



Licenciatura en Biología

Manual de Prácticas Laboratorio de Eumetazoa

Elaboró
M. en C. Blanca Jaimes Cruz

Fecha
07/07/2017

Fecha de aprobación

H. Consejos Académico y de Gobierno

--



CONTENIDO

	Página
Presentación	3
Reglamento	4
Prácticas	
1 TÉCNICAS DE PRESERVACIÓN Y FIJACIÓN PARA INVERTEBRADOS.	10
2 CNIDARIA :MEDUSOIDES	12
3 CNIDARIA: ANTHOZOA y CTENOPHORA	19
4 ROTIFERA Y GASTROTRICHA	24
5 ACANTHOCEPHALA DE VERTEBRADOS	28
6 PLATYHELMINTHES	31
7 TINCION DE <i>Fasciola hepatica</i>	34
8 ANNELIDA	38
9 MOLLUSCA: APLACOPHORA Y POLYPLACOPHORA	45
10 MOLLUSCA:BIVALVIA	47
11 MOLLUSCA: GASTROPODA	53
12 MOLLUSCA: CEPHALOPODA	56
13 NEMATODOS PARASITOS DE VERTEBRADOS	59
14 NEMATODOS PARASITOS DE PLANTAS	62
15 ECHINODERMATA: ECHINOIDEA Y OFIURIDA	64
16 ECHINODERMATA: ASTEROIDEA Y HOLOTURIA	71
17 TECNICAS COPROPARASITOSCOPICAS	74
Cronograma de actividades semestral	84



PRESENTACIÓN

Las actualizaciones al Programa Académico de la Unidad de aprendizaje Eumetazoa, da a lugar a la actualización del Manual de Prácticas de Laboratorio de dicha Unidad, ajustándose bien a los grupos representativos y organismos factibles de conseguir, permitiéndonos tener en éstos, como la presencia de los principales grupos como Gnathifera, los Platyzoa, a los Annelida y Mollusca en los Lophotrochozoa. En los Edyzoa, se trabaja con los Nemata y Nematomorpha. El Manual se ajusta a los principales cladogramas del Reino Animalia como los de: Halanych, 2004, Egcombe *et al.* 2011, o el de Ruggiero *et al* 2015.

Se actualizan en cuando a las imágenes ya sea de páginas Webs, dando la links original o de fotos tomadas del material disponible. Algunas fotos son de libros de la biblioteca personal. Se anexa el Reglamento de Laboratorios de Docencia de Biología y Biotecnología de la Facultad de Ciencias, aprobado en 10 junio del 2016 por los H.H. Consejos de Gobierno y Académico en sesión ordinaria, en dicho documento se encuentran las Disposiciones Generales, Responsabilidades del Jefe de Laboratorios, Responsabilidades del Profesor, Responsabilidades del Técnico Laboratoristas, Responsabilidades del Alumnado, y se enumeran las Medidas de Seguridad Básicas dentro de los laboratorios. Este Reglamento se deberá dar lectura en la primera clase de presentación de la sesión de laboratorio de la Unidad de Aprendizaje.

Se anexa un apartado de Resultados donde se señala que evidencias de trabajo del alumno ya sea, en equipo o individual, debe entregar al finalizar la práctica correspondiente, por lo tanto se espera que el alumno tenga el compromiso de realizar las actividades previas para participar equitativamente en la sesión de laboratorio y lograr un *aprendizaje significativo*. El compromiso incluye no solo asistencia, sino involucrarse al 100%, en las actividades simples o complejas organizadas para el funcionamiento de la práctica, basada en la experiencia del profesor.

Así mismo se anexa un Cuestionario previo, se espera que el alumno traiga resueltas las preguntas o bien dibujo solicitados, junto con las citas bibliográficas, para complementar en la sesión de laboratorio, no para realizar el cuestionario en la sesión. Todas las actividades están diseñadas para trabajar en equipo o individual en las 3 horas de la sesión de laboratorio, incluyendo lavado, limpieza del microscopio y entrega de material a la técnico laboratorista.



REGLAMENTO DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA DE BIOLOGÍA Y BIOTECNOLOGÍA

INTRODUCCIÓN

Los **Sistemas de Gestión de la Calidad (SGC)** son un conjunto de normas y estándares internacionales que se interrelacionan entre sí para hacer cumplir los requisitos de calidad que una organización requiere para satisfacer las exigencias acordadas con sus clientes o usuarios a través de una mejora continua, de una manera ordenada y sistemática. Los Sistemas de Gestión de la Calidad son normados bajo un organismo internacional no gubernamental conocido como ISO (International Organization for Standardization).

El SGC de Nuestra Institución se basa en la norma ISO 9001:2008 y está constituido actualmente por 162 procesos que en conjunto valoran la capacidad de cumplir con las demandas de sus usuarios. En la Facultad de Ciencias se gestan algunos de dichos procesos, como el de los “Laboratorios de Biología y Biotecnología”, los cuales sin lugar a dudas contribuyen de manera significativa al desarrollo eficiente y eficaz de nuestro espacio académico. El proceso “Laboratorios de Biología y Biotecnología” consta actualmente de un procedimiento que es aplicado por los Titulares de las Coordinaciones de Docencia de ambas Licenciaturas, el (la) Jefe (a) del Laboratorio(s), Técnico (s) laboratorista(s) y es observado por docentes, alumnos y encargados de mantenimiento. El servicio al usuario de los Laboratorios de Docencia de Biología y de Biotecnología tiene como propósito “**Establecer los lineamientos para apoyar técnicamente a los docentes de las unidades de aprendizaje de las Licenciaturas en Biología y en Biotecnología para el desarrollo eficiente y oportuno de las prácticas de Laboratorio en la Facultad de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de México (UAEM)**”, además de **coadyuvar a los estudiantes y docentes que lleven a cabo un proyecto de investigación, servicio social y tesis de Licenciatura o Posgrado**”. Un elemento trascendental que propicia la regulación en la operación de los Laboratorios de Docencia, es un Reglamento, y es la razón de la emisión del presente documento y así garantizar: el mantenimiento de la infraestructura que presta servicio a la educación; fomentar la generación de conocimientos, técnicas y métodos en materia de Biología y Biotecnología; además de concientizar la importancia de la seguridad en el Laboratorio.

Disposiciones generales:

1. Los laboratorios son para uso exclusivo de actividades académicas de alumnos y personal docente adscritos a la Facultad de Ciencias. Cuando los laboratorios sean solicitados para apoyo a instituciones externas, se hará por medio de un oficio y con el previo pago de la cuota autorizada por las Autoridades de la Facultad de Ciencias. Deberá notificarse a la Coordinación Docente y Jefe (a) de Laboratorios con un mes de anticipación para la coordinación de actividades en las instalaciones de los Laboratorios.
2. Son autoridades y responsables de las actividades en los laboratorios: Los Titulares de la Coordinación Docente de las Licenciaturas en Biología y en Biotecnología, El (la) Jefe (a) de Laboratorio(s), el Docente de la asignatura de la sesión práctica y Técnico(s) Laboratorista(s).
3. El uso de los laboratorios será en los horarios establecidos para cada una de las Unidades de Aprendizaje.
4. Cada sesión práctica debe iniciar y terminar de acuerdo con los horarios establecidos para cada Unidad de Aprendizaje a fin de no perjudicar el horario destinado a otras Unidades de Aprendizaje.
5. En caso de que una práctica no sea terminada, se concluirá en horarios que no perjudiquen otras Unidades de Aprendizaje, bajo previo acuerdo de los responsables.
6. El material, para el desarrollo de cada sesión práctica deberá solicitarse al Técnico Laboratorista (quien previamente lo ha preparado) en los primeros 15 minutos de iniciada la sesión.
7. El préstamo de material a profesores y alumnos se hará únicamente por medio de vales y presentando la credencial vigente de la Facultad de Ciencias.
8. Los materiales para prácticas de campo sólo se prestarán cuando se trate de prácticas académicas oficiales y el vale respectivo deberá tener el Vo. Bo. Del profesor responsable de la misma. Asimismo, el profesor responsable deberá enviar una copia digital de la constancia de salida



- académica aprobada por los H.H. Consejos al Técnico Laboratorista, para que este último pueda preparar con tiempo el material solicitado
9. La inscripción de los alumnos a cada semestre se condicionará al no adeudo de material de laboratorio.
 10. Queda prohibido consumir alimentos, bebidas, fumar, jugar y tirar basura en los lugares no indicados para ello.
 11. La sustracción no autorizada de material y daños a las instalaciones de laboratorio por un uso inadecuado se sancionará de acuerdo a lo establecido en el Reglamento de Facultades y Escuelas Profesionales, y demás ordenamientos aplicables.
 12. En caso de ruptura o maltrato de material y equipo solicitado, los integrantes del equipo de trabajo son responsables en reponer el material en un término no mayor de 30 días. En caso contrario, el profesor impedirá el acceso a las sesiones prácticas de laboratorio.
 13. El uso de las instalaciones del Laboratorio y sus implementos será prioritario para actividades de docencia.
 14. En todo momento imperará respeto, educación y armonía entre Profesores, Técnico(s) Laboratorista(s) y Alumnos.
 15. En caso de contingencia o simulacro, antes de evacuar el laboratorio, cerrar la llave del gas y salir de forma ordenada siguiendo en todo momento las instrucciones que haya impartido el Profesor o Técnico Laboratorista responsable.
 16. Localizar al iniciar la sesión de prácticas los diferentes equipos de emergencia y seguridad en el laboratorio: I) duchas y lavajos, II) extintores, III) mantas ignífugas, IV) botiquín, V) absorbente para derrames, VI) salida de emergencia y, VII) recipiente para el vidrio roto.
 17. Mantener los pasillos despejados.
 18. En todo momento, los usuarios de los Laboratorios deben planear y coordinar sus sesiones experimentales a fin de desarrollar actividades de manera eficaz y eficiente.

Responsabilidades del (a) Jefe (a) de Laboratorios:

1. Solicitar al Subdirector Administrativo listado de materiales, reactivos y equipos a adquirir para el desarrollo de prácticas.
2. Procesar semestralmente la información derivada de encuestas de satisfacción del usuario. Entregar al Director, con copia al Titular de la Subdirección Académica y los Titulares de la Coordinación Docente de la Licenciatura en Biología y en Biotecnología, el informe correspondiente.
3. Autorizar préstamos de instrumental menor de laboratorio o equipo en apoyo a desarrollo de actividades de investigación u otras actividades académicas realizadas por el personal Docente de la Facultad de Ciencias.
4. Revisar que el botiquín cuente con lo mínimo necesario. Avisar a la autoridad competente la falta de los mismos.

Responsabilidades del profesor:

1. Verificar la existencia de material y equipos para el desarrollo de las prácticas
2. Entregar en el periodo intersemestral al Jefe de Laboratorio(s), el listado de reactivos y material a emplear para programación de prácticas.
3. Desarrollar las prácticas los días y horas señaladas por el horario establecido, estrictamente bajo su dirección presencial.
4. Presentarse con puntualidad en cada sesión práctica, tomar asistencia a los alumnos en los primeros 15 minutos, posterior a dicho tiempo, negar la entrada a los estudiantes a la sesión práctica.
5. Organizar a los alumnos por equipo para la realización de las prácticas por unidad de aprendizaje de acuerdo al material existente e indicar al Técnico Laboratorista el número de equipos de trabajo formados para la preparación oportuna del material correspondiente. Se deben formar como máximo 6 equipos de trabajo para permitir una adecuada distribución de estudiantes en las 6 mesas de trabajo con las que se cuenta en cada Laboratorio.
6. Utilizar bata de laboratorio durante todas las sesiones prácticas.
7. Asesorar y vigilar el desarrollo de la práctica desde su inicio hasta su término.



8. Vigilar el buen uso y manejo de material y/o equipo solicitado. En la primera sesión de laboratorio enseñar a los alumnos el manejo y operación adecuada de los instrumentos y equipos de laboratorio con los que se trabajará en el semestre.
9. Responsabilizarse del uso y manejo del equipo de laboratorio en los trabajos semestrales y otras actividades académicas.
10. Indicar a los alumnos la ubicación de los contenedores de residuos disponibles en el laboratorio para su empleo al término de su práctica, así como vigilar el manejo adecuado de los desechos.
11. Verificar que el laboratorio esté en orden y limpio al inicio y al término de la práctica.
12. Entregar de manera obligatoria, durante el período intersemestral y hasta la segunda semana vigente de ciclo escolar, el manual de prácticas correspondiente; éste debe incluir de manera fidedigna la cantidad de materiales a emplear por equipo de trabajo (número de vasos de precipitados, número de espátulas, etc.). En caso de aún no haber entregado el manual de prácticas, proporcionar al Técnico Laboratorista vía e-mail el formato de práctica con una anticipación de por lo menos 3 días de la fecha de práctica; el formato de práctica a desarrollar deberá incluir la lista de reactivos y materiales a utilizar.
13. Verificar que los alumnos cumplan las responsabilidades indicadas en el presente Reglamento.
14. Permanecer durante el desarrollo de todas las sesiones experimentales (prácticas de unidades de aprendizaje, servicio social, proyecto de investigación o de tesis). para la vigilancia del cumplimiento del presente reglamento así como asesorar y vigilar los procedimientos que sustentan el logro de objetivos de las sesiones prácticas.
15. Cerciorar que al final del ciclo escolar, todo el material que los estudiantes hayan utilizado para incubar o resguardar muestras en las instalaciones del laboratorio, sea esterilizado, lavado y entregado limpio y en buen estado al técnico laboratorista(s). En caso contrario, éste será considerado un adeudado para el alumno.
16. Aplicar encuestas de satisfacción del usuario a alumnos y para sí mismos en las dos últimas semanas de ciclo escolar para apoyar en la obtención de datos sobre el desempeño de actividades del Laboratorio.
17. Permanecer en el Laboratorio durante todo el desarrollo de la sesión experimental.

Responsabilidades del Técnico Laboratorista:

1. Tener en orden los inventarios, el equipo, material, reactivos, equipo de campo, catálogo de hojas de seguridad de los reactivos, manuales del equipo e instalaciones del laboratorio a su cargo.
2. Mantener en buen estado el material y equipo, a su vez, actualizar el inventario cada semestre y dar informe al Jefe de los Laboratorios, con copia al Subdirector Administrativo por semestre:
 - A. Equipo que llega a formar parte del Laboratorio.
 - B. Equipo en mal estado.
 - C. Equipo y material que se ha dañado.
 - D. Material que se ha agotado.
 - E. Material de uso cotidiano requerido
 - F. Fechas de mantenimiento de equipos
3. Recibir, resguardar y etiquetar los reactivos con número de claves según código único universitario y clave de toxicidad.
4. Preparar en tiempo y forma el material solicitado previamente por el Profesor para la realización de la práctica y salidas académicas.
5. Informar al Profesor responsable de la sesión práctica, si se cuenta con lo necesario para la realización de la misma.
6. Proporcionar con puntualidad a los alumnos, durante los primeros 15 minutos de la práctica, los materiales y equipos para el desarrollo de la misma.
7. Apoyar al profesor, en caso que lo requiera, en la realización de la práctica.
8. Dar aviso en forma inmediata al Jefe de Laboratorios, con copia al Subdirector Administrativo de cualquier anomalía en el desarrollo de las prácticas.
9. Verificar la limpieza y funcionamiento del equipo que se proporciona a los alumnos y Profesores al entregarlo y recibirlo.
10. Llevar el control de préstamo de material y/o equipo de trabajos semestral por alumno y Laboratorio.



11. Llevar el control de consumo de reactivos por semestre.
12. Solicitar y elaborar requisiciones de reactivos y componentes electrónicos en forma conjunta con el Jefe de Laboratorio(s).
13. Verificar y entregar el material solicitado por el profesor.
14. Llevar bitácora de residuos generados en cada sesión práctica con el apoyo del profesor responsable.
15. Vigilar el buen uso y aprovechamiento de los reactivos.
16. No permitir el acceso sin vigilancia a los alumnos al almacén de reactivos, material y equipo de laboratorio.
17. Proporcionar al Profesor las encuestas de satisfacción del usuario en las dos últimas semanas del ciclo escolar.
18. Permanecer en el laboratorio durante todo el desarrollo de la sesión experimental. La realización de otras actividades propias de sus responsabilidades (recepción de materiales y reactivos, entrega de requisiciones, entrega de informe, resguardo de residuos y trámites administrativos) les permitirá ausentarse del laboratorio, siempre y cuando el Profesor responsable no requiera de su presencia. Para ello, deberá de avisar con anticipación al profesor de posibles ausencias para su conocimiento. En caso de no asistir a la Facultad, deberá coordinarse con otro Técnico Laboratorista para que apoye en la realización de prácticas.
19. Contribuir con la planeación de los horarios de prácticas.
20. Permitir el uso del laboratorio cuando se encuentre disponible, siempre y cuando el estudiante cumpla con sus obligaciones.

Responsabilidades del alumno:

1. Desarrollar las prácticas en el día y horas establecidas para cada Unidad de Aprendizaje.
2. Presentarse a la práctica puntualmente; después de 15 minutos ya no podrán ingresar a realizar la práctica.
3. Usar obligatoriamente bata limpia durante toda la sesión práctica; ésta debe de usarse únicamente en el laboratorio (no debe de estar puesta al momento de salir del laboratorio).
4. Guardar y respetar las normas de seguridad para realizar las actividades programadas en la sesión práctica.
5. Presentar su credencial actualizada (UAEM o INE) al solicitar material para salidas académicas, proyectos de investigación, servicio social, unidades de aprendizaje individualizadas o trabajos experimentales de tesis (de lo contrario no se le prestará material o reactivos). Llenar completamente la solicitud de préstamo y entrega de material.
6. Reponer en un lapso no mayor de 30 días, el material y/o equipo roto, maltratado o perdido. En caso contrario, se condicionará el préstamo subsecuente. Asimismo, será responsabilidad del alumno tener copia digital asociada al adeudo.
7. Emplear los primeros 15 minutos de la sesión práctica para solicitar su material.
8. Guardar buena conducta durante su permanencia en el laboratorio. Queda estrictamente prohibido consumir alimentos, bebidas, fumar, jugar o tirar basura en los lugares no indicados para ello.
9. No ingresar sin supervisión al almacén de reactivos, material y equipo.
10. Limpiar el área de trabajo (incluye mesa, tarja, material y equipo de laboratorio utilizado).
11. Verificar conexiones y voltajes para el uso de equipo, por seguridad de los aparatos y de él mismo.
12. Utilizar en forma adecuada los contenedores para desechos (sustancias y biológicos) en forma responsable.
13. Etiquetar todo material que requiera el almacenamiento y uso de refrigerador, estufa y/o estantes. En caso contrario se desechará en el transcurso y al fin de semestre. Éste material al no ser entregado al Técnico Laboratorista, será considerado como adeudo.
14. Dejar limpios y en buen estado, los microscopios utilizados, además del darles un uso adecuado. Los objetivos oculares y componentes ópticos deben ser limpiados únicamente con papel seda. **NOTA: PARA EVITAR EL RAYADO DE LAS LENTES NO DEBEN LIMPIARSE CON PAPEL HIGIÉNICO, ALGODÓN, BATA DE LABORATORIO U OTRO MATERIAL.**
15. Para el uso de laboratorio en días no laborables, presentar un *memorándum* al Técnico Laboratorista expedido por la Dirección de la Facultad, especificando los nombres de las personas que van a



- trabajar y el material que ocuparán. El *memorándum* deberá portar el Vo. Bo. del profesor responsable del alumno en vista de que reconoce al alumno como calificado y apto para trabajar.
16. Adquirir el material complementario necesario para la realización de la sesión práctica.
 17. Portar en cada sesión práctica el material necesario para la limpieza de su área de trabajo así como el asociado a la seguridad personal (franela, cerillos, fibra, toalla de manos, guantes de nitrilo, guantes estériles, guantes de nitrilo, cubrebocas, lentes de seguridad, cofia, toallitas desinfectantes y jabón). Estos materiales serán revisados por el profesor al inicio del semestre.
 18. Entregar limpio y completo el equipo de campo un lapso no mayor de 3 días hábiles después de finalizar la salida académica.
 19. Lavarse las manos y quitarse la bata antes de salir del laboratorio.
 20. Contestar encuestas de satisfacción del usuario a alumnos y para sí mismos en las dos últimas semanas de ciclo escolar para apoyar en la obtención de datos sobre el desempeño de actividades del Laboratorio.

Generalidades

1. Los casos no previstos se turnarán a la autoridad competente.



MEDIDAS DE SEGURIDAD BÁSICAS A CUMPLIR POR EL USUARIO (ALUMNO, PERSONAL DOCENTE Y TÉCNICO LABORATORISTA) DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA DE BIOLOGÍA Y BIOTECNOLOGÍA

1. El pelo largo debe llevarse recogido (Hombres y Mujeres); deben usarse zapatos cerrados; bata limpia y abotonada.
2. Las mochilas, abrigos, bolsos, etc., se dejarán en el lugar dispuesto para ello dentro del laboratorio.
3. Evitar el contacto de los productos químicos con la piel. No pipetear con la boca
4. Utiliza embudos y pipetas para trasvasar líquidos.
5. Si ocurre algún accidente, por pequeño que éste sea, se deberá de avisar al Profesor responsable.
6. Para detectar el olor de una sustancia, no debe colocar la cara directamente sobre el recipiente: utilizando la mano abierta como plantilla, es posible hacer llegar una pequeña cantidad de vapor hasta la nariz.
7. Los frascos de reactivos deben cerrarse inmediatamente después de su uso.
8. La preparación de disoluciones debe realizarse bajo agitación suave y controlada para evitar salpicaduras y/o quemaduras. Cuando las disoluciones preparadas requieran almacenamiento, es obligatorio identificarlas a través de incorporar datos específicos como: fecha de elaboración, quién preparó disolución, unidad de aprendizaje, Licenciatura, ciclo escolar lectivo, fecha de caducidad.
9. Los reactivos ácidos requieren su manipulación en la campana de extracción, siempre vertiéndolos sobre las paredes de un recipiente conteniendo agua.
10. Utilizar guantes de nitrilo y lentes de seguridad de manera obligatoria para la manipulación de reactivos corrosivos y aquellos que puedan ser absorbidos por la piel.
11. Antes de utilizar cualquier producto, fijarse en los pictogramas de seguridad de la etiqueta con el fin de tomar las medidas preventivas oportunas.
12. Cuando se caliente una sustancia en un tubo de ensayo, el extremo abierto no debe dirigirse a ninguna persona cercana a fin de evitar accidentes.
13. No desinfectar mesas de trabajo a través de la combustión de etanol.
14. Extremar las precauciones en el encendido de los mecheros, manteniendo estrictamente la flama encendida el tiempo necesario.
15. En principio, si no se tiene información fiable, se debe suponer que todos los productos químicos son tóxicos, y que todos los disolventes orgánicos son inflamables debiendo mantenerlos alejados de las flamas. El alumno y profesor deberán tener conocimiento de la toxicología de los reactivos con los que se trabajará, para actuar adecuadamente en caso de accidente.
16. Se debe mantener perfectamente limpio y seco el lugar donde se encuentre situado cualquier instrumento con contactos eléctricos.
17. Leer las instrucciones de uso de los equipos, materiales y reactivos de laboratorio.
18. Debe revisarse el material de vidrio para comprobar posibles fisuras, especialmente antes de su uso.
19. En los montajes de reflujo y destilación hay que añadir perlas de ebullición en frío. Cuidar montaje durante todo el proceso de reacción y destilación.
20. No conectar en las instalaciones de los laboratorios los equipos tecnológicos personales como celulares, tablets o laptops.



PRÁCTICA No. 1

TÉCNICAS DE PRESERVACIÓN Y FIJACIÓN PARA INVERTEBRADOS.

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Al realizar estudios taxonómicos en el área de Eumetazoa se requiere recolectar y preservar a estos organismos mediante fijadores, tratando de evitar distorsiones morfológicas que nos podrían impedir la determinación taxonómica a nivel de género, incluso a nivel de especie.

OBJETIVOS

El alumno conozca los principales anestésicos y fijadores que se utilizan dentro del manejo de los Eumetazoa.

El alumno investigará la función de un anestésico y de un fijador dentro del laboratorio de Eumetazoa

MATERIAL DEL LABORATORIO

Probeta de 1 lt

-vaso precipitado de 2 lts

- agitador de cristal

SUSTANCIAS SOLICITAR

Alcohol de 96°

Formaldehido 40%

Hidrato de cloral.

DESARROLLO

1. Realizar alcoholes graduales, 50%, 60%, 70% 80%, 90% 96%.
2. Realizar Formol al 5%, 10%.
3. Realizar Solución Hidrato de Cloral

ACTIVIDAD COMPLEMENTARIA PREVIA

1. Realizar un cuadro comparativo de los anestésicos y fijadores usuales que se utilizan para los invertebrados mencionados en el programa del curso.
2. Concluir cuales son los anestésicos y fijadores más comunes en Invertebrados no artrópodos.



