



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN
NICOLÁS DE HIDALGO
FACULTAD DE BIOLOGÍA**



MANUAL DE PRÁCTICAS DE PROTOSTOMADOS II



Profesores que imparten la materia:

**Dra. Ma. Teresa Álvarez Ramírez
Dra. Margarita Vargas Sandoval
Dr. Ricardo Pérez Munguía
M.C. Adriana Lechuga Granados
Biol. David Tafolla Venegas**

Técnicos Académicos:

**M.C. Víctor S. Mondragón Noguez
M.C. Ana Leticia Escalante Jiménez
Biol. Luz Lilia Jiménez Rico**

Fecha de actualización: Enero del 2026

Nombre del alumno(a): _____

Sección: _____ **Matrícula:** _____

Profesor (a): _____

Técnico Académico: _____

Ciclo Escolar: _____

Evaluación final: _____

Observaciones: _____

PRESENTACIÓN

El laboratorio de la materia de Protostomados II, pretende ser un apoyo complementario que reafirme los aspectos teóricos de los phyla revisados en el salón de clases, mediante el manejo de técnicas de campo, laboratorio y de observación de organismos *in vivo* y preservados, reconociendo sus características morfológico-adaptativas, y los caracteres taxonómicos que los agrupan en el phylum a que pertenecen: **Rotifera (incluye Acanthocephala), Gastrotricha, Kinorhyncha, Loriciphera Sipuncula, Echiura, Priapula, Nematomorpha, Nematoda, Mollusca, Annelida, Brachiopoda, Ectoprocta, Entoprocta y Phoronida.**

Se pretende además que el alumno reconozca la importancia que cada uno de estos grupos representa, no solo para el hombre desde el punto de vista médico-económico, como los miembros del phylum **Nematoda**, sino también biológica, como es el caso de los caracoles (**Mollusca**) de gran importancia tanto ecológica en los medios marinos, como en aspectos evolutivos, con adaptaciones que les han permitido sobrevivir en ecosistemas acuáticos terrestres y marinos.

En el escenario actual de deterioro ambiental y pérdida de biodiversidad, el papel del futuro biólogo es decisivo, y requiere bases firmes del conocimiento general de éstos grupos biológicos, que les permitan generar propuestas para su conservación, manejo y/o aprovechamiento.

En el presente manual, cada sesión práctica requerirá la participación de los alumnos con la elaboración de una tarea previa sobre las generalidades del grupo a revisar. A manera de guía se incluyen los objetivos de la práctica, la descripción de las técnicas y procedimientos a utilizar, acompañados de esquemas didácticos que facilitan el estudio de los grupos de invertebrados que se revisan en la materia de Protostomados II.

CONTENIDO

	Pág.
Práctica 1. Métodos de colecta, narcotización, fijación y preservación de organismos estudiados en ésta materia.....	5
Práctica 2. Rotifera, Gastrotricha, Acanthocephala, Nematoda y Nematomorpha.....	6
Práctica 3. Mollusca	11
Práctica 4. Annelida	14
Práctica 5. Lophophorata	17

ANEXOS:

	Pág.
I. Reglamento para el trabajo en el laboratorio de Protostomados II	20
II. Lineamientos del reporte de Protostomados II	21
III. Evaluación del laboratorio de Protostomados II	21
IV. Glosario.....	22
V. Esquemas de morfología general.....	26
VI. Literatura de consulta	37



PRÁCTICA 1

MÉTODOS DE COLECTA, NARCOTIZACIÓN, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE LOS ORGANISMOS ESTUDIADOS EN ESTA MATERIA.



TAREA DE INVESTIGACIÓN: Investigar sobre los diferentes métodos de recolecta, narcotización, fijación y preservación de los siguientes organismos: Rotífera, Acanthocephala, Gastrotrichia, Nematoda, Nematomorpha, Mollusca, Annelida y Lophophorata. (Entregar al inicio de la sesión)

INTRODUCCIÓN: Elaborada por el alumno (Incluir en el reporte)

OBJETIVO GENERAL

Conocer los principales métodos de recolecta, narcotización, fijación y montaje para el estudio de los Rotífera, Gastrotrichia, Acanthocephala, Nematoda, Nematomorpha, Mollusca, Annelida y Lophophorata.

MATERIAL:

- * Literatura
- * Artículos
- * Revistas científicas

LITERATURA CONSULTADA



PRÁCTICA 2

ROTIFERA (se incluye ACANTHOCEPHALA), GASTROTRICHA, NEMATODA Y NEMATOMORPHA



TAREA DE INVESTIGACIÓN: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica de los phyla. (Entregar al inicio de la sesión)

INTRODUCCIÓN: Elaborada por el alumno (Incluir en el reporte)

OBJETIVO GENERAL

Reconocer las características morfoanatómicas distintivas taxonómicamente importantes de los grupos revisados.

OBJETIVOS PARTICULARES

Conocer los principales métodos de colecta, narcotización, fijación y montaje para el estudio de los grupos revisados.

Reconocer las principales características morfológicas y anatómicas que distinguen los principales grupos taxonómicos dentro de los Phyla.

MATERIAL:

a) De laboratorio:

- Formaldehído
- Rojo neutro
- Sulfato o cloruro de magnesio
- Hidrato de cloral
- Aceite de clavo
- Resina sintética
- Glicerina o agar
- Microscopio estereoscópico y compuesto
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Cajas de Petri
- Vidrios de reloj
- Micropipetas Pasteur
- Mentol
- Alcohol
- Agua destilada
- Cloroformo

b) Biológico:

- Laminillas con preparaciones de rotíferos

c) Material biológico aportado por el alumno

- Gastrotricha: agua madura de estanques.
- Rotífera: agua madura de estanques.
- Acanthocephala: ratas de alcantarillas, ratones, peces (charales), cucarachas y lombrices

d) Biológico:

Nematoda: ratas de alcantarilla, ratones, peces (charales, lisas), lagartijas comunes, cucarachas, además de obtener muestras del rastro municipal. Tierra fresca de cultivos o jardines, hojas con lesiones puntuales, frutos con algunos días en contacto con la tierra.

Nematomorpha: Orthoptera silvestres.

PROCEDIMIENTO

Sesión I

1. En un portaobjetos colocar con una micro pipeta una muestra de agua obtenida de diferentes medios que contenga rotíferos, si se quieren contrastar estructuras, agregar rojo neutro, colocando un cubreobjetos, con el fin de evitar el derrame y pérdida de la muestra, y observar con el objetivo 10 X para localizar el objeto de observación, ya ubicado se procede a observar en el objetivo 40X.
2. Los rotíferos son de movimiento activo, y su observación es complicada, agregar una sustancia narcotizadora: aceite de clavo, con una punta de palillo, o fibras de tabaco a la muestra de agua del portaobjeto, también se puede narcotizar en una caja de Petri, vidrio de reloj o en la muestra contenida en un frasco, el narcótico depende de la cantidad del agua y de ahí se pasa al portaobjeto una pequeña muestra y finalmente observar al microscopio.
3. Observar y diferenciar las regiones y estructuras del ejemplar, cabeza, tronco, pie, mastax, etc. (realizar esquemas).
4. Para observaciones particulares, por ejemplo, la loriga puede fijarse directamente en formaldehído al 10% (la contracción producida facilita la observación de esta estructura)
5. Preparaciones permanentes. El montaje de preparaciones permanentes se lleva a cabo en Bálsamo de Canadá o resina sintética añadiendo en gotas. Los ejemplares pueden colorearse con rojo neutro o hematoxilina de Delafield o Erlich.

Sesión II

1. Para la recolecta de ejemplares: Visita el rastro de tu localidad, llevar frascos grandes de boca ancha, pinzas de curación y alcohol al 70 %.
2. Para las muestras que se obtengan en el laboratorio: Los acantocéfalos se refrigeran de 3 a 8 hrs en agua destilada para que relajen la proboscis y la evaginen. Posteriormente se procede a la fijación de los ejemplares. Los acantocéfalos de gran tamaño se pueden fijar directamente en alcohol al 70% o formaldehído al 10 %.
3. Observación: Un acantocéfalo recolectado en el rastro, es muy probable que corresponda a *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, es importante observar, su forma de implantación y el daño que produce en los tejidos del hospedero. Ya en el laboratorio, reconocer las diferencias entre hembras y machos. En las hembras es probable observar, material granular que corresponde a huevos que

suelen ser numerosos y las masas ovígeras grandes en tamaño. La larva acantor se ve a través de las envolturas del huevo, para su mejor observación presiona un huevecillo sobre el cubreobjetos con una aguja de disección con el fin de que la larva sea liberada. Descríbela y realiza esquemas.

DISECCIÓN DE PECES PARA OBTENCIÓN DE ACANTOCÉFALOS:

1. Coloca el pez en una charola de disección y realiza una incisión ventral desde la región anal hasta la cefálica (con tijeras), retira el tracto digestivo cortando desde el esófago hasta su terminación el ano y colócalo en una caja de Petri con agua destilada. Extiende el tracto digestivo retirando los mesenterios y restos de tejidos que lo mantienen unido entre sí y con otros órganos. Revisa adentro y afuera desgarrando con aguja y pinza de disección. Al encontrar algún acantocéfalo, anota el órgano sobre el que se encuentra, tamaño, color y movimientos. Observa detalles de la armadura de la proboscis y del tronco. Realiza esquemas.

2. Colocar los organismos en agua y refrigerar hasta la eversión de la proboscis, en el mismo medio colocar algunas gotas de paracarmín de Mayer, hasta que tomen un color rojizo. Los pequeños (unos mm hasta 5 a 6 cm) se aplanan ligeramente entre porta y cubreobjetos para hacer la preparación temporal, al final se lavan con alcohol para que pierdan el color excesivo del colorante para posteriormente preservarlos en alcohol al 70%.

Sesión III y IV PROCEDIMIENTO

● NEMATODA PARÁSITOS DE ANIMALES

- Realizar las disecciones de los animales haciendo un corte del ano o cloaca hasta la base de la garganta para exponer la cavidad visceral y torácica. Disectar con extremo cuidado cada uno de los órganos y colocarlos por separado en cajas de petri con solución salina. Una vez hecho lo anterior, con agujas de disección y bajo lupa estereoscópica desgarrar los órganos, principalmente tracto digestivo, pulmones y corazón. En caso de invertebrados se procede de la misma manera con las vísceras extraídas del abdomen.

Los nematodos encontrados, mientras se extraen de los órganos, se depositan en solución salina limpia. Posteriormente se fijan en alcohol al 70 por ciento caliente, NO hirviendo, para que queden distendidos. Sacarlos y conservarlos en alcohol al 70 por ciento. Para la observación de las estructuras de interés taxonómico, si el ejemplar es grande, se coloca una gota o varias de glicerina purificada dependiendo del grosor, dejar actuar hasta que la cutícula quede transparente y los órganos y estructuras internas visibles. Una vez utilizado el organismo, si quedó intacto, se regresa al alcohol.

● NEMATODA EDÁFICOS Y FITONEMATODA

- Se coloca una muestra de tierra mezclada con suficiente agua hasta el punto de saturación en un embudo con un filtro de malla amplia, conectado a su vez a una manguera que desemboque en un recipiente colector de agua. Tomar muestras de agua de este recipiente en cajas de petri y observar directamente bajo una lupa, una vez ubicados a los nematodos, tomarlos con un pincel de cerdas finas o pipeta Pasteur, colocarlo entre porta y cubreobjetos, con una pequeña gota de glicerina y realizar las observaciones.
- Las hojas y raíces se maceran completamente con una cantidad pequeña de agua, tomar una muestra del macerado y observar bajo lupa, una vez ubicado a algún nematodo, tomarlo con un

pincel de cerdas finas o pipeta Pasteur, colocarlo entre porta y cubreobjetos, con una pequeña gota de glicerina.

