



"DISEÑO DE UN MANUAL DE PRACTICAS DE LABORATOR  
RIO Y DE CAMPO PARA LA MATERIA DE BIOLOGIA -  
ANIMAL II, EN LA LICENCIATURA EN BIOLOGIA, -  
BASADO EN EL PROGRAMA DE ESTUDIOS DE LA FA--  
CULTAD DE CIENCIAS BIOLOGICAS; UNIVERSIDAD -  
DE GUADALAJARA".

TABLA DE CONTENIDOS

	PAG.
TITULO	1
PRESENTACION	12
INTRODUCCION	15
OBJETIVOS	17

C O N T E N I D O S

No. 1. Análisis estructural y cultivo de rotí feros.	25
No. 2. Nemátodos parásitos de mamífero.	36
No. 3. Nemátodos parásitos de peces.	49
No. 4. Nemátodos fitoparásitos y habitantes - del suelo.	62
No. 5. Taxonomía de nemátodos fitoparásitos - del suborden Tylenchina.	74
No. 6. Acantocéfalos parásitos de vertebrados.	80
No. 7. Estructura y fisiología de gasterópodos terrestres.	96
No. 8. Morfología descriptiva de la concha de gasterópodos marinos para su identifica ción.	108
No. 9. Estructura externa e interna de polipla cóforos.	118

No. 10. Morfología descriptiva de la concha de bivalvos para su identificación.	129
No. 11. Anatomía y fisiología de bivalvos.	139
No. 12. Anatomía externa e interna de cefalópodos.	154
No. 13. Principales características descriptivas de las distintas clases de equinodermos.	170
No. 14. Fauna intersticial (en playa arenosa).	198
No. 15. La costa rocosa (zona litoral).	205
No. 16. Roca suelta infralitoral (zona litoral).	217
No. 17. Migración de gasterópodos marinos durante la bajamar.	224
No. 18. Anatomía externa de las poliquetos.	228
No. 19. Anatomía y cultivo de lombrices de tierra ( <u>Lumbricus terrestris</u> ).	238
No. 20. Taxonomía de los hirudíneos de México.	254
ANEXOS:	275
. Colorantes.	276
. Cultivo de bivalvos.	280
. Cultivo de rotíferos.	288
. Decolorantes.	290
. Fijadores.	293
. Material para trabajo de campo en el medio-marino.	296

. Métodos para tratamiento de nemátodos.	303
. Medios para montaje.	313
. Técnica para la construcción de una draga.	316
. Técnica para preparaciones fijas de pedice- larios.	318
. Técnica para preparaciones fijas de peque-- ños poliquetos.	320
. Técnica para preparaciones fijas de rádula.	321
RESULTADOS	322
DISCUSION	327
CONCLUSIONES	329
BIBLIOGRAFIA GENERAL.	331

## LAMINAS Y FIGURAS

LAMINA 1.	Fig. A	<u>Rotífer</u>	31
	Fig. B	<u>Brachionus</u>	
	Fig. C	<u>Pedalión</u>	
LAMINA 2.	Fig. A	<u>Philodina roceola</u>	32
	Fig. B	<u>Notommata copeus</u>	
LAMINA 3.	Fig. A	<u>Polyarthra trigla</u>	33
	Fig. B <sup>b</sup>	<u>Testudinella</u>	
LAMINA 4.	Fig. A	Rotífero branquiónimo.	34
LAMINA 5.	Fig. A	Ascárido hembra	45
	Fig. B	Ascárido macho.	
LAMINA 6.	Fig. A	Disección del ascárido hembra.	46
	Fig. B	Disección del ascárido macho.	
LAMINA 7.	Fig. A	Organización interna del pez.	57
LAMINA 8.*	Fig. A	Esquema de la organización externa e interna de un <u>Ascaris</u> .	58

LAMINA 9.	Fig. A	Hembra de <u>Sphaeronema californicum</u>	71
	Fig. B	Hembra filamentosa de <u>Radopholus similis</u> .	
LAMINA 10.	Fig. A	Embudo de Baerman.	72
	Fig. B y C	Raíces parasitadas con nemátodos	
	Fig. D	Extracción de nemátodos fitoparásitos por el método de incubación.	
LAMINA 11.	Fig. A	<u>Maniliformis, maniliformes</u>	88
	Fig. B	<u>Polymorphus paradoxus</u>	
	Fig. C	<u>Plagiarhynchus cylindraceus</u>	
	Fig. D	<u>Pomphorhynchus laevis</u>	
LAMINA 12.		Macho de <u>Pseudoleptorhynchoides lamothei</u>	89
LAMINA 13.	Fig. A	Hilera de ganchos de la proboscis de <u>Pseudoleptorhynchoides lamothei</u>	90
	Fig. B	Aparato reproductor masculino de <u>Pseudoleptorhynchoides lamothei</u>	

LAMINA 14.	Fig. A	<u>Dollfusentis bravoae</u>	91
	Fig. B	<u>Dollfusentis chandleri</u>	
LAMINA 15.		Organización interna de un ave.	92
LAMINA 16.		Representación esquemática de la organización de un caracol.	104
LAMINA 17.*		Organización externa e interna del caracol.	105-106
LAMINA 18.		Concha hipotética de un gasterópodo mostrando sus principales caracteres morfológicos.	113
LAMINA 19.		Morfología de la concha de gasterópodos.	114
LAMINA 20.		Diferentes formas de la concha de gasterópodo.	115
LAMINA 21.		Descripción de la anatomía externa de poliplacóforos.	124



LAMINA 22.	Anatomía interna de <u>Chiton</u> .	125
LAMINA 23.	Estructura interna de un <u>Chiton</u> .	126
LAMINA 24.	Estructura de la concha de bivalvo.	135
LAMINA 25.	Características de la charnela - en relación a la disposición de los dientes.	136
LAMINA 26.	Estructura externa e interna de bivalvos.	137
LAMINA 27.	Mejillón abierto; cara ventral.	149
LAMINA 28.*	Anatomía interna del Mejillón.	150-151
LAMINA 29.	Sepia, cara dorsal.	164
LAMINA 30.	Sepia, cara ventral.	165
LAMINA 31.*	Estructura interna del calamar.	166-167

LAMINA 32.		Erizo de mar observado por el polo bucal.	181
LAMINA 33.	Fig. A	Aparato apical del Erizo de mar.	182
	Fig. B	Polo bucal del erizo de mar.	
LAMINA 34.*		Estructura interna de equinodermos.	183-184
LAMINA 35.	Fig. A	Estrella de mar (cara ventral).	186
	Fig. B	Estrella de mar (cara dorsal).	
LAMINA 36.		Corte vertical del disco y de un brazo de la estrella de mar.	187
LAMINA 37.		Interior de la ofiura.	190
LAMINA 38.		Anatomía de la holoturia.	193
LAMINA 39.		Dispositivo modificado de la extracción de organismos intersticiales.	202

LAMINA 40.	Organismos de la fauna intersti- cial.	203
LAMINA 41.	Transecto en sustrato rocoso.	210
LAMINA 42.	Zonación de la facie rocosa.	216
LAMINA 43.	Localización de organismos en ro- ca suelta de la zona infralito-- ral.	223
LAMINA 44.	Estructura externa del <u>Nèreis</u> - (poliqueto).	235
LAMINA 45.	Cabeza y primeros anillos del -- <u>Nèreis</u>	236
LAMINA 46.	Gusanos oligoquetos de agua dul- ce.	248
Fig. A	<u>Nais.</u>	
Fig. B	<u>Chaetogaster.</u>	
Fig. C	<u>Pristina.</u>	
Fig. D	<u>Oelosoma.</u>	
Fig. E	<u>Lumbriculus.</u>	
Fig. F	<u>Tubifex.</u>	

LAMINA 47.		Región anterior de la Lombriz -	249.
		abierta por su cara dorsal.	
LAMINA 48.	Fig. A	Espermatozoide de Lombriz.	250
	Fig. B	Espermatozoides agrupados.	
	Fig. C	Lombrices en el momento de la cópula.	
LAMINA 49.*		Anatomía de la lombriz de tierra.	251-252
LAMINA 50	Fig. A	Sanguijuela medicinal.	260
	Fig. B	<u>Nephelis.</u>	
	Fig. C	<u>Clepsine</u>	
	Fig. D	<u>Piscicola geometra</u>	
LAMINA 51		Vista dorsal de diversas especies de sanguijuelas.	261
LAMINA 52.	Fig. A	Superficie ventral externa de --	262
		<u>Hirudo medicinalis.</u>	
	Fig. B y C	Vista dorsal interna.	
LAMINA 53.		<u>Glossiphonia complanata.</u>	263

\* Se adjunta explicación de las partes de los organismos en las láminas.

## P R E S E N T A C I O N

En el extenso campo de la biología es de suma importancia el trabajo aplicado a las necesidades o solución de problemas que surgen en nuestro país.

Quienes hemos egresado de la Facultad de Ciencias Biológicas hemos sentido algunas carencias de materiales y recursos didácticos no sólo de laboratorio, muy importantes para consolidar los conocimientos mínimos que marca el programa de la Licenciatura en Biología; surge aquí mi preocupación traducida en afán por aportar, en base a la experiencia de maestros, alumnos y la propia; este trabajo -- que aunque sencillo tiene la intención de como un granito de arena contribuir al mejoramiento de la calidad académica de nuestra querida Facultad.

Espero que el mejor esfuerzo de quienes hemos participado en su concepción, diseño y efectividad resulte de beneficio para las nuevas generaciones.

Por las razones antes mencionadas se presenta este trabajo, como apoyo para facilitar el proceso de aprendizaje significativo de la materia de biología animal II, mediante la reconstrucción del conocimiento.

Existe gran importancia económica en los grupos de organismos que forman el programa de estudios de la materia.

Cada práctica que se presenta se encuentra integrada por los siguientes elementos:

Tema, introducción, objetivos, material y métodos, procedimientos, resultados, conclusiones, discusión y bibliografía; ésta última forma parte de la bibliografía general, la cual puedes utilizar para consultas posteriores. Como ayuda didáctica en cada práctica se te presentan dibujos o láminas que te apoyarán para la identificación de anatomía externa e interna de los organismos que se analizan en este manual.

Al final se integra un anexo que te proporcionará información complementaria a las prácticas. El orden que se les da a las prácticas obedece al programa de estudios de la materia.

Se proporcionaran al laboratorio de zoología los siguientes materiales:

- Claves para las prácticas de nemátodos fito-

parásitos del suborden tylenchina.

- Se aportarán diapositivas como material didáctico de apoyo organizadas por grupos de organismos que se tratan en la materia y con la explicación por escrito de cada una de ellas.

Un total de 170 diapositivas son las que integran este material:

12	de Asquelmintos
68	de Moluscos
20	de Equinodermos
48	de Anélidos
<u>22</u>	de Medio marino
170	

- Se proporcionaron placas fijas de nemátodos, acantocéfalos, rádula de babosas terrestres y Chiton;

Esperando que este trabajo contribuya a el aprendizaje efectivo y práctico de la materia, se pone en manos de docentes y alumnos.

## I N T R O D U C C I O N

La enseñanza superior de la Biología debe contemplar lo conceptual y lo contextual; se requiere que la capacitación de los estudiantes de biología esté orientada a la detección, análisis y propuesta de alternativas para los problemas locales, regionales y nacionales en función de las condiciones y características del desarrollo, relaciones sociales, económico-políticas y culturales preva-  
cientes en la sociedad.

Se propone que el proceso educativo tenga como base la estrecha vinculación entre enseñanza e investigación a través de la docencia; partiendo de las necesidades sobre todo de carácter social: producción, industrialización, explotación racional de los recursos naturales, etc.

Considero en este sentido, respecto a las prácticas, la necesidad de que el alumno adquiriera capacidades intelectuales y científicas que le permitan el abordaje y elaboración de decisiones en cuanto a problemas específicos, objetiva y racionalmente.

Durante el transcurso de nuestra carrera de biología carecimos de un organizado trabajo de laboratorio y de campo de las materias de estudio, siendo de vital im-



portancia para nuestra formación profesional.

Debido a la inexistencia de manuales de prácticas en la asignatura he intentado la realización del presente trabajo; con la finalidad de que los alumnos obtengan habilidades en la práctica que puedan trascender en su formación. Dentro del área cognoscitiva de la asignatura existe información que podría dar pauta a la solución de problemas económicos, biológicos, ecológicos, de salud, etc., entre - las cuales podemos mencionar las parasitosis causantes de - enfermedades en animales, vegetales y humanos.

Recursos pesqueros de gran importancia en México que pertenecen al grupo de moluscos y equinodermos que - producirían ganancias económicas y nutritivas para la población; como es el caso de algunas especies de pepinos de mar, gónadas femeninas de erizo, ostiones, abulón, caracoles, lapas, etc., sin perder así mismos su importancia ecológica.

Pretendo que tanto la teoría como la práctica- se encuentren vinculadas en tiempo y posibilidades en el momento didáctico y que éstas tengan trascendencia en los conocimientos de docentes y alumnos.

## O B J E T I V O S

- Diseñar prácticas de laboratorio y de campo que requiere la materia de biología animal II.
  
- Contribuir con el trabajo práctico simultáneo a la integración del conocimiento teórico, de los organismos que forman parte de la materia de biología animal II.
  
- Organizar lógica y congruentemente las prácticas a desarrollar ajustándose a los escasos recursos y buscando la sustitución de barreras con la colaboración de instituciones.
  
- Aplicar experimentalmente las prácticas en grupos de la Facultad de Ciencias.
  
- Obtener resultados y conclusiones de la aplicación de las prácticas.
  
- Aportar a la Facultad de Ciencia material didáctico y los inicios de colecciones de especímenes preservados o montados en placas fijas de los grupos que integran la materia de biología animal II.

## METODOLOGIA

La metodología que se utilizó para el diseño de las prácticas fue la siguiente:

### A) REVISION BIBLIOGRAFICA:

Se recopiló la bibliografía necesaria para la elaboración del trabajo, ordenado de acuerdo a los grupos de organismos que trata el programa de estudios de la materia: Asquelmintos, moluscos, equinodermos y anélidos.

Se elaboraron fichas con los datos bibliográficos de cada referencia y ordenadas alfabéticamente.

### B) ESTRUCTURA DE LAS PRACTICAS:

Se eligió la bibliografía útil para la elaboración de los protocolos de prácticas considerando los siguientes apartados:

**TITULO:** Se redactó de acuerdo a el contenido de los trabajos que se revisaron y que tuvieron relación con el programa de estudios.

**OBJETIVOS:** Se diseñaron de acuerdo a la evaluación del tema, contenido y realización de las prácticas.

INTRODUCCION: En base a la bibliografía. Primera mente se tomó la información general de cada grupo referente a:

- . Características generales.
- . Características únicas de cada clase.
- . Locomoción.
- . Nutrición.
- . Reproducción.
- . Taxonomía.
- . Técnicas de colecta, fijación, montaje, cultivo etc.

PROCEDIMIENTOS: Se eligieron los procedimientos - de trabajos de investigación de algunos autores; algunas -- con pequeñas modificaciones para que fueran posibles de realizar en el laboratorio de la facultad, ajustando o supliendo materiales.

MATERIALES: Los materiales se enlistaron de acuerdo al procedimiento que se siguió, considerando adaptaciones de materiales en algunos casos.

## C) CLASIFICACION DE LAS PRACTICAS.

Se agruparon en los siguientes tipos:

- Anatomía, morfología, fisiología, taxonomía, hábitats, comportamiento.

Grupo	No. de Práctica	TIPO DE PRACTICA				
		Anato_mía.	Morfo_logía.	fisiolo_gía.	taxono_mía.	Hábitats. Compor_tamiento.
Asquel mintos	1	*				
	2	*				
	3	*				
	4		*			* *
	5				*	
	6		*			
Molus cos.	7	*		*		
	8		*		*	
	9	*				
	10		*		*	
	11	*		*		
	12	*				

## TIPO DE PRACTICA

Grupo	No.de Práctica	Anato mia.	Morfo logía.	Fisiolo gía.	taxono mía.	Hábitat	Compór tamiento.
EQUINO DERMOS	13	*				*	
	14					*	
MEDIO MARINO	15					*	
	16					*	
	17						*
ANELI LOS	18	*					
	19	*					
	20				*		

## D) RESULTADOS

- No. 1 Análisis estructural y cultivo de ratíferos.
- No. 2 Nemátodos parásitos de mamíferos.
- No. 3 Nemátodos parásitos de peces.
- No. 4 Nemátodos fitoparásitos y habitantes del suelo.
- No. 5 Taxonomía de nemátodos fitoparásitos del suborden Tylenchina.
- No. 6 Acantocéfalos parásitos de vertebrados.
- No. 7 Estructura y fisiología de gasterópodos terrestres.

- No. 8 Morfología descriptiva de la concha de gasterópodos marinos para su identificación.
- No. 9 Estructura externa e interna de poliplacóforos.
- No. 10 Morfología descriptiva de la concha de bivalvos - para su identificación.
- No. 11 Anatomía y fisiología de bivalvos.
- No. 12 Anatomía externa e interna de cefalópodos.
- No. 13 Principales características descriptivas de las - distintas clases de equinodermos.
- No. 14 Fauna intersticial (en playa arenosa)
- No. 15 La costa rocosa (zona litoral)
- No. 16 Roca suelta infralitoral (zona litoral)
- No. 17 Migración de gasterópodos marinos durante la baja mar.
- No. 18 Anatomía externa de los poliquetos.
- No. 19 Anatomía y cultivo de lombrices de tierra (Lumbricus Terrestris)
- No. 20 Taxonomía de los hirudíneos de México.

- Algunas prácticas fueron tomadas textualmente -  
de su referencia bibliográfica como es el caso de :

La costa rocosa (zona litoral)

Fauna intersticial (en playa arenosa)

Roca suelta infralitoral (zona litoral)

- La práctica que lleva el título de: Migración - de gasterópodos marinos durante la bajamar fué redactada de acuerdo a un estudio en video que lleva el título de: Luchando por la vida en el fondo del mar. Así mismo por las vivencias acumuladas durante la salida de campo que tuvimos con la maestra J. America Loza Llamas.

- Los dibujos que se eligieron para cada práctica tienen el objetivo de ser un apoyo didáctico para el alumno durante la realización de las prácticas. Los dibujos fueron tomados de la bibliografía.

. Los procedimientos que se citan en el anexo fueron tomados de la bibliografía y tienen el objetivo de aumentar el conocimiento de la información que se da en las prácticas. La información del anexo da a conocer actividades prácticas - referentes a: Colorantes, cultivos, decolorantes, fijado--res, materiales para el trabajo de campo en el medio marino, métodos para tratamiento de nemátodos, medios para montaje, técnica para la construcción de una draga, técnica--para preparaciones fijas de pedicelarios, técnica para preparaciones fijas de pequeños poliquetos, y técnica para --preparaciones fijas de rádula.

. Se tomaron diapositivas de los dibujos de la bibliografía, se procuró que tuvieran las características más apropiadas



para la ejecución de las prácticas; se utilizaron para la teoría y práctica haciendo de esta manera el aprendizaje más significativo.

Ya realizadas las prácticas se aplicaron durante dos semestres a grupos de la facultad; estableciendo un vínculo entre teoría y práctica obteniendo resultados de comentarios y cuestionarios que fueron contestados por los alumnos, -- así mismo una constancia de las maestras con los que estuvo trabajando.

## ANALISIS ESTRUCTURAL Y CULTIVO DE ROTIFEROS.

## INTRODUCCION.

Los rotíferos son animales de agua dulce, algunos marinos y otros viven en ciénegas. Presentan una corona ciliada en la región cefálica. Se encuentran entre los metazoarios más pequeños y miden hasta 3 mm de longitud. Gran parte de estos animales son solitarios, de movimientos libres pero hay especies sésiles; también forman colonias. - Su cuerpo suele ser transparente. Los rotíferos carecen de aparato circulatorio y respiratorio, tienen un número consistente de células. (6) (12) (30) (54).

En su estructura externa podemos apreciar que su cuerpo alargado es relativamente cilíndrico y puede dividirse en región anterior, tronco y un pie terminal. El cuerpo puede parecer esculpido u ornamentado. Ciertos cilios se modifican para formar cirros, membranelas o cerdas. Los discos trocales se utilizan para nadar y alimentarse, y los pedestales pueden retraerse cuando los discos no funcionan.

Algunas estructuras cefálicas de los rotíferos incluyen el órgano retrocerebral y los ojos.

El tronco forma la mayor parte del cuerpo; la cu-

tícula se engruesa para formar la lóriga. Las antenas con frecuencia llevan en sus puntas cerdas sensoriales.

El pie es utilizado como órgano de fijación, en ocasiones ha desaparecido (en rotíferos de plancton) y - - otras veces se encuentra ventralmente. El pseudoceloma se encuentra debajo de la pared corporal rodea el intestino y los otros órganos internos.

Su locomoción se realiza reptando como las sanguíjuelas o por movimiento de su corona de cilios.

Su nutrición la llevan a cabo gracias a la faringe o mástax es característica de todos los rotíferos, y su estructura es un rasgo distintivo de la clase.

Los órganos excretorios y el oviducto se abren en el extremo terminal del intestino, en ocasiones llamado - - cloaca.

Tiene 2 Protonefridios uno a cada lado del cuerpo que desembocan en la vejiga que se abre en el lado ventral de la cloaca; la cual desemboca en el ano.

Los órganos de los sentidos constan de cerdas sensoriales situadas en la corona ciliada, y de uno a cinco - -

ojos (simples ocelos).

Su reproducción es enteramente sexual, los machos son siempre más pequeños que las hembras, la partenogénesis es frecuente.

Son animales cosmopolitas, se ha encontrado que resisten desecantes bajas temperaturas  $-272^{\circ}\text{C}$  t el vacío -- sin resistir efectos nocivos. Algunas especies endoparásitas, habitan en huevos de caracol, intestino y celoma de -- lombriz de tierra así como en babosas. (6) (54).

Los rotíferos son el alimento más común utilizado en los primeros estadios de la crianza de larvas de peces y son fácilmente cultivables. (89).

#### OBJETIVOS:

- Identificar las estructuras externas e internas de los rotíferos.
- Realizar un cultivo de rotíferos en el laboratorio de zoología, para estudios posteriores.

**MATERIAL Y METODOS:****MATERIAL BIOLÓGICO:**

- Realizar el cultivo de rotíferos. (Ver cultivo de rotíferos en el anexo).
- Muestra de rotíferos.
- Lombrices de tierra.

**MATERIAL DE LABORATORIO:**

- Microscopio compuesto.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Pipeta Pasteur.
- Microscopio estereoscópico.
- Mechero de Bunsen.

**MATERIAL DE CAMPO:**

- .Frascos de vidrio.
- .Cuaderno de campo.
- . Lápiz.
- .Material para llevar al campo.

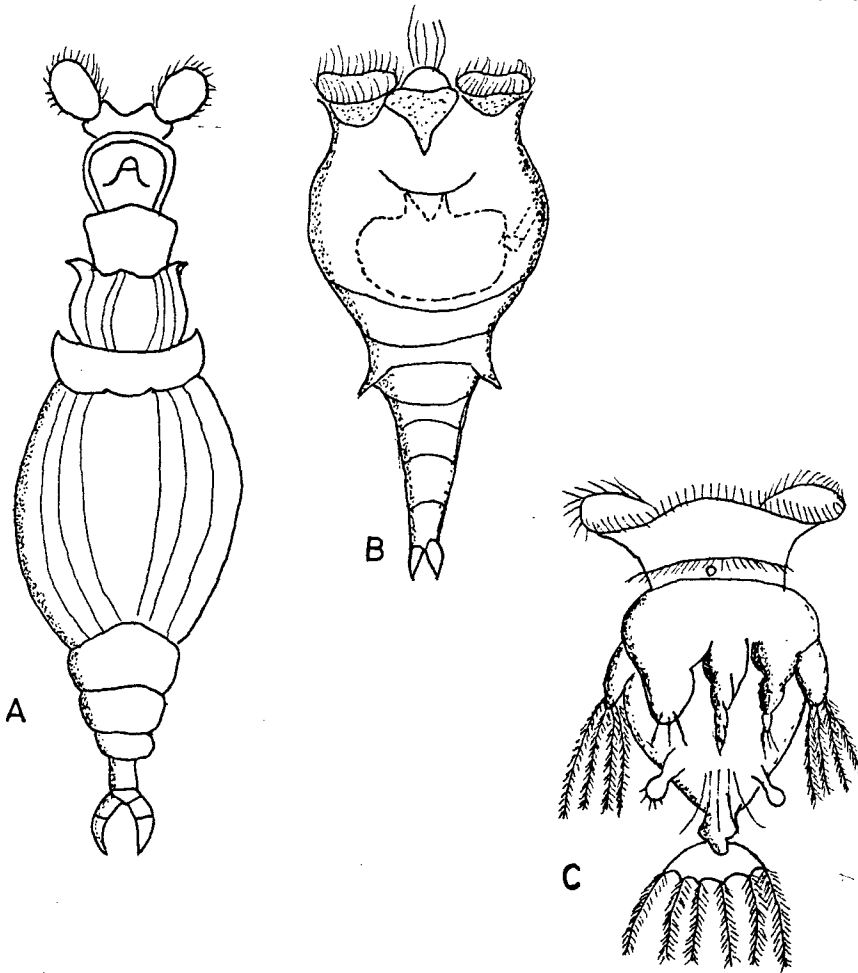
**PROCEDIMIENTO O PROCESO EXPERIMENTAL:**

- Realiza una preparación temporal y observa al microscopio.
- Observa la corona de cilios que se encuentra en la región cefálica así como el papel que desem-

peña en la nutrición.

- Identifica el mástax y la función que realiza.
- Escribe como es su lóriga.
- Trata de observar su locomoción, ya sea reptando o por su corona de cilios.
- Observa si en tu muestra encuentras machos y -- hembras. (Realiza un conteo).
- Realiza una disección del intestino de lombriz de tierra, toma una muestra y observa si encuentras rotíferos endoparásitos.
- Realiza dibujos donde se observe la estructura- 5 interna y externa del ejemplar que observaste.
- Construye una gráfica donde se distingan la cantidad de machos y hembras que observaste en tu muestra.
- Realiza un cuadro sinóptico donde se distingan las características de tu ejemplar.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

RESULTADOS:



A. Rotifer, B. Brachionus, C. Pedalion

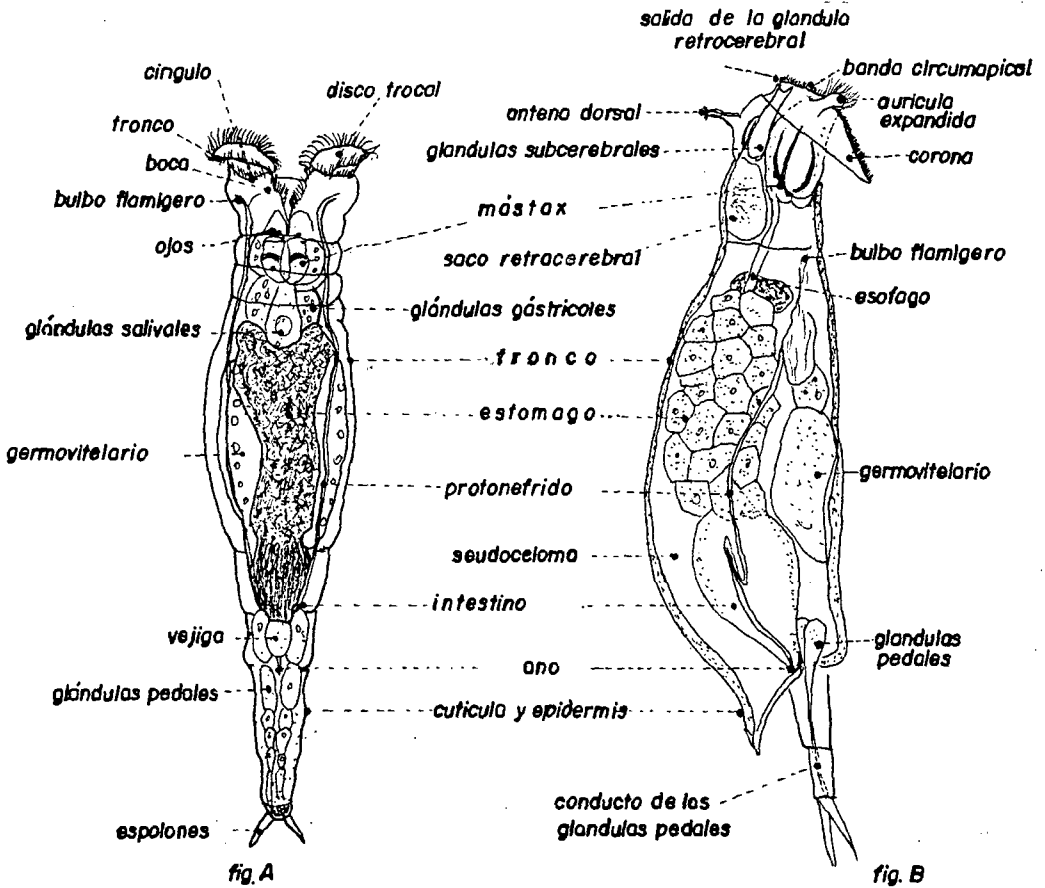


fig. A, *Philodina roseola*. B, *Notommatia copeus*.



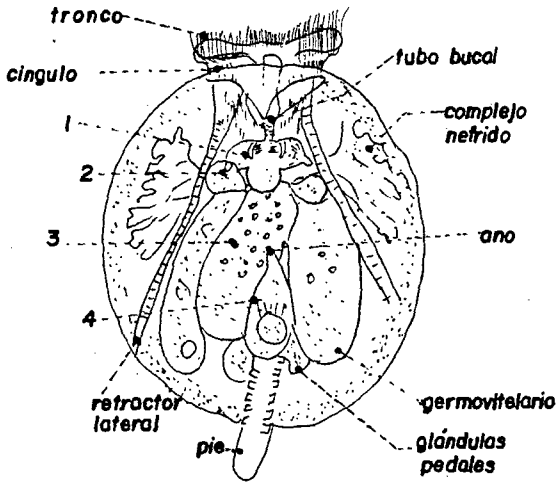
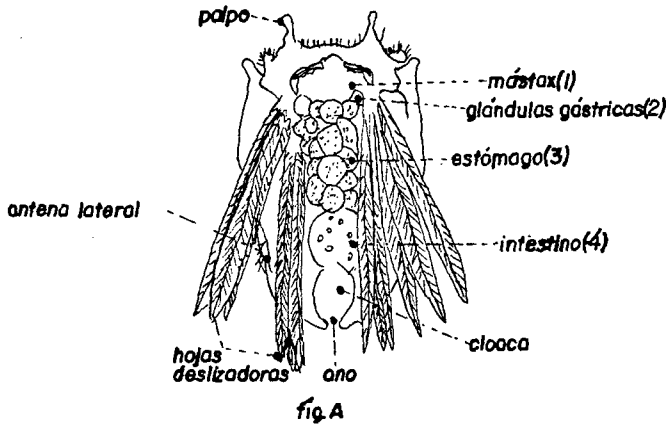


fig. A, *Pobothra tripla*, rotífero pelágico con hojas deslizadoras. B, *Testudinella*, rotífero nadador.

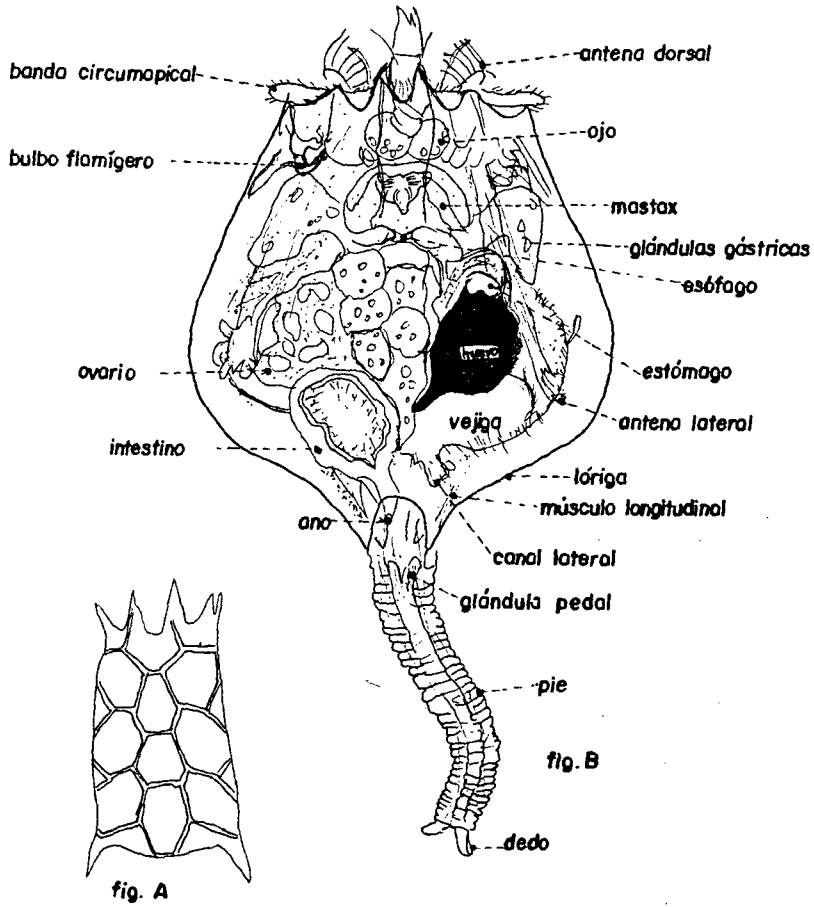


Fig. A, Loriga de *Keratella quadrata* (vista dorsal). B, Rotífero branquiónico.

## BIBLIOGRAFÍA:

- 6 - Barnes, R.D., zoología de los invertebrados, -  
Editorial Interamericana, México. 1984.
- 12 - Burton, M., los primeros animales, Editorial-  
Daimon, México, 1985.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de Zoología (inverte-  
brados) Ediciones Jover, 14A. Edición. Barce-  
lona, 1980.
- 54 - Meglitsch, P.A. Zoología de los invertebrados.  
Editorial Blume, 2a. Edición, España. 1987.
- 76 - SEP Generalidades de acuacultura, serie de --  
textos didácticos en ciencia y tecnología del  
mar. México. 1985.

· De la Bibliografía general.

## NEMATODOS PARASITOS DE MAMIFEROS

## INTRODUCCION:

Podemos mencionar entre los nemátodos que principalmente parasitan al hombre a los Oxiuros (Enterobius vermicularis) que también se encuentran en el tubo digestivo de artrópodos y vertebrados.

Los tricocéfalos del hombre (Trichuris trichiura) se reconocen por el estrechamiento de la parte anterior del cuerpo que hunden oblicuamente en la mucosa del intestino grueso. Los tricocéfalos chupan la sangre de su hospedador produciendo una anemia muy grave. (45) (6) (39) (54).

Los Ascáridos: son largos husos de color marfileño habitan el intestino grueso de los mamíferos, el hombre alberga al Ascaris lumbricoides, habitando en el intestino, hígado y los pulmones ocasionando debilidad, obstrucciones intestinales y pancreáticas y en algunos casos asfixia. Se calcula que el 26% de la población mundial se encuentra parasitada por este nemátodo; en México especialmente en las zonas rurales, lo están cuando menos el 70% de la población infantil y el 20% de la adulta. (35) (45) (40).

Las Uncinarias (Ancylostoma duodenale) vive en el

intestino delgado del hombre y tiene predilección por el duodeno, su boca se encuentra armada con ganchos y láminas-cortantes. El huevo solo se desarrolla fuera del hospedador; necesita oxígeno y una temperatura inferior a 37°C, pero superior a 14°, elevada humedad condición que solo se encuentra en las regiones tropicales o en galerías de las minas:

Si toma contacto con la piel humana penetra inmediatamente y activamente en los tejidos. Este gusano provoca una anemia grave (anemia de los mineros). (35) (45) (6) - (39) (54)..

La Triquina (Trichinella spiralis) es un pequeño-nemátodo (1.5 mm al macho y 3.5 mm la hembra).

La cópula tiene lugar en el segundo hospedador (rata, cerdo, hombre, etc.), tienen preferencia por el tejido conjuntivo, crecen en un pequeño quiste en forma de liemón que acaba por calcificarse, pudiendo permanecer en estado latente por largos años; (11 en el cerdo y 30 en el hombre). La Triquina pasa por dos hospedadores que pueden ser de la misma especie. La Triquinosis es una afección grave que comienza con una fiebre intensa y diarrea.

La Filaria de Medina o Gusano de Guinea (Dracuncu-

lus medinensis) gusano muy fino 1 mm de diámetro y que alcanza hasta 1 metro de largo. Vive en el tejido subcutáneo humano, produce abultamientos irregulares que se ulceran, - (filariosis). La filaria solo existe en los países tropicales.

La Filaria de Bancroft (Wuchereria bancrofti) vive en los vasos linfáticos. Sus embriones o microfiliarias pasan al sistema circulatorio sanguíneo de donde son tomados por los mosquitos; se desarrollan en la cavidad sanguínea del insecto; cuando están inmaduras pasan a su labio inferior.

Cuando el mosquito pica al hombre salen del insecto y se dejan caer sobre la piel hundiéndose activamente en los tejidos, provocando la elefantiasis. El Loa loa, filaria de Africa intertropical vive en el tejido subcutáneo -- y circula por el conjuntivo alrededor de los órganos sus microfiliarias pasan a los vasos sanguíneos.

La oncocercosis producida por Onchocerca volvulus es típica de las zonas tropicales de América y Africa. Los gusanos se instalan en el tejido subcutáneo y generan nódulos oncocercosis, en casos muy avanzados, se concentran dentro del ojo y llegan a producir ceguera. (6) (35) (39) (45) -- (54).

En México se tiene conocimiento de que las enfermedades producidas por algunos de estos nemátodos existieron antes de la invasión española del siglo XVI. (52)

Entre otros mamíferos parasitados por nemátodos - encontramos a Equus asinus, Canis familiaris, Felis catus, - (14) (82). La tuza, Pappogeomys tylorhinus parasitada por - el género Globocephalus (43).

Los nemátodos son parásitos de gran número de vertebrados (mamíferos, reptiles, anfibios, aves, peces) (9) - (16) (17) (13) e incluso artrópodos como son los diplópodos - (74).

El nemátodo del género Echinocephalus, parasita - elasmobranquios y otros peces, incluyendo almejas de agua - dulce y salobre . (46).

#### OBJETIVOS:

- Observar la estructura externa e interna del --  
Ascaris del hombre, cerdo o caballo.
- Elaborar placas temporales de huevos de Ascaris lumbricoides.
- Adquirir habilidades para la fijación y preservación de Ascaris lumbricoides, para el laboratorio de zoología.

## MATERIAL Y METODOS:

## MATERIAL BIOLÓGICO:

- Especímenes de Ascaris del hombre, cerdo o caballo.

## MATERIAL DE LABORATORIO:

- Charola de disección.
- Estuche de disección.
- Parafina. (También se puede utilizar una base de hielo seco o corcho).
- Alfileres de cabecita.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Microscopio compuesto.
- Lupas.
- Guantes desechables.
- Formol de 5% al 10% o alcohol 75%.
- Frascos de boca ancha.
- Pinzas.
- Frasco con aplicador.
- Benzal.
- Gancho delgado. (De los que se utilizan para tejer).
- Cuaderno de campo.



- Lápiz.

. Material para la colecta.

#### PROCEDIMIENTO:

Puedes obtener especímenes de Ascaris en el rastro; para su colección debes tomar las mayores precauciones para que no te contamines.

Usa guantes cuando manipules los parásitos, colócalos en frascos de boca ancha posteriormente introduce el fijador (formol de 5% a 10% ó alcohol al 75%). Para transportarlos al laboratorio, deben permanecer 24 horas en el fijador, para posteriormente diseccionarlos.

#### - DESCRIPCION DE SU ANATOMIA EXTERNA.

- . Observa las diferentes medidas del macho y hembra, así como sus diferentes formas externas.
- . Observa en su extremidad anterior su boca formada de 3 labios, dos ventrales y uno dorsal.
- . Identifica el orificio genital en el tercio anterior del cuerpo, donde se encuentra un ligero estrangulamiento, (en la hembra).
- . Localiza las 4 líneas longitudinales (una dorsal, una ventral y 2 laterales).
- . El ano se abre en la cara ventral, muy próximo-

al extremo posterior.

- . El macho es más pequeño y delgado que la hembra. La parte posterior del cuerpo está incurvada, - en ella se destaca una cloaca donde se confunde el ano y el orificio genital, de la cloaca salen las espículas copulatrices.

- DESCRIPCION DE SU ANATOMIA INTERNA.

Para realizar la disección del Ascaris, funde la parafina en una charola de disección y espera que se solidifique. (Puedes utilizar así mismo una base de hielo seco o corcho).

Coloca los ejemplares en la charola, enseguida -- corta los tegumentos mediante una incisión muy superficial a lo largo de la línea ventral clavando a los lados su cutícula con los alfileres de cabecita.

Una vez abierto el animal podemos observar lo siguiente:

- . El tubo digestivo: después de la boca se encuentra una faringe corta y musculosa a la que sigue el intestino y para finalizar el ano.

- . El aparato genital femenino observa que se encuentra formado por 2 ovarios (tubos muy finos-enrollados en ovillo). Posee 2 oviductos y dos úteros que se unen en la vagina y ésta desemboca en el orificio genital.
- . Observa células musculares realizando un corte de la piel y observando en el microscopio. Dibuja tu observación.
- . Identifica el sistema nervioso alrededor de la faringe, detrás de la boca.
- . Observa que el aparato genital masculino está formado por un testículo. (Tubo blanquecino -- muy delgado arrollado en ovillo). En su porción terminal da lugar a una vesícula seminal en la que se encuentran los espermatozoides.
- . Realiza dibujos de los especímenes que observaste.
- . Toma una muestra de la vesícula seminal e identifica espermatozoides en el microscopio. Elabora dibujos de lo que observes.
- . Consulta las láminas que se encuentran al final de la práctica.

#### RESULTADOS:

- Elabora dibujos y descripciones de lo que observaste.

- Toma fotografías de los especímenes observados.

