	29	131	18.0
2.00	34	102	14.0
3.00	20	68	9.3
4.00	17	48	6.6
6.00	7	31	4.3
8.00	7	24	3.3
10.0	6	17	2.3
12.0	3	11	1.5
15.0	3	8	1.1
20.0	2	5	1.1
30.0	0	3	0.41
40.0	2	3	0.41
60.0	0	1	0.14
74.2	<u>1</u>	1	0.14
	728		

CUADRO 2.2: FORMULARIO PARA DETERMINAR LA CARGA TOTAL DE PRIMAVERA (abril 1 - julio 15), Río San Juan en Bluff.

1	2	3	4	5	6	7
Límites de %	Intervalo %	Medio de Intervalo %	caudal Líquido M ³ /5	caudal Sólido, ton/día	(2x4)Gasto Líquido	(2x5)gasto sólido
0.00-0.02	0.02	0.01	40,000	3,500.000	8.0	700
0.02-0.1	0.08	0.06	32,000	2,400,000	25.6	1,920
0.1 -0.5	0.4	0.3	25,000	1,550,000	101.2	6,200
0.5 -1.5	1.0	1.0	20,700	1,130,000	207.0	11,300
1.5 -5.0	3.5	3.25	16,300	740,000	570.5	20,450
5 -15	10	10	11,700	400,000	1,170.0	40,000
15 -25	10	20	8,900	245,000	890.0	24,500
25 -35	10	30	7,000	157,000	700.0	15,700
35 -45	10	40	5,650	107.000	565.0	10,700
45 -55	10	50	4,720	79,900	472.0	7,900
55 -65	10	60	3,750	52,000	375.0	5,200
65 -75	10	70	2,940	33,500	294.0	3,350
75 -85	10	80	1,950	17,000	195.0	1,700
85 -95	10	90	1,100	7,000	110.0	700
95 -98.5	3.5	96.75	540	2,100	18.9	74
98.5 -99.5	1.0	99.0	25	12	0.25	0.12
99.5 -99.9	0.4	99.7	7.5	4.5	0.03	0.02
99.9 -99.98	0.08	99.94	2.5	2.0	0.02	0.00
99.98-100	0.02	99.99	0	0	0	0

TOTAL 5,702.5 150,394

Carga total de sólido = 150,394 ton/día x 106 día = 15,950,000 Ton

- 20 % corrección por carga de lecho = 3,200,000 Ton

19,150,000 ton

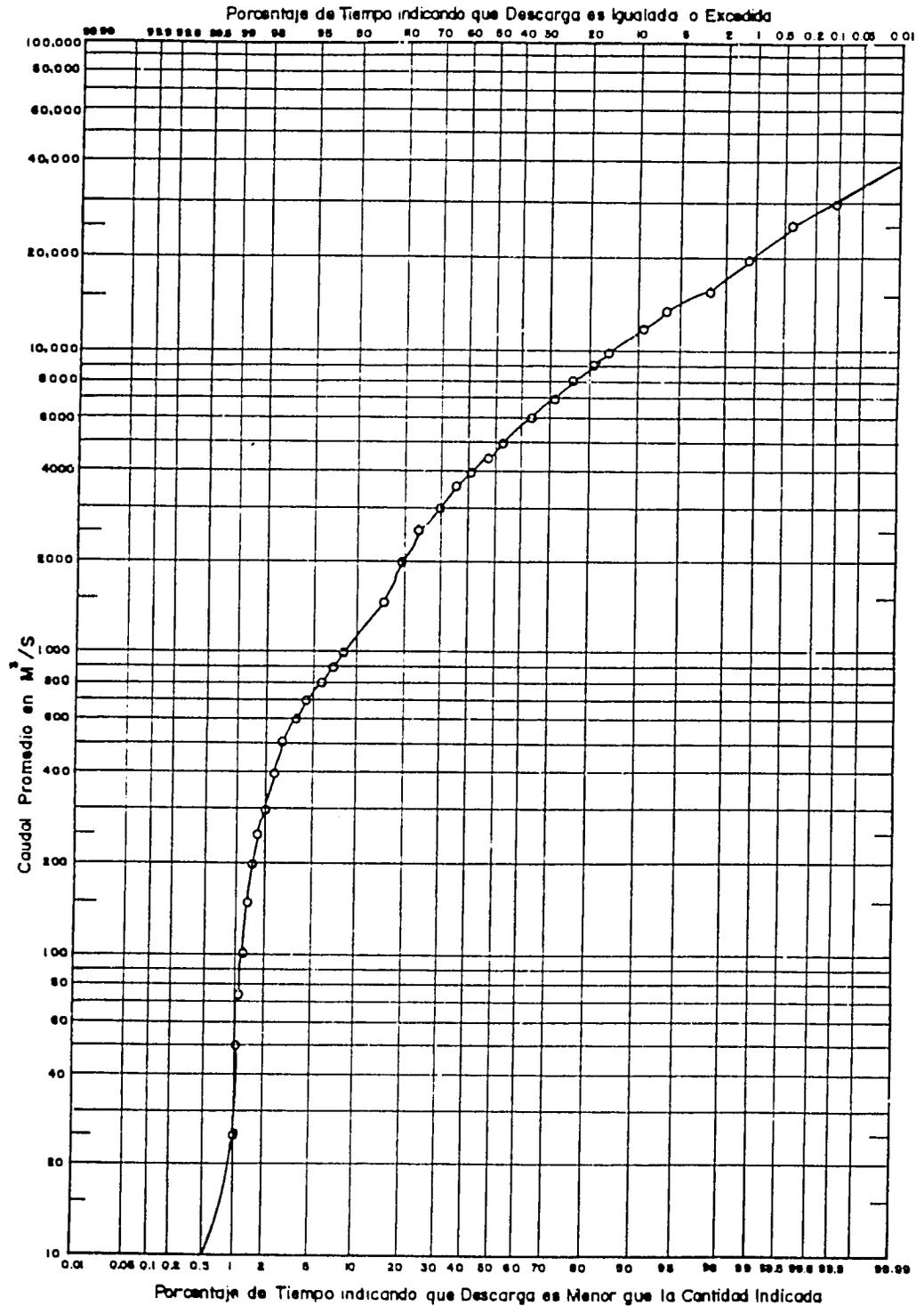


FIGURA 2.1: CURVA DE DURACION DEL CAUDAL (ABRIL 1 - JULIO 15)
RIO SAN JUAN EN BUEE

La carga total de sólido por todo el período es el producto de la sumatoria de los gastos sólidos (Columna 7), por el número de días del período, en este caso 106 días. Es necesario aplicar un factor de corrección para estimar la carga de sedimento del lecho, desconocida debido a la "zona sin muestreo". El método más sencillo y práctico para esta estimación es a través del Cuadro 2.3, que indica porcentajes aproximados que representan la carga de lecho de la carga total.

CUADRO 2.3: CORRECCION PARA LA CARGA DE LECHO.

Concentración de carga suspendida, mg/L	Tipo de Material que forma el lecho del río	Textura del material suspendido	Por ciento de carga de lecho en relación de carga suspendida medida
Menor que 1000	Arena	Semejante al material de lecho	25 - 150
Menor que 1000	Grava, piedra ó arcilla consolidada	Pequeña cantidad de arena	5 - 12
1000 - 7500	Arena	Semejante al material de lecho	10 - 35
1000 - 7500	Grava, piedra ó arcilla consolidada	25% arena ó menos	5 - 12
Mayor que 7500	Arena	Semejante al material de lecho	5 - 15
Mayor que 7500	Grava, piedra ó arcilla consolidada	25% arena ó menos	2 - 8

Como ya se hizo mención, se ha observado contaminación de pesticidas y herbicidas, causada principalmente por las granjas avícolas y polleras y del cultivo de hortalizas. Estas agroquímicas son altamente tóxicos y tienden a amplificar ecológicamente en la cadena de alimentos, de modo que representan un peligro potencial para todo ser vivo que depende de una manera u otra de los recursos de la Cuenca Guacerique. Sin embargo, tanto los diferentes tipos de estos contaminantes presentes en la cuenca como sus concentraciones no ha sido comprobados conclusivamente. Se considera necesario, por lo tanto, implementar un programa de análisis de esta naturaleza cuyos resultados serán utilizados para localizar las fuentes de mayor contaminación y aplicar medidas apropiadas para intentar controlar su continuada entrada al medio ambiente del río.

3.1

Objetivos

- o Determinar la concentración de distintos pesticidas y herbicidas en varios sitios del Río Guacerique a través del tiempo.
- o Determinar las zonas que representan las fuentes de mayor contaminación de éstos químicos dentro de la cuenca, y cuales son las épocas de mayor aportación.
- o Dar lugar a análisis más específicos y concentrados en las zonas de mayor contaminación a fin de controlar la continuación de la misma.

3.2

Procedimientos

Para los análisis, se utilizará el laboratorio de la Asociación Nacional de Exportadores de Carne, ubicado en Tegucigalpa, en vista de que dispone de un Cromatógrafo de Gas. El costo que cobra el laboratorio es Lps. 100.00 por cada muestra. Debido a este alto costo, se monitorearán solamente sitios seleccionados a fin de intentar obtener resultados representativos. Los sitios a utilizar son:

- | | | | |
|---|---------|---|--|
| 1 | Guajire | - | Cabecera del Río Mateo |
| 2 | Mateo | - | Aguas abajo de la siembra de hortalizas en la Cuenca Mateo |

- | | | |
|----|-------------------|---|
| 3 | Guaralalao - | Cabecera del Río Guacerique |
| 4 | Hacienda - | Aguas abajo del desarrollo agrícola en la Cuenca Guacerique. |
| 6 | Nueva Aldea- | Aguas abajo de la confluencia de los Ríos Mateo y Guacerique. |
| 9 | Estación - | Aguas abajo de las instalaciones avícolas y siembras adicionales de hortalizas. |
| 11 | Embalse, en Medio | Concentración entrando al embalse. |

La frecuencia de los muestreos en esos sitios será tres veces al año como ser:

- o una vez al principio de la época lluviosa (15 mayo- 1 junio)
- o una vez a mediados de la época lluviosa (septiembre)
- o una vez a mediados de la época seca (febrero)

Además, con la finalidad de monitorear cambios en los niveles observados de las pesticidas/herbicidas, se recolectará y analizará una muestra cada mes en el sitio del embalse (No. 11), el sitio que efectivamente cubre toda la Cuenca.