● NEMATOMORPHA

- Disectar los artrópodos obtenidos para nematomorfos.
- Procesarlos de la misma manera que los nematodos.

Nota: Todas las preparaciones de ejemplares deben ir debidamente etiquetadas.

RESULTADOS

Parte I

Basado en las observaciones de los organismos, completa el siguiente cuadro comparativo.

(Puesto que el número de organismos observados puede variar dependiendo del material biológico aportado y por lo tanto, la calidad de la práctica, se sugiere que el cuadro se haga en una hoja aparte y se tome el mostrado aquí como modelo).

Cuadro 1. Características generales de los grupos revisados.

Phylum observado	Tipo morfológico de cuerpo	Estructuras externas observables en el organismo	Estructuras observables en la parte anterior del cuerpo	Estructuras observables en la parte posterior del cuerpo

Cuadro 2. Características distintivas entre los grupos de cada phylum

Phylum observado:							
	Tamaño y forma del cuerpo	Estructuras en la parte anterior del cuerpo	Estructuras observables en la parte posterior del cuerpo	Estructuras observables internas	Estilo de vida (parásito/vida libre).	Hábitat	Estadio de vida observado
Grupo:							
Grupo:							
Grupo:							

Parte II

Esquematice las estructuras y órganos que se observaron de los organismos revisados.

Parte III

Realice un cuadro similar al Cuadro 1 con aquellos organismos que no pudieron ser observados en la práctica, utilizando literatura de consulta y compararlos con los organismos observados.

CUESTIONARIO

1. ¿Cuál fue el organismo más grande observado y a qué phylum pertenece?
2. De los organismos observados ¿Cuál phylum presentó la mayor plasticidad de estilos de vida?
3. De los organismos observados ¿Cuáles phyla son en su totalidad organismos de vida libre?
4. De los organismos observados ¿Qué phylum es completamente parásito?
5. ¿En cuáles phyla existe dimorfismo sexual?
6. ¿Cuáles organismos y de qué grupo son adecuados para montajes permanentes?
7. ¿Cuántas y cuáles clases taxonómicas hay en cada uno de los phyla revisados en esta práctica?

CONCLUSIONES:

LITERATURA CONSULTADA:



PRÁCTICA 3

PHYLUM MOLLUSCA



TAREA DE INVESTIGACIÓN: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica del phylum. (Entregar al inicio de la sesión)

INTRODUCCIÓN: Elaborada por el alumno (Incluir en el reporte)

OBJETIVOS:

1. Reconocer la morfología externa e interna de las clases del **Phylum Mollusca (Gastropoda, Bivalvia, Polyplacophora, Cephalopoda, Monoplacophora, Scaphopoda y Aplacophora [Solenogastres y Caudofoveata])**. Caracteres particulares de cada clase
2. Caracterizar las estructuras conculiológicas de un gasterópodo y un bivalvo.
3. Mediante claves de identificación, guías de campo y descripciones. Identificar las clases, subclases, órdenes y familias más comunes del phylum.

MATERIAL:

a) De laboratorio:

- Microscopio estereoscópico
- Cajas de Petri
- Charola de disección
- Pipeta con alcohol
- Pipeta con agua destilada
- Guías de campo para Gasterópodos y otras clases.
- Placas de disección
- Vidrio de reloj
- Guantes de látex.
- Cubre boca
- Equipo de disección personal de los alumnos. (Navaja, alfileres de costura, agujas de disección, pinzas de relojero)

b) Biológico aportado por el alumno

- Material vivo o recién recolectado sin desviscerar: Caracoles terrestres; mejillones, calamares, pulpos. Etc.
- Conchas de diferentes clases de moluscos.
- **Literatura de consulta personal y obligatoria**

DESARROLLO: LA PRÁCTICA SE DIVIDE EN TRES SESIONES:

SESIÓN I:

Se realizará un estudio de la morfología, anatomía y clasificación de las clases: Monoplacophora, Aplacophora, Polyplacophora. Montaje de organismos completo, estructuras y órganos

SESIÓN II:

Se realizará un estudio de la morfología, anatomía y clasificación de las clases: Bivalvia y Scaphopoda. Montaje de organismos completo, estructuras y órganos

SESIÓN III:

Se realizará un estudio de la morfología, anatomía y clasificación de las clases: Gastropoda, Cephalópodos. Montaje de organismos completos, estructuras y órganos.

PROCEDIMIENTO

En un trozo de unicel sobre una charola se coloca el ejemplar con alfileres de costura; se corta la pared corporal dorsal, introduciendo la punta de unas tijeras o una navaja en la porción posterior del cuerpo y cortando hacia delante de manera superficial con el propósito de no dañar los órganos internos.

Extracción de rádula:

Identificación del bulbo bucal.

Se encuentra, naturalmente, en la parte anterior del cuerpo. Se fija el animal con ayuda de alfileres sobre la placa de unicel en una charola. Un alfiler en la parte posterior y alfileres pareados a ambos lados que nos permitan hacer un corte longitudinal en la parte anterior. Reconocemos el bulbo bucal como una masa muscular compacta. En la disección reconocemos el bulbo bucal por su aspecto de "avellana", ocupando un gran volumen en la zona anterior del animal.

Técnica para preparar la rádula, (basado en Gaviño, 1980):

1. Obtenerla por disección de los tejidos del caracol.
2. Hervir en una solución de KOH hasta que quede limpia o depositarla en el KOH y déjela ahí durante 24 horas, a la temperatura del laboratorio.
3. Lávela en varios cambios de agua, (agua destilada).
4. Sujétela entre dos portaobjetos.
5. Cuando la haya sujetado, pásela a través de alcoholes graduales de 35, 50, 70 y 96%, para su deshidratación, por un lapso de 20 minutos en cada uno.
6. Pásela a alcohol absoluto, aclarar en xilol, afloje los portaobjetos para sacar la rádula y móntese en bálsamo o resina sintética.
7. Antes de deshidratarla puede teñir con carmín-bórax usando alcohol acidulado, para quitar el exceso de colorante.

RESULTADOS:

A) Esquemas de la morfología externa de las clases del Phylum Mollusca: Monoplacophora, Polyplacophora, Scaphopoda, Gastropoda, Bivalvia y Cephalopoda.

B) Morfología interna de los ejemplares de Gastropoda, Bivalva y Cephalopoda:

CUESTIONARIO:

1. Enumera 3 características comunes del Phylum Mollusca que observaste en los ejemplares.
2. ¿Qué diferencias observaste en el sistema respiratorio de los ejemplares diseccionados? Y ¿Por qué crees que se hayan dado estas modificaciones?
3. Explique la modificación de la concha con relación a su función y hábitos de los Mollusca.
4. Explique la modificación de la concha con relación a su función y hábitos de los cephalopoda.
5. Elabora un cuadro comparativo de las diferentes clases del Phylum Mollusca.

(Ejemplo)

	Aplacophora	Monoplacophora	Polyplacophora	Bivalvia	Gastropoda	Cephalopoda
No. Especies						
Tipo de concha						
Intercambio gaseoso (órgano)						
Sistema nervioso						
Tipo de alimentación						
Identificar tipo de pie						
Grado de cefalización						
Tipo de hábitat						
Rádula						

CONCLUSIONES:

LITERATURA CONSULTADA:



PRÁCTICA 4

PHYLUM ANNELIDA



TAREA DE INVESTIGACIÓN: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica del phylum. (Entregar al inicio de la sesión)

INTRODUCCIÓN: Elaborada por el alumno (Incluir en el reporte)

OBJETIVOS:

- 1.- Reconocer el plan estructural básico del Phylum Annelida.
- 2.- Reconocer la metamerización corporal y morfología externa de cada clase, describiendo los caracteres distintivos de cada una (forma, prostomio, peristomio, septos, parapodios, quetas, etc.)
3. Realizar la disección de un oligoqueto típico (lombriz de tierra grande), y reconocer su anatomía interna.
4. Determinación taxonómica y montaje de los órdenes y familias más comunes de los Annelida observados.

MATERIAL Y EQUIPO DE LABORATORIO:

a) De laboratorio:

- Microscopios estereoscópico y compuesto.
- Azul de metileno.
- Unicel.
- Fistoles (alfileres o agujas para chaquira).
- Gotero.
- Pinzas de relojero.
- Agujas de disección.
- Guantes de látex.
- Cubre boca
- Charola de disección.
- Piceta con alcohol.
- Piceta con agua destilada

b) Biológico (aportado por los alumnos)

- Lumbricomposta (para la obtención de capullos).
- Poliquetos.
- Lombrices de tierra y acuáticas.
- Sanguijuelas.

c) Literatura de consulta por persona y obligatoria

DESARROLLO:

1. Observe el material biológico proporcionado:

a) De los diferentes anélidos, identifique la región anterior (prostomio y peristomio) y posterior (pigidio), reconozca las estructuras locomotoras presentes en los segmentos corporales de cada clase observada: parapodios (notopodio y neuropodio), Observe y describir las estructuras características como: quetas, ventosas, clitelo, poro genital, ano, etc.

b) Disección de lombriz de tierra: Antes de realizar la disección es necesario mantener las lombrices grandes durante dos o tres días en un recipiente con papel filtro o algodón húmedo, con esto se logrará que el animal expulse el contenido del tracto digestivo y quede vacío; si no es así, al realizar la disección, el intestino que está distendido se desgarrará.

- **Sacrificio de la lombriz.** Para evitar una completa contracción del animal se coloca en un recipiente con agua, se añade poco a poco alcohol al 70% hasta que el organismo quede completamente relajado. Otro método consiste en colocar los ejemplares en 100 ml de agua destilada y adicionar 5 ml de ácido nítrico. Posteriormente se lava, para eliminar la mucosidad y se procede a realizar la disección.

-En un trozo de unicel sobre una charola se coloca el ejemplar con alfileres de costura; se corta la pared corporal dorsal, introduciendo la punta de unas tijeras o una navaja en la porción posterior del cuerpo y cortando hacia delante de manera superficial con el propósito de no dañar los órganos internos. Delimita y observa los segmentos: Del 1er. al 3er. segmento de la región bucal. Del 3°. al 6° está la faringe y; Del 6° al 13° ó 14° el esófago, etc.

RESULTADOS:

a) Realiza un esquema del poliqueto, señalando cada una de sus estructuras externas observadas:

b) Esquema del oligoqueto observado, señalando su morfología externa e interna:

c) Realice el esquema de una sanguijuela típica, señala sus estructuras (principalmente las que son útiles para su identificación taxonómica).

d) Realiza un cuadro comparativo de las tres clases observadas (señalando las características y diferencias de cada una de las clases):

e) Ejemplares de anélidos identificados:

Determine subclase y familia y realice la diagnosis de cada uno de los ejemplares.

CUESTIONARIO:

1. Las características observadas en los grupos trabajados, como las relacionarías con sus hábitos de vida.
2. ¿Qué número de segmentos presentó la lombriz de tierra observada en la práctica y en qué segmentos se ubica el clitelo?
3. Señala a qué clase corresponden las siguientes estructuras: clitelo, parapodios, sedas y ventosas, probóscide y mandíbulas. ¿Qué función desempeñan para la vida del anélido?

CONCLUSIONES:**LITERATURA CONSULTADA:**



PRÁCTICA 5

PHYLA LOPHOPHORATA
(PHYLUM BRYOZOA, PHYLUM BRACHIOPODA,
PHYLUM PHORONIDA)



TAREA DE INVESTIGACIÓN: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica de los phyla. (Entregar al inicio de la sesión)

INTRODUCCIÓN: Elaborada por el alumno (Incluir en el reporte)

OBJETIVOS

- 1.- Reconocer el plan corporal y la morfología general de los diferentes Phyla de Lofoforados.
- 2.- Reconocer las diferentes formas de crecimiento de los zoarios de Ectoprocta, ornamentaciones de los zoecios y tipos de zooides.
- 3.- Determinar taxonómicamente las colonias de Ectoprocta presentes en los sustratos.