## REPORTE DE LABORATORIO

RESULTADOS:

DISCUSION:

CONCLUSIONES:

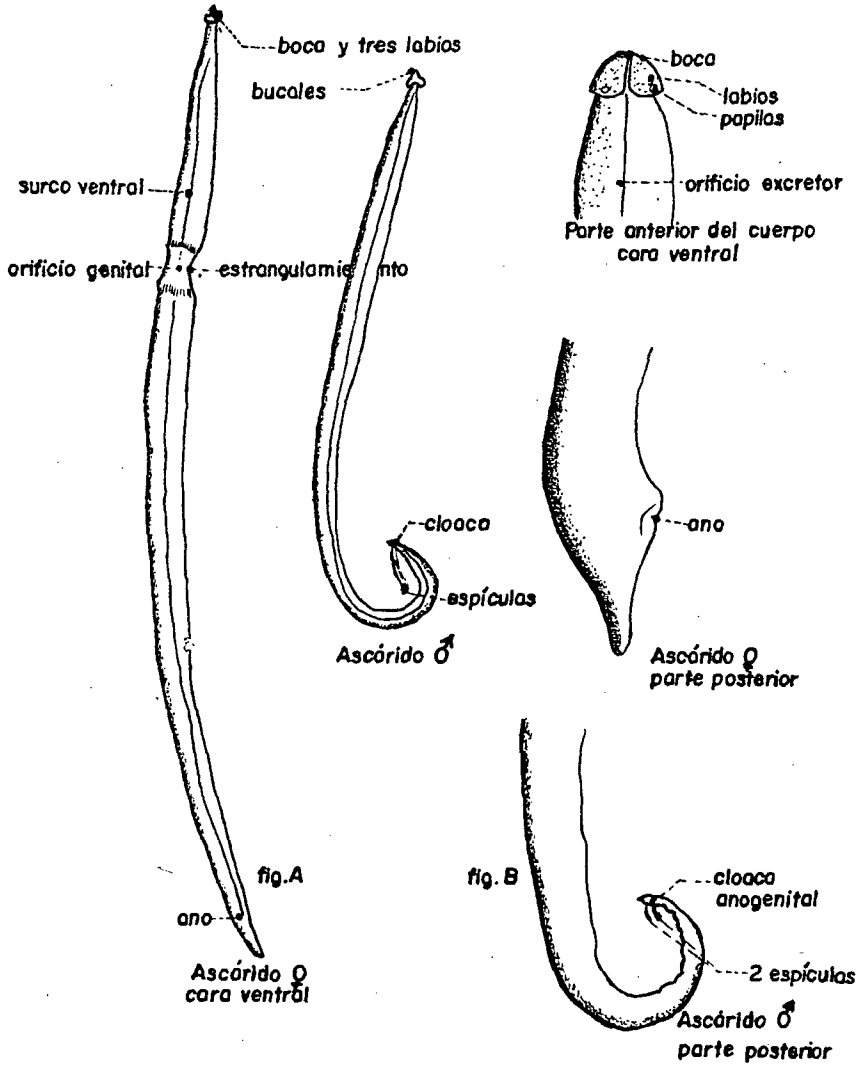


Fig. A,B, Ascáridos macho, hembra

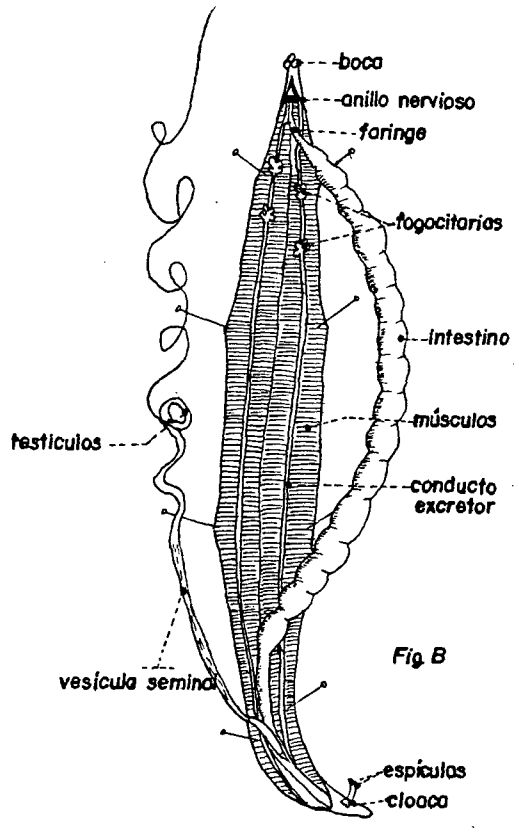
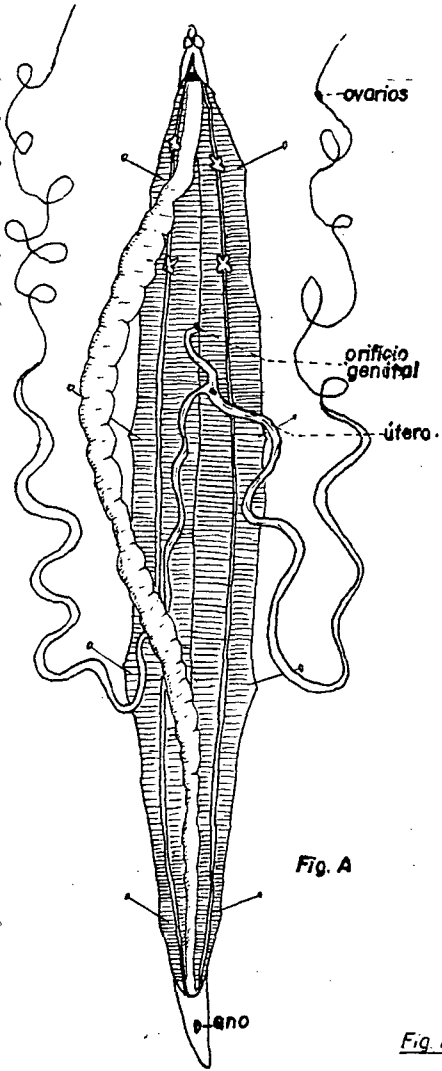


Fig. A, Disección del *Ascaris* hembra. B, *Ascaris* macho.

## BIBLIOGRAFIA:

- 7 - Barnes, R.C., Zoología de los invertebrados - Editorial Interamericana, México, 1984.
- 10 - Bravo, H. y Caballero, Catálogo de la colección helmintológica del Instituto de Biología UNAM, México, Publicación No. 2 (1973).
- 13 - Caballero y Caballero, "Nemátodos de los ajolotes de México" Anales del Instituto de Biología, México, tomo IX, No. 3 y 4 (1938).
- 14 - Caballero, C.D. y Colbs "Nemátodos de los mamíferos de México". Anales del Instituto de Biología. México, tomo IX No. 3 y 4 (1938).
- 16 - Caballero Deloya, J. "Nemátodos de reptiles - I, una nueva especie de género Hexametra - - (ascaridae), parásito de Agkistrodum bilineatus". An. Inst. Biol. UNAM, vol. 51, No. 1 -- (1980).
- 17 - Caballero Deloya, J. "Redescripción de Eyrto-  
somun longicaudatum (Brenes y Bravo, 1960) -- (nemátodo: oxiuroideo) An. Inst. Biol. UNAM, - Vol. 42, No. 1 (1971).
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas, México, 1984.
- 39 - Gardiner, S.M. Biología de los invertebrados, ediciones Omega, Barcelona 1978.

- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo, Editorial Limusa, México, 1982.
- 43 - González, O.M. "Descripción de una especie nueva del género Globocephalus Molin 1961. -- (Nemátoda: strongylidae) parásito de la tuza Pappogeomys tylorhinus en México". An. Instituto Biología UNAM. México Vol. 57 No. 1 - - (1986).
- 45 - Grasse, P.P. Manual de Zoología. Tomo I (Invertebrados) Editorial Toray Masson, Barcelona 1982.
- 52 - Martín del Campo, R. "La helmintología en México antiguo" exerta parasitológica en memoria del Dr. Caballero y Caballero. An. del Inst. de Biol. UNAM. México (1977).
- 54 - Meglitsch, P.A. Zoología de los invertebrados Editorial Blume, 2a. Edición, España. 1987.
- 74 - Sánchez Velázquez, L. "Seis especies nuevas de nemátodos parásitos de diplópodos de México". An. del Instituto de Biología. UNAM. México. Vol. 50 No. 1 (1979).
- 82 - Villanueva, F. y Desiré, Zoología. Editorial-Montaner y Simón, 2a. Edición. Barcelona 1979.

De la Bibliografía general.



## NEMATODOS PARASITOS DE PECES

## INTRODUCCION:

Dentro del grupo de los nemátodos, se han descrito 10,000 especies. Son metazoos de simetría bilateral, cilíndricos, tripoblásticos, pseudocelomados, gonocóricos, poseen canales excretores en forma de H, cuerpo alargado y delgado, cuyos dos extremos se afilan gradualmente hasta su terminación.

Casi todos los nemátodos se mueven por contracciones musculares ondulatorias de las fibras longitudinales de la pared corporal. Viven en el estiércol; algunos nemátodos terrestres son hermafroditas. El cerebro de los nemátodos está formado por un anillo nervioso con ganglios dorsales, laterales y ventrales. Los nervios anulares se extienden inervando las papilas o cerdas labiales y cefálicas y los anfidios (órganos de los sentidos). Unas estructuras llamadas fásmidas que actúan como quimiorreceptores se encuentran desarrolladas principalmente en nemátodos parásitos. Los nemátodos son dioicos con dimorfismo sexual, tienen gran número de especies parásitas (6) (7) (30) (54). Los nemátodos se pueden encontrar en el mar, aguas dulces, en el suelo infestando plantas y como parásitos en vertebrados incluyendo a el hombre. (12) (35) (39).

Estos zooparásitos tienen una localización variable en sus hospedadores; en el tejido subcutáneo, linfático, la sangre, los músculos, el intestino, los pulmones, los riñones, los ojos, etc. (7) (35) (41) (47).

El ciclo biológico de los nemátodos en los peces es el siguiente:

- 1.- Salen de los huevecillos del hospedero definitivo que puede ser un ave piscívora.
- 2.- Los huevecillos se van a encontrar en fases iniciales de segmentación.
- 3.- Sale la larva de 2o. estadio.
- 4.- La larva es consumida por copépodos que es el primer hospedero intermediario.
- 5.- La larva eclosiona del huevo atraviesa la pared intestinal y se establece en hemocele.
- 6.- El copépodo es consumido por el pez.
- 7.- Las larvas se enquistan en el mesenterio del bagre.
- 8.- Un ave piscívora puede ser el hospedero definitivo.

Entre los nemátodos parásitos de peces podemos mencionar los siguientes. El pez Chichlasoma istlanum parásito por el nemátodo Goezia zeder (6).

El bagre lctalurus sp se encuentra parasitado por varias especies de nemátodos provocando diversos daños en - sus huéspedes (67) (81).

Las larvas de nemátodos se enquistan en órganos - internos (peritoneo, páncreas e hígado) y ocasionalmente en piel, ocasionando inflamación en estos órganos. Otros nemá - todos utilizan a los peces como hospederos definitivos y se localizan en intestino, músculos, órganos reproductores o - en cavidad celómica. (81)

El nemátodo Goezia zeder parasita a peces de agua dulce, localizándose en el ciego pilórico y primer tercio - del intestino (61), así también el nemátodo del género - - Laurotravassoxyuris encontrando en intestino y recto de - - Cichlasoma istlanum (60).

El pescado blanco Chirostoma estor parasitado por nemátodos de la familia Capillariidae, del lago de Pátzcua - ro, Michoacán (63).

Se han encontrado nemátodos en invertebrados tal - es el caso del artrópodo Hiltonius carpinus (75).

## OBJETIVOS:

- Analizar de diversos órganos de peces cuales muestran infección.
- Describir la estructura externa e interna de los nemátodos encontrados en peces.
- Desarrollar técnicas de colecta, fijación, tinción, aclaramiento y montaje de nemátodos de peces.

## MATERIAL Y METODOS:

## MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestra de peces (bagre, pescado blanco, tilapia, mojarra).

## MATERIAL DE LABORATORIO:

- 1 charola de disección.
- 1 Aguja de disección.
- 1 Bisturí.
- 1 Tijeras chicas.
- 4 Cristalizadores.
- 1 Microscopio estereocópico.
- Porta objetos
- Cubreobjetos
- Solución fisiológica. (Ver anexo para preparación).

- Agua destilada.
- Alcohol etílico 70%.
- Líquido de Bouin (Ver anexo).
- Bálsamo de Canadá o euparal.
- Lactofenol (Ver anexo para preparación).
- Líquido de lent.
- Glicerina.
- Formol 5 - 10% o AFA. (Ver anexo para preparación).

#### PROCEDIMIENTO O PROCESO EXPERIMENTAL:

- . Coloca los ejemplares para estudio en una charola de disección.
- . En el examen externo revisa la superficie del cuerpo, aletas, ojos, boca y los orificios nasales, genital y anal.
- . En el examen interno, revisa bajo el microscopio estereoscópico la cavidad natatoria; abre longitudinalmente el hígado, bazo, riñón, gónadas, musculatura y cerebro; localiza si encuentras quistes de larvas y de parásitos, tomando una muestra y observalo comprimida en dos portaobjetos.

Abre con unas tijeras pequeñas el intestino longi

tudinalmente y observa el contenido ayudándote con la aguja de disección, coloca por separado en los cristalizadores, con solución de Ringer o solución fisiológica, los parásitos que encuentres especificando en qué parte del pez los encuentres. Con el fin de que no se mezclen los parásitos de la cavidad bucal con los del intestino, y para tener la localización exacta del parásito en el huésped.

Las vísceras del huésped se deben bañar de vez en cuando con la solución salina, para evitar que se dessequen.

3

El contenido estomacal e intestinal se puede observar al microscopio, disolviéndolo en una caja de petri con agua de sal.

Toma una muestra de intestino y obsérvala al microscopio; trata de localizar larvas de parásitos que se encuentren en las paredes del tubo digestivo formando ronchitas o quistes.

Los nemátodos que encuentres fíjalos en alcohol etílico al 70% caliente; colócalos entre porta y cubreobjetos, en líquido de Bouin. Utiliza para teñirlos una de las técnicas convencionales usadas en el laboratorio, tricómica de gomorri, la hematoxilina de Ehrlich o el paracarmín de -

Mayer.

Elabora preparaciones permanentes montadas en bálsamo de Canadá o resina sintética excepto algunos especímenes que se requiere aclarar con lactofenol, líquido de lent y glicerina para observación de estructuras internas toma medidas de los especímenes en mm.

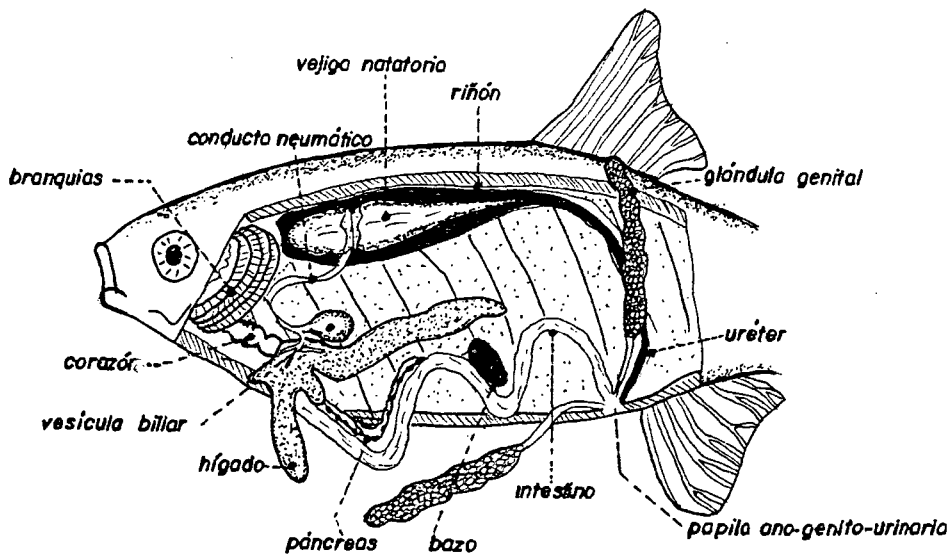
Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

RESULTADOS:

Elabora dibujos de los especímenes encontrados, - toma fotografías.

Diseña un cuadro comparativo de los parásitos encontrados en los diversos peces examinados.

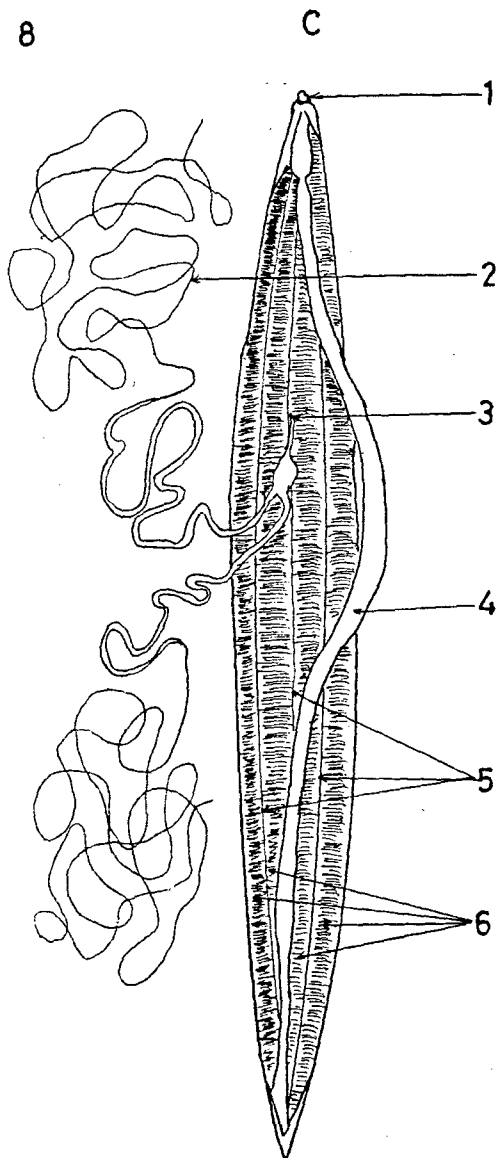
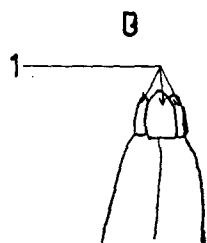
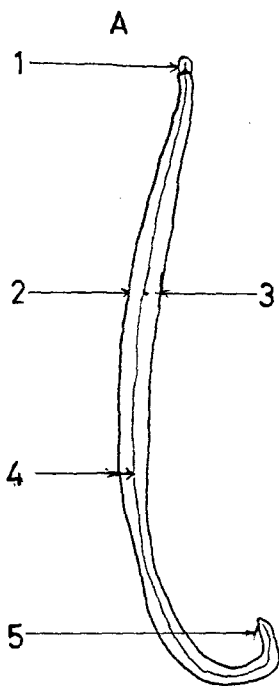
HOSPEDERO (PEZ)	No. PARASITOS	LOCALIZACION DEL PARASITO EN EL - PEZ



Organización interna de un pez.



LAMINA 8



EXPLICACION DE LA LAMINA 8

Esquema A.- Vista de conjunto de un Ascaris macho.

- |                               |                 |                |
|-------------------------------|-----------------|----------------|
| 1. Labios rodeando a la boca. | 2. Cata ventral | 3. Cara dorsal |
| 4. Línea longitudinal.        | 5. Ano y pelos. |                |

Esquema B.- Extremidad anterior aumentada.

1. Labios

Esquema C.- Ascaris hembra abierto.

- |                          |                           |                      |
|--------------------------|---------------------------|----------------------|
| 1. Boca y labios         | 3. Orificio de la puesta* | 5. Surcos            |
| 2. Glándula reproductora | 4. Tubo digestivo         | 6. Campos musculares |

\* O gonópodo

## BIBLIOGRAFIA:

- 7 - Barnes, R.D. Zoología de los invertebrados, -  
Editorial Interamericana, México, 1984.
- 8 - Barrera, A., Uniformidad y diversidad del mundo vivo, UNAM, primera edición, México 1970.
- 12 - Burton, M., Los primeros animales, Editorial-Daimon, México. 1985.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (invertebrados) Ediciones Jover, 14a. Edición, Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados, Editorial Trillas, México, 1984.
- 39 - Gardiner, S.M. Biología de los invertebrados, Ediciones Omega, Barcelona 1978.
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo, Editorial Limusa, México. 1982.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología tomo 1 (invertebrados) Editorial Toray Masson, Barcelona, 1982.
- 54 - Meglitsch, P.A. Zoología de los invertebrados, Editorial Blume, 2a. Edición, España 1987.
- 61 - Osorio Sarabia, D. "Descripción de una nueva especie de Goezia zeder, 1800 (Nemátodos: - - Goezidae), en peces de agua dulce de México".

- An. del Inst. de Biol. de la UNAM. México. -  
Vol. 52 No. 1 (1982).
- 62 - Osorio Sarabia, D. y Colbs. "Fauna helmintolô-  
gica de peces dulceacuïcolas de Tabasco". Uni-  
versidad y Ciencia Vol. 4 No. 7. (1987)
- 67 - Salgado, G.D. Osorio, "Helmintos de algunos -  
peces del lago de Pátzcuaro" Ciencia y desa--  
rollo, México No. 74 (1987).
- 81 - UANL, Facultad de Cs. Biolôgicas, parásitos -  
y enfermedades del bagre Ictlurus sp publica-  
ción técnica No. 2 (1986).

NEMATODOS FITOPARASITOS Y HABITANTES  
DEL SUELO

INTRODUCCION:

Se conocen poco más de 1,000 sp de nemátodos de -  
suelo (1).

Los nemátodos que atacan a las plantas represen--  
tan uno de los principales problemas para la agricultura. -  
Estos parásitos se alojan en raíces, yemas, tallos, hojas e  
incluso viven en las semillas de las plantas cultivadas por  
el hombre (35) (45) (6).

Los síntomas más frecuentes que se presentan en -  
las plantas atacadas por los nemátodos son el desarrollo de  
ficiente, el marchitamiento y la aparición de manchas en el  
follaje y aún la muerte. (35). Hay nemátodos ectoparásitos  
y endoparásitos; los primeros se alimentan del vegetal me--  
diante punción de la pared celular con estiletes y aspira--  
ción de su contenido.

Los nemátodos endoparásitos en etapa juvenil en--  
tran a la planta alimentándose de las células vivas ocasio--  
nando la muerte celular dando lugar a agallas. La reproducción  
tiene lugar en el interior del huésped y la nueva genere

ración de crías emigra a otras plantas, soportan temperaturas de  $-272^{\circ}\text{C}$  a  $+ 80^{\circ}\text{C}$ . (6) (45).

Las plantas cultivadas dañadas regularmente con nemátodos son: la papa, arroz, coco, plátano, algodón, café, cítricos, hortalizas, etc.

Entre algunos ejemplos de fitoparásitos: Anguina tritici, que ataca al trigo; Aphelenchoides cocophilus, parásito de los cocoteros; Heterodera schachtii que ataca la remolacha azucarera. (45) (78) (35) (40) (31), (36).

Entre los desinfectantes de nemátodos se encuentran los hidratos de carbono halogenados como: Cloropicrina, etileno, dicloruro, tetracloroetano, etc. (78)

#### OBJETIVOS:

- Construir material útil para esta práctica.
- Obtener mediante técnicas adecuadas nemátodos - fitoparásitos.
- Desarrollar técnicas de fijación, tinción y montaje, para nemátodos fitoparásitos.

## MATERIAL Y METODOS:

## MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de suelo.
- Muestras de plantas (posiblemente infectadas) -  
(papa, bulbos de cebolla o ajo con apariencia -  
fofa, raíces, etc.)

## MATERIAL PARA CAMPO Y LABORATORIO.

- Agua.
- Microscopio estereoscópico.
- Microscopio compuesto.
- . Pala.
- . Bolsas de polietileno.
- . Frascos de boca ancha con tapadera de 1/2 ó 1 -  
litro.
- . Etiquetas para rotular.
- Tamiz de 325 mallas por pulgada cuadrada.
- Charola de disección.
- Embudo. (Para el método del embudo de Baerman -  
ver anexo para muestras de suelo o material, ve  
getal macerado).
- Alfileres entomológicos del No. 000.
- Papel filtro.
- Soporte metálico con anillo.

- Trozo de tubo de goma de 10 cm. de largo.
- Pinzas de Mohr.
- Pedazo de tela de alambre o mosquitero.
- Papel facial.
- Balanza granatoria.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Formol al 5% y al 10%.
- Cerdas de plástico.
- Mechero.
- Gelatina glicerínada para montaje.
- Medios de la Turtox para montaje.
- Cuaderno de campo.
- Lápiz.

. Material para llevar al campo.

Para procesar partes vegetales utilice el Método de maceración (Ver anexo).

Para procesar grandes cantidades de suelo utiliza el método combinado de Tamizado-embudo. (Ver anexo).

- Para la muerte y fijación utiliza el método de Seinhorst (Ver anexo).
- Barniz de uñas.
- Para el montaje de los nemátodos se utilizará el montaje en gelatina glicerínada. (Ver anexo)



## PROCEDIMIENTO O PROCESO EXPERIMENTAL.

+ Para obtener las muestras:

- a) Suelo: Introduce una pala, tomando el suelo inmediato a las raíces de la planta enferma, se elimina la capa seca superior. Se recomienda un perfil de 30 a 40 cm., de profundidad que se coloca en una bolsa de polietileno.
- b) Se saca cuidadosamente con una pala la planta-enferma con su raíz.

Incluye el suelo adherido al sistema radicular, - el cual se coloca en una bolsa de polietileno, en una eti--queta se anota el tipo de cultivo, localidad, fecha, sínto--mas del área dañada, distribución, etc. Las muestras deben conservarse en lugares frescos y sombreados. Si la muestra estaba seca, humidézcase en el laboratorio y déjese dos o - tres días para activar a los nemátodos antes de procesarla. Si se tomó a temperaturas bajas, déjese dos o tres días a - la temperatura del laboratorio, antes de procesarla.

Observa directamente las plantas e identifica si--se encuentra parasitada por nemátodos, algunas especies se--observan como pequeñas bolitas blancas o morenas, con apa--riencia de quistes sobre las raíces jóvenes, otras en el in

terior de las agallas. Entre los nemátodos importantes que se pueden coleccionar en esta forma, están las especies de los géneros Meloidogyne, Nacobbus, Heterodera y otros. Disec-- tando las partes del vegetal y con agujas finas se pueden - extraer los parásitos los que se deben colocar temporalmen-- te en agua o sobre los portaobjetos para observarlos al mi-- croscopio.

Los bulbos o cebollas de apariencia fofa general-- mente están parasitados; al colocarlos en agua numerosos y-- finos nemátodos del género Ditylenchus comienzan a salir. - Se toma una muestra y se observa al microscopio estereoscó-- pico.

Hay diversos métodos tales como una muestra de -- suelo, o de material vegetal, por el método del embudo de - Baerman, método de incubación, método de tamizado-embudo. - (Ver su desarrollo en el anexo).

Utiliza el método más adecuado según tu colecta - realizada.

. Dibujo del embudo de Baerman y del método de in-- cubación, al final de la práctica.

Una vez obtenidos los nemátodos fitoparásitos se pescan usando cerdas de plástico afiladas, (puedes usar las de un cepillo para el cabello), alfileres entomológicos del No. 000 ó micropipetas. Se pueden matar los nemátodos en un portaobjetos; exponiéndolos por algunos segundos sobre la flama de un mechero, sin sobrecalentar. Se fijan con una gota de fijador doblemente concentrada, igual a la que contiene los nemátodos (formol 5%).

También se pueden fijar fitoparásitos por medio del método de Seinhorst (1966) (Ver anexo).

Otro método general de fijación es: pipetear los especímenes dentro de una laminilla excavada y calentarla en lo alto de la flama del mechero hasta que los nemátodos se distiendan. No debe hervirse o recalentarse mucho.

Para el montaje de los nemátodos utiliza el montaje en gelatina glicerizada o montaje con medios de la Turtox. (Ver anexo).

Consulta las láminas que se te dan al final de la práctica.

**RESULTADOS:**

- Realiza dibujos de la anatomía que observes en los nemátodos, interpreta sus medidas.
- Toma fotografías de las plantas dañadas.
- Con las preparaciones permanentes realiza una colección de placas fijas.
- Anota en que especies de plantas o de suelo en contraste mayor número de nemátodos.

**DISCUSION O ANALISIS DE LOS DATOS:**

Fig. A

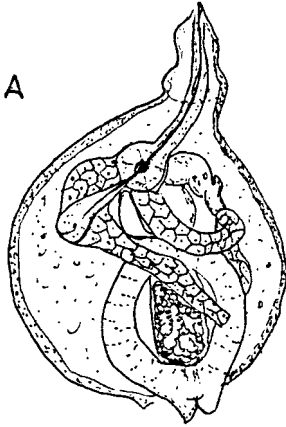


Fig. B

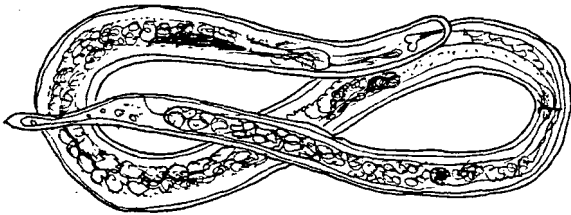
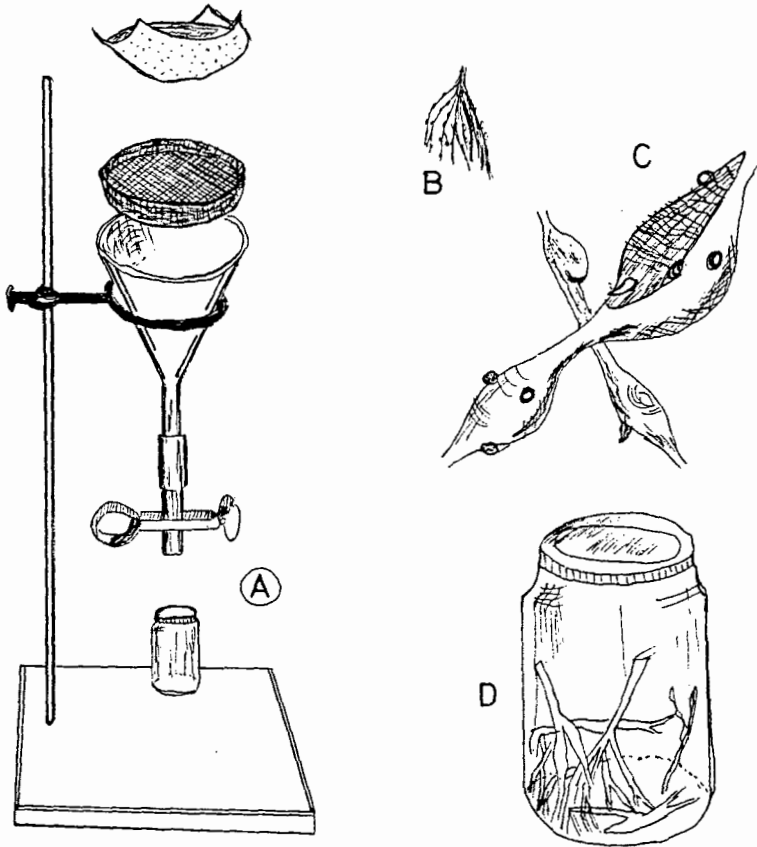


Fig. A, Hembra de *Sphaeronema californicu*. B, Hembra Filamentosa de *Radopholus Similis*



Figs.: A, Embudo de Baerman. B y C, Raíces parasitadas con nemátodos. D, Extracción de nemátodos fitoparasitados por el método de incubación.

## BIBLIOGRAFIA:

- 6 - Barnes, R.D. Zoología de los Invertebrados, -  
Editorial Interamericana, México. 1984.
- 11 - Burges, A., Biología del suelo, Editorial ome  
ga, Barcelona, 1974.
- 31 - De la I. de Bauer, M. Fitopatología, edito- -  
rial Limusa, primera reimpresión. México, D.F.  
1987.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Tri-  
llas, México, 1984.
- 36 - García Alvarez, M. Patología vegetal práctica.  
editorial Limusa, segunda edición México, D.F.  
1984.
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de la  
boratorio y de campo, Editorial Limusa, Méxi-  
co, 1982.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I (In--  
vertebrados). Editorial Toray Masson, Barcelo  
na 1982.
- 78 - Stakman, E.C. Principios de patología vegetal,  
Editorial Universitaria de Buenos Aires. 1963.

De la bibliografía general.

TAXONOMIA DE NEMATODOS FITOPARASITOS DEL  
SUBORDEN TYLENCHINA.

INTRODUCCION:

El suborden Tylenchina incluye a la mayoría de los nemátodos de importancia agrícola.

En la familia anguinidae, únicamente Ditylenchus y Anguina pueden considerarse los géneros causantes de problemas graves en la agricultura especialmente el primero.

Todos los géneros de la familia Pratylenchidae son parásitos graves de plantas cultivadas, especialmente Pratylenchus, Radopholus, Hirschmanniella y Nacobbus éste último fitopatógeno que causa daños muy severos en cultivos importantes.

En los géneros de la familia Hoplolaimidae, la evolución del parasitismo tiende al endoparasitismo y al sedentarismo. Existen especies que para alimentarse encajan el estilete, la cabeza y parte del extremo anterior del cuerpo.

Hay algunos endoparásitos migratorios Helicotylenchus y otras cuyas hembras maduras son sedentarias Rotylenchus



chus casi todos los géneros causan daños de importancia en la agricultura. La familia Heteroderidae es de mayor importancia económica en el suborden Tylenchina. Incluye al género Meloidogyne típicos formadores de quistes (Globodera, Punctodera, Cactodera y Heterodera) presentan grandes pérdidas en la agricultura.

Son patógenos que afectan a plantas herbáceas - - anuales cultivadas o arvences hasta árboles de gran talla.

Los Criconemátidos han evolucionado su parasitismo en hábitos y hospedadores. (31)(36)(77).

#### OBJETIVOS:

- Adquirir habilidad en el manejo de claves para la identificación de nemátodos fitoparásitos -- del suborden Tylenchina.

#### MATERIAL Y METODOS:

#### MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de nemátodos fitoparásitos (los ya obtenidos en la práctica anterior).

## MATERIAL DE LABORATORIO:

- Portaobjetos.
- Aguja de disección.
- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.
- Claves para identificar nemátodos fitoparásitos del suborden Tylenchina.

## PROCEDIMIENTO O PROCESO EXPERIMENTAL:

- Utilizando tus claves, observa detalladamente tu material de estudio.
- Ubica primeramente tu espécimen en la superfamilia a la que pertenezca.
- De acuerdo a sus características que observes en él ubicalo dentro de su familia, subfamilia y género al que pertenezca.
- Destaca la importancia de tus especímenes en cuanto a que tipo de vegetal parasitaba y que importancia tiene éste económicamente.
- Consulta los conceptos que no estén claros.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

## RESULTADOS:

- Realiza dibujos detallados de tus ejemplares.
- Describe detalladamente tus ejemplares.
- Escribe los siguientes datos de tu espécimen de acuerdo a las claves.

SUPERFAMILIA \_\_\_\_\_

FAMILIA \_\_\_\_\_

SUBFAMILIA \_\_\_\_\_

GENERO \_\_\_\_\_

## BIBLIOGRAFIA:

- 31 - De la I. de Bauer, M. Fitopatología editorial Limusa. primera reimpression. México, D.F. - - 1987.
- 36 - García Alvarez, M. Patología vegetal práctica, editorial Limusa, segunda edición, México, D.F. 1984.
- 77 - Sosa Moss, C. "Claves para géneros de nemátodos fitoparásitos del suborden Tylenchina".- Colegio de Postgraduados Montecillo, México-enero (1990).

De la Bibliografía General.

## ACANTOCEFALOS PARASITOS DE VERTEBRADOS

## INTRODUCCION:

Los acantocéfalos son metazoos, pseudocelomados -- de tubo digestivo, son endoparásitos en todas las etapas -- del ciclo vital. Son un filo de aproximadamente 700 especies. Tienen cuerpo cilíndrico o semiovoide, con proboscice o trompa armada de ganchos recurvados; el metasoma o -- tronco tiene una superficie lisa o localmente armada de espinas. Pueden medir desde 1 - 2 centímetros o alcanzar hasta 45 cm en el caso de Macracantrhorhyncus hirudinaceus y -- en Nephridiachantus longissimus que mide 33 centímetros.

El color suele ser blanco, amarillo, rojo o par-- do. La trompa es el órgano con el cual el animal se adhiere al intestino del huésped. El tronco tiene como función-- proteger y contener las gónadas.

En su musculatura tienen fibras longitudinales y-- circulares.

La oviposición ocurre con un ritmo de 2,000 a -- 8,000 huevos diarios, dependiendo de la especie. (64)

Los acantocéfalos tienen sexos separados, dañan -- gravemente la pared intestinal de vertebrados (6).

Durante su estado larvario se encuentran enquistados en la cavidad general de crustáceos o insectos. Presentan dimorfismo sexual. (12)(30)(64)(83).

Se ha descrito a Caballerorhynchus lamothei parásito de la mojarra Diapterus olisthostomus (68). A Dollfusentis chandleri parásito del "pez dorado cola negra" - - - Haemulon melanorum. (70)

Se han encontrado acantocéfalos de la familia - - Leptorhynchoididae en el pez Centropomus robalito. (69)

En pargo y mojarra se ha encontrado el acantocéfalo del género Gorgorhinchoides bullocki. (71)

Así mismo en aves se ha encontrado el género - - Arhythmorhynchus brevis. (72)

Dentro de los acantocéfalos de mamíferos se encontró la especie Pachisentis gethi parásito de Spilogale pigmaea. (73)

Existen parásitos que cambian el comportamiento - de su patrón y al hacerlo logran que el patrón sea más vulnerable a la depredación. Entre ellos se encuentran cier--

tos acantocéfalos que infestan a cochinillas, devoradas luego por pájaros. (58)

El acantocéfalo Arhythmorhynchus brevis se encuentra principalmente en el pescado blanco y tiro. (73) (81)

El bagre (Ictalurus sp) generalmente se encuentra infestado por acantocéfalos de las clases: Eoacantocéfala y paleoacantocéfala.

La sintomatología producido por acantocéfalos es variada en muchos casos de infección generalizada no se han detectado síntomas evidentes; en algunos otros se observó un retraso en el crecimiento, pérdida de peso y prolapso -- rectal. Internamente en los sitios de implantación, puede comprobarse la presencia de nódulos, ulceraciones y perforaciones. Todos los helmintos ocasionan la muerte de sus hospederos, tanto en condiciones naturales como en cultivos. - (81).

## OBJETIVOS:

- Colectar acantocéfalos en vertebrados (peces y aves).
- Identificar las estructuras externas e internas en los acantocéfalos colectados.
- Utilizar técnicas de fijación, tinción y montaje para acantocéfalos.

## MATERIAL Y METODOS:

- Estuche de disección.
- Charola de disección.
- 3 Cristalizadores.
- 3 Frascos con aplicador.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.
- Muestras de peces y aves, con sus datos respectivos de su colecta.
- Agua destilada.
- Fijador AFA (Ver anexo para su preparación).
- Alcohol etílico al 70%.
- Tinción de hematoxilina de Erlich y de paracarmin de mayer (Ver anexo para su preparación).
- Medio de montaje: bálsamo de Canadá.
- Líquido de Bouin.



## PROCEDIMIENTO O PROCESO EXPERIMENTAL:

Coloca tu muestra, ya sea el pez o el ave en una charola de disección, previamente, anota los datos de tu muestra: procedencia, fecha y número de organismos que se van a analizar. Haz una incisión en la región ventral y saca sus órganos internos con mucho cuidado, evitando que se vayan a romper los intestinos. Extiende los intestinos y corta longitudinalmente. Observa bajo el microscopio estereoscópico el contenido de los intestinos; utilizando una aguja de disección para ello.

Señala en qué parte del intestino encuentras parásitos y colócalos en los cristalizadores con agua destilada; previamente membretados con: parásitos de la parte anterior de los intestinos, parte media y parte posterior.

Realiza un corte del hígado colocandolo en un portaobjetos y cubriendo con el cubreobjetos. Observa la preparación en el microscopio compuesto; identifica los cistocantos que se pueden observar en éste órgano cuando los peces están parasitados. Coloca los parásitos colectados en agua destilada durante 8 horas en refrigeración para que eviertan la proboscis. Fíjalos en líquido de Bouin aplanándolos ligeramente entre porta y cubreobjetos. Se conservan en alcohol etílico al 70% hasta ser teñidos con hematoxilina de Erlich, hematoxilina-eosina o paracarmín de Mayer y -

posteriormente hacer preparaciones totales montando en balsamo de Canadá.

Observa en el microscopio compuesto tus muestras y describe cada uno de los parásitos; tomando en cuenta las siguientes características:

- Forma de cuerpo.
- Longitud aproximada del tronco.
- Precisar si se encuentra en estadio juvenil (forma quística) o adulto.
- Si la proboscis es voluminosa en relación al cuerpo o no.
- Número de hileras de ganchos y cantidad de ganchos en cada hilera.
- Longitud del cuello; el cual se diferencia fácilmente de la proboscis y el tronco.
- Partes que se diferencien en el tronco por ejemplo: espinas cuticulares, hendiduras o si es muy marcada su musculatura.
- Identifica el ganglio cerebroide que se localiza en el tercio posterior del receptáculo.
- Localiza su aparato reproductor: en el macho son visibles un par de testículos y bajo éstos las glándulas de cemento.

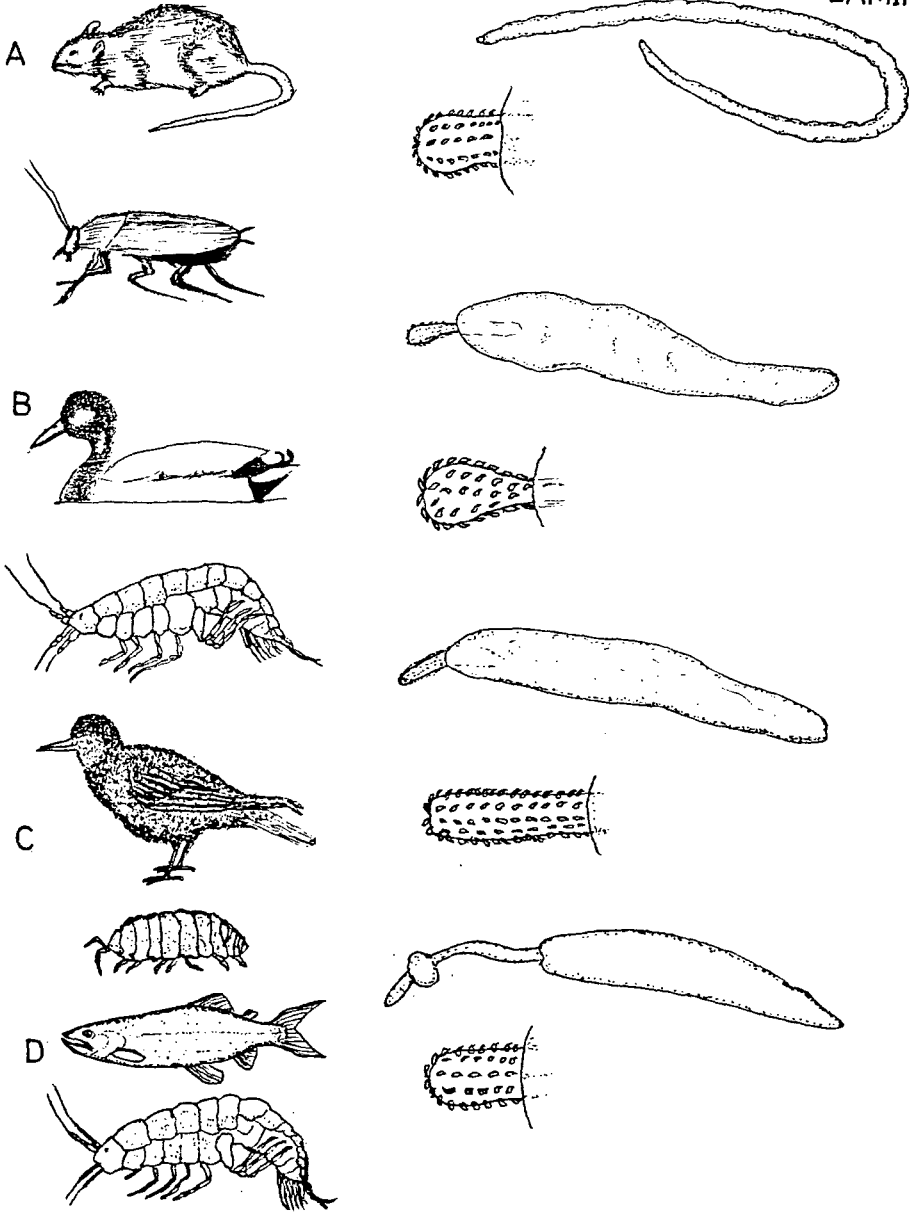
- En el aparato reproductor femenino localiza la posición del gonóporo y de la vagina.
- Nombre del hospedero.
- Fecha de colecta.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

Elabora dibujos y anotaciones de todo lo observado.

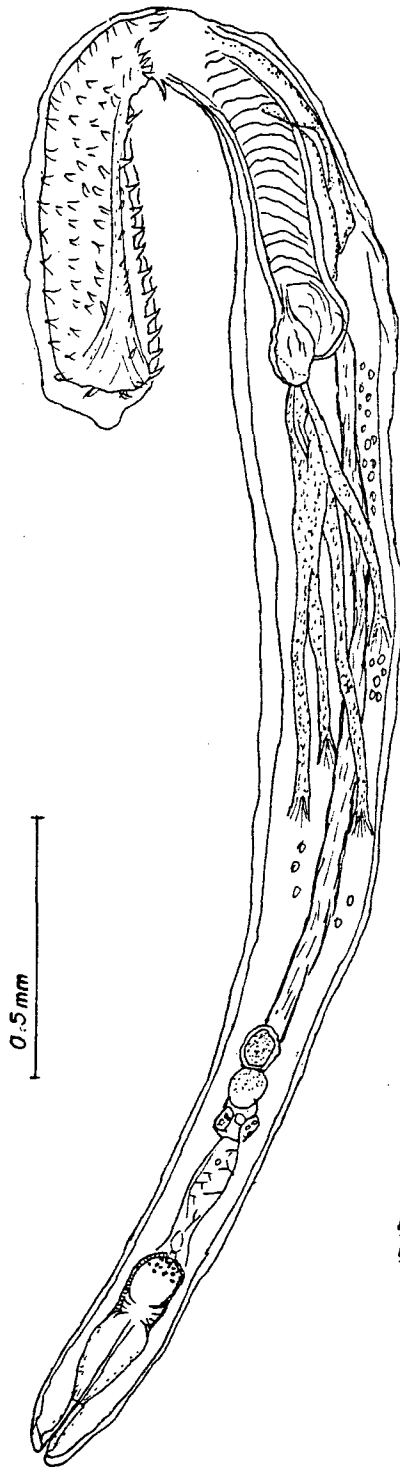
**RESULTADOS:**

Elabora gráficas donde se observen la cantidad de peces y aves examinados y la prevalescencia de parásitos en ellos. Dibuja todas tus observaciones y descríbelas.

**DISCUSIÓN:****CONCLUSIONES:**



Figs. A, Moniliformis, moniliformes. B, Polymorphus Paradoxus. C, Plagiorhynchus cylindraceus.  
D, Pomphorhynchus bevis.