Resultados: Se espera la elaboración del cuadro comparativo de anestésicos y fijadores utilizados en el estudio de invertebrados

CUADRO COMPARATIVO DE ANESTESICOS Y FIJADORES DE USO FRECUENTE PARA INVERTEBRADOS PARA SER LLENADO POR EL ALUMNO

Equipo	PHYLUM	ANESTESIA	FIJADOR
1	Cnidaria	SOLUCION MENTOL	ALCOHOL AL 70%
1	Ctenophora		
1	Nemertina		
2	Platyhelminthes		
2	Nematoda		
2	Acantocefalos		
3	Sipunculidos		
3	Preapulidos		
3	Anelidos		
4	Moluscos		
4	Equinodermos		
4	Rotifera		
5	Gastrotricha		
5	Nematomorpha		
5	Kinorhyncha		
6	Entoprocta		
6	Lofoforados		
6	Nematomorpha		

BIBLIOGRAFIA.

Gaviño De La Torre, G; C. Juárez López, H. H. Figueroa Tapia, 1996. Técnicas Biológicas. Selectas De Laboratorio Y De Campo. Limusa. Mex.

Lincoln R. J. Y J.G. Shoals, 1989. Invertebrados Guia De Captura Y Conservación, Interamericana-Mc Graw-Hill.Mex.



PRÁCTICA No. 2 CNIDARIA (MEDUSOIDES)

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Los cnidarios y los Ctenophora son considerados como los únicos grupos dentro de los radiados por poseer simetría radial son, los animales marinos más numerosos, cuya estructura morfológica se pone en ventaja sobre los parazoa por 1) su contractibilidad y movilidad por lo menos en una fase de su ciclo de vida (meduzoide). 2) el poseer tejidos originados por un ectodermo y endodermo 3) la presencia de digestión extracelular, 4) aparición de un tejido nervioso y 5) mecanismos de captura.

OBJETIVOS:

- Que el alumno identifique, los componentes morfológicos tanto externos como internos característicos de los Cnidaria
- Que el alumno reconozca las características exclusivas de las clases (Hydrozoa, Cubozoa, Scyphozoa y Anthozoa) y de las subclases incluso órdenes dentro de los Cnidaria.

MATERIAL DE LABORATORIO

POR EQUIPO

1 microscopio óptico
1 microscopio de disección
1 caja Petri
2 aguja de disección
1 pinza de punta roma

POR GRUPO

12 microscopios compuestos
12 microscopios de disección
6 cajas petri
12 agujas de disección
12 pinzas de punta roma

EL ALUMNO DEBE TRAER

Papel blanco
Lápiz de dibujo hb o no. 2
Goma para lápiz
Esquemas bibliográficos.

MATERIAL REPRESENTATIVO DEL PHYLUM CNIDARIA

- Clase Hydrozoa, Orden Hydroida, Suborden Anthomedusae: Preparaciones permanentes de *Hydra*
- Orden Traquilina (*Gononemius*)
- Orden Siphonophora (*Physalia physalis*)
- Orden Chondrophora (*Velella velella*) dibujo realizado previamente

DESARROLLO

I. **HYDROZOA: Hydroida, Anthomedusae: Hydra**

1. Realice un dibujo del ejemplar señalando cada estructura
HIDROZOARIO SOLITARIO (*Hydra*)
 - a) tentáculos (Número).
 - b) Hipostoma
 - c) Orificio oral
 - d) Yemas



- e) Cnidocistos conteniendo los Nematocistos (40 ó 100x)
- f) Pedúnculo o tronco
- g) Disco basal
- h) Identificar las tres capas (epidermis, mesohilo, gastrodermis)

II. HYDROZOA: Trachylina (*Gononemius*)

2. Realice un dibujo corporal señalando las siguientes partes
- A) Tentáculos
 - B) Forma de campana
 - C) Gónadas
 - D) Canales Radiales
 - E) Manubrio

III. HYDROZOA: Siphonophora (*Fragata portuguesa*)

3. Realice un dibujo corporal selando las siguientes partes
- a) Pneumatóforo
 - b) Cresta
 - c) Gastrozoide
 - d) Dactilozoide
 - e) Gonozoide
 - f) Señale una unidad cormidial

IV. HYDROZOA: Chondrophora, *Velella velella*

4. Realice un dibujo comparativo de una fotografía de internet de *Velella* sp. Señalando
- a)** Vela
 - b)** Neumatoforo
 - c)** Cámara de gas
 - d)** Dactilozoide
 - e)** Gastrozoide
 - f)** Gonozoide.

SCHYPHOZOA: *Aurelia aurita*

DESARROLLO FORMA MEDUSOIDE

1. Realizar un dibujo del ejemplar y señale las siguientes partes:

REGION ORAL

- a) Orificio oral
- b) Brazos orales
- c) Gónadas
- d) Bolsas Gástricas
- e) Canales Radiales
- f) Ropalium
- g) Tentáculos

REGION ABORAL

- a) Umbrela
- b) Exumbrela
- c) Subumbrela



RESULTADOS.

Se revisaran los dibujos elaborados de los organismos representantes de las clases, se revisaran los nombres de las estructuras y partes características de ellas.

CUESTIONARIO

1. Elaboración de un cuadro comparativo de la morfología externa e interna de las diferentes clases. Considerando epidermis, mesoglea gastrodermis, presencia de *velum*, gónadas. Canales radiales, tentáculos. Cnidocitos.

EQUIPO	1	2	3
	HYDROIDEA	CUBOZOA	SCHYPHOZOA
Epidermis			
Mesoglea			
Gastrodermis			
<i>Velum</i>			
Canales radiales			
Tentáculos #			
Posición			
Forma campana			
Manubrio			
Cnidocitos			
Tipos cnidocitos			

Bibliografía

Rupert Y Barnes 2000. **Zoología de Invertebrados.**
 Sherman 1997 **Invertebrates Zoology**
 BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
 BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
 MEGLITSCH, P.AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
 PERRY J.W. Y D. MORTON, 1996. Photo Atlas for Bilogy, Wadsworth Publishing company, USA.
 WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR,1997. Innvertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

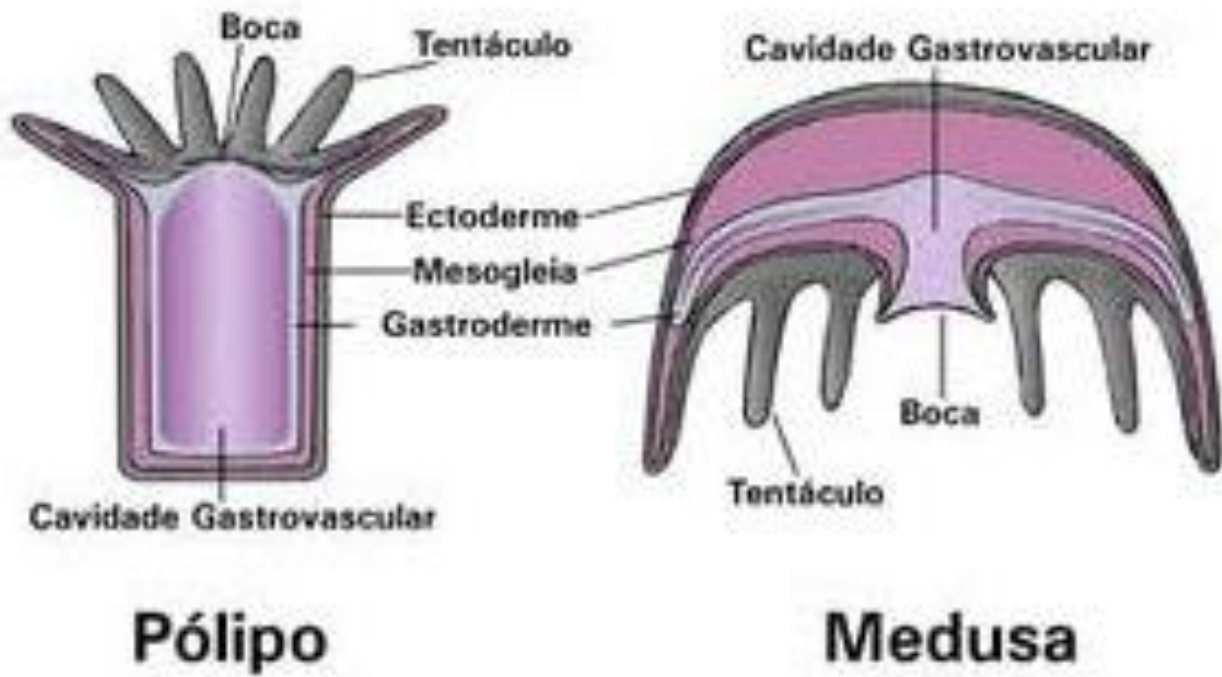


Figura 1. Formas típicas de un pólipo y una medusa dentro Del ciclo de vida de un Cnidario

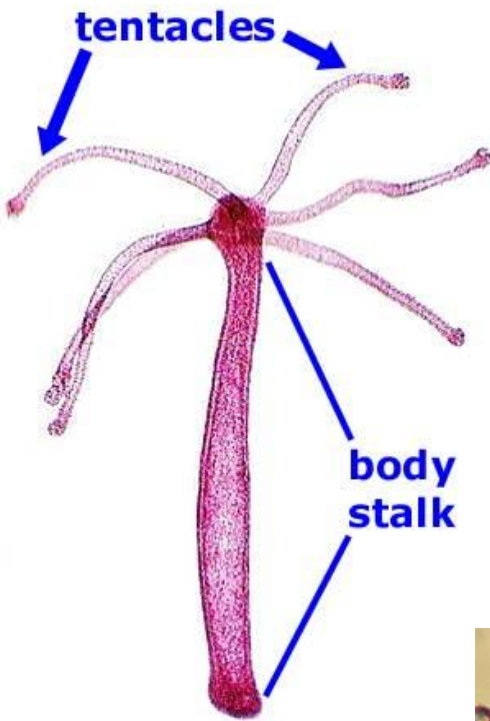
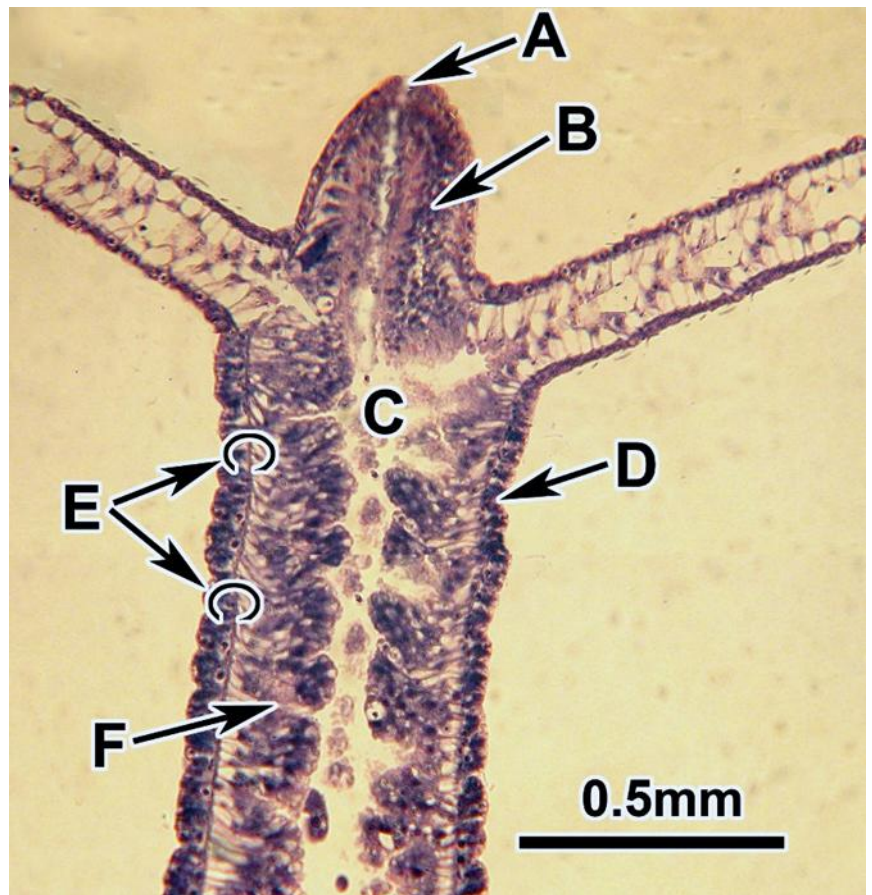


Figura2 *Hydra* observándose los tentáculos, el montículo llamado hipostoma, y pedúnculo corporal.
Figura 3. En el corte histológico se observa:

- A) orificio oral
- B) Hipostoma
- C) Cavidad gastrovascular
- D) Epidermis
- E) Mesohilo
- F) Células gastrodérmicas



Modificado del Perry y Morton 1996.

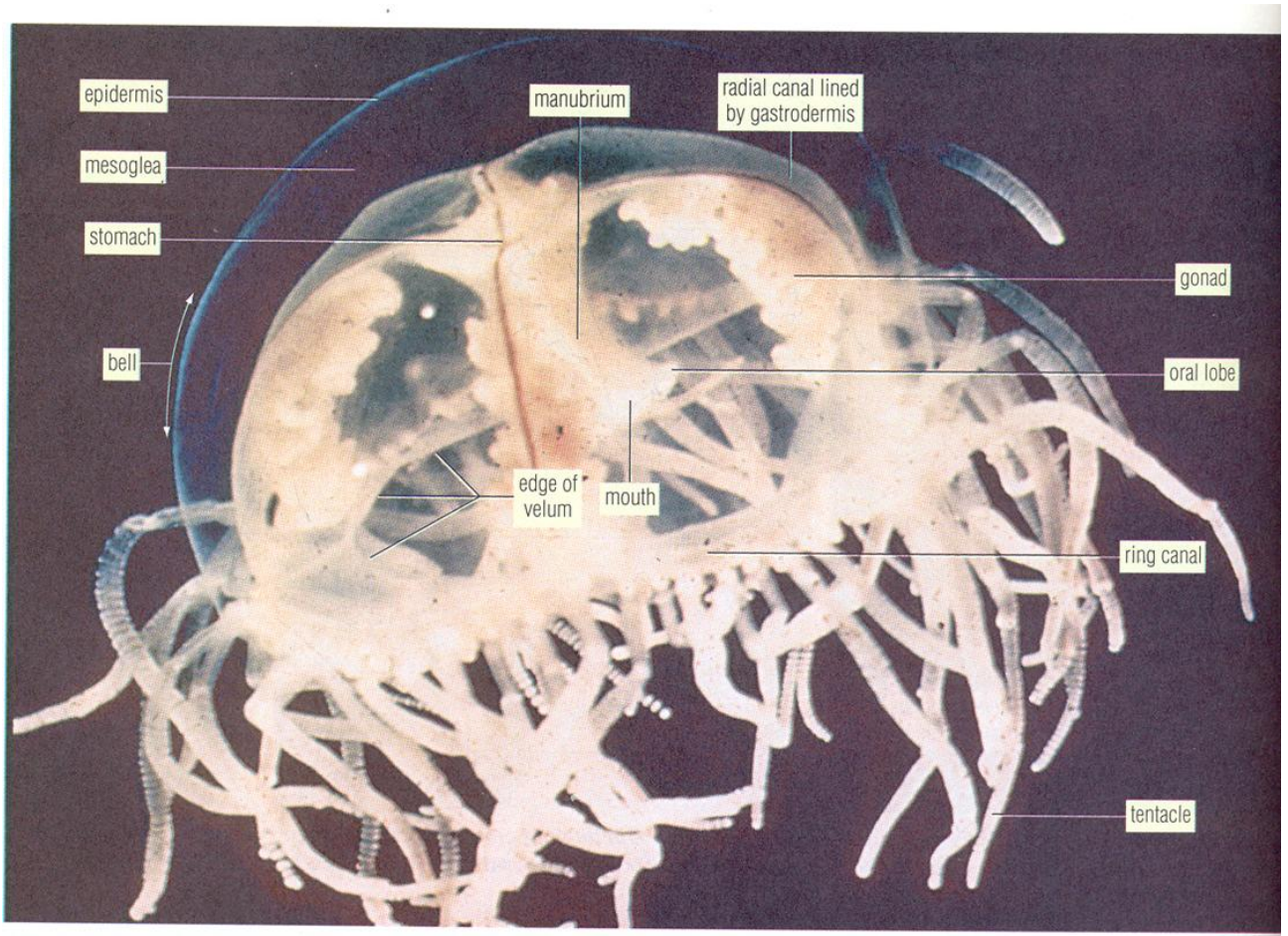


Figura 4. HYDROZOA: Trachylina (*Gononemius*), Hidromedusa de *Gonemius*, observándose epidermis, mesoglea, estomago, campana, manubrio, canal radial lineado por gastrodermis, ovario, lobulos orales, gonadas, canal radial, boca, orila del velum y tentáculos. Modificado del Perry y Morton 1996.

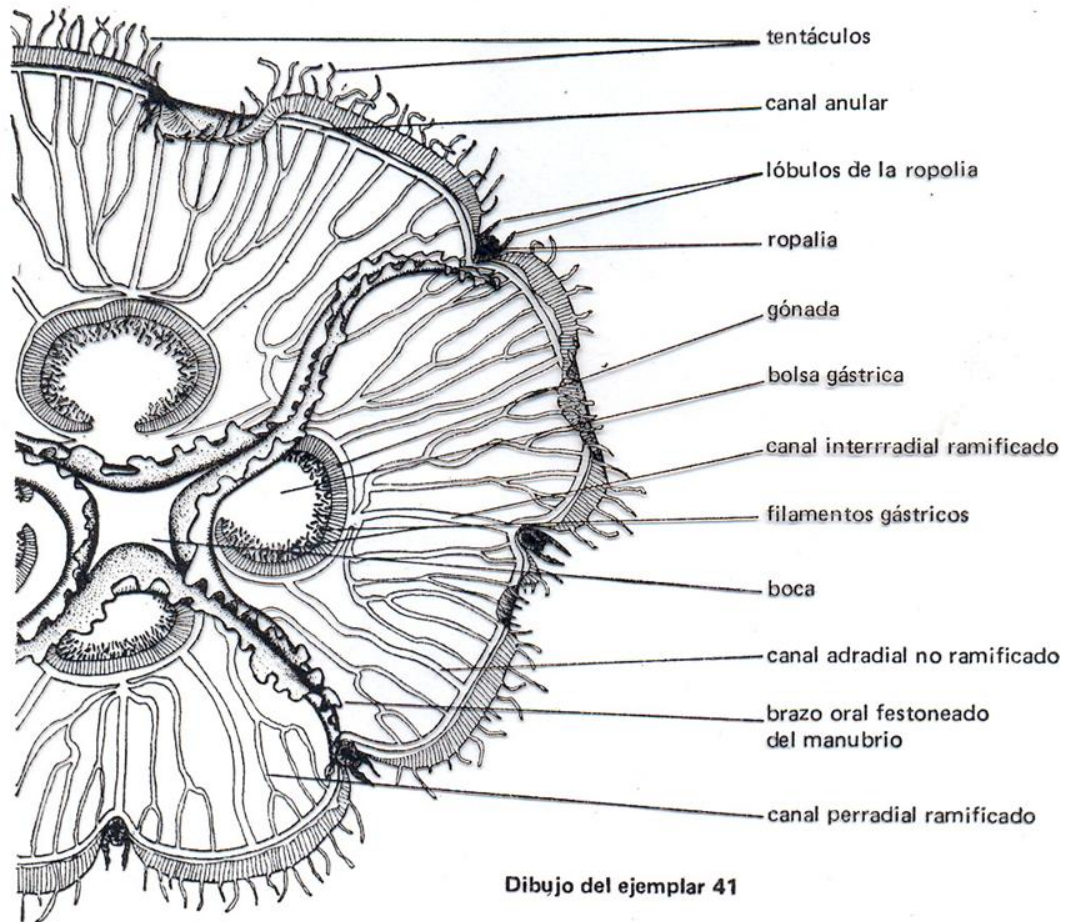


Figura 5. Dibujo que representa vista ventral (oral) de una verdadera medusa de la clase Scyphozoa. Modificado del Freeman y Bracegirdle, 1982.



PRÁCTICA No.3 CNIDARIA y CTENOPHORA II PARTE (ANTHOZOA)

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

En este grupo se encuentran las anémonas, corales blancos y los corales pétreos. Son de gran importancia biológica dentro de las áreas paleontología, estratigrafía, en el área cotidiano son utilizados en joyería por su gran valor comercial. Una de las especies más explotados es el coral negro, el cual es altamente codiciado. Forman grandes arrecifes con gran biodiversidad de vertebrados como de invertebrados marinos.

OBJETIVO:

Que el alumno reconozca los componentes morfológicos de los antozoos y se familiarice con la literatura especializada de la clase.

Material ejemplares de octocoralinos y esqueletos de zoantarios.

MATERIAL DE LABORATORIO

Por mesa

2 microscopios de estereoscópico

2 caja de Petri

2 aguja de disección

DESARROLLO

1. Dibuje los esqueletos de octocoralinos
2. Identifique el cáliz de asentamiento y dibuje su distribución
3. Cenenquima
4. Varilla
5. Consulte las guía y trate por comparación ubicarlo en una posición taxonómica.
6. De su clasificación de cada ejemplar.
7. Dibuje la forma del esqueleto de los zoantarios
8. Dibuje el cáliz de asentamiento del pólipo zoantarios y dibuje un segmento de su disposición.
9. Consulte las guías y trate por comparación ubicarlo en una posición taxonómica.

CTENOPHORA

Ejemplar Fijado

1. Realice el dibujo del ejemplar fijado
2. Observe y señale
 - a) Hilera de Peines
 - b) Forma del Cuerpo
 - c) Aparato Digestivo
 - d) Gónadas.



RESULTADOS

Presentación de dibujos realizados por el alumno de un antozoo solitario, dibujo de corales coloniales. Y dibujos de octocorales

Presentación de dibujo comparativo de Ctenophora de la colección.

CUESTIONARIO PREVIO.

1. Realización de tabla comparativa de anthozoo solitario, coral, y octocoral. Considerando si es colonial o solitario, esqueleto de calcio, presencia de raquis. Tamaño de pólipo. Número de tentáculos, tipos de zooides presentes.
2. Integración de dibujos en la tabla realizada en laboratorio.

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.

MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

Morfología interna

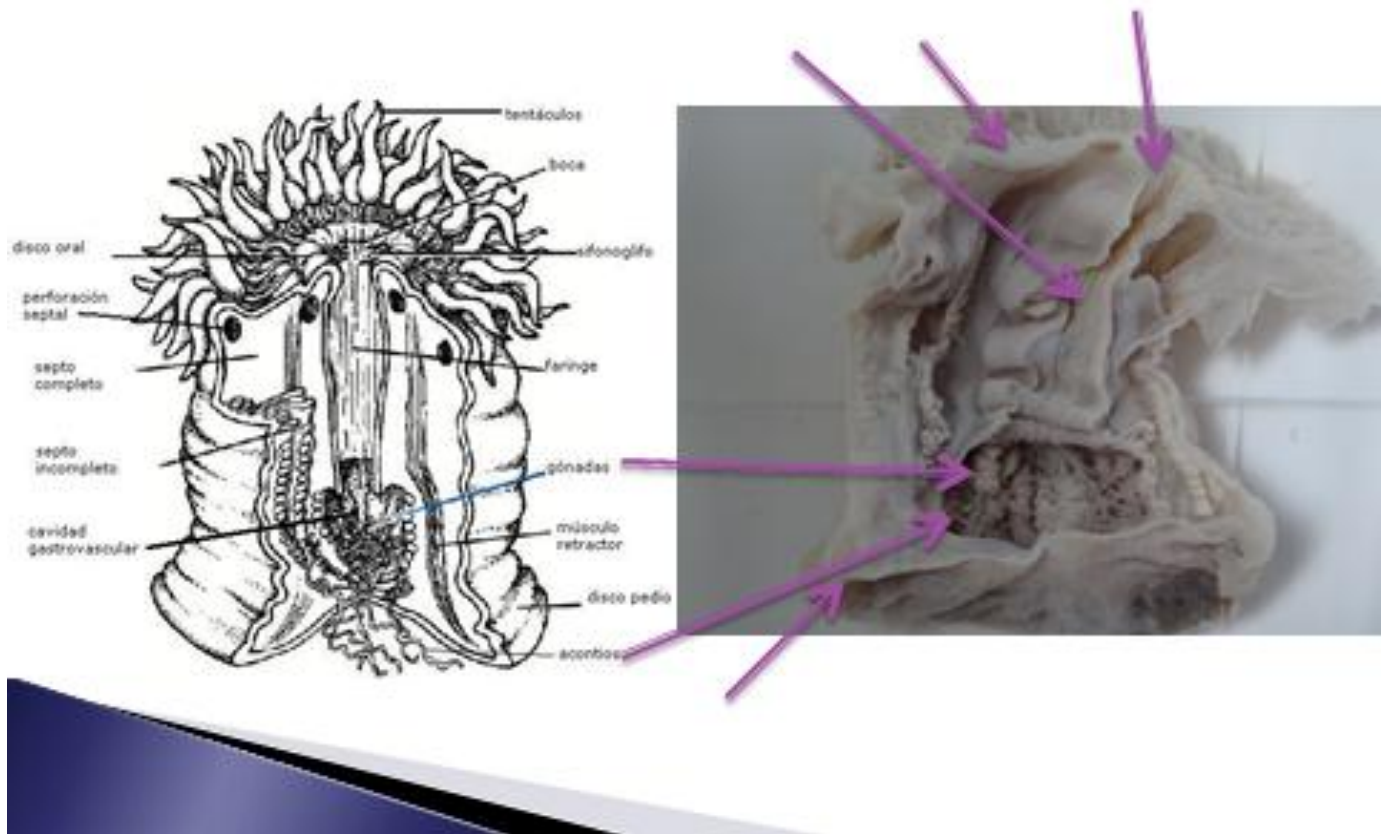
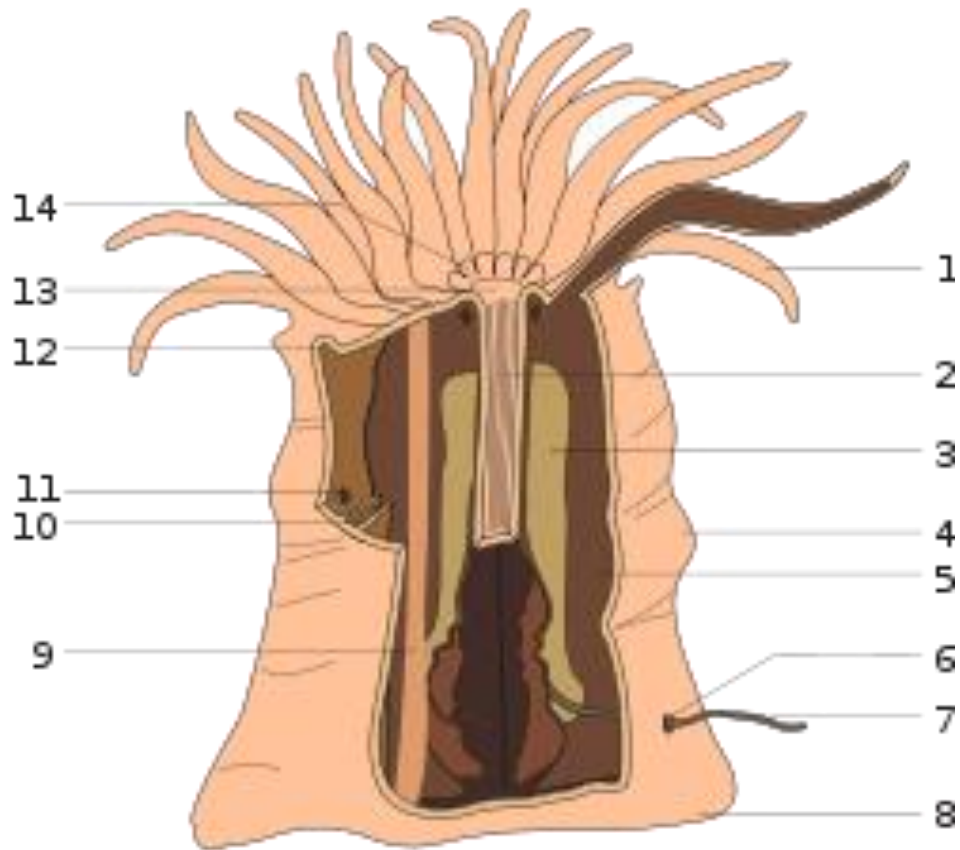
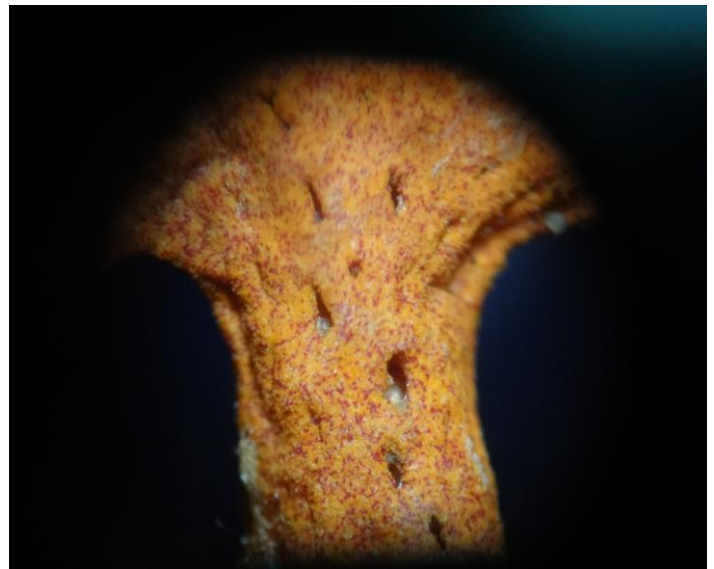
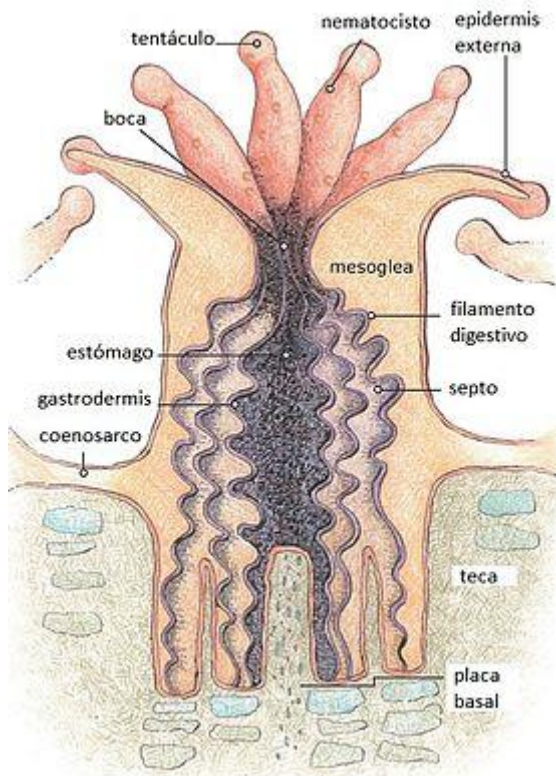


Figura 6. Esquema y fotografía de un antozoo solitario.



Ejercicio 1. Escriba el nombre de las estructuras morfológicas de este esquema de antozoo solitario.



Figuras 6,7, 8. Representan un dibujo de un pólipo, 7. Acercamiento del asentamiento de un huevo de pólipo. 8. Colonia completa de un octocoral



PRÁCTICA No. 4 ROTIFERA Y GASTROTRICHA

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN.

Al recolectar agua estancada es común encontrar a los fila Rotifera y Gastrotricha. El primero se caracteriza por los círculos ciliares cefálicos denominados troca y el segundo, por su cuerpo con una ligera cefalización y presencia tubos adhesivos corporales. Ambos son microscópicos y dulceacuícolas.

OBJETIVOS

- Que el alumno emplee un método de recolecta para la obtención de Rotíferos y Gastrotrichos.
- Que se familiarice con la morfología externa e interna de los fila.
- Que llegue a diferenciarlos y reconocerlos al finalizar la práctica.

MATERIAL DEL LABORATORIO DE DOCENCIA

Lámpara de alcohol
2 cajas Petri por equipo de 5 cm de diámetro
2 vidrios de reloj
Porta-cubres
Papel seda
Aceite de inmersión

MATERIAL REQUERIDO POR ALUMNO

2 Pipetas Pasteur de tallo corto
2 Bulbos de plástico
Frasco con **agua estancada** de reciente recolecta.

MATERIAL PREVIO A LA PRÁCTICA

-ESQUEMAS DE ROTIFEROS Y GASTROTRICHOS DULCEACUÍCOLAS
-3 FOTOGRAFÍAS DE INTERNET.
CUADRO COMPARATIVO.

NARCOTIZACIÓN

La Narcotización de los ejemplares puede ser con

Aceite de clavo: gotas sobre el líquido que contenga a los ejemplares para ser fijados en formol al 10%. Se realiza otro cambio de formol al 10%

Acetona: Se utiliza pura agregando gota a gota a pequeños volúmenes de agua.

Cloruro de Magnesio: Solución al 2.5% en agua corriente.

Hidrato de cloral: en solución al 10%

Mentol. Solución saturada, gota a gota.

Desarrollo:

1. Tomar una submuestra del frasco de agua estancada.
2. Observar bajo microscopio estereoscópico
3. Detectar la presencia de Rotíferos y Gastrotrichos
4. Anestesiarse la submuestra si es positiva la presencia a los phyla mencionados.
5. Tomo una submuestra depositela en un vidrio de reloj, agregue el anestésico.
6. Realice una preparación temporal
7. Realice un esquema de los ejemplares que este observando



8. Tomo una fotografía en vivo
9. Señale las partes que observa y deles la correcta nomenclatura.
10. Señale si es solitario, o colonial, si presenta lorica o no, donde está ubicada la troca. Numero de dedos fijadores.
11. Realice el dibujo del gastrotricos que este observando, detalle la posición de los tubos adhesivos, es lisa el tegumento, presenta ornamentaciones. Ve alguna estructura.
12. Realice un cuadro comparativo de Rotífera y Gastrotricha. Que características comparten, cuales son las exclusivas de cada filum.

RESULTADOS

Se presentaran los dibujos y/o fotografías tomadas y realizadas en la práctica. Se elaborara un mapa conceptual de las principales características de los rotíferos.
Se integraran los dibujos elaborados previamente y durante la práctica.

CUESTIONARIO PREVIO

1. ¿Cuántos tipos de clases hay en el phylum de Rotifera , en que se basa su clasificación?
2. ¿Cuántos tipos de *mastax* existen en los rotíferos?, elabore un dibujo con los nombres de sus partes.
3. Explique cómo se realiza el ciclo de vida de un rotífero solitario.

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
MEGLITSCH, P.AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR,1997. Innvertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

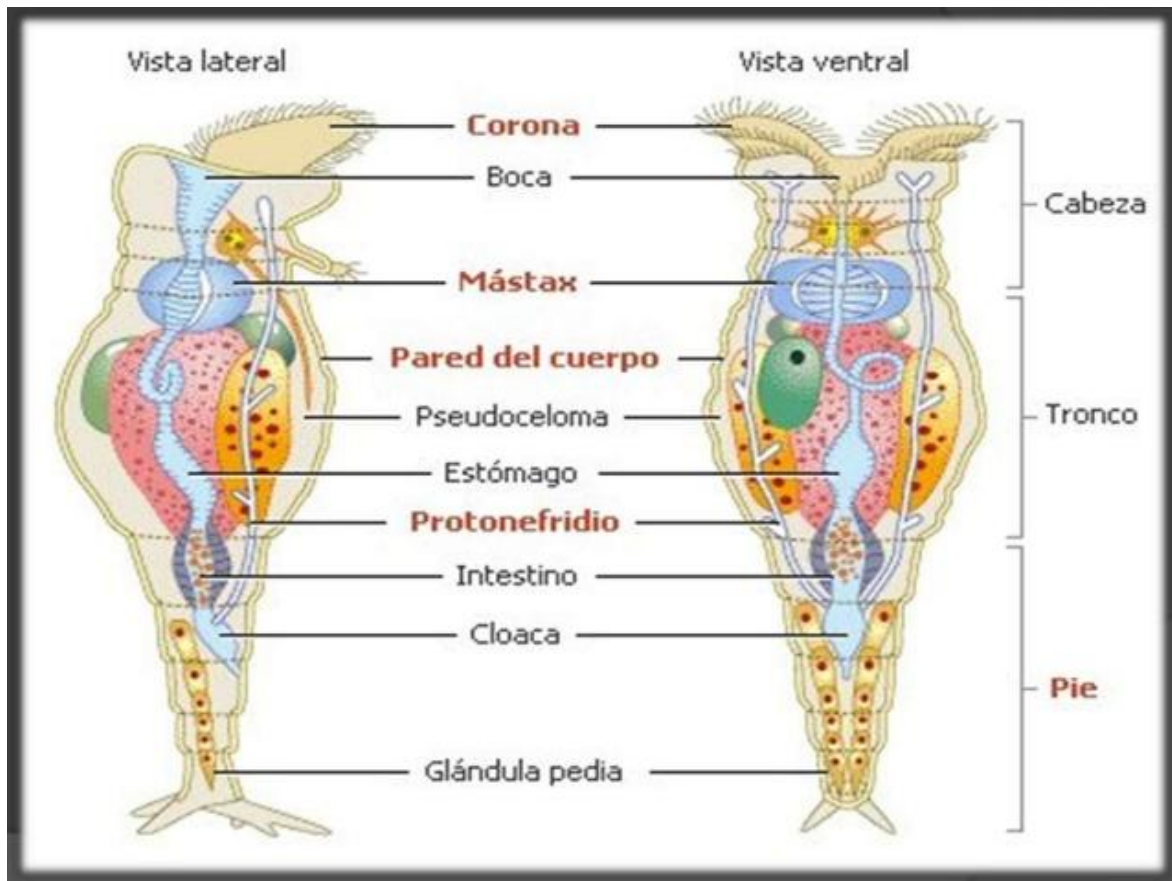


Figura 9. Esquema de la Morfología interna vista lateral y dorsal de un rotífero. **Figura 10.** Fotografía de un rotífero de agua dulce.

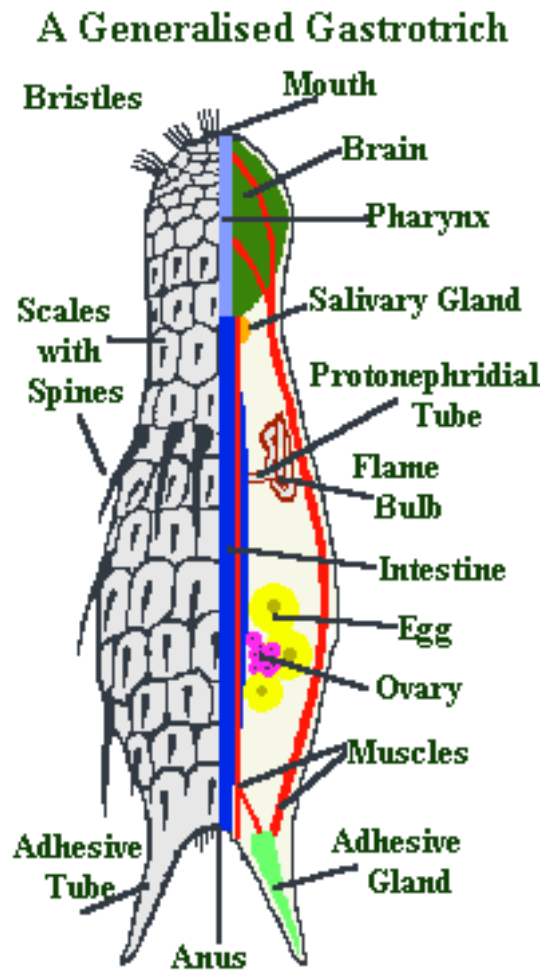


Figura 11. Dibujo mostrando morfología externa e interna de un gastrotríco.



PRÁCTICA No. 5 ACANTOCEFALOS DE VERTEBRADOS DISECCIÓN (PECES)

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Los acantocéfalos se les reconoce por la proboscide armada de ganchos, parásitos del tubo digestivo de vertebrados, peces, aves y mamíferos. Presentan dimorfismo sexual, su ciclo de vida utilizan a invertebrados como hospederos intermediarios y vertebrados como hospederos definitivo. Dentro de la taxonomía es importante la distribución de las espinas de la proboscide, como la presencia y número de las glándulas de cemento en macho; mientras en las hembras es de gran relevancia la presencia de campana uterina, huevos.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum Acanthocephala.

MATERIALES

ALUMNO

DEBERA TRAER PECES FRESCOS

POR EQUIPO

2 OPTICOS

2 ESTEROSCIPICOS

MATERIAL

Estuche de disección

Charola de disección

Agujas de disección

Cajas de Petri de 15 cm de diámetro

7 cajas Petri de 10 cm de diámetro

Porta cubre objetos

Alfileres

Algodón

SUBSTANCIAS Y/O REACTIVOS

1 l Solución salina 0.7%

Alcohol al 70%

Cloroformo

Bouin



DESARROLLO

1. Anestesiarse el hospedero
2. Realizar la disección del vertebrado
3. separar órganos en diferentes cajas de petri
4. Revisar bajo microscopio estereoscópico cada uno de los órganos
5. Separar los ACANTOCEFALOS o cualquier otro helminto encontrado
6. fijarlo ya sea con alcohol al 70%
7. Aclararlo con GLICERINA/ALCOHOL
8. observar a microscopio óptico
9. Caracterizar morfología interna

RESULTADOS

Se entregaran preparaciones permanentes conteniendo Acantocéfalos de peces o de aves.

CUESTIONARIO

1. Acantocéfalo parasito del hombre.
2. Acantocéfalo de ave migratoria
3. Acantocéfalo de pez dulceacuícola

BIBLIOGRAFIA

- BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
- BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachusset, USA.
- MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
- WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

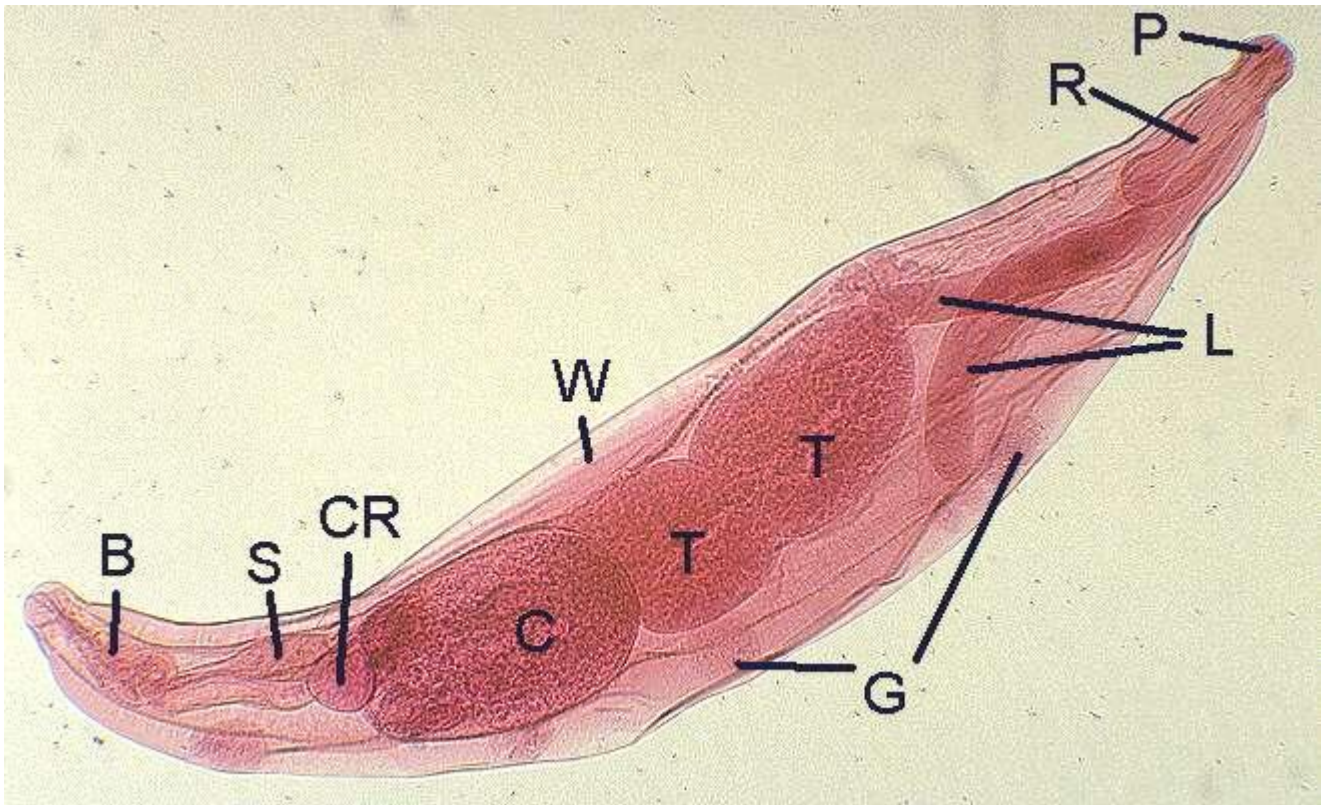


Figura 17. Fotografía de un acantocéfalo macho. Observa morfología interna.



PRÁCTICA No. 6 PLATYHELMINTHES

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Dentro del estudio de los platelmintos (gusanos planos) el conocimiento de la morfología externa e interna es imprescindible para la comprensión de las adaptaciones hacia la biología del parasitismo. Con la ayuda de las técnicas de tinción desarrolladas a partir de las décadas de los 40 hoy en la actualidad son herramientas de gran utilidad para ubicar taxonómicamente dentro de la jerarquía de los organismos parásitos.

Los rasgos morfológicos son utilizados como caracteres taxonómicos y distintivos dentro de las clases, familias, géneros e inclusive especies.

OBJETIVO

- Que el alumno conozca y maneje la morfología interna de las clases Trematoda y Cestoda.
- Que el alumno conozca y maneje las diferencias morfológicas a nivel de género en Trematodos.

MATERIAL

LABORATORIO

2 Microscopios ópticos por mesa
Aceite de inmersión
Papel seda
Esquemas de la morfología de los platelmintos
Preparaciones de diferentes trematodos y cestodos.

DESARROLLO

- 1.- Realice dibujos comparativos de la Colección de Platelminetos
2. Realice dibujos comparativos de las preparaciones que se les de. El dibujo debe de ser individual, en hojas blancas, con lápiz de dibujo tamaño carta
3. Observe y dibuje la morfología externa, ponga atención en la forma del cuerpo. Ubicación de los órganos, así como la regionalización tan especializada de los órganos reproductores y digestivos.

4. RECONOZCA DEL APARATO DIGESTIVO LAS SIGUIENTES ESTRUCTURAS.

- ventosa oral
- faringe
- esófago
- ciegos intestinales

5. RECONOZCA DEL APARATO REPRODUCTOR MASCULINO Y FEMENINO LO SIGUIENTE.

MASCULINO

- testículos
- conductos eferentes
- conductos deferentes
- vesícula seminal
- bolsa del cirro
- y cirro



FEMENINO

- Ovarios
- Oviductos
- Ootipo
- Vitelógenas
- Conductos vitelógenos
- Útero
- Poro genital

Órganos de fijación

Acetábulo

Espinas cuticulares

RESULTADOS

Se presentarán y revisarán los dibujos realizados con los nombres de las estructuras, investigadas por el alumno.

CUESTIONARIO PREVIO

1. Cuantas clases existen dentro del phylum Platyhelminthes, según Lamothe, y según Brusca Brusca.
2. En base a que características se erigen las clases dentro de ambos autores.
3. Mencione 4 enfermedades que se desarrollan solo en humano.
4. Mencione 2 enfermedades que se comparten en humano y en animales domésticos.

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.

CHENG. T.,. 1985. Parasitología General, Academic Press.

LAMOTHE, A.R. 1983. Introducción a la Biología de los Platelmitos. AGT.

MEGLITSCH, P.AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR,1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

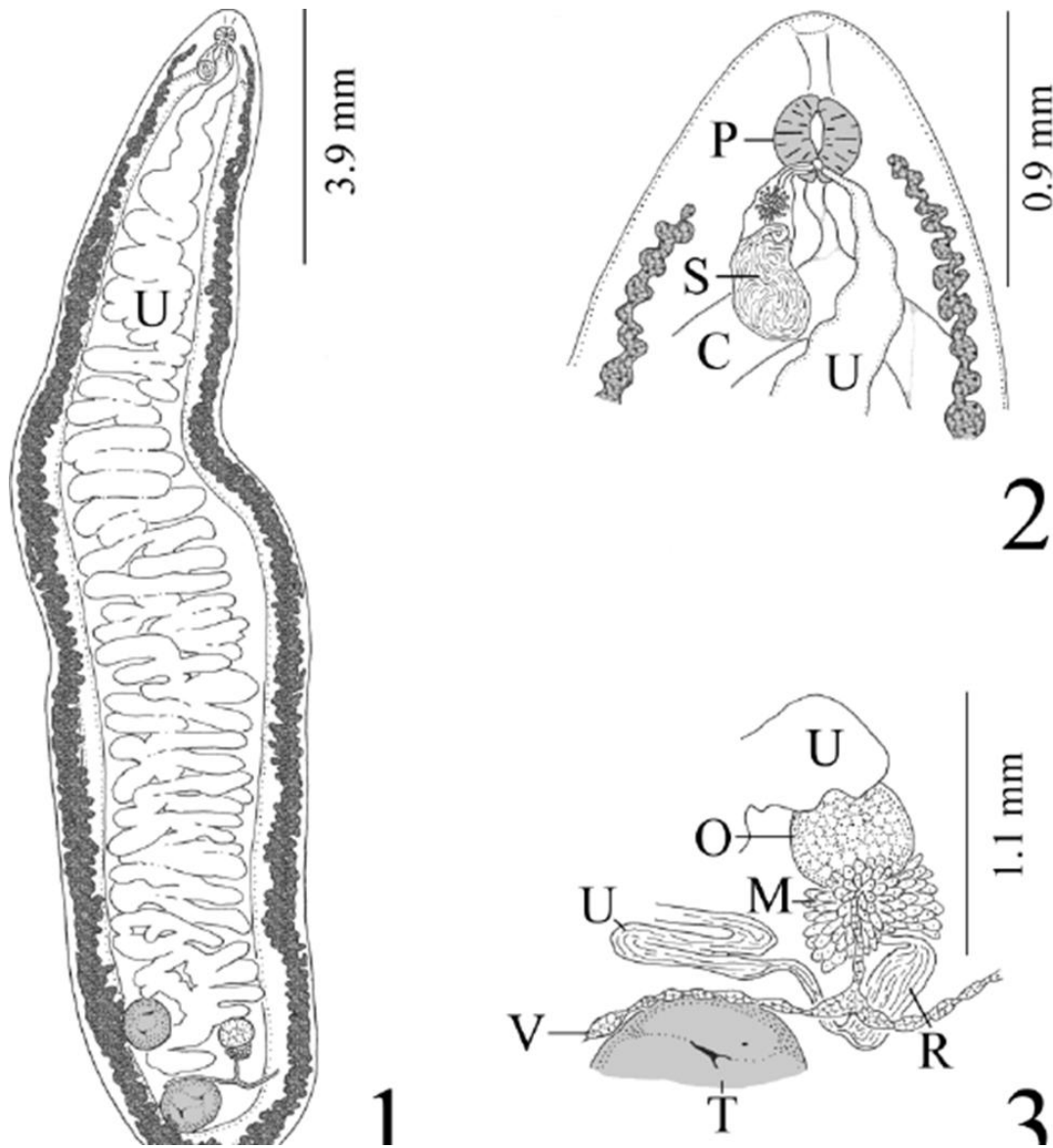


Figura 12. Morfología interna de un trematodo parasito de ave.