MATERIAL:

a) De laboratorio

- Microscopio estereoscópico.
- Cajas de Petri.
- Pinzas de relojero.
- Agujas para disección.

b) Biológico

- Diferentes sustratos o materiales (pedazos de rocas de ambiente marino, conchas de Gastropoda, Bivalvia o Polyplacophora, algas) con colonias de Ectoprocta.

c) Otros proporcionados por el alumno

- Materiales diversos (plastilina, fomi, colores, cartulinas, etc.) para elaborar un modelo general de uno de los diferentes Phyla de Lophophorata.

DESARROLLO:

- 1.- Mediante la observación detallada de las colonias (zoarios) de Ectoprocta y apoyados con bibliografía especializada, se reconocerán las formas de crecimiento en los zoarios y los diferentes tipos de ornamentaciones en los zoecios. Se realizarán esquemas, señalando los nombres de las características observadas.

2. Mediante claves taxonómicas se determinarán (hasta donde se indique por el profesor) las distintas colonias de Ectoprocta presentes en los sustratos revisados.

3.-Utilizando el material didáctico que se haya elegido para trabajar, cada equipo elaborará un modelo didáctico de un Lophophorata, reconociendo y señalando las estructuras morfológicas características del phyla; cada equipo expondrá su modelo (morfología y función) al grupo.

RESULTADOS:

a).- Esquemas de los diferentes zoarios y sus características.

b).- **Cuadro comparativo 1.** Características observadas en los taxones de Ectoprocta determinados en la práctica (formas de crecimiento de los zoarios, naturaleza del exoesqueleto, tipos de zooides)

Nivel Taxonómico y Taxón determinado				
Forma de la colonia				
Naturaleza del exoesqueleto				
Tipo de ornamentación (s)				
Importancia ecológica				

c).- **Cuadro comparativo 2.** Características generales de los Phyla que conforman el grupo de los Lophophorata

Phylum	Bryozoa	Brachiopoda	Phoronida	Endoprocta
Hábitat				
Forma de la colonia				
Tipo de alimentación				
Cuerpo alojado en:				
Lophophoro protráctil?				
Tipo de reproducción				
Tipo de segmentación				
Formación del celoma por:				
Destino del blastoporo				

CUESTIONARIO:

- 1.- Investiga el hábitat y hábitos de las colonias de Ectoprocta determinados en la sesión. ¿Cómo se relacionan con la forma de crecimiento y tipo de ornamentaciones observadas en ellos?
- 2.- ¿Describe los diferentes tipos de zooides que pueden presentarse en los Ectoproctos?
- 3.- ¿Cuál es la característica principal que diferencia a un Ectoprocta de los otros Phyla de Lophophorata?

CONCLUSIONES:**LITERATURA CONSULTADA:**

ANEXOS:

I. REGLAMENTO PARA EL TRABAJO EN EL LABORATORIO DE PROTOSTOMADOS II.

- 1.- Durante el trabajo en el laboratorio de Protostomados II el alumno proveerá su material biológico, realizará sus observaciones, e identificación de organismos, elaborará los esquemas correspondientes, así como preparación de laminillas y montaje en caso de que se requiera, actividades que se deberán llevar a cabo con el debido cuidado, limpieza y orden.
2. Revisará la práctica correspondiente antes de la sesión de laboratorio, con el fin de conocer la tarea requerida y el material biológico que deberá aportar individualmente o por equipo en cada sesión (requisito para entrar a la práctica), además de poder organizar el trabajo en la sesión correspondiente.
3. Llevar material didáctico: libreta, hojas blancas, lápiz, colores para anotar datos, resultados etc., que servirán para la elaboración de su reporte, además de literatura de apoyo.
4. **OBLIGATORIO**, traer impresa la práctica de la sesión correspondiente.
5. **OBLIGATORIO** Usar la bata durante la práctica en el laboratorio (bata blanca y limpia).
6. No deberá consumir ningún alimento, durante el tiempo que se encuentre dentro del laboratorio.
7. No utilizar aparatos de sonido ni audífonos. El teléfono celular en modo de silencio durante la práctica, evitar su uso, solo en caso de tomar fotografías o video de los especímenes.
8. Puntualidad en la entrada a la sesión de laboratorio, la lista de asistencia se pasará dentro de los primeros 15 minutos. Después de ese tiempo, aunque el alumno se presente contará como falta. Tres retardos se sumarán para contar como falta.
9. Mantener su lugar limpio, mesa de trabajo, microscopios, lupas, lavar su material al finalizar la sesión o después de usarlo depositando los desechos en los contenedores correspondientes.
10. Trabajar en orden (seguir las indicaciones de sus profesores) evitando distraer a sus compañeros con pláticas o bromas. No debe de entrar y salir continuamente del laboratorio. El alumno desordenado será suspendido de la sesión.
11. Los materiales biológicos proporcionados, ya sea organismos preservados o en preparaciones permanentes, se deberán tratar con el debido cuidado, con la finalidad de que se cumplan los objetivos correspondientes. En caso de ser dañado éste será reintegrado por el alumno responsable.
12. Será obligatorio llevar el material biológico para la práctica correspondiente con las indicaciones que se le proporcionaron, lo que cuenta como créditos para su evaluación final.
13. Al final de cada sesión se revisarán los resultados del trabajo realizado por el alumno, en caso de no presentarlos se le contará como falta a la práctica correspondiente.

NOTA: EI ALUMNO, que no acate el reglamento y reincida reiteradamente en la indisciplina y trabajo del laboratorio, será suspendido de sus sesiones prácticas.

II. LINEAMIENTOS DEL REPORTE DE PROTOSTOMADOS II.

1. **EL REPORTE** debe de contener los siguientes datos:

- a. Nombre y número de la práctica
- b. Datos personales.
- c. Introducción (Tarea realizada por el alumno)
- d. Objetivos
- e. Material y métodos
- f. Resultados.
- g. Conclusiones
- h. Cuestionario
- i. Literatura. (Por lo menos dos citas, una de un libro y otra de medios electrónicos).

2. **EL REPORTE ES INDIVIDUAL**, solo se revisará si el alumno asistió a la práctica.

III. EVALUACIÓN

El curso se evaluará con cada una de las actividades que se implementen durante el curso, con evaluación continua, nivel de participación individual en el trabajo por equipos y otros que se consideren relevantes por los profesores y técnicos de la materia. Adicionalmente se realizarán evaluaciones escritas periódicas que rescaten la información de los grupos revisados; un ensayo u otra actividad que el profesor prefiera, mismo que permita incorporar al estudiante a la investigación.

Para tener derecho a ella se requiere un mínimo de **75%** de asistencia a clases tanto en teoría como en práctica, de acuerdo al reglamento general establecido por la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, misma que se desglosa en las siguientes actividades:

EVALUACIÓN DE TEORÍA 50% de la calificación total

Unidad 1 y 2: Primer parcial

Unidad 3 y 4: Segundo parcial

Unidad 5 y 6: Tercer parcial

Y demás productos que los profesores de la materia determinen

EVALUACIÓN PRÁCTICA 50% de la calificación total

1. Presentación y entrega de material biológico
2. Exámenes
3. Reportes de prácticas (Manual elaborado)

La calificación obtenida para cada uno de los rubros anteriores (Teoría y Práctica), deberán ser aprobatorias (6.0 en escala 1.0 a 10.0) para que puedan tener efecto aditivo; en caso de que una de ellas sea reprobatoria, el estudiante no tendrá derecho a evaluación ordinaria y deberá presentarse a examen extraordinario.

SALIDA A CAMPO

Los lugares y fechas para realizar las salidas de campo serán programados por el profesor de Teoría y Técnico Académico.

IV. GLOSARIOS

1. ACANTHOCEPHALA

Acantor: Es una larva fusiforme de espinas y en la parte anterior tiene ganchos. Esta larva se desarrolla en el tracto digestivo del huésped intermediario y luego penetra las paredes de este tracto llegando a la cavidad del cuerpo donde se convierte en acantela.

Acantela: En esta etapa es notable la probóscide, saco de la probóscide y órganos reproductores.

Citacanto: Se forma al enquistarse la acantela.

2. MOLLUSCA

Charnela: Articulación de las valvas de los bivalvos.

Concha: Cubierta que protege el cuerpo de los moluscos y que constituye su esqueleto. Los moluscos se clasifican según el número de conchas que posean.

Detritívoro: Animal que se alimenta de materia orgánica en descomposición, especialmente de los sedimentos que se encuentran en el suelo.

Dorsal: Dorso, espalda o lomo (vista dorsal: vista en la que se ve el dorso del animal)

Exoesqueleto: Esqueleto externo. Propio de los animales invertebrados. En este caso, el esqueleto puede estar hecho de carbonato cálcico (concha).

Glándula del biso: Glándula que poseen algunos bivalvos, que produce unos filamentos

Hermafrodita: Animal que es capaz de producir óvulos y espermatozoides (ejemplos: algunos gasterópodos como el caracol de jardín).

Malacólogos: Las personas que estudian los moluscos.

Pico de loro: Aparato masticador de los cefalópodos (Moluscos).

Valva: Cada una de las conchas, generalmente articuladas a través de una charnela, de bivalvos.

Ventral: Vientre o relativo a él (vista ventral: vista en la que se ve el "vientre" del animal)

3. ANNELIDA

Ceratóforo: Parte basal de los tentáculos de los poliquetos

Ceratostilo: Región terminal de los tentáculos de los poliquetos

Falcada: Setas en forma curvada y distalmente es roma

Neurópodo: Lóbulo ventral del parápodo de poliquetos

Notópodo: Lóbulo dorsal del parápodo de los poliquetos

Palpóforo: Artejo basal del palpo de poliquetos

Parapodio: Cada una de las protuberancias pares localizadas en los laterales de los segmentos de los poliquetos.

Parápodo: Apéndice propio de los anélidos provisto de cerdas o sedas, de función para locomoción.

Paratostilo: Artejo distal del palpo de los poliquetos

Peristomio: Segmento pos-oral de los anélidos.

Prostomio: Segmento pre oral de los anélidos.

Protandria: Condición de los hermafroditas consistente en que los gametos masculinos maduran y se desprenden antes que los femeninos.

Protoginia: Condición de los hermafroditas consistente en que los gametos femeninos maduran y se desprenden antes que los masculinos.

Setas: Estructuras quitinosas que emergen de los parapodios o de la pared del cuerpo

Segmentados: Organismos que poseen el cuerpo formado a partir de una sucesión de anillos

Tiflosolio: Pliegue longitudinal dorsal y medial del intestino de anélidos.

4. LOPHOPHORATA

Abertura: La abertura por la cual sale el lofóforo (órgano que alimenta), (el término es usado por algunos autores como la parte no calcificada de la pared frontal en algunos cheilostomas de Anasca).

Ancéstrula: Individuo primario de una colonia, derivado por la metamorfosis de la larva que nada libre.

Asco: En cheilostoma, es una bolsa cuticular debajo de la pared frontal que abre al exterior por la parte de la abertura o por un poro especial, el ascóporo.

Autozoide: El individuo que alimenta en una colonia, equipado con un lofóforo funcional.

Avicularia: Miembros especializados de una colonia de bryozoarios que parecen la cabeza de un ave. En cheilostomas, estructura (probablemente un heterozoide) con un opérculo modificado, llamado mandíbula, cerrado como una mandíbula en pico. La función es desconocida, posiblemente de defensa.

Basal: El lado conectado al sustrato, el contrario de frontal.

Bryozoario: Animales musgosos; colonias de algunas especies, de bellas y delicadas ramificaciones, que se confunden con algas, otras especies de aspecto de encaje sobre las rocas.

Cardeles: Denticulos laterales en la abertura, para la fijación del opérculo, generalmente falta en los

Costules: Espinazo radiado que forman el pericisto fronterizo en el Cribimorpha, espinas marginales modificadas.