*Macho de Pseudoleptorhynchoides  
lamottei*

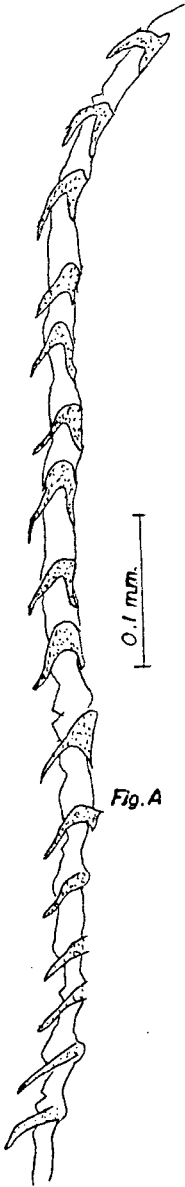


Fig. A

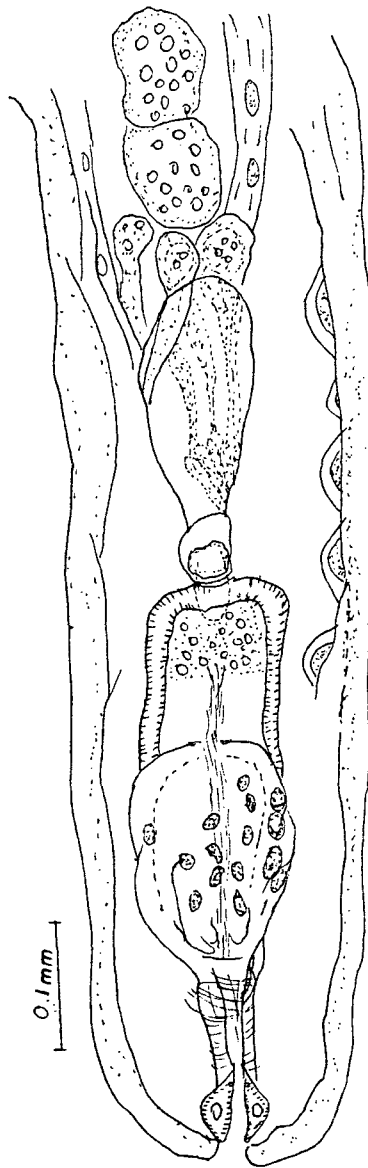


Fig. B

Fig. A, Hiler de ganchos de la proboscis *Pseudoleptortynchoides lamothei*.  
Fig. B, Aparato reproductor masculino de *Pseudoleptortynchoides lamothei*

Fig. A



Fig. A, Dollfusentis bravoae

Fig. B

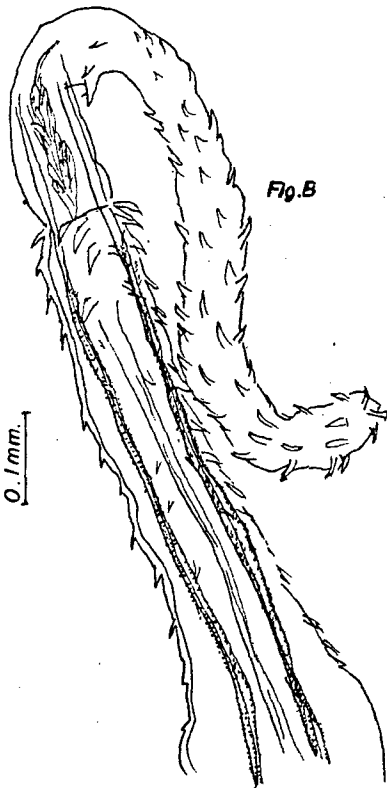
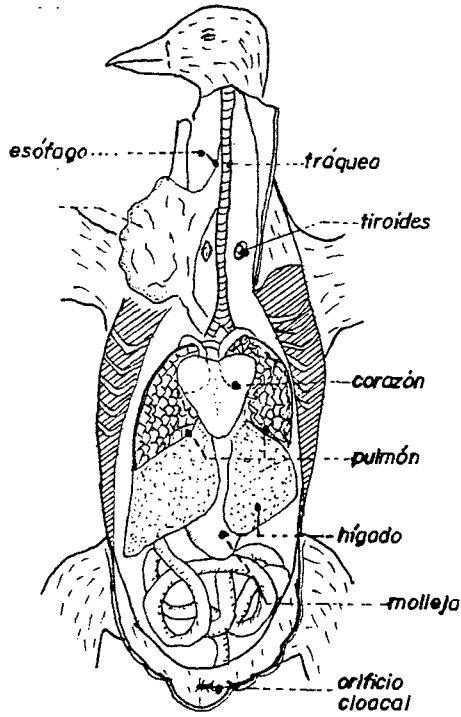


Fig. B, Dollfusentis Chandleri Golvan.





Organización interna de un ave.

## BIBLIOGRAFIA:

- 6 - Barnes, R.D. Zoología de los invertebrados, - editorial Interamericana, México 1984.
- 12 - Burton, M., Los primeros animales, editorial-Daimon, México 1985.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición Barcelona, 1980.
- 58 - Moore, J. "Parásitos de cambian el comportamiento de su patrón". Investigación y ciencia, primera edición (1986).
- 64 - Pietro Ariani, A. Acantocéfalos, nueva enciclopedia del reino animal, invertebrados. Editorial promexa (1985).
- 67 - Salgado G. Osorio D., "Helminths de algunos peces del Lago de Pátzcuaro" Ciencia y desarrollo, México No. 74 (1987).
- 68 - Salgado Maldonado G., "Acantocéfalos de peces I. Descripción de Caballerorhynchus lamothei gen. nov. esp. nov. (Acanthocéfalo fessisen-tidae) parásito de Diapterus olisthostomus, - Veracruz México. Exerta parasitología en memoria del Dr. Caballero y Caballero" An. del Inst. de Biol. UNAM. (1977)
- 69 - Salgado Maldonado, G. "Acanthocéfalos de pe--

- ces II. Descripción de un género y especie -- nueva (Acanthocéphala: Leptorhynchoidae) para sitio de Centropomus robalito de la laguna de Caimero, Sinaloa, México". An. del Inst. de Biol. UNAM México, Vol. 47 No. 1 (1976)
- 70 - Salgado Maldonado, G. "Acanthocéfalos de peces III. Redescripción de Dollfusentis chandleri Galvan, 1969 (Acanthocéfala: Illiosentidae) y descripción de una especie nueva del mismo género". An. del Inst. de Biol. UNAM México - Vol 47 No. 2 (1976)
- 71 - Salgado Maldonado, G. "Acanthocéfalos de peces IV. Hallazgo de Gorgorhynchoides bullocki Cable y Mafarachisi, 1970 (Acanthocéfala: Arhythmacanthidae) y descripción de algunos de sus estadios juveniles. "An. del Inst. de Biol. UNAM. México Vol. 50 No. 1 (1979).
- 72 - Salgado Maldonado, G. "Acantocéfalos de aves I. Sobre la morfología de Arhythmorhynchus brevis Van Clave, 1916 (Acanthocéphala: polymorphidae)" An del Inst. de Biol. UNAM. México vol. 51 No. 1 (1981)
- 73 - Salgado Maldonado, G. "Acantocéfalos de mamíferos I. Hallazgos de Pachisentis gethi (Machado, 1950) parásito de Spilogale pigmaea". An. del Inst. de Biol. UNAM. México Vol. 50-

81 - UANL, Fac. de cs. biológicas, parásitos y enfermedades del bagre Ictalurus sp. publicación técnica No. 2 (1986)

ESTRUCTURA Y FISILOGIA DE GASTEROPODOS TERRES  
TRES.

INTRODUCCION:

Las babosas y caracoles terrestres pertenecen al tronco de los moluscos, clase gasterópoda, subclase pulmonados y orden de los pulmonados terrestres.

Los caracoles y las babosas se mueven por ondulaciones musculares. Todos los gasterópodos tienen muchas -- glándulas mucosas en el pie que lubrican su superficie mientras se mueven por el suelo, dejando huella como evidencia de su actividad.

Los pulmonados terrestres respiran a través de toda su piel, pero en especial a través de las paredes del -- manto, la mayor parte del cual está especializado formando un pulmón.

Los productos nitrogenados del metabolismo se excretan en forma sólida, como ácido úrico. Todos los gasteropodos terrestres tienen un riñón simple que fija los restos nitrogenados de la sangre en el pericardio y se abre -- al exterior por un corto conducto cerca del ano en los pulmonados y cerca de la cavidad del manto de los prosobranchios.

Las poblaciones de Helix aspersa forman agregadas encontrándose en hendiduras bajo grandes piedras. Las babosas y sus huevos pueden resistir una prolongada exposición al frío, pero los huevos pueden morir con la sequía.

La mayoría de los caracoles y babosas en cautiverio se alimentan de lechuga, judías, coles, patatas, remolacha, trigo, etc., otros comen algas y líquenes de la superficie de los árboles y maderas en putrefacción, o bien comen hongos y algunos comen carne o carroña. Los animales del suelo tienen importancia en la descomposición de restos vegetales e influyen en la aireación y la capacidad de retención de agua en el suelo (39) (30).

Entre los caracoles pulmonados de tierra son útiles como alimento los siguientes: Helix aspersa, H. memoralis, H. hortensis y H. pomatia o caracol de las viñas. Algunos otros caracoles y babosas terrestres pueden convertirse en verdaderas plagas que afectan a muchos cultivos ya que atacan a hojas y raíces de las plantas. (28)

#### OBJETIVOS:

- Identificar las estructuras externas de algunos gasterópodos pulmonados terrestres.
- Analizar su locomoción, sensibilidad, nutrición y respiración.

- Aplicar técnicas de colecta y fijación para gasterópodos terrestres.
- Preparar placas fijas con rádula de gasterópo--dos terrestres.

#### MATERIAL Y METODOS:

#### MATERIAL BIOLÓGICO:

- Caracoles terrestres.
- Babosas terrestres.
- Lechuga o col.

#### MATERIAL DE LABORATORIO:

- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.
- Pecera pequeña para mantener vivos a caracoles- y babosas.
- Caja de petri.
- Charola de disección.
- Estuche de disección.
- Base de hielo seco.
- Alfileres.
- Gancho delgado.
- Descosedor.
- Pipeta.
- \* Frascos de boca ancha.

- Formol al 10% o alcohol al 70%.
- Canastilla de tela de alambre o base pequeña -  
de hielo seco.
- Técnica para preparar la rádula (ver anexo).
- Marcador de cera.
- \* Material para el trabajo de campo.

#### PROCEDIMIENTO:

Para coleccionar los gasterópodos terrestres hay que elegir un lugar húmedo, y buscar debajo de rocas o debajo de hojas en descomposición. La colecta es manual puedes -- ayudarte con una pinza para tomar tus muestras, trata de no dañarlos.

Observa en tus muestras su estructura externa e -- interna: Trata de distinguir las partes que salen de la -- concha que son el pie y la cabeza; dentro de la concha po-- dremos encontrar la masa visceral.

En la concha observa las estrias de crecimiento, -- su arrollamiento y su abertura.

Observa en su cabeza dos pequeños tentáculos que son táctiles y dos tentáculos más grandes en donde se localizan sus ojos, su boca se encuentra hendida. Observa que-



su pie termina adelgazándose en punta por el extremo posterior.

Observa su locomoción, respiración, sensibilidad y nutrición de estos gasterópodos colocándolos en una caja de petri.

La locomoción: Voltea tu caja de petri y observa como se desplaza reptando sobre la suela de su pie y para avanzar produce unas ondas de contracción de atrás hacia -- adelante.

Respiración: El pulmón lo tiene constituido por la cavidad paleal y ésta se encuentra en un orificio situado en el dorso del animal; este orificio se abre y se cierra alternativamente formando burbujas en la mucosidad que le recubre. Para evidenciar la respiración coloca varios caracoles sobre una base de tela metálica situada sobre un recipiente con agua y se tapa todo el conjunto con una campana de vidrio cuyos bordes quedan sumergidos en el agua se ñala el nivel del agua con un marcador de cera sobre la campana. Al cabo de un tiempo observarse como el agua empieza a ascender por el interior de la campana; puesto que en la respiración de los caracoles se absorbe y se desprende anhídrido carbónico que se disuelve en el agua.

La sensibilidad la podrás observar tocando con la aguja de disección sus tentáculos.

La nutrición: La realizan con la rádula, (estructura multidentada). Observala realizando una disección de su boca.

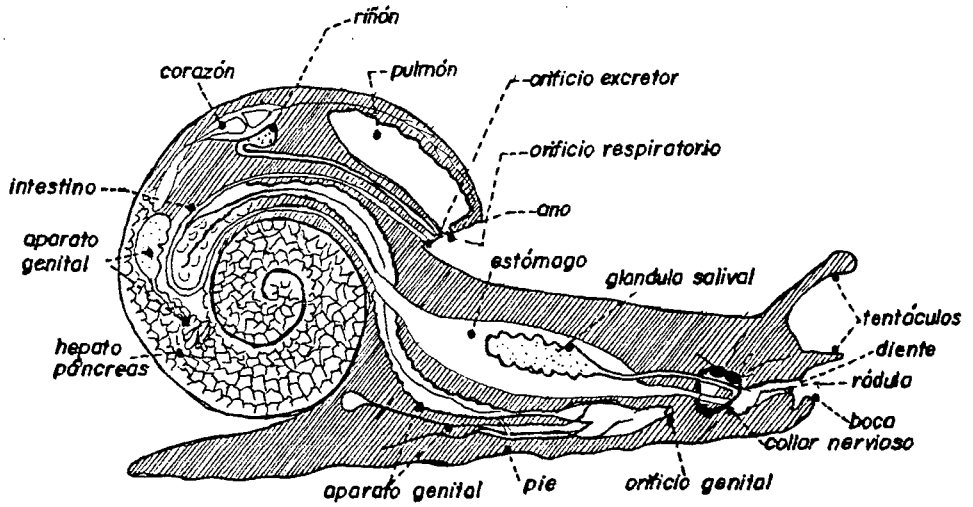
Para ver la masa visceral debe romperse cuidadosamente la concha de un animal muerto; para matarlos colocalos en un frasco lleno de agua tapado y en posición horizontal por 24 horas para que se asfixien y queden con el pie extendido, (se recomienda matar los caracoles y babosas terrestres 24 o 48 horas antes de la disección).

Sopla con una pipeta en el orificio pulmonar para identificar la cavidad paleal; cuyo techo esta formado por el manto y el borde del manto. Detrás del manto y ascendiendo hacia la masa visceral arrollada en espiral puede verse un órgano rosa pálido que es el riñón, a la izquierda del riñón se encuentra el corazón. El hígado es una masa verdosa que ocupa buena parte del arrollamiento. Siguiendo desde el ano hacia dentro se ve un tubo blancuzco: Es el intestino.

Al lado derecho de la cabeza se encuentran las -

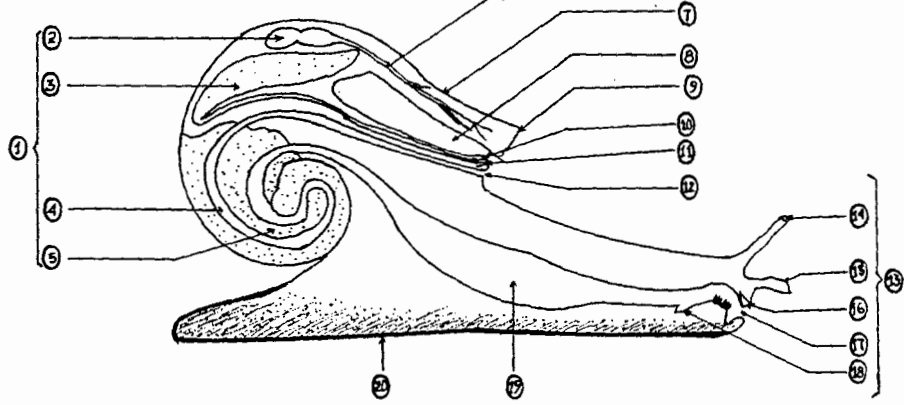
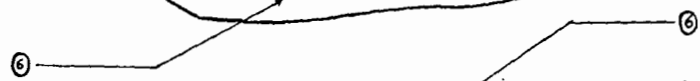
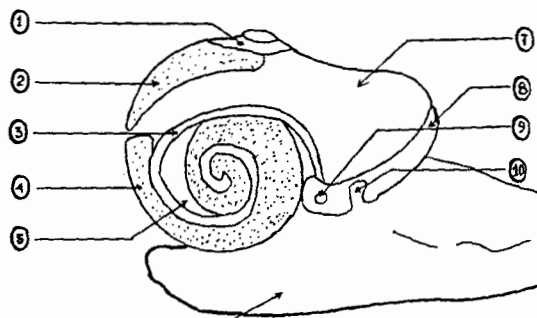
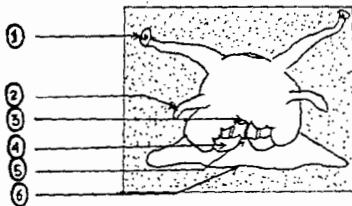
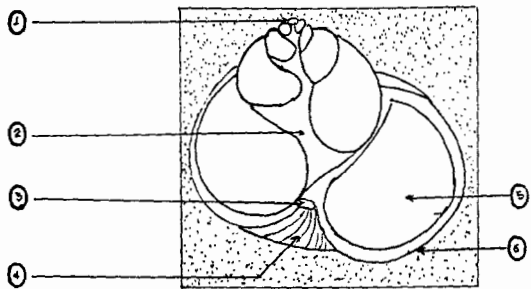
glándulas reproductoras. Después de muertos los caracoles y babosas se fijan en formol al 10% o alcohol al 70%. Elabora placas fijas de rádula (ver anexo para su preparación).

Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.



Representación esquemática de la organización del Caracol.

# LAMINA 17



## EXPLICACION DE LA LAMINA 17

### Esquema A.- Concha vista en corte vertical.

- |             |                           |                       |
|-------------|---------------------------|-----------------------|
| 1. Cumbre   | 3. Ombligo                | 5. Abertura           |
| 2. Columela | 4. Estrías de crecimiento | 6. Borde de la concha |

### Esquema B.- Caracol fuera de la concha.

- |                           |                         |
|---------------------------|-------------------------|
| 1. Corazón                | 6. Pie                  |
| 2. Riñón                  | 7. Manto                |
| 3. Intestino              | 8. Borde del manto      |
| 4. Hígado                 | 9. Ano                  |
| 5. Músculo de la columela | 10. Orificio del pulmón |

### Esquema C.- Cabeza vista de frente.

- |                     |                   |              |
|---------------------|-------------------|--------------|
| 1. Tentáculo ocular | 3. Labio superior | 5. Mandíbula |
| 2. Tentáculo táctil | 4. Labio lateral  | 6. Pie       |

### Esquema D.- Corte del cuerpo del caracol.

- |                  |                                 |                      |
|------------------|---------------------------------|----------------------|
| 1. Masa visceral | 8. Cavidad paleal<br>o pulmonar | 14. Tentáculo ocular |
| 2. Corazón       | 9. Borde del manto              | 15. Tentáculo táctil |
| 3. Riñón         | 10. Orificio respiratorio       | 16. Mandíbula        |
| 4. Intestino     | 11. Orificio urinario           | 17. Boca             |
| 5. Hígado        | 12. Ano                         | 18. Lengua rasposa   |
| 6. Vasos         | 13. Cabeza                      | 19. Estómago         |
| 7. Manto         |                                 | 20. Pie              |

## BIBLIOGRAFIA:

- 28 - Cifuentes Lemus, J.L. "Los moluscos como alimento actual y futuro" Mem. II, reunión nacional de malacología y conquiología, facultad de ciencias UNAM (1986).
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas, México, 1984.
- 39 - Gardiner, S.M. Biología de los invertebrados, ediciones Omega, Barcelona 1978.
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de la laboratoro y de campo, editorial Limusa, México 1982.
- 45 - Grasse Manial de zoología. Tomo I. Editorial-Toray Masson, Barcelona 1982.
- 81 - Villeneuve, F. y Désire, Zoología. Editorial-Montaner y Simón, segunda edición Barcelona - 1979.

De la bibliografía general.

MORFOLOGIA DESCRIPTIVA DE LA CONCHA DE GAS  
TEROPODOS MARINOS PARA SU IDENTIFICACION.

INTRODUCCION:

Los gasterópodos forman parte del grupo de los -- moluscos que son metazoarios celomados, fundamentalmente de simetría bilateral han perdido su metamerización, poseen -- cuerpo blando, manto que secreta la concha; celoma reducido a una cámara que aloja al corazón y órganos genitales; los nefridios son celomiductos. Presentan larva Trocófora al- igual que los anélidos, poseen segmentación en espiral. -- (48) (12) (30) (7) (26).

Su rango geológico va del Cámbrico Superior al Re- ciente. (37). Son unisexuales o hermafroditas, tienen desa- rrollo directo, o bien con una o dos fases larvarias (trocó- fora y velíger) (39). Se reconocen en los moluscos tres re- giones una anterior o cefálica; la cabeza donde se abre la- región dorsal y visceral cubierta por una túnica o manto -- que segrega la concha. La tercera es la región ventral y - muscular que es el pie que sirve ordinariamente para la lo- comoción. Tienen un sistema nervioso formado por un par -- de ganglios cerebroides. Los moluscos en su gran mayoría - poseen un aparato dislacerador de los alimentos, la rádula.



Hay que tener en cuenta que la disposición del celoma y sus correlaciones con los órganos genitales, el aparato excretor y el corazón caracterizan fundamentalmente -- la organización de un molusco (45).

Se incluyen dentro de los moluscos las siguientes clases: Anfineuros o polioplacóforos dentro de la cual se encuentra Chiton; Gasterópodos: babosas y caracoles; Scaphópodos: colmillos de mar; Pelicípoda: almejas, ostras, moluscos bivalvos; Cefalópodos: Calamares y pulpos; Monoplacóforos: *Neopilina galathea*.

Por su concha se pueden identificar muchas especies (14) (12) (30) (7) (57) (40).

Actualmente existen unas 100,000 especies y se conocen 35,000 fósiles, constituyendo después de los artópodos uno de los grupos más numerosos. Las primitivas especies fueron exclusivamente marinas pero el éxito de sus -- adaptaciones les permitió ocupar diferentes hábitats (12) -- (57).

La importancia socioeconómica de los moluscos -- es muy relevante dentro de los invertebrados pues constituyen importantes recursos pesqueros para fines alimenticios; en

éstos encontramos a caracoles, abulones, ostiones, pulpos, calamares, etc. (29)(35).

#### OBJETIVOS:

- Distinguir los principales caracteres morfológicos de la concha de un gasterópodo para su identificación.

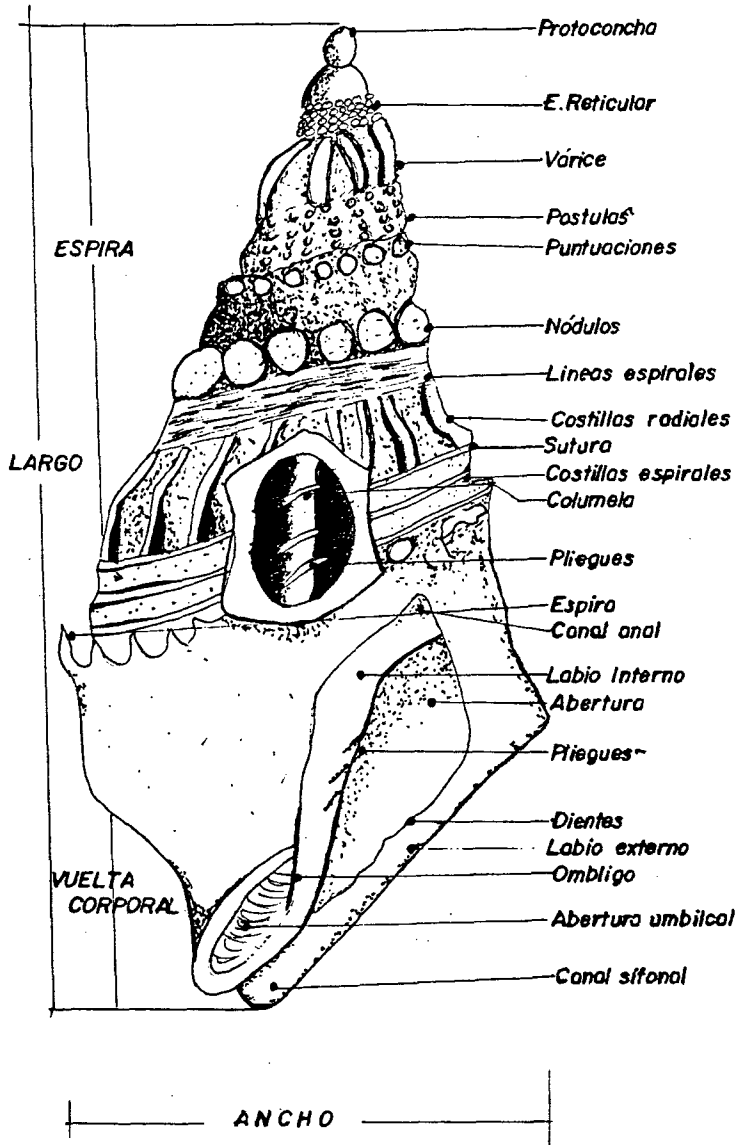
#### MATERIAL Y METODOS:

- Conchas de gasterópodos completas y seccionadas.
- Lupa.
- Cinta o regla (para medir).
- Claves.
- Vernier.

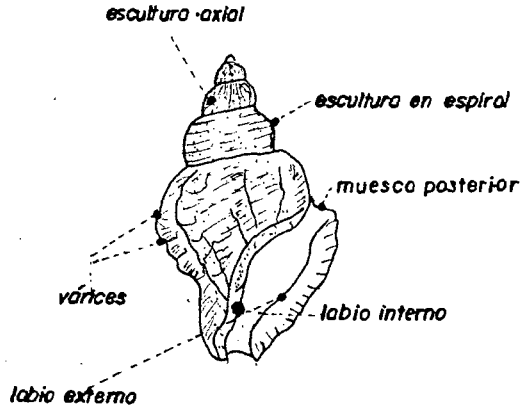
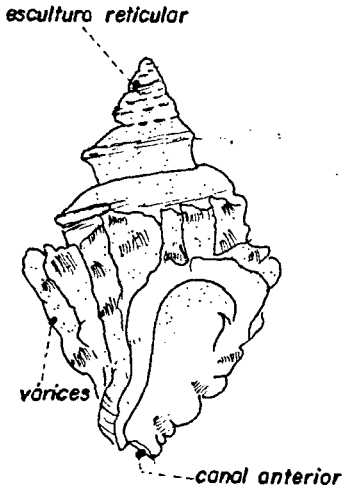
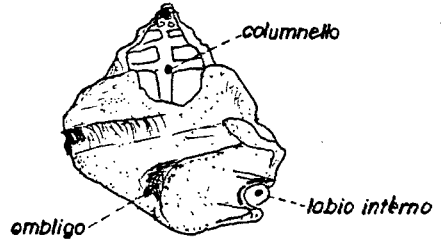
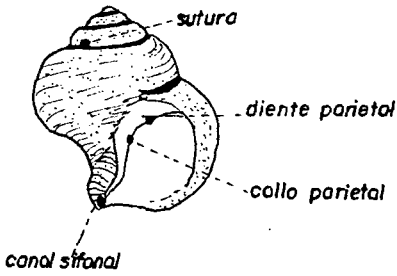
#### PROCEDIMIENTO:

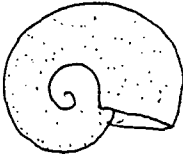
- Describe su coloración.
- Mide el largo y ancho de tu muestra, o su diámetro en el caso de lapas.
- Describe la forma que tiene.
- Describe la ornamentación, si tiene costillas, estrias, espinas, nódulos, tubérculos.
- Narra sintéticamente como es su abertura.

- Indaga cual fue su hábitat.
- Identifica el inicio de la concha al que se le denominará el núcleo.
- Observa la protoconcha que es de origen embrionario y que es diferente a las vueltas postnucleares en aspectos de color, forma, textura y escultura.
- Identifica la vuelta corporal conocida como --abertura, el resto del gasterópodo se conoce -- con el nombre de espira.
- Observa la unión o contacto entre dos vueltas - que reciben el nombre de sutura.
- Revisa el eje de la concha que recibe el nombre de columnela; ésta se extiende en algunos gasterópodos hasta adelante formando un tubo o canal llamado canal sifonal.
- Distingue el labio externo, labio interno y el ombligo.
- Utilizando las claves y la descripción de tu -- muestra, identifica su posición taxonómica.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

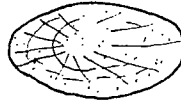


Concha Hipotética de un gasterópodo mostrando sus principales caracteres morfológicos





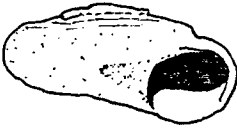
*espiral*



*pateliforme*



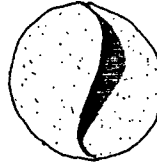
*globoso*



*lenticular*



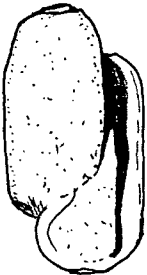
*ovoide*



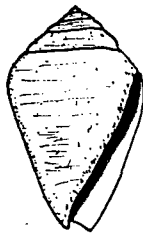
*bulloi*



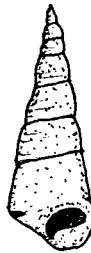
*turritiforme*



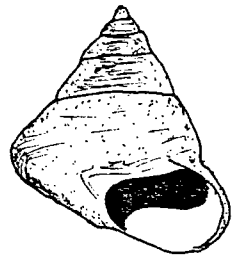
*cilindrica*



*cónica*



*turritiforme*



Diferentes formas de la concha de gasterópodo

## BIBLIOGRAFIA:

- 7 - Barrera, A., Uniformidad y diversidad del mundo vivo, UNAM 1a. Edición, México 1970.
- 12 - Burton, M., Los primeros animales, Editorial Daimon, México. 1985.
- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recursos VI bentos y necton, primera edición, la ciencia desde México No. 46. 1987.
- 29 - Cifuentes Lemus, J.L. Recursos marinos 2 primera edición. Editorial Trillas, 1983.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados editorial Trillas, México 1984.
- 37 - García Cubas, A. "Moluscos de un sistema lagunar tropical en el sur del Golfo de México -- (Laguna de términos Campeche)" Inst. de Cienc. del mar y limnol. UNAM. Publicación especial- No. 5 (1981).
- 39 - Gardiner, S.M. Biología de los invertebrados. ediciones Omega, Barcelona 1978.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología Tomo I (invertebrados) editorial Toray Masson, Barcelona.- 1982.

- 47 - Hanson, E.D. Diversidad animal, editorial -  
UTEHA México. 1985.
- 57 - Monton Planas, M., Los moluscos generalidades,  
ediciones Jover, primera edición, Barcelona.-  
1980.
- 48 - Keen, M.A. Sea shells of tropical west Ameri-  
ca second edition, stanford University Press,  
California 1971.

De la Bibliografía General.



ESTRUCTURA EXTERNA E INTERNA DE POLIPLACO  
FOROS.

INTRODUCCION:

Son moluscos de simetría bilateral. Concha dorsal y calcárea, compuesta por ocho piezas móviles entre ellas e imbricadas como un tejado; cada placa tiene una capa superficial llamada periostracum; una capa media parcialmente calcificada llamada tegmentum y una capa profunda enteramente calcificada, el articulamentum. El animal tiene la capacidad de arrollarse sobre sí mismo. El tegmentum está perforado por canales que se abren sobre el periostraco y contienen órganos sensoriales o estetas, algunos de los cuales tienen la estructura de un fotoreceptor. El pie forma una ancha suela sobre la que reptan el animal. El sistema nervioso es de tipo tetraneuro: dos cordones paralelos y dorsales y otros dos gánglios pedios.

El aparato respiratorio es parcialmente cerrado; con corazón aorta y arterias branquiales. Poseen dos riñones, su extremo proximal se abre en el pericardio (celoma) y el distal al exterior (poro urinario) en la cavidad pleural.

Los órganos genitales (sexos separados) son gene-

ralmente impares; los óvulos y espermatozoides son evacuados por conductos que se abren en la cavidad paleal, delante del poro urinario.

En la cavidad paleal se insertan las branquias en número variable según el género. El ano es posteroterminal.

La larva es trocófora. Habitan en zonas litorales marinas.

Se alimentan de algas. Se conocen fósiles desde el cámbrico.

Actualmente se reconocen 600 especies. Son de hábitos nocturnos.

Los quitones son consumidos en México con el nombre de "cucarachas de mar" y en España con el de "cochinillas de mar" siendo muy apreciados por su sabor, siendo los más consumidos Chiton stokesi y Chiton articulatus. (6) (26) (27) (28) (30) (37) (40) (45) (48).

#### OBJETIVOS:

- Analizar la anatomía externa e interna de poliplacóforos.

- Utilizar técnicas de colecta y fijación de poliplacóforos.
- Identificar taxonómicamente los poliplacóforos-colectados.

MATERIAL Y METODOS:

MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de poliplacóforos.

MATERIAL DE LABORATORIO:

- Caja de petri.
- Estuche de disección.
- Microscopio estereoscópico.
- Frascos de boca ancha.
- \* Gotero.
- Pipeta pasteur.
- \* Aceite de clavo.
- Formol al 10%.
- \* Alcohol al 70%.
- \* Cuchillo.
- \* Bolsas de plástico.
- \* Ligas.
- \* Hilaza.
- \* Cubeta.

- \* Material para llevar al campo.
- \* Cuaderno de campo.
- \* Lápiz.

PROCEDIMIENTO:

Para coleccionar poliplacóforos es importante un - - muestreo en una playa rocosa, pues éstos se van a encontrar fuertemente adheridos a las rocas; se desprenden con un cuchillo posteriormente se pueden acomodar por pares uniendosus regiones ventrales y amarrarlos con hilaza (no utilizar ligas); posteriormente se fijan con formol al 10%.

Otro método es, anestesiarlos primeramente antesde matarlos y consiste en lo siguiente: colocarlos en un -- recipiente con agua de su medio agregando a ésta algunas gotas de aceite de clavo, para luego fijarlos en formol al - 10% o alcohol al 70% para su conservación. Anota los si- - guientes datos de tu muestra:

Tamaño:

Color:

Forma:

Ornamentación:

Habitat:

Distribución geográfica:

Distribución local:

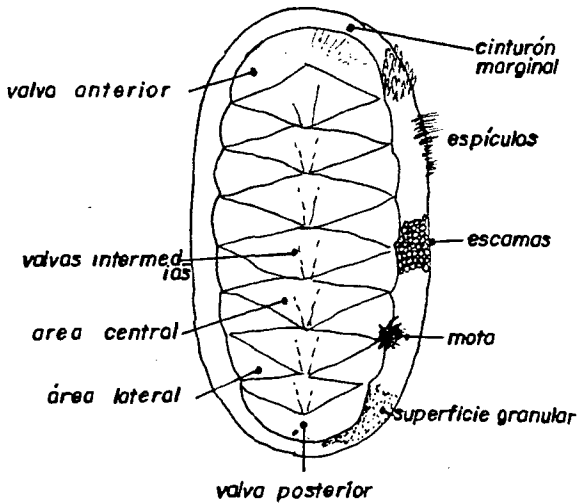
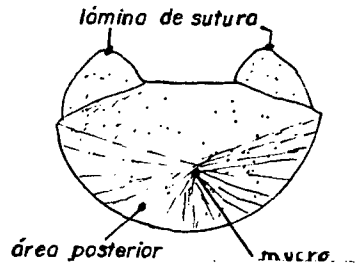
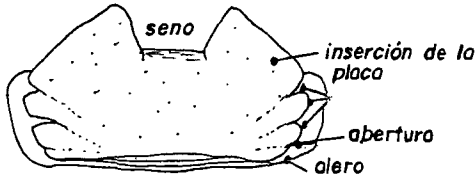
Describe a continuación su anatomía externa:

- Distingue la región anterior que es donde se va a localizar la boca.
- Localiza la región posterior o anal.
- Identifica el manto y las branquias.
- Localiza el orificio genital y excretor que se abre en el surco paleal (realiza tu descripción ayudándote con el microscopio estereoscópico).

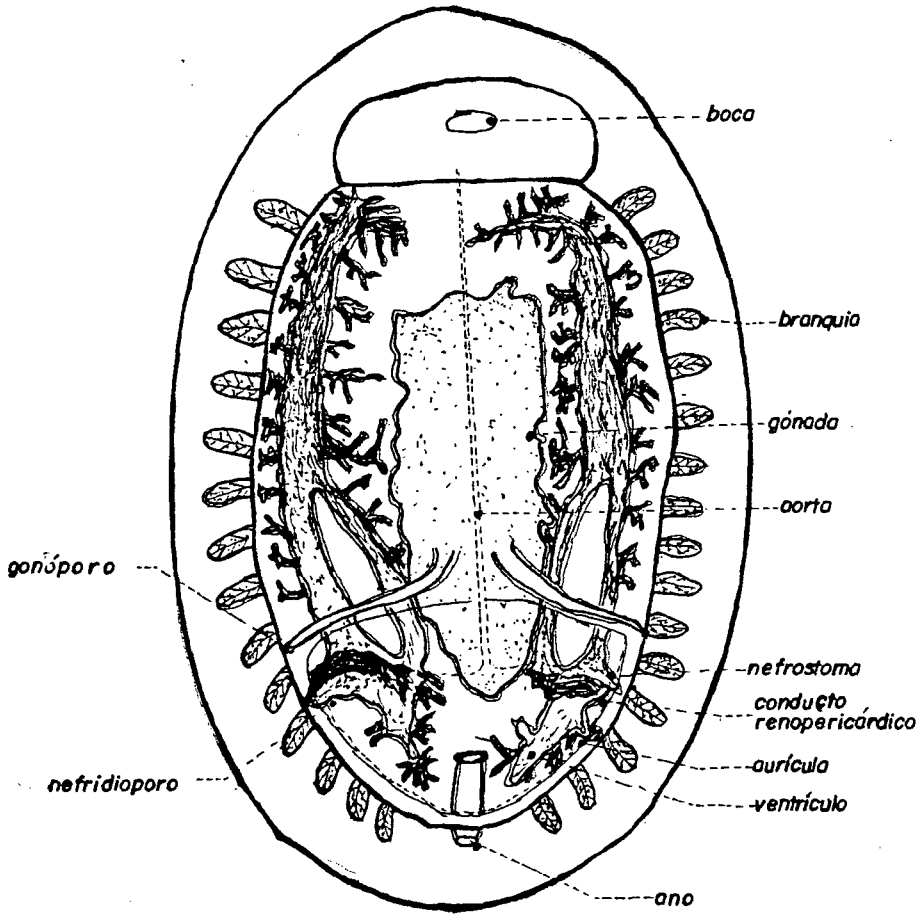
Describe su anatomía interna:

- Separa el cuerpo del animal de su concha dorsal.
- Por la región dorsal identifica su anatomía interna.
- Después de seccionar longitudinalmente, localiza su rádula, estómago, hígado, gónadas, corazón y aorta.
- Elabora anotaciones y dibujos de lo observado.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

RESULTADOS:

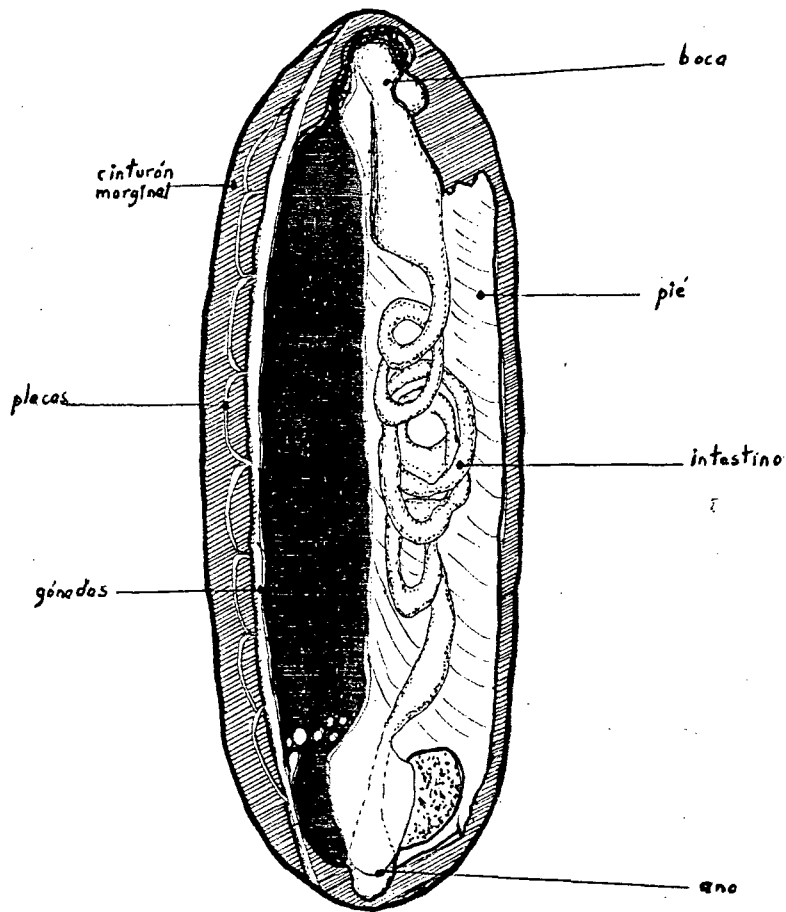


Descripción de la anatomía externa de poliplacóforas.



Anatomía interna del Chiton

Chiton



Estructura interna de un Chifón



## BIBLIOGRAFIA:

- 6 - Barnes, R.D., Zoología de los invertebrados.-  
Editorial Interamericana, México. 1984.
- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recur--  
sos VI bentos y necton, primera edición, la -  
ciencia desde México, No. 46, 1987.
- 27 - - - - - El océano y sus recursos -  
VII. Flujos de energía en el mar: reproduc- -  
ción y migraciones, primera edición. La cien-  
cia desde México. No. 63. 1988.
- 28 - - - - - "Los moluscos como alimen-  
to actual y futuro". Mem. II, reunión nacio--  
nal de malacología y conquiliología, Facultad  
de Ciencias, UNAM. (1986).
- 30 - De Haro Vera, A. Atlas de zoología (inverte--  
brados) ediciones Jover, 14a. edición, Barce-  
lona, 1980.
- 37 - García Cubas, A. "Moluscos de un sistema la-  
gunar tropical en el sur del Golfo de México.  
(Laguna de términos, Campeche)" Inst. de - -  
Cienci. del mar y limnol. UNAM. Publ. esp. - -  
No. 5. (1981)
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de la  
boratorio y de campo, editorial Limusa, Méxi-  
co, 1982.

- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I (invertebrados) editorial Toray Masson, Barcelona, 1982.
- 48 - Keen, M.A. Sea shells of tropical west, America second edition, Stanford University Press, California 1971.

De la Bibliografía General.

MORFOLOGIA DESCRIPTIVA DE LA CONCHA DE BI  
VALVOS PARA SU IDENTIFICACION.

INTRODUCCION:

Los bivalvos o pelecípodos, son después de los --  
gasterópodos, los moluscos más abundantes.

En su mayoría son marinos, pocas especies dulcea-  
cuícolas. Cuerpo de simetría bilateral, con una concha for-  
mada de dos valvas unidas dorsalmente por una bisagra y mo-  
vida por un ligamento y musculatura interior.

Partes blandas sin cabeza diferenciadas; con un -  
pie más o menos desarrollado; boca sin rádula.

Cavidad del manto con un par de branquias con fun-  
ción respiratoria y acumulación de alimento. Con sifones -  
más o menos desarrollados derivados del borde del manto, --  
que regulan la entrada y salida del agua de la cavidad pa--  
leal. Casi todos son dioicos. La gónada se abre a la cavi-  
dad del manto.

Desarrollo con larva véliger. Rango geológico -  
del ordovícico al reciente. (26) (27) (28) (37) (48).

**OBJETIVOS:**

- Describir la morfología de algunas muestras de bivalvos.
- Identificar taxonómicamente a los bivalvos por sus características morfológicas.

**MATERIAL Y METODOS:**

- Muestras de concha de bivalvos.
- Lupa.
- Cinta métrica.
- Vernier.

**PROCEDIMIENTO:**

- Obten el tamaño de tu muestra midiendo de la región dorsal a la región ventral y lateralmente.
- Describe su coloración.
- Describe su forma; ya sea alargada, circular, subtriangular, subrectangular, subcuadrada, - - etc.
- Narra brevemente como es su ornamentación; si presenta costillas, surcos concéntricos semejantes e igualmente espaciados; escultura radial o cancelada, etc.
- Sintetiza como es el área de la charnela pues - reviste una gran importancia desde el punto de

vista taxonómico, distinguiéndose los siguientes tipos de charnela con respecto a forma y -- disposición de los dientes.

. Taxodonta: Con dientes numerosos, casi iguales dispuestos en una forma transversal o diagonal respecto a la placa de cierre.

. Heterodonta: Con pocos dientes principales -- que se articulan entre sí con sus respectivas -- fosetas y hasta cuatro dientes anteriores y posteriores en forma de listón (comprende a la mayoría de los bivalvos.

. Desdomonta: Con una corta apófisis de la concha a manera de cuchara formada por dos dientes fusionados entre sí.

. Paquiodonta: Con pocos dientes a modo de pila y con sus respectivas fosetas en la balva -- opuesta.

. Disodonta: carecen de dientes.