Al final del primer año de monitoreo, se revisarán los resultados de estas 30 muestras para determinar los ajustes necesarios para localizar más exactamente las fuentes de contaminación.

ESTUDIO DE PRODUCTIVIDAD EN LOS LAURELES

La productividad primaria o básica de un sistema ecológico se define como la velocidad a que es almacenada la energía por la actividad fotosintética o quimiosintética de organismos productores, (siendo esta última generalmente ignorada) en forma de sustancias orgánicas susceptibles de ser utilizadas como material alimenticio.

Es importante distinguir cuatro (4) pasos en la producción, los cuales se describen a continuación:

- o La productividad primaria bruta es la velocidad total de la fotosíntesis, incluida la materia orgánica utilizada en la respiración durante el período de medición. Esto se designa como fotosíntesis total o "asimilación total".
- o Productividad primaria neta (PND) es la velocidad de almacenamiento de materia orgánica en los tejidos vegetales en exceso con respecto a la utilización respiratoria por parte de las plantas durante el período de medición. Esta se designa como "fotosíntesis aparente o asimilación neta". En la práctica la cantidad de la respiración se añade por lo regular a las mediciones de la fotosíntesis "aparente" con el objeto de poseer estimaciones de la producción bruta.
- o La productividad neta de la comunidad es la proporción de almacenamiento de materia orgánica no utilizada por los heterótrofos (esto es, la PPN menos el consumo heterótrófico) durante el período considerado, que suele ser la estación de desarrollo o un año. Finalmente, las proporciones de almacenamiento de energía a los niveles de los consumidores se designa como productividad secundaria.
- o toda vez que los consumidores solamente utilicen materiales alimenticios ya producidos con pérdidas respiratorias apropiadas, y convierte en diversos tejidos mediante un proceso conjunto, la productividad secundaria no debe dividirse en cantidades "brutas y netas". La corriente total de energía a los niveles heterótróficos que es similar a la producción bruta de autótrofos debería designarse como "asimilación" y no como producción.

En todas estas definiciones el término productividad y la expresión velocidad o intensidad de producción pueden utilizarse indistintamente. Inclusive cuando el término "producción" se emplea para designar la cantidad de materia

orgánica acumulada, se supone siempre un elemento de tiempo, como por ejemplo, un año cuando se habla de la producción agrícola de una cosecha.

4.1

Explicación

La palabra clave de la definición anterior es la de "velocidad". Esto es, el elemento temporal que hay que tener en cuenta, o la cantidad de energía fijada en un tiempo dado. Así pues, la productividad biológica difiere del "rendimiento" en el sentido químico o industrial. En este último caso, la reacción termina con la producción de una cantidad determinada de material. En las comunidades biológicas en cambio, el proceso es continuo en el tiempo, de modo que resulta necesario designar una unidad de tiempo; por ejemplo, la cantidad de alimento elaborada diaria o anualmente. En términos más generales la productividad de un ecosistema designa su "riqueza".

Aunque una comunidad rica o productiva podrá tener acaso una mayor cantidad de organismos que una comunidad menos productiva, esto no siempre es así. La biomasa permanente en cualquier momento no debe confundirse con la productividad.

Por regla general no se puede averiguar la productividad primaria de un sistema o la de un componente de población contando y pesando (censando) los organismos que se encuentran presentes en un momento dado, ya que de todos modos podrán obtenerse buenas apreciaciones de la PPN de los datos relativos a la masa permanente en situaciones en que los organismos son grandes y los materiales vivos se acumulan durante cierto tiempo sin ser utilizados. Sin embargo, cabe mencionar que es aconsejable elaborar estudios conjuntos de productividad y de censo con el objeto de establecer correlaciones entre ambos parámetros y observar de esta forma la influencia de uno con respecto al otro.

4.2

Objetivos

- o Establecer la productividad primaria neta media del Embalse Los Laureles.
- o Reconocer la zona eufótica del reservorio.
- o Determinar la estabilidad y sanidad que posee el embalse.
- o Utilizar los resultados de esta investigación como indicadores para la prevención de una eutroficación.
- o Elaborar modelos matemáticos de la productividad en función de la biomasa existente u otro factor que posea influencia sobre ésta.

4.3

Materiales

- o 20 botellas de 500 cc cada una (10 botellas claras y 10 oscuras)
- o 30 metros de madera de 1/2 x 3 pulgadas.
- o 100 metros de cuerda
- o 10 pesas para poder anclar estaciones
- o 1 libra de clavos de una y media pulgadas
- o los incisos (2) y (5) pueden reemplazarse por 10 flotadores; de no hacerse así, deberán conseguirse 30 de los mismos para poder elaborar el primer tipo de estaciones
- o equipo digital o winkler para medir oxígeno disuelto
- o botella de Nansen para la toma de muestra

Con los materiales arriba descritos pueden elaborarse 2 tipos de estaciones, las cuales se elegirán según opinión técnica del investigador. Las mismas están representadas en las Figuras 4.1 y 4.2.

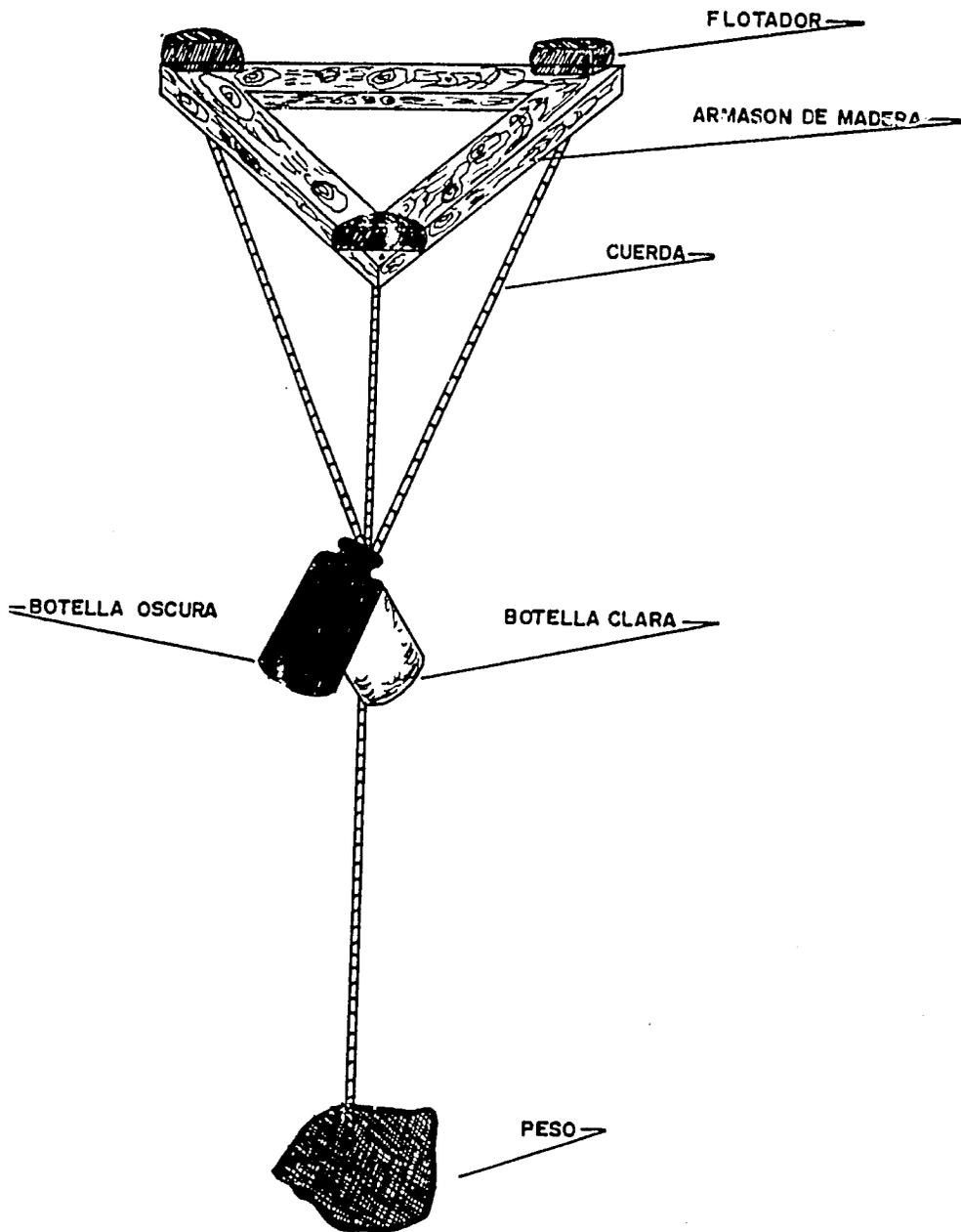
4.4

Métodos

Existen varias técnicas para determinar la productividad, aunque éstas se han basado en mediciones indirectas, como por ejemplo, la cantidad de sustancia producida, la cantidad de materia prima utilizada o la cantidad de producto secundario liberado. Sin embargo, de acuerdo a las limitaciones que se presentaron para el desarrollo del estudio se pensó en utilizar el método del oxígeno, pero se considera aconsejable mencionar otras metodologías con alguna de sus limitaciones.

El método del carbón radiactivo (C^{14}) es el más sensitivo y se aconseja en aquellas comunidades donde existen bajos rangos de productividad. Originalmente fue desarrollado para la producción de fitoplancton y puede ser fácilmente adaptado para medir la producción del perifiton. Los resultados de este análisis son considerados como la producción primaria "neta". El método de oxígeno es aconsejable para las mediciones de productividad en fitoplancton, perifiton y macrofitas (con ciertas limitaciones). Los datos que se recojan de este método pueden ser utilizados para calcular igualmente la producción primaria bruta.