Cribimorfo: El zoecio con un frente costulado (Cribilinidae, etc.).

Criptocisto: Extensión calcificada hacia dentro desde el anillo en los Anasca, a menudo vestigial. Entre éste y el ectocisto hay un espacio, el hipostege, el cual sirve como una cámara hidrostática cuando salen o entran los tentáculos.

Dietellae: Cavidades pequeñas alrededor de la base de la pared zoecial, en los cuales se localizan los poros de comunicación.

Distal: Del centro a la orilla de la colonia; el contrario de proximal

Ectocisto: Membrana quitinosa que cubre el zoecio.

Endocisto: Membrana delgada delineando el zoecio y envolviendo los órganos del cuerpo.

Espina dorsal: En cheilostoma, espina ahuecada, tubular, a menudo proyecciones calcificadas de los márgenes del zooide, especialmente cerca de la abertura. Distinto de perillas y espigones de carbonato de calcio, que es sólido, no ahuecado.

Epistoma: Labio dorsal que se encuentra por encima de la boca.

Frontal: El lado lejos del sustrato, el contrario del basal.

Gimnocisto: Área calcificada de la membrana frontal en Anasca. Se limita generalmente al extremo proximal y a menudo es vestigial o falta.

Heterozoide: Un individuo modificado en una colonia; un zooide de otra manera que un zooide (autozoide) que alimenta, derivado durante la evolución de un autozoide.

Hiperstomial: Refiriéndose a la ovocélula externa. Éstas se empotran a menudo más o menos en el gimnocisto del zoecio subsiguiente, pero una disección cuidadosa mostrará que ellas se levantan de la pared distal del zoecio al que pertenecen.

Hipostege: Una cavidad entre el ectocisto (membrana frontal) y el criptocisto en el Anasca, cámara hidrostática.

Lacunae: Los poros entre el costae de los cribrimorphos.

Lofóforo: Prominencia en forma de herradura o circular con una serie de tentáculos ciliados alrededor de la boca de los bryozoarios.

Lyrula: Denticulo mediano o plataforma sobre el borde proximal de la abertura primaria.

Mandíbula: En cheilostomas, la "mandíbula" movable cuticular de una avicularia.

Oecium: Cámaras incubadoras formadas del cuerpo entero del zoide fértil en el cyclostoma y unos pocos bryozoa de cheilostoma (usado por algunos autores como un sinónimo de ovocélula).

Olocisto: Capa o cubierta calcificada primariamente por lo general delgada, pero algunas veces fuertemente calcificada.

Opecio: El gran orificio debajo de la membrana frontal de Anasca; a menudo ocupando casi toda el área frontal.

Opérculo: En cheilostoma, una solapa cuticular (raramente calcificada) de la pared del cuerpo que cierra la abertura, como un escotillón pequeño.

Ovocelula: Cámaras de incubación en la mayoría de los bryozoa de cheilostoma. También llamada oecium

Pedunculote: Elevación en un tallo o pedicel, normalmente refiriéndose al Avicularia.

Pericisto: Frontal calcificado sobre el ectocisto en algunos Anasca, normalmente formado por la fusión de espinas marginales.

Peristoma: Un cuello calcáreo alrededor de la abertura, o alrededor de un cojinete de tubo con la abertura en la punta. Margen elevado alrededor de la abertura.

Pico: En cheilostomas, la base reforzada de una avicularia en la cual finaliza la mandíbula.

Poros aureolar: Una o más corridas o filas de poros alrededor del margen del frente zoecial.

Proximal: El equivalente opuesto de trasero; el contrario de la dirección de en ciernes, del centro al margen de la colonia; el contrario de distal.

Quincunx: El arreglo como de cordón (listón) zoide en la mayoría de las colonias. Se parece al "lazo corriente" del lazo o el estándar en el enladrillado.

Esclerito: Un margen engrosado u otro opérculo o mandíbula.

Septulae: Los poros de comunicación muy pequeños en las paredes del zoecio; ellos o se esparcen individualmente, o se agregan en grupos (uniporos o multiporos lámina rosette).

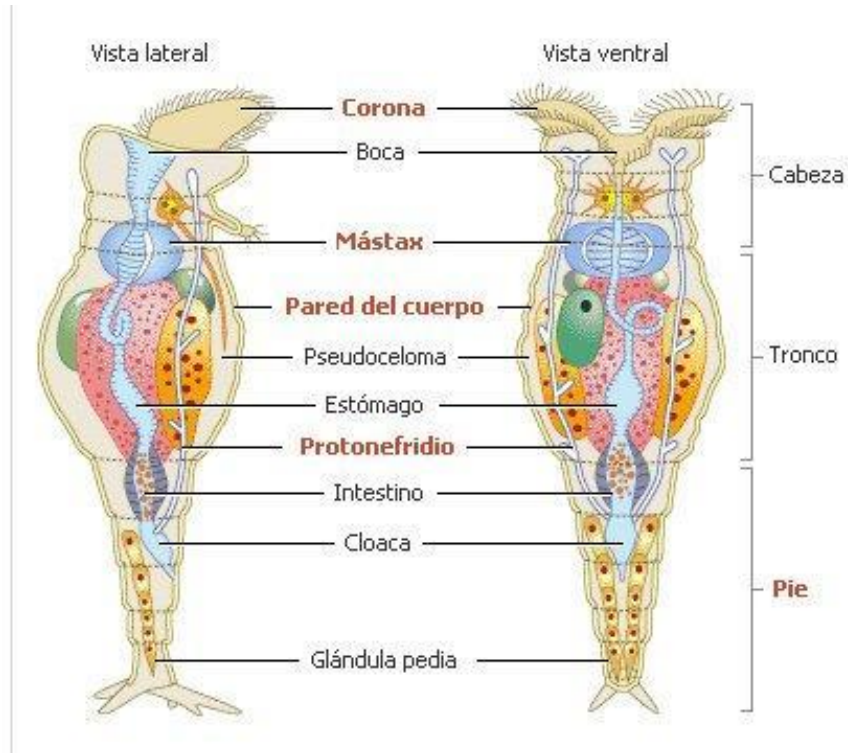
Tremocisto: Capa calcificada secundariamente de la pared frontal sobre el olocisto; generalmente toda perforada y desarrollada eventualmente desde los poros frontales en lugar de crecer hacia adentro desde el borde.

Vibracularia: En cheilostoma, un heterozoide con un látigo largo como "setum" movable que funciona como defensa.

Zooide: En animales coloniales, el individuo de una colonia. Véase también autozoide, heterozoide.

V. ESQUEMAS DE LA MORFOLOGÍA GENERAL DE PHYLAs DE INVERTEBRADOS ESTUDIADOS EN EL CURSO DE PROTOSTOMADOS II.

A) ROTIFERA



Tomado de Hickman. 2010

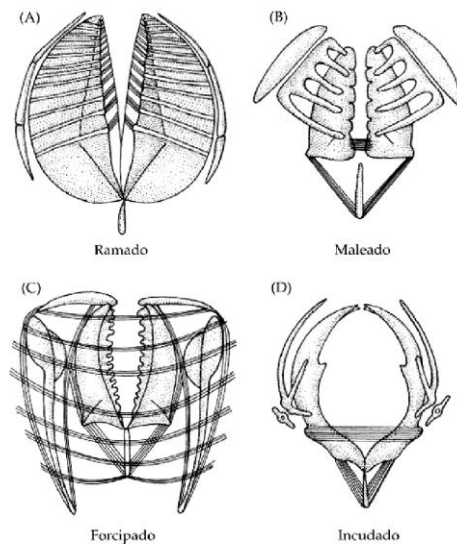
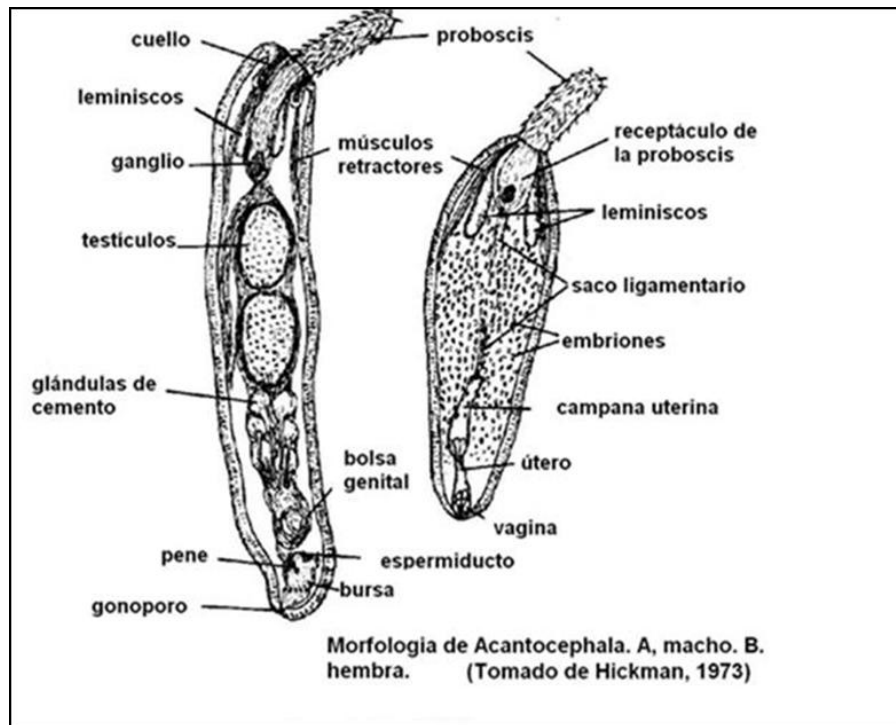


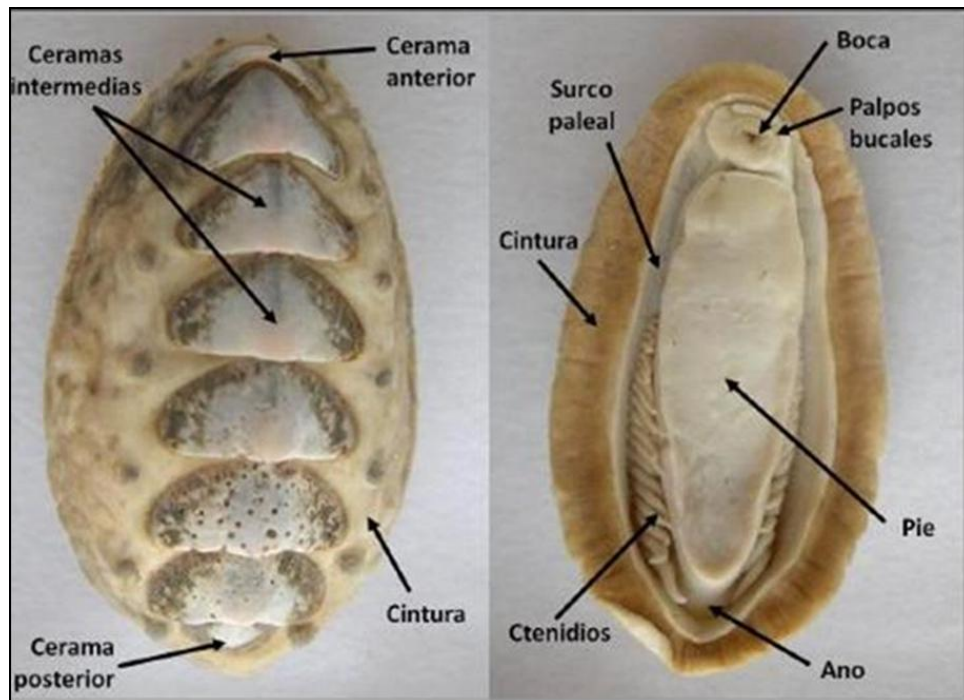
Figura 12.4 Algunos tipos de mástax. (A, B) Aplastador y triturador. (C, D) Para sujetar, propios de las formas depredadoras.