. Esquizodonta: Con un diente central frecuentemente bifido en la valva izquierda en cuyas -- fosetas se introducen dos dientes de la valva -- opuesta.

. Isodonta: Con dientes fuertes y gruesos del mismo tipo y sus correspondientes fosetas en la valva opuesta.

. Hemidapedonta: Con la placa de cierre poco de sarrollada, dientes principales poco destacados sin dientes laterales.

. Anomalodesmática: La placa de cierre debilmente desarrollada y débiles listones dentales cuando se presentan.

- Observa si tu muestra tiene la valva derecha o izquierda semejantes entre sí; recibe el nombre de EQUIVALVAS pero cuando alguna de ellas es mayor que otra se le llama INEQUIVALVAS.
- Si cada valva posee simetría bilateral se nombran equiláteras en la mayoría de los bivalvos sus valvas no son simétricas y se les llama inequiláteras.
- Si los bordes de las valvas coinciden se llaman cerradas si no reciben el nombre de abiertas.
- Si a través de alguna abertura emerge el biso se le llama abertura bisal o si es el pie abertura pedal o el sifón abertura sifonal.
- Identifica su ligamento en la región dorsal.
- Localiza el umbo que es la región donde comienza su desarrollo a nivel larvario.
- Determina la orientación que presenta la concha con respecto a sus márgenes; margen dorsal, que se localiza donde está el umbo. Margen ventral,

anterior o pedio y posterior o sifonal.

- Observa en el margen anterior a la lúnula y en el margen posterior donde se insertan el ligamento externo se encuentran las ninfas.
- En la superficie externa de las valvas se encuentran las líneas o estrías de crecimiento -- que pueden presentar ornamentación o escultura-- simple o compleja formada por líneas, cordones, costillas, espinas, escamas, bandas, estrías, - etc.
- Localiza las impresiones musculares que corresponden a las cicatrices que dejan los músculos-- aductores.
- Identifica la línea paleal: que es una fina cicatriz que une a ambas impresiones musculares.- Cuando son bivalvos con sifones se encuentra en la parte posterior una entrante en forma de U - llamada seno paleal, que indica la posición de los sifones.
- Analiza como es su periostraco: que es una capa quitinosa que recibe el exterior de las valvas pudiéndose presentarse muy fina como un barniz -- hasta gruesa y filamentosa.
- Describe el hábitat de tus muestras y su distribución.

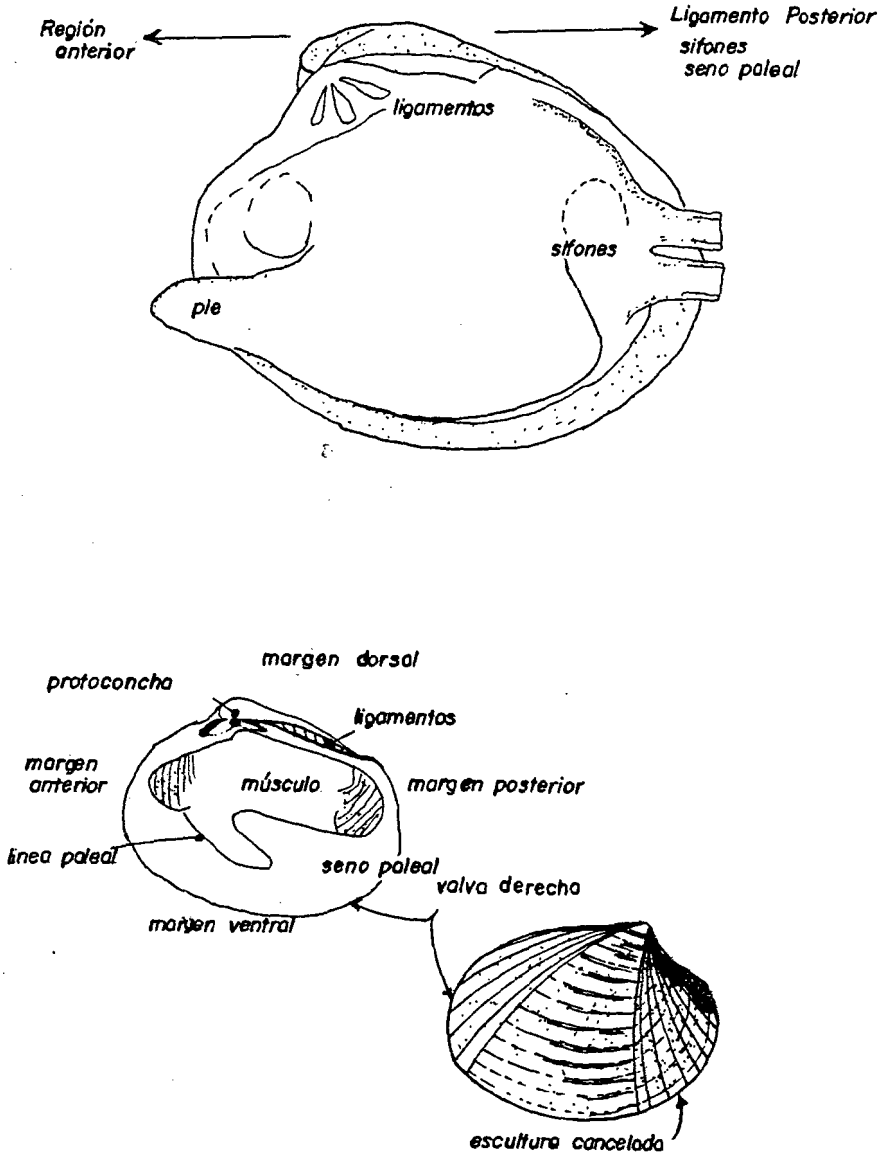
- Elabora dibujos y anotaciones de todo lo observado.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

RESULTADOS:

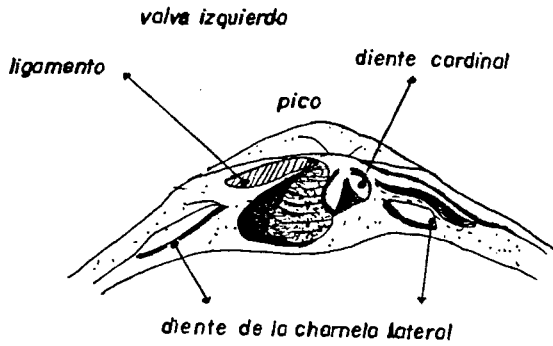
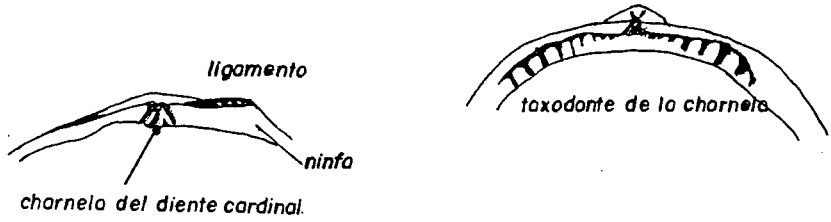
CONCLUSIONES:

DISCUSION:

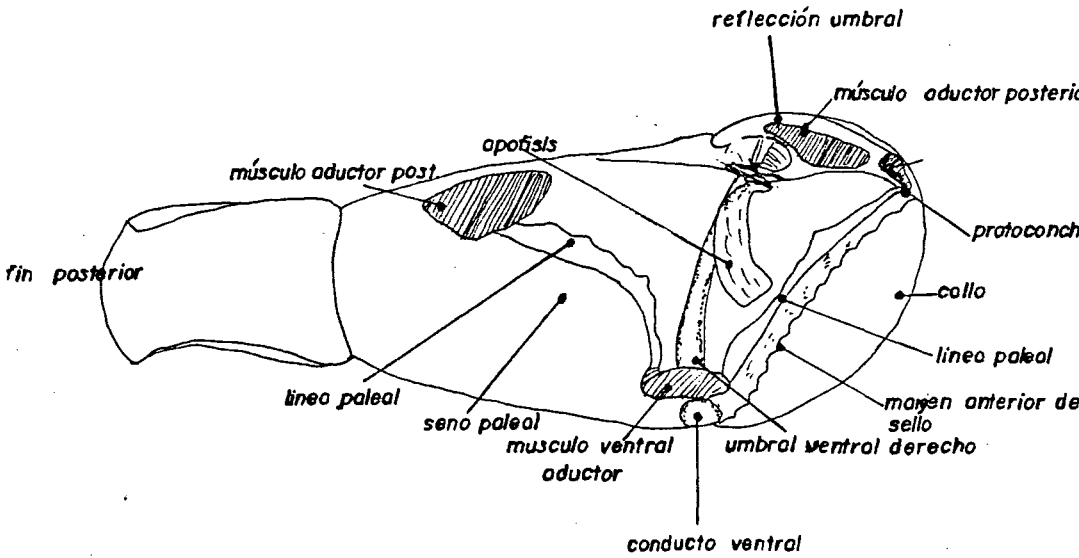
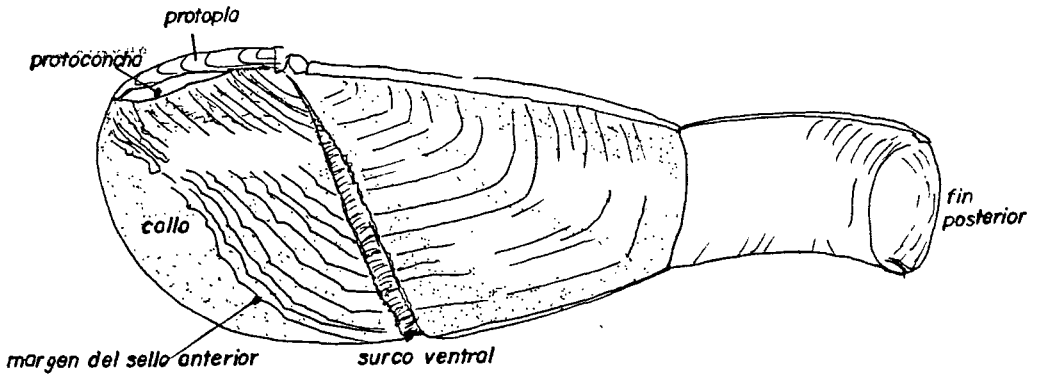




Estructura de la concha de bivalvo



Características de la charnela en relación a la disposición de los dientes



Estructura externa e interna de bivalvos

## BIBLIOGRAFIA:

- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recur--  
sos VI bentos y necton primera edición, la --  
ciencia desde México, No. 46. 1987.
- 27 - - - - - El océano y sus recur--  
sos VII flujo de energía en el mar: reproduc--  
ción y migraciones, primera edición, la cien--  
cia desde México. No. 63. 1988.
- 28 - - - - - "Los moluscos como ali--  
mento actual y futuro". Mem. II, reunión na--  
cional de malacología y conquiliología, Facul--  
tad de Ciencias, UNAM. (1986)
- 37 - García Cubas, A. "Moluscos de un sistema lagu--  
nar tropical en el sur del Golfo de México. -  
(Laguna de términos Campeche)" Inst. de cienc.  
del mar y limnol. UNAM. publ. esp. No. 5. - -  
(1981).
- 48 - Keen, M.A. Sea shells of tropical west, Ameri--  
ca second edition, Stanford University Press,  
California 1971.

De la Bibliografía General.

## ANATOMIA Y FISILOGIA DE BIVALVOS

## INTRODUCCION:

Son moluscos con cuerpo blando simétrico encerrado en una concha bivalva. Branquias laterales situadas a - ambos lados del cuerpo. Región cefálica extremadamente reducida. Pie pequeño, comprimido lateralmente y a menudo -- excavador. Micrófagos.

La concha es segregada por el manto que envuelve al animal. La región cefálica se reduce únicamente a su boca y sus palpos; la rádula ha desaparecido. Los sexos están separados. La larva tracófora pertenece al tipo véli-- ger.

En aguas dulces viven los Unio y Anodonta, más o menos enterrados en el limo. Su desarrollo comprende una fase parasitaria: la larva o gloquidio, que se fija con ayuda de ganchos a las branquias o a la piel de los peces, y allí se alimenta gracias a un falso manto que funciona como aparato absorbente. (46) (80).

Posee un corazón en la región dorsal. Hay un par de ganglios cerebropleurales, resultantes de la fusión de los cerebroides con los ganglios pleurales.

A menudo hay ojos numerosos situados en los bordes del manto. También hay ojos situados en las branquias. El riñón o nefridio es tubular, con epitelio ciliar. Muchos bivalvos son hermafroditas aunque abundan los ambisexuales pasando de machos a hembras y viceversa.

Los bivalvos son organismos cavadores, perforadores, fijos y nadadores. (30) (26) (27).

En las ostras y ostiones su pie está atrofiado como consecuencia de su vida sedentaria.

Se ha desarrollado la ostricultura en Japón, España, Francia, Australia y México. Los ostiones presentan fecundación externa llegando a producir de 16 a 60 millones de huevecillos.

Otro bivalvo de interés es la ostra perlera o madreperla, principal molusco productor de perlas, pero no es el único; el callo de hacha, los mejillones y al abulón también son capaces de producirlas.

La perla es una secreción de nácar producido en derredor, de un núcleo que puede ser un parásito de la ostra o un cuerpo extraño que coloca el hombre para cultivar estas perlas.

Entre los bivalvos perjudiciales: género Teredo - producen destrozos en los maderos sumergidos en los muelles. (26)

En Baja California Sur se han realizado estudios de los recursos pesqueros de esa región siendo explotados - gran cantidad de moluscos tales como: Pata de mula Anadara tuberculosa, (3) la almeja Argopecten circularis (4) ostión en Veracruz (38) Abulón amarillo Haliotis corrugata (51) -- Abulón rojo Haliotis rufescens (56).

También existe intenso comercio de perlas y conchas para colección y joyería derivadas de las conchas de los moluscos. (28) (37) (45) (30).

La composición nutritiva del ostión es balanceada; contiene vitamina A, B, C y D compuestos glicerofosfóricos, cloruros, carbohidratos y proteínas en cantidades -- adecuadas y fácil digestión.

Existen tres principales técnicas de cultivo para los ostiones: cultivo de suspensión, cultivo de fondo y --- cultivo de ramadas. Los enemigos de las ostras son: estrellas de mar, caracoles, esponjas, planarias, balanus e hidrozoarios.

Los principios para la ostricultura son los siguientes: fijación de la semilla, engorda y cosecha pudiendo alcanzar una talla de 12 cm.

Uno de los mejores métodos para depurar los mejillones es la siguiente: Mantenerlos en agua potable y renovarla durante tres o cuatro días, tiempo en el cual destruyen a los gérmenes digiriéndolos "se purgan", siendo el método más cómodo, barato y eficaz y al decir de los cultivadores el que los deja en excelentes condiciones para ser consumidos.

También los mejillones pueden ser peligrosos si se desarrollan sobre el metal de las planchas de cobre de los cascos de los barcos, al producir sales de este metal y las acumula en su glándula digestiva, produciendo envenenamientos.

De las conchas de "patas de mula" se obtiene cal.

(28)

#### OBJETIVOS:

- Identifica la anatomía externa e interna de los bivalvos.



- Adquirir habilidades para la colecta y fijación de bivalvos.

#### MATERIAL Y METODOS:

#### MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de bivalvos: ostión, patas de mula, -- almejas, mejillones, etc.

#### MATERIAL DE LABORATORIO:

- Charola de disección.
- Estuche de disección.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Caja de petri.
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- Formol al 10%.
- Alcohol al 70%.
- Una base de corcho de 2 cms., de grueso aproximadamente.

## PROCEDIMIENTO:

- Orienta la concha identificando su región dorsal, región ventral, región anterior y región posterior.
- Describe su color, características externas y ornamentación.
- Identifica en la cara interna de la concha lo siguiente:
  - . Coloración.
  - . Huellas del músculo aductor posterior.
  - . Huellas del músculo aductor anterior.
  - . Músculos retractores del pie y del biso (si lo hay).
  - . Ligamento.
  - . Huella del manto.
- Distingue en la región de su cuerpo las siguientes estructuras:
  - . La boca que se va a localizar en la región anterior, ésta va a estar cubierta por 4 palpos labiales.
  - . Localiza el pie que es un órgano alargado y blando.
  - . Delimita la localización de las branquias disecciona una pequeña parte para que observes su estructura y la describas.

. En la masa visceral podemos observar la boca con sus cuatro palpos labiales, el hígado o hepatopáncreas, pie que puede ser de color rojizo o naranja (en mejillón), la glándula del biso. Observa las glándulas genitales. En el momento de la reproducción las glándulas genitales aumentan su desarrollo e invaden los tejidos del manto. Detrás de las glándulas genitales se encuentra el músculo aductor posterior; así mismo los ganglios nerviosos, que van a ser 3 pares:

+ Un par de ganglios cerebroides próximos a la boca.

+ Un par de ganglios pedios situados en la base del pie.

+ Un par de ganglios viscerales situados en la parte posterior del cuerpo.

. Realiza el estudio del corazón, diseccionándolo se encuentra encerrado en un pericardio, abriéndolo podrás observar un ventrículo central alargado y a cada lado del ventrículo una aurícula de paredes más o menos plegadas, cortando la pared del ventrículo en sentido longitudinal podremos observar la parte terminal del intestino y el recto.

- . Manteniendo el mejillón fijado sobre el cor--  
cho por su cara ventral se practica un corte--  
transversal pasando por el hígado. En el cen--  
tro de la masa oscura del hígado, se distin--  
gue la cavidad que constituye el estómago.
- Distinguirás la sensibilidad de tu muestra colo--  
cando una gota de limón en la cavidad del manto  
o en los palpos labiales los cuales se contrae--  
rán por encontrarse en esa región células senso--  
riales.
  - Puedes evidenciar la respiración de la siguien--  
te manera: se coloca el bivalvo vivo en un va--  
so con agua de mar y la región anterior hacia -  
abajo; se colorea el agua de mar con rojo neu--  
tro, en polvo. Al cabo de 40 o 60 minutos el -  
agua está completamente decolorada. Abriendo -  
el mejillón puede observarse que las branquias--  
están teñidas de rojo, debido a las partículas--  
que están retenidas.
  - Observa que en las hembras sus gónadas son de -  
color naranja y en el macho son de color blan--  
quecino.
  - Realiza anotaciones y dibujos de todo lo obser--  
vado.
  - Consulta las láminas que se te presentan al fi--  
nal de la práctica.

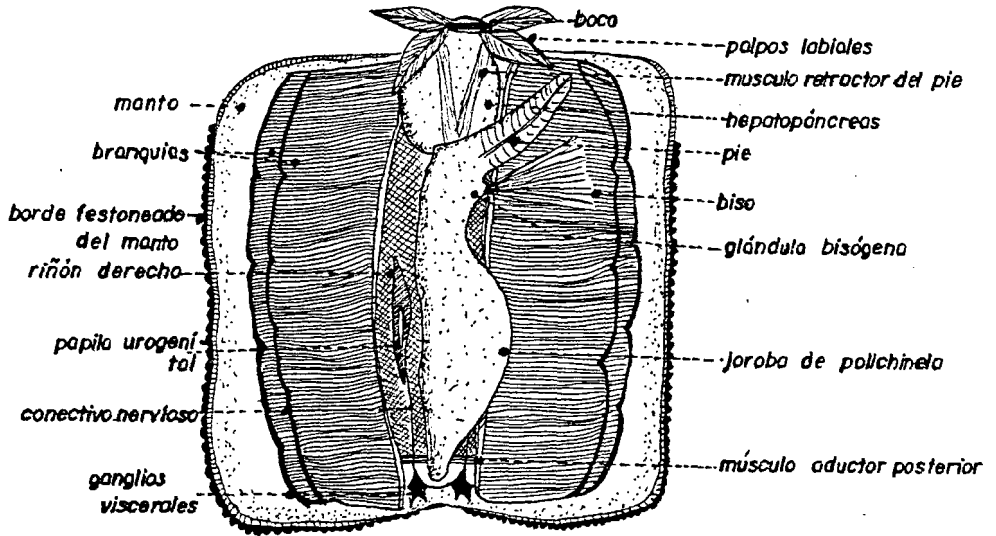
## COLECTA Y FIJACION DE BIVALVOS

Los pelecípodos habitan aguas salobres de las bahías, estuarios y playas rocosas de los Océanos abiertos.

Muchos bivalvos tienen alguna de sus conchas pegadas al substrato, dentro de las cavidades o grietas de las rocas. Algunos pueden buscarse durante la marea baja enterrados en la arena o el fango, sobre todo los especímenes provistos de sifones.

Los pelecípodos de agua dulce se colectan con la mano o con una red de dragado.

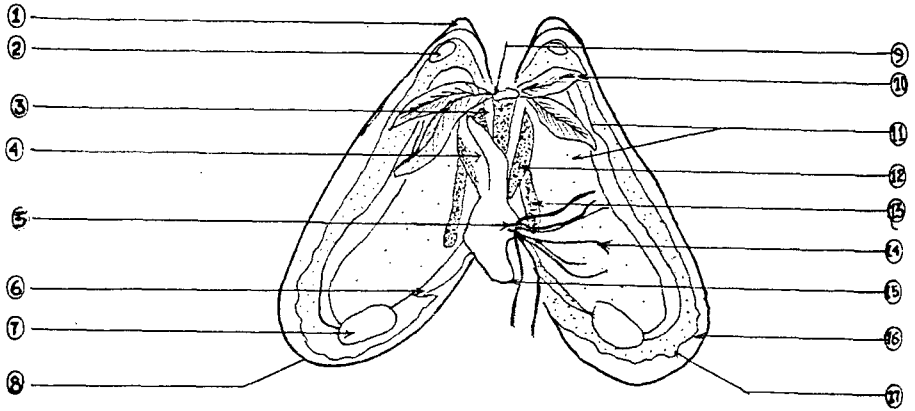
Los bivalvos pueden conservarse como conchas secas. Los pelecípodos marinos mueren al ser depositados en agua dulce. Ya muertos se pueden fijar en alcohol de 70%, después de haberlos deshidratado en alcoholes. Se pueden narcotizar con agua alcoholizada o con mentol, y matarse con calor o relajarse por congelación. Para que los fijados penetren bien, se deben mantener abiertas las valvas introduciendo un pedacito de madera.



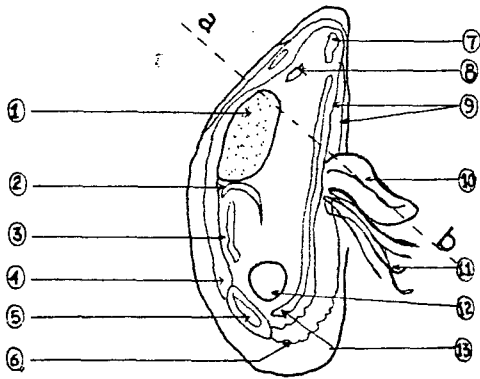
Mejillón abierto; cara ventral

# LAMINA 28

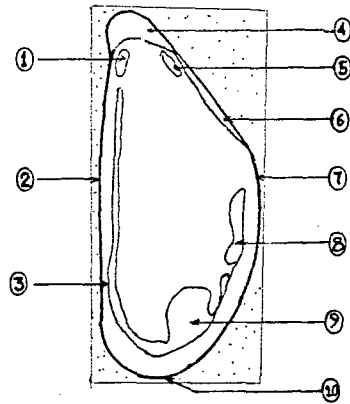
A



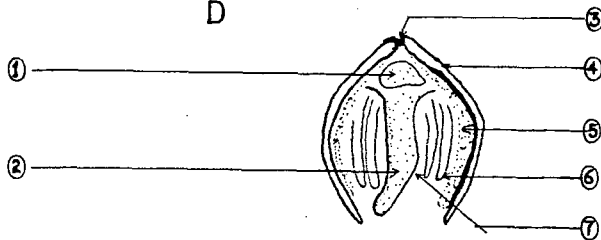
B



C



D



EXPLICACION DE LA LAMINA 28

Esquema A.- Mejillón abierto, organización interna.

- |   |                                    |                                |
|---|------------------------------------|--------------------------------|
| 1. Punta                                | 7. Músculo posterior de las valvas | 13. Riñón                      |
| 2. Músculo anterior de las valvas.      | 8. Valva derecha                   | 14. Biso                       |
| 3. Músculo retractor del pie            | 9. Boca                            | 15. Bolsa de polichinela       |
| 4. Pie                                  | 10. Palpo bucal                    | 16. Lóbulo izquierdo del manto |
| 5. Glándula del biso                    | 11. Branquias                      | 17. Borde lobulado del manto.  |
| 6. Músculo retractor del pie y del biso | 12. Hígado                         |                                |

Esquema B.- Mejillón visto por el lado derecho, cara externa.

- |                                |                                   |                                     |
|--------------------------------|-----------------------------------|-------------------------------------|
| 1. Hígado                      | 6. Borde lobulado del manto       | 9. Lóbulos del manto                |
| 2. Corazón.                    | 7. Músculo anterior de las valvas | 10. Pie                             |
| 3. Músculo del pie y del biso. | 8. Músculo retractor del pie.     | 11. Biso                            |
| 4. Intestino                   |                                   | 12. Músculo posterior de las valvas |
| 5. Ojal                        |                                   | 13. Músculo del borde del manto.    |

Esquema C.- Valva derecha vista por su cara interna.

- |   |  |
|---|--|
| 1. Huella del músculo anterior de las valvas. | 6. Charnela                                    |
| 2. Borde ventral.                             | 7. Borde dorsal                                |
| 3. Impresión del manto.                       | 8. Huella de los músculos del pie y del biso   |
| 4. Punta                                      | 9. Huella del músculo posterior de las valvas. |
| 5. Huella del músculo del pie.                | 10. Borde posterior.                           |

Esquema D.- Corte del mejillón siguiendo la línea a-b.

- |           |         |              |           |           |              |                    |
|-----------|---------|--------------|-----------|-----------|--------------|--------------------|
| 1. Hígado | 2. Pie. | 3. Charnela. | 4. Valva. | 5. Manto. | 6. Branquias | 7. Cavidad paleal. |
|-----------|---------|--------------|-----------|-----------|--------------|--------------------|



## BIBLIOGRAFIA:

- 3 - Baqueiro, C.E. "Análisis de la población de -  
pata de mula. Anadara tuberculosa sujeta a -  
explotación intensiva en la Bahía de la Paz,-  
B.C.S. México" Ciencia pesquera. México, No.-  
3, (1982).
- 4 - Baqueiro, C.E. "Análisis de una población so-  
breexplotada de Argopecten circularis (sower-  
by, 1935). En la Ensenada de la Paz. B.C.S. -  
México" Ciencia pesquera, México Vol. 1 No. 2  
(1981).        &
- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El Océano y sus recur--  
soa VI bentos y necton. Primera edición, la -  
Ciencia desde México No. 46, 1987.
- 27 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recur--  
sos VII flujos de energía en el mar; reproduc-  
ción y migraciones, primera edición. La cien-  
cia desde México No. 63. 1988.
- 28 - Cifuentes Lemus, J.L. "Los moluscos como ali-  
mento actual y futuro". Mem. II, reunión na-  
cional de malacología y conquiliología. Fac.-  
de ciencias U.N.A.M. (1986).
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (Inverte-  
brados) ediciones Jover, 14o. Edición, Barce-  
lona, 1980.

- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de la  
laboratorio y de campo, editorial Limusa. Méxi-  
co, 1982.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I (In-  
vertebrados) Toray Masson, Barcelona, 1982.
- 46 - Hamada, S. "Cultivo de bivalvos" SEP Generalidades de acuacultura. México (1985).
- 51 - Marin, A.V. "Parámetros poblacionales y diag-  
nósticos de la pesquería del abulón amarillo-  
Haliotis corrugata en Bahía Tortugas, B.C.S.-  
ciencias pesquera. México Vol 1. No. 2 (1981)
- 57 - Monton Planas, M., Los moluscos generalidades,  
ediciones Jover, primera edición, Barcelona -  
1980.
- 78 - Tanaka, Y. "Técnicas de cultivo de ostión". -  
SEP. Generalidades de acuacultura. México - -  
(1985).
- 81 - Villanueva, F. y Desiré, Zoología. Editorial-  
Montaner y Simón, segunda edición, Barcelona-  
1979.
- 82 - Weisz, P.B. La ciencia de la zoología, edito-  
rial Omega, Barcelona 1985.

De la Bibliografía General.

## ANATOMIA EXTERNA E INTERNA DE CEFALOPODOS.

## INTRODUCCION:

Los cefalópodos son moluscos de simetría bilateral. La región anterior del pie está transformada en largos apéndices periorales, los tentáculos, generalmente provistos de ventosas; el resto del pie forma un embudo muscular situado detrás de la cabeza, recubriendo la abertura paleal y evacuando el agua de la cavidad paleal. Gánglios nerviosos concentrados en la cabeza y encerrados en una cápsula cartilaginosa. Celoma que comunica con el exterior -- por los riñones y los conductos evacuadores de los gametos.

La concha que presentan algunos cefalópodos varían considerablemente.

Los cefalópodos ponen huevos ricos en vitelo cuya segmentación, en sus comienzos se parece a la del huevo de las aves.

Existen dos tipos de cefalópodos: tetrabranquios y dibranquios; entre los primeros se encuentran los nautilus y entre los segundos tenemos a sepías, calamares y pulpos. Los ammonites son fósiles. (30) (42).

Los óvulos quedan libres, en las hembras en la cavidad celómica y salen al exterior por un conducto único, - el oviducto, situado en el lado derecho.

En el momento de la reproducción, el cuarto brazo del macho se modifica y se transforma en órgano copulador, - encargado de recoger los espermatozoides al salir de la bolsa de Needham. En el pulpo es el tercer brazo el órgano - copulador.

Los ammonoideos aparecieron en la era paleozoica, durante el período Devónico, y estuvieron representados en un principio por el género llamado Goniatites.

Los amonitas tienen importancia en cuanto a su -- utilidad para determinar con gran previsión, la edad geológica relativa de las rocas donde se encuentran.

Los amonitas juegan un papel muy importante en la explotación petrolera ya que, al ser encontrados en núcleos de pozos o exploraciones superficiales permiten estudios -- bioestratigráficos detallados que hacen posible la identificación de rocas de la misma edad en diversas regiones.

Pueden presentar formas aglobadas, aplanadas, es-

piraladas e incluso caprichosas su conservación puede ser - en calcita o pirita.

Los cefalópodos tienen dos órdenes de acuerdo con el número de brazos que presenta el molusco: los Decabranchia o decápodos y los Octobranchia u octópodos. A los primeros pertenecen las sepias o Jibias, chopos y calamares; - tienen una concha interna y de naturaleza córnea, recibiendo el nombre de plumas. (42)

Su concha en forma de pluma está unida a la bolsa de tinta. La captura de cefalópodos la manejan en fresco, - conservada en hielo o congelada, y en conserva enlatándola - en finos aceites. Entre las principales especies de calamar se pueden mencionar: En el Golfo de México el "Calamar de Peal" Loligo pealii, y en el Golfo de California el "Calamar opalino" L. opalescens y Dosidicus gigas. (28)

Cuando se van a pescar cefalópodos salen en barcos calamaneros al atardecer hacia zonas no más allá de 10 millas donde se ha registrado el producto con ecosondas de 75 a 200 Kltz. Los animales capturados se van acumulando - en el fondo de la lancha y la pesca se suspende al amanecer; realizan viajes de 15 a 40 días según la abundancia del recurso. Cuatro o cinco hombres en cubierta controlan las má

quinas automáticas, bajo cubierta el producto es eviscerado, lavado y seccionado pasando a un túnel de congelación para almacenarlo en cartones de 15 kg. en cámaras de -30°C.

Para la captura de cefalópodos se utiliza un curioso sistema de pesca: una hembra se sujeta a una cuerda y se sumerge a ella acuden los machos que se le fijan, y entonces el pescador la saca, atrapa a los machos y vuelve al agua a las hembras. En algunas ocasiones la hembra se sustituye por un trozo de madera triangular que lleva un espejo empotrado, el macho al ver su imagen reflejada, lo toma por un individuo de otro sexo y se lanza sobre el engaño.

Son siete las especies del género Octopus las que se capturan, entre ellas se encuentra el "pulpo manchado" - Paraoctopus bimaculatus especie del océano pacífico que se captura en Baja California. (34)

Se han elaborado investigaciones de cefalópodos - tales como: "Análisis de la Biología y condiciones del - stock del Calamar gigante" Dosídicus gigas (32).

+ Crecimiento del calamar gigante Dosídicus gigas en el Golfo de California" (33).

+ Descripción de la pesquería del calamar gigante Dosídicus gigas (34).

+ Estudio preliminar para la determinación de madurez gonádica del calamar gigante Dosídicus gigas. (55)

#### OBJETIVOS:

- Distinguir las estructuras externas de los cefalópodos.
- Identificar internamente las estructuras de cefalópodos.
- Sintetizar los métodos para la pesca de cefalópodos.

#### MATERIAL Y METODOS:

#### MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestra de cefalópodos (pulpo, calamar, jibia.- etc.)

#### MATERIAL DE LABORATORIO:

- Charola de disección.
- Estuche de disección.
- Microscopio estereoscópico.

- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.

PROCEDIMIENTO:

Externamente podrás distinguir en su región dorsal; en la parte anterior una corona de brazos o tentáculos.

En los tentáculos se podrán observar numerosas ventosas de forma y tamaño variable.

Detrás de la corona de tentáculos se encuentra la cabeza con dos grandes ojos; la masa visceral se encuentra rodeada por el manto. En la cara ventral identifica la -- abertura paleal, detrás de la cabeza así como el sifón o embudo.

Distingue entre los tentáculos al brazo que le sirve para el acoplamiento (en el macho) que recibe el nombre de hectocotileo.

En el centro de la corona de tentáculos se abre la boca; de la boca salen dos puntas córneas a modo de pico de loro.

Elabora un pequeño corte de la región dorsal del-



animal y observa al microscopio las células pigmentadas llamadas cromatóforos.

En la anatomía interna de cefalópodos podrás distinguir la concha que se encuentra envuelta por el manto.

Los caracteres de la cavidad paleal varían según el sexo: En el macho; primeramente se corta el manto, siguiendo la línea media desde la abertura paleal hasta la parte posterior del cuerpo. Entonces se podrá observar que el sistema de cierre de esta cavidad está formado por dos "botones de cierre a presión" éstos a su vez están formados por dos salientes cartilaginosas del manto que encajan en dos cavidades a ambos lados del embudo bucal, recibiendo el nombre de ojales. Disecciona el manto para observar la masa visceral en la que se observan por detrás del embudo dos pilares musculares que se prolongan hacia el fondo de la cavidad paleal; del extremo de cada uno de estos pilares parte una branquia voluminosa en forma de pluma en cuya base se encuentra el corazón branquial. Entre los pilares musculares se podrá observar una masa anaranjada que constituye el hígado y en cada lado externamente se encuentra un ganglio nervioso que recibe el nombre de ganglio estrellado.

Por encima de el hígado se observa el recto termi

nado en el ano en el cual también desemboca el conducto de la bolsa de la tinta. Detrás del hígado se encuentra el riñón que evacua sus deshechos por dos cortos tubos o uréteres. El estómago y las gónadas recubren parcialmente la bolsa de la tinta.

En el aparato genital masculino podemos destacar las siguientes partes:

- + Conducto deferente que parte del testículo.
- + Vesícula seminal.
- + Bolsa de espermátóforos que contienen los espermatozoides.
- + Conducto para evacuar los espermatozoides.

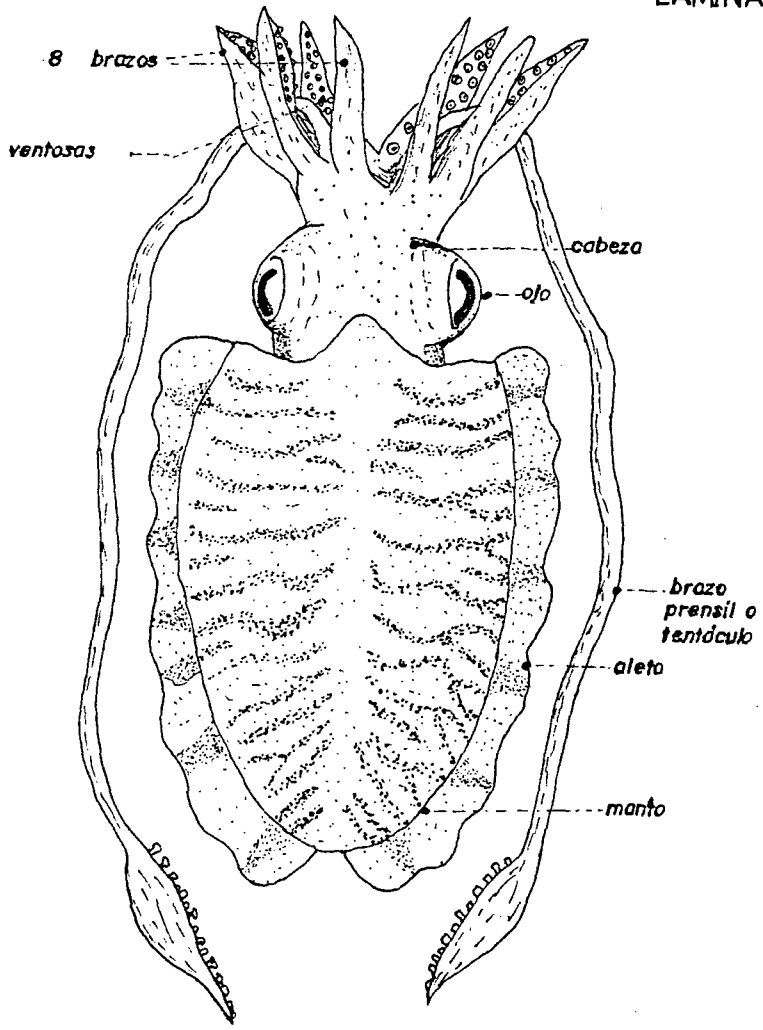
En la hembra los órganos de la masa visceral tienen la misma disposición que en el macho pero parcialmente recubiertos con el aparato reproductor, que consta de las siguientes partes:

- + Glándulas nidamentarias, blanquecinas y de forma ovoide.
- + Glándulas nidamentarias accesorias.
- + Ovario lleno de óvulos, el oviducto desemboca en el lado derecho de la cavidad paleal y en su

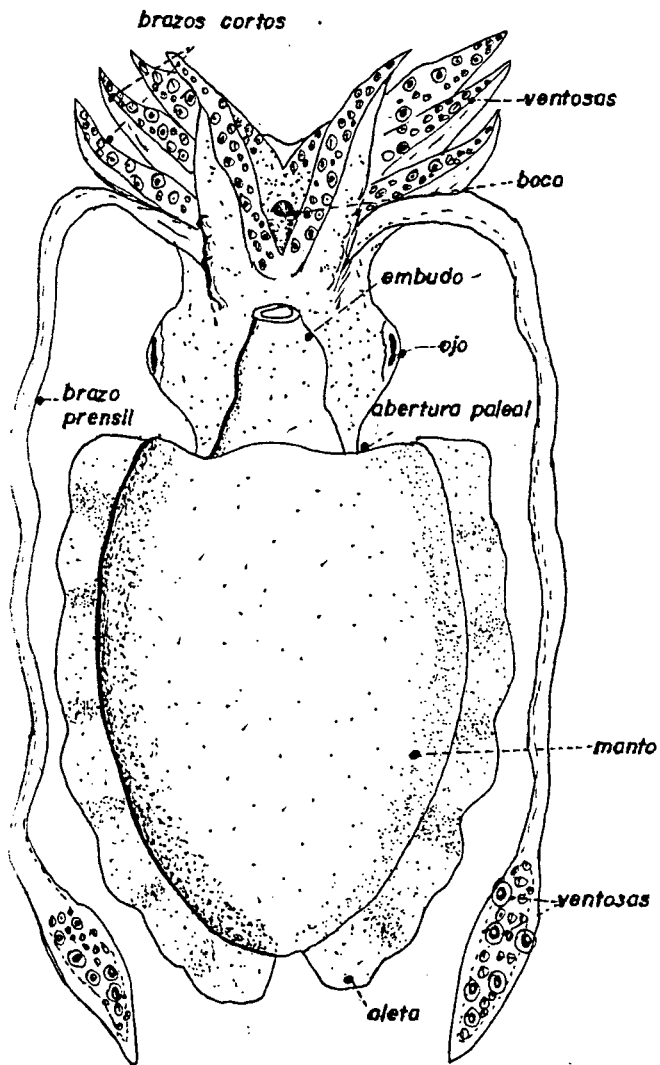
parte terminal se encuentra la glándula de albúmina.

En el estudio del aparato digestivo se pueden - - distinguir las siguientes estructuras:

- + El bulbo bucal con el pico de loro.
- + Un par de glándulas salivales que desembocan en el bulbo bucal.
- + Esófago.
- + Estómago muy voluminoso.
- + Intestino, en cuyo origen, junto al píloro, - se encuentra un ciego espiral.
- + En su parte terminal, el recto recibe el conducto de la bolsa de la tinta.
- + El hígado muy voluminoso se divide en dos lóbulos situados a ambos lados del esófago. Los -- productos del hígado van a dar al ciego espiral, a ambos lados de éste se encuentra el páncreas.
- + Elabora un corte del bulbo bucal, para observar el pico de loro y su rádula.
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.



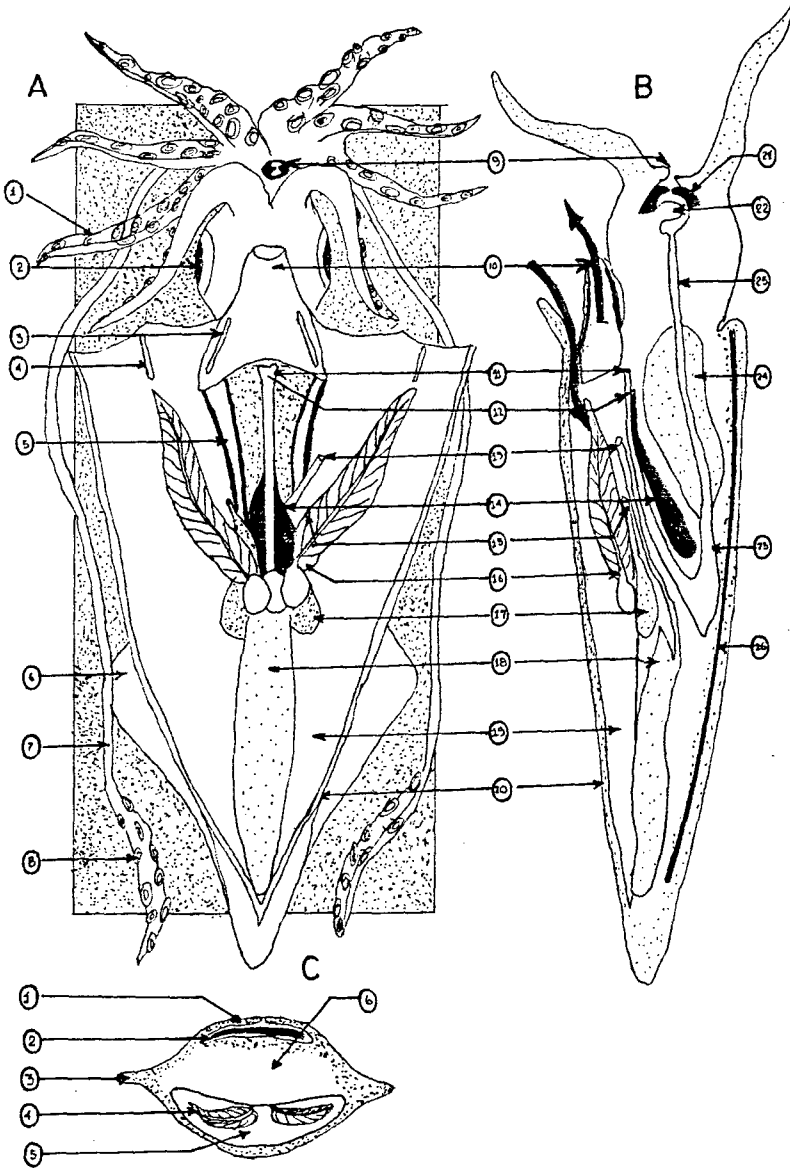
Sepia, cara dorsal.



Células pigmentadas.

Sepia, cora ventral.

LAMINA 31



EXPLICACION DE LA LAMINA 31.

Esquema A.- Vista de conjunto de un calamar con la cavidad paleal abierta.

Esquema B.- Corte longitudinal del calamar.

- |   |  |                           |
|---|--|---------------------------|
| 1. Tentáculos cortos = pie  | 10. Embudo                               | 18. Glándula reproductora |
| 2. Ojo  | 11. Ano                                  | 19. Cavidad paleal        |
| 3. Entrante u ojal  | 12. Orificio de la tinta                 | 20. Manto                 |
| 4. Pilar  | 13. Orificio de la glándula reproductora | 21. Mandíbulas            |
| 5. Músculo del embudo   | 14. Bolsa de la tinta                    | 22. Lengua rasposa        |
| 6. Alerón   | 15. Orificio urinario                    | 23. Esófago               |
| 7. Tentáculo grande prensil   | 16. Branquias                            | 24. Hígado                |
| 8. Ensanchamiento terminal del tentáculo grande, provisto de ventosas | 17. Riñón                                | 25. Estómago              |
| 9. Boca   |  | 26. Pluma (concha)        |

NOTA: Las flechas azules corresponden a la dirección de la corriente de agua que baña las branquias.