La sensibilidad del método del dióxido de carbono (CO_2) varía de acuerdo a la amortiguación que posee el agua en un lugar determinado. En aguas alcalinas muy amortiguadas, se necesitarán altos niveles de producción para ocasionar un cambio en el pH. Consecuentemente este método



IG. 4.1 : ESTACION DE PRIMER TIPO EN DONDE SE UTILIZA MADERA

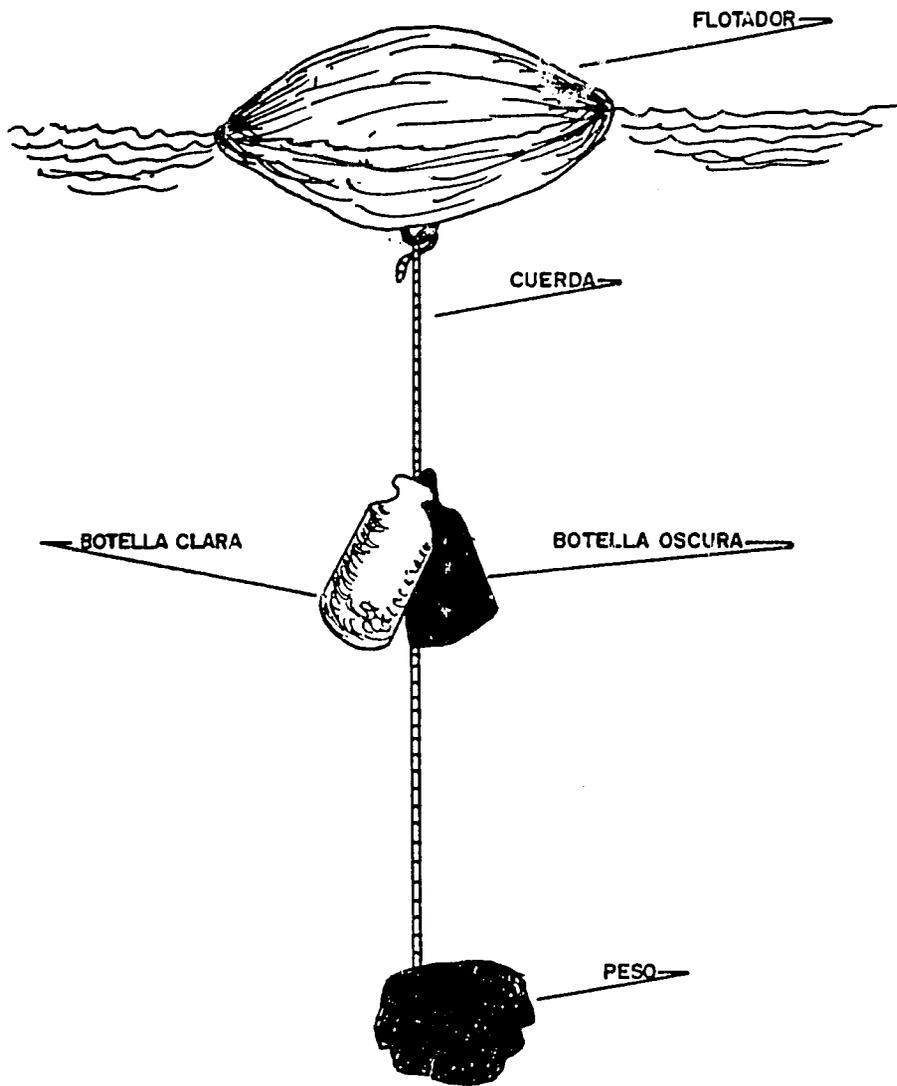


FIG. 4.2 : ÉSTACION Nº 2 SIN UTILIZAR MADERA

es raramente empleado. El método de cambio de biomasa es el más comúnmente utilizado para medir producción en macrofita y da como resultado la producción "neta", aunque no da una descripción para aquellos tejidos que se pierden entre mediciones.

Las muestras para el registro de la producción primaria "neta" o "bruta" deben ser tomadas dentro de los límites de la zona fótica durante todo el año en zonas tropicales y subtropicales. En este caso se hará únicamente una medición por mes debido a limitaciones que ya son conocidas.

4.5

Medición de Oxígeno

El método de medición de la producción de oxígeno se hace utilizando botellas claras y oscuras, el cual se describirá más adelante. La suma de oxígeno producido en la botella clara y del oxígeno gastado en la botella oscura constituye la producción de oxígeno y proporciona así una cifra aproximada de la producción primaria con una conversión apropiada en calorías (ver Cuadro 4.1). Si la respiración ya sea de las plantas o las bacterias difieren de la luz y en la oscuridad, se introduciría una fuente de error, puesto que se supone que aquella es igual en ambas botellas (clara y opaca) respectivamente.

Cuadro 4.1:

COEFICIENTES CALORICOS EN LA RESPIRACION Y LA FOTOSINTESIS

Porcentaje de hidratos de C en la materia seca respirada o sintetizada	Oxígeno Kcal/litro*	Bioxido de C Kcal/litro
100	5.0	5.0
66	4.9	5.5
33	4.8	6.0
0 (sólo grasa)	4.7	6.7

* Kcal (Kilogramocaloría) es la cantidad de calor necesario para aumentar un kilo (o un litro) de agua en 1°C a 15°C.

El oxígeno disuelto suele medirse por titulación por el método de Winkler o bien electrónicamente por uno de los diversos tipos de electrodos de oxígeno y está limitado a un ciclo de 24 horas o menos. La combinación de las botellas claras y oscuras mide la producción neta de la comunidad, de cualquier parte de ésta que se encuentre en ella. Por supuesto este método no mide el metabolismo de los organismos que se encuentran en el fondo. Por otra parte, los efectos de encerrar la comunidad en una botella no se han delimitado claramente. El empleo de grandes esferas de plástico, en lugar de pequeñas botellas de vidrio reduce la razón interior del volumen a la superficie y se supone que reduce el efecto del desarrollo bacteriano en esta última.

4.6

Procedimiento

Se utilizan un par de botellas, una clara y otra completamente oscura. Luego se sacan muestras de diferentes profundidades siempre y cuando éstas estén dentro de la zona fótica debido a que es en ésta en donde se lleva a cabo la productividad por fotosíntesis. Otras muestras de agua se "fijan" con reactivos, de modo que pueda averiguarse la concentración original del oxígeno en cada profundidad. Luego el juego de botellas oscura y clara apareadas se suspenden en el estanque de modo que las muestras estén a la misma profundidad de las que fueron extraídas. Al final de un período de 24 horas, se saca la pareja de botellas, se averigua la concentración de oxígeno en cada muestra y se compara con la concentración inicial. La disminución de oxígeno en la botella oscura indica la cantidad de respiración de productores y consumidores en el agua, en tanto que el cambio de oxígeno en la botella clara es el resultado neto del oxígeno consumido por la respiración y producido por fotosíntesis, si lo hay.

Sumando juntas la respiración y la producción neta, o sustrayendo la concentración final de oxígeno en la botella oscura de la concentración en la botella clara (a condición de que las dos tuvieran la misma concentración de oxígeno al empezar), se obtiene una apreciación de la fotosíntesis total o bruta (producción de alimento) durante el período de 24 horas, puesto que el oxígeno liberado es proporcional a la materia producida.

Los datos hipotéticos que se encuentran en el Cuadro 4.2 ilustran la clase de resultados que cabría esperar obtener con un experimento de botella clara y oscura en un estanque fértil de poca profundidad y en un día cálido asoleado. En este caso, la fotosíntesis supera la respiración en los dos primeros metros y la compensa en el tercer metro (cambio cero en la botella clara); por debajo de los 3 metros la intensidad de la luz es demasiado baja para la fotosíntesis, de modo que sólo se da respiración.

Cuadro 4.2

METABOLISMO DIARIO DE UNA COMUNIDAD EN LA COLUMNA DE AGUA DE UN ESTANQUE SEGUN RESULTA DE LOS CAMBIOS MEDIOS DE OXIGENO A PROFUNDIDADES SUCESIVAS.

Profundidad	Cambio de O_2 (g/m^3)			
	Botella clara	Botella oscura	Producción bruta (g de O_2/m^3)	Respiración de la comunidad (g de O_2/m^3)
m^3 superior	+3	-1	4	1
Segundo m^3	+2	-1	3	1
Tercer m^3	0	-1	1	1
m^3 del fondo	-3	-3	0	3
Metabolismo total de la columna de agua (g de $O_2/m^2/día$)	-	-	8	6

22

El punto en donde las plantas están exactamente en condición de equilibrar la producción y la utilidad de alimento se llama nivel de compensación y señala un límite funcional conveniente entre el Estrato Autrófico (zona eufótica) y Estrato Heterotrófico.

Una producción de 8 g de O_2/m^2 y exceso de producción con respecto a la respiración indicaría un estado sano del ecosistema.