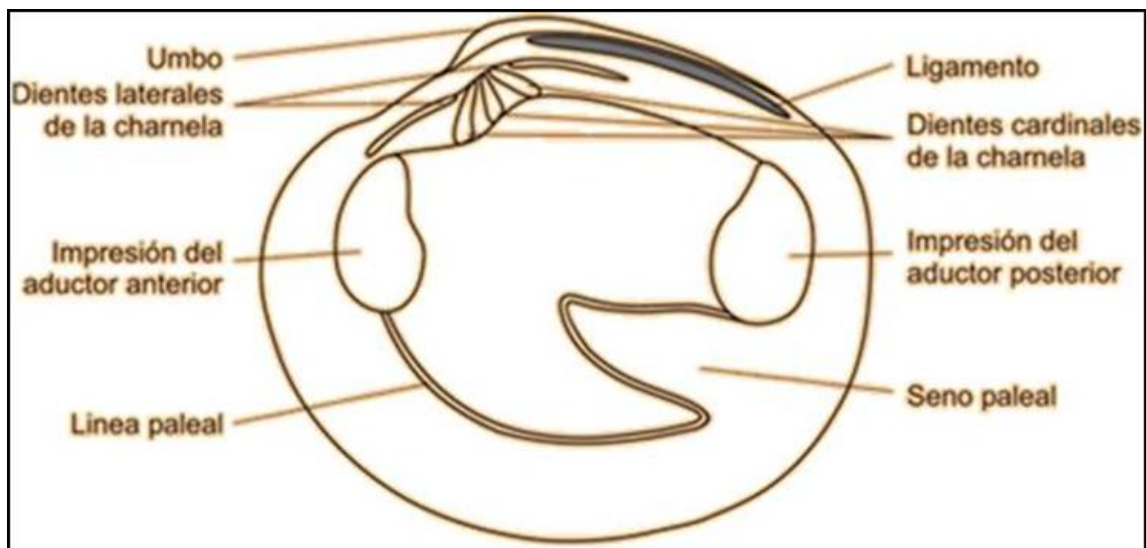
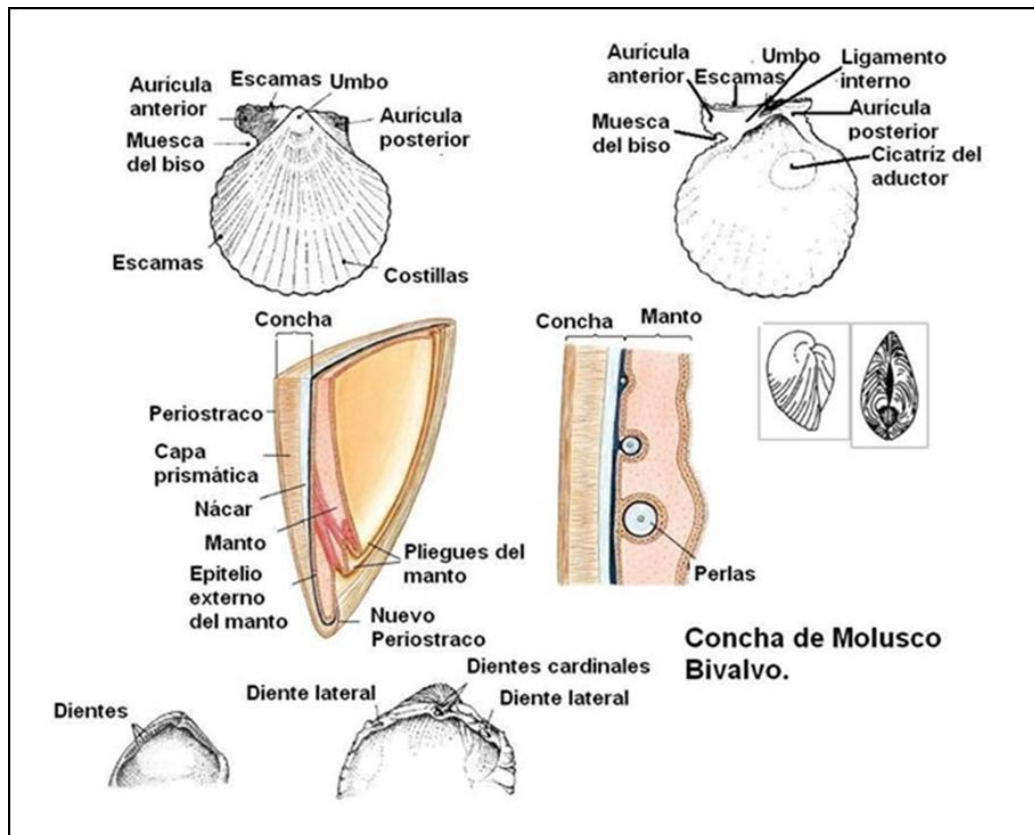
Tomado de Brusca, 2005

B) ACANTHOCEPHALA

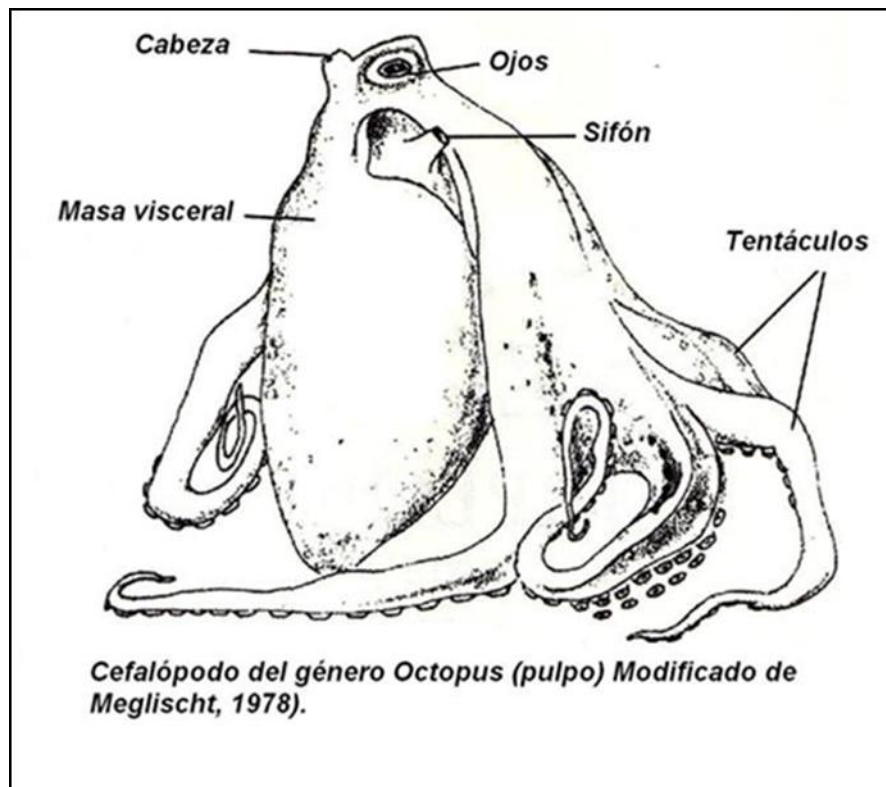
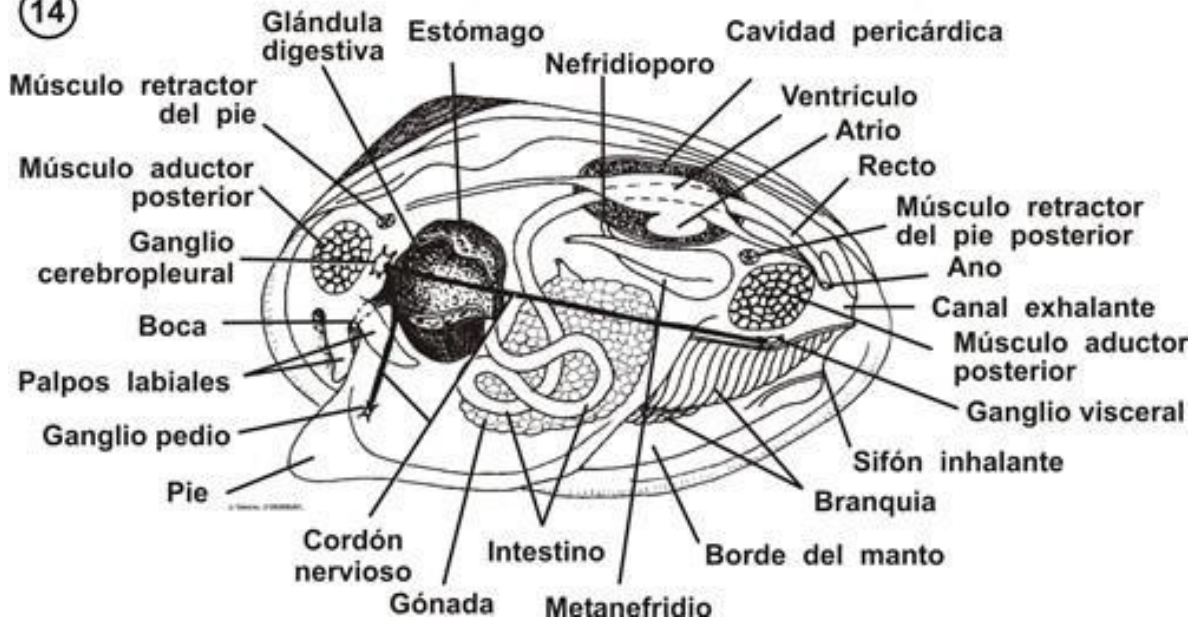