Esquema C.- Calamara, corte transversal.

- |          |              |                      |
|----------|--------------|----------------------|
| 1. Manto | 3. Alerón    | 5. Cavidad branquial |
| 2. Pluma | 4. Branquias | 6. Masa visceral     |

## BIBLIOGRAFIA:

- 28 - Cifuentes Lemus, J.L. "Los moluscos como alimento actual y futuro". Mem. II, reunión nacional de malacología y conchiliología, Facultad de Ciencias UNAM. (1986)
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición, Barcelona, 1980.
- 32 - Ehrhardt, N.M. "Análisis de la biología y condiciones del stock del calamar gigante Dosídicus gigas en el Golfo de California, México durante 1980" Ciencia pesquera. México No. 5- (1986).
- 33 - Ehrhardt, N.M. "Crecimiento del calamar gigante Dosídicus gigas en el Golfo de California durante 1980" Ciencia pesquera. México. No. 3 (1982)
- 34 - Ehrhardt, N.M. "Descripción de la pesquería del calamar gigantes Dosídicus gigas durante 1980 en el Golfo de California, flota y poder de pesca" Ciencia pesquera. México No. 3 - (1982)
- 42 - González, C. Villaseñor, A. Lara, L. "Las amonitas" Información científica y tecnológica - México. Vol. 12 No. 171 (1990)



- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología. Tomo I. (Invertebrados) Editorial Toray Masson, Barcelona. 1982.
- 55 - Michel, G.E. y Colbs. "Estudio preliminar para la determinación de madurez gonádica del calamar gigante Dosídicus gigas. D. Orbigny, - 1935 ciencia pesquera. México No. 5 (1986)
- 81 - Villeneuve, F. y Désire, Zoología. Editorial-Montaner y Simón, segunda edición Barcelona - 1979.

2

De la Bibliografía General.

PRINCIPALES CARACTERISTICAS DESCRIPTIVAS DE  
LAS DISTINTAS CLASES DE EQUINODERMOS.

INTRODUCCION:

Los equinodermos son invertebrados marinos, celomados con simetría radiada generalmente pentámera. La larva posee simetría bilateral. En la metamorfosis el celoma queda dividido en dos sistemas: el de la cavidad general y la del sistema ambulacral o hidrocele, comunicado al medio externo por uno o varios poros acuíferos situados en la placa madreporica.

El mesénquima segrega el esqueleto y forma un aparato sanguíneo o hemal.

Los equinodermos presentan sexos separados, sistema nervioso difuso y su larva es pelágica aunque de adultos son bentónicos.

La simetría pentarradiada permite distinguir diez zonas que van a unir la boca con el ano; corresponden a esta zona las radiales e interradales.

El esqueleto de los equinodermos es inorgánico y de origen mesenquimático; el 86% de  $\text{CO}_3\text{Ca}$ , obteniéndola del

agua de mar.

Las comátulas y erizos tienen un esqueleto muy rígido. Los pedicelarios de erizos y de estrellas son modificaciones esqueléticas de las espinas.

La locomoción en los equinodermos se realiza por movimientos coordinados de los podios; que a su vez es controlado por el sistema nervioso central. Por este aparato acuífero circula el agua de mar con algunos glóbulos blancos.

En ofiuras el madreporito es oral y solo tienen un poro acuífero. En las holoturias: el madreporito interno comunica el aparato acuífero con la cavidad general, algunas tienen podios modificados como son los tentáculos peribucuales.

Los podios del trivium poseen ventosas, los de bivium no.

En los erizos: su canal hidróforo posee cilios -- que determinan una corriente de agua que va de fuera a dentro. El desplazamiento es podial agudándose con las púas.

Los crinoideos: carecen de madreporito, de canal hidróforo y de vesículas podiales; la locomoción no se efectúa mediante podios (de función respiratoria y táctil). Los lirios de mar fijos realizan incurvaciones de su pedúnculo y de flexión de sus brazos. Los comátulas (no pedunculadas), pueden nadar y arrastrarse por movimiento de sus brazos.

Los equinodermos tienen sexos separados, sin dimorfismo sexual algunos son hermafroditas pero no existe autofecundación.

Las estrellas y ofiuras se multiplican asexualmente por el fenómeno de autonomía. Tienen fecundación externa, en cuatro especies de ofiuras existe el dimorfismo sexual el macho es enano y está adherido por su boca a la boca de la hembra. Las especies que son hermafroditas producen primero espermatozoides y luego óvulos.

Los tipos de larvas son las siguientes: Auricularia, larva de holoturia. Bipinnaria, larva de estrellas de mar. Echinopluteus, larva de erizo de mar. Doliolaria, Larva de crinoideo.

Los equinodermos pueden generar una parte de su cuerpo abandonada por autotomía, amputada por un depredador-

u otra causa mecánica.

Los equinodermos a excepción de las ofiurias son animales lentos que encuentran su alimento cerca de donde viven. Los crinoideos son micrófagos; así como algunas holoturias. Las ofiuras son carnívoras y muy voraces. Se alimentan de crustáceos, gusanos, pequeños erizos y moluscos -- así como de detritus, algunas otras son filtradoras como -- Astrophyton. Las estrellas de mar también son carnívoras y algunas de ellas micrófagos por ejemplo Henricia y Porania.

ε.

Los erizos se alimentan de todo tipo de materia orgánica ya sea de animal o vegetal y viva o muerta.

Los equinodermos habitan los fondos marinos hasta grandes profundidades donde más abundan es en la zona bentónica de la plataforma continental. Las especies abisales -- las constituyen las holoturias (hasta diez mil metros de -- profundidad).

Los lirios de mar abundan entre los mil y dos mil metros mientras las comátulas son nadadoras y abundan en -- los litorales, así como las estrellas de mar.

Las ofiuras viven aisladas bajo piedras, entre algas y corales en el limo o en la arena. Los erizos viven --

entre algas fanerógamas, fondos rocosos, arenosos e incluso en arrecifes coralinos. Algunos permanecen en el sustrato, otros permanecen enterrados o semienterrados. Algunos holoturoideos o pepinos de mar constituyen un sabroso alimento (trepang) que se consume en China y otros países de oriente. Las gónadas de erizo también son consumidas en el país de Japón. Las estrellas de mar son depredadoras voraces de ostras y mejillones por lo que provocan pérdidas económicas. (35) (30) (45) (59) (27).

Se han realizado algunos estudios importantes en equinodermos tales como: Sobre algunos equinodermos del Golfo de México hasta el mar de las Antillas (80).

Descripción de una nueva especie de ofiuroides de la Bahía de Mazatlán Sinaloa Ophioderma sodipallaresi sp. nov. comparación de Ophioderma variegatum Lutken (22)

Los equinodermos (Asteroidea, Ophiuroidea y Echinoidea) de la laguna de términos Campeche. (23).

Descripción de un género nuevo y una especie nueva de holoturoideo Parathionacta bonifaznuñoi sp. nov. (20)

Contribución al estudio de los holoturoideos de México. Morfología interna y ecología de Stichopus fuscus -

Ludwig. (19)

OBJETIVOS:

- Identificar la morfología interna y externa de las clases de equinodermos (Ophiuroideos, Asteroideos, Equinoideos y Holoturoideos).
- Describir las partes importantes desde el punto de vista taxonómico.
- Aplicar técnicas de colecta, fijación y conservación en equinodermos.
- Distinguir la importancia desde el punto de vista económico de las clases de equinodermos.

MATERIAL Y METODOS:

MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de las distintas clases de equinodermos (ofiuras, estrellas de mar, erizos y pepinos de mar).

MATERIAL DE LABORATORIO:

- Vernier
- Cinta métrica.
- \* Bolsas de plástico.
- \* Cuchillo.

- \* Cubeta
- Frascos
- \* Draga (ver anexo para su construcción).
- Charola de disección.
- Estuche de disección.
- Microscopio estereoscópico.
- Microscopio compuesto.
- \* Sulfato de magnesia.
- Alcohol al 70%.
- \* Formol al 5%.
- \* Libreta de campo.
- \* Lápiz.
- \* Material para llevar al campo.

#### PROCEDIMIENTO:

La colecta de equinodermos se realiza en zonas ro cosas poco profundas de las mareas; así como en regiones -- profundas de altamar.

En zonas de mareas el método de colecta es manual, la colecta de los erizos es por buceo o manualmente cuando hay bajamar.

Los pepinos de mar se pueden encontrar entre las-



grietas o hendiduras de las rocas, dejando ver sus finos - tentáculos.

Las estrellas de mar se posan sobre los fondos -- fangosos o arenosos se pueden coleccionar por dragas o buceo.

Los equinodermos se pueden conservar secos o en - líquidos.

Cuando se conservan en líquidos se anestesian pre viamente, para ello se colocan en agua de su medio y se les agrega cada hora sulfato de magnesio hasta que el animal -- quede insensible también otra forma de anestesiarse a los - - equinodermos es agregar gota a gota alcohol al 70% o simple mente colocarlos en agua dulce.

Una vez insensibles se fijan con formol al 5% o - con alcohol al 70% inyectando en las paredes del cuerpo interno del animal para asegurar su fijación. Si se utiliza formol se deja actuar por un día en el espécimen para poste riormente lavarlo y transferirlo a alcohol al 70% donde se puede conservar indefinidamente.

La conservación en formol es necesaria para clasi ficar las especies o diseccionarlas.

Para realizar estudios histológicos, se pueden fijar en Bouin.

Para conservar equinodermos secos se fijan por unos momentos y se secan al ambiente caliente evitando los rayos del sol directamente o bien utilizando algún cajón o aparato secador improvisado en forma sencilla. La temperatura a unos 37°C es suficiente para obtener un buen secado.

Describe a continuación las características diferenciales de los crinoideos.

No de cirros.
No de brazos.
Características del cáliz posición de la sizigias.
No de pínulas
No de dientes de la pínula o presentes en la parte terminal.
Presencia de dientes en las pínulas basales.

## EQUINOIDEOS

Para la conservación y crianza de erizos se puede preparar una solución que tenga la siguiente composición:

- Agua: 2 litros.
- Cloruro sódico 45 g.
- Sulfato magnésico 5 g.
- Sulfato potásico 2 g.
- Temperatura entre 24°C a 31°C.
- Oxígeno entre 4.53 ml/l a 5.82 ml/l

Esta solución puede utilizarse para cualquier invertebrado marino.

Coloca tu muestra en una charola de disección y localiza externamente las siguientes partes:

- En la región apical localiza el ano, placa genital e intergenital.
- En el polo bucal localiza los dientes, branquias zona ambulacral, zona interambulacral y poros ambulacrales.
- En el dermatoesqueleto localiza los tubérculos así como los pedicelarios.

- Distingue la placa madreporica en la zona apical.

Después de separar cuidadosamente los dos hemisferios del dermatoesqueleto del erizo y localiza internamente las siguientes estructuras:

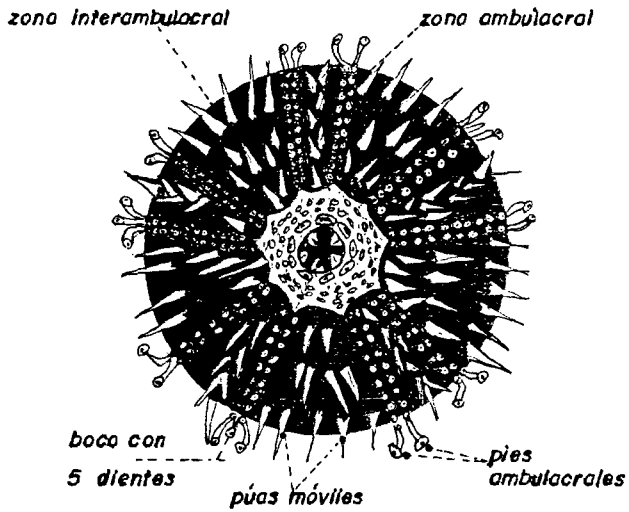
- Aparato masticador o linterna de Aristóteles -- que se continua por el esófago hasta el intestino.

- El aparato acuífero: formado por el conducto radial o ambulacral, estos parten de un anillo ambulacral que rodea al esófago y desemboca en la placa madreporica.

- Las glándulas genitales en la hembra son de color amarillo naranja y en el macho son amarillo más pálido y de apariencia más fina.

Describe en el cuadro que se te da a continuación las estructuras y características que se te piden.

Color.
Medida de las espinas.
Forma de caparazón.
Forma de Las espinas.
Color de las espinas.



Erizo de mar vivo observado por el polo bucal

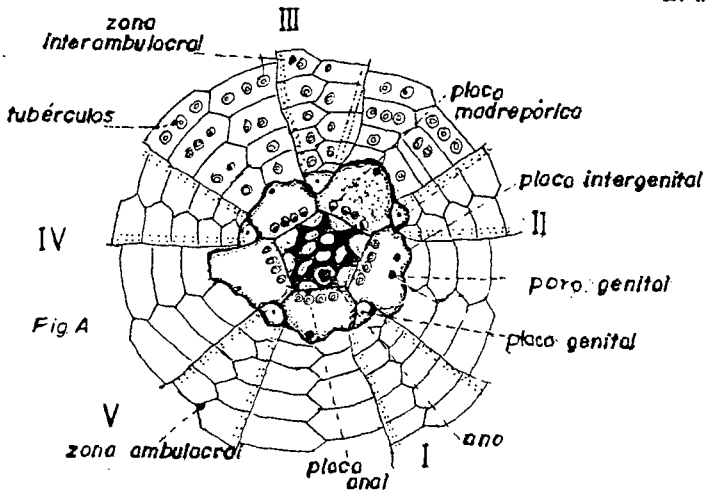


Fig. A, Aparato apical del Erizo de mar.

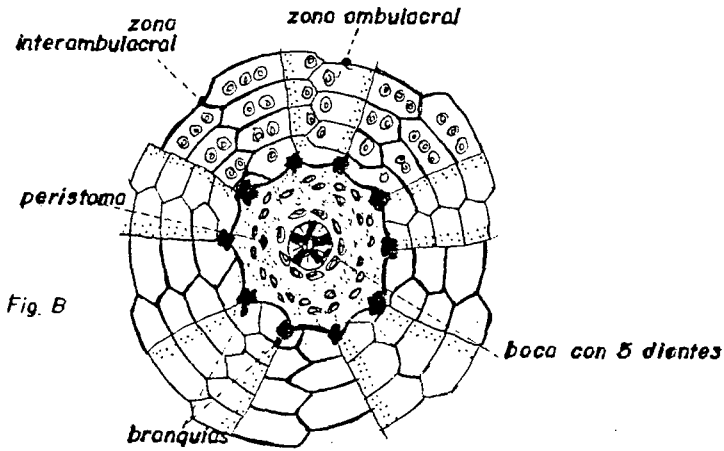
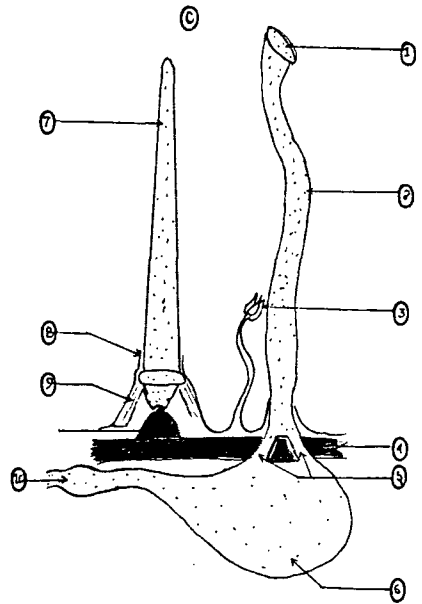
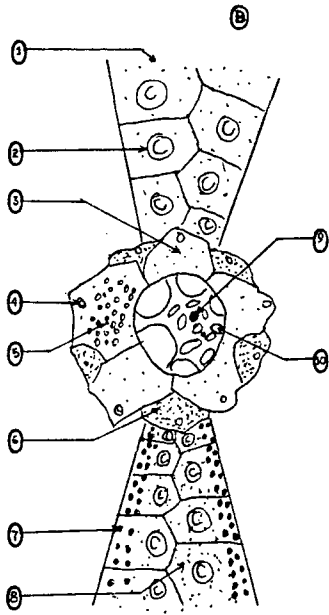
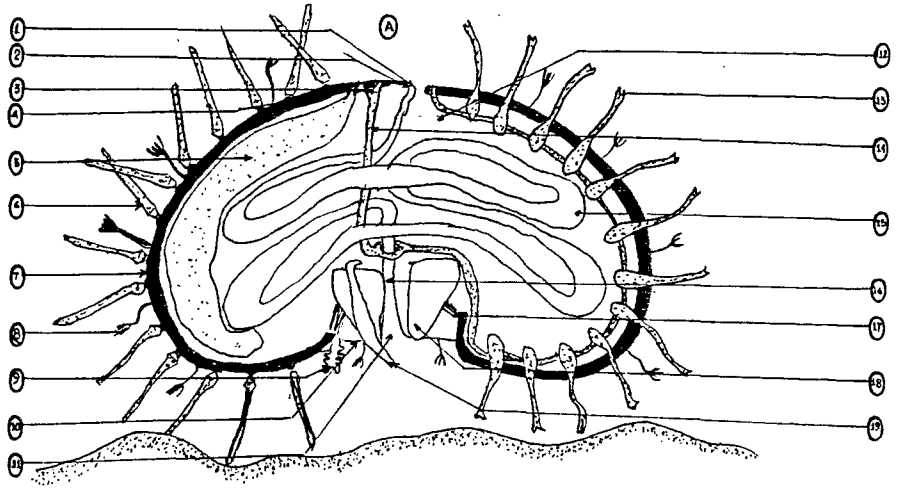


Fig. B, Polo bucal de un Erizo de mar (sin púas)



EXPLICACION DE LA LAMINA 34

Esquema A.- Corte vertical de un erizo violáceo.

- |   |                        |                           |
|---|------------------------|---------------------------|
| 1. Ano                                      | 7. Caparazón           | 13. Pie ambulacral        |
| 2. Membrana peri-anal                       | 8. Pinza               | 14. Aparato ambulacral    |
| 3. Placa porosa                             | 9. Branquia            | 15. Intestino             |
| 4. Orificio de las glándulas reproductoras. | 10. Membrana peribucal | 16. Esófago               |
| 5. Glándula reproductora.                   | 11. Boca               | 17. Músculos masticadores |
| 6. Púa.                                     | 12. Cavidad general    | 18. Mandíbula             |
|   |                        | 19. Diente                |

Esquema B.- Caparazón del erizo, polo anal.

- |   |                         |
|---|-------------------------|
| 1. Zona interambulacral                 | 6. Placa pequeña.       |
| 2. Tubérculo.                           | 7. Poros ambulacrales.  |
| 3. Placa grande.                        | 8. Zona ambulacral.     |
| 4. Orificio de la glándula reproductora | 9. Ano                  |
| 5. Placa porosa                         | 10. Membrana peri-anal. |

Esquema C.- Corte transversal al nivel del pie ambulacral.

- |                                |   |                       |
|--------------------------------|---|-----------------------|
| 1. Ventosa del pie ambulacral. | 5. Poros ambulacrales (dos poros por pie) | 8. Piel               |
| 2. Tubo del pie ambulacral.    | 6. Vesícula del pie ambulacral.           | 9. Músculos           |
| 3. Pinza en tridente           | 7. Púa                                    | 10. Tubérculo         |
| 4. Capa razón                  |   | 11. Canal ambulacral. |



Abundancia y tamaño de los tubérculos.
Forma de los pedicelarios.
Hábitat.

### ASTEROIDEOS

Observa en tu espécimen que pertenece a la clase de los asteroideos las estructuras externas:

En la cara ventral se distinguen las siguientes partes: boca, pies ambulacrales, zona ambulacral, placas in terradiales.

En la cara dorsal se distingue al centro, la placa madreporica ano, en los brazos se distinguen las púas -- marginales y un ocelo en la punta de cada brazo.

Interiormente en un corte vertical del disco y -- brazo se distinguen las siguientes estructuras:

- El anillo nervioso, anillo ambulacral, conducto hidróforo, placa madreporica, conducto ambulacral y pies -- ambulacrales.

- Del sistema digestivo se distingue el estómago,

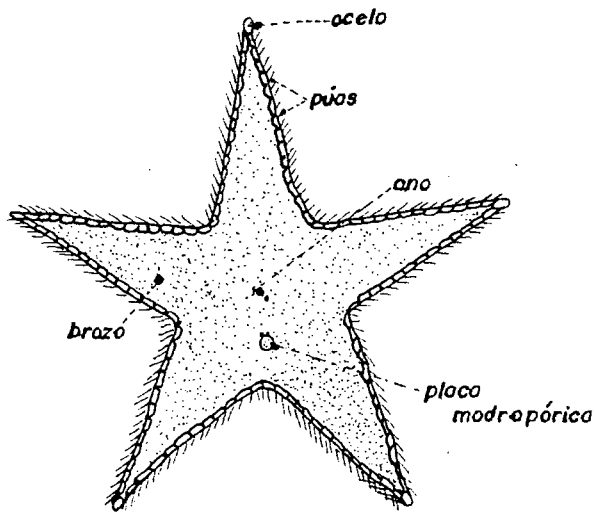
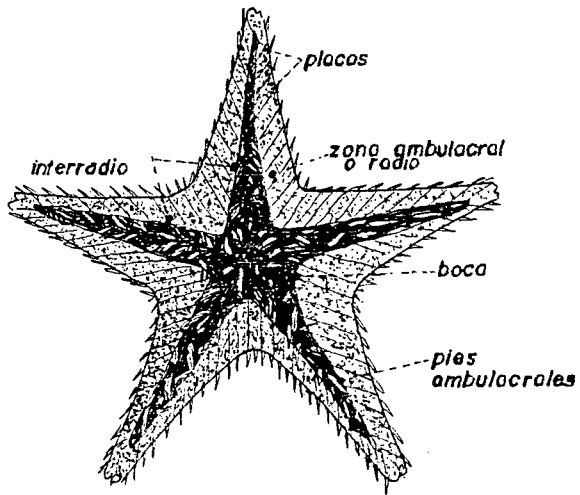
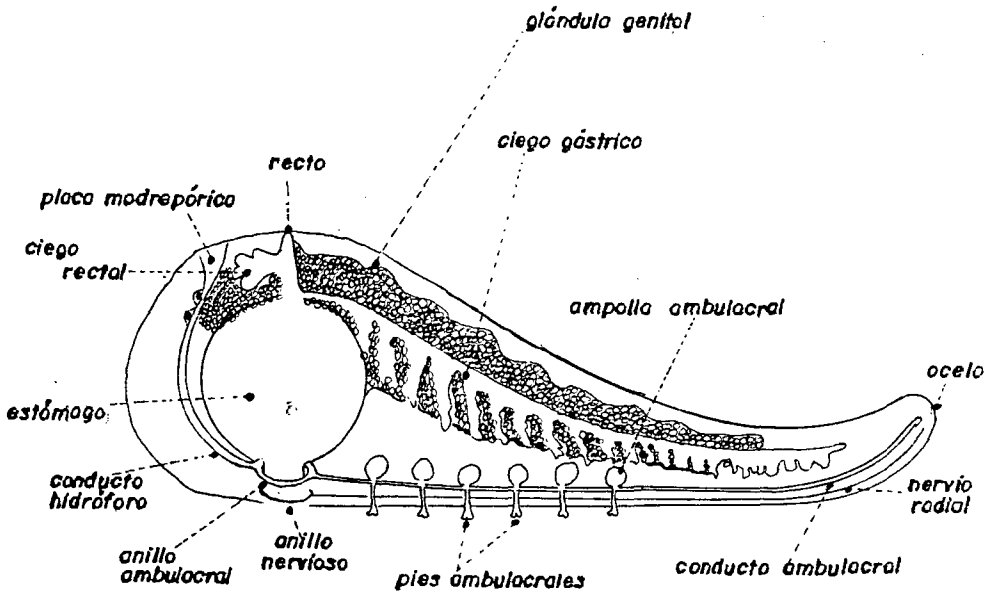


Fig. A,B, Estrelo de mar (cara ventral y cara dorsal).



Corte vertical del disco y de un brazo de la Estrella de mar.

ciego gástrico y ciego rectal así como el recto.

Una gran parte del brazo es ocupada por la glándula genital.

Describe las siguientes estructuras de asteroides.

Tamaño del disco.
Forma y tamaño de los brazos.
Número de pápulas entre
las placas.

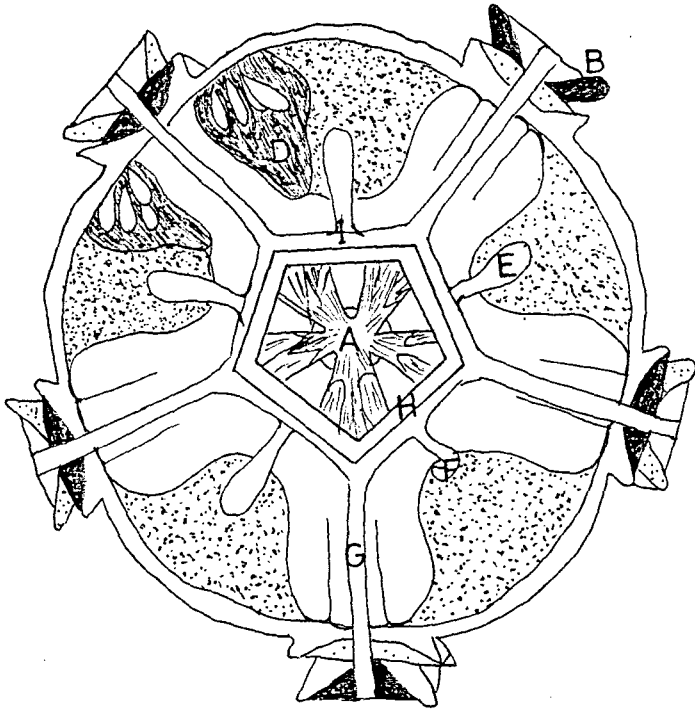
#### OFIURAS

Se asemejan a las estrellas de mar pero sus brazos son más delgados y están claramente diferenciados del disco central.

Los brazos no contienen ramificaciones del sistema digestivo, tienen surcos ambulacrales muy cortos; la placa madreporica se haya en la cara ventral.

Describe las siguientes características de las -  
ofiuras.

Diámetro del disco.
Aspecto de la superficie dorsal del disco.
Características de los brazos o radios.
Características de las placas radiales dorsales.
Características de las placas radiales laterales.
Escamas tentáculares.
Escudos bucales.
Papilas bucales.
Número de dientes.



Interior de la ofiuro. A, boca; B, brazo; C, gónadas; D, borsas; E, vesícula de poli;  
F, condil hidróforo; G, canal radial; H, anillo hemal peribucal; I, anillo ocífero -  
peribucal.

Color.
--------

### HOLOTUROIDEOS

Externamente se puede observar que tienen forma - más o menos cilíndrica, en uno de los extremos se encuentra la boca, frecuentemente rodeada de tentáculos ramificados; - el ano se encuentra al otro extremo. En un corte transversal del cuerpo se pone de manifiesto que tiene forma pentagonal y no cilíndrica.

Las zonas ambulacrales provistas generalmente de pies ambulacrales cortos terminados en ventosas. Internamente se pueden identificar las estructuras siguientes: anillo calcareo, anillo ambulacral, vesícula de poli, glándula genital, poro genital, tubo digestivo, órganos arborescentes, cloaca, órgano de cívier, aparato hemal y ano.

Describe las características de holoturoideos que se te piden a continuación.

Tamaño.
---------

Piel.
-------

Disposición de las ventosas en los pies ambulacrales.
---

Tentáculos.
Anillo calcareo
Canal pétreo.
Madreporita.
Vesículas de poli.
Músculos retractores.
Gónadas.
Forma de las espículas externas e internas.
Color.
Distribución.

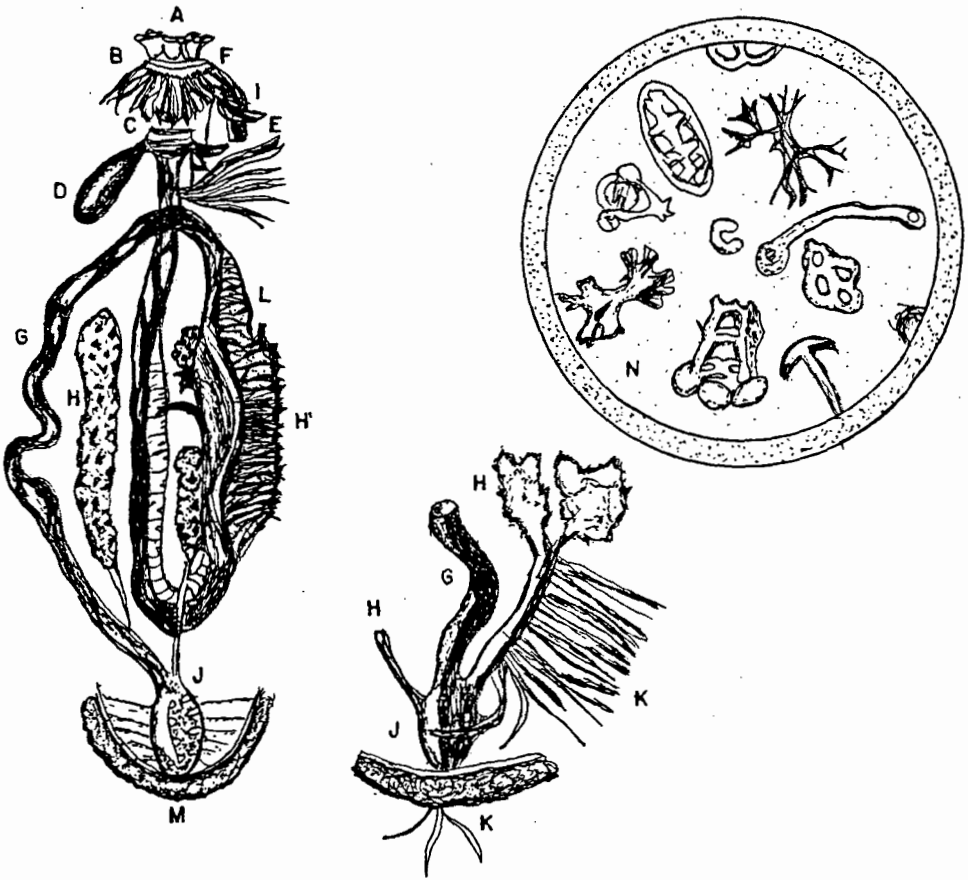
- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.

RESULTADOS:

CONCLUSIONES:

DISCUSION:





*Anatomía de una holoturión. A, corona de tentáculos; B, anillo calcáreo; C, anillo ambulacral; D, vesícula de poli; E, glándula genital; F, agujero genital; G, tubo digestivo; H y H', órganos arborescentes; I, músculo lateral; J, cloaca; K, órgano de Cuvier; L, aparato hemal; M, ano; N, espiculas dermicas.*

DATOS PARA LA PRACTICA DE CAMPO DE EQUINODERMOS

Estación	Localidad	Fecha	Hora	Método de captura	Profundidad de captura	Tipo de fondo	Marea	Temperatura Super- de -- ficial captura
Salinidad		Especies colectadas y No. de ejemplares						
* Hoja para datos de campo.								

## BIBLIOGRAFIA:

- 18 - Caso, M.E. "Contribución al estudio de los equinoideos de México"; El género Tripneustes - Agassiz, morfología y ecología de Tripneustes ventricosus (Lamarck)" An. del Inst. de ciencias del mar y limnología. Univ. Nal. Auton. de México. Vol. 1. No. 1. (1974)
- 19 - - - - - "Contribución al estudio de los holoturoideos de México morfología interna y ecología de Stichopus fuscus Ludwig". An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. (1966).
- 20 - - - - - "Descripción de un género nuevo y una especie nueva de holoturoideo - Parathyonacta gen. nov. y Parathyonacta bonifaznuñoi sp. nov. - colectada en la campaña oceanográfica SIPCO III a bordo del B/O "El puma" An. del Inst. de ciencias del mar y limnología. México vol. 11 No. 1 (1984).
- 21 - - - - - "Los equinodermos del pacífico de México" primera y segunda parte, publicaciones especiales, Instituto de ciencias del mar y limnología. México publ. esp. No. 1 (1978)

- 22 - - - - - "Descripción de una nueva especie de ofiuriudeo de la Bahía de Mazatlán, Sin. Ophioderma sodipallaresi sp. nov. y comparación con Ophioderma variegatum Lutken: -- An. de Inst. de ciencias del mar y limnología UNAM México vol. 13 No. 2 (1986)
- 23 - - - - - "Los equinodermos" publicaciones especiales Centro de ciencias del mar y limnología. México publ. esp. No. 3 (1979).
- 24 - - - - - "Los equinodermos del pacífico de México" tercera parte. Publicaciones especiales, centro de ciencias del mar y limnología México publ. esp. No. 4 (1980)
- 25 - Caso, M.E. "Los equinodermos del pacífico de México" cuarta parte, publicaciones especiales, centro de ciencias del mar y limnología. México publicación especial No. 6 (1983)
- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recursos VI bentos y Necton, primera edición, la ciencia desde México No. 46. 1987.
- 27 - - - - - El océano y sus recursos VII flujos de energía en el mar: reproducción y migraciones, primera edición. La ciencia desde México No. 63 1988.
- 30 - De Haro Vera, A. Atlas de zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición Barcelo

- lona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Tri-  
llas, México, 1984.
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de la  
boratorio y de campo, editorial Limusa, Méxi-  
co 1982.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología Tomo I. (In-  
vertebrados) editorial Toray Masson, Barcelo-  
na 1982.
- 59 - Munilla León T. Los equinodermos ediciones Jo  
ver, primera edición, Barcelona 1980.
- 79 - Tomassi, L.B. "Sobre algunas equinodermas da-  
regiao do Golfo de México edo mar das Antil--  
has". An. del Inst. de biología UNAM. México-  
tomo XXXVII No. 1 y 2 (1966)
- 81 - Villeneuve, F. y Desiré, Zoología, editorial-  
Omega. Barcelona 1985.

De la Bibliografía General.

## FAUNA INTERSTICIAL

(En playa arenosa)

## OBJETIVO:

Recolectar muestras aplicando el método de Uhlig-modificado para la extracción de los diferentes componentes de la fauna intersticial del sustrato.

La fauna que vive en la arena se le conoce con el nombre de psamófila (psammon = arena).

Un gran número de protozoarios (especialmente ciliados) y micrometazoarios viven en los espacios intergranulares del sedimento, por lo que se les conoce como organismos intersticiales.

La distribución vertical de la fauna intersticial, está dada por una interacción de varios factores, tanto físicos como químicos entre los que se pueden mencionar: Las propiedades mecánicas del sedimento ya que de esto depende el comportamiento del agua en el intersticio y por lo tanto la disponibilidad del oxígeno y de las sustancias disueltas en ella, la luz, la materia orgánica y el alimento.

## MATERIAL.

- Triángulos de vidrio.
- Dos tubos de plástico pequeños con malla (ver - apéndice).
- Hielo triturado.
- Un embudo de plástico.
- Tres círculos de papel filtro.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Pipetas Pasteur.
- Una cuchara de plástico.
- \* Libreta de campo.
- \* Lápiz.
- \* Tres frascos de boca ancha.
- \* Cinta métrica.

\* Material para llevar al campo.

## DESARROLLO.

Actividad práctica (en el campo).

Recorrer la zona de trabajo y procurar observar - con detenimiento todos los detalles que puedan servir de referencia para el diseño de un mapa. Elaborar el mapa.

- Seleccionar un área de muestreo y ubicar las zonas de estudio en el mapa.

- Cada equipo recolectará tres muestras de sedi--mento en cada estación haciendo un arrastre directamente --con los frascos de boca ancha. Recolectar cada muestra desde la playa hacia el mar, calcular más menos a tres metros--de distancia entre cada una de las zonas de muestreo de la--estación.

- Agregar a las muestras recolectadas un poco de--agua del medio previamente filtrada. Transportar al lugar de trabajo.

- En otro frasco traer una poca de agua del medio anotando su procedencia.

\* Tomado de la referencia 53.

Actividad Práctica. (Método de Uhlig).

- Poner en una caja de Petri más o menos 30 ml. --de agua previamente filtrada y un triángulo de vidrio.

- Con la ayuda de la cuchara de plástico poner en el tubo que tiene la malla parte de la muestra de los fras-



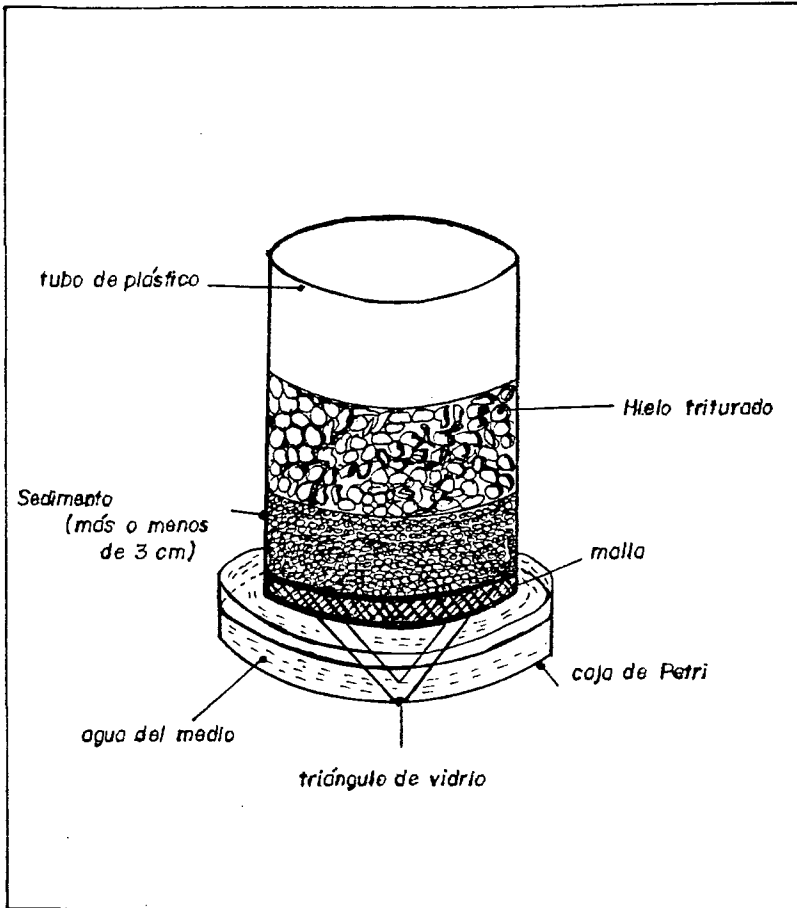
cos más o menos 2.5 cm. y la misma cantidad de hielo triturado.

- Colocar el tubo de plástico sobre el triángulo de vidrio en la caja de Petri. UNICAMENTE tocando el nivel del agua, observar que se forme un menisco. Hacer lo mismo para cada muestra.

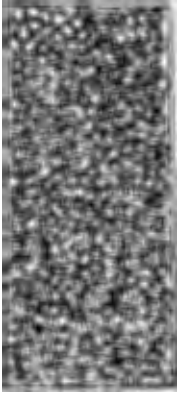
- Mantener esta posición durante 20 ó 30 minutos, hacer un cambio de caja a los 15 minutos. La segunda caja también deberá tener agua del medio filtrada.

- Observar la caja de Petri bajo el microscopio, sacar con ayuda de una pipeta Pasteur los organismos encontrados, hacer preparaciones temporales y observarlos en el microscopio óptico para su reconocimiento.

- También se pueden hacer observaciones directas de la muestra del sedimento haciendo preparaciones temporales con ayuda de una pipeta Pasteur.



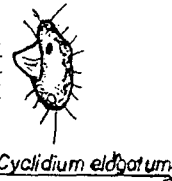
Dispositivo modificado de la extracción de organismos intersticiales



*Mesodinium pulex*



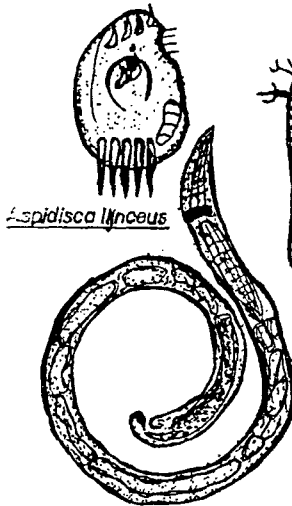
*Strombidium cinctum*



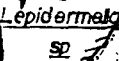
*Cyclidium elongatum*



*Remanella rugosa*



*Lepidiscus lynceus*



*Lepidomela*  
sp



*Amphiporus frontalka*



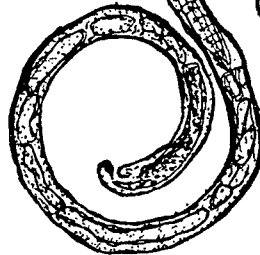
*Grathostomula jenneri*



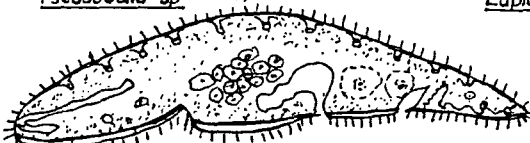
*Euplotes vanus*



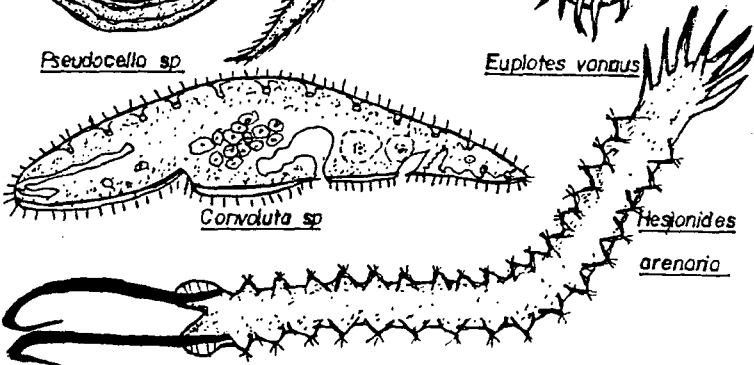
*Tracheloraphis missieri*



*Pseudocella*  
sp



*Corvaluta*  
sp



*Hesionides arenaria*



*Polygordius neapolitanus*

## C U E S T I O N A R I O

- 1.- ¿Qué organismos se identificaron en las muestras? señala su posición taxonómica y su abundancia relativa para cada uno de los muestreos.
- 2.- Explica cuáles son las adaptaciones morfológicas que presentan los organismos para poder vivir entre los granos de arena.
- 3.- ¿Qué factores intervienen en la distribución de los organismos de la fauna intestinal?.

## LA COSTA ROCOSA

(Zona litoral)

## OBJETIVO:

Aplicar técnicas de estudio en sustrato rocoso ex puesto, cuadrante o transecto, para reconocer la zonación y la diversidad de organismos.

Una costa rocosa al constituir un sustrato firme, permite la fijación y desarrollo de gran cantidad de organismos y de algún modo se delimitan franjas de coloración diferencial debido al arreglo de las algas e invertebrados-sésiles que aquí crecen.

Al presentarse una gran diversidad de organismos se desarrollan una serie de interacciones bióticas como son: la competencia por el sustrato debido a la presencia de animales herbívoros y filtradores, una fuerte presión ejercida por los consumidores (primarios y secundarios) llegando hasta la competencia por la presa entre los depredadores especializados.

En este ambiente, se presentan dos fuentes de energía del fitoplancton y la materia orgánica en suspensión y el de la producción primaria de fitobentos permitiendo una gran diversidad de componentes de la cadena aliment

cia.

La distribución de los organismos de una costa rocosa, es el resultado de la interacción de diversos factores, en las regiones superiores los más importantes son los factores abióticos, que delimitan una zona de amplias variaciones en los parámetros físicos: los cambios del nivel del mar y el efecto del oleaje imponen amplias variaciones de los parámetros ambientales como son: la temperatura, la irradiación solar, los vientos, la salinidad, etc., permitiendo el desarrollo de organismos con capacidad de desplazamiento, conductas cíclicas de protección, resistencia a la desecación, fuertes estructuras de fijación.

En la región meso e infralitoral las franjas de organismos son producto del desarrollo de especies condicionadas por el microambiente del sitio y reguladas por la competencia del alimento considerándose en general que en las regiones inferiores los factores determinantes son las interacciones bióticas al estar en un medio más estable en cuanto a factores físicos.

Aunque no se puede dar un patrón general de zonación de sustrato rocoso, se puede ejemplificar de la siguiente manera:

a) ZONA SUPRALITORAL. Caracterizada por incrustaciones de algunas clorofitas que contienen por lo general - moluscos de la Familia Littorinidae (*Littorina aspera* o *modesta*).

b) ZONA MESOLITORAL. En la cual se encuentran representantes de moluscos como *Nerita*, *Chiton*, moluscos pateliformes, *Collisella*, *Fisurella*, *Purpura patula*, *Pseudochama inermis*, *Thais speciosa*, *Balanus* y algas como: *Sargassum*, *Ulva*, *Padina* y *Dictyota*.

c) ZONA INFRALITORAL o Pendiente Superior de la - Zona Infralitoral, caracterizada principalmente por la presencia de algas feofíceas y una franja de erizos.