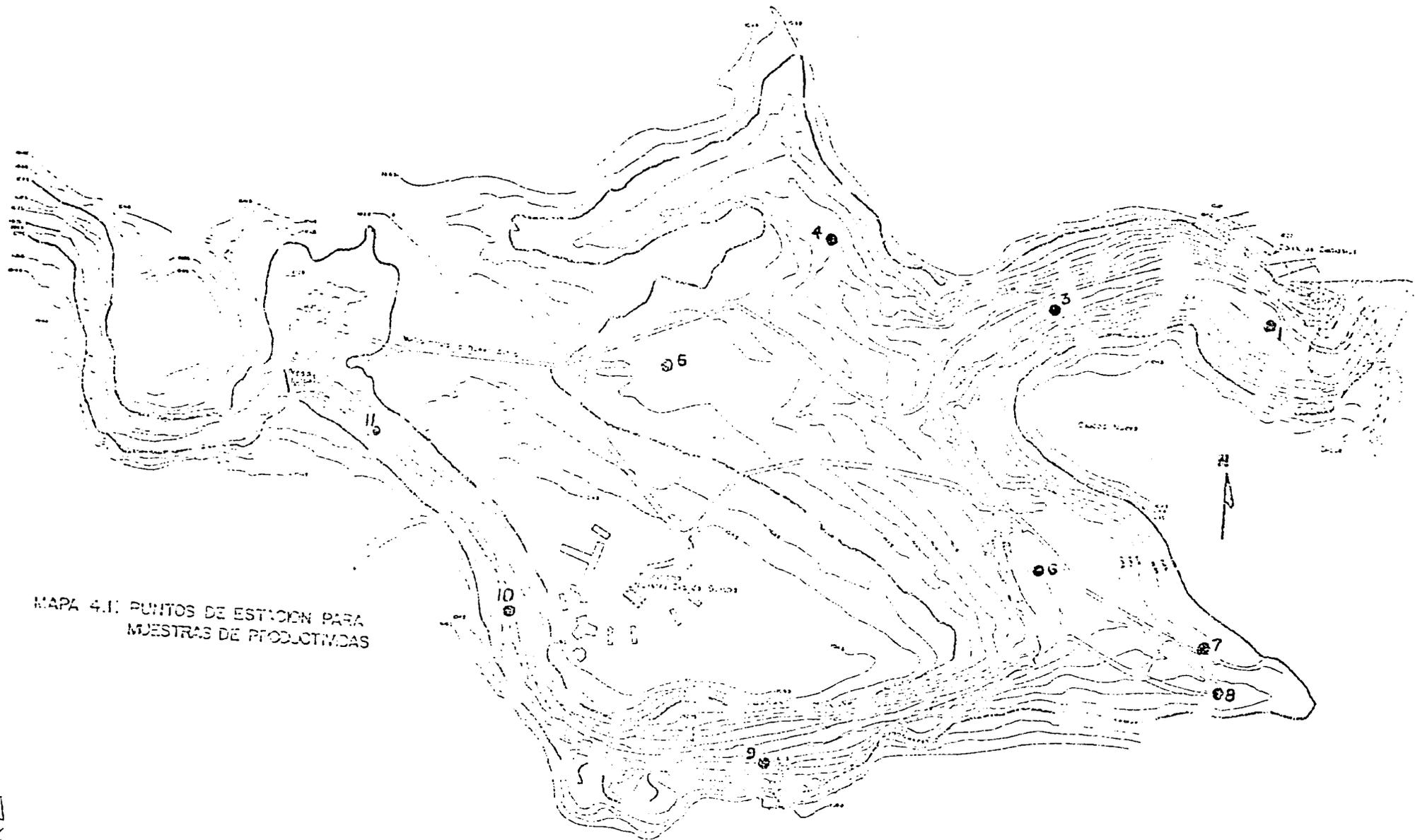
Si el estanque hipotético se viera contaminado con materia orgánica, el consumo de O_2 (la respiración) rebasaría con mucho la producción (fotosíntesis), lo que se traduciría en escasez de oxígeno, y en un estado anaeróbico eventual que acabaría eliminando la biota de ese ecosistema.

4.7

Selección de Estaciones y Recomendaciones

Para determinar los puntos de estación donde se elaborarán los muestreos correspondientes para obtener la productividad se encuentran esquematizados en el Mapa 4.1 de Los Laureles.

Se ha determinado de acuerdo a limitaciones económicas y de otro tipo que este estudio debe elaborarse una vez por mes tratando de hacerlo la última semana de estos.



MAPA 4.1: PUNTOS DE ESTACION PARA MUESTRAS DE PRODUCTIVAS

34

ESTUDIO DE PLANCTON DEL EMBALSE LOS LAURELES

5.

Por José Luis Segovia

El Plancton está constituido por un sin número de microorganismos que juegan un papel importante en la regulación y equilibrio de un ecosistema acuático. Se incluyen como plancton los organismos autótrofos que son capaces de producir energía a partir del proceso fotosintético, los cuales son clasificados como fitoplancton. Por otro lado, existen los zooplancton que no poseen esta capacidad, y más bien dependen básicamente del fitoplancton para suplir su alimentación.

Mediante el estudio de plancton en el programa de monitoreo, se efectuarán correlaciones entre las poblaciones de plancton y los distintos parámetros de calidad de agua a fin de tener otro indicador de la contaminación y eutroficación del agua del embalse.

5.1

Objetivos

- o Identificar la taxonomía del plancton (fito y zooplancton) que se encuentra en el Embalse Los Laureles y sus tributarios.
- o Elaborar estudios de población y correlacionar los resultados con valores de distintos parámetros para determinar su influencia sobre la población.
- o Determinar las especies de plancton que podrían ser utilizados como indicadores biológicos.

5.2

Materiales

Lancha con motor
Botellas de captación (Van Dorn, Nansen) y redes de 100-120 mm
Cámaras de contaje
Filtros de membrana
Microscopio invertido
Claves taxanómicas
Lugol
Formalina al 0.5-2%
Aceita de inmersión
Peróxido de hidrógeno al 30%
Acido sulfúrico concentrado
Dicromato de potasio
Formol 35-40%
Glicenna 4-5%

Métodos de Colección

Se pueden dividir en dos grandes categorías los métodos de colección del plancton; 1) recolectar muestras de agua y luego captar los organismos; y 2) separar in situ los organismos del agua.

El primer método utiliza recipientes de captación para atrapar los organismos muy pequeños presentes en poblaciones densas. Debido a la distribución contagiosa de plancton es necesario hacer un gran número de muestras en varios sitios para después tomar un valor promedio. A continuación se mencionan algunos de los aparatos específicos de este método:

- o Botella de Captación. Ventaja: colecta los organismos más pequeños y no hay pérdidas si se deja sedimentar la muestra y luego se sifonea cuidadosamente el sobrenadante. Desventaja: volumen muy pequeño (4-6 l).
- o Tubo. Se usa cuando no interesa la distribución vertical. Es un tubo de plástico flexible de longitud variable (3-10 m) con mecanismo de cierre en su extremo inferior. Ventaja: permite muestrear toda una capa con un equipo bastante modesto. Desventaja: poco efectivo para atrapar a los buenos nadadores.

El segundo método de colección que se aplica cuando el tamaño del plancton es mayor y la densidad poblacional es relativamente baja, utiliza instrumentos de arrastre equipados con una red de filtración. Entre los aparatos que aplican este método se incluyen los siguientes:

- o Trampas de plancton. Especialmente diseñadas para zooplancton. Caja de metal de 10 o más litros de capacidad con el tope y el fondo corredizos. Se baja la caja a la profundidad deseada con los dos lados móviles abiertos y luego se cierran por un mensajero. En la pared inferior está fijada una red a través de la cual se filtra el agua cuando el aparato es sacado de ella. Ventaja: mayor tamaño. Desventaja: huída de los animales más grandes.
- o Redes verticales. Históricamente fue el primer método usado. Método popular y muy simple. Se baja la red a una cierta profundidad y luego se sube a velocidad corriente hasta la superficie. El volumen filtrado se calcula:

$$V = \pi r^2 d \quad \text{donde: } V = \text{Volúmen de agua filtrada}$$

r = radio de la boca de la red
d = longitud del paso de la red a través del agua

De hecho, el volúmen filtrado es menor (resistencia de la red) por lo cual es necesario calcular la eficiencia de filtración comparando con muestras tomadas por el método absoluto (red de Clarke-Bumpus). Se usa normalmente para muestras verticales. Una variante es la red de cierre para distribución vertical del zooplancton.

- o Red de Clarke-Bumpus. Muy eficiente, especialmente en lagos grandes con poblaciones pequeñas, aunque con precauciones también en lagos productivos. Consiste en: tubo de metal (25 cm Ø) que continúa en una red de plancton. En el interior del tubo hay una propela con cuentarevoluciones. Luego de calibrado, una revolución es igual a cierto volúmen de agua que pasa a través de la propela. En la parte frontal del tubo hay una cerradura activada por un mensajero. Esto permite meter la red cerrada en el agua y abrirla luego a la profundidad deseada, filtrar agua por un tiempo a distancia apropiadas y cerrar nuevamente. Se usan para 20-30 m de profundidad máxima. Ventajas: permite la obtención de un gran volumen de agua (50, 100 a más litros); se puede coleccionar todo un estrato desplazando la manguera a velocidad uniforme. Desventaja: no puede ser usada para muestras puntuales.

5.4

Generalidades sobre el Fitoplancton

El fitoplancton consiste en una variedad de pequeñas plantas que no poseen medios de locomoción o los poseen limitadamente, de modo que su distribución depende de los movimientos del agua. Ciertas algas planctónicas se mueven por medio de flagelos. El fitoplancton se encuentra restringido a las aguas lénticas y a los ríos de velocidad de corriente moderada.

Muchos flagelados se clasifican como Protozoa en base a sus características reproductivas y morfológicas. Sin embargo, por ser la fotosíntesis autotrófica su principal vía de nutrición y síntesis de materia orgánica, se les incluye entre las algas verdaderas de fitoplancton. Una característica primordial de los diferentes grupos de algas es la distribución de los pigmentos fotosintéticos: las clorofilas, carotenoides y biliproteínas.

La clorofila "a" es el principal pigmento fotosintético y está presente en todas las algas y organismos fotosintéticos. La clorofila "b" solamente se encuentra en las algas verdes y euglonofitas.

- o Cynaophyta. También se les denomina Myxophyceae y Cyanobacteria (entre otros nombres). Es el único grupo de algas que al igual que las bacterias, es procarota. Las células procarióticas son células no diferenciadas que carecen de mitocondrias, cloroplastos y membranas internas.

El protoplasma contiene varios pigmentos fotosintéticos (ficocianina, clorofila, xantofila y ficoeritrina) y diversos tipos de gránulos producto del metabolismo, que se hacen más grandes o más pequeños con el tiempo. No existe un núcleo organizado.