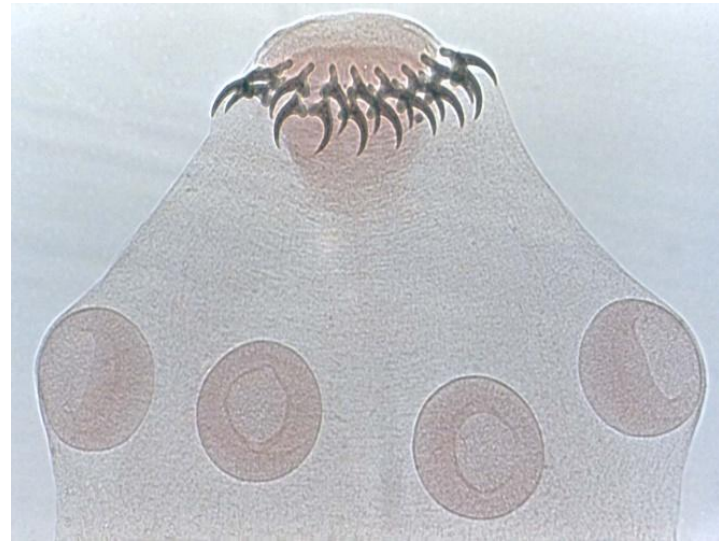


Figura No. 11 y 12. Fotografía de un Turbellarido de vida libre, 12, figura de un escólex de un cestodo.

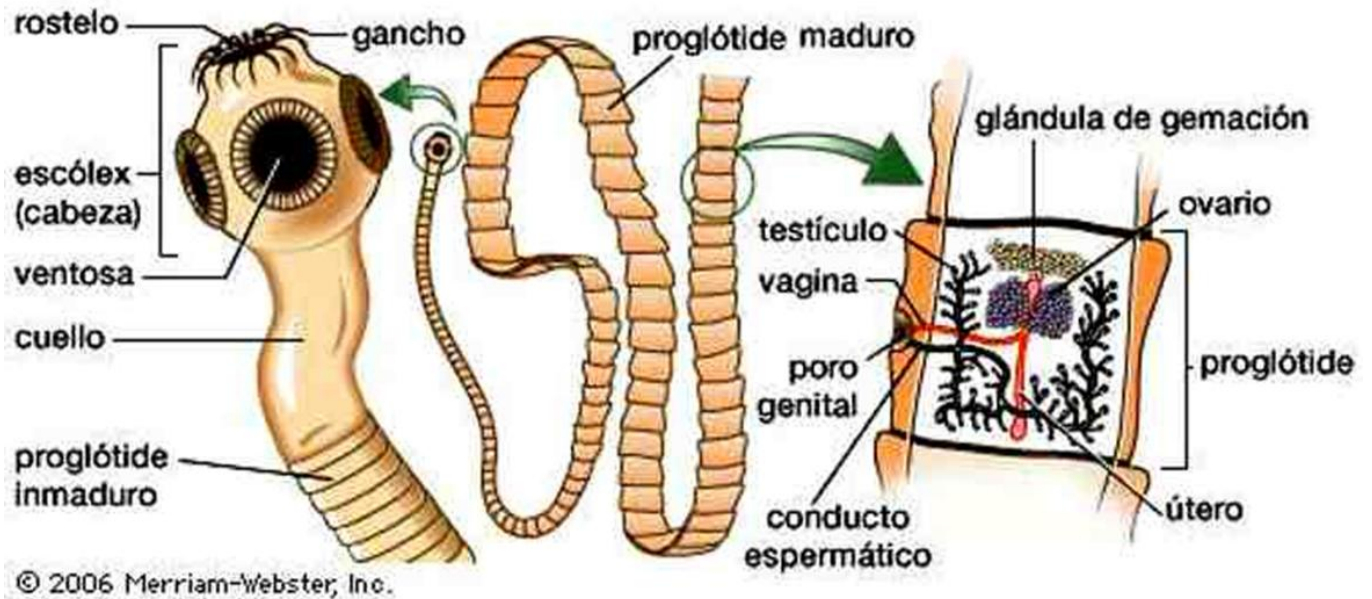


Figura 13. Dibujo de las partes corporales de un cestodo. Presentación de un proglótido maduro.



PRÁCTICA No.7 TINCIÓN DE *Fasciola hepatica* (PLATYHELMINTHES: TREMATODA).

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Las técnicas de tinción se utilizan para poder estudiar la morfología interna y externa de los Platyhelminthes, debido a que requiere de medidas de los órganos, formas, proporciones, seguimiento de las estructuras internas. Toda esta caracterización es vital para determinar la taxonomía nivel de especie del grupo siguiendo las claves correspondientes. El éxito de una buena preparación teñida, depende de una buena relajación y fijación del organismo.

OBJETIVOS

- Que el alumno practica alguna técnica de tinción para helmintos en general.
- Que conozca la importancia de los procesos de fijación, tinción, deshidratación, diferenciación, aclaramiento, montaje, y etiquetado de una preparación permanente de helmintos.

MATERIAL:

Alcohol al 96%
Alcoholes graduales
Alcohol acidulado al 2%
Alcohol absoluto
Salicilato de metilo
Bálsamo de Canadá

CRISTALERIA

Cajas Petri 10 a 12 por equipo	probeta de 500 ml
Porta objetos	matraz de 1000 ml
Cubreobjetos	
Etiquetas,	
Pincel del no. 0 ó 1	
Pipetas Pasteur con bulbo,	

MÉTODO

PARACARMIN DE MEYER

1. Para matar el ejemplar se sumerge en líquido de Berland, no más de un minuto.
2. El parásito se coloca en un portaobjetos que tenga una o dos gotas de fijador, y se le pone un cubreobjetos con la intención de aplanarlo ligeramente, en caso de que el parásito sea muy grueso, se ponen dos o más cubreobjetos o un portaobjetos y se fija por 24 horas, se añade suficiente fijador para evitar que la preparación se seque.
3. Transcurrido ese tiempo el parásito se desmonta quitando cuidadosamente el cubreobjetos y con un pincel de cerdas finas, se desprende y se pone en caja de Petri con alcohol al 70%.
4. Lavar en alcohol al 70% hasta que quede limpios.
5. Lavar en alcohol al 96%, dos cambios de 10 min. cada uno.



6. Teñir con Paracarmin de Meyer durante 8 a 10 min
7. Lavar con alcohol al 96 para quitar el exceso de colorante durante 5 o mas minutos
8. Diferenciar en alcohol acidulado al 2% con ácido clorhídrico hasta que los bordes del gusano queden blancos
9. Lavar con alcohol al 96% por uno o dos minutos para evitar que el alcohol ácido siga actuando.
10. Lavar con alcohol absoluto 20 a 30 min.
11. Montar con bálsamo de Canadá
12. Etiquetar

HEMATOXILINA DE DELAFIELD

1. Fijar aplanando con liquido de Bouin por 24 horas
2. desmontar y lavar con alcohol al 70%
3. hidratar lentamente con alcoholes graduales al 50% y 25% hasta agua destilada
4. teñir con hematoxilina de Delafield durante 8 a 10 min o mas
5. lavar con agua destilada eliminando el exceso del colorante
6. diferenciar con agua acidulada al 2% con ácido clorhídrico hasta que tomen un rosa pálido
7. lavar con agua destilada durante uno o dos minutos para evitar que siga actuando el agua acidulada
8. virar con agua de la llave
9. deshidratar lentamente con alcoholes graduales 25, 50, 70 y 96% 10 min c/u.
10. lavar con alcohol absoluto por 20 o 25 min
11. aclarar con aceite de clavo o salicilato de metilo
12. montar en bálsamo de Canadá
13. etiquetar.

RESULTADOS

Presentación de 2 preparaciones por equipo de laboratorio aplicando alguna de las técnicas, debidamente montadas y etiquetadas.

CUESTIONARIO

1. ¿Cuál es la funcione de una preparación permanente?
2. ¿Cuál es la función de un colorante?

BIBLIOGRAFIA

LAMOTHE-ARGUMEDO, R. 1997. Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. Abt. Editor, Mex.

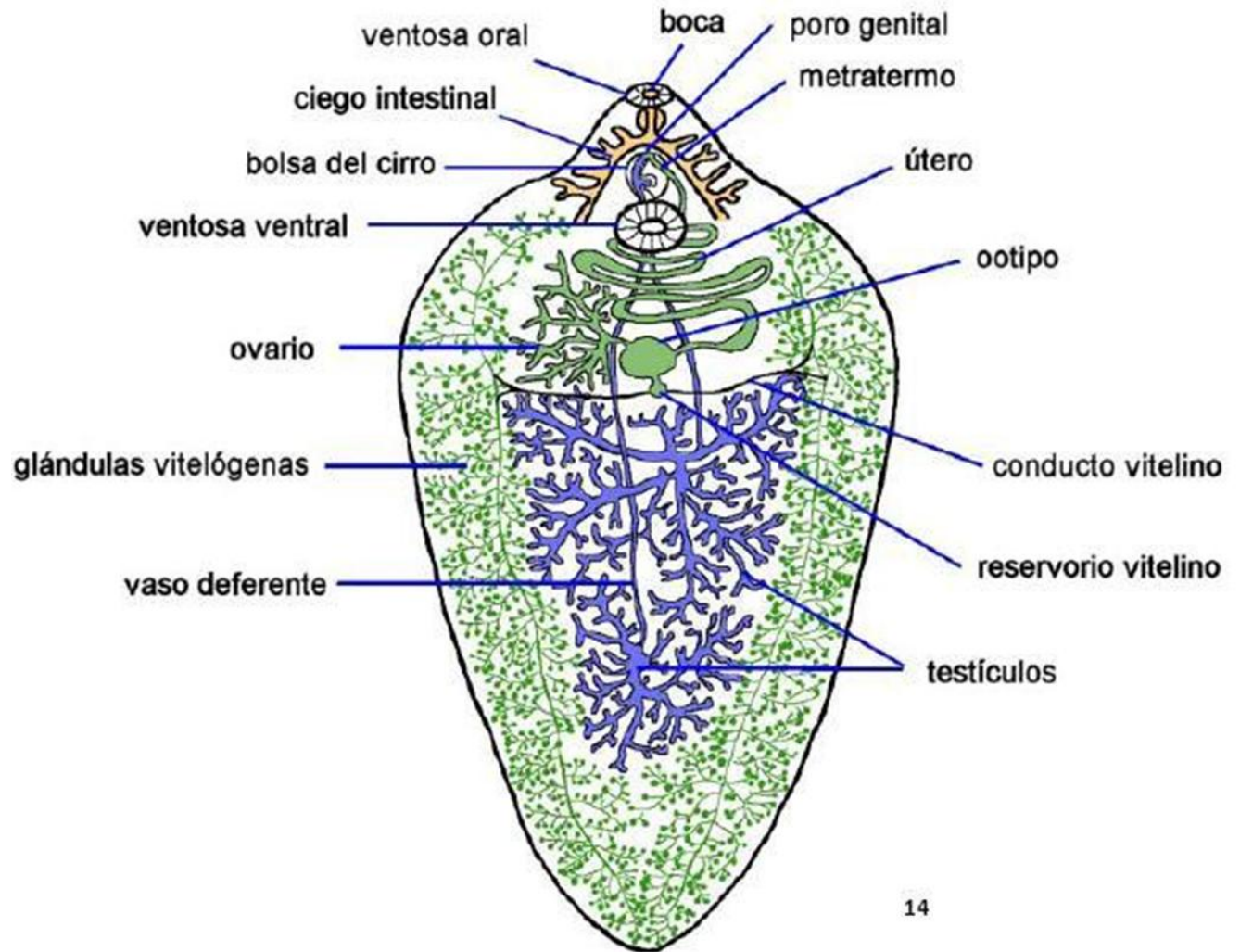


Figura 14. Dibujo representativo de *Fasciola hepatica*, extraída de un conducto biliar.



PRÁCTICA No.8 ANNELIDA

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Son gusanos cilíndricos, terrestres, dulceacuícolas y marinos, los más conocidos son las lombrices de tierra. En México poco han sido estudiados y en los la década de los 40 a la década de los 60 el Dr. Eduardo Caballero y Caballero pilar de la Helminología en México, estudio los Hirudineos de este país, dando a conocer familias, géneros y especies nuevas para la Ciencia.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum.

MATERIALES

ALUMNO

DEBERA TRAER LOMBRICES DE TIERRA

MATERIAL POR EQUIPO

2 ESTEROSCOPICOS

Estuche de disección (bisturí, navaja nueva, tijeras pinzas)

Charola de disección o placa de unicel

2 Agujas de disección

Cajas de Petri de 15 cm de diámetro

Alfileres

Algodón

SUBSTANCIAS

Solución salina 0.7%

Porta cubre objetos

Alcohol al 70%

Cloroformo 100 ml

DESARROLLO DISECCION DE OLIGOCHAETA.

- Asfixiar al organismo una noche anterior a la práctica
- prensarlo a la charola
- reconocer características externa: prostomio, peristomio, clitelo, pigidio, setas
- empezar la disección dorsalmente
- reconocer peritoneo
- reconocer principales órganos: Digestivo, Circulatorio, Reproductor Masculino, Reproductor Femenino.



POLYCHAETA

MATERIAL

Ejemplares preservados
Colección de Anélidos (Nereidos).

DESARROLLO

1. Saque un ejemplar completo de poliquetos,
2. determine el prostomio (la parte anterior) y el pigidio (la parte posterior)
3. Dibuje y señale: Antenas, Palpos, Ocelos, Cirros Peristomeales
4. Boca y Peristomio
5. Dibuje un parápodo y señale el Notopodio y el Neuropodio
6. Dibuje el Pigidio con la región anal.
7. Dibuje la Mandíbula de la región prostomial

HIRUDINEA

MATERIALES BIOLÓGICOS

Ejemplares fijados

DESARROLLO

Preparaciones Permanentes

1. Reconozca la ventosa oral y la ventosa posterior
2. ocelos
3. ano

RESULTADOS.

Oligochaeta

Se revisará la disección debidamente preservada en un frasco, identificando las estructuras morfológicas del aparato digestivo, excretor, circulatorio, nervioso, y reproductivo. Se entregará por equipo de 2 alumnos.

Presentar dibujo de morfología interna y externa de la lombriz de tierra.

Polychaeta

Presentar dibujo de la región anterior de un poliqueto, señalando las partes cefálicas correspondientes.

Presentar dibujo de acercamiento de ubicación de setas externas.

Realizar dibujo de un parápodo de un poliqueto otorgado por la profesora, identificando el notopodio y neuropodio y sus respectivos componentes.

Hirudinea

Realizar un dibujo de una sanguijuela recolectada previamente a la sesión de laboratorio, recalando la ubicación de ventosa anterior, clitelo, ano.

Realización de dibujo de una zonita.

CUESTIONARIO PREVIO

1. Cuál sería la importancia biológica de las lombrices de tierra, como contribuyen a la ventilación y enriquecimiento de minerales. Consultar por lo menos 3 libros y citarlos.
2. Cuál es la importancia de los poliquetos dentro de un ecosistema marino.
3. Cuál es la importancia de los hirudíneos dentro de la medicina moderna.
4. Cuantos pigmentos respiratorios conforman la sangre de los anelidos.
5. Mapa conceptual de Anelidos,
6. Mapa conceptual de Oligoquetos
7. Mapa conceptual de Polyquetos
8. Mapa conceptual de Hirudíneos

BIBLIOGRAFÍA.

- BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

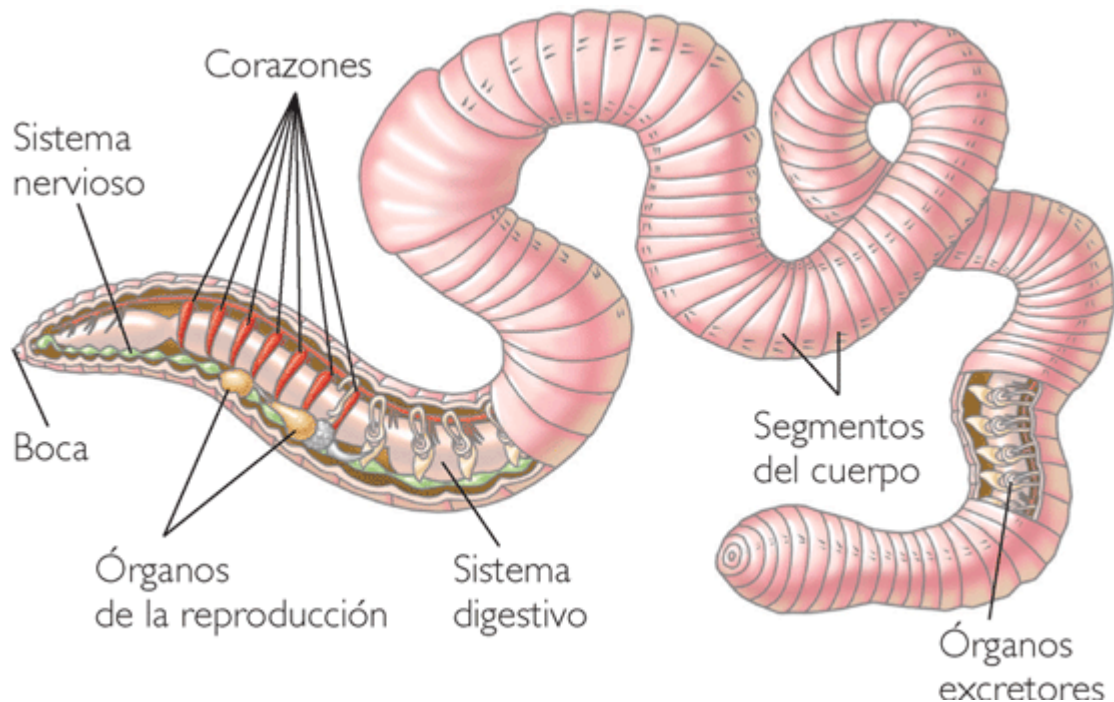


Figura 28. Esquema de un oligoqueto común

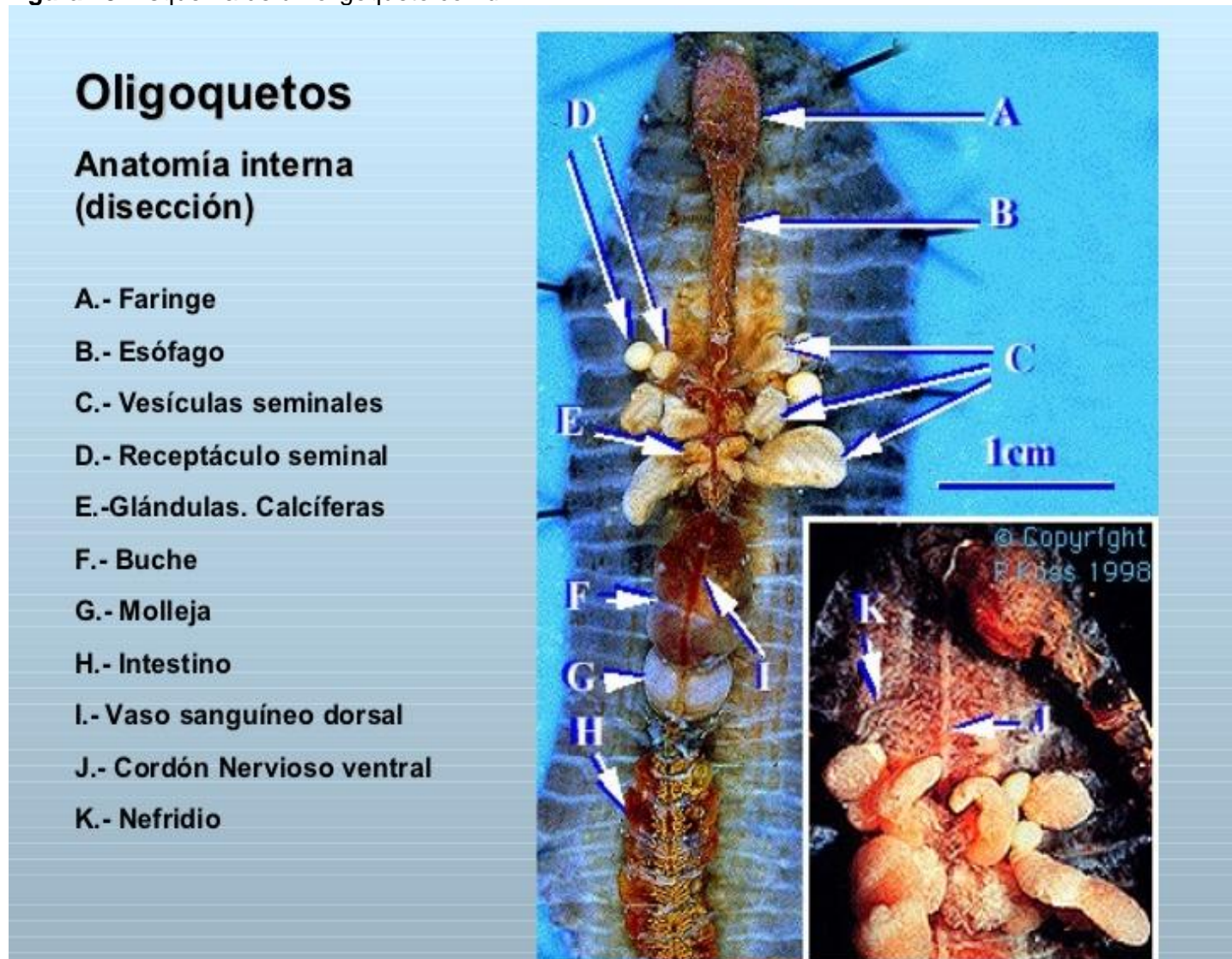
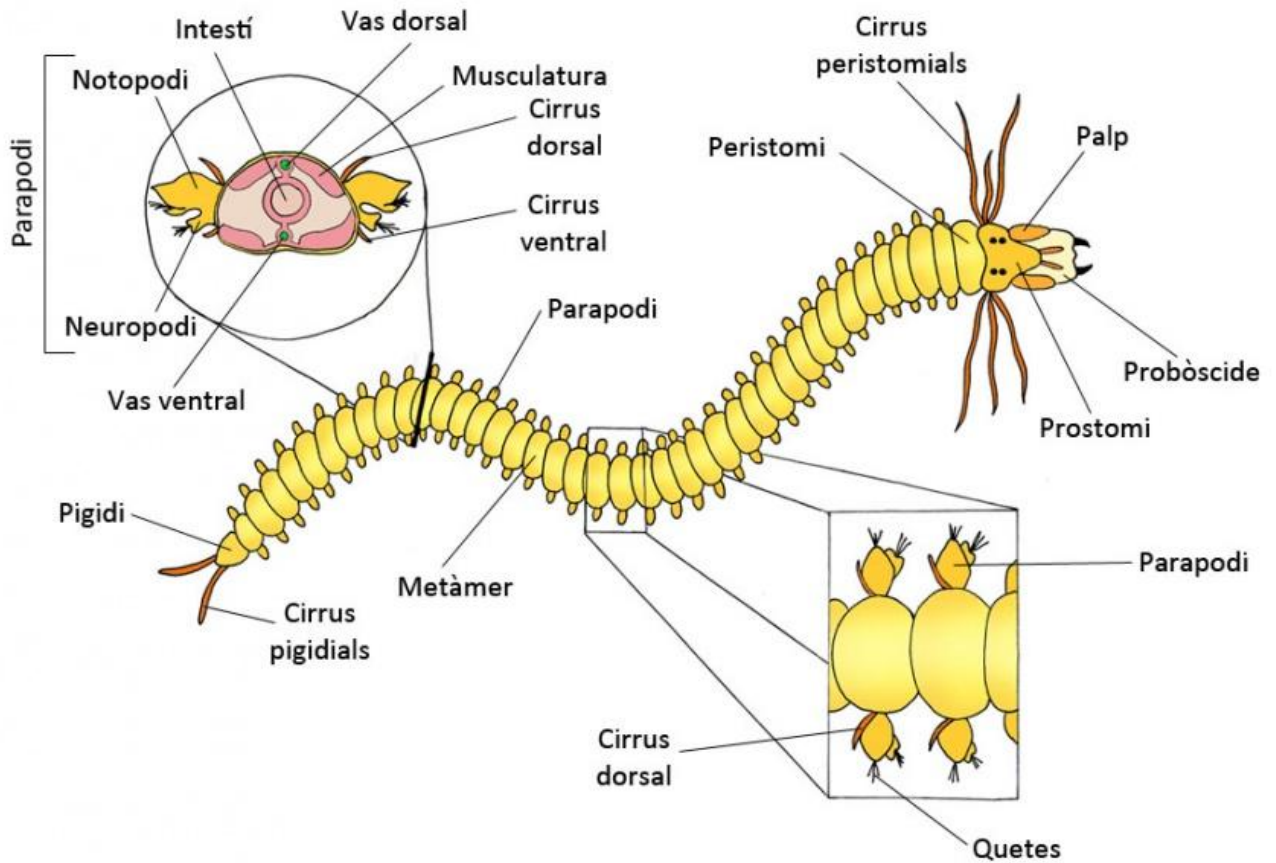


Figura 29. Fotografía representativa de una disección de un oligoqueto señalando las principales estructuras anatómicas internas.