Debido a la constancia de estas zonas en los diferentes mares se han propuesto una gran cantidad de patrones de zonación, siendo los más aceptados los de Stephenson & Stephenson, 1949 y el propuesto por Pérez 1961, basándose - el primero en la presencia de las franjas y cinturones de - organismos, y el segundo por la delimitación física de los niveles de variación de mareas.

Tomado de la referencia 53.

## MATERIAL:

- \* 2 estacas de 1.70 m.
- \* 1 estaca de 2.10 m.
- \* Hilo de cáñamo o nylon.
- \* Metro o cinta métrica.
- \* Espátula o cuchillo.
- \* Marcos de madera de 20 x 20 cms.
- \* 10 bolsas de plástico y ligas para cerrarlas.
- \* Libreta.
- \* Lápiz plomo.
- \* Cubetas.
- \* Plomada.
- \* Etiquetas de colgar.
- \* Cincel y martillo.
- \* Guantes de lona.
- \* Material para llevar al campo.

## DESARROLLO:

Actividad práctica (en el campo).

- Observar detenidamente la zona de estudio. Hacer un mapa y ubicar el área de trabajo en él.

- Seleccionar la zona: Se recomienda escoger una



zona de roca en bloque y NO de cantos rodados porque se altera la zonación.

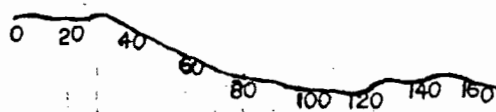
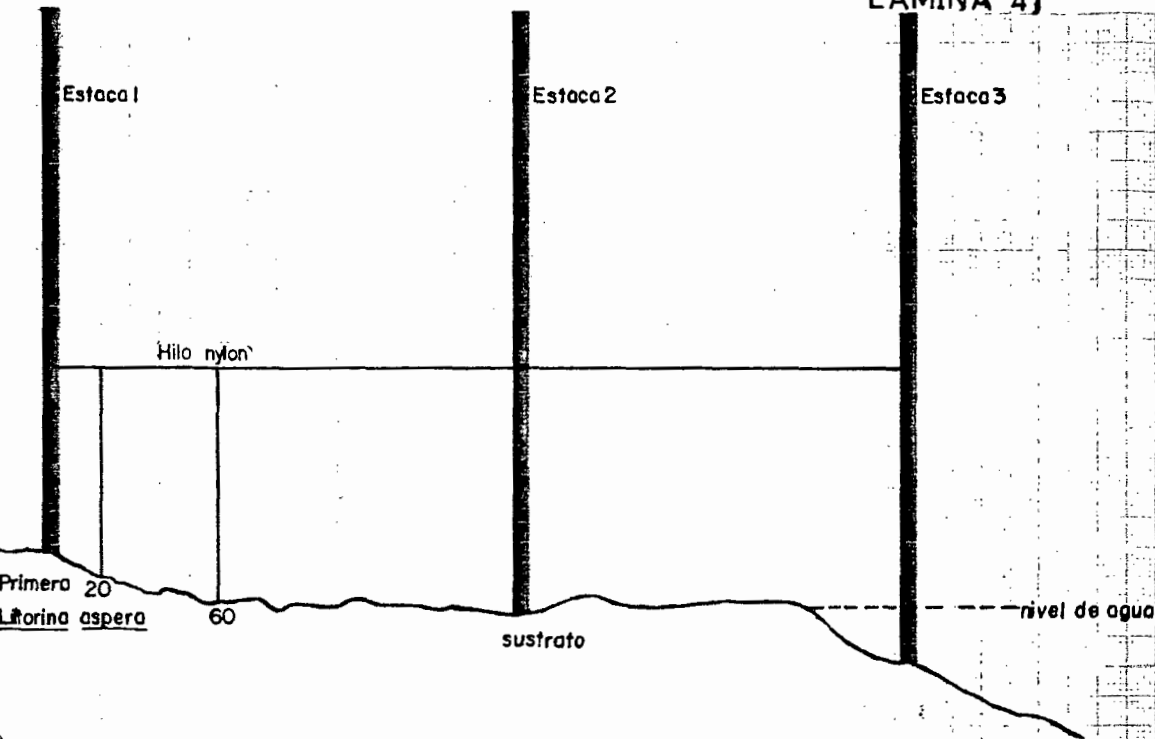
- Colocar las estacas. La primera se sitúa donde se inicia la franja de las litorinas, la última debe quedar donde aparecen los erizos o hasta donde las condiciones del trabajo lo permitan, la segunda estaca se coloca en un punto intermedio entre las dos estacas ya colocadas.

- Tender el hilo nylon lo más recto posible; si se puede, nivelar con respecto a la línea de costa.

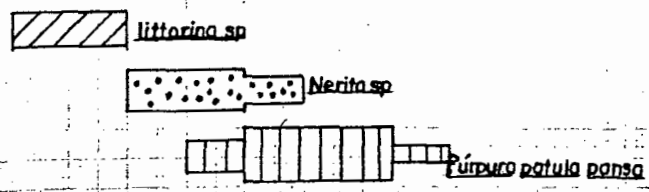
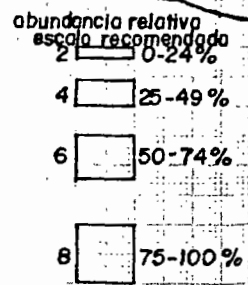
- Con ayuda de la plomada tomar la medición entre el hilo y el sustrato cada 20 cms. Anotarlas en la libreta. No olvidar tomar la primera medición en la estaca que se ha colocado sobre la franja de las litorinas.

- Con los marcos de 20 x 20 cms. contar los organismos encontrados en forma continua, desde la estaca una - hasta la tres para elaborar el esquema de zonación del sustrato rocoso.

NOTA.- Se estudiarán tantos cuadrantes como se necesiten para abarcar la longitud total del transecto, - - p.ej. Si el transecto tiene una longitud de 4.0 m. se estu-



Longitud del transecto



organismos por orden de aparición

diarán 20 cuadrantes de 20 cm. Anotar los datos en la libreta de campo.

Cuadrante No. 1.

Organismos	No. total	Recolectado* (si o no)
sp 1	10	SI
sp 2	20	NO
sp 3	20	SI

\* Anotar el número de clave o etiqueta.

- Al terminar cada cuadrante, revisar que todos los datos estén completos y correctamente anotados en la libreta.

- Sólo se RECOLECTARA UN ORGANISMO de cada una de las especies encontradas que no se reconocieron.

- Observar detalles de los organismos (coloración, asociación, etc.).

Actividad práctica (en el sitio de hospedaje).

- Registrar e interpretar los datos.

- Graficar en papel milimétrico puntos de muestreo

(cada 20 cms) contra altura del hilo para obtener el perfil de la zona rocosa.

- Para obtener la distribución de los organismos a lo largo del transecto (zonación) manejar los datos de la siguiente manera:

1.- Obtener el total de organismos de la especie x en todos los cuadrantes del transecto que representará -- el 100%, contar los organismos de esta especie en cada cuadrante y obtener su porcentaje respecto al total de la especie correspondiente. Esto se hará para cada especie de organismos encontrados por orden de aparición. Por ejemplo:

ORGANISMOS	No.DE ORGANISMOS	PORCENTAJE ENCONTRADOS
------------	------------------	------------------------

Cuadrante No. 1

<u>Littorina</u>	20	40%
------------------	----	-----

Nerita

Acmaea

Cuadrante No. 2

Nerita

<u>Littorina</u>	20	40%
------------------	----	-----

Acmaea

ORGANISMOS	No.DE ORGANISMOS	PORCENTAJE ENCONTRADOS
Cuadrante No. 3		
<u>Littorina</u>	10	20%

Por lo tanto si:

50	100%
20	X

y así para cada una de las especies en cada uno de los cuadrantes.

- Trazar una escala arbitraria para representar el porcentaje de cada especie por transecto.

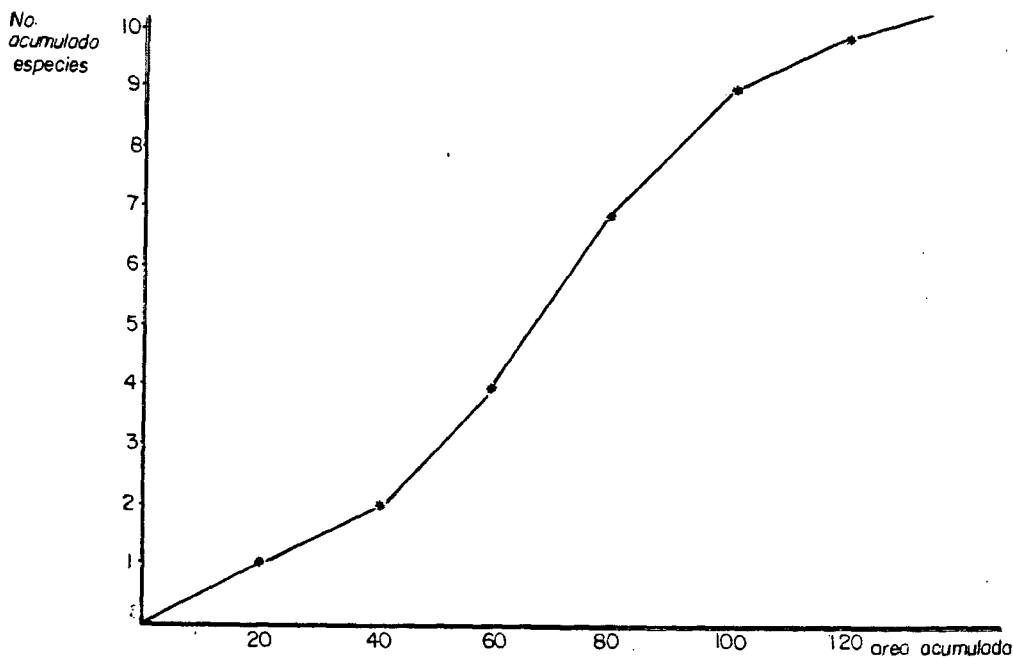
- Representarlo en gráficas de barras.

- Graficar en papel milimétrico, puntos de muestreo (cuadrante) 1, 2, 3, etc.) contra porcentaje de organismos de cada especie en ORDEN DE APARICION.

- Trabajar los datos obtenidos en el transecto rocoso de la siguiente manera:

No. de cuadrante	Area acumulativa (cms)	No. de sp	No. de sp nuevas que se van presentando en cada cuadrante	No. acumulativo de sp nuevas.
1	20	1	1	1
2	40	2	1	2
3	60	4	2	4
4	80	5	3	7
5	100	6	2	9
6	120	7	1	10
7	140	8	0	

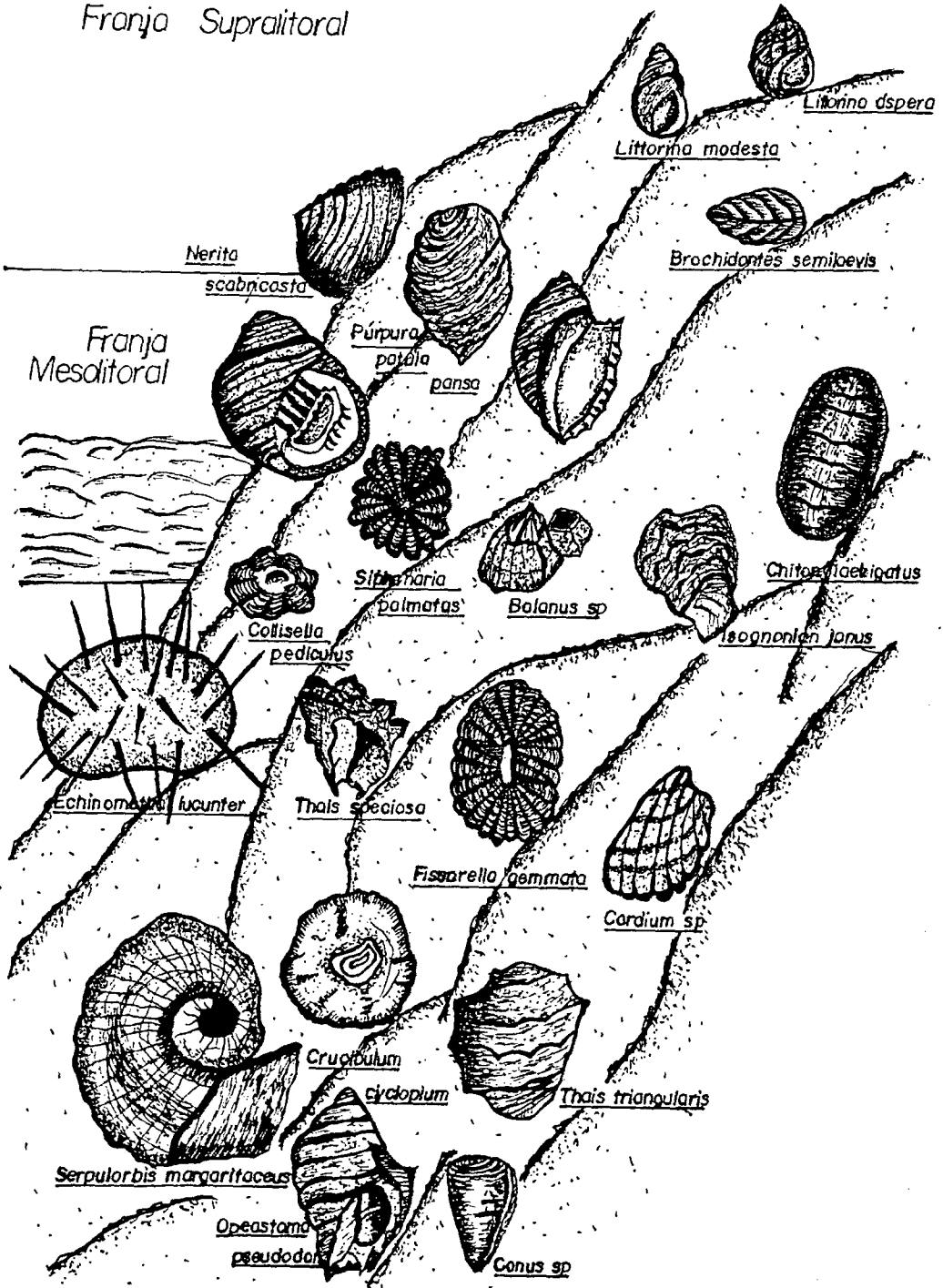
Graficar: En el eje de las abscisas el área acumulativa (cm) y en el eje de las ordenadas el número acumulativo de especies.



Esta gráfica es útil para la diversidad de diferentes comunidades. En los trabajos de diseño ecológico por lo menos se necesitan 2 zonas para compararlas, seleccionándose áreas en las cuales las condiciones son muy semejantes.

NOTA: Si el profesor lo desea y el tiempo lo permite se puede aplicar el Índice de Simpson en el sustituto rocoso.

Franja Supralitoral



Zonación de la Facie rocosa en la que se distinguen las franjas supralitoral mesolitoral y bafital



## ROCA SUELTA INFRALITORAL

(Zona litoral)

## OBJETIVO:

Aplicar técnicas de estudio, cuadrante o transecto en sustrato de roca suelta de la zona infralitoral para reconocer la diversidad de los organismos.

Es un tipo de habitat que representa una gradación entre la costa rocosa y la playa arenosa.

Las características de esta zona varían por las condiciones del oleaje y el tamaño de las piedras.

La roca suelta no se encuentra sobre sustratos lodosos, presenta una circulación adecuada lo que permite la colonización de una fauna especial en su cara inferior, representada por diferentes organismos entre los cuales se pueden encontrar animales de los Phyla Mollusca, Arthropoda Echinodermata y Annelida entre otros.

Nota. Dependiendo de las características de la zona, del estado del tiempo y del criterio del profesor se pueden utilizar dos métodos de muestreo: por cuadrante y/o transecto. Tomada de la referencia 53.

## 1.- Cuadrante (por equipo)

## MATERIAL:

- \* 4 estacas
- \* hilo nylon
- \* 2 frascos de boca ancha.
- \* 3 bolsas de plástico con sus ligas.
- \* 3 cuadrantes de 20 x 20 cms.
- \* Cinta métrica.

## 2.- Transecto: (por equipo)

- \* 4 estacas.
- \* 5 bolsas de plástico con sus ligas.
- \* Una pala de albañilería.
- \* 2 cubetas.
- \* Libreta de campo.
- \* Material para llevar al campo.

## DESARROLLO:

Actividad práctica (en el campo).

## Cuadrante:

- En la libreta de campo llevar un cuadrante dibujado a escala para poder ubicar a los organismos encontrados.

- Seleccionar el área de estudio.

- Recorrer la zona de trabajo. Elaborar un mapa y ubicar la zona. Hacer un cuadrante de 2 m, por lado con las estacas y el nylon (puede variar el área de estudio de acuerdo al criterio del profesor), subdividirlo en cuadrantes más pequeños se pueden utilizar los cuadrantes del sustrato rocoso) contar los organismos encontrados. Observar su hábitat y comportamiento, anotarlos en la libreta.

- Para observar a los organismos, con fototropismo negativo es necesario levantar la roca suelta que se encuentre con fototropismo negativo; regresándolas con cuidado a donde se encontraban.

- En caso de escoger transecto seleccionar el - - área de estudio, de acuerdo al criterio del Profesor variará la longitud del transecto; se seguirá la misma metodología señalada para costa rocosa.

Actividad práctica (sitio de hospedaje).

- Graficar como en sustrato rocoso % contra área.

- Aplicar índice de Simpson estudiada.

- Indicar de acuerdo al resultado el grado de diversidad de la comunidad estudiada.

#### INDICE DE DIVERSIDAD.

El índice de diversidad propuesto por Simpson es la probabilidad de seleccionar aleatoriamente dos organismos de especies diferentes en un mismo sitio o zona muestreadas, por la fórmula:

$$D = 1 - \sum_{i=1} (p_i)^2$$

donde:

D = índice de diversidad de Simpson.

$p_i$  = proporción de individuos de la especie  $i$  en la comunidad.

El índice de Simpson concede relativamente poca importancia a las especies no abundantes, y mayor significancia a las abundantes. Los valores van de 0 (diversidad-baja) hasta un máximo  $1 - 1/S$  (donde  $S$  es el número de especies).

Por ejemplo:

Si hallamos en un transecto dado las siguientes cantidades de individuos:

- 25 individuos de Littorina sp.
- 10 individuos de Nerita sp.
- 15 individuos de Turbo sp.
- 50 individuos de Acmea sp.
- 100 individuos en total.

Por lo tanto a cada especie le corresponde las siguientes proporciones

$$\underline{\text{Acmea}} = 0.50$$

$$\underline{\text{Littorina}} = 0.25$$

$$\underline{\text{Turbo}} = 0.15$$

$$\underline{\text{Nerita}} = 0.10$$

y aplicando la fórmula de Simpson:

$$D = 1 - \sum_{i=1} (p_i)^2$$

$$D = 1 - ((0.50)^2 + (0.25)^2 + (0.15)^2 + (0.10)^2)$$

$$D = 0.655$$

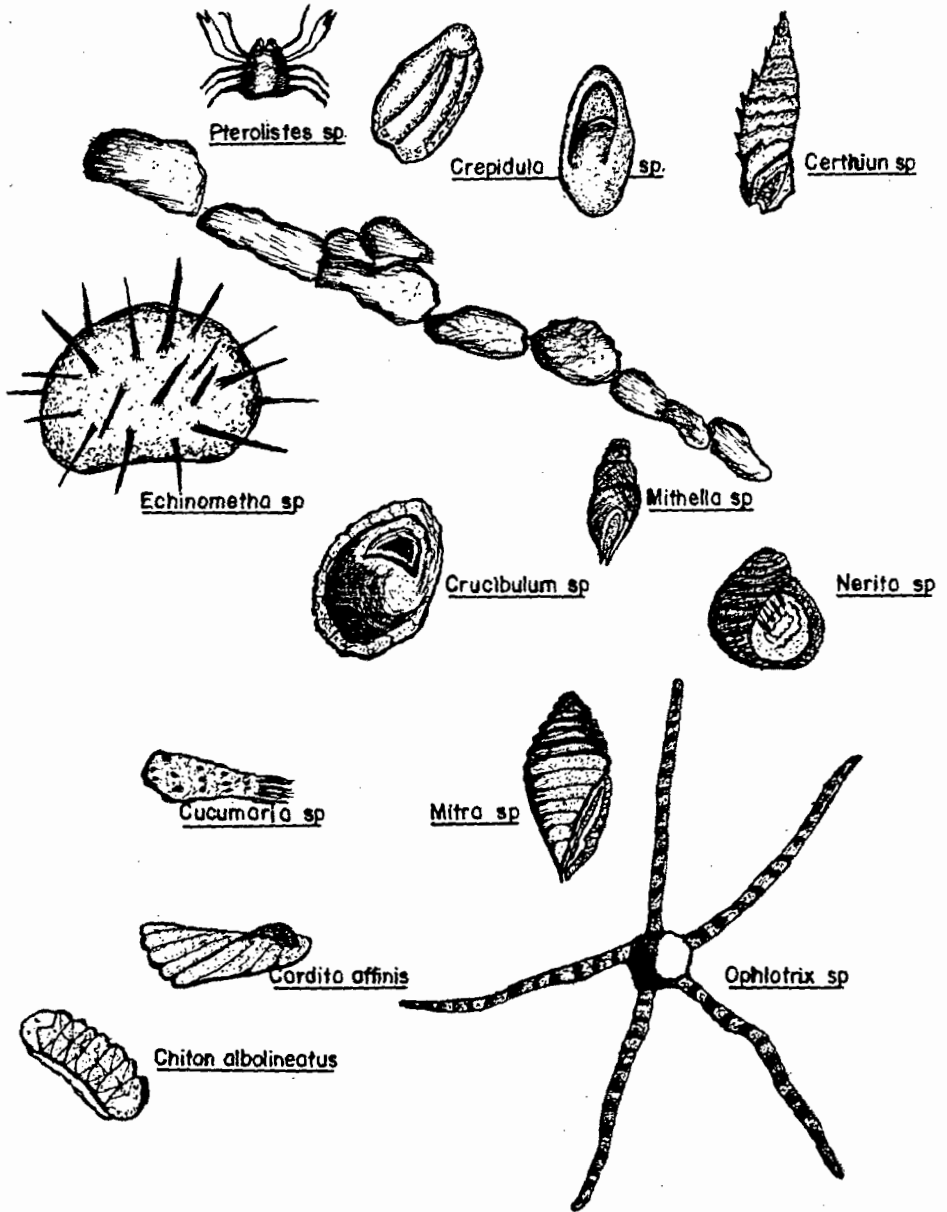
El valor máximo del índice de Simpson en este caso es de:

$$1-1/S \text{ (donde } S \text{ es el número de especies).}$$

o sea

$$1 - \frac{1}{4} = 0.75$$

A comparar los resultados obtenidos con las diferentes zonas de estudio se podría hacer una interpretación del estado de la comunidad en cuanto a su riqueza y diversidad de especies.



Localización de organismos en roca suelta de lozono infralitoral.

MIGRACION DE GASTEROPODOS MARINOS DURANTE  
LA BAJAMAR.

OBJETIVO:

Evidenciar la migración de los gasterópodos marinos durante la bajamar en un hábitat rocoso.

INTRODUCCION:

Las corrientes marinas, oleaje y mareas obedecen a causas como: vientos, rotación de la tierra, diferencias de salinidad y temperatura del agua. La marea produce corrientes alternativas, haciendo bajar temporalmente el agua de la costa. Estas dos corrientes se llaman flujo y reflujo (pleamar y bajamar).

Los organismos marinos son muy sensibles a la acción de la temperatura del agua, especialmente a "las variaciones intempestivas", a menos que algunos organismos es tén adaptados a cambios, no habrá mortandad entre ellos, sin embargo, causa admiración la resistencia de los organismos fi jos o muy sedentarios que viven en la zona de mareas, las cuales en el curso del día, sufren serios cambios en sus condiciones de hábitat. (8)



## MATERIAL Y METODOS.

- \* 10 o 15 gasterópodos marinos.
- \* Tubo de cristal o plástico transparente de aproximadamente 35 cm. de altura y 10 o 15 cm. de diámetro.
- \* Una gasa o malla resistente.
- \* Ligas o hilaza.
- \* Marcador de cera.
- \* Espadrapo o cinta adhesiva.
- \* Cuaderno de campo.
- \* Lápiz.
- \* Material para llevar al campo.

## PROCEDIMIENTO:

- Diseña un mapa donde puedas señalar el lugar donde realizarás tu trabajo.
- Ten en cuenta que la práctica se tendrá que realizar cuando la marea está bajando; 10:00 A.M. aprox.
- Coloca al tubo de vidrio en uno de los extremos abiertos, la gasa o malla bien fija con las ligas o hilaza. Gradua en una tira de espadrapo los cm. a lo largo del tubo.
- Fija el tubo entre las rocas, donde el nivel del agua cubra aproximadamente 10 cm.

- Toma una muestra de 10 ó 15 gasterópodos, y colócalos en el fondo del tubo.

- Observa y registra el comportamiento de tu muestra cada 15 min, señalando con el marcador de cera, a qué nivel van subiendo los gasterópodos cuando la marea sube.

- Narra tus observaciones y registros en tu cuaderno de campo.

- Toma fotografías o diapositivas de tu práctica.

RESULTADOS:

CONCLUSIONES:

DISCUSION:

## ANATOMIA EXTERNA DE LOS POLIQUETOS

## INTRODUCCION:

Son anélidos con numerosas sedas soportadas por - expansiones laterales de los metámeros, llamadas parápodos. Son triblástricos. Tienen cabeza bien diferenciada y pro- - vista de órganos visuales, de apéndices y órganos sensoria- - les: palpos y antenas. Tienen sexos separados. Larva tro- - cófora. Casi todos los anélidos poliquetos son marinos. - En un poliqueto se distinguen tres regiones: La cabeza o ló- - bulo cefálico, soma y pigidio. En la larva se distinguen - tres regiones: región preoral, región postoral y región - - pigidial. (45) (30) (35)

Los fenómenos sexuales de los poliquetos tienen - relación con los fenómenos astronómicos. En la especie pol- - inésica Eunice viridis o Palolo, los individuos se dividen en dos al final de la metamorfosis; el enjambre (todos los- - individuos maduran a la vez) se forma en la mañana del 7º - u 8º día siguientes al plenilunio de noviembre o diciembre - (primavera en el hemisferio sur). El fenómeno también exis- - te, aunque con variantes, en varias especies de las costas- - americanas y europeas.

La epitoquia está relacionada con la actividad --

inhibidora endócrina del cerebro.

Los poliquetos están dotados de una enorme capacidad de regeneración que, en algunas especies interviene en la reproducción asexual.

La mayoría de los poliquetos viven en el fondo, - unos permanecen libres o enterrados en la arena, otros agregan tubos donde se encierran.

También existen algunos pelágicos y nadadores. -  
 (45) Los poliquetos se dividen en Errantes y sedentarios. - Los primeros son formas con parápodos bien desarrollados, - poseen una región cefálica bien desarrollada. Los sedentarios tienen cabeza indiferenciada, parápodos en regresión, - es frecuente que vivan en tubos y que posean un penacho - - branquial cefálico que sirve para la respiración y captura de alimento (30) (26).

Los poliquetos son utilizados como cebos de los - anzuelos, como la especie "nereis" que vive debajo de las - conchas y rocas, tienen coloraciones rojas, rosadas o verdes. (26)

## OBJETIVOS:

- Identificar la anatomía externa de los poliquetos.
- Distinguir la importancia económica de los poliquetos.
- Aplicar técnicas de colecta y fijación para poliquetos.

## MATERIAL Y METODOS:

## MATERIAL BIOLÓGICO:

Muestras de poliquetos fijos.

## MATERIAL DE LABORATORIO:

- \* Frascos de vidrio.
- \* Tamiz (puedes utilizar una coladera de plástico grande).
- \* Pala (para jardín) pequeña.
- \* Etiquetas.
- \* Cuaderno de campo y lápiz.
- Caja de Petri.
- Formol al 5% o alcohol al 70%.
- Microscopio estereoscópico.
- \* Material para llevar al campo.

**PROCEDIMIENTO:**

Los poliquetos se colectan en el ambiente marino, abundan en la zona de mareas, ocupando todo tipo de playas. Se encuentran debajo de las rocas, adheridos a las algas marinas, objetos flotantes y a muchos de ellos como comensales, fabricando sus tubos o "casas" sobre las conchas de muchos moluscos.

Ocupan profundidades medias y grandes, enterrados en los fangos de los océanos.

Es necesario efectuar que abarquen desde la observación de la superficie de las rocas y las algas, levantando piedras, hasta el dragado de los fondos medios y profundos y el tamizado o colado de las arenas de las playas.

Elabora un mapa de el lugar donde vayas a realizar tu colecta, determinando en él las zonas de muestreo. Después de muestrear en zona rocosa, pasa a la zona arenosa de la playa y tamiza la arena tomándola con la palita y colocandola en la coladera de plástico, ciérnela y quedaran poliquetos atrapados en la malla. Tómalos cuidadosamente con un ensartador de agujas. Y colócalas en frascos con agua de su medio. Puedes conservarlos vivos durante un tiempo en paquetes de fucus envueltos en un paño húmedo. Etiquétalos con los siguientes datos:

Lugar de colecta:

Sustrato:

Fecha:

Coloración:

Fíjalos con alcohol al 70% o formol al 5%. Realiza tus anotaciones en el cuaderno de campo.

- En el laboratorio, coloca tu muestra en una caja de Petri (con agua de mar si está vivo).

- Observa ayudándote con el microscopio estereoscópico las siguientes estructuras externas.

. Tamaño de tu muestra.

. Observa el cuerpo anillado del poliqueto.

. En la cabeza distingue el lóbulo frontal que -- contiene los órganos de los sentidos.

. En la cara ventral del primer anillo se abre la boca.

. En el lóbulo frontal se podrá observar 2 pares de ojos simples, palpos, cirros tentaculares y boca.

- Algunos poliquetos poseen una faringe envaginable la cual se puede observar matando al poliqueto con ácido acético (añadiéndolo al agua de mar en la que se encuentra el animal).

- En el cuerpo del poliqueto observa los parápodos, cirros y sedas.

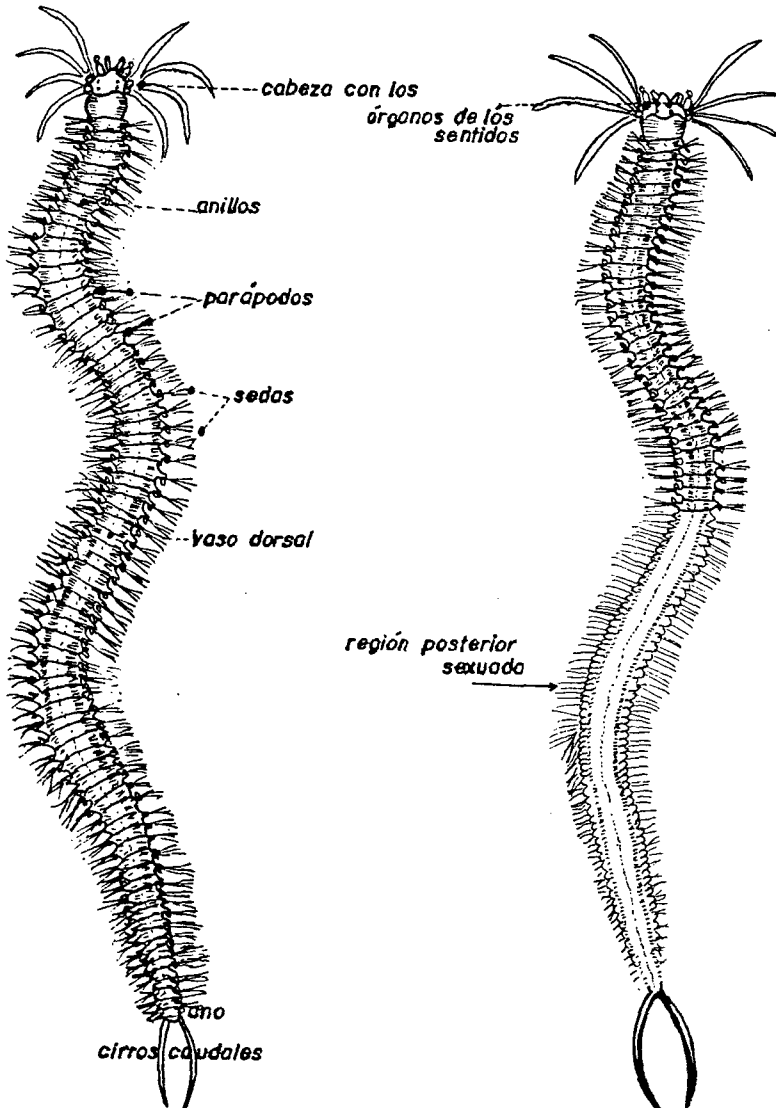
- Distingue el pigidio que se encuentra en el último anillo de su cuerpo está desprovisto de parápodos, pero posee dos finas prolongaciones en forma de tentáculo llamadas cirros caudales. El ano se abre en el extremo del pigidio.

- Para elaborar preparaciones fijas de pequeños poliquetos. Ver anexo

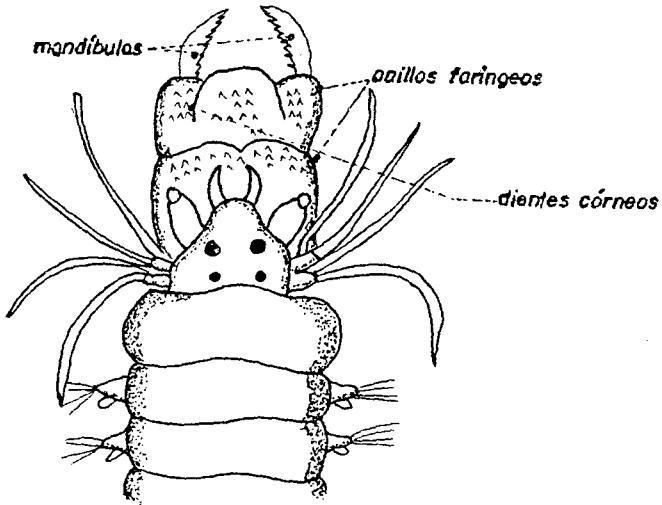
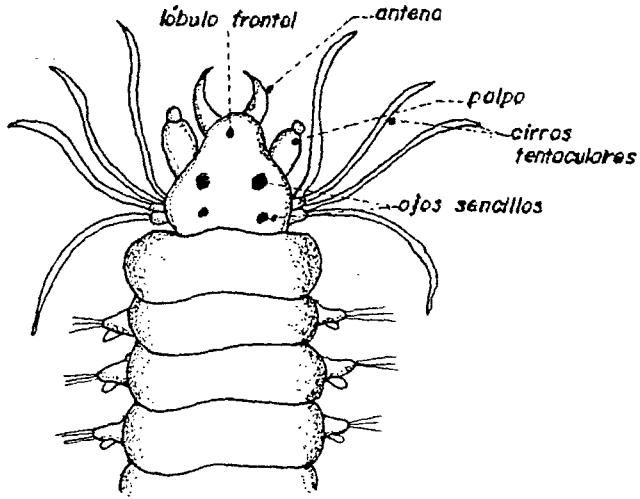
- Realiza dibujos de todas tus observaciones y narra adecuadamente las características de tu muestra.

- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.





*Nereis*: a la izquierda fuera del periodo del periodo de reproducción;  
 a la derecha. *Nereis* macho en la época de la reproducción.



Cabeza y primeros anillos del *Nereis*; en la figura de adelante la trompa está evisaginada

## BIBLIOGRAFIA:

- 26 - Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recursos. VI bentos y necton. Primera edición, la ciencia desde México No. 46. 1987.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición, Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas. México, 1984.
- 40 - Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo, editorial Limusa, México 1982.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I (Invertebrados) editorial Toray-Masson, Barcelona 1982.
- 81 - Villeneuve, F. y Desiré, Zoología. Editorial-Montaner y Simon, segunda edición, Barcelona, 1979.

De la Bibliografía General.

## ANATOMIA Y CULTIVO DE LOMBRICES DE TIERRA

(Lumbricus terrestris)

## INTRODUCCION:

Los Oligoquetos son anélidos con sedas poco numerosas, insertas directamente en la pared del cuerpo; por lo tanto carecen de parápodos. Cabeza poco desarrollada. Hermafroditas, con glándulas genitales en número definido y en segmentos determinados; dos orificios masculinos y dos femeninos. Cópula seguida de fecundación recíproca. Desarrollo directo, sin trocófora, tienen el prostomio poco voluminoso. Los Oligoquetos son dulceacuícolas o terrestres; algunas especies se encuentran en agua salada. Entre las formas dulceacuícolas se encuentran los Tubifex, que viven en el lodo, dentro de un tubo mucoso. Las lombrices o gusanos de tierra se alimentan de sustancias vegetales en descomposición (hojas muertas, raíces, etc.) En las regiones tropicales algunas lombrices alcanzan enormes dimensiones (hasta 2 m). Durante la reproducción presentan un engrosamiento o clitelo, situado un poco por delante de la mitad del cuerpo. El clitelo segrega el capullo que contiene los huevos y un líquido albuminoideo que sirve de alimento a los jóvenes. La capacidad de regeneración y la reproducción asexual tienen gran importancia en los Oligoquetos. Se distinguen tres ordenes:

10. Plesioporos plesioteca, con los poros masculinos situados en el segmento que sigue al segmento testicular y con los receptáculos seminales (espermatecas) ausentes o situados en la región de los segmentos genitales. --  
Ejemplo Tubifex tubifex.

20. Plesioporos prosatecas, con los poros masculinos situados en el mismo segmento que los testículos o en el mismo segmento que el último par de testículos. A ellos pertenece Enchytraeus importante en la formación del humus.

30. Opistoporos, con los poros masculinos situados, en general, más de un segmento detrás del último par de testículos. A este orden pertenece, la importante familia de los Lumbrícidos. (30) (45) (41)

Las lombrices de tierra, contribuyen a la formación y aireación de los suelos, ejercen notable influencia sobre las propiedades físicas del terreno, pues aumentan la homogeneidad, la aireación y el drenaje así como el poder de retención del agua y de las sustancias útiles, características de las tierras fértiles. Abonan la tierra con sus excrementos, lo que proporciona un mejor desarrollo en los vegetales. (35) (11) (81)

La mayoría de los Oligoquetos pueden tener un le-

targo en el verano o en el invierno si el agua escasea y la temperatura es alta o baja. Cerca del 80 ó 90% del peso fresco de las lombrices de tierra lo constituye el agua.

La capacidad de resistencia a la desecación es -- uno de los caracteres de su biología. Lumbricus terrestris puede sobrevivir perdiendo el 70% del contenido hídrico de su cuerpo.

La competencia por el alimento es intensa entre -- las lombrices de tierra, el comportamiento y distribución -- de los lumbrícidos se refiere a dos necesidades básicas: -- agua y alimento.

Su pigmentación es una adaptación a la depredación de las aves.

La reproducción en los lumbrícidos varía desde -- el entrecruzamiento normal, partenogénesis facultativa, -- partenogénesis obligada; L. terrestris se acopla en la superficie del suelo; otras especies lo hacen bajo tierra. -- El acoplamiento se efectúa durante todo el año excepto cuando las condiciones del suelo no son apropiadas o los gusanos; están en diapausa. La fecundidad de las lombrices de tierra depende de las reservas alimenticias. L. terrestris produce de 3 a 13 capullos al año, y maduran en 1 año. No-

muestran signo de vejez al menos en 3 años. L. terrestris vive en suelos con un pH 4.1 o 4.3; los túneles de las lombrices de tierra son más ricos que el suelo que los rodea - en calcio intercambiable, potasio y fósforo disponible. El 64% del nitrógeno no disponible ingerido es excretado en forma aprovechable por las raíces de las plantas.

El tejido del cuerpo de las lombrices de tierra, más del 72% del peso seco son proteínas; se descomponen rápidamente al morir y constituyen una fuente de nitrógeno mineralizado con rapidez. Las lombrices de tierra no sólo metabolizan el carbono sino que además aumentan la descomposición de la materia orgánica al estimular la actividad microbiana. (11)

#### OBJETIVOS:

- Identificar la anatomía externa e interna de L. terrestris.
- Montar un cultivo de L. terrestris en el laboratorio de zoología.
- Aplicar técnicas de colecta, fijación y preparaciones de L. terrestris.

## MATERIAL Y METODOS:

## MATERIAL BIOLÓGICO:

Lombrices de tierra (L. terrestris)

- \* Pala
- \* Maceta o recipiente.
- \* Excremento de vaca.
- \* Formol al 5%.
- \* Alcohol al 70%.
- \* Cuaderno de campo y lápiz.

## MATERIAL DE LABORATORIO:

- Base de hielo seco o corcho.
- Estuche de disección.
- Navaja.
- Alfileres de cabecita.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Vaso de precipitado.
- Soporte universal.
- Tela de asbesto.
- Mechero de Bunsen.
- Termómetro.



**PROCEDIMIENTO:**

Los oligoquetos se pueden obtener en abundancia - en el fondo fangoso de los charcos de agua dulce, orillas - de los lagos, arroyos, en la vegetación semipodrida, debajo de papeles sumergidos, también se pueden coleccionar dragando con botes o a mano en los medios acuáticos.

Coloca en la maceta o recipiente la muestra tomada a una profundidad de 40 o 50 cm. de profundidad en el lugar de colecta; ayudándote con la pala.

Anota los datos de tu muestra:

- Fecha
- Lugar donde se tomo la muestra.
- Características del lugar.

Se pueden matar colocándolos en un recipiente con agua y poniéndola a calentar a 40°C, las lombrices morirán; este método es eficaz para hacer disecciones.

Los oligoquetos se pueden fijar en formol al 5% y conservarse ahí o lavarlos y conservarlos en alcohol al - - 70%.

Describe la anatomía externa de tu muestra.

- Observa que el animal es cilíndrico y muy alargado; un extremo es cónico afilado y el otro aplanado y ensanchado en forma de espátula.

- Distingue la región ventral que es de color más pálido y aplanado que la región dorsal.

- En la punta del extremo aplanado se encuentra el ano (lóbulo anal).

- En la cara ventral del primer anillo pueden verse los gruesos labios formando la boca. Los labios pueden esconderse totalmente dentro de la boca. Basta comprimir con los dedos la región anterior del cuerpo para que los labios salgan.

- Observa que en la cara dorsal hay un pequeño saliente, el lóbulo frontal que divide al primer anillo en dos.

- Identifica que en el extremo anterior, el cuerpo presenta una hinchazón llamada clitelo. Por la cara ventral y delante del mismo clitelo hay dos orificios en forma de ojal; son los orificios de las glándulas masculinas.

- Bajo el microscopio estereoscópico se pueden ver en cada anillo, por la región ventral 4 pares de pelos o quetas (2 pares laterales y dos pares ventrales).

- Realiza un corte de la piel de la región ventral para que observes las quetas en el microscopio.

- Distingue cerca de las quetas ventrales cómo se forman unas gotitas muy pequeñas. El lugar donde se forman estas gotas señala el sitio de los dos orificios urinarios.

Describe la anatomía interna de tu muestra:

- Por transparencia pueden verse algunos órganos internos de la lombriz.

- Después de matar tu muestra haz una incisión dorsal en la región anterior.

- Localiza los músculos de la lombriz.

- Distingue el intestino que es un tubo de color marrón-amarillento. Sucesivamente se encuentra la molleja, buche, esófago, faringe siguiendo hacia la boca.

- Localiza el vaso sanguíneo dorsal; de este par-

ten vasos laterales que van a unirse al vaso ventral.

- Observa los órganos reproductores que son unas masas blancas que se encuentran hacia la región anterior.

- Elabora una preparación de los órganos reproductores y observa al microscopio.