Las paredes de las células y tricomas son membranas de material protoplásmico y por lo tanto no son homólogas a las paredes celulósicas de otras plantas verdes. La reproducción se efectúa por división celular y por la formación y germinación de las esporas.

Las algas verdi-azules son en su mayoría filamentosas pero hay también muchas que son unicelulares y usualmente se reúnen en grandes colonias. Todas están incluidas en varias gelatinosas (tanto los individuos como las colonias) de forma irregular y tamaño variable.

Todas las algas verdi-azules filamentosas (excepto las Oscillatoriaceae) sufren una diferenciación de sus células vegetativas en heterocistos, los cuales se han relacionado con la fijación del N atmosférico. Esas células vegetativas desarrollan una cubierta gruesa sobre la pared celular, excepto en sus polos, por los cuales el heterocisto se conecta a las células vegetativas adyacentes por un poro. A través de ese poro se efectúa el intercambio de productos metabólicos. Aún cuando la reproducción vegetativa por fragmentación de los tricomas es común, algunas células sufren una cierta diferenciación y actúan en la reproducción y latencia. Son esporas o acinatos de pared celular engrosada y de mayor tamaño que germinan formando un tricoma cuando las condiciones son favorables.

La mayoría de las especies de algas verdi-azules parecen ser capaces de sobrevivir a la desecación durante largos períodos y frecuentemente son diseminados en el polvo llevado por el viento, así como por el agua, animales, etc.

- o Chlorophyta. Es un grupo muy grande y diverso de plancton. El grupo es casi exclusivamente dulceacuícola. La mayoría de las algas verdes planctónicas pertenece a los órdenes Volvocales y Chlorococcales. La mayoría tiene reproducción asexual por división vegetativa. Con frecuencia, la división celular ocurre durante la noche. En especies coloniales, la división celular conduce a un aumento en el tamaño de la colonia. Las nuevas colonias se forman sólo por fragmentación de la colonia. Las especies filamentosas se reproducen frecuentemente por fragmentación a través de las células más débiles del filamento. También es frecuente la formación de zoosporas vegetativas dentro de la célula. Cuando son liberadas, las zoosporas flageladas se mueven activamente hasta que pierden su flagelo y entran en estado de reposo como esporas. También hay reproducción sexual en las algas verdes.
- o Bacillarioohyceae (Diatomeas). Son un grupo de algas unicelulares o coloniales cuyas dimensiones están comprendidas entre las 2 y 700 μm y se distinguen por la presencia de una pared celular rígida, de pectina impregnada de sílice, denominada frústula. Cada frústula consiste de dos valvas o tecas que encajan una en la otra como una caja con su tapa.

Son de forma muy variada: discos, triángulos, vértices, baciliformes, aciculares, etc. Las valvas poseen ornamentaciones muy finas. En algunos grupos la teca está recorrida por un surco o rafe, que presenta un abultamiento en la parte central y en cada extremo, llamados nódulo central y nódulos terminales. El citoplasma contiene 2 o más cromatóforos pardos, que además de clorofila llevan carotenoides (fucoxantina, diatemoxantina).

Su reproducción es por multiplicación vegetativa por división celular. Cada una de las células hijas conservará una de las valvas de la frústula de la madre y secretará una nueva valva, de menor tamaño, con lo que la talla de la frústulas va disminuyendo en las generaciones sucesivas. Cuando se alcanza la talla mínima puede manifestarse la reproducción sexual con la formación de una célula generalmente grande denominada auxospora. La reproducción sexual es por oogamia. Las diatomeas provistas con rafe son móviles. Taxonómicamente las diatomeas se dividen en 2 grupos: Centrales y Penales.

- o Diatomeas, La presencia de diatomeas le confiere una coloración marrón al agua y si la muestra se expone a la luz intensa del sol las diatomeas pueden verse como manchitas brillantes. Las formas planctónicas pueden recolectarse en la zona de aguas abiertas con ayuda de una red fina. Sin embargo, si se quieren obtener las formas más pequeñas, es recomendable utilizar una botella de captación. Para su estudio sistemático es preciso limpiar la frústula de la diatomea, es decir, destruir su contenido celular. En el proceso también se disgregan las colonias. Por ello se recomienda observar el material vivo al microscopio como paso previo al tratamiento con ácido. Así se pueden anotar detalles sobre la posición de los cloroplastos y otros corpúsculos celulares, se puede también apreciar si la diatomea es móvil, colonial o si se fija por pedúnculos mucilaginosos, etc.

Hay varios métodos para limpiar las frústulas de las diatomeas. Uno de ellos consiste en remojar el material en peróxido de hidrógeno al 30% a temperatura ambiente, durante 24 horas. Se requiere solamente un beaker y el peróxido. La muestra fresca debe concentrarse previamente y eliminar el sobrenadante, antes de agregar el peróxido. Otro método consiste en: concentrar las diatomeas y eliminar todo el sobrenadante posible. Transferir a un vasito, agregar ácido sulfúrico concentrado 1 1/2 veces el volumen de la muestra, dejándolo correr lentamente por la pared del vaso (PRECAUCION: esta operación debe hacerse bajo una campana o al aire libre). La reacción es exotérmica. Se añaden unos pocos cristales de dicromato de potasio (aproximadamente 1/4 del volumen original) y se agita con un agitador de vidrio. Cuando deje de hervir, se agregan 4 ó 5 gotas de peróxido de hidrógeno dejándolo también correr por la pared, lo cual producirá otra reacción violenta.

Repetir la adición de peróxido hasta que no se produzca más la reacción y la muestra haya tomado un color verde oscuro. Si no se torna verde, se debe agregar más ácido y dicromato. Pasar la muestra a un vaso más grande parcialmente lleno con agua destilada y dejar por 4-5 horas o centrifugar. Cuando ya esté sedimentada eliminar cuidadosamente el sobrenadante, llenar de nuevo con agua destilada y agitar. Dejar sedimentar o centrifugar de nuevo. El proceso debe repetirse unas 4 veces.

El material se puede preservar por años cuando se deja bien tapada. Para hacer una lámina permanente se coloca una gota del material ya limpio en el cubreobjeto, se evapora a sequedad y se coloca el cubreobjeto sobre el portaobjeto que contiene el medio de montaje (puede usarse bálsamo de Canadá).

Una preparación rápida puede hacerse (aún con el material sin limpiar) si el material ya seco en el cubreobjeto se incinera pasándolo durante algunos segundos sobre una llama pequeña antes de montarla.

5.5

Fitoplancton: Análisis Cuantitativo

Las muestras para Fitoplancton se toman con la botella de captación. Inmediatamente se pasan a botellas plásticas de 100 ml y se fijan con solución lugol (10 gotas). El lugol fija y colorea las células (yodo + almidón= color azul) y facilita la sedimentación.

Se dejan sedimentar las muestras en la Cámara de Kolkwitz por un número de horas que es 3 veces la longitud de la cámara en cm. Se realiza la identificación y conteo con ayuda del microscopio invertido. Se cuentan 2 bandas, horizontal y vertical, de ancho y largo conocidas (= cm^2). Se conoce toda la superficie de la cámara y el volumen de sedimentación. Así se obtiene el número de organismos por litro.

Los análisis de la composición de especies y la biomasa de las poblaciones algales consume mucho tiempo. Es recomendable, cuando se quiere mayor exactitud, contar réplicas del mismo lugar en vez de hacer un análisis muy detallado de una sola muestra. También se recomienda usar bombas peristálticas (batería o manual) tubos o integradores.

No se recomienda usar redes ni con fines cualitativos ni cuantitativos. Un alto porcentaje de las especies de algas es mucho más pequeño y la mínima abertura de red disponible y además no se puede medir con exactitud el volumen de agua filtrado.

En lo posible, las especies de Fitoplancton debieran examinarse en vida, particularmente las formas flageladas o muy delicadas. Si se quieren preservar por largo tiempo: en solución amortiguadora de formalina 0.5-2.0%, aunque el formaldehído tiende a producir ruptura y deformación de las algas delicadas. El lugol es un mejor preservativo y debe llegarse a una concentración final del 1%. Otro buen preservativo es la solución glutaraldehído en concentración final del 3% neutralizada a pH 7 con NaOH.

Para la evaluación cuantitativa del número y la biomasa de fitoplancton por especie, es mejor contar células, aún cuando esto es casi imposible en el caso de colonias multicelulares. En ese caso se saca un promedio del número de células por colonia. En filamentos se determina el largo promedio.

El número de células con frecuencia no representa la biomasa debido a la considerable variación en el tamaño de las células entre las especies de algas. Esto se supera multiplicando el número de células de una especie por el volumen celular promedio y entonces se suman los volúmenes de todas las especies.

El volumen celular se estima del conocimiento de las dimensiones promedio de las células y la correspondencia con una forma geométrica sólida o combinación de sólidos (esferas, conos, conos truncados, cilindros, etc.) Existen tablas con los volúmenes de varias especies de algas (valores sólo aproximados) porque las dimensiones de las células de una misma especie varían mucho de un lago a otro o de una estación a la otra (zona templada). También hay que tener en cuenta que con la fijación se producen cambios en las dimensiones de las células. Para cuantificar el cambio es necesario comparar con especímenes vivos.

De gran ayuda resulta el dibujar el alga con cámara lúcida, pues se obtiene una imagen exacta y de mayor tamaño.

Existen diferentes cámaras de contaje para Fitoplancton:

- o Cámara de Sedwick-Rafter. Tiene 50 mm de longitud por 20 mm de ancho y 1 mm de profundidad. Cubierta por un cubreobjeto especial, el contenido exacto es de 1 ml (sedimentación de 15 min). Esta cámara no permite el uso de un gran aumento, de modo que no es posible identificar organismos de 15 μm o menos (muy frecuentes en el Fitoplancton). Se usa más para el zooplancton
- o Cámara de Palmer-Maloney. Es circular (17.9 mm \emptyset y 0.4 mm prof.) y dos excavaciones laterales delgadas. La cubierta contiene exactamente 0.1 ml de muestra. Se llena con el cubreobjeto puesto por una de las ranuras laterales. Su mayor ventaja permite el uso de objetivos de 43-45 x. Su mayor desventaja es el pequeño volumen. Como generalmente se usan muestras no concentradas, es necesario

una alta densidad de plancton (no menos de 10 indiv/campo) para obtener datos estadísticamente válidos.

o **Hemocitómetros:** Pueden usarse para contar algas pequeñas.