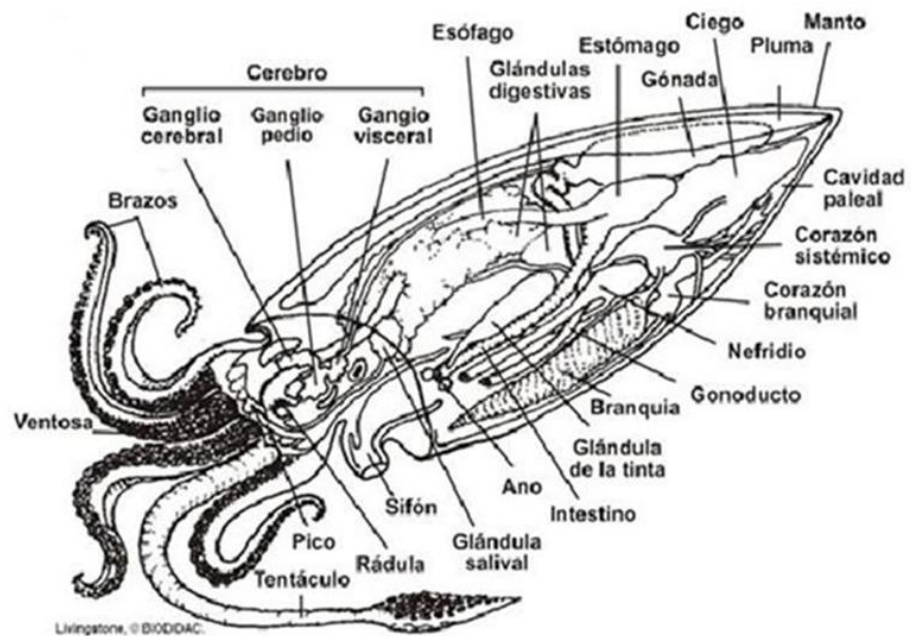
C) MOLLUSCA



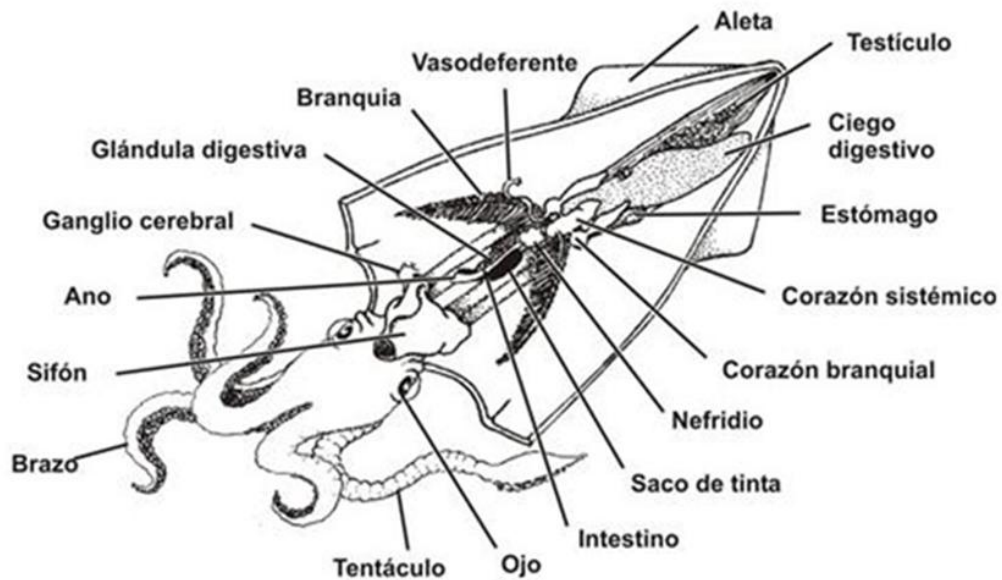


14

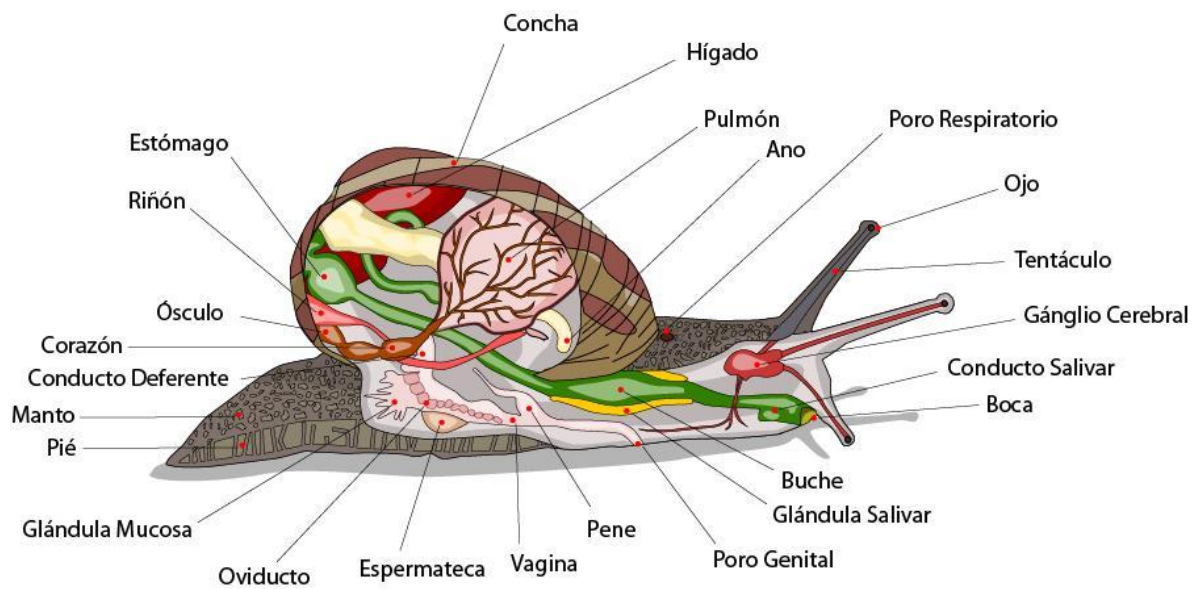
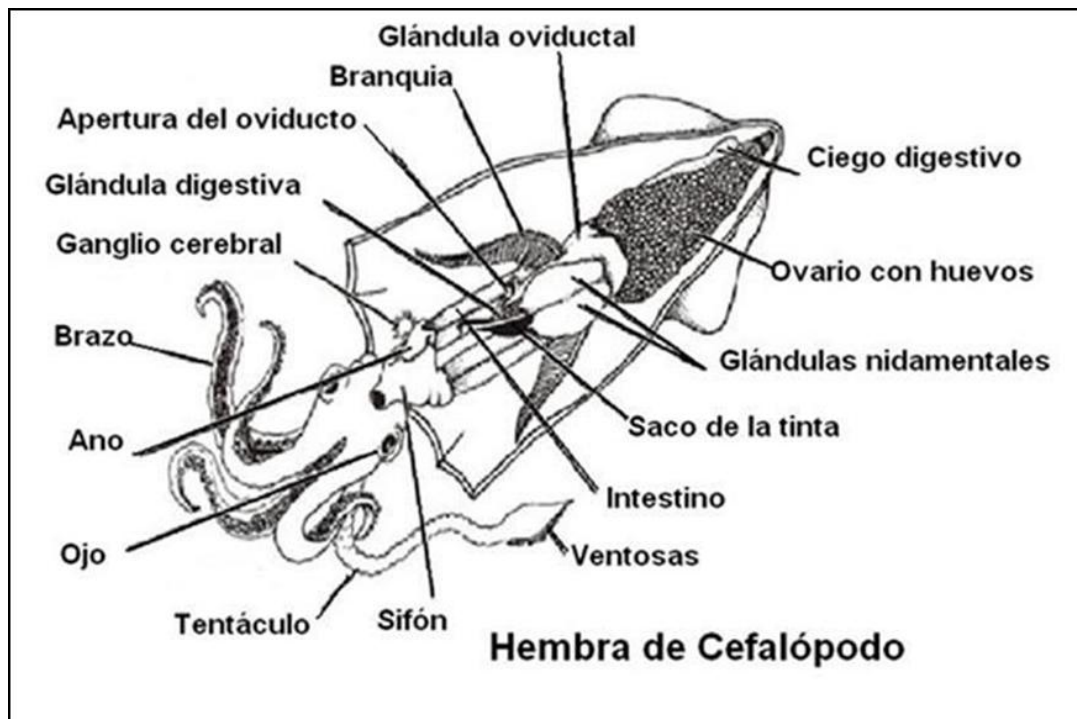