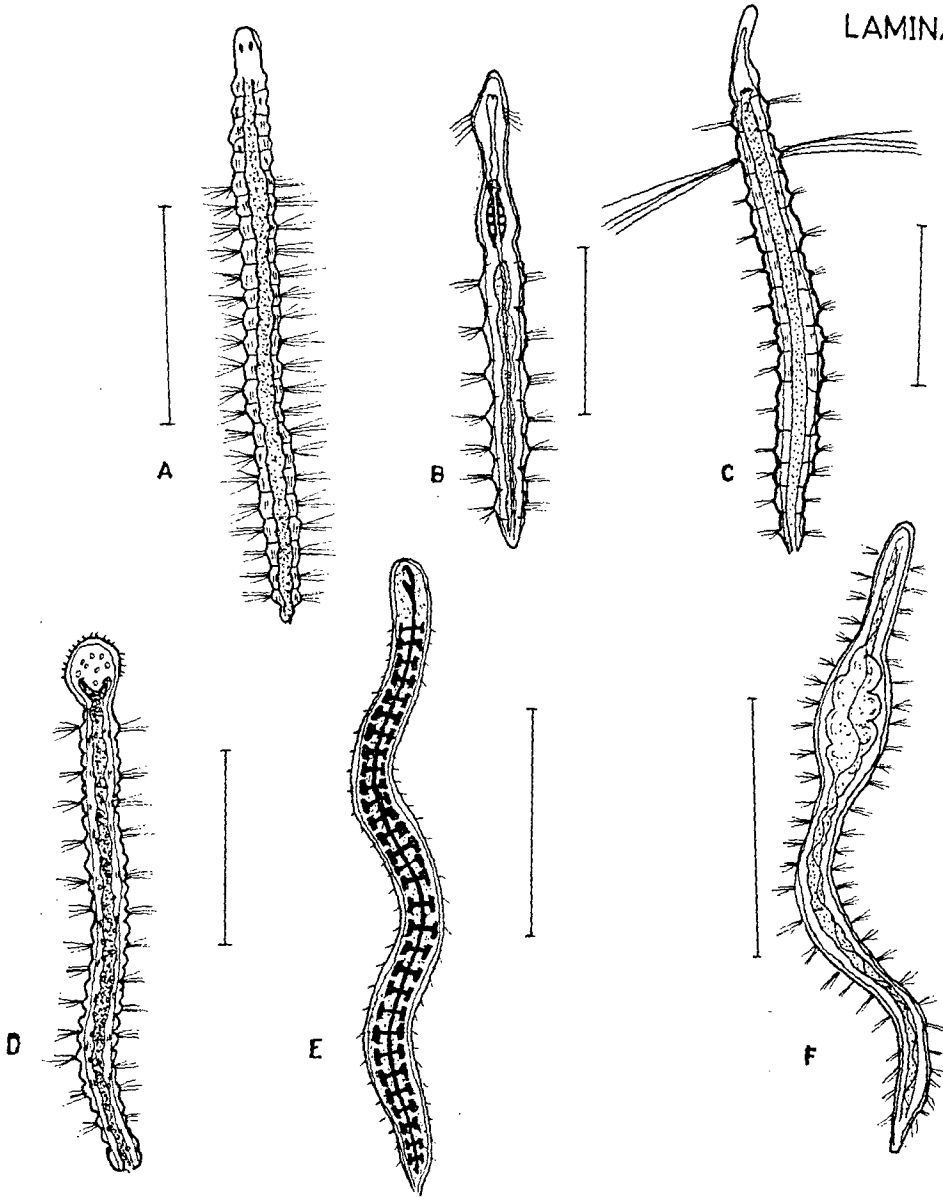
- Distingue los septos o anillos en la pared del cuerpo de la lombriz; adosados a los septos hay unos grumos blancuzcos (2 por anillo): son los tubos urinarios.

- Arrancando el tubo digestivo, pueden verse unos cordones blancos dispuestos en forma de escalera de cuerda; es el sistema nervioso.

- Realiza dibujos y anotaciones de tus observaciones, si te es posible toma fotografías o diapositivas.

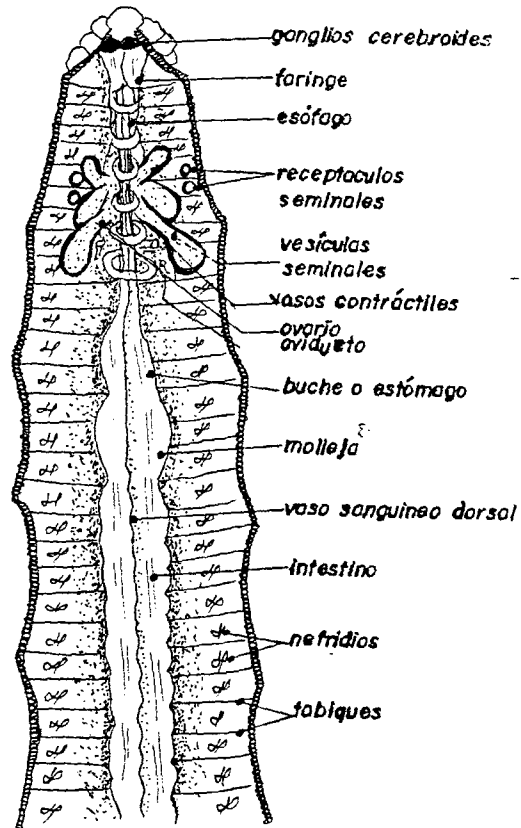
Puedes mantener a L. terrestris en una maceta con tierra de jardín; pudiendo alimentarlas con excremento de vaca u hojas a una temperatura de 12°C a 18°C, pH de 4.1 a 4.3 , Para que realices estudios posteriores de regeneración o comportamiento en L. terrestris.

- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.



ALGUNOS GUSANOS OLIGOQUETOS DE AGUA DULCE

Figs. A, Nais.— B, Chaetogaster.— C, Pristina.— D, Oelboma.— E, Lumbriculus.— F, Tubifex.



Región anterior de la lombriz abierta por su cara dorsal mostrando los órganos in situ.



Fig. A, Espermatozoide de Lombriz.

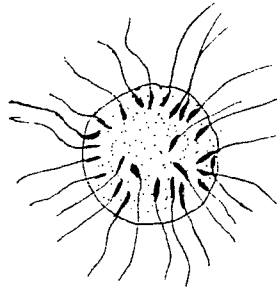


Fig. B, Espermatozoides agrupados.

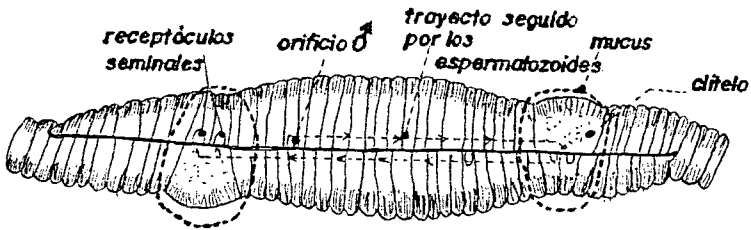
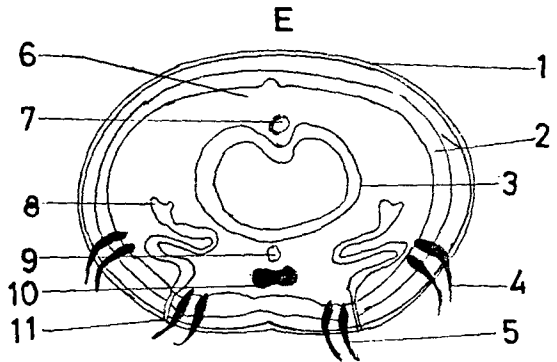
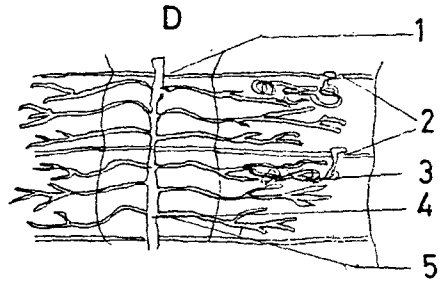
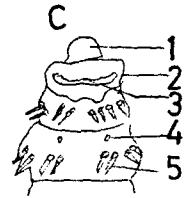
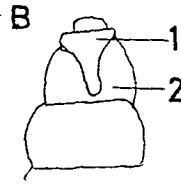
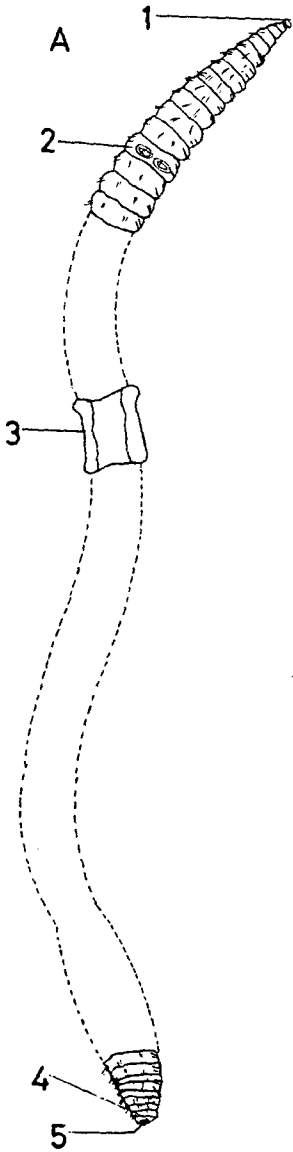


Fig. C, Lombrices en el momento de la cópula.





EXPLICACION DE LA LAMINA 49

Esquema A.- Lombriz vista por la cara ventral.

- |                   |   |           |
|-------------------|---|-----------|
| 1. Lóbulo frontal | 2. Orificio de las glándulas reproductoras masculinas . | 3. Citelo |
|                   | 4. Lóbulo anal  | 5. Ano    |

Esquemas B y C.- Lóbulo frontal visto por encima (B) y por debajo (C)

- |                    |           |                      |
|--------------------|-----------|----------------------|
| 1. Lóbulo frontal. | 3. Labios | 5. Orificio urinario |
| 2. Primer anillo.  | 4. Boca   | 6. Quetas ventrales  |

Esquema D.- Vista parcial de dos anillos abiertos.

- |              |            |                   |                          |                     |
|--------------|------------|-------------------|--------------------------|---------------------|
| 1. Intestino | 2. Septos. | 3. Tubo urinario. | 4. Vaso sanguíneo dorsal | 5. Vasos sanguíneos |
|--------------|------------|-------------------|--------------------------|---------------------|

Esquema E.- Corte vertical de un anillo.

- |   |                          |                            |
|---|--------------------------|----------------------------|
| 1. Piel + cutícula                          | 4. Quetas laterales      | 8. Tubo urinario           |
| 2. Músculos circulares.<br>y longitudinales | 5. Quetas ventrales      | 9. Vaso sanguíneo ventral. |
| 3. Tubo digestivo.                          | 6. Cavidad general       | 10. Sistema nervioso       |
|   | 7. Vaso sanguíneo dorsal | 11. Orificio urinario      |

BIBLIOGRAFIA:

- 11 - Burges, A., Biología del suelo, editorial --  
Omega, Barcelona, 1974.
- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de Zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 14a. edición, Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas, México 1984.
- 41 - González, A.M. y Goula. Lombrices, sanguijuelas y otros anélidos, ediciones Jover, primera edición. Barcelona 1979.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de Zoología, Tomo I. (Invertebrados) editorial Toray-Masson, Barcelona 1982.
- 81 - Villeneuve, F. y Desiré, Zoología. Editorial Montaner y Simon, segunda edición, Barcelona 1979.

De la Bibliografía General.

## TAXONOMIA DE LOS HIRUDINEOS DE MEXICO

## INTRODUCCION:

Son anélidos cuyos segmentos no tienen seda alguna. Cuerpo formado por 33 segmentos mas el prostomio. La anillación externa no se corresponde con la metamería. La boca se convirtió en ellos en un órgano de succión: ventosa o trompa. El ano es dorsal con relación a la ventosa posterior. Hermafroditas. Desarrollo directo sin trocófora. Acuáticos o terrestres. (30) (45) (80).

La mayoría de las sanguijuelas viven como ectoparásitos de vertebrados a los que chupan la sangre, almacenándola a veces hasta por dos años. En algunas el extremo anterior forma una trompa retráctil, como la Pontobdella, que vive a expensas de las rayas. En otras la boca está provista de dos o tres mandíbulas cortantes, por ejemplo la sanguijuela común o medicinal (Hirudo medicinalis). Las mandíbulas faltan en toda una serie de especies (Herpebella por ejemplo). Son muchas las sanguijuelas que se alimentan de presas vivas (moluscos, lombrices, etc.) o comen carne podrida; la gran sanguijuela del caballo (Haemopsis sanguisuga que vive en nuestro país, pertenece a esta categoría.

Las secreciones bucales de las sanguijuelas hematófagas contienen un fermento que hace incoagulable la sangre.

Los Hirudíneos no se reproducen asexualmente y su capacidad de regeneración es nula. Para reproducirse se -- acoplan. (30) (45) (41)

Algunas de estas especies hematófagas se utilizaron con fines medicinales desde mediados del siglo XVII, -- principalmente para provocar sangrados locales en casos de regiones inflamadas o de hipertensión. (35)

Las sanguijuelas del orden Rhynchobdellida parasitan a Ictalurus sp (bagre). (80)

En el pescado blanco Chirostoma estor se reportan sanguijuelas pertenecientes a la especie Myzobdella patzcuarensis. (67)

#### OBJETIVOS:

- Adquirir habilidad en el manejo de claves para la determinación taxonómica de Hirudíneos de México.

- Aplicar técnicas de colecta y fijación para Hirudíneos.

- Destacar la importancia económica y médica de los hirudíneos.

#### MATERIAL Y METODOS.

#### MATERIAL BIOLÓGICO:

- Muestras de hirudíneos.
- \* Trozo de hígado.

#### MATERIAL PARA CAMPO Y LABORATORIO:

- \* Hilaza
- \* Frascos de boca ancha.
- Microscopio estereoscópico.
- \* Solución de F.A.A. o Bouin.
- Portaobjetos
- Cubreobjetos.
- \* Formol al 5% o alcohol al 70%.
- \* Cloretona o hidrato de cloral.
- Claves para sanguijuelas o Hirudíneos de México.
- \* Cuaderno de campo y lápiz.
- \* Material para llevar al campo.

PROCEDIMIENTO:

Puedes coleccionar Hirudineos en aguas dulces de corriente lenta como canales, lagos, lagunas, etc., pueden estar fijos en plantas, rocas o estructuras sumergidas. Casi siempre pueden encontrarse en los lugares donde existe tule.

Un pedazo de hígado fresco, amarrado a un cordón y sumergido por algunos minutos, puede dar buen resultado para atraerlos.

Se encuentran a veces, como ectoparásitos en sa-- pos, peces o tortugas, que viven en estos medios.

Anota los datos de colecta: Lugar de colecta, habitat, fecha.

Las sanguijuelas se pueden fijar con F.A.A. o -- Bouin. Las de tamaño pequeño se pueden colocar entre un -- portaobjetos y un cubreobjetos.

Una vez extendida se agrega el F.A.A. o el Bouin sin inundar el vidrio superior y se extrae el exceso con papel filtro por el lado opuesto al que se coloca el fijador. Después de veinte a treinta minutos se pueden colocar en -- F.A.A. puro o formol al 5% o en alcohol al 70%.

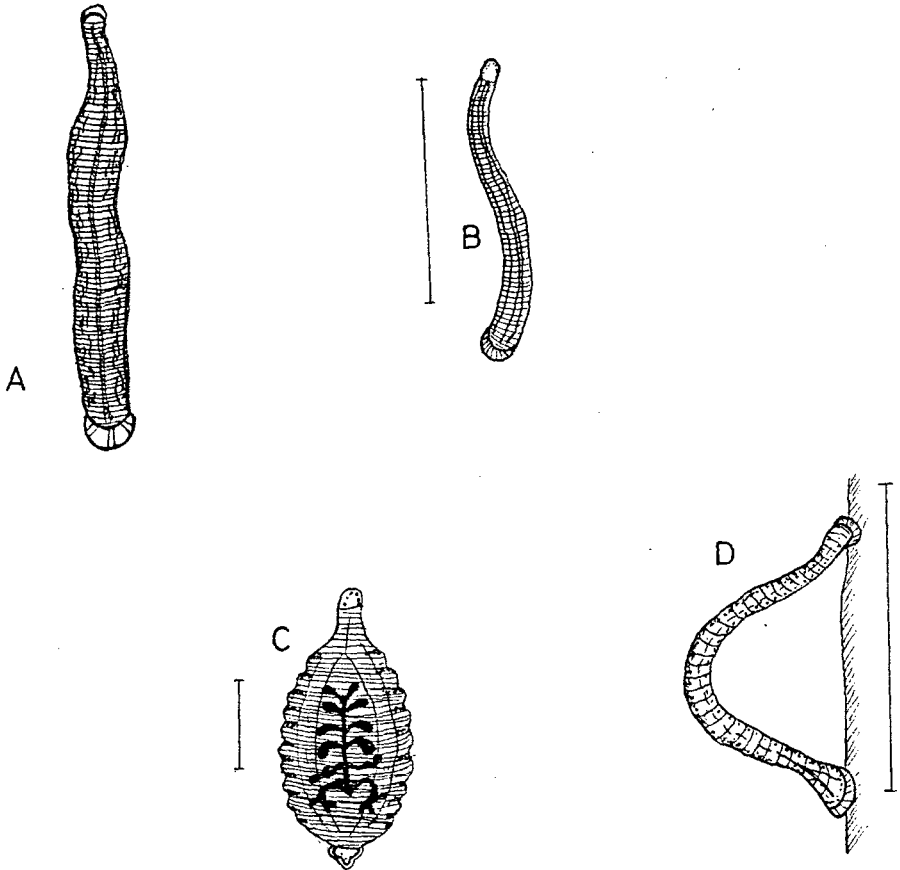
Para las sanguijuelas grandes, se pueden usar -- como narcóticos la cloretona, hidrato de cloral, para después colocarlas directamente en el fijador o aplanarlas entre portaobjetos.

- Apoyandote con las claves que se te dan, trata de identificar la posición taxonómica de tu muestra de Hirudineos. (La clave se encuentra al final de la práctica).

- Observa tu muestra al microscopio estereoscópico para mayor evidencia de los órganos que determinaran su posición taxonómica.

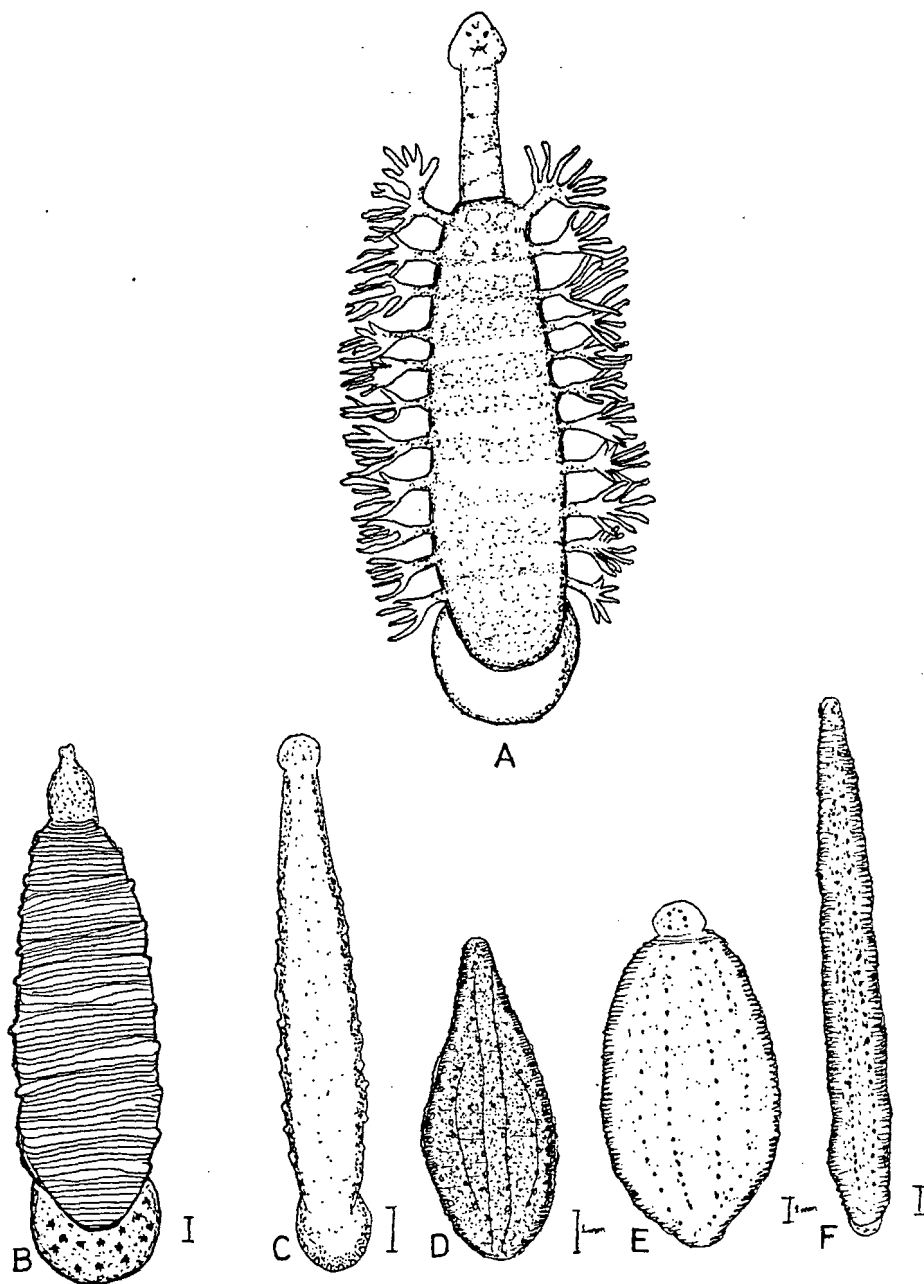
- Elabora tus anotaciones y dibujos de tus muestras.

- Consulta las láminas que se te presentan al final de la práctica.



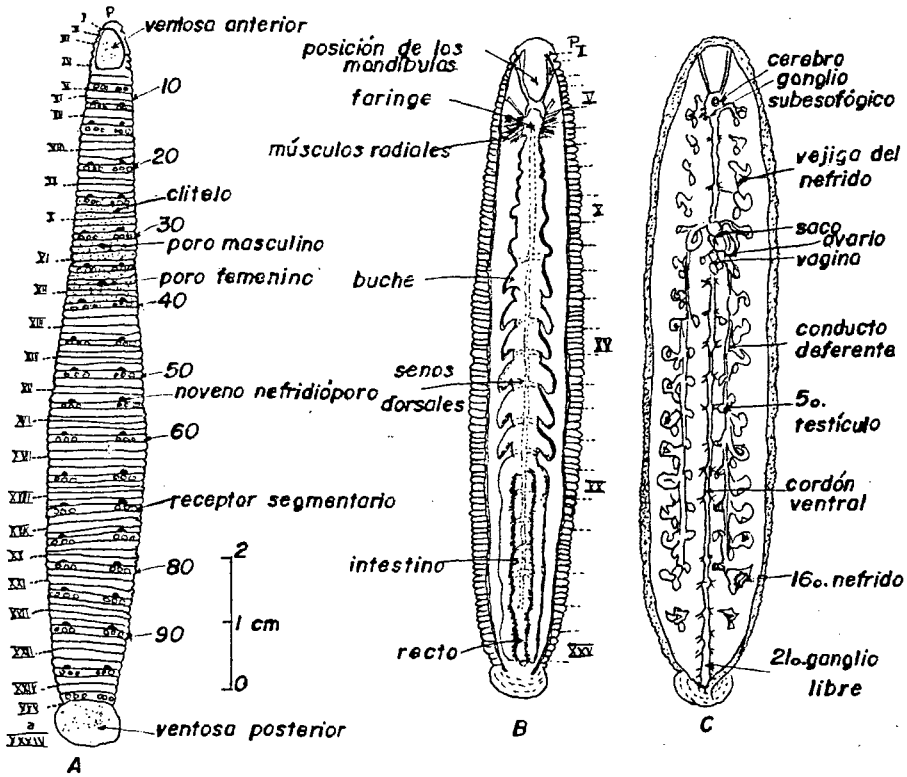
Figs. A, Sanguijuela medicinal.- B, Nephelis.- C, Clepsine.- D, Piscicola geometro.





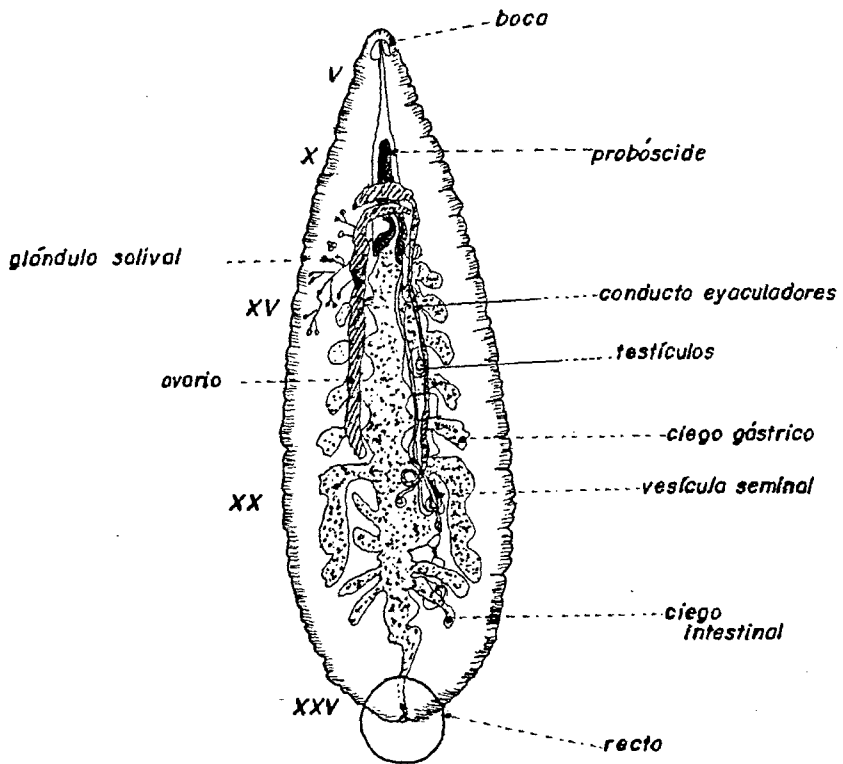
VISTAS DORSALES EXTERNAS DE DIVERSAS ESPECIES DE SANGUIJUELAS

Figs. A y C, Sanguijuelas de los peces (Piscicolidae). A, *Cytobranchus*, con branquios laterales.— B, *Cytobranchus*.— C, *Piscicola*.— D y E, Sanguijuelas Glossiphonidas.— E, *Theromyzon*, género cosmopolita de sanguijuelas que atacan a los pájaros.— F, *Erpobdella punctata* (Erpobdellidae), una sanguijuela comedora de carroña y rapaz muy corriente en Norteamérica.



LA SANGUIJUELA MEDICINAL, *HIRUDO MEDICINALIS*

Figs. A, Superficie ventral externa—ByC, Vista dorsal de la estructura interna.



*Glossiphia complanata*, una sanguijuela glosifónida (visto ventral).

## BIBLIOGRAFIA:

- 30 - De Haro Vera, A., Atlas de zoología (Invertebrados) ediciones Jover, 19a. edición, Barcelona, 1980.
- 35 - Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas, México 1984.
- 41 - González, A.M. y Goula. Lombrices, sanguijuelas y otros anélidos. Ediciones Jover, primera edición. Barcelona 1979.
- 45 - Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I. (Invertebrados) Editorial Toray-Masson, Barcelona 1982.
- 65 - Ringuelet, R.A. "Clave para el conocimiento de los hirudíneos de México". An. del Inst. de Biol. UNAM. México, vol. 52. No. 1. (1982)
- 67 - Salgado G. Osorio D., Helmintos de algunos peces del Lago de Pátzcuaro.
- 80 - UANL Fac. de Cs. biológicas, parásitos y enfermedades del bagre Ictalurus sp. publicación técnica No. 2 (1986)

De la Bibliografía General.

CLAVE DE LAS SANGUIJUELAS O HIRUDINEOS DE  
MEXICO

1. La boca es un diminuto poro en la cápsula - -  
(= ventosa anterior) o en su labio anterior. Somito básico  
3-anillado o por subdivisión secundaria 5-anillado o 6-anillado, o formado por 7, 12 o 14 anillos. Uno a cuatro pares de ojos. La faringe es eversible y protáctil como una trompa... Orden Glossiphoniiformes Caballero, 1952... 2.

1a. La boca es amplia y ocupa todo el fondo o sea la parte posterior de la cápsula. Somito completo por lo general 5-anillado o de más anillos (hasta 10 o 12). Cinco pares de ojos formando un arco cefálico de concavidad posterior, o bien cuatro o seis ojos de a pares que no forman arco. La faringe es fija. Orden Hirudiniformes Caballero, 1952 14.

2. Parásitos externos de peces. Con clitelo. --  
Cuerpo cilindroideo y no aplanado. La cápsula suele ser --  
discoidea y se destaca del cuerpo. Somito completo de 3 o de más anillos hasta 14. Los ovisacos y las crías no son --  
llevadas por la madre.....  
..... Familia Piscicolidae Johnson, 1965..... 3

2a. Depredadores; no viven regularmente sobre pe-

ces. Somito completo de 3 anillos simples o subdivididos.-  
 Sin clitelo. Por lo común el cuerpo es deprimido y de con-  
 torno piriforme u ovalado. Llevan consigo los ovisacos y -  
 las crías sobre la faz ventral . . . . .  
 . . . . . Familia Glossiphoniidae Vaillant, 1980.....5

3. Cuerpo con muchos tubérculos prominentes. So-  
 mito completo 3-anillado ..... *Stibarobdella* Leigh- -  
 Sharpe. 1916. *S. macrothela* (Schmardda, 1869).

3a. Cuerpo sin tubérculos. Somito completo de 7 o  
 de 12-14 anillos ..... 4

4. Somito completo de 7 anillos. Varios para me-  
 taméricos de vesículas pulsátiles marginales .....  
 .... Cystobranchus. Cystobranchus sp. Moore, 1936.

4a. Somito completo de 12 o 14 anillos. Sin vesí-  
 culas pulsátiles . . . . .  
 .... Myzobdella Leidy, 1951. Myzobdella patzcuarensis (Ca-  
 ballero 1941).

5. Cuatro pares de ojos ..... *Theromyzon* Phi-  
 lippi, 1867 ..... Theromyzon tessulatum (O.F. Muller, - -  
 1974.

5a. Un par de ojos a veces inconspicuos ..... 6

6. Los anillos están subdivididos en el dorso y -  
 en el vientre dos de cada tres, de modo que el somito pare-  
 ce 6-anillado y 5-anillado respectivamente. Dos ojos que -  
 se tocan, colocados en el somito III; siete pares de ciegos  
 gástricos; dos pares de glándulas esofágicas ovaladas; dos  
 pares de glándulas salivales compactas; la faringe en caya-  
 do posee un grueso trayecto ascendente.... Haementeria de -  
 Filippi, 1849..... Haementeria officinalis de Filippi, - -  
 1849. 8

6a. Los anillos son indivisos o solo uno de cada-  
 tres en ambas caras . . . . . 7

7. Los dos ojos se tocan y están ubicados en el -  
 somito III, o sea por delante del anillo que forma el labio  
 posterior de la cápsula. Siete pares de ciegos gástricos;-  
 glándulas salivales compactas en un solo par..... Placobde-  
 lla Blanchard, 1893 . . . . . 8

7a. Los dos están separados y se ubican en el so-  
 mito IV, o sea en un anillo que forma el labio posterior de  
 la cápsula. Cinco o seis pares de ciegos gástricos o sola-  
 mente el par de postciegos con trayecto descendente; glándu-  
 las salivales difusas ..... Helobdella Blanchard, - -  
 1896 . . . . . 9

8. Cada anillo medio lleva una papila mediana, -- dos laterales y dos marginales; los anillos anterior y posterior de cada somito tienen una papila en cada margen. -- Papilas rugosas .... Placobdella ornata (Verrill, 1873).

8a. Cada anillo anterior lleva dos papilas paramedianas y dos laterales, mayores y lisas, y dos pequeñas papilas supramarginales; los anillos medios tienen 6 papilitas de posición mesial respecto a las anteriores... Placobdella mexicana Moore, 1899

9. Gonoporos separados por dos anillos. No existen tubérculos medianos..... Helobdella moorei Caballero, - 1933 Sp. inquir.

9a. Gonoporos separados por un solo anillo.....10

10. Una placa quitinoide dorsal.....11

10a. Sin placa quitinoide dorsal ..... 12

11. Los somitos cefálicos son más abreviados, de modo que la placa se encuentra entre los anillos 11 y 12 o 12 y 13. Los vasos deferentes tienen extenso recorrido descendente ..... Helobdella stagnali (Linnaeus, 1758).



11a. Los somitos cefálicos están menos abreviados, de modo que la placa dorsal se encuentra entre los anillos 13 y 14 o 14 y 15. Los vasos deferentes poseen un cortísimo trayecto descendente que del nivel del primer par de testículos . . . . . Helobdella adiastrata Ringuelet, 1972.

12. Una, tres o cinco hileras longitudinales de tubérculos colocados únicamente sobre los anillos medios -- de los somitos centrales . . . . . 13

12a. Sin tubérculos. Sanguijuela de cuerpo angosto, cuyo cotilo pequeño continúa el eje del cuerpo hacia -- atrás. Posee únicamente un par de ciegos posteriores con recorrido descendente en el estómago o buche. Los ojos son incóspicuos . . . . . Helobdella elongata (Castle, 1900).

13. El anillo medio de cada somito central está subdividido secundariamente . . . . .  
. . . . . Helobdella conchata. Caballero, 1931.

13a. Los anillos no están subdivididos . . . . .  
. . . . . Helobdella triserialis lineata (Verrill, 1874).

14. Tres pares de ojos los que no forman un arco-regular. Gonoporos separados por 2 o por 3 anillos. Sin mandíbulas . . . . . Erpobdellidae Moore - - -

. . . . . Erpobdella Blainville, 1818 . . . . 15

14a. Cinco pares de ojos o solo 4, colocados en los anillos 2, 3, 4, 6 y 9 (metámeros II, III, IV, V y VI)-los que forman un arco de concavidad caudal. Gonoporos separados por más de 3 anillos (4 + 1/2, 1/2 + 4 + 1/2, 5 o bien 19-20) . . . . .17

15. Segundo y tercer par de ojos colocados en el mismo anillo. Gonoporos separados por 3 anillos, masculinos en XI/XII y femenino en XII a2/b8 . . . . .  
. . . . . Erpobdella ochoterenai Caballero, 1932.

15a. Segundo y tercer par de ojos colocados en -- anillos sucesivos. Gonoporos separados por 2 o por 3 anillos . . . . . 16

16. Gonoporos en XI/XII y en XII b2/a2 o en XII - a2/b5 . . . . .  
. . . . . Erpobdella punctata mexicana (Dugés, 1876).

16a. Gonoporos en XII b1/b2 y XII b5/b6 . . . . .  
. . . . . Erpobdella triannulata Moore, 1908.

17. Gonoporos separados por 18 a 20 anillos. So-

mito completo de 8, 10 o 12 anillos. Cotilo con cordones radiales. El último par de nefroporos está representado -- por un unico orificio mediano ventral en la unión del cuerpo y el cotilo . . . . .  
 . . . . . Diestecostomatidae Ringuelet, 1953 . . . . .  
 . . . . . Diestecostroma Vaillant, 1890 . . . . . 18

17a. Gonoporos separados por 5 anillos como máximo. Somito completo 5-anillos. Cotiló de limbo ventral liso, sin cordones. Existe el último par de nefroporos ventrales en el segmento XXIV . . . . . 19

18. Somito completo de 10 anillos. Menos de 180 - anillos. Cinco pares de ojos . . . . .  
 . . . . . Diestecostoma mexicanum (Baird, 1869).

18a. Somito completo de 12 anillos. Anillos en número de 200 a 201. Cuatro pares de ojos. . . . .  
 . . . . . Diestecostoma magnum Moores, 1945

19. Mandíbula monosticodontas (una sola hilera de dentículos agudos). Cuerpo con estrías longitudinales y márgenes amarillo-anaranjados. Organos genitales medianos mioméricos, micromórficos o mesomórficos. Espermiductos de tipo macribdelloides . . . . .  
 . . . . . Macribdellidae Richardson, 1969 . . . . . 20

19a. Mandíbulas disticodontas (dos hileras de dentículos romos y de base ancho, relativamente grandes). Color maculado (manchado). Organos genitales medianos miométricos, megalomórficos. Farínge hemopisoides . . . . .

. . . . . Haemopidae Richardson, 1969.

. . . . . Haemopinae Richardson, 1969.

. . . . . Percymoorensis Richardson, 1968.

. . . . . Percymoorensis caballeroi Richardson, 1971.

20. Cuatro poros de glándulas copuladoras detrás de los gonoporos, sobre los dos surcos intéranulares subsiguientes. Máculas metaméricas, en 4 filas longitudinales: dos hileras interiores de manchas negras y 2 filas exteriores de manchas amarillas. (Testículos simples) . . . . .

. . . . . Macrobdellinae Ringuélet, 1976.

. . . . . Macrobdella Verrill, 1972.

. . . . . Macrobdella decora (Say, 1824).

20a. No hay poros detrás de los orificios sexuales. Testículos múltiples en cada somito. Una franja amarilla o anaranjada en cada margen . . . . .

. . . . . Limnobbellinae Ringuélet, 1976. . . . . 21

21. Buche provisto de un solo par de ciegos gástricos por segmento en su mitad anterior (en total 7 pares)

y en la mitad posterior con 5 pares dobles de ciegos por so  
 mito, de los cuales el anterior es globoso y menor que el -  
 par posterior. Ocho pares de grupos testiculares múltiples  
 . . . . . Pintobdella Caballero, 1937.  
 . . . . . Pintobdella cajali (Caballero, 1934).

21a. Buche provisto de 2 pares de ciegos iguales-  
 y simple por somito (en total 11 pares dobles). Ocho o - -  
 diez pares de grupos testiculares múltiples . . . . .  
 . . . . . Limnabdella Blanchard, 1893 . . . . . 22

22. Gonoporos separados por  $1/2 + 1/2$  anillos - -  
 (masculinos en XI b y femenino en XII b ) . . . . .  
 . . . . . Limnabdella chiapasensis (Cab. 1958).

22a. Gonoporos separados por 5 anillos, a veces -  
 ligeramente corridos en los anillos b5 o en b6 pero casi --  
 tocando el surco interanular . . . . . 24

23. El dorso presenta una ancha banda mediano lon-  
 gitudinal, más oscura, algo menor de  $1/3$  del ancho del cuer-  
 po . . . . . 24

23a. No se observa esa banda mediana . . . . .  
 . . . . . Limnabdella profundisuleata (Caballero, 1933)

24. Diez pares de grupos testiculares . . . . .  
 . . . . . Limnabdella olivacea Cab., 1933

24a. Ocho pares de grupos testiculares . . . . 25

25. Los ductos eyaculatorios desembocan simétrica  
 mente en la cara anterior del atrio. El atrio llega al gan-  
 glio . . . . . Limnabdella mexicana Blanchard, 1893

25a. Los ductos eyaculatorios desembocan asimétric  
 camente en el atrio: uno en el ángulo cefálico-lateral, y -  
 el otro es ventral y mediano . . . . .  
 . . . . . Limnabdella tehuacanea (Jiménez, 1865)

## Hematoxilina de Ehrlich.

Agua destilada	100 cc.
Alcohol absoluto	100 cc.
Glicerina	100 cc.
Acido acético glacial	25 cc.
Cristales de Hematoxilina	2 g.
Sulfato amónico de alimunio (sulfato de aluminio potasio) En exceso.	10 g.

Para prepararla disuelva la hematoxilina en el alcohol y el ácido. Disuelva el alumbre con agua caliente y mezcle todo bien. La solución debe mantenerse a la luz hasta que adquiera un color rojo obscuro o café rojizo. Puede durar varios años.

## Paracarmín de Mayer.

Acido carmínico	1 g.
Cloruro de aluminio hidratado.	0.5 g.
Cloruro de calcio anhidro.	4 g.
Alcohol de 70%.	100 cc.



## Tricómica de gomorri: Colorante.

Cromatrofo 2R	0.6 g.
Verde claro.	0.15 g.
Verde rápido.	0.15 g.
Acido fosfotúngstico.	0.7 g.
Acido acético glacial.	1 g.
Agua destilada.	100 ml.

## CULTIVOS DE BIVALVOS

El mejillón y la ostra son muy adecuados para cul  
tivo.

Los bivalvos bentónicos son difíciles de cultivar-  
por sus más complicadas modalidades de vida.

## PRODUCCION DE SEMILLAS PARA CULTIVO ARTIFICIAL.

El proceso de producción de semillas para cultivo  
artificial puede ser dividido en inducción al desove en - -  
adultos, fertilización y lavado de huevos, crianza de lar--  
vas hasta un tamaño adecuado para liberarlas en el mar o pa  
ra cultivo.

## a) DESOVE INDUCIDO.

En algunos bivalvos como los ostiones, almejas y-  
mejillones, los huevos y la esperma pueden ser obtenidos -  
fácilmente mediante incisiones en las gónadas. En otros bi  
valvos, sin embargo, el método de las incisiones no es muy  
fructífero para la obtención de huevos y esperma y se deben  
de usar técnicas de inducción del desove. Las larvas de --  
todas las especies de bivalvos serán más fuertes si los hue  
vos y esperma se obtienen por métodos de inducción del deso  
ve que no dañen los bivalvos adultos.

Un método común de inducir el desove es estimulando la expulsión de huevos y esperma por cambios de la temperatura del agua. Primero, los bivalvos cuyas gónadas -- contienen huevos y esperma maduros son seleccionados durante la estación de desove. Son colocados en un tanque y a la temperatura del agua es elevada 5°C. El tanque de desove puede también ser expuesto al sol por cerca de una hora para elevar la temperatura del agua. A continuación, la temperatura del agua es bajada a la temperatura original y se repite el procedimiento varias veces.

Tener cuidado de no debilitar los bivalvos cuando se les estimula.

Otros métodos de inducción de desove utilizan inyecciones de hormonas o estímulos químicos. Estos métodos ni producen grandes cantidades de huevos viables, ni dan lugar a larvas saludables.

#### b) FERTILIZACION:

Es difícil de distinguir bivalvos machos de las hembras en el tanque de desove. Los machos generalmente liberarán la esperma antes de que las hembras expulsen los huevos. La esperma es liberada en grandes cantidades y causará que el agua de mar en el tanque de desove se vuelva --

turbia. Ya que para la fertilización es deseable una cantidad relativamente pequeña de esperma, esta condición de turbidez en el tanque de desove debe evitarse transfiriendo -- los machos a otro tanque antes de que liberen cantidades excesivas de esperma. Los huevos liberados en el tanque de desove conteniendo esperma son fertilizados inmediatamente.

c) LAVADO DE HUEVOS.

Los huevos fertilizados deben ser lavados para remover el exceso de esperma; los huevos fertilizados que se hunden al fondo, son lavados por sifoneo lento del agua en el recipiente de lavado y a continuación se añade inmediatamente agua de mar limpia. El proceso es repetido rápidamente. Mientras más veces los huevos sean lavados de esta manera es mejor; son suficientes de 3 a 5 lavados. Los huevos son transferidos a agua de mar limpia en otros recipientes y son mantenidos ahí hasta que eclosionen.

d) CRIANZA DE LARVAS.

Después de que los huevos han eclosionado y se -- han desarrollado hasta la etapa trocófora, las larvas son -- transferidas a un tanque de crianza. El período planctónico de las larvas de bivalvos es relativamente largo, y las -- larvas trocóforas pasan por la etapa "D" a la etapa umbo. -- Algunas especies son planctónicas por dos semanas antes de --

que se depositen en el fondo, y las larvas de especies sésiles son planctónicas por 3-4 semanas antes de fijarse. Son alimentadas con diatomeas cultivadas. La tasa de mortalidad aumenta agudamente durante el cultivo desde la etapa larval "D", pasando por la mortalidad disminuye mucho para especies bentónicas una vez que se hayan depositado o inician a cavar en el fondo con sus recién desarrollados pies. Una vez que la especie sésil se haya adherido a los colectores puesto en el tanque de la crianza, su tasa de sobrevivencia es buena debido a que el agua de crianza puede ser cambiada fácilmente y las otras condiciones de cultivo pueden ser controladas.

La producción artificial en gran escala de semillas de bivalvos de algunas especies de Patinopecten, - - - Chlamys, Scapharca y Pinctada se está llevando a cabo con éxito en Japón. Sin embargo, es más económico coleccionar semillas naturales de bivalvos en el mar.

Patinopecten yessoensis no puede ser cultivada a temperaturas mayores de 20°C.

El desove ocurre cuando la temperatura del agua es cerca de 8 a 8.5°C. Desove es desde principios de mayo a junio, desde abril a mediados de mayo y principios de ju-

nio hasta mediados de julio. La hembra se ha reportado que desova hasta 150 millones de huevos.

Los colectores de semillas de escalopas son hechos de conchas viejas de Pecten, cáñamo u hojas de plástico. - Estos materiales pueden ser insertados a lo largo de cuer-- das o colocados en canastas de red de polietileno y a conti-- nuación son suspendidas de balsas o palangres. Cada colec-- tor se envuelve en una bolsa de red de polietileno para pre-- venir que las larvas adheridas caigan. El número de larvas colectadas varían grandemente año con año. El número prome-- dio de larvas que se fijan en una sola concha de Pecten pue-- den variar de 0.05 a 5.86 larvas, dependiendo del año. Un-- manojo de hojas de cedro japonés, que pesa 360 gramos, pue-- de coleccionar un promedio anual que varía de 27 a 1,836 lar-- vas.