Otra alternativa es la filtración con filtros de membrana. Ventajas: se pueden usar aumentos grandes y se pueden hacer montajes permanentes. Desventajas: hay que aplicar vacío para poder hacer pasar el agua a través de poros de 0.5 μm , con lo cual se pueden romper o deformar las células delicadas. Procedimiento: muestras fijadas de volumen conocido son filtradas a través de filtro de membrana con ayuda de vacío. En láminas debidamente rotuladas se colocan unas gotas de aceite de inmersión y el filtro (todavía húmedo) se coloca sobre el aceite. El aceite desplaza al agua y el filtro se transparenta en 12-24 horas. Un medio de montaje de buen índice de refracción se aplica y el filtro aclarado se cubre con un cubreobjeto. Luego se enumeran las algas en una superficie conocida (2 bandas transversales) y conocida la superficie total y el volumen de agua filtrado se puede calcular la concentración de algas.

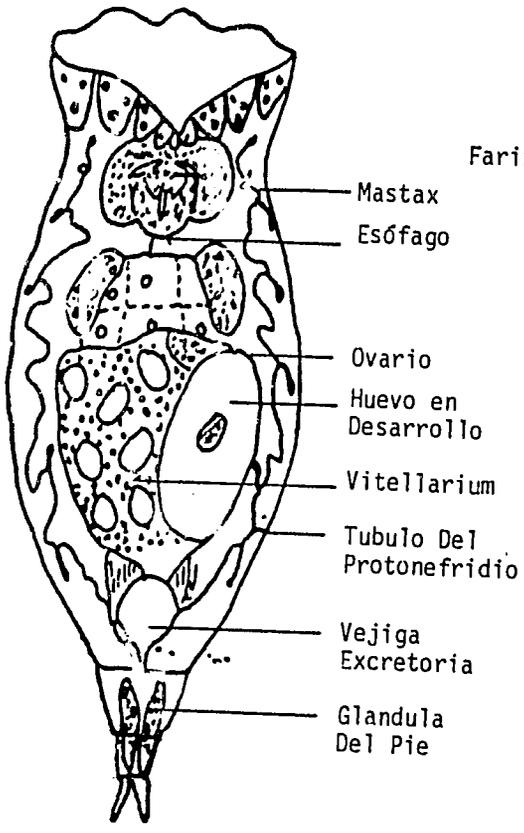
5.6

Generalidades sobre el Zooplancton

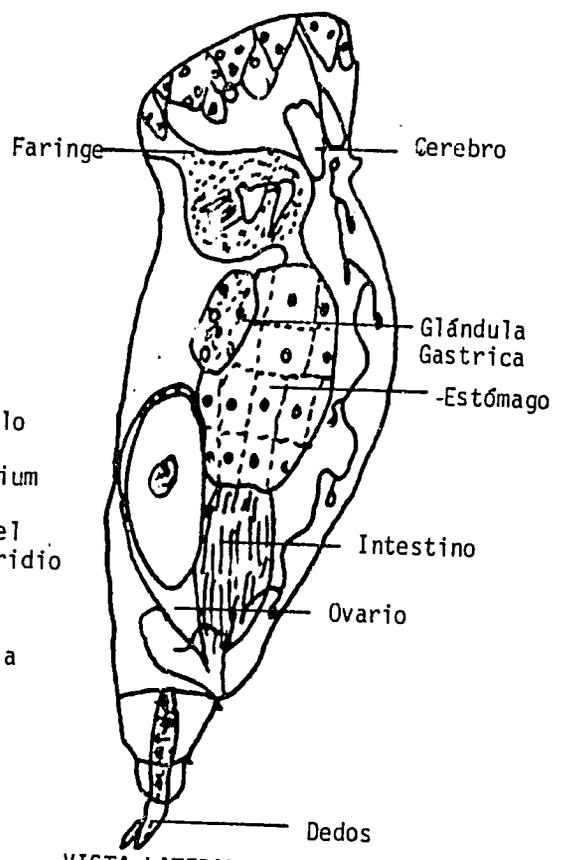
La mayor parte de la información acerca del zooplancton concierne 3 grupos de metazoa: Rotífera, Cladocera y Copepoda.

o **Rotífera.** Los rotíferos constituyen un grupo muy conspicuo del plancton animal en muchos lagos. Se conocen aproximadamente 2000 especies de Rotíferos en aproximadamente 100 géneros. De ellos, sólo unas 100 especies son importantes en el plancton, bien sea por su presencia permanente o por su abundancia de individuos.

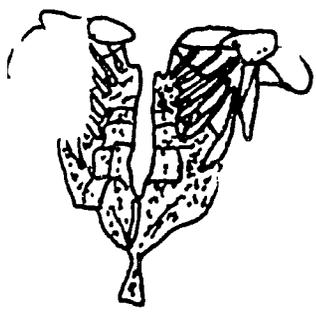
Son pequeños animales pseudocelomados con una corona de cilios en su extremo anterior. En algunos géneros la pared celular es dura y se denomina lóricas; puede poseer espinas y tener surcos y esculturaciones. Algunos de los géneros no loricados pueden poseer cerdas o "paletas", que los defienden de los depredadores y son usados para su locomoción a saltos. Posiblemente la característica más resalante de los Rotíferos es su faringe fuerte y desarrollada para formar un grupo de mandíbulas complejas (trophi). Toda la estructura muscular que contiene los trophi se denomina mastax. En el extremo posterior del cuerpo, puede



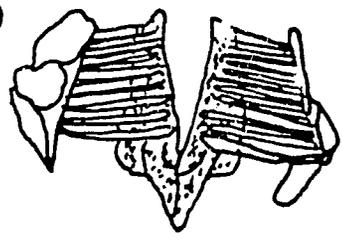
VISTA VENTRAL



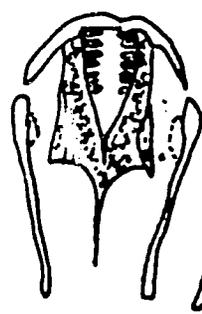
VISTA LATERAL



MALEADO



MALEORAMADO



FORCIPADO



VIRGADO

TIPOS DE TROPHI

Figura 5.1: Rotatoria

haber un apéndice movable y largo denominado pie, el cual a veces posee 2 dedos. El pie está ausente o reducido en muchos géneros planctónicos. La longitud de las especies planctónicas varía de 100 a 1500 micras.

La mayoría se reproduce por partenogénesis (dos huevos se desarrollan sin fertilización dando lugar a hembras). Durante ciertos períodos del año, las hembras de algunas especies pueden producir huevos especiales que dan lugar a machos. Este mismo tipo de huevos, cuando es fertilizado, forma hembras, luego de un período de pausa o dormancia que puede durar unos pocos días o varios meses. Algunas especies son ovíparas.

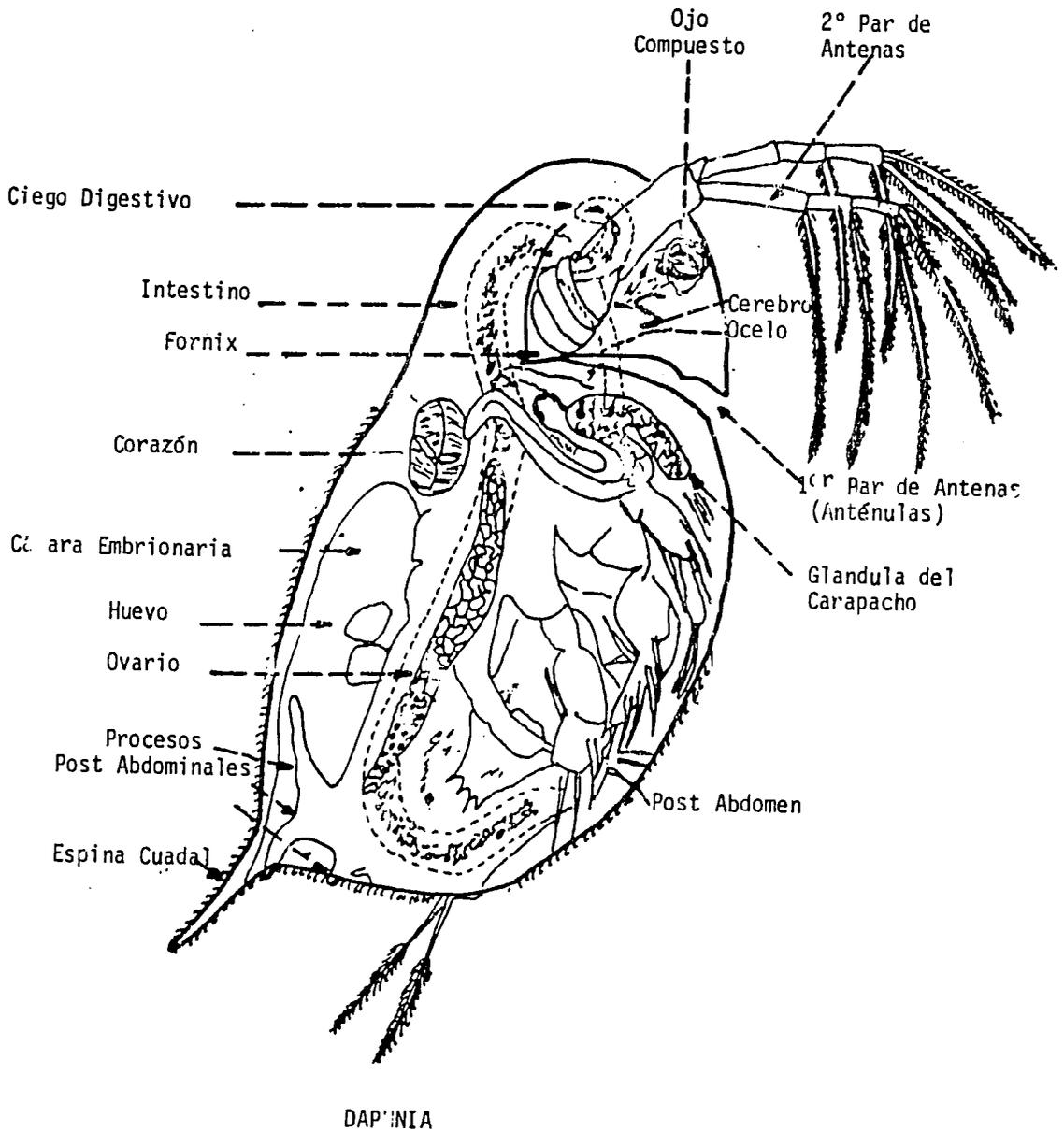
- o. Cladocera. La mayoría mide entre 0.2 y 3 mm. Las formas tropicales son por lo general más pequeñas que las de las zonas templadas. Las regiones torácicas y abdominal están cubiertas por un carapacho frecuentemente esculpado. En muchas especies, el extremo posterior se prolonga en una espina y los bordes ventrales de las valvas poseen setas. La cabeza es una estructura compacta que no se abre ventralmente como las valvas. Posee un ojo compuesto conspicuo formado por varios lentes. Puede haber un ocelo posterior o ventral con respecto al ojo compuesto. Las primeras antenas (anténulas) son pequeñas y se insertan en la parte ventral de la cabeza debajo del rostrum; poseen setas olfatorias. Las segundas antenas son muy largas y se insertan lateralmente, poseen numerosas setas plumosas.