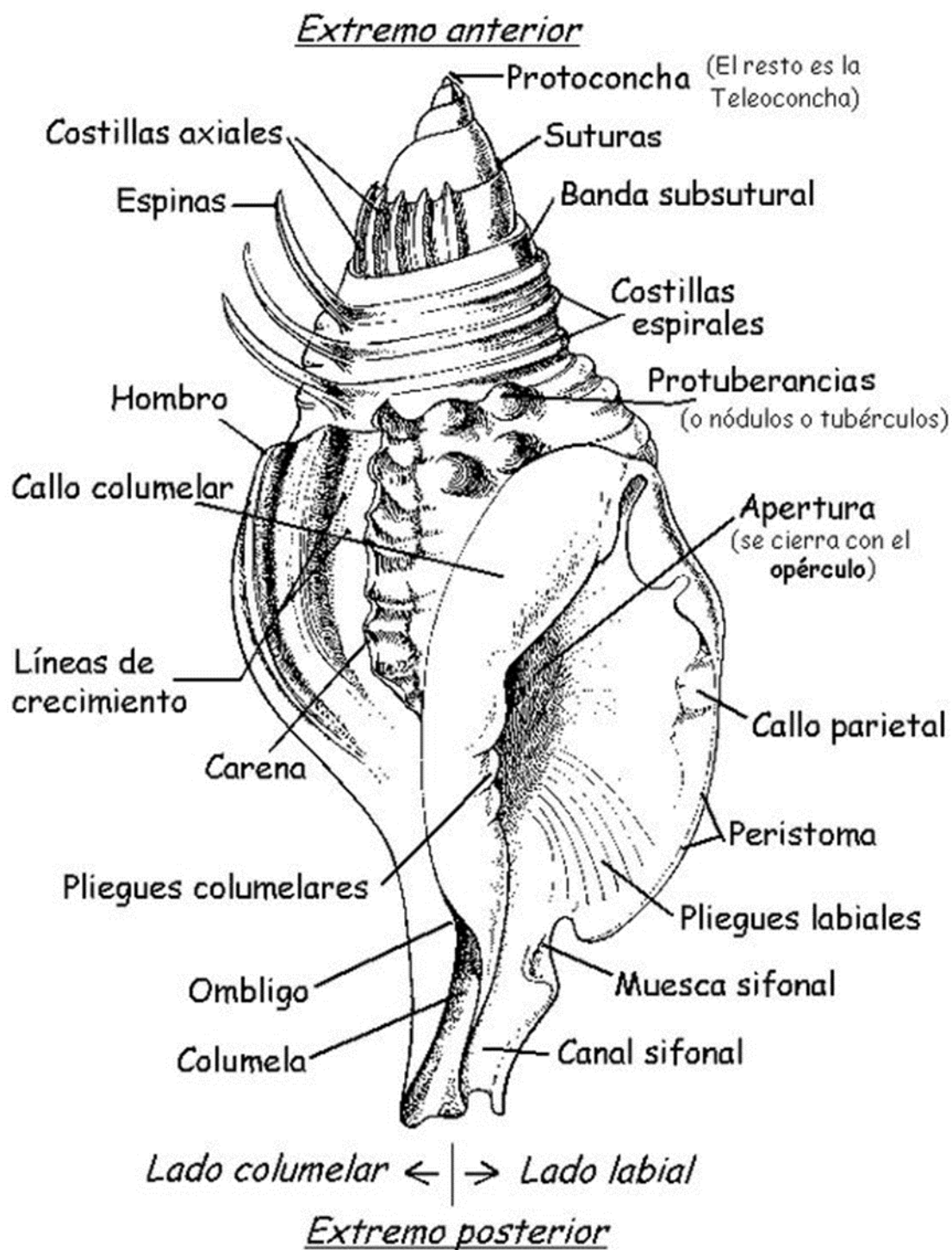


Anatomía interna de Cefalópodo

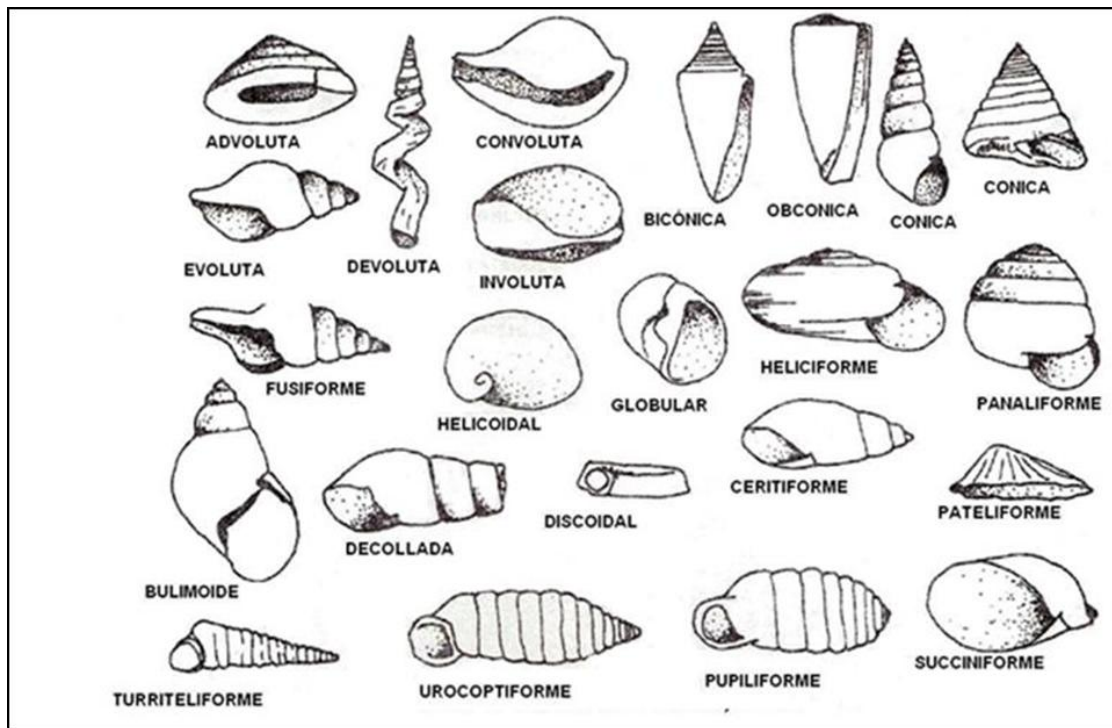


Macho de Cefalópodo

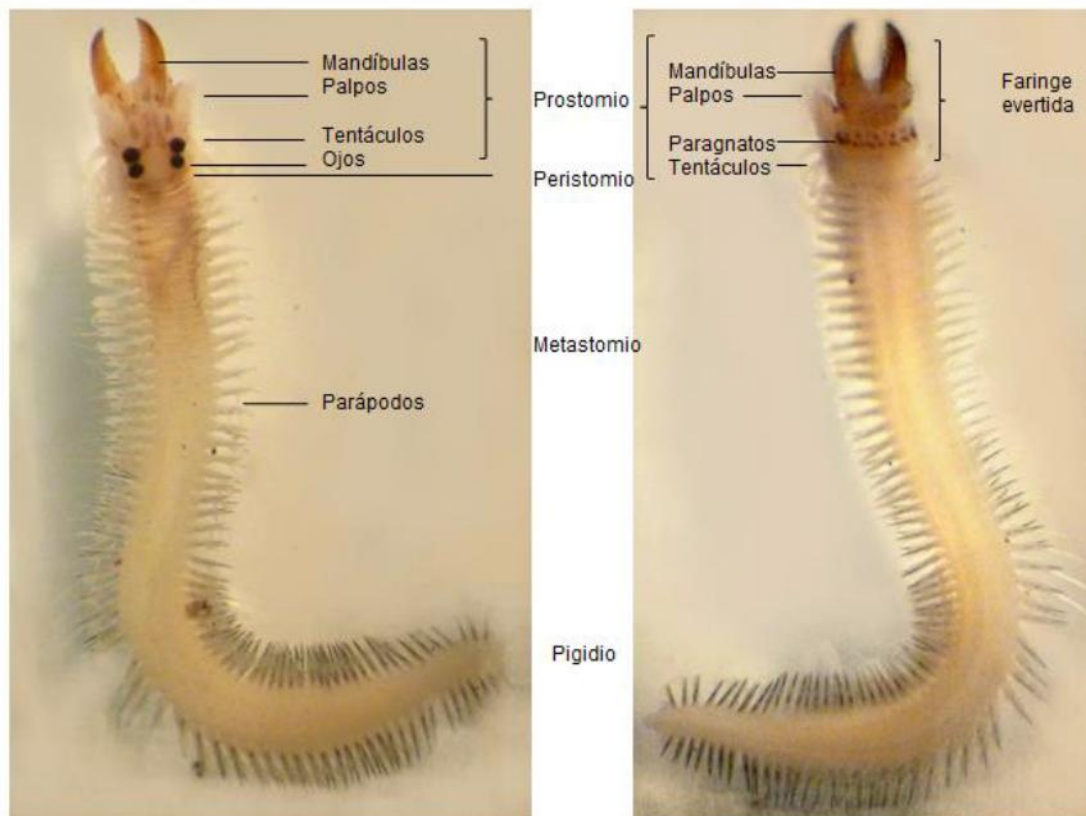


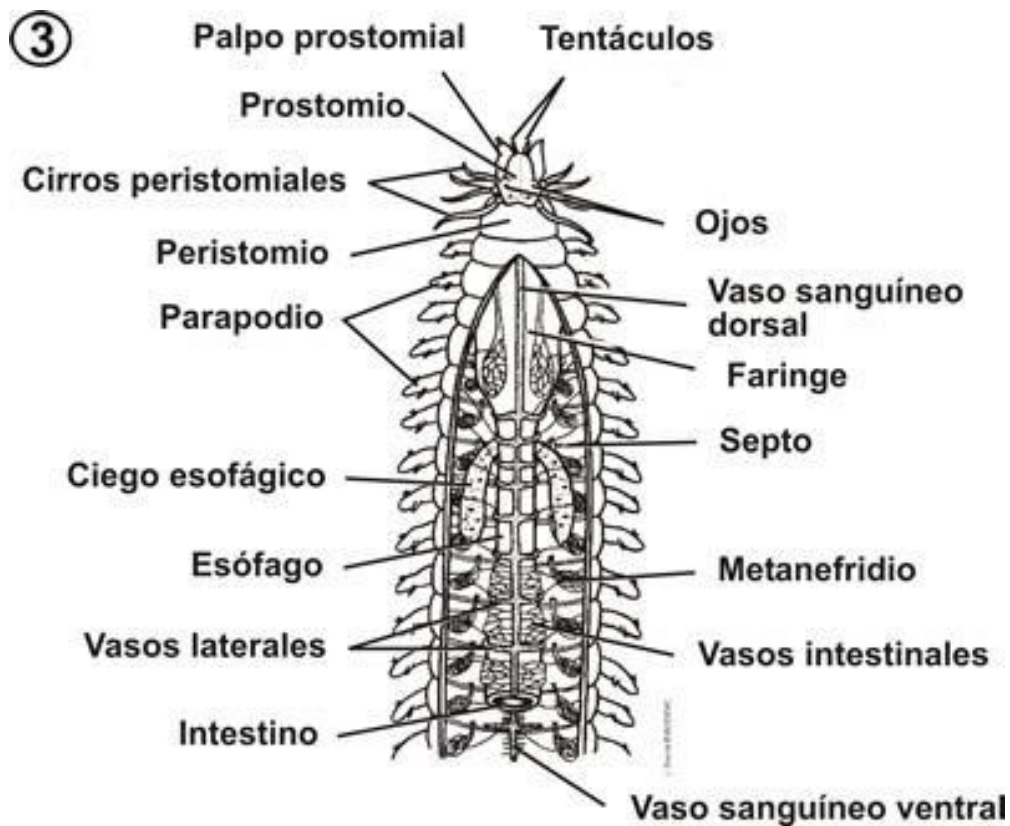
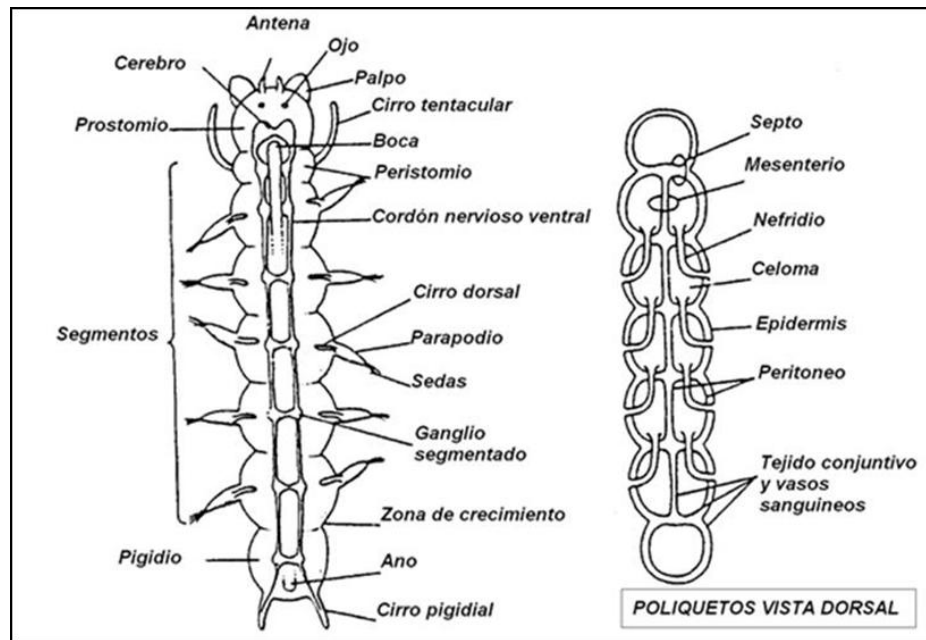


(Según Meglitsch, 1978)



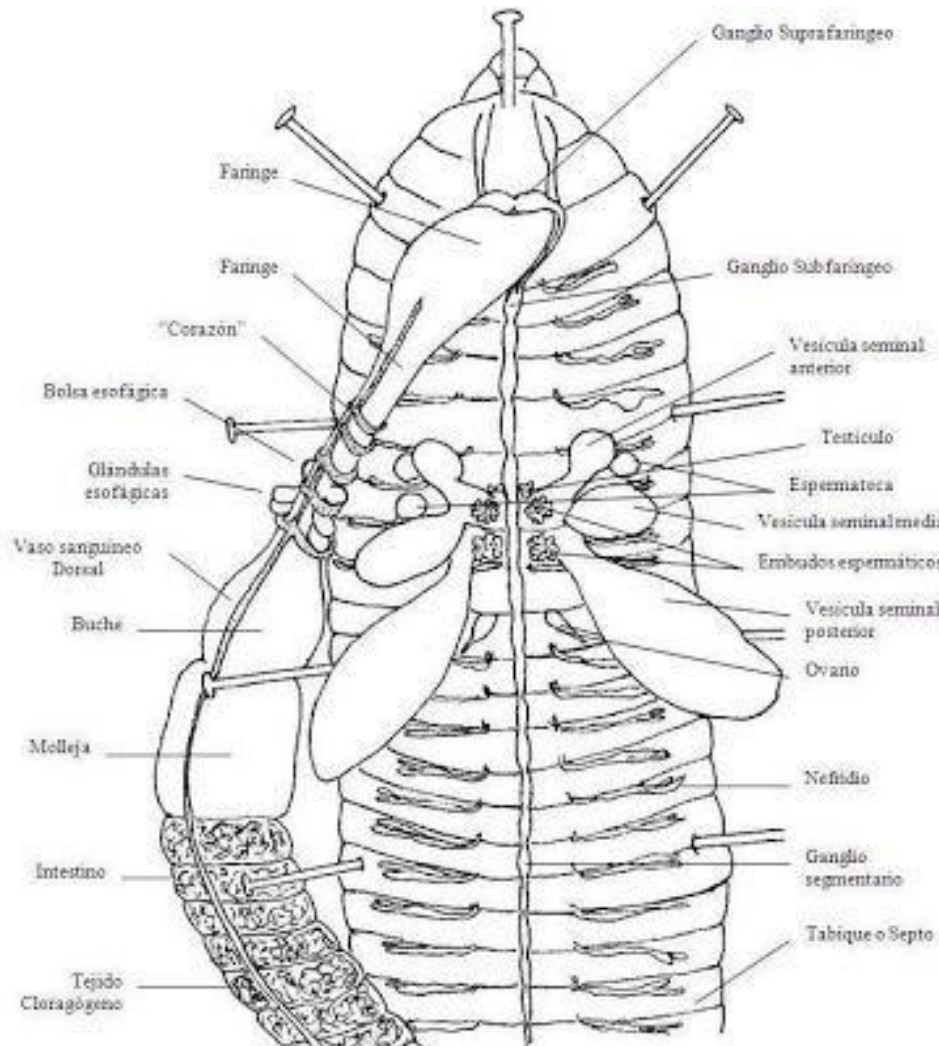
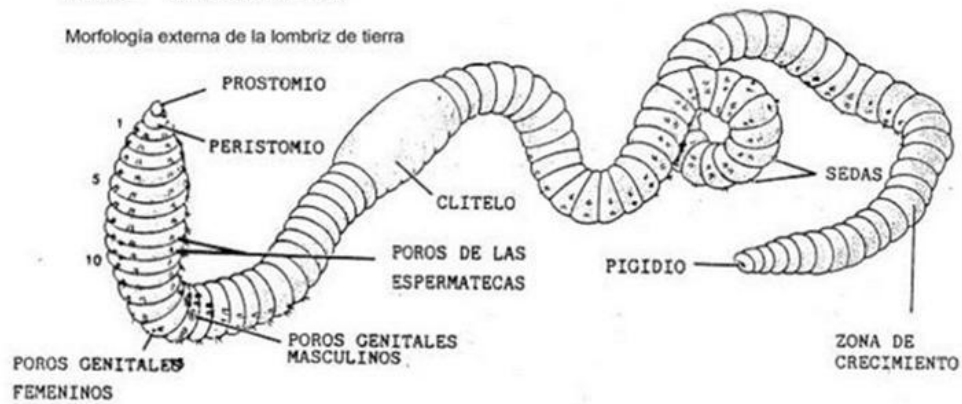
D) ANNELIDA