© Agnès Escurriola

Figura 30. Esquema de un poliqueto resaltando la ubicación y componentes de un parápodo.



Foto di Rocco Mussat Sartor
© Università degli Studi di Torino

Figura 30. Fotografía de un parápodo observando notopodio, neuropodio y acículas,

Extremo anterior de *Nereis*

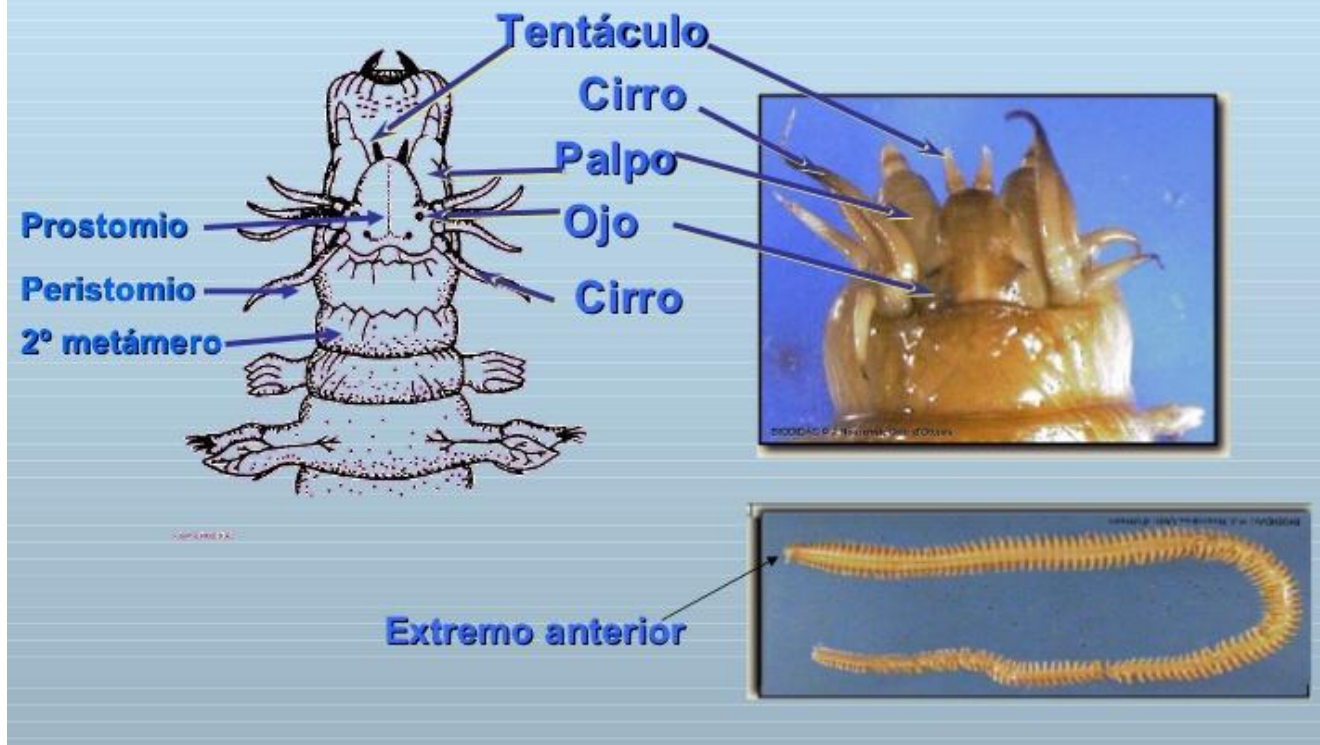


Figura 31. Acercamiento fotográfico de un Nereido.

Figura 32. Fotografía de la morfología externa de Hirudinea.

Figura 33. Esquema de la anatomía de un hirudineo, y la correspondencia con las metamerias o zonitas corporales.



Fig. 32

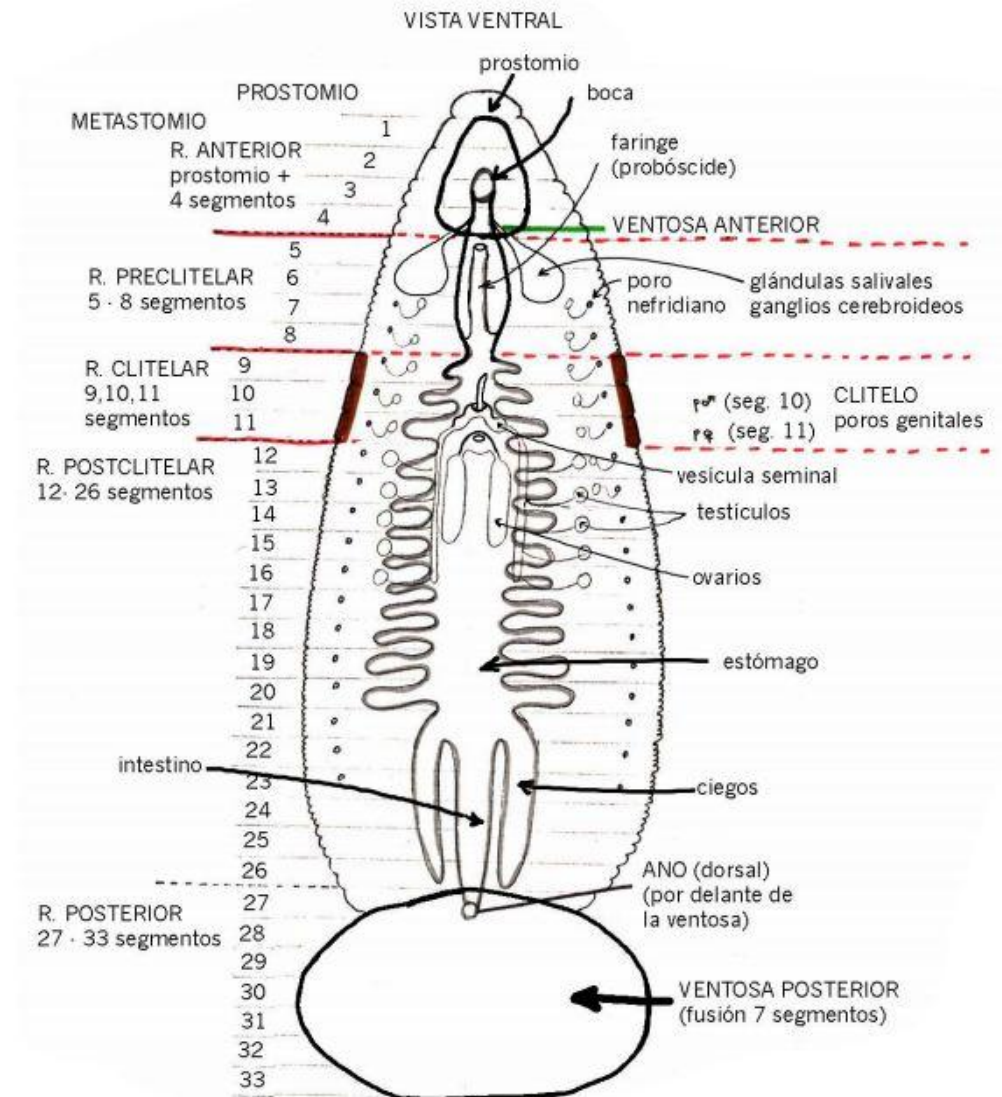


Fig. 33.



PRÁCTICA No. 9

MOLLUSCA: APLACOPHORA, POLYPLACOPHORA.

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Los moluscos son el filo más abundante después de los Insectos, tienen gran importancia e impacto a la sociedad humana, dado que es un Recurso Natural invaluable dado su utilización como alimento, como artesanías, relevancia en la industria de las joyas y formación de perlas. Uso religioso-Místico en la época Prehispánica. Impacto antropológico en las culturas prehispánicas y en la actualidad.

OBJETIVOS

Que el alumno conozca las características morfológicas por las cuales se definen las clases de Moluscos

Que el alumno vea, cuente, las placas que conforman la concha de un Polyplaforo,

Que el alumno observe las diferencias del proceso de cefalización dentro del phylum Mollusca

MATERIAL

APLACOPHORA

Estuche de plastilina de varios colores

Dibujo de Aplacophora

DESARROLLO

1. El alumno realizará una maqueta de la clase o morfología asignada por la profesora de laboratorio.
2. Previa sección de laboratorio traer dibujo de morfología externa de un Aplacophoro ya sea Bibliográfico o de Internet.

POLYPLACOPHORA

Ejemplares Fijados

1. Realización de dibujo de la Morfología Externa dorsal y ventral

Dorsal

Localizar placas contarlas

Localizar el cinturón del manto

Ventral

Cefalización

Boca

Tentáculos

Pie ovalado

Cavidad paleal

Y branquias

RESULTADOS

Se elaborará una maqueta de la clase Aplacophora visualizando la morfología interna y externa de los Solenogaster y Caudocifolea.

Elaborará dibujos de la morfología dorsal y ventral de un poliplacoforo (Quitón). Señalando las estructuras morfológicas de las placas y regionalización ventral.

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.

MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

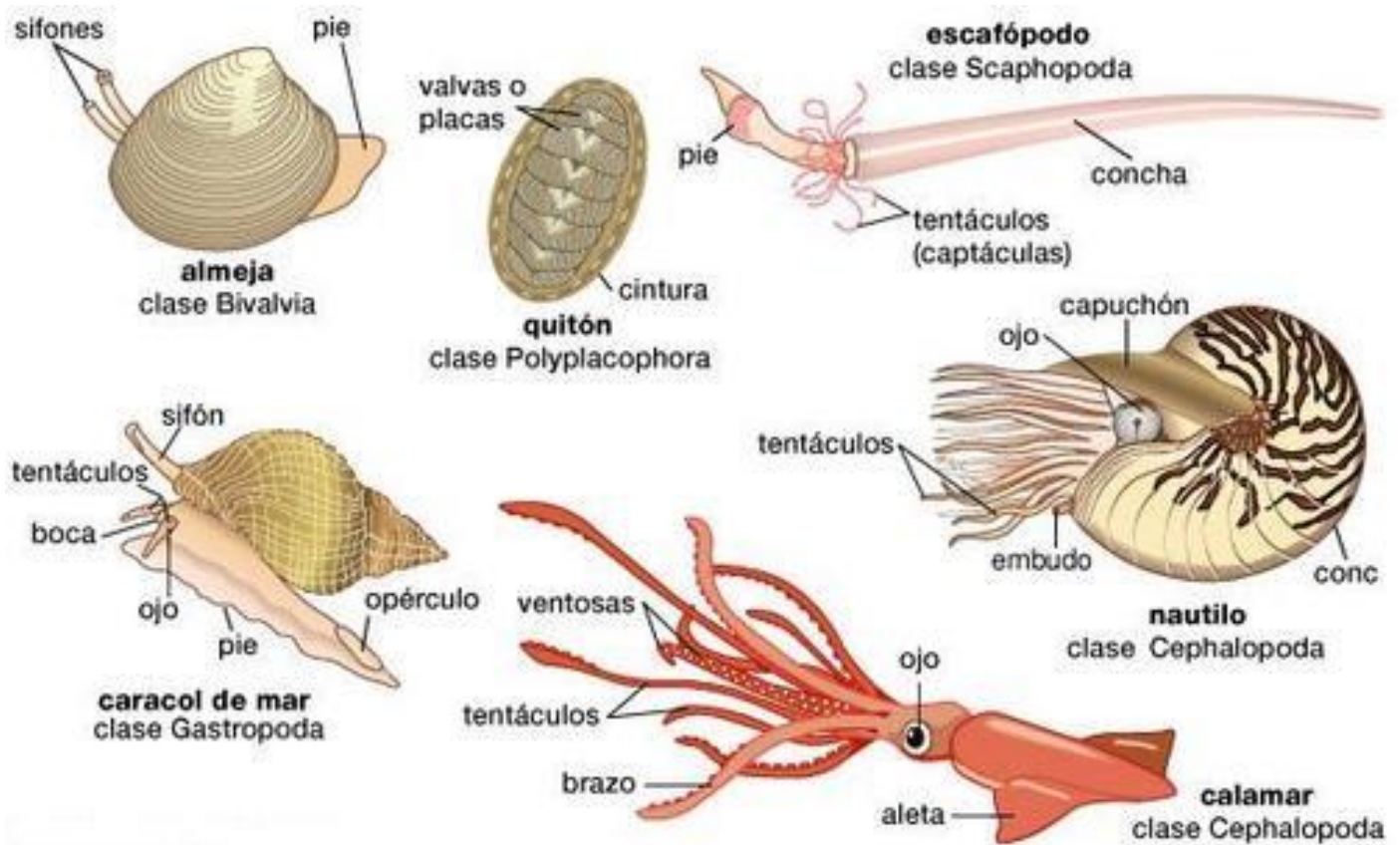


Figura 18. Representación esquemática de las diferentes clases (vivos) de Moluscos.

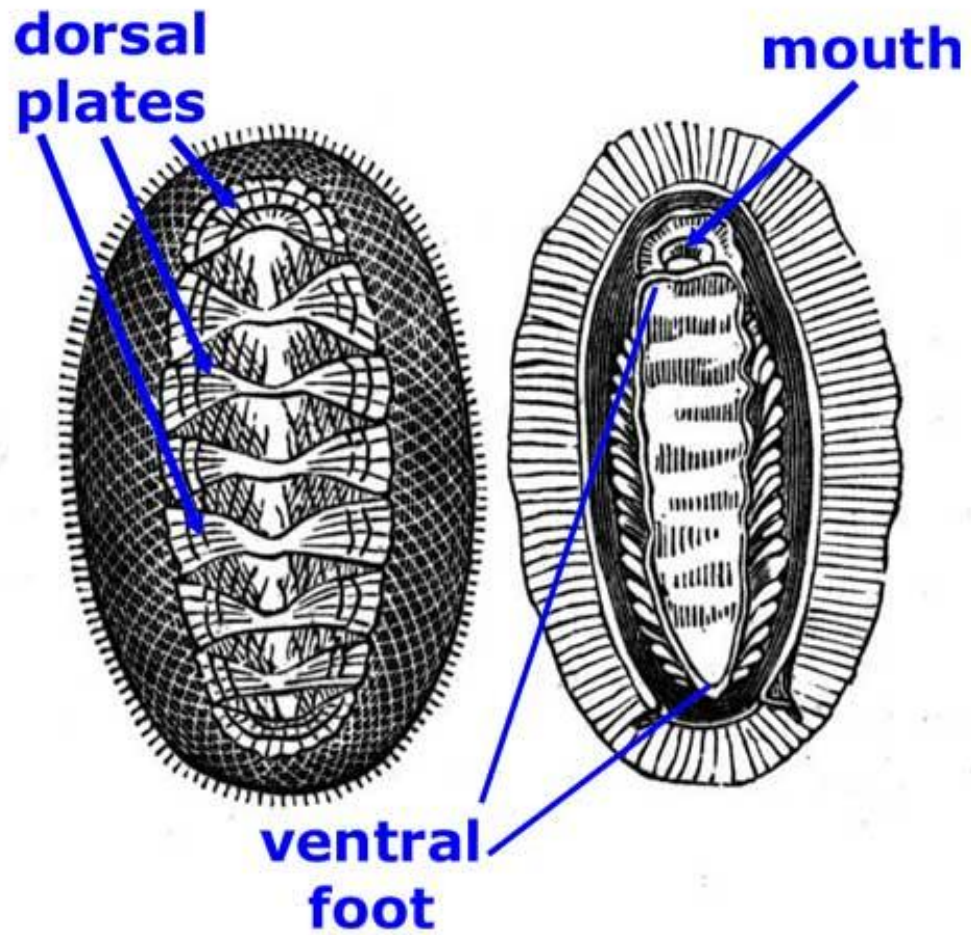


Figura 19. Morfología dorsal y ventral de un quitón. Modificado de esquema de Internet.



PRÁCTICA No.10 MOLLUSCA: BIVALVIA DISECCIÓN

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN.

Una de las clases más importante por el impacto como recurso alimenticio que tiene a la sociedad humana son los bivalvos. Pero también están ligados a enfermedades cuando son infectados por otros agentes biológicos, ocasionando estragos en la salud humana.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum Mollusca: Clase Bivalva.

MATERIAL

ALUMNO

Deberá traer almejas fresca

EQUIPO

Por grupo

12 microscópios ópticos

12 microscópios estereoscópicos

Por equipo

2 ópticos

2 estereoscópicos

MATERIAL

Estuche de disección

Charola de disección

Agujas de disección

Cajas de Petri de 15 cm de diámetro

Alfileres

Algodón

SUBSTANCIAS

Solución salina 0.7%

Porta cubre objetos

Alcohol al 70%

Cloroformo

Bouin

DESARROLLO

1. Realizar la disección del molusco
2. Dibuje la forma del cuerpo
3. Localice el manto
4. Localice los filamentos branquiales



5. Localice la parte anterior y la parte posterior del animal
6. En la parte anterior tentáculos ó labios y el orificio oral
7. En la parte posterior los sifones inhalante y exhalante
8. Localización del pie
Morfología Interna
9. Localice estomago, pericardio, gónadas
10. Concha
11. Realice un dibujo y localice
Externamente
12. Umbo,
13. Lúnula
14. Ligamento
15. Internamente
16. Charnela
17. Cicatriz del músculo retractor anterior y posterior
18. Cavidad paleal
19. Cicatriz del manto

BIBLIOGRAFIA

- BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
- BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
- MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
- WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

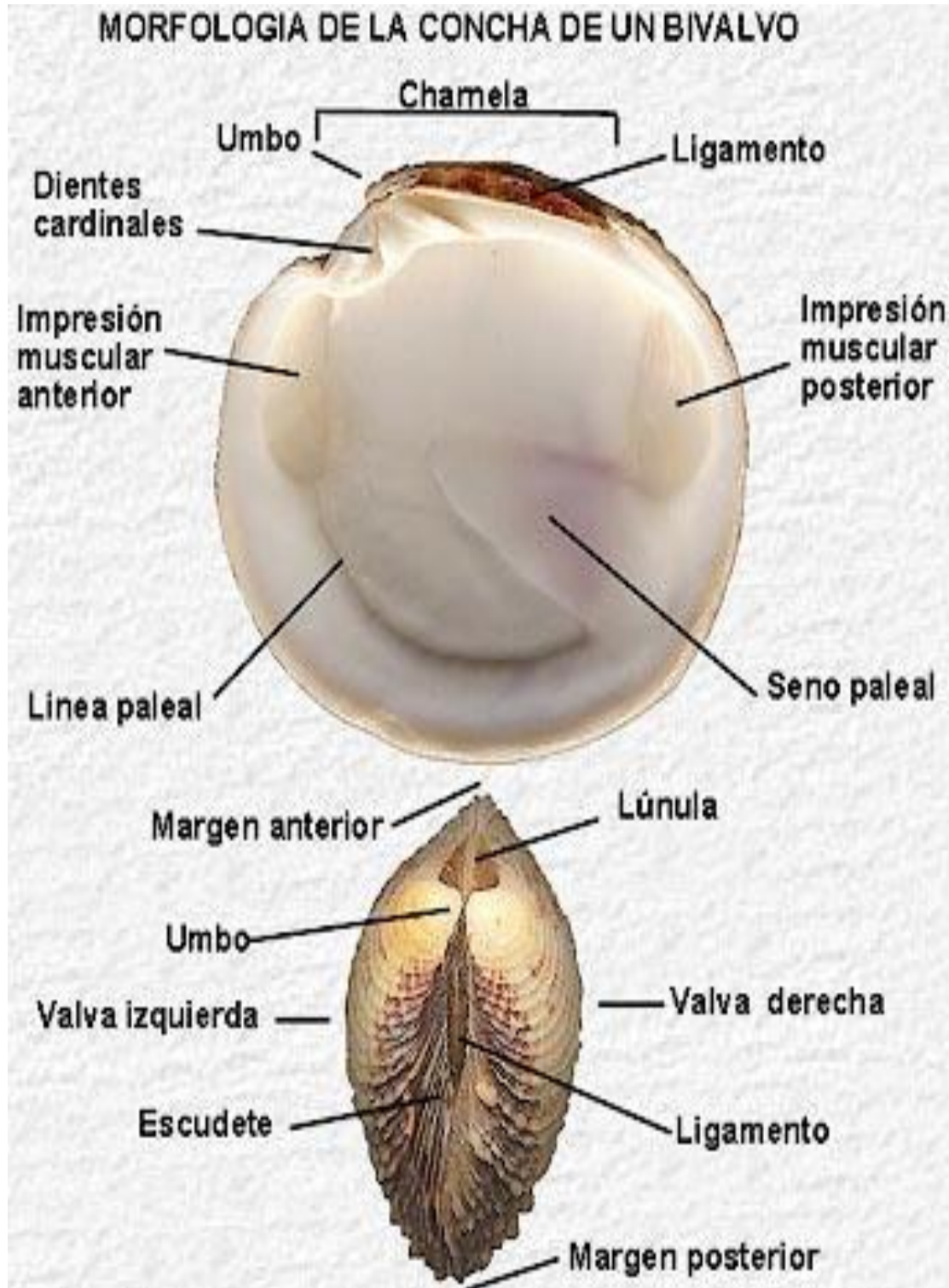


Figura 20. Morfología Externa e Interna de un bivalvo.

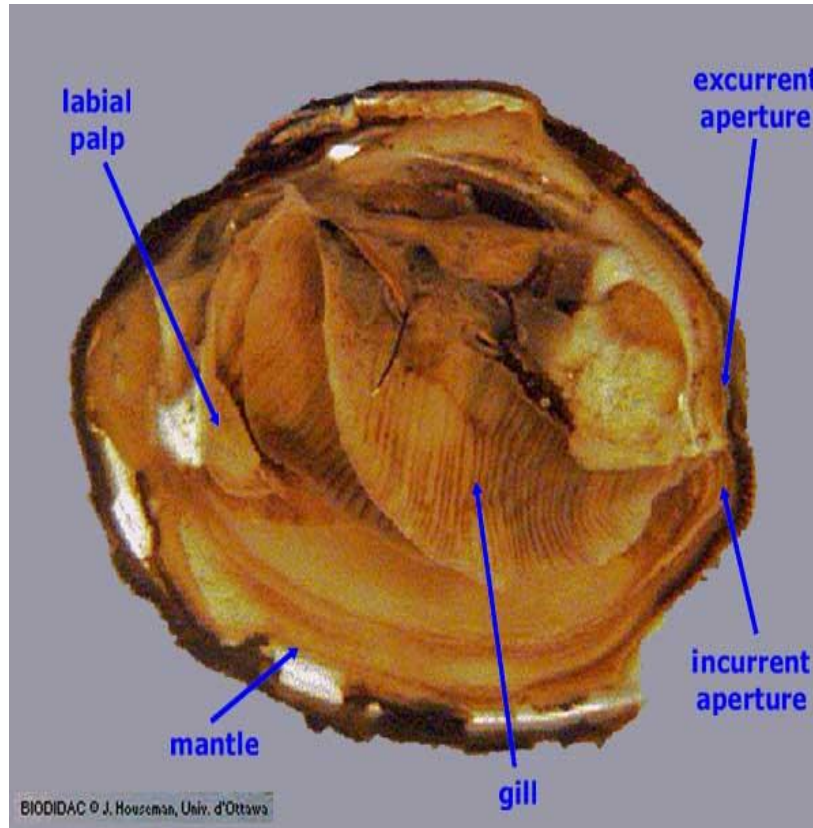


Figura 22. Fotografía de una disección de un bivalvo observándose laminas branquiales, sifones incurrente y excurrente, así como manto.

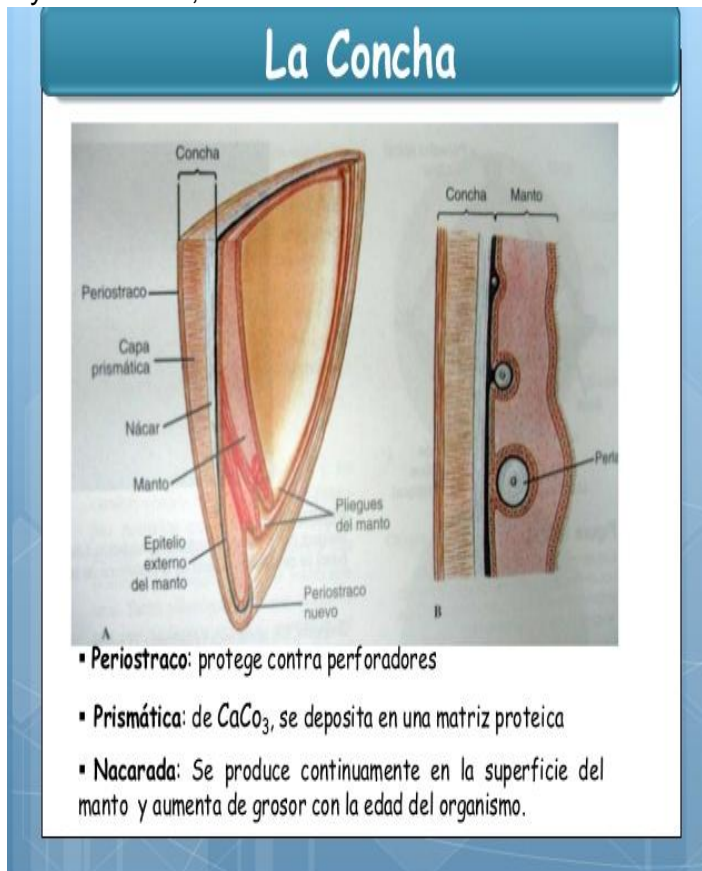


Figura 23. Partes componentes de una concha de molusco.



PRÁCTICA No. 11
MOLLUSCA: GASTROPODA
DISECCIÓN

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

La clase Gasterópoda también es conocida como Gastropoda en las nuevas clasificaciones del Phylum, presenta concha con espira elevada, que generalmente llaman la atención por presentar bellas formas y colores en su capa nacarada. Incluso por ello son cotizadas en joyería como el abulón, o en celebraciones mística por la utilización de éstos como instrumentos de viento en las ceremonias de nuestros ancestros.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum Mollusca. Clase Gastrópoda.

MATERIAL

ALUMNO

Deberá traer caracoles de jardín

EQUIPO

POR GRUPO

12 microscopios estereoscópicos

Por equipo

2 estereoscópicos

MATERIAL

Estuche de disección

Charola de disección

Agujas de disección

Cajas de Petri de 15 cm de diámetro

Alfileres

Algodón

Porta cubre objetos

SUBSTANCIAS

Solución salina 0.7%

Alcohol al 70%

DESARROLLO

- Asfixiar a los caracoles durante la noche en un frasco con agua hasta el tope, tapado
 - Calentar a temperatura de 60°C agua
 - Vertir a los caracoles
 - Dejarlos 5 min
 - Sacarlos y girar hasta que los músculos aductores se rompan
2. Realizar la disección del molusco
 - Reconocer los principales órganos

Externamente

Tentáculos

Localización de los ojos

Neumostoma

Ano

Poros genital

Internamente

Aparato Digestivo

Aparato Reproductor

Aparato Respiratorio

- Diferenciar las partes de las conchas
- Detección de Levógiro

Dextrógiro

Ápice

Suturas

Volutas

Labio interno ó columelar

Labio externo

Labio basal

Espira

Abertura

- fijarlo ya sea con alcohol al 70%

RESULTADOS

Se realizará disección individual de un caracol de jardín donde una vez realizada presentará el mejor ejemplar en frasco adecuado, identificando y señalando el nombre de cada parte del aparato digestivo, nervioso, excretor, respiratorio y reproductivo. Se califica disección, identificación de órganos y partes estructurales. Etiquetado y Preservación. Se presentará en equipo de dos.

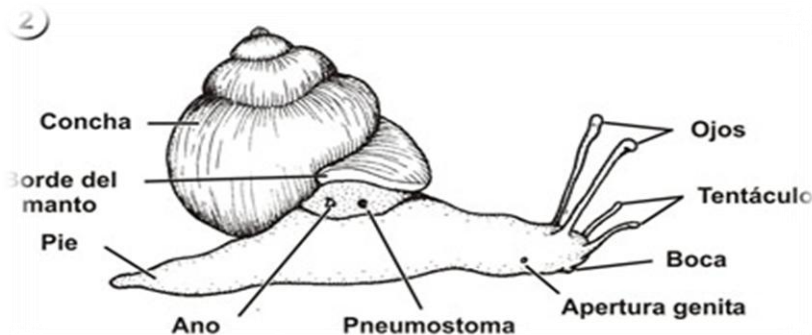
BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachusset, USA.

MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR,1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)



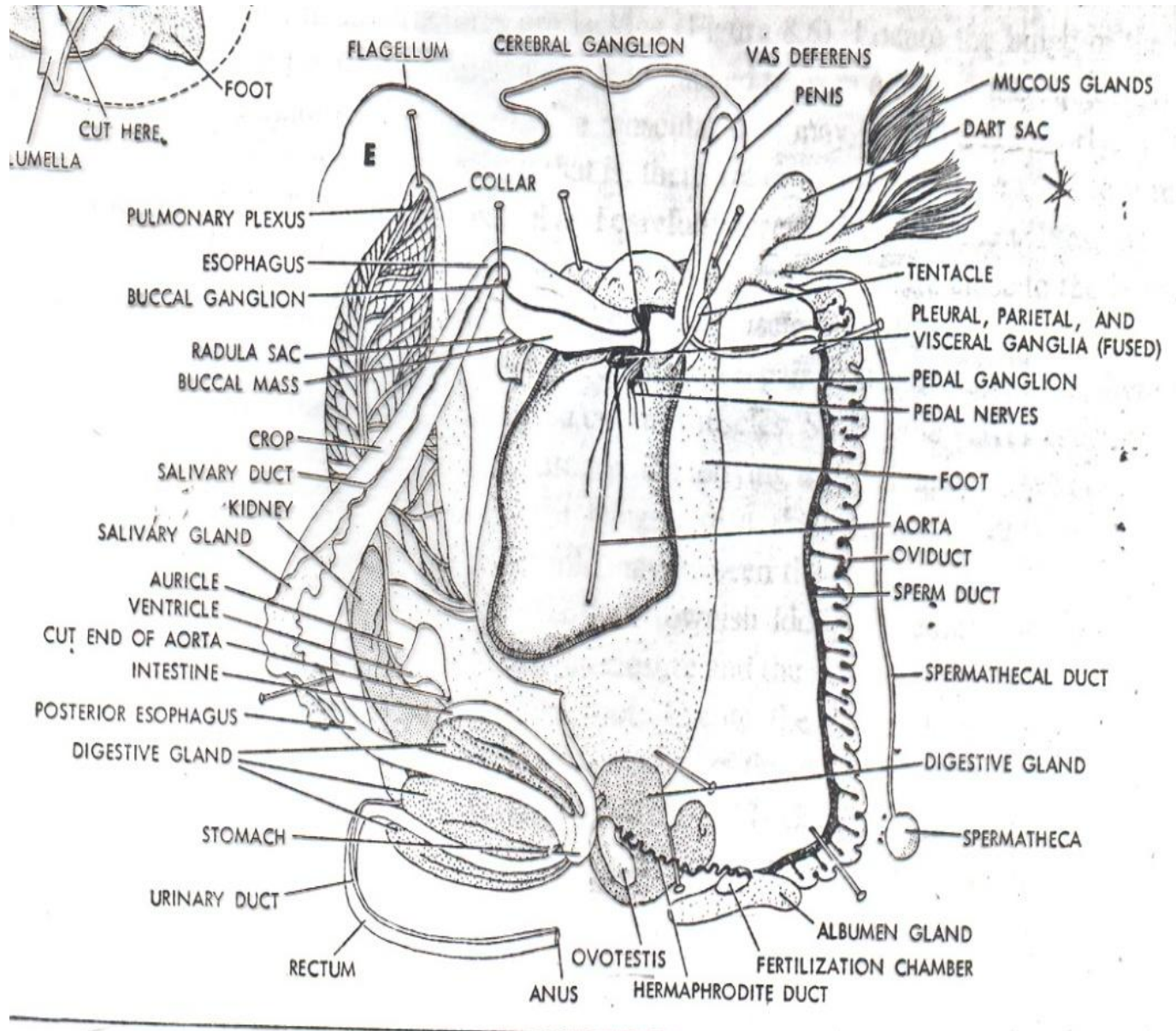


Figura 24. Morfología Interna de un *Helix* (Gastropoda). Modificado del Freeman y Bracegirdle, 1982.



PRÁCTICA No. 12 MOLLUSCA: CEPHALOPODA

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Los cefalópodos presentan representantes muy conocidos como lo son, los pulpos, los calamares, las sepias. Caracterizándose por poseer un cerebro formado con lóbulos. Una faringe con mandíbulas en forma de pico de loro, para desgarrar el tejido de su presa.

OBJETIVOS

Que el alumno reconozca las características morfológicas externas principales de la clase a estudiar.

Que el alumno reconozca las modificaciones que adquiere el pie en esta clase.

Que el alumno reconozca las modificaciones de la cefalización en esta clase.

MATERIAL

Ejemplares fijados de la Colección de Laboratorio de Zoología de Invertebrados

DESARROLLO

1. Realice un dibujo de la Morfología Externa de un ejemplar de *Octopus sp.*
2. Cuantifique el número de tentáculos, dibuje un par de ventosas
3. Realice un esquema del sifón y dibuje su ubicación.
4. En la región oral ubique y dibuje la forma de la mandíbula

RESULTADOS

Se entregará dibujos realizados en laboratorio de la morfología interna de un cefalópodo.

Con anotaciones de número de tentáculos, ventosas, sifón. Región oral dibujo de mandíbulas.

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.

MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

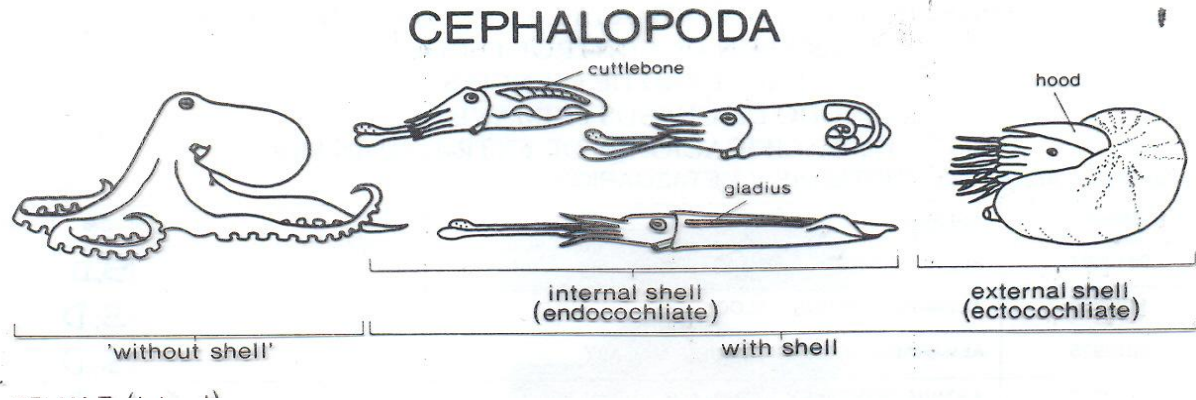


Figura 25. Esquema de diferentes tipos de cefalopodos existentes

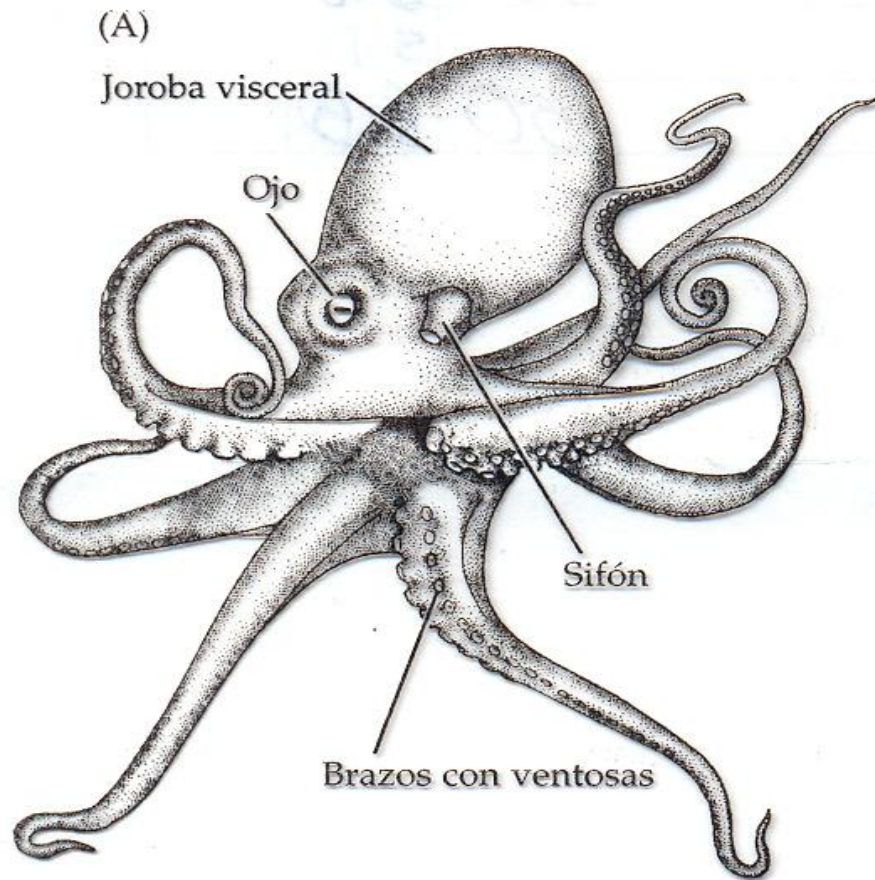


Figura 26. Morfología externa de un pulpo. Modificado del brusca y Brusca, 2005

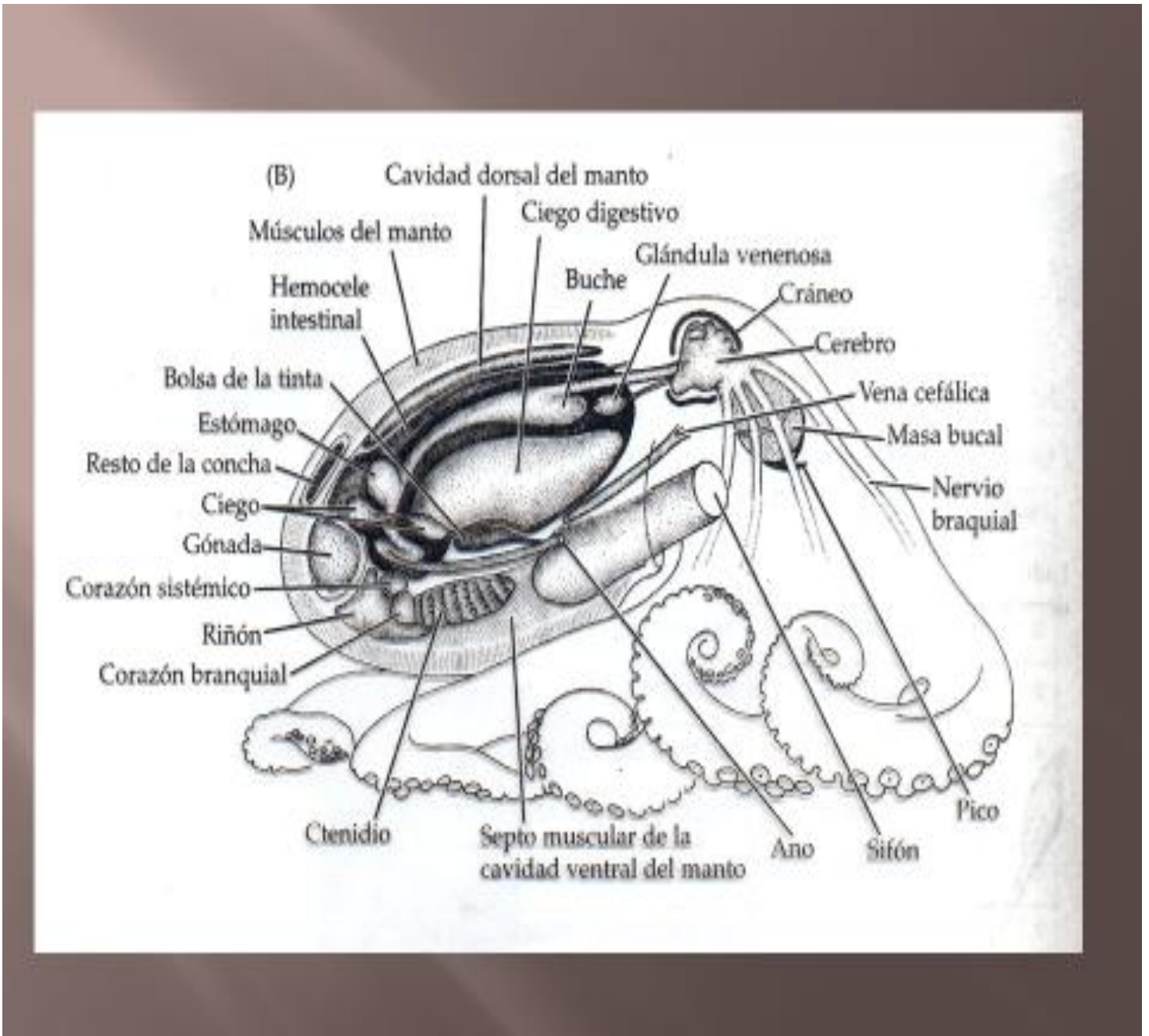


Figura 27. Esquema de la morfología interna de un pulpo. Modificado del Brusca y Brusca, 2005.



PRÁCTICA No. 13 NEMATODOS DE VERTEBRADOS DISECCIÓN

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN.

Los Nematodos son organismos que generalmente parasitan a todo vertebrado en alguna fase de vida de estos, pueden presentar adultos y/o formas larvianas. Es usual encontrarlos en aparato digestivo, pero también los encontramos en paquetes musculares como *Trichinella spiralis*.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de phylum Nematoda. Que el alumno aplique técnicas de obtención, relajación y muerte de nematodos de vertebrados.

ALUMNO

DEBERA TRAER CUALQUIER VERTEBRADO (PEZ, ANFIBIO, AVE) VIVO
EQUIPO POR MESA
2 microscopios ópticos
2 microscopios estereoscópicos

MATERIAL por equipo

Estuche de disección
Charola de disección
Agujas de disección
5 Cajas de Petri de 15 cm de diámetro
Alfileres
Algodón

SUBSTANCIAS

Solución salina 0.7%
Porta cubre objetos
Alcohol al 70%
Cloroformo
Bouin

DESARROLLO

1. Anestesiarse el hospedero
2. Realizar la disección del vertebrado
3. separar órganos en diferentes cajas de Petri
4. Revisar bajo microscopio estereoscópico cada uno de los órganos
5. Separar los nematodos o cualquier otro helminto encontrado
6. fijarlo ya sea con alcohol al 70%
7. Aclararlo con Lactofenol ó soluciones glicerina alcohol
8. observar a microscopio óptico
9. Caracterizar morfología interna



RESULTADOS

Entrega de nematodos debidamente fijados y etiquetados en un vial. Entrega de observaciones en vivo de aparato digestivo y clasificación a nivel de clase.

CUESTIONARIO

1. Definición de larva rhabditiforme, dibujo y un ejemplo de una especie
2. Definición de larva filariforme, dibujo y un ejemplo de una especie.
3. Ciclo de vida de *Ascaris lumbricoides*
- 4 Ciclo de vida de *Onchocerca volvulus*

BIBLIOGRAFÍA

- BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
- BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
- MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM, 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
- WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Innvertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

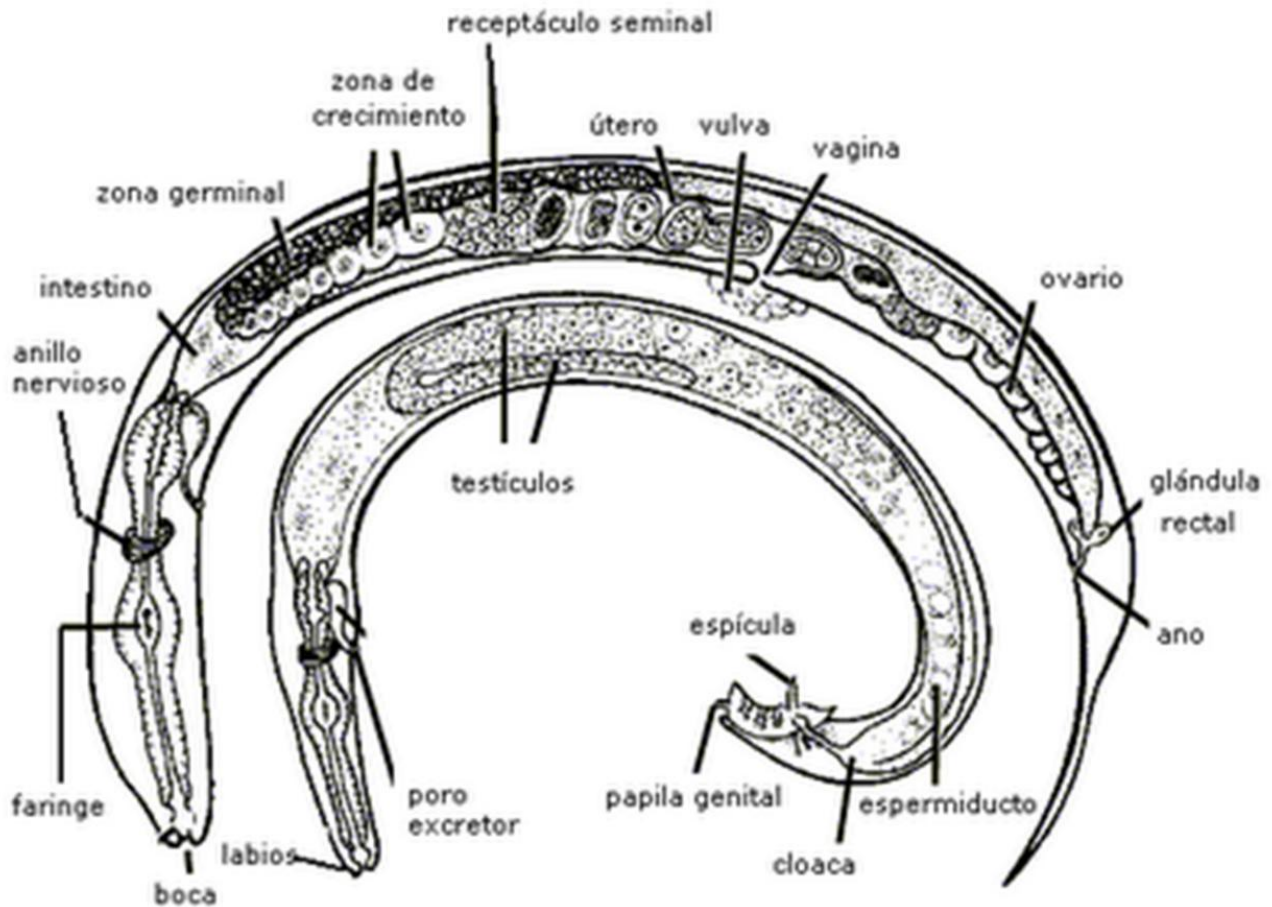


Figura No. 15 Dibujo de un macho y hembra de nematodo. Señalando lapa morfología interna. Aparato digestivo, Aparato Reproductor, Estructuras sexuales del macho. Sistema nervioso y Aparato excretor.



PRÁCTICA No. 14 NEMATODOS PARASITOS DE PLANTAS

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Dentro de los Nematodos, también se tiene nematodos parásitos de plantas, que se les conoce como fitonematodos. Estos pueden ser endoparásitos, ectoparásitos con respecto a su alimentación y ciclos de vida relacionados con sus hospederos, que en este caso son las plantas, ya sean silvestres o cultivos de importancia económica, el impacto que conlleva las lesiones que ocasionan se cuantifican en miles de millones de dólares anuales, traducidos en pesos mexicanos son billones de pesos mexicanos. Y ante la Globalización de Exportar e Importar granos o productos agrícolas, es de gran trascendencia la formación dentro de la Nematología Agrícola.

OBJETIVOS

Que el alumno reconozca los elementos morfológicos de importancia taxonómica del phylum Nemata.

Que el alumno reconozca las características específicas de nematodos parásitos de plantas

Que el alumno aplique técnicas de obtención de nemátodos

Que el alumno reconozca y maneje géneros de nemátodos.

DESARROLLO

TECNICA DE TAMIZADO Y CENTRIFUGADO

1. Medir 200cc de tierra por desplazamiento de volumen.
2. Agregue 2 lt de agua aproximadamente, haga una suspensión lodosa en un recipiente
3. Tamizar a 20, 50, 100, 200, 325 y 400 mallas. Desechar los residuos de los tamices de 20 y 50 y recolectar los residuos de los restantes tamices.
4. Concentrar las colectas en un volumen de 150 ml,
5. Añadir una cucharada de caolín (5 g) por 50 ml de concentrado
6. Distribuir en tubos de centrifuga y centrifugar a 3,000 rpm durante 5 min
7. Desechar el sobrenadante
8. Sustituir el volumen del desecho por solución de sacarosa al 54% y homogenizar perfectamente
9. Centrifugar a 2 000 rpm durante 3 minutos
10. Recolectar la suspensión de un tamiz de 325 mallas lavando rápidamente con bastante agua corriente.
11. Recolectar los nematodos.

DESARROLLO

- 1- Realice una preparación temporal de nematodos parásitos de plantas
- 2- Reconozca por la presencia de estilete un nematodo parasito de plantas de un nematodo de vida libre.
- 3- Realice un dibujo del tipo de estilete observado y tipo de esófago así como la caída de las glándulas esofágicas.
- 4- Determine el género de fitonematodo observado según las claves Mai o De la Jara

RESULTADOS

1. Obtención de alícuota,
2. Identificación de por lo menos 3 géneros parásitos de plantas
3. Entrega de dibujos y/o fotografías.
4. Identificación de hembra, macho y larva.

CUESTIONARIO PREVIO

1. Mencione 2 especies consideradas patógenas existentes en el Edo. de México.
2. Investigue y explique ciclo de vida de *Globodera rostochiensis*

BIBLIOGRAFIA

De la Jara F. y F. Zeron, 1989. Manual de Prácticas de Nematología Agrícola. Departamento de Parasitología. Escuela de Ciencias Biológicas. IPN.
Mai W.F. y H.H. Lyon, 1975. Pictorial Key to genera of Plant- Parasitic Nematodes. Cornell University Press. London. México.

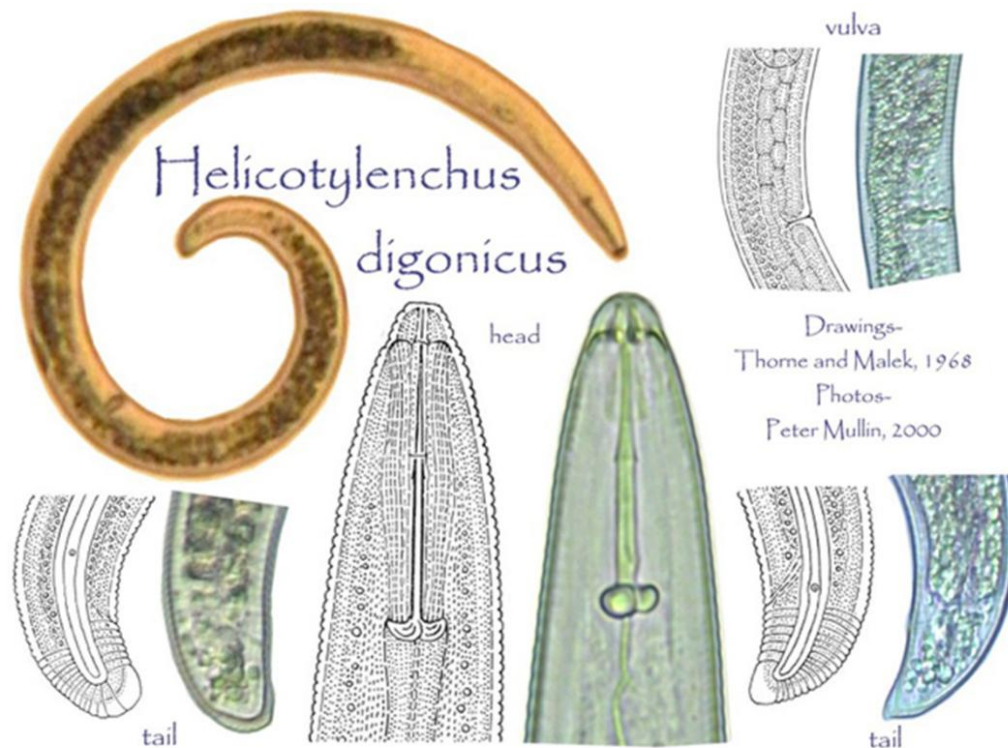


Figura 16. Morfología de *Helicotylenchus digonicus*



PRÁCTICA No. 15

ECHINODERMATA: ECHINOIDEA Y OFIURIDA

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN:

Los Echinodermata son organismos marinos, de simetría pentámera, se caracterizan por presentar una epidermis con espinas, endoesqueleto formado por placas denominadas oscículos, presentan un sistema nervioso ganglionar, sistema acuífero relacionado con el movimiento de los podios, y es exclusivo su sistema hemal. Son celomados. Se consideran un platillo exquisito en las culturas asiáticas y en Baja California se encuentran las granjas de exportación cultivando erizos para la comercialización de las gónadas.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum ECHINODERMATA.

Alumno reconocerá las características macroscópicas de la clase Echinoidea Regular e Irregular.

MATERIAL POR EQUIPO

2 Microscopios Estereoscópicos

2 Agujas de disección

1Cajas de Petri de 15 cm de diámetro

Alumno debe de traer

1segueta por equipo.

EJEMPLARES

1. Otorgados por la profesora de la Colección de invertebrados o traer al laboratorio los ejemplares recolectados por los alumnos en salida académica.

DESARROLLO ECHINOIDEA REGULAR.(ERIZO)

OSSERVACION

Equinoidea Regular

Morfología Externa: Ejemplares sin Espinas:

- a) Región Aboral
- b) Placa de la Madreporita
- c) Placa Anal ó Peritroco
- d) Placas Interambulacrales junto con los poros Genitales
- e) Placas Ambulacrales
- f) Región Oral
- g) Ejemplares con Espinas Fijados
- h) Dientes de la linterna de Aristóteles
- i) Membrana Peristomial
- j) Podios Bucales
- k) Branquias



DISECCIÓN

1. Realizar disección de un erizo.
2. Quitar las espinas de esqueleto de un erizo
3. Denotar espinas primarias y secundarias
4. Realizar un corte transversal del esqueleto por la mitad ayudándose de una segueta
5. Localizar e identificar elementos de aparato digestivo, aparato reproductor con la ayuda de los esquemas anexos al práctica.

Equinoidea Irregular (galletas de mar).

Región Oral: Boca, Lúnulas, Surcos ambulacrales, ano.

Región Aboral: Petaloides, espinas, Madreporita y Gonoporos.

OFIURIDA (Arañas quebradizas).

Región Oral: Boca, Placa de dientes, Placas de brazos ventrales y disposición de los pies ambulacrales o podios

Aboral Placas: dorsales de los brazos, Número de brazos

BIBLIOGRAFIA

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.

BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.

MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM, 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA

WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

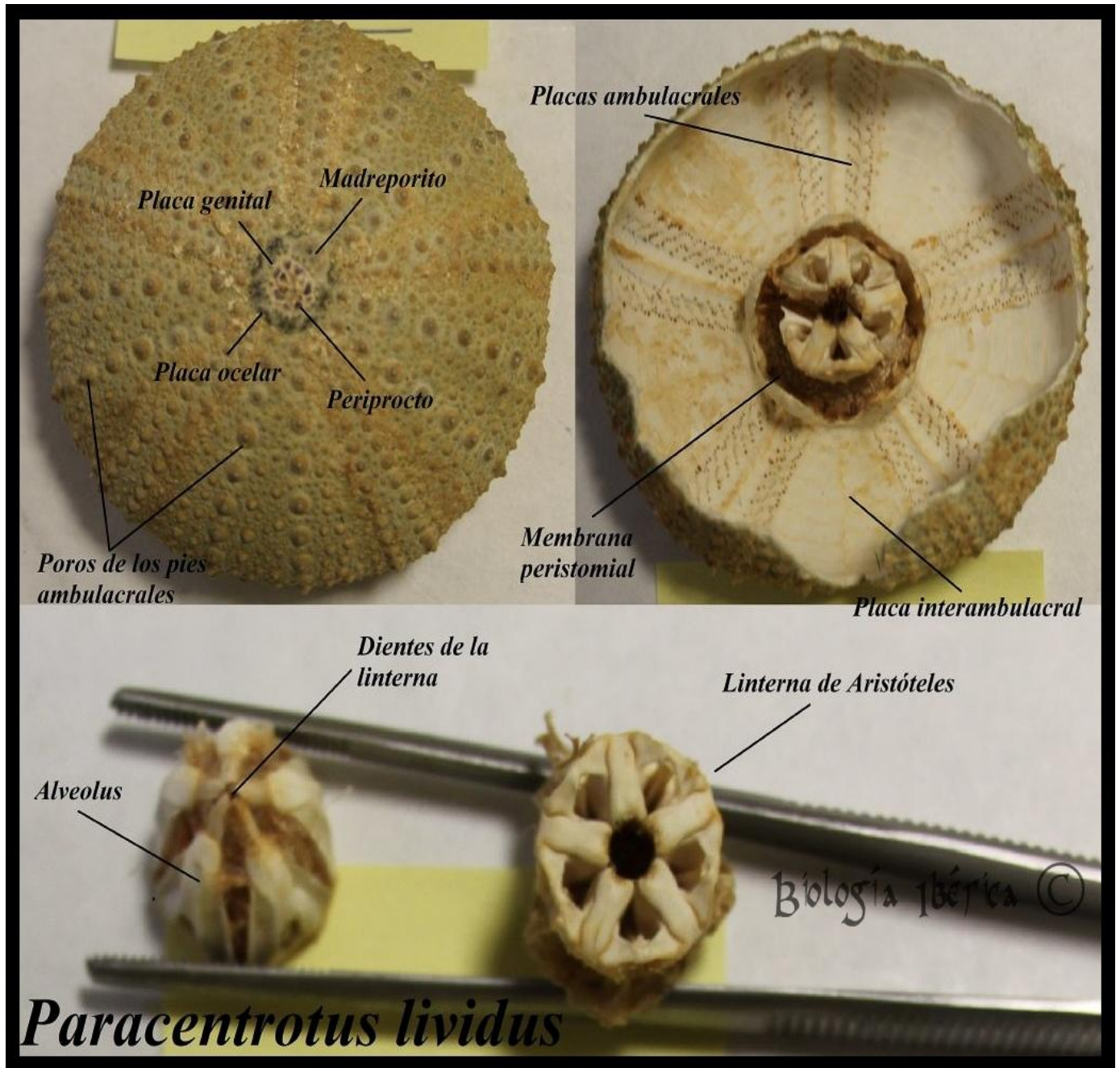


Figura 34. Ubicación de las placas que se encuentran adjuntas a la Madreporita, de un erizo regular. Así como componente de la linterna de Aristóteles.

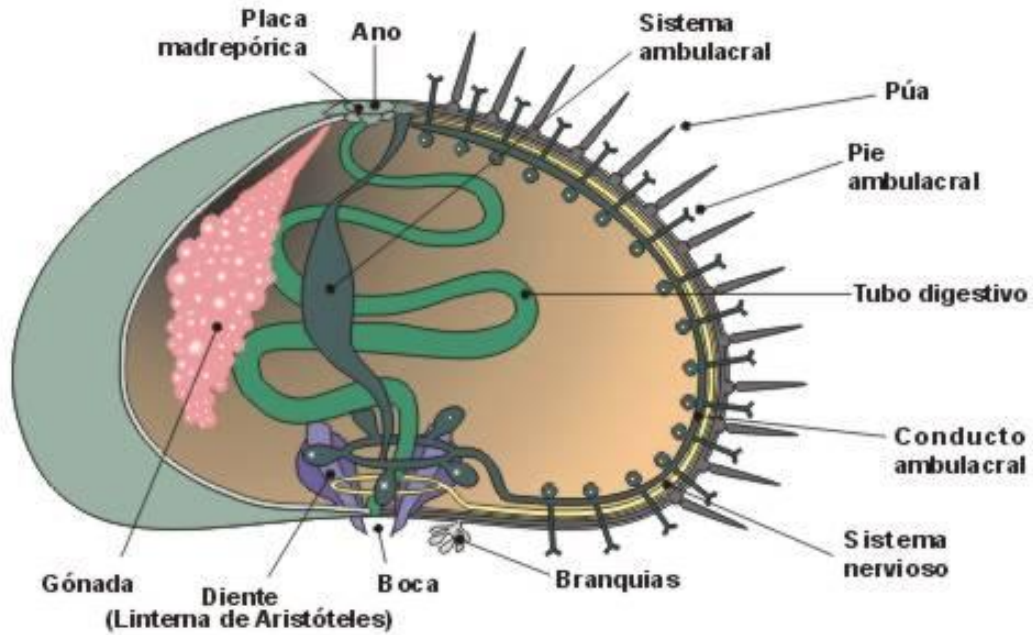


Figura 35. Esquema de un equinoideo regular mostrando ubicación de gónadas, aparato digestivo, sistema nervioso, sistema hemal y branquias. Resalta la ubicación de los pies ambulacrales y espinas primarias.

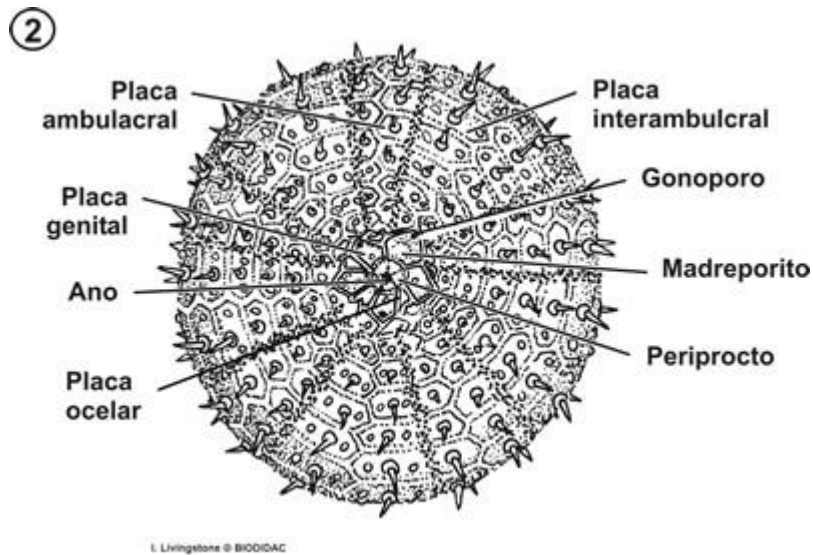


Figura 36. Representando el conjunto de placas, madreporita, placas genitales, periprocto, ano y placas ocelares. Así como placa ambulacral e interambulacral.

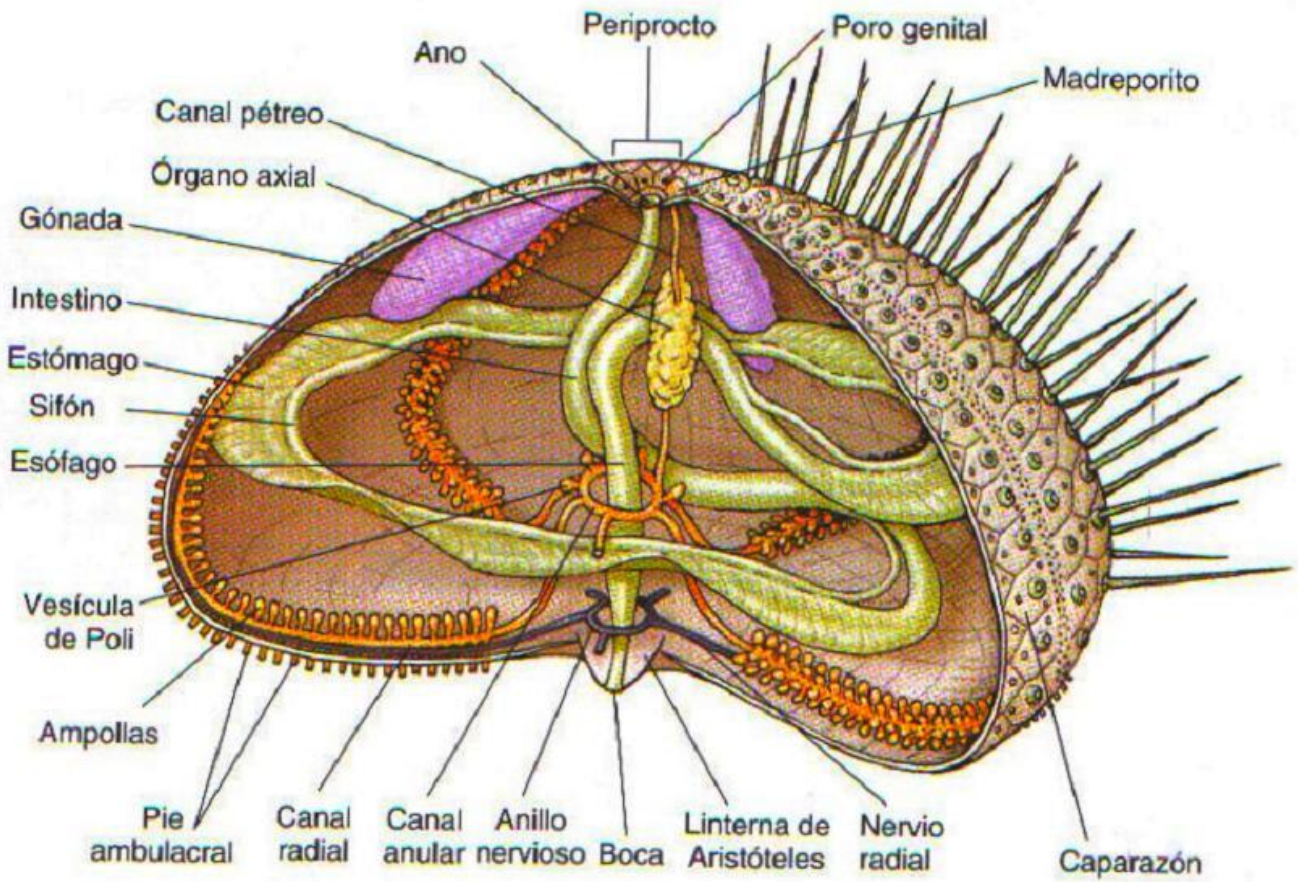


Figura 37. Esquema representativo de la anatomía interna de un erizo resaltando ampollas del pie ambulacral, Vesículas de Poli y glándula axial.

Erizos- dolar de arena

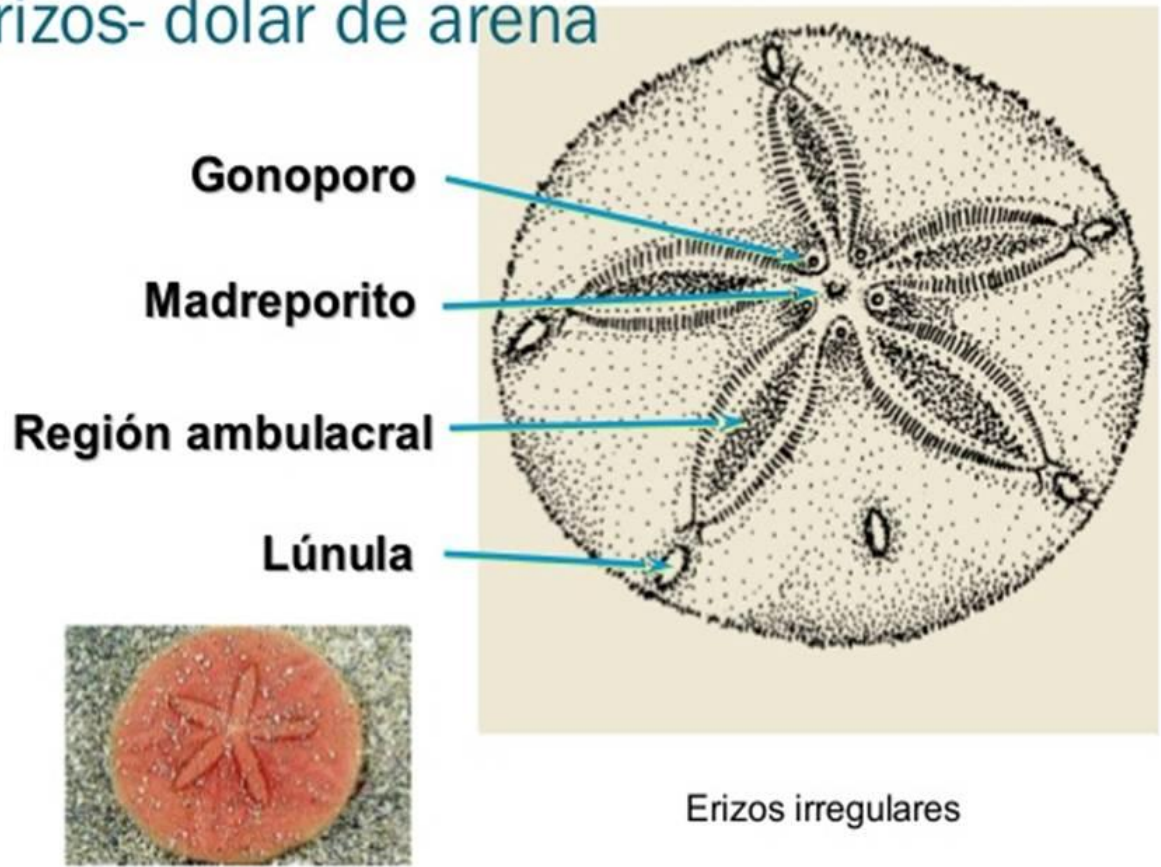


Figura 38. Esquema de un erizo irregular representando la morfología de la región aboral.

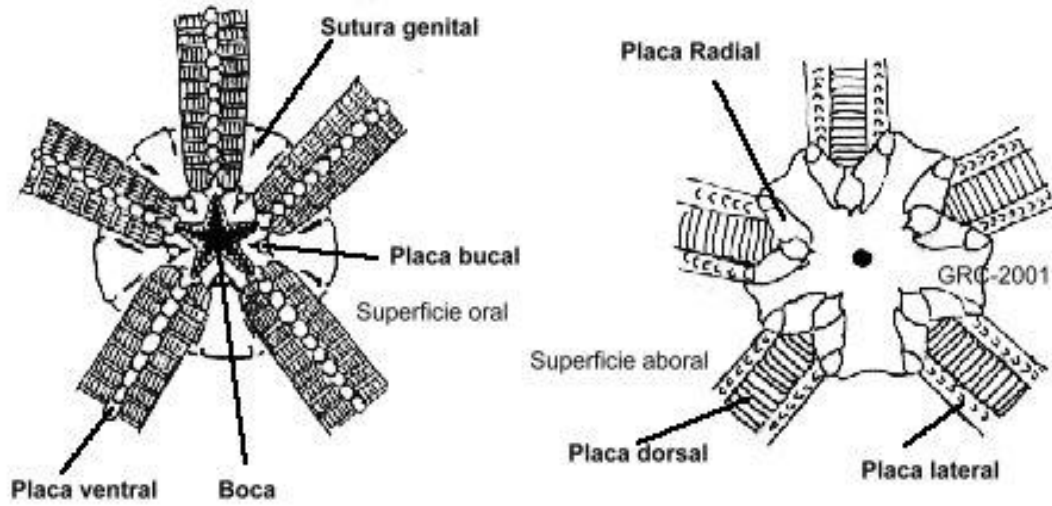


Figura 39. Esquemas de placas orales y aborales de un ofiurido

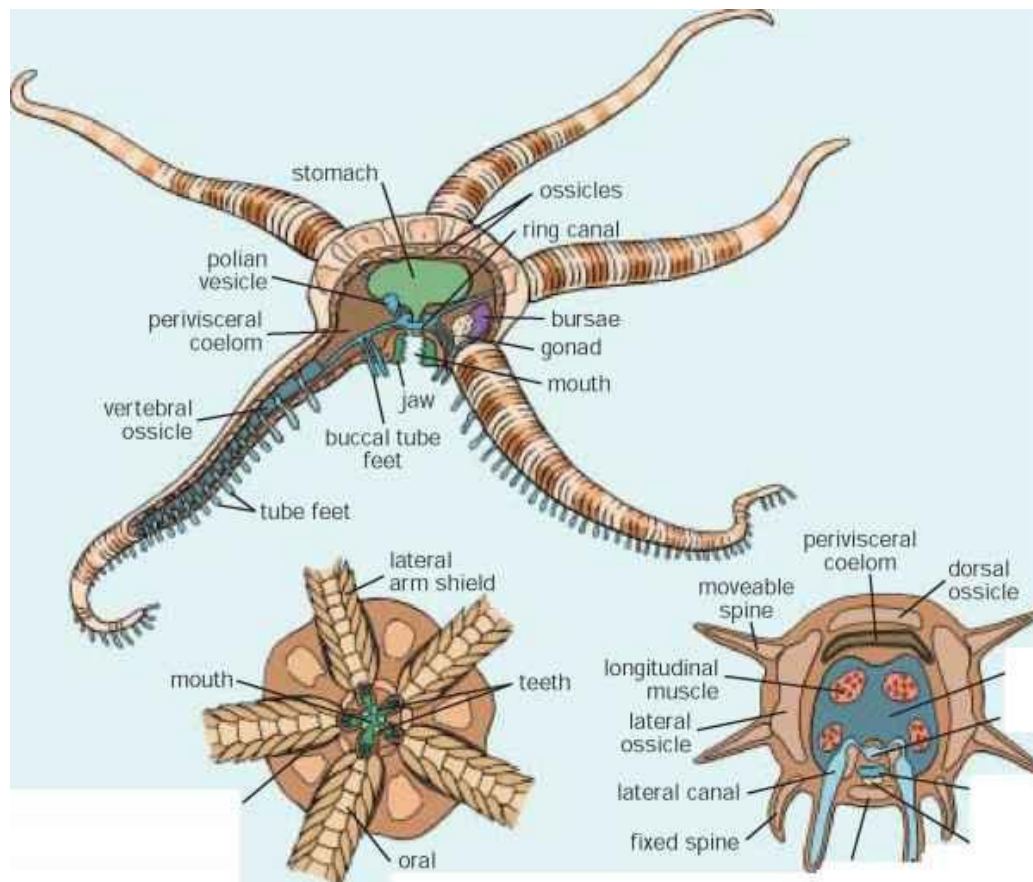


Figura 40. Dibujo representando la morfología interna de un ofiurido



PRÁCTICA No. 16

ECHINODERMATA: ASTEROIDEA Y HOLOTURIA

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Dentro de los equinodermos tenemos las estrellas de mar y los pepinos de mar, ambas clases han llamado la atención por su capacidad de regeneración ya sea de los brazos en los primeros, y parte de las vísceras, en los segundos. Incluso son considerados como alimentos en países asiáticos. Ya sean frescos o deshidratados, siendo fuente de ingresos familiar y comunal en el mercado visitado por población nativa y turística.

OBJETIVOS

Alumno reconocerá las características macroscópicas y microscópicas de Phylum ECHINODERMATA: ASTEROIDEA, HOLOTURIDA.

MATERIAL Y EQUIPO

Ejemplares Fijados o En fresco
Esqueletos de Asteroideos
Maqueta previamente realizada por El alumno en equipo.

DESARROLLO

Equipo	Maqueta en tercera dimensión	Morfología solicitada apoyada en esquemas
1	Asteroidea	morfología externa oral y aboral
2	Asteroidea	Morfología interna:
3	Holoturoidea	Morfología externa: dorsal y ventral
4	Holoturoidea	Morfología interna:
5	Crinoidea	Morfología externa
6	Crinoidea	Mprfologia interna

I. Revisión de morfología externa e interna de géneros de estrellas de mar.

REGION ORAL

- a) Boca
- b) Surcos Ambulacrales
- c) Espinas

REGION ABORAL

- a) Ornamentación
- b) Localización de la madreporita
- c) Dibujo de ornamentación de un brazo

MORFOLOGÍA INTERNA

- d) Observación de maquetas
- e) Localización de aparato digestivo
- f) Aparato reproductor

II. HOLOTUROIDEA

- Revisión de Ejemplares Fijados ya sea de la Colección o de los Recolectados en la salida académica.
- Realice un dibujo de: Forma de tentáculos, de las regiones ambulacrales dorsales y ventrales
- Realice una Disección :Señalamiento de aparato digestivo, Aparato respiratorio y Aparato reproductor

BIBLIOGRAFÍA.

BARNES, R. 1990. Zoología de Invertebrados. Interamericana.
BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA 1990. Invertebrate Zoology. Sinauers Associates Inc. Publishers, Massachuset, USA.
MEGLITSCH, P. AND F.R, SCHRAM. 1991, Invertebrate Zoology (3ed). Oxford University Press. USA
WALLACE, L.R. & W.K. TAYLOR, 1997. Invertebrate Zoology. A Laboratory Manual. (fifth edition)

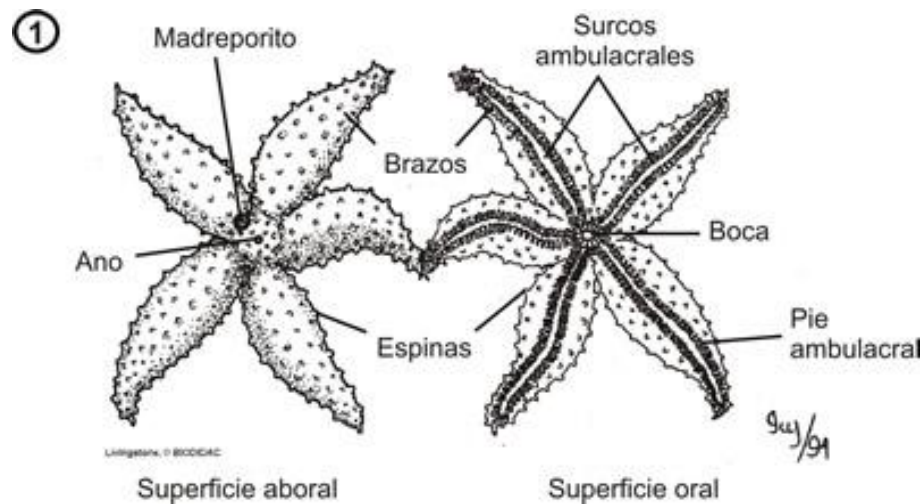


Figura 41. Dibujo de la región aboral y oral de un asteroidea.

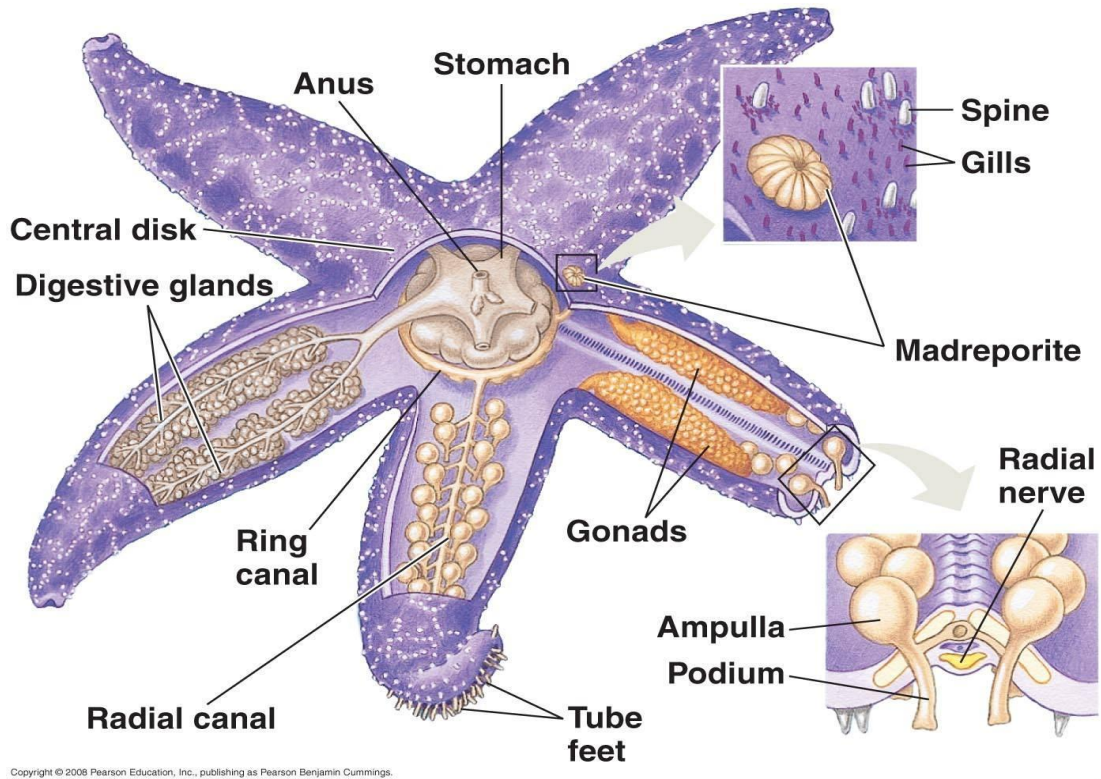


Figura 42. Dibujo de la anatomía principal de un asteroideo. Acercamiento de los componentes de un podio.

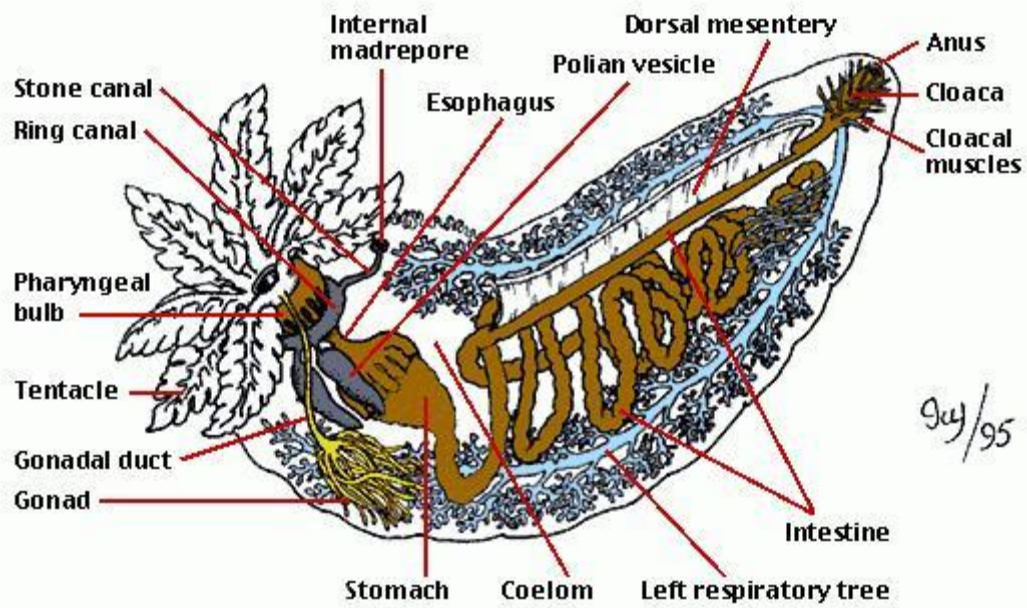


Figura 43. Dibujo de la anatomía interna de un pepino de mar.



PRÁCTICA No. 17 TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

INTRODUCCIÓN

Dentro del estudio de los Eumetazoa tenemos phyla de gran importancia parasitológica dentro de la Medicina humana, produciendo grandes enfermedades en todas las edades, en todos los estratos, en todos los países. Y el nuestro no es la excepción, sobre todo por los malos hábitos de higiene en general y el factor fecalismo al aire libre. Sin embargo pero también son importantes desde el punto biológico y ecológico, siendo parte de la biota.

OBJETIVO:

Que el alumno conozca y aplique técnicas de flotación y sedimentación.

Que el alumno reconozca estructuras vegetales u otros.

Que el alumno reconozca huevos de helmintos humanos y de animales domésticos.

MATERIAL

Tubos de centrifuga

balanza

Gradilla

2 vasos precipitado de 100ml

Centrifuga

Asa bacteriológica

Mechero

Mortero con pistilo

SUBSTANCIA

Sulfato de zinc al 1.18 de densidad

Formol al 10%

Eter

METODOS

METODO DE FAUST

1. Con un abate lenguas tomar una muestra de heces de aproximadamente 4 gr y depositarla en un frasco.
2. Agregar 40 ml de agua de la llave y mezclar bien.
3. Filtrar la suspensión a través de una malla o coladera y recibir el filtrado en un tubo de ensayo
4. Centrifugar durante un minuto a 2500 rpm
5. Si el sobrenadante resulta muy oscuro, decantar y lavar nuevamente el sedimento, hasta que se observe claro
6. Agregar al sedimento, aproximadamente un ml de sulfato de zinc (d1.180) y mezclar con un aplicador.
7. Llenar el tubo con mas sulfato de zinc hasta un cm del borde, y centrifugar a 2, 500 r.p.m. durante un minuto
8. Con un asa de ángulo de 90° tomar varias asadas de la película superficial y colocarlas en un portaobjetos; después lavar y flamear el asa.



9. Agregar una gota de Lugol, mezclar con la esquina de un cubreobjetos y cubrir. Examinar en el microscopio, con los objetivos de 10 x y 40 x.

METODO DE RITCHIE

1. Homogeneizar aproximadamente 4 gr. De heces en 40 ml de agua de la llave y filtrar.
2. Recibir el filtrado en un tubo cónico de 15 ml y centrifugar a 2000 rpm durante un minuto
3. Repetir el paso anterior, si es necesario hasta obtener un sobrenadante limpio
4. Decantar el sobrenadante y agregar al sedimento 10 ml de formaldehído al 10% mezclar y dejar en reposo. Durante 10 min.
5. Agregar 3 ml de éter, tapan el tubo y agitar vigorosamente durante 30 segundos y retirar el tapón cuidadosamente.
6. Centrifugar durante un minuto a 1, 500 rpm. En orden descendente se observan cuatro capas:
 - A) éter
 - B) restos de grasas
 - C) formol
 - D) sedimento
7. Con un aplicador, por la pared del tubo, despegar la capa de restos de grasas y pasar una pipeta Pasteur para extraer una muestra del sedimento
8. Colocar una gota del sedimento sobre un portaobjetos, cubrir con una laminilla y observar en el microscopio.

BIBLIOGRAFIA:

DE LA CRUZ, O. C. 1992. **MANUAL DE PROCEDIMIENTOS BASICOS PARA LA BUSQUEDA DE PARASITOS.**

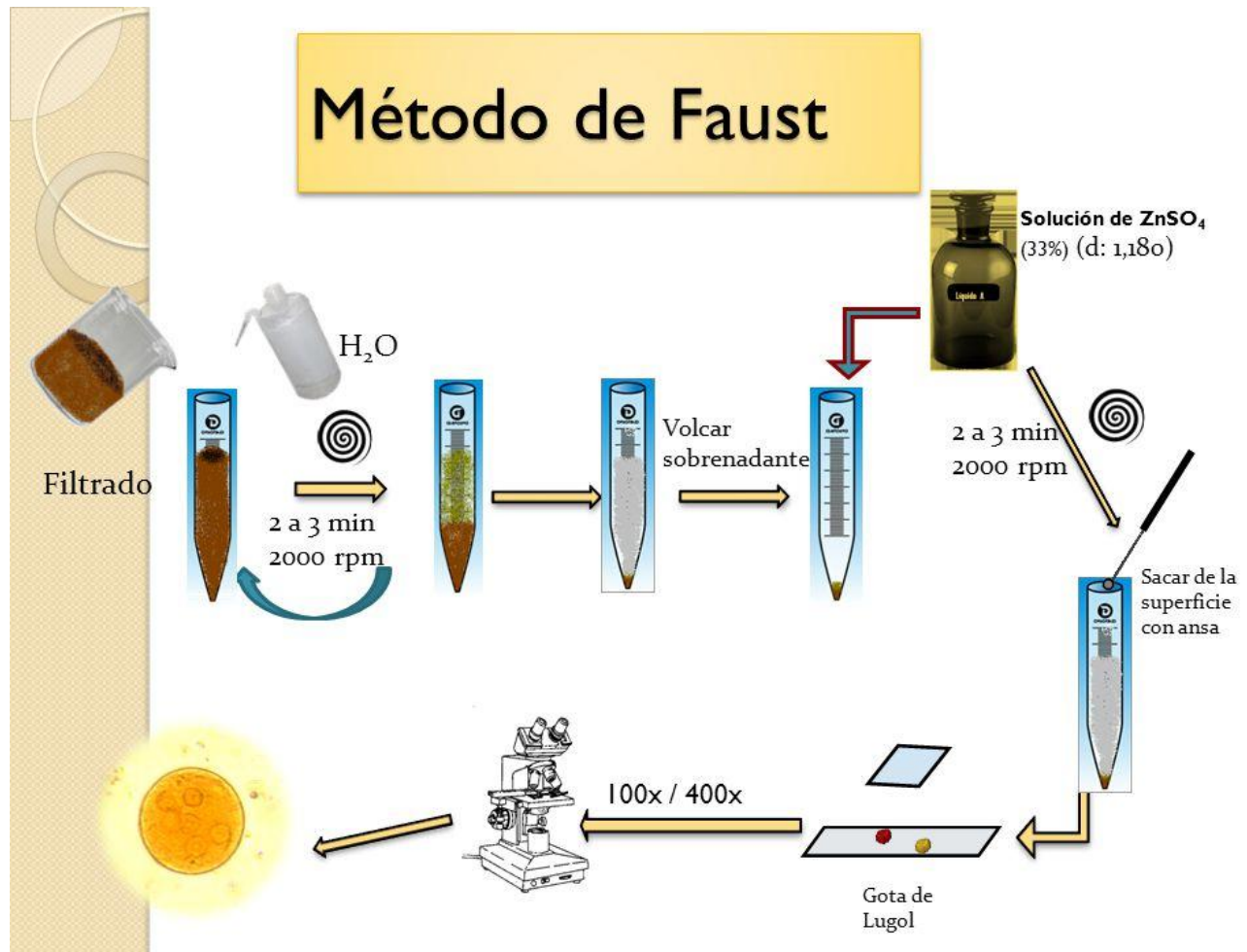


Figura 44. Ilustración del Método de flotación y concentración de Faust.

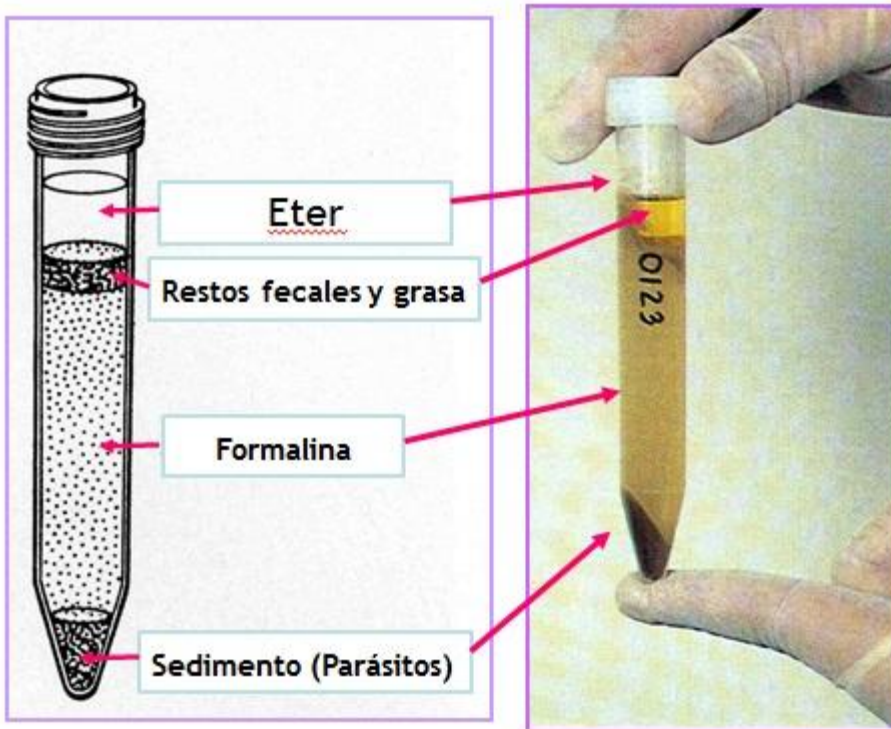


Figura 45. Resultado de la centrifugación del método de Ritchie, el sedimento se recoge con una pipeta después de desechar las 3 capas superiores al sedimento.

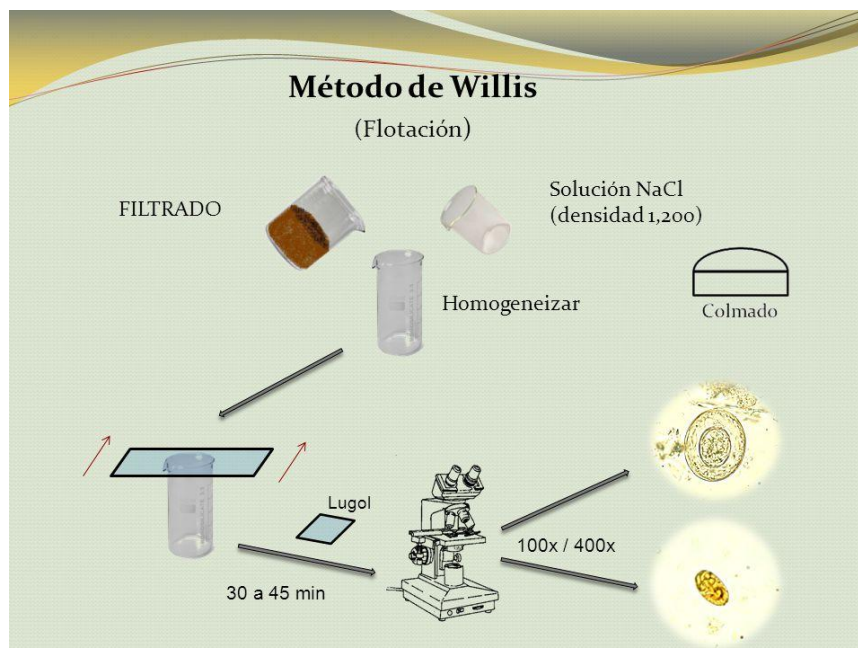


Figura 46. Método de flotación de Willis con solución de cloruro de sodio.

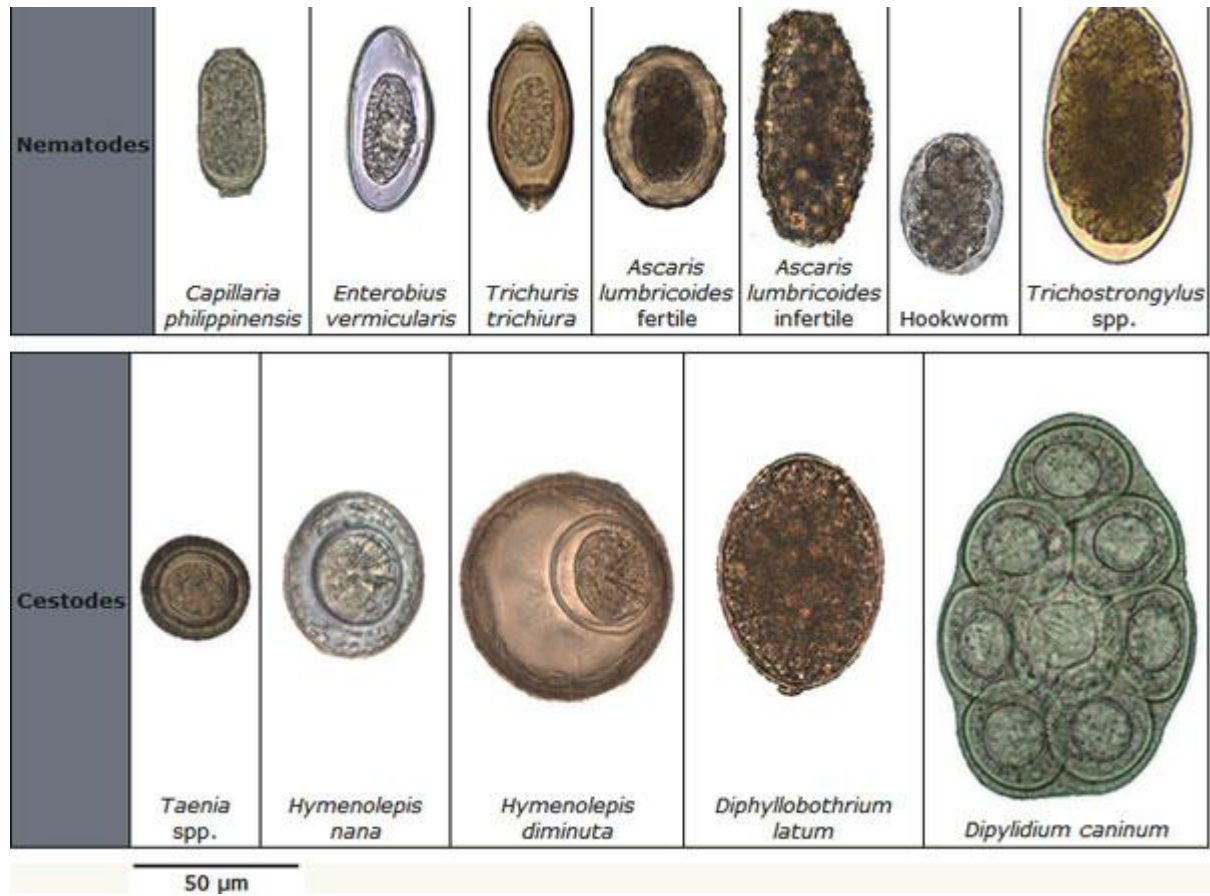


Figura 47. Esquema comparativo de los diferentes huevos de parásitos del hombre.



Figura 48. Diferentes ornamentaciones y órganos de fijación en escólex de cestodos

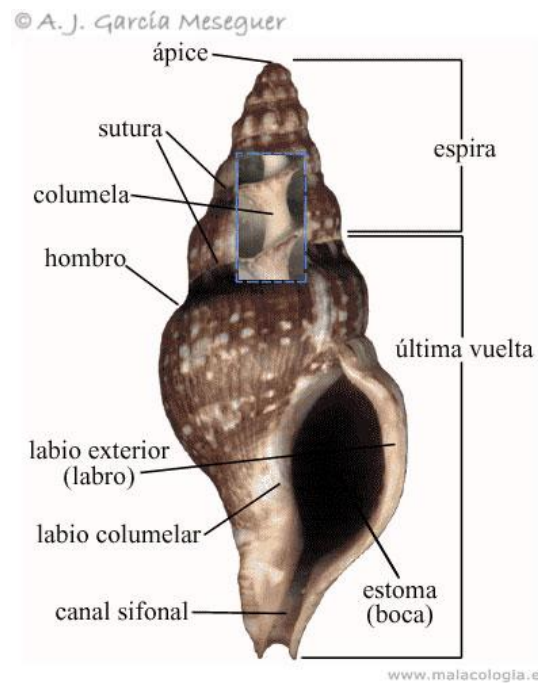


Figura 49. Principales nombres de las características de una concha de gastropoda.