Las piezas bucales se insertan cerca de la unión de la cabeza y el cuerpo tiene 5 ó 6 pares de patas torácicas lobadas en forma de hojas, con numerosas setas y pelos.

En el extremo posterior del cuerpo poseen un post-abdomen, doblado hacia adelante; tiene dos setas abdominales largas, dos uñas terminales y generalmente, series de denticulos laterales o marginales. Durante la mayor parte del año se reproducen por partenogénesis. Los machos sólo aparecen durante períodos críticos y son más pequeños.

Los cladóceros se mueven con la ayuda de movimientos intermitentes de las antenas, los cuales resultan en impulsos o "saltos" o también en movimientos más continuos o inciertos.

Figura 5.2: Cladocera



46

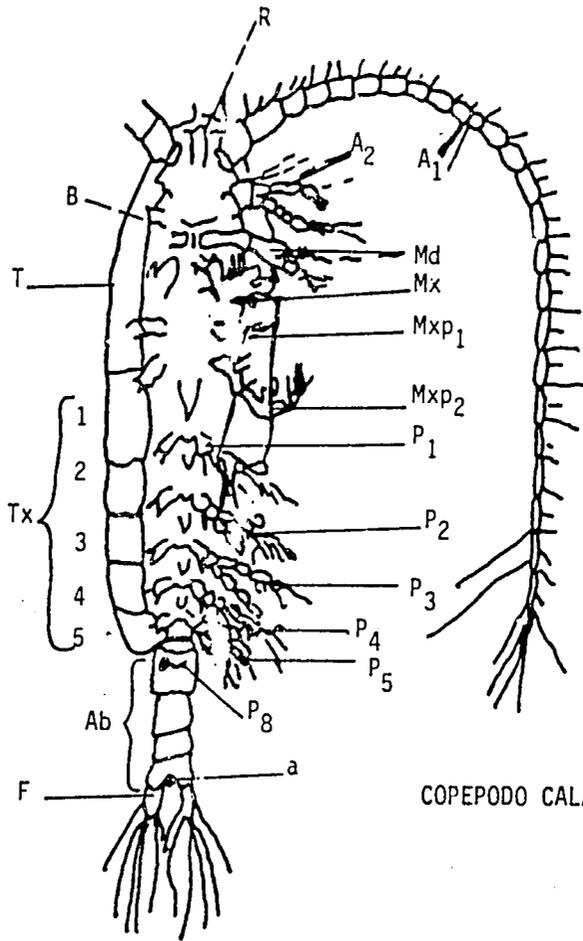
La alimentación se hace por complejos movimientos de las patas torácicas que producen una corriente de agua constante entre las valvas. De esa manera se filtran las partículas suspendidas en el agua, las cuales son colectadas en un surco medio ventral en la base de las patas. El alimento es entonces conducido a las piezas bucales donde las partículas pueden ser molidas por las mandíbulas antes de ser llevadas a la boca. El material no ingerible es removido por las espinas que se encuentran en la base de las primeras patas y luego es expulsado por el postabdomen.

- o Copepoda. Su tamaño varía de 0.3 a 3 mm de longitud. Son más homogéneos en su estructura general que los cladóceros y su identificación se basa en detalles anatómicos de sus apéndices. Algunos (Arguloidea) son parásitos y poseen una morfología muy modificada.

Los de vida libre poseen un cuerpo claramente segmentado, alargado, cilíndrico, dividido en cabeza, tórax y abdomen. La región torácica está formada por 7 segmentos, pero el 1° y el 2° se encuentran unidos a la cabeza para formar el cefalotórax, el cual está cubierto por un caparazón. A veces el 4° y 5° o el 5° y 6° segmento torácico se encuentran fusionados. El abdomen tiene 3 a 5 segmentos. El último torácico (genital) y el 1° abdominal están unidos. Los segmentos son rígidos pero tienen movimiento a través de uniones anulares cortas y flexibles. Por conveniencia, el cuerpo se divide en metasoma y urosoma. Ambos están separados por una articulación particularmente flexible. El urosoma incluye todos los segmentos abdominales, el genital y a veces el 6° segmento torácico.

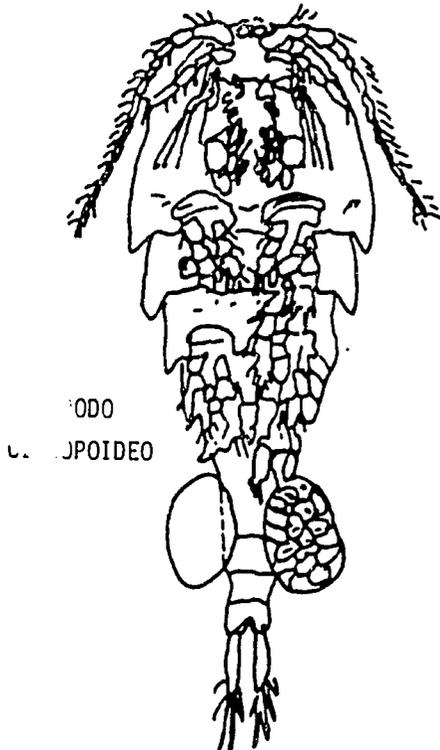
La cabeza posee 5 pares de apéndices: primeras antenas, segundas antenas, mandíbulas, primeras maxilas y segundas maxilas. El primer segmento torácico (fusionado a la cabeza) lleva un par de maxilípedos y cada uno de los 5 segmentos torácicos que siguen posee un par de patas natatorias. No hay apéndices abdominales. El 5° par de patas torácicas es reducido o vestigial en ambos sexos en Cyclopoida y Harpacticoida, pero en los Calanoida están bien desarrolladas y son simétricas en la hembra y asimétricas y modificadas en el macho. Los Calanoida se alimentan generalmente por filtración (fitoplancton). Las segundas antenas producen una corriente la cual pasa y es filtrada

Figura 5.3:
COPEPODA

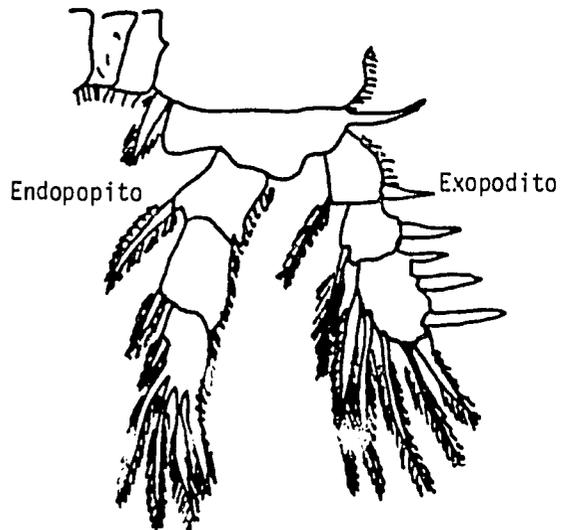


- A: Rostrum
- B: Boca
- Tx: Torax
- Ab: Abdomen
- F: Furca
- A₁: Anténula
- A₂: Antena
- Md: Mandíbula
- Mx: Maxila
- Mxp: Maxilípedo
- P₍₁₋₅₎: Patas torácicas
- P₈: Foro Genital
- a : Segmento Anal