Cuando las larvas de escalopas han alcanzado un - diámetro de la concha de 8 a 10 mm se convierten en bentóni-- cas y ya no pueden permanecer adheridas a los colectores. - No toleran condiciones tales como aguas turbias y bajas con-- centraciones de oxígeno.

Con canastas colgadas en el mar, en las cuales -- las larvas son cultivadas hasta una longitud de la concha --

de cerca de 3 cm. Las canastas son a continuación bajadas hasta el fondo del mar a profundidades de 2 a 10 metros; -- las escalopas siguen creciendo aquí con una tasa de sobrevivencia de más del 50%.

Debe de tenerse cuidado de no cultivar las larvas en canastas a densidades que sean demasiado grandes porque las larvas se convertirán en canívaes. Las larvas deben ser protegidas de la depredación de la estrella de mar.

Los depredadores de bivalvos cultivados incluyen octópodos, peces, crustáceos, estrellas de mar, gasterópodos y otros. Organismos competidores incluyen balánidos -- ascidias, briozoarios, hidroides, poliquetos, mejillones, -- anémonas de mar y algas.

#### a) CONTROL DE ORGANISMOS COMPETIDORES.

Actualmente, los organismos sésiles son raspados a mano de los bivalvos y de los cabos de cultivo. Otros métodos de control de crecimiento de organismos competidores incluyen secado, tratamiento con agua caliente, tratamiento con agua dulce, tratamiento con agua de mar condensada y -- otros. La eficiencia de estos varios métodos depende de la especie de organismo competidor que va a ser tratado.

La medida preventiva más importante es no colocar demasiado equipo de cultivo en una sola área. Las -- larvas de organismos sésiles pueden fijarse más fácilmente en corrientes lentas y aguas estancas.

#### ESPECIES BENEFICAS PARA EL CULTIVO DE BIVALVOS.

Los gasterópodos carnívoros Charromia tritonis y Charromia sauliae se alimentan de depredadores de bivalvos. Algunos peces que se alimentan de organismos sésiles competidores.



## CULTIVO DE ROTIFEROS

Los rotíferos son el alimento más comunmente utilizado en los primeros estadios de la crianza de larvas de peces y son relativamente fáciles de cultivar. La salinidad adecuada para el cultivo de rotíferos es desde un medio hasta tres cuartos de la del agua de mar natural y la temperatura adecuada es de 20 a 25°C.

Primero deben de ser cultivados en matraces de 1- o 2 litros, con una densidad de un rotífero por ml. de agua.

Los organismos forrajeros para el cultivo de rotíferos pueden ser levaduras o algas verdes unicelulares, tales como Chlorella y Chlamidomonas que ocurren en agua de mar.

Cuando los rotíferos son alimentados con levadura, la levadura debe ser añadida en una proporción de dos gramos por día por millón de rotíferos.

La temperatura es mantenida a este nivel por calefacción del cuarto cultivo o del agua de cultivo.

Bajo buenas condiciones de cultivo, la densidad -

## ALCOHOL ACIDULADO

El alcohol acidulado puede usarse en cualquiera - de los distintos pasos de la deshidratación (dependiendo de la técnica que se trate). En algunas técnicas se usa para diferenciar o para decolorar. Se puede preparar fácilmente en una solución a baja concentración como la siguiente:

Alcohol del porcentaje requerido	100 cc.
Acido clorhídrico concentrado	6 gotas

2.

Aclarar o transparentar.

LACTOFENOL:

Fenol en cristales	20 gr.
Acido láctico	20 ml.
Glicerina	40 ml.
Agua destilada	20 ml.

AFA.

(Alcohol-Formol-Acido acético):

Formol 37-40%	10.0 ml.
Etanol 95%	25.0 ml.
Glicerina	10.0 ml.
Agua destilada	50.0 ml.
* Acido acético	5.0 ml.

\* Agregar antes de usarse (72)

ALCOHOL AL 70%:

Alcohol	70 ml.
Agua destilada	30 ml.

## BOUIN LIQUIDO DE:

Acido pícrico en solución.	
acuosa saturada.	75 partes
Formol comercial.	25 partes
Acido acético glacial.	5 partes

## FAA.

Este fijador preparado a base de formol, es recomendado para la mayoría de los tejidos vegetales y animales. El tiempo mínimo de acción debe ser de veinticuatro horas - en la mayoría de los casos. La cantidad de ácido acético y del formol puede variar un poco según la técnica.

Formol comercial.	10 cc.
Agua destilada.	35 cc.
Acido acético glacial.	5 cc.
Alcohol de 95-96%.	50 cc.

## MATERIAL PARA LAS PRACTICAS DE CAMPO.

## Material general por Equipo:

- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Cajas de Petri desechables (3)
- Una jeringa de 3 c.c.
- Frascos de boca ancha de 500 ml. (3)
- Frascos de boca ancha de 250 ml. (3)
- Goteros.
- Pipetas Pasteur. (3)
- Estuche de disección.
- Un pincel de pelo fino del No. 0.0
- Navajas de rasurar.
- Alfileres.
- Hojas tamaño carta blancas.
- Hojas de papel milimétrico. (10)
- Regla y escuadra.
- Calculadora
- Extensión eléctrica de 5 m. y un ladrón.
- Lámpara de mano (1).
- Libreta (1).
- Maskingtape de una pulgada de ancho.
- Cinta métrica o un metro.
- Bolsas de plástico medianas (10)

- Ligas (10).
- Etiquetas de colgar.
- Cubetas (2).
- Tubos de plástico pequeños (2) (pueden servir las botellas de alcohol de 250 ml. con diámetro de 3 a 4 cm. y altura de 15 a 20 cm.) los cuales se cortan en ambos extremos, en uno de los extremos se coloca una malla muy fina de más o menos 125 micrómetros teniendo cuidado de que quede perfectamente estirada y sujeta con ayuda del maskingtape o tela adhesiva.
- Embudo de plástico (1)
- Círculos de papel filtro (3)
- Cuchara de plástico (1)
- Estacas de 1.70 m. de largo con uno de los extremos afilados (3)
- Estaca de 2.10 m. de largo con uno de los extremos afilado (1)
- Hilo de cáñamo o nylon.
- Espátula.
- Marcos de alambre, madera, etc., de 20 cm. x 20 cm. (deberá tenerse cuidado de que queden bien firmes (3).

- Plomada
- Abrazadera de presión (1)
- Frascos para ajustar a la red de plancton (2)
- Cordel de plástico (aproximadamente 15 m.)
- Cincel y martillo.

MATERIAL PERSONAL:

- SALVAVIDAS OBLIGATORIO.
- Visor.
- Snorkel.
- Tenis.
- Cuchillo de campo.
- Guantes de lona.
- Mochila pequeña.
- Se recomienda usar ropa de trabajo con pantalón grueso en el mar y un paliacate para evitar lesiones.

MATERIAL PROPORCIONADO POR LA FACULTAD:

- Red de Plancton.
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- Lámparas.
- Charola de disección.
- Probeta de plástico de 100 ml.



- Draga
- Formol 500 ml.
- Alcohol de 96° 1000 ml.
- Fijador A.F.A. 500 ml'
- Xilocaina al 1%
- Solución salina 250 ml.
- Colorantes vitales.

Material de primeros auxilios para el campo sugerido por -  
 el Doctor Manuel Torres del Toro. Ced. Prof. 71909. Reg. -  
 SSA. 20471.

#### ANALGESICOS:

- Aspirina 3 al día.
- Neomelubrina 3 al día.
- Acetaminofen (Tempra) tabs. 3 al día.
- Prodolina c/6 hrs.

#### ANTIISTAMINICO:

- Idulamine tabs. 3 al día ó c/8 hrs.
- Clorotrimetón caps. de 8 mg. 1 al día.

#### ANTIDIARREICOS:

- Penamox 500 mg. caps. una c/6 hrs.
- Trinigyn tabs. (amibas) 4 tabs. después de co--  
 mer por espacio de 3 días.

- Garamicina 80 mg. 1 im. c/8 hrs. 12 frascos.
- Deben administrarse en caso de intoxicación por alimentos que en el campo generalmente se deben a ingestión de productos lácteos en mal estado (Penamox), ó la ingestión de alimentos enlatados (Garamicina) las intoxicaciones suelen presentarse con calambres abdominales, fiebre y vómito.
- Kaopectate (diarrea leve y asintomática).
- Vitamina B. (Aplicar 3 días antes de la salida de campo).
- Lomotil (dolor intestinal).
- En todos los casos de diarrea deberá tomarse líquidos en caso de agravarse la persona se le aplica por vía intravenosa suero fisiológico, un litro cada 8 hrs.
- Picaduras de alacrán:  
Suero antialacránico aplicar intramuscular todo el frasco Solucorted aplicar todo el frasco de 100 mg. im.
- Picaduras de serpientes:  
Suero anticrotálico aplicar intramuscular todo el frasco. Solucorted aplicar todo el frasco de 100 mg. im.
- Picaduras de Himenópteros (abejas, avispa, etc.):  
Clorotrimetrón ampolleta im. todo el frasco.

- Picaduras de arácnidos:

Clorotrimetrón ampolleta im. todo el frasco.

- Tetanol.

- Conjuntivitis:

Oftacloran 2 gotas en cada ojo cuatro veces al día.

- Material quirúrgico; (heridas punzo cortantes, raspones, etc.)

Alcohol del 96.

Jabón neutro.

Violeta de genéiana.

Yodo

Algodón

Gasas

Vendas

Tela adhesiva

Curitas

Jeringas de 5 cc. y 3 cc.

Cotonetes.

Abatelenguas

Sales de amonio

Estuche de disección

Equipo para venoclisis

Equipo de mariposa para suero.

## EMBUDO DE BAERMAN METODO DE:

Este método es utilizado para extraer nemátodos - del suelo o del material vegetal macerado. Los nemátodos - tienden a emigrar hacia el fondo del embudo. Algunos géne- ros se obtienen rápidamente y en grandes cantidades con es- te método; pero otros son difíciles de obtener.

El dispositivo consiste en un soporte metálico -- con un anillo donde se suspende el embudo de cristal de - - cuello largo. Unido al tubo del embudo va un trozo de tubo de goma, de unos 10 cm. de largo, que se cierra en el extre- mo libre mediante unas pinzas de Mohr.

El embudo se llena de agua, dejando vacíos unos 2 cm. bajo el borde. Sobre el embudo se coloca un pedazo de tela de alambre o mosquitero en forma de cacerolita o canas\_ ta, a la que se le sobrepone un pedacito de tela de museli\_ na o papel facil, cuyos poros posean el diámetro necesario. La rejilla debe meterse en el embudo de manera que el agua\_ cubra el fondo, poco más de un centímetro.

a) Para poseer datos cuantitativos; se pesan apro\_ ximadamente 100 gramos del suelo o de la muestra macerada - u se depositan sobre el papel o la tela que está en la reji\_ lla. Se extiende la muestra uniformemente.

b) Asegúrese que el nivel del agua rebase ligeramente la muestra de suelo o planta, agregándola por arriba, o levantando la canasta y depositándola por un lado.

c) Doble los bordes del papel facil sobre la muestra, de manera que ningún borde del papel salga de los límites del embudo.

d) Ponga un rótulo en cada embudo, indicando el número de la muestra, lugar donde se colectó y la fecha en que se inició el proceso.

e) Mantenga siempre el nivel adecuado del agua y no permita que la muestra se seque. Agregue diariamente -- agua fresca al embudo como se indicó en el paso b.

f) Solamente cuando los nemátodos sean numerosos se podrán extraer (no totalmente), después de una hora, pero por lo general conviene dejarlos de 24 horas a 5 días. Se sugiere un término medio de 48 horas.

g) Terminado el período de espera, abra las pinzas de Mohr y recoja en un frasquito unos 10 ml. del agua del fondo que contiene los nemátodos. Puede aumentar la cantidad recogida hasta 20 ml. o 30 ml.

h) Obsérvelos al microscopio estereoscópico.

MACERACION METODO DE:

Utilizado para procesar partes vegetales.

a) Cada una de las partes de la planta que se supone está afectado, se somete a maceración durante 10 o 20 segundos en una licuadora, de tal modo que los fragmentos resultantes no sean muy pequeños.

b) Se pesan 50 o 100 gramos de este material y se procesan en el embudo de Baerman. (Ver embudo de Baerman - en anexo).

c) Cada parte del vegetal (raíz, tallo, hoja, etcétera) debe procesarse por separado.

## SEINHORST METODO DE:

Método utilizado para matar y fijar nemátodos.

1.- Concentre los nemátodos en el menor volumen -  
posible de agua.

2.- Agregue igual volumen o un ligero exceso de -  
F.S. 4:1 hirviendo.

Formalina (40% fórmoldehido)	10 ml.
Acido acético glacial	1 ml.
Agua destilada	89 ml.

Fije cuando menos durante 24 horas.

## METODO COMBINADO DE TAMIZADO-EMBUDO.

Este método se utiliza para procesar grandes cantidades de suelo, eliminando rápidamente las partículas -- grandes y concentrando los nemátodos a una mínima cantidad de suelo. Consiste en decantar una suspensión de nemátodos a través de una serie de tamices de diámetro de poros progresivamente menor. Estos tamices dejarán pasar el agua e irán reteniendo sucesivamente nemátodos de tamaño cada vez más pequeño.

MATERIALES. Serie de tamices de 100, 200 y 325 - mallas por pulgada cuadrada. Tres cacerolas de 2 a 3 litros de volumen, vasos de 250 ml. Embudos, mallas de alambre, papel higiénico (facial) de hoja doble, pinzas.

1. Pese 200 gr. de suelo. Vacíelos en una cacerola (A) y agregue 2 litros de agua. Desmenuce los terrones grandes y forme una buena suspensión.

2. Agite rotatoriamente la suspensión para que -- los nematodos floten en la superficie. Espere cinco segundos para que las partículas pesadas del suelo se sedimenten, mientras los nematodos siguen girando en la superficie.

3. Decante lentamente la suspensión sobre otra -- cacerola (B), sin usar ningún tamiz.



4. Tire el suelo sedimentado de la cacerola A en el basurero (no en la atarjea, para evitar obstrucciones -- en las tuberías) y lave esa cacerola.

5. Agite la suspensión de la cacerola B y espere cinco segundos.

6. Sostenga el tamiz de 100 con la mano izquierda, sobre la cacerola A. (Este tamiz y todos los demás deben sostenerse en una posición inclinada, nunca horizontal; esto da la ventaja de que al caer sobre el tamiz, los nematodos son arrastrados a la parte inferior del mismo y se mantienen flotando en la parte superior de la malla; teniendo el tamiz en posición horizontal, el agua filtrada se lleva a los nematodos a través de la malla y esta pérdida de nematodos disminuye la eficiencia del método).

7. Decante lentamente la suspensión B sobre el -- tamiz de 100, sosteniéndolo en posición inclinada sobre la cacerola A.

8. Lave este tamiz inmediatamente en esta forma:-- mantenga el tamiz inclinado con la mano izquierda y dirija el chorro de agua en movimientos laterales y de arriba hacia abajo, para concentrar a los nematodos en un área reducida en la parte inferior del tamiz. Sostenga una cacerola

limpia (C) con la mano derecha, invierta el tamiz hacia abajo y sobre la cacerola lave el tamiz en el área donde se -- concentraron los nematodos.

9. Lave la cacerola B.

10. Agite la suspensión de nemátodos en la cacerola A y espere cinco segundos.

11. Decante lentamente esta suspensión en la cacerola B a través del tamiz 200, sostenido en posición inclinada.

12. Lave este tamiz inmediatamente en la cacerola C, tal y como se procedió con la cacerola B.

13. Agite la suspensión de nematodos en la cacerola B y espere cinco segundos.

14. Decante poco a poco esta suspensión directamente sobre la atarjea, a través del tamiz de 325.

15. Lave inmediatamente este tamiz sobre la cacerola C.

16. Para reducir el volumen de la cacerola C, agi

te la suspensión y espere cinco segundos.

17. Decante poco a poco esta suspensión directamente sobre la atarjea, a través del tamiz de 325 y mientras se filtra el agua lave la cacerola C.

18. Lave inmediatamente el tamiz sobre la cacerola C.

19. Vacíe el contenido de la cacerola C en un vaso y déjelo por lo menos durante diez minutos.

20. Vacíe, lentamente y sin agitar, el contenido del vaso sobre un papel facial en su malla de alambre. -- Cuando se haya filtrado la mayor cantidad de agua, agite el vaso y vacíelo sobre el papel facial. Si es necesario, --- enjuague el vaso con una pequeña cantidad de agua y vacíela sobre dicho papel.

21. Llene con agua un embudo Baerman.

22. Coloque la malla sobre el embudo y ajuste el nivel del agua que quede en contacto, rebasando ligeramente el papel facial.

23. Láve los tamices con un fuerte chorro de agua caliente.

24. Colecte los nematodos de los embudos después de veinticuatro a cuarenta y ocho horas.

## GELATINA GLICERINADA (para montaje).

Este medio se utiliza para montar especímenes delicados o blandos difíciles de montar en bálsamo y en otros medios. Puede utilizarse como un medio de montaje temporal en el que no se requiere de una deshidratación completa y en el caso de que no se selle el cubreobjetos alrededor. Es de mucha utilidad para la observación e identificación de algunos animales, como nemátodos, vegetales y algas filamentosas. También puede utilizarse para montajes permanentes y para ello se necesita sellar la preparación con algún cemento impermeable.

Gelatina en polvo	3.5 g.
Agua destilada	21 c.c,
Glicerina	25 c.c.
Acido fénico	1 g.

Agregue agua a la gelatina, dejándola durante una o dos horas, y después de glicerina. Funda de inmediato -- la mezcla en baño maría sin dejar de agitar. Una vez fundida, sáquela del frasco y agregue el ácido fénico. Filtre -- en seguida a través de un lienzo fino.

## MONTAJE CON MEDIOS DE LA TURTOX:

Se utilizan estos medios cuando se deseen montajes permanentes de nemátodos zooparásitos y fitoparásitos -- que no requieren de una diferenciación anatómica muy exigente. Son montajes no resinosos; son distribuidos con las -- claves CMC o CMCP proporcionan excelentes y rápidos resultados, así también los de la clave CMCP-9AB y CMCP-9AF éstos -- medios pueden utilizarse con material vivo o fijado.

RED DE ARRASTRE O DRAGA, COMO CONSTRUIR  
PARA COLECTA EN EL MEDIO MARINO.

MATERIAL:

- Malla de alambre o de plástico.
- Marco de fierro, que en su parte inferior tenga soldadas una suela de fierro.
- Ruedas pequeñas.
- Cábano.
- Aguja gruesa.
- Cuerda de 1.5 cm. de ancho por el triple de la profundidad donde se ha de trabajar.

PROCEDIMIENTO:

Se forma un rectángulo con la malla de alambre o de plástico, con ayuda de el cáno y la aguja gruesa y se une a el marco de fierro.

En la parte inferior del marco se colocan unas -- pequeñas rueditas para facilitar el arrastre.

La cuerda se amarra a los lados del marco, hasta la lancha para realizar el arrastre.

Mediante este tipo de colecta puedes obtener caracoles, bivalvos, estrellas de mar, pepinos de mar. etc.

PREPARACIONES FIJAS DE PEDICELARIOS.

PEDICELARIOS, PREPARACIONES FIJAS DE:

1. Desprenda cuidadosamente del equinodermo algunos de los pedicelarios.
2. Colóquelos en un portaobjetos y agregue agua - destilada.
3. Substituya el agua por una solución al 10% de hidróxido de potasio a la que haya agregado algunas gotas - de una solución alcohólica saturada de rojo de alizarina S.
4. Déjalos teñir durante quince minutos.
5. Deshidrate a través de alcoholes de mayor concentración gradual.
6. Póngalos en alcohol absoluto.
7. Aclare en xilol.
8. Monte en bálsamo de Canadá.



## PREPARACIONES TOTALES DE POLIQUETOS PEQUEÑOS.

- a) Se anestesian con algunas gotas de F.A.A. o líquido de Bouin.
- b) Se fijan en F.A.A. o Bouin durante ocho a doce horas.
- c) Se lavan en alcohol de 50%, tres cambios de quince minutos cada uno.
- d) Se pasan a alcohol de 70% durante varios minutos.
- e) Se tiñen con carmón-bórax durante una hora o más.
- f) Se decoloran con alcohol acidulado al 70%. (Ver anexo para preparación).
- g) Se continúa deshidratando hasta el alcohol de 96%.
- h) Se ponen en esencia de euparal y se montan en euparal puro. Se pasan a dos cambios de alcohol absoluto, se aclaran en xilol y se montan en bálsamo de Canadá.

TECNICA PARA PREPARAR LA RADULA.

RADULA, TECNICA PARA PREPARACION DE:

1. Obténgala por disección de los tejidos del caracol.
2. Hiévala en una solución de KOH hasta que quede limpia o depositela durante 24 horas en KOH a la temperatura del laboratorio.
3. Lávela en varios cambios de agua.
4. Sujétela entre 2 portaobjetos.
5. Cuando la haya sujetado pásela a través de alcoholes graduales de 35, 50, 70 y 96% para que permanezca 20 minutos en cada uno.
6. Pásela a alcohol absoluto, aclare en xilol, -- afloje los portaobjetos para sacar la rádula y móntela en bálsamo de Canadá.
7. Antes de deshidratarla puede teñir con Carmín-borax usando alcohol acidulado para desteñir el exceso de colorante.

## R E S U L T A D O S

- Las prácticas se aplicaron en dos grupos de la Facultad de Ciencias Biológicas, que fueron 5°A y 5°B del calendario "A" 1991.

- Se trabajó con un total de 13 alumnos siendo el 100% de los dos grupos.

- Se diseñaron un total de 20 prácticas estimándose se como un porcentaje del 100%.

- Realmente se aplicó un 70% de las prácticas diseñadas; el porcentaje restante no se aplicó por suspensión de sesiones de trabajo en el laboratorio.

- De los comentarios realizados por los alumnos, referente a las prácticas se obtuvieron los siguientes resultados:

\* El 90% de los alumnos opinaron que las prácticas están bien redactadas.

\* El 92% de los alumnos optaron en sus comentarios que las prácticas tienen buena información.

- \* El 45% opinaron que contienen buenas ilustraciones. El porcentaje restante no comentaron al respecto.
- \* El 85% optan que la realización de estas prácticas permiten efectivamente alcanzar los objetivos de conocimiento que propone el programa.

#### OTRAS OPINIONES:

- \* Algunos alumnos comentan que les parece reducida la carga horaria dedicada a prácticas de laboratorio.
- \* Les pareció muy aceptable tener organismos vivos en el laboratorio (Cultivo de rotíferos, gasterópodos terrestres y lombrices de tierra).
- \* Para obtener mejores resultados de las prácticas sugieren que se adquirieran nuevos organismos en la colección didáctica de la Facultad.
- \* Sugieren que se conserven órganos de los especímenes que se revisan para que se pueda establecer un parentesco evolutivo de los diversos grupos de invertebrados.

- \* Optan por realizar trabajos de investigación referentes a cada práctica.
  
- \* Opinan que haya claves para la identificación - de organismos en el Laboratorio de Zoología.
  
- \* Falta de instrumentos por parte del laboratorio. Respecto a este punto les he sugerido que se -- pueden implementar materiales simples y de bajo precio para que ellos los adquieran y los ten-- gan como material de equipo.

- Las prácticas se aplicaron por segunda ocasión en el grupo de 50.A de la Facultad de Ciencias Biológicas calendario - B 1991-1992.
  
- Se trabajó con un total de 13 alumnos siendo el 100% de un grupo.
  
- Se aplicó un 80% de las prácticas diseñadas, el porcentaje restante no se aplicó por suspensión de sesiones de trabajo en el laboratorio.
  
- De los cuestionarios contestados por los alumnos, referente a las prácticas se obtuvieron los siguientes resultados:
  - \* El 100% de los alumnos opinan que las prácticas son un apoyo para el aprendizaje significativo de la materia.
  
  - \* El 80% de los alumnos considera que el contenido de las -- prácticas es completo, información variada, amplia, bien - documentada, precisa y breve.
  
  - \* El 80% de alumnos apoyan que las prácticas pueden motivar para la realización de investigaciones referentes a los or ganismos que se tratan en la materia.
  
  - \* Referente a la importancia de las ilustraciones y claves -

de identificación, el 90% de los alumnos apoyó el manual - de prácticas.

- \* El 80% de los alumnos mencionan que se requiere de una carga horaria más amplia para prácticas dejando de teorizar - el aprendizaje.
  
- \* Referente al material de laboratorio el 100% de los alum--nos optó porque es muy escaso y el que existe está en pésimas condiciones, siendo de que éste puede ser el 50% de lo productivo que sean las prácticas.
  
- \* El 100% de los alumnos consideró que es factible construir material sencillo ejem. tablas de disección; para el enriquecimiento de éste en el laboratorio.

## D I S C U S I O N

En los comentarios realizados por los alumnos se manifestó gran inquietud por desarrollar trabajos de investigación acordes al estudio de los organismos, de manera científica, en la que se propongan alternativas o propuestas de carácter científico relacionadas con problemas de -- los organismos que se revisan en las prácticas; tales como los parásitos de nemátodos que producen pérdidas económicas en vegetales y animales, además de producir enfermedades en los humanos. Los acantocéfalos que atacan a vertebrados -- de interés económico, moluscos que por su valor nutritivo -- son fuente económicamente fuerte para la nación, no explotada adecuadamente, equinodermos que causan daños a cultivos de bivalvos, anélidos importantes biológica y económicamente como la lombriz de tierra y las sanguijuelas de importancia médica.

Otro de los comentarios discutidos durante la aplicación de las prácticas fue el punto relacionado con la carga horaria que se destina a prácticas de laboratorio y de campo, comentando que es muy reducida por la razón de que -- toda práctica tiene un desarrollo específico en el campo -- cuando se colecta, se toman datos, se describe el hábitat, etc., reconstruyendo así el conocimiento teórico mediante -- la adquisición de habilidades y destrezas para ello.



El desarrollo de actividades en el laboratorio im  
plica carga horaria adicional independiente de la del trabajo  
de campo; en la cual se logran los niveles de conocimiento  
relacionados con el análisis y la síntesis de los organi  
smos que se revisan en la materia, para una evaluación --  
más completa del alumno.

Mediante la realización de las prácticas fue evide  
nte el interés de los alumnos por discutir sobre los fenóme  
nos o especies observados ya que esta actividad brinda al  
grupo la oportunidad de obtener conclusiones importantes --  
surgidas de la confrontación de experiencias.

## C O N C L U S I O N E S

Como resultado de los comentarios expuestos por escrito por los alumnos que realizaron las prácticas de laboratorio y de campo se obtuvieron las siguientes conclusiones:

- Que la guía aunque sencilla apoya la realización del trabajo de laboratorio y de campo.

- Es importante la planeación sistemática y coordinada del trabajo teórico, de campo y laboratorio, porque en la medida que se realice apegado a éstas condiciones, se rá la calidad de los resultados.

- Es muy importante desarrollar habilidades para la colecta, fijación, tinción, aclaramiento y montaje de es pecímenes así como la preparación de soluciones para ello.

- Ha sido una garantía tener cultivo de organismos en el laboratorio para que la ejecución de las prácticas resultara beneficiosa y trascendente.

- Ha sido muy productivo elaborar placas permanentes de los organismos que se encuentran durante las diseciones pues tienen tanto utilidad didáctica como científica.

- Con la aportación de las placas se diversificará el material de los laboratorios y de las colecciones zoológicas de la Facultad de Ciencias Biológicas; pues se carece de material didáctico de este tipo.

- Se pueden y se deben implementar o construir -- materiales para el laboratorio o para el trabajo de campo y la docencia, pues solo a través de ello se reconstruirán -- los conocimientos y se formaran profesionales en biología - capaces de manejar los problemas biológicos que surgen en - la realidad de nuestro estado, región o nación.

## BIBLIOGRAFIA:

- 1.- Arya, A.N. "Revisión histórica y distribución geográfica de las diversas especies del género Echinicéphalus-Molin 1858 (nemátoda), con una clave para las especies" An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. Vol. 57 - No. 1 (1986).
- 2.- Ausubel, D.P., Psicología educativa, editorial Trillas. Segunda reimpresión, México 1980.
- 3.- Baqueiro, C.E. "Análisis de la población de pata de mu la Anacara tuberculosa sujeta a explotación intensiva en la Bahía de la Paz, B.C.S. México" Ciencia pesquera. México No. 3 (1982)
- 4.- - - - - "Análisis de una población sobreexplotada de Argopecten circularis (Sowerby, 1835) en la -- Ensenada de la Paz, B.C.S., México" Ciencia pesquera.- México. Vol. 1. No. 2. (1981)
- 5.- - - - - "Crecimiento y reproducción de una población de caracol chino Hexaplex erythrostomus - - - (Swainson, 1831) de Bahía Concepción, B.C.S. Ciencia - pesquera México No. 4 (1983).
- 6.- Barnes, R.D., Zoología de los invertebrados, editorial interamericana, México, 1984.

- 7.- Barrera, A., Uniformidad y diversidad del mundo vivo, - UNAM. Primera Edición, México. 1970.
- 8.- Behrman, Daniel. El nuevo mundo de los océanos. Editorial Pax-México.
- 9.- Bravo, H. y Caballero, Catálogo de la colección helminológica del Instituto de Biología UNAM, México. Publicación No. 2 (1973).
- 10.- Bravo Hollis, M. "Helminfos de peces del pacífico mexicano XXXVIII con la presencia de una subfamilia y -- una especie nueva" An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. Vol. 52 No. 1 (1982)
- 11.- Burges, A., Biología del suelo, editorial Omega, Barcelona, 1974.
- 12.- Burton, M., Los primeros animales, editorial Daimon, - México, 1985.
- 13.- Caballero y Caballero. "Nemátodos de los ajolotes de México". Anales del Instituto de Biología, México tomo IX No. 3 y 4 (1938)
- 14.- Caballero, C.D. y Colbs. "Nemátodos de los mamíferos de México". Anales del Instituto de Biología. México - Tomo IX No. 3 y 4 (1938)
- 15.- Caballero Deloya, J. "Nemátodos de peces I. Perrocaecum caballeroi sp. nov. (Nemátoda: Anisakiidae), parásito de Makaira mitsukurii (Jordan y Snyder, 1901) An.

- Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. Vol. 44 No. 1 (1973).
- 16.- - - - - "Nemátodos de reptiles I. Una nueva especie del género Hexametra (ascaridae), parásito de Agkistrodom bilineatus". An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. Vol. 51 No. 1 (1980)
- 17.- - - - - "Redescripción de Cyrtosomun longicaudatum, (Brenes y Bravo, 1960) (nemátodo: oxiuroideo) An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México, voo. 42 - No. 1 (1971)
- 18.- Caso, M.E. "Contribución al estudio de los equinoideos de México". El género Tripneustes Agassiz morfología y ecología de Tripneustes ventricosus (Lamarck)". An. del Inst. de Cienc. del mar y limnología. Univ. Nal. Auton. de México. vol. 1 No. 1 (1974).
- 19.- Caso, M.E. "Contribución al estudio de los holoturoideos de México morfología interna y ecología de Stichopus fuscus Ludwig" An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. de México. (1966).
- 20.- Caso, M.E. "Descripción de un género nuevo y una especie nueva de holoturoideo - Parathyonacta gen. nov. -- y Parathyonacta bonifaznuñoi sp. nov.- colectada en -- la campaña oceanográfica SIPCO III a borde del B/O "El Puma" An. Inst. de Cienc. del mar y limnología. México. Vol. 11 No. 1 (1984).

- 21.- Caso, M.E. "Los equinodermos del pacífico de México".-  
Primera y segunda parte, publicaciones especiales, Centro de ciencias del mar y limnología. México publ. esp. No. 1 (1978).
- 22.- Caso, M.E. "Descripción de una nueva especie de ofiuroideo de la Bahía de Mazatlán, Sin. Ophioderma sodipallaresi sp. nov. y comparación con Ophioderma variegatum Lutken: An. Inst. de Cienc. del mar y limnología. UNAM. México, vol. 13 No. 2 (1986).
- 23.- Caso M.E. "Los equinodermos" publicaciones especiales-  
Centro de ciencias del mar y limnología. México. publ. esp. No. 3 (1979).
24. Caso, M.E. "Los equinodermos del pacífico de México".-  
Tercera parte. Publicaciones especiales, Centro de Ciencias del mar y limnología. México publ. esp. No. 4 (1980).
- 25.- Caso, M.E. "Los equinodermos del pacífico de México".-  
Cuarta parte, publicaciones especiales, Centro de ciencias del mar y limnología. México. publ. esp. No. 6 (1983).
- 26.- Cifuentes, Lemus, J.L. El océano y sus recursos. VI bentos y necton. Primera edición, la Ciencia desde México No. 46. 1987.

- 27.- Cifuentes Lemus, J.L. El océano y sus recursos VII - -  
flujos de energía en el mar: reproducción y migracio--  
nes, primera edición, La ciencia desde México, No. 63,  
1988.
- 28.- - - - - "Los moluscos como alimento actual  
y futuro". Mem. II, reunión nacional de malacología y-  
conquiliología, Facultad de Ciencias UNAM. (1986).
- 29.- Cifuentes Lemus, J.L. Recursos marinos 2. Primera edi-  
ción, editorial Trillas, 1983.
- 30.- De Haro Vera, A., Atlas de zoología (invertebrados) --  
Ediciones Jover, 14a. edición Barcelona, 1980.
- 31.- De la I. de Bauer M. Fitopatología. Primera reimpre- -  
sión. Editorial Limusa. México, D.F. 1987.
- 32.- Ehrhardt, N.M. "Análisis de la biología y condiciones-  
del stock del calamar gigante Dosídicus gigas en el --  
Golfo de California, México durante 1980". Ciencia pes-  
quera. México No. 5 (1986).
- 33.- - - - - "Crecimiento del calamar gigante -  
Dosídicus gigas en el Golfo de California. México du--  
rante 1980" Ciencia pesquera. México No. 3 (1982).
- 34.- - - - - "Descripción de la pesquería del ca-  
lamar gigante Dosídicus gigas durante 1980 en el Golfo-  
de California, flota y poder de pesca". Ciencia pesque-  
ra, México No. 3 (1982).



- 35.- Fernández, A.A. Invertebrados. Editorial Trillas, México, 1984.
- 36.- García Alvarez, M. Patología vegetal práctica, Editorial Limusa, segunda edición, México, D.F. 1984.
- 37.- García Cubas, A. "Moluscos de un sistema lagunar tropical en el sur del Golfo de México (laguna de términos, Campeche)". Inst. de Cienc. del mar y limnol. UNAM. -- publ. esp. No. 5 (1981).
- 38.- García, S., Romínez, V. "Biología del ostión en su etapa de fijación en la Laguna de pueblo viejo, Veracruz". Ciencia pesquera, México, Vol. 1 No. 1 (1981)
- 39.- Gardiner, S.M. Biología de los invertebrados, ediciones Omega, Barcelona 1978.
- 40.- Gaviño, G. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo, editorial Limusa, México, 1982.
- 41.- González, A.M. y Goula. Lombrices, sanguijuelas y otros anélidos, ediciones Jover, Primera edición Barcelona - 1979.
- 42.- González, C. Villaseñor, A. Lara, L. "Las amonitas" - Información científica y tecnológica. México, vol. 12- No. 171 (1990).
- 43.- González, O.M. "Descripción de una especie nueva del género Globocéphalus Molín 1861 (Nemátoda: strongly-idae) parásito de la tuza Pappogeomys tylorhinus en --

- México". An. Inst. de Biol. UNAM. México. vol. 57 No.- 1 (1986).
- 44.- González Villareal, L.M. Estudio taxonómico de los gasteropodos marinos de la Bahía de Tenacatita, Jal. México. Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Guadalajara. 1977.
- 45.- Grasse, P.P. Manual de zoología, Tomo I (invertebrados) editorial Toray Masson, Barcelona. 1982.
- 46.- Humada, S. "Cultivo de bivalvos". SEP. Generalidades de acuacultura. México (1985).
- 47.- Hanson, E.D. Diversidad animal, editorial UTEHA. México. 1985.
- 48.- Keen, M.A. Sea shells of tropical west, America second edition, Stanford University Press, California 1971.
- 49.- Llorente, B.J. y Colbs. "Las colecciones zoológicas de la Facultad de Ciencias" Acervo del museo de zoología, "Alfonso L. Herrera" UNAM. 1984.
- 50.- Lamothe Argumedo, R. "Estudio helmintológico de los animales silvestres de la estación de biología tropical, "Los tuxtlas" Veracruz tremátoda III redescrición de Stunkardella mínima (Stunkard, 1938) An. del Inst. de biol. UNAM. México vol. 56 No. 2 (1986).
- 51.- Marin, A.V. "Parámetros poblacionales y diagnóstico de la pesquería del abulón amarillo Haliotis corrigata en

- Bahía tortugas, B.C.S. "Ciencia pesquera México vol. 1 No. 2 (1981).
- 52.- Martín del Campo, R.L. "La helmintología en México antiguo" exerta parasitológica en memoria del Dr. Caballero y Caballero. An. del Inst. de Biol. UNAM. México. (1977).
- 53.- Martínez, M.R. Rojas R. Zoología II guía para la práctica de campo. UNAM. México, D.F. 1988.
- 54.- Meglitsch, P.A. Zoología de los invertebrados, editorial Blume, 2a. edición, España 1987.
- 55.- Michel, G.E. y Colaboradores "Estudio preliminar para la determinación de madurez gonádica del calamar gigante -- Dosídicus gigas. D. Orbigny, 1835" Ciencia pesquera. - México No. 5 (1986).
- 56.- Molina, M.J. "Estimación de la fecundidad en Haliotis rufescens de el bajo, Bahía Rosario, Baja California". Ciencia pesquera No. 4 (1983).
- 57.- Monton Planas, M., Los moluscos generalidades, ediciones Jover, primera edición, Barcelona. 1980.
- 58.- Moore, J. "Parásitos que cambian el comportamiento de su patrón". Investigación y ciencia, primera edición - (1986).
- 59.- Munilla León, T., Los equinodermos. Ediciones Jover, - primera edición, Barcelona, 1980.

- 60.- Osorio Sarabia, D. "Descripción de una especie nueva - del género Laurotravassoxiuris Viguera, 1938 (Nemátoda: Siphaciidae) en peces de agua dulce de México". -- vol. 54 No. 1 (1984).
- 61.- - - - - "Descripción de una nueva especie de Goezia zeder, 1800 (Nemátoda: Gozidae) en peces de agua dulce de México". An. del Inst. Biol. UNAM. México, vol. 52 No. 1 (1982).
- 62.- Osorio Sarabia, y Colaboradores "Fauna helmintológica de peces dulceacuícolas de Tabasco". Universidad y ciencia. Vol. 4 No. 7 (1987).
- 63.- Osorio Saravia y Colaboradores "Helmintos de peces del Lago de Pátzcuaro, Michoacán I: Helmintos de Chirostoma estor "pescado blanco" taxonomía". An. del Inst. de Biol. UNAM. México vol. 57 No. 1 (1986).
- 64.- Pietro Ariani, A. Acantocéfalos, Nueva Enciclopedia -- del Reino Animal, Invertebrados. Editorial Promexa, -- 1985.
- 65.- Ringuélet, R.A. "Clave para el conocimiento de los hirudíneos de México" An. del Inst. de Biol. UNAM. México., vol. 52 No. 1 (1982).
- 66.- Sagara, J. "Cultivo de abulón". SEP Generalidades de Acúalcultura, México (1985).

- 67.- Salgado, G. Osorio D., "Helminthos de algunos peces del Lago de Pátzcuaro". Ciencia y Desarrollo, México No. - 74 (1987).
- 68.- Salgado Maldonado G., "Acantocéfalos de peces I. Descripción de Caballerorhynchus lamothei gen. nov. esp. nov. (Acanthocéfala: Fessisentidae) parásito de Diapteros olisthostomus de Sontecomapa, Veracruz México. - - Exerta parasitológica en memoria del Dr. Caballero y - Caballero". An. del Inst. de Biol. UNAM (1977)
- 69.- Salgado Maldonado, G. "Acanthocéfalos de peces II. Descripción de un género y especie nueva. (Acanthocéphala: Leptorhynchoididae) parásito de Centropomus robalito - de la laguna de Caimero. Sinaloa, México". An. del - - Inst. de Biol. UNAM. México, vol. 47 No. 1 (1976).
- 70.- - - - - "Acanthocéfalos de peces III. Re-- descripción de Dollfusentis chandleri Golvan, 1969 - - (Acanthocéphala: Illiosentidae) y descripción de una - nueva especie del mismo género". An. del Inst. de - - Biol. UNAM. México vol. 47 No. 2 (1976).
- 71.- - - - - "Acanthocéfalos de peces IV. Hallaz go de Gorgorhynchoides bullocki Cable y Mafarachisi, - 1970 (Acanthocéphala: Arhythmacanthidae) y descripción de algunos de sus estadios juveniles" An. del Inst. -- de Biol. UNAM. México, vol. 50 No. 1 (1979).

- 72.- - - - - "Acantocéfalos de aves I. Sobre la morfología de Arhythmorhynchus brevis Van Clave, 1916 (Acanthocéphala: polomorphidae)" An. del Inst. de Biol. UNAM. México vol. 51 No.1 (1981).
- 73.- - - - - "Acantocéfalos de mamíferos I. Hallazgo de Pachisentis gethi (Machado, 1950) parásito de Spilogale pigmaea" An. del Inst. de Biol. UNAM. México vo. 50 No. 1 (1979).
- 74.- Sánchez Velázquez, L. "Seis especies nuevas de nemátodos parásitos de diplópodos de México". An. del Inst. de Biol. UNAM. México, vol. 50 No. 1 (1979).
- 75.- - - - - "Una nueva especie de nemátodo, parásito de Hiltonius carpinus de Tepoztlán Morelos, México". An. del Inst. de Biol. UNAM. México vol. 51 - - No. 1 (1980).
- 76.- SEP. Generalidades de acuacultura serie de textos didácticos en ciencia y tecnología del mar. México, 1985.
- 77.- Sosa-Moss, C. "Claves para géneros de nemátodos fitoparásitos del suborden Tylenchina". Colegio se Postgraduados Montecillo, México (1990).
- 78.- Stakman, E.C. Principios de patología vegetal, editorial Universitaria de Buenos Aires. 1963.
- 79.- Tanaka, Y. "Técnicas de cultivo de ostión". SEP. Generalidades de acuacultura. México (1985).

- 80.- Tomassi, L.B. "Sobre alguns equinodermas da regio - do Golfo de México edo mar dar Antilhas". An. del Inst. de Biol. UNAM. México, tomo XXXVII No. 1 y 2 (1966).
- 81.- UANL, Fac. de Cs. Biológicas, parásitos y enfermedades del bagre Ictalurus sp. publicación técnica No. 2 - - (1986).
- 82.- Villeneuve, F. y Désire, Zoología. Editorial Montaner y Simon, segunda edición Barcelona, 1979.
- 83.- Weisz, P.B. La ciencia de la zoología, editorial Imega. Barcelona, 1985.



**UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA**  
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Sección .....  
Expediente 1541/90 .....  
Número .....

C. IRMA YOLANDA DIAZ VELOZ  
P R E S E N T E.

Manifiestamos a usted que con esta fecha ha sido aprobado el tema de Tesis "DISEÑO DE UN MANUAL DE PRACTICAS DE LABORATORIO Y DE CAMPO PARA LA MATERIA DE BIOLOGIA ANIMAL II EN LA CARRERA DE BIOLOGIA, BASADO - EN PROGRAMAS DE ESTUDIOS DE LA FACULTAD DE CIENCIAS; UNIVERSIDAD DE GUADAJAJARA" para obtener la Licenciatura en Biología.

Al mismo tiempo le informamos que ha sido aceptada como Directora de dicha tesis a la C.Profra. Ana Lorenza Reyes Ramos.

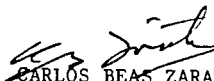
A T E N T A M E N T E  
"PIENSA Y TRABAJA"

Guadalajara, Jal., 24 de Octubre de 1990.

EL DIRECTOR.



FACULTAD DE CIENCIAS

M. EN C.  CARLOS BEAS ZARATE.

EL SECRETARIO



M. EN C. MARTIN P. TENA MEZA

c.c.p.- La Profra. Ana Lorenza Reyes Ramos.- Pte.  
c.c.p.- El expediente de la alumna.

vsg.

Al contestar este oficio dílese fecha y número



Guadalajara, Jal. Noviembre 21 de 1991.

M.C. CARLOS BEAS ZARATE  
DIRECTOR DE LA FACULTAD  
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS DE  
LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA  
PRESENTE

La suscrita Profesora Ana L. Reyes Ramos Directora de tesis de la C. IRMA DIAZ VELOZ alumna de la Licenciatura en Biología me permito -- informar que ha concluido su trabajo de tesis. Con esta fecha he hecho las últimas revisiones y correcciones de mecanografía y he dado el --- Visto Bueno para que se imprima.

Sin más por el momento me pongo a sus respetables órdenes para -- cualquier aclaración al respecto.

A T E N T A M E N T E

Ana L. Reyes Ramos.

PROFRA. ANA L. REYES RAMOS  
Tels. 23-42-84  
84-41-54  
84-42-82