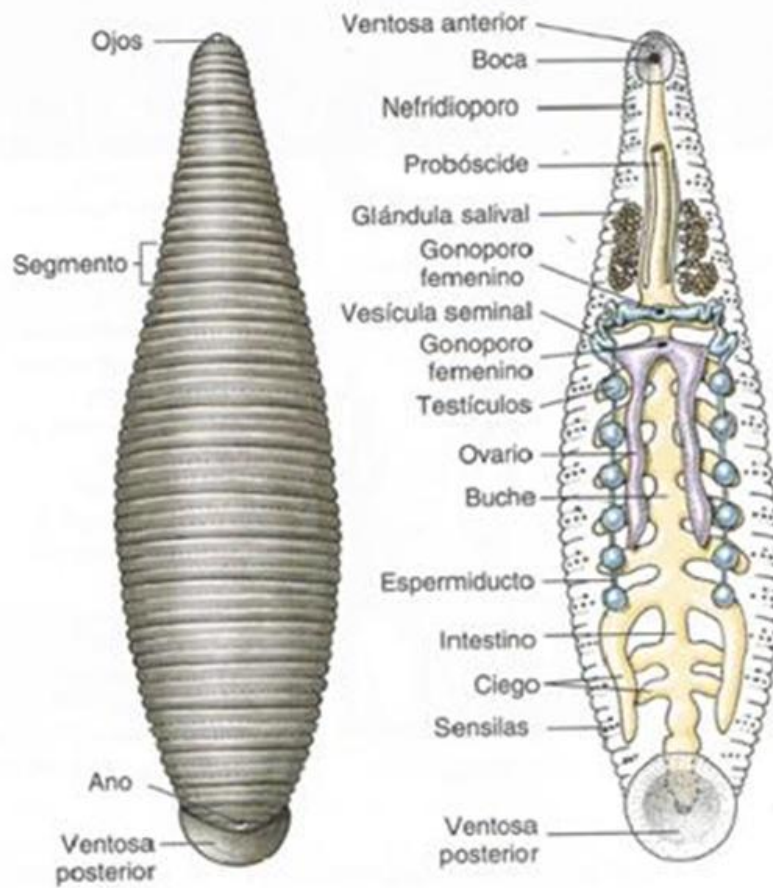


PHYLUM ANNELIDA
CLASE OLIGOCHAETHA

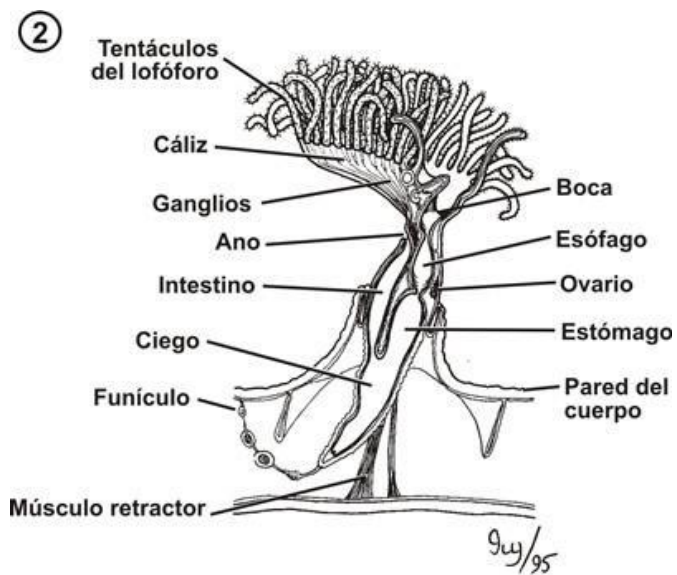
Morfología externa de la lombriz de tierra

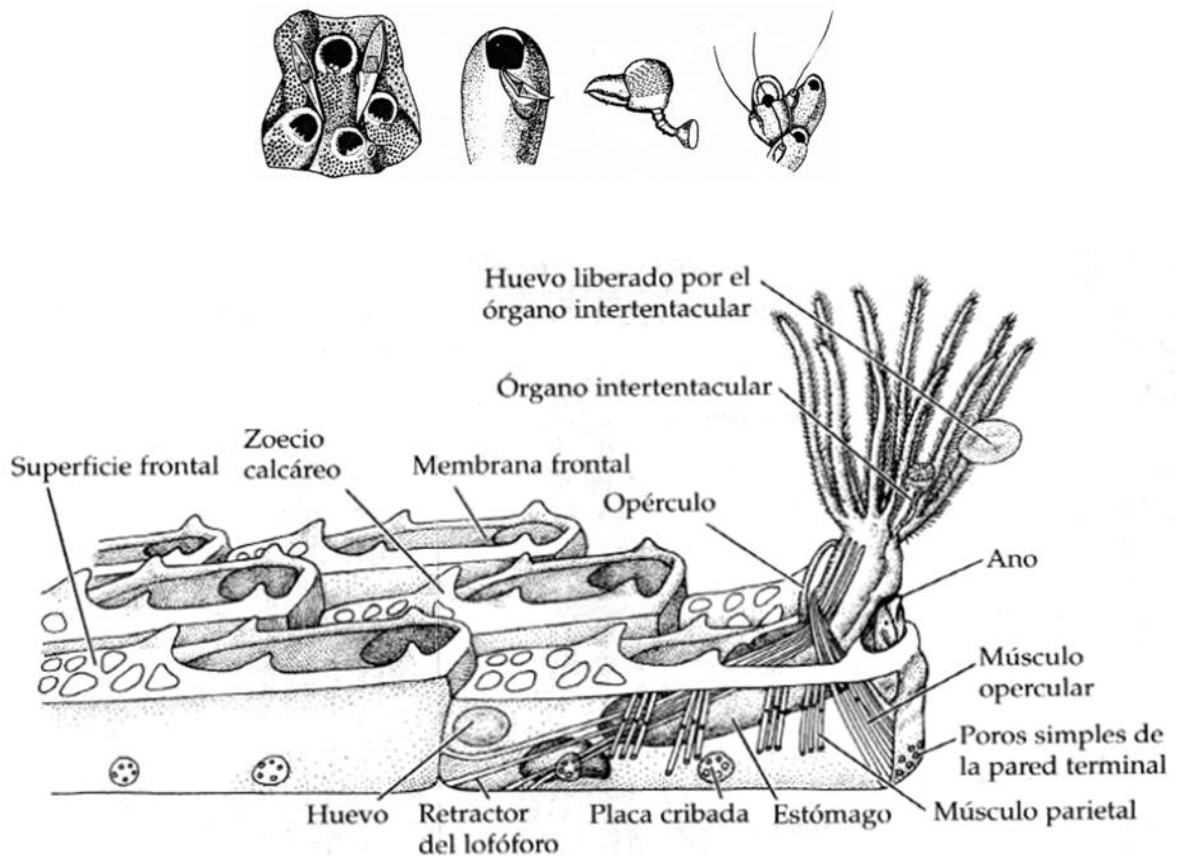


Hirudina



E) ECTOPROCTA





Morfología de Briozoos marinos. (Tomado de Brusca y Brusca 2005, modificada por Sosa-Yáñez 2011).

VII. LITERATURA DE CONSULTA.

- Ruppert Barnes, R. D. 2007. Zoología de los Invertebrados. Ed. Interamericana. Sexta edición. México. 1114 p.
- Bautista, Z. *et al.* 2011. Técnicas de Muestreo Para Manejadores de Recursos Naturales. 2ª. Edición. UNAM. Centro de Inv. En Geo. Amb. Inst. De Geografía. UNAM. México, D.F. 790 págs.
- Brusca R. 1993. Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California. Ed. Acad. Press. 511 págs.
- Darrigran, G, Vilches. A, Legarralde, T. & C. Damborenea. 2007. Guía para el Estudio de Macroinvertebrados. Métodos de Colecta y Técnicas de Fijación. Ser. Tec. Did. No.10. Ed. ProBiota. FCNyM, UNLP. La Plata. Buenos Aires, Argentina. 86 págs.
- Gaviño, G., Juárez, J.C. y Figueroa, H.H. 1995. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y campo. Ed. Limusa-Wiley, S.A. México
- Gaugler, R. 2002. Entomopathogenic Nematology. Oxford Univ. Press.

- Haro A., Irene, Salazar S., Paz y Cabrera B., Margarita. 1995. Diagnóstico Morfológico de las Parasitosis. Méndez Editores, S. A.
- Hickman, C. *et al.* 2002. Principios Integrales de Zoología. 10ª. Edición. Ed. McGraw-Hill, Interamericana. España. 921 pp.
- Hyman L. H. 1951. The invertebrates: Acantocefalos, Aschelminthes and Entoprocta. Vol. II. Edit. McGraw Hill Book Company. New York. 472 págs.
- Hyman, Libbye H. 1998. Invertebrates. Print House.
- John N. A. Hooper, Rob W. M. van Soest. 2004. Systema Porifera. A Guide to the Clasification of Sponges. Book News, Inc. 1800 pp.
- Knudsen, W. J. 1966. Biological Techniques. Collecting, Preserving and Illustrating Plants and Animals. Harper and Row, N. Y. 525 pp.
- Lamothe A. R. 1994. Introducción a la Biología de Platelmintos. Ed. AGT. 143 pp.
- Lawrence R., Ash, Thomas C. Origel. Atlas of Human Parasitology. American Society Clinical Pathology; 4th edition.
- Marquardt, William C., R. S. Demaree & R. B. Grieve. 1999. Parasitology & Vector Biology. Elsevier Science & Technology Books.
- Meglitsch, P. 1978. Zoología de los Invertebrados. Edit. Blume, España. 906 pp.
- Mille P. S. R. M. J. Parra A. y Pérez Ch., A. 1993. Guía para la Identificación de Invertebrados. Ed. Trillas. México. 465 págs.
- Nielsen T., Denise. 2001. Reef Life: Natural History And Behaviors of Marine Fishes And Invertebrates.
- Salgado-Maldonado, G. 2005. Catálogo y directorio de autoridades para helmintos parásitos. Departamento de Zoología, Instituto de Biología, UNAM. Base de datos SNIB-CONABIO proyecto K028. México, D.F.
- Smith y Carlton. 1975. Light's Manual. Intertidal Invertebrates. 3. ed. University of California Press.
- Sybil, P. 1991. Diccionario de Biología. Tomo I. McGraw-Hill. México. págs. 335
- Thorp, H Lawrence, A. P. Covich. 2001. Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. 2a. ed., Academic Press.
- Wallace, Robert L. Invertebrate Zoology Manual. Prentice Hall.