COPEPODO CALANOIDEO

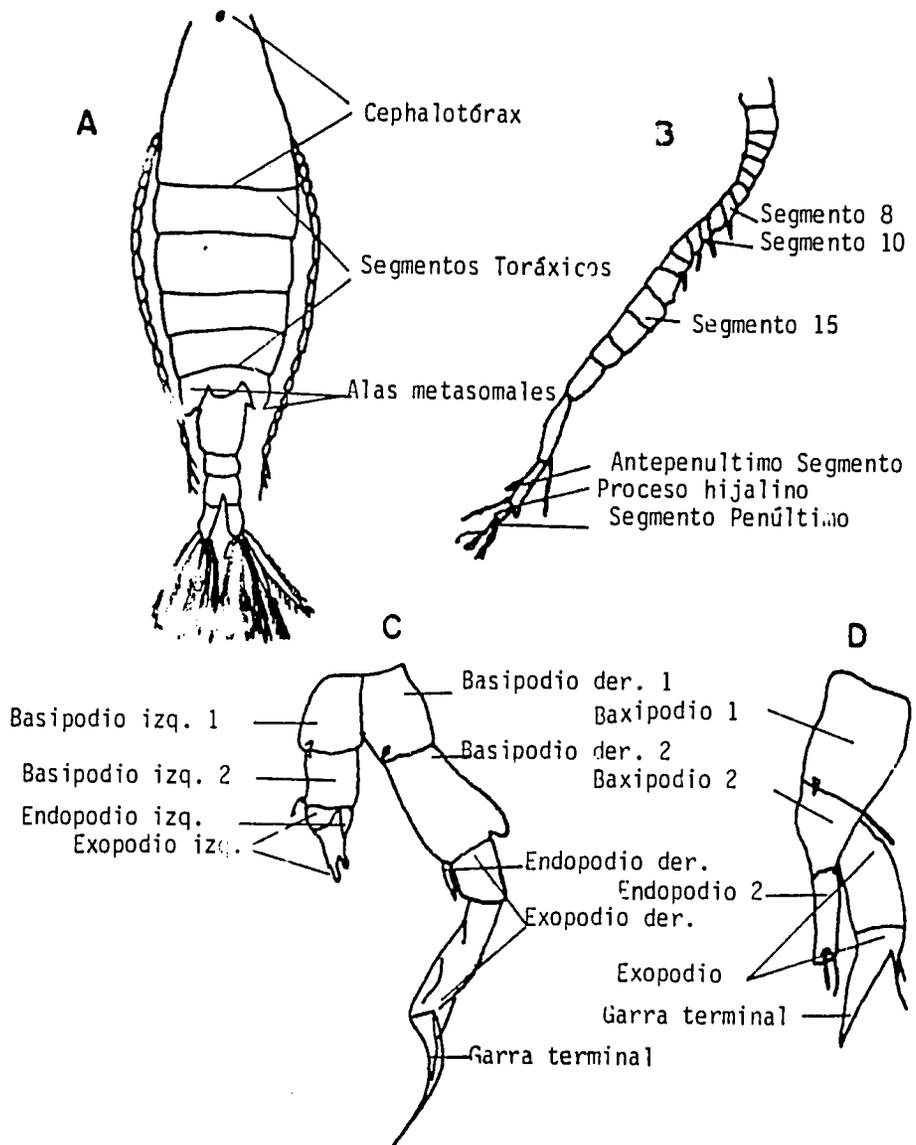


COPEPODO
CYCLOPOIDEO



Pata Natatoria Típica
(2ª Derecha, de Cyclops)

Figura 5.4: Características Diagnósticas de Copepoda



por las piezas bucales, especialmente las maxilas. Los Cyclopoida tienen sus piezas bucales modificadas para agarrar y morder. Se alimentan de animales y plantas unicelulares y pequeños metazoarios. Los Calanoida tienen una locomoción constante, suave y relativamente lenta, producida por los movimientos de alimentación de las piezas bucales y las segundas antenas. A intervalos "saltan" ayudados por rápidos movimientos hacia atrás de las patas. Los Cyclopoida se mueven por golpes frecuentes de sus patas. Los copépodos de agua dulce son bisexuales. El macho pega su espermatóforo a la hembra. Los huevos son llevados por ella en una bolsa membranosa hasta que eclosionan. La larva que sale del huevo es el estadio 1 de nauplio y posee sólo los 3 pares de apéndices anteriores. Hay después 2 mudas, en cada una de ellas hay un aumento de tamaño y desarrollo de los apéndices. Son pues 12 estadios de vida libre después del huevo, el último de los cuales es el adulto.

5.7

Zooplancton: Análisis Cuantitativo

Son formas móviles, por lo cual su distribución tanto vertical como horizontal puede ser muy variable. También las especies tienen diferentes preferencias de hábitat lo cual acentúa la heterogeneidad espacial y temporal. El zooplancton es principalmente herbívoro, aún cuando también existen importantes depredadores en los ecosistemas acuáticos. Por tanto, para un buen conocimiento del metabolismo del lago es necesario evaluar la biomasa y la función del zooplancton en el ecosistema.

Colección cuantitativa es, al igual que el fitoplancton, muy difícil debido a que sólo se puede obtener una muy pequeña submuestra de una población que es móvil, de tamaños diferentes y distribuidas por manchas.

Si el zooplancton no está distribuido uniformemente, muestras discretas pueden fácilmente sub o sobreestimar el verdadero tamaño poblacional. Los errores asociados con la enumeración pueden ser categorizados en 2 tipos:

- o Errores asociados con el conteo de los individuos en una muestra
- o Errores en la obtención de una muestra representativa de la población

Técnica para el Estudio de Los Copepodas

- o Recolección. Si un limnólogo quiere conocer la composición de las especies de copépodos en un cuerpo de agua, es suficiente que disponga de una red de plancton con abertura de 100-200 μm . Para capturar los estadios larvales la abertura de malla debe ser de 100-120 μm . Pero si el objetivo de la investigación es conocer la composición cuantitativa de la población, el desarrollo de los organismos, su distribución y las variaciones anuales de las comunidades pelágicas de un lago, se requiere de una red de cierre tipo Nansen, de una red de Bumpus-Clark o de una bomba. Cada uno de estos utensilios tiene sus ventajas y desventajas.

- o Estudio de animales vivos. El color natural, los movimientos, ingestión de alimentos y ciertos aspectos de comportamiento se estudian en animales vivos. La forma del receptaculum seminis, de gran importancia en la sistemática de los Cyclopoida, se puede estudiar mejor en los animales vivos.

- o Fijación y Preservación. La morfología se estudia en los animales muertos. Para fijar las muestras se utiliza Formol 35-40% (se le agregan + 5 ml de Formol a 100 ml de muestra). En esta solución se pueden guardar los animales durante años, agregándole Glicerina (4-5%) para evitar la pérdida de los animales durante años, agregándole Glicerina (4-5%) para evitar la pérdida de los animales en el caso que se seque la muestra por accidente. Pequeñas cantidades de estas muestras con glicerina se dejan secar lentamente al aire libre. Así la glicerina se va concentrando y los animales se van deshidratando lentamente. Luego se le agrega alcohol 80% con un poco de glicerina. La ventaja de guardarlos en esta solución es que los animales ya están deshidratados y se les puede colocar directamente en una gota de glicerina sobre un portaobjeto con el fin de diseccionarlos. La disección de un copépodo en agua es difícil, primero porque el animal resbala y segundo porque la gota de agua se puede secar.

- o Estudio de los animales preservados. Primero se mide el animal y se dibujan las partes que se distinguen solamente en el animal entero. Para ésto se pone un cubreobjeto con "pies" de plastilina o pedacitos de vidrio en las esquinas para no aplastar el animal. Con un poco de práctica se logra poner el copépodo en la posición deseada sin destruirlo, moviendo cuidadosamente el cubreobjeto con una aguja.

En los Calanoida se dibuja primero el Rostrum. Después se dibujan la parte final del torax y el segmento genital. Luego se quita el cubreobjeto y se empieza con la disección. Se coloca el animal de lado y con una aguja se mantiene en esta posición. Con la otra aguja se van separando las antenas y las patas natatorias, teniendo especial cuidado con las antenulas (por la seta del primer segmento) y con los dos últimos pares de patas para no destruir las setas sensoriales y la forma del último segmento torácico y del segmento genital.

Cyclopoida. Se coloca el animal "boca arriba" y con una aguja se mantiene en esta posición. Con la otra aguja se levantan las patas natatorias y se separa el abdomen con el último segmento del torax y el P₅. Luego se separan el P₄, P₃, P₂ y P₁ y por último las partes bucales.

Para dibujar las diferentes partes disecadas se preparan varios portaobjetos poniéndoles una gota de glicerina en cada uno. En uno se coloca el torax y en los otros las antenas, partes bucales y las patas natatorias. Se colocan etiquetas con los correspondientes nombres. Se ponen cubreobjetos (con "pies" en la lámina con el torax) y se examinan en el microscopio.

Para guardar las láminas por más tiempo se coloca una gota de bálsamo de Canadá con un pincel en cada esquina del cubreobjeto. Este bálsamo corre hasta el centro y rodea la gota de glicerina sin mezclarse con ella. Hay que guardar estas láminas en forma horizontal.

- o Dibujo. Con la cámara lúcida se hacen dibujos exactos de todos los detalles.

- o Estudio de las poblaciones. Con el fin de estudiar el desarrollo anual de una población de copépodos se hacen muestreos cuantitativos quincenalmente, de varias profundidades. Se cuentan separadamente los machos adultos, hembras adultas con huevos y (aparte) hembras sin huevos, y los 5 estadios de copepoditos. Luego de haber contado una muestra se miden \pm 40-50 animales adultos (desde la cabeza hasta el final de la furca). Con los datos obtenidos se dibujan curvas que muestran los cambios poblacionales en un año. En este caso cada punto de la curva representa la composición cualitativa y cuantitativa de un momento determinado. Sin embargo, de esta manera no sabemos nada de la dinámica poblacional. En realidad allí interfieren no sólo la cantidad de huevos producidos sino también las pérdidas en todos los estadios de desarrollo por diferentes causas. La composición cuantitativa y cualitativa en este caso es, en cada punto de la curva, la diferencia entre producción y pérdida.

REFERENCIAS

- Castañeda , Catherine. Departamento de Biología, Universidad Nacional Autónoma de Honduras. Tegucigalpa. Entrevista, Septiembre 1985.
- Jegat, Herve. Centro de Investigación Aplicada de Aguas y Tierras, Mérida, Venezuela. Entrevista, Octubre 1985.
- Odum, Eugene P. Ecología. 3a. ed. México: Interamericana, 1972.
- U. S. Department of Interior, Bureau of Reclamation. Design of Small Dams, by Robert I. Strand. A Water Resources Technical Publication. 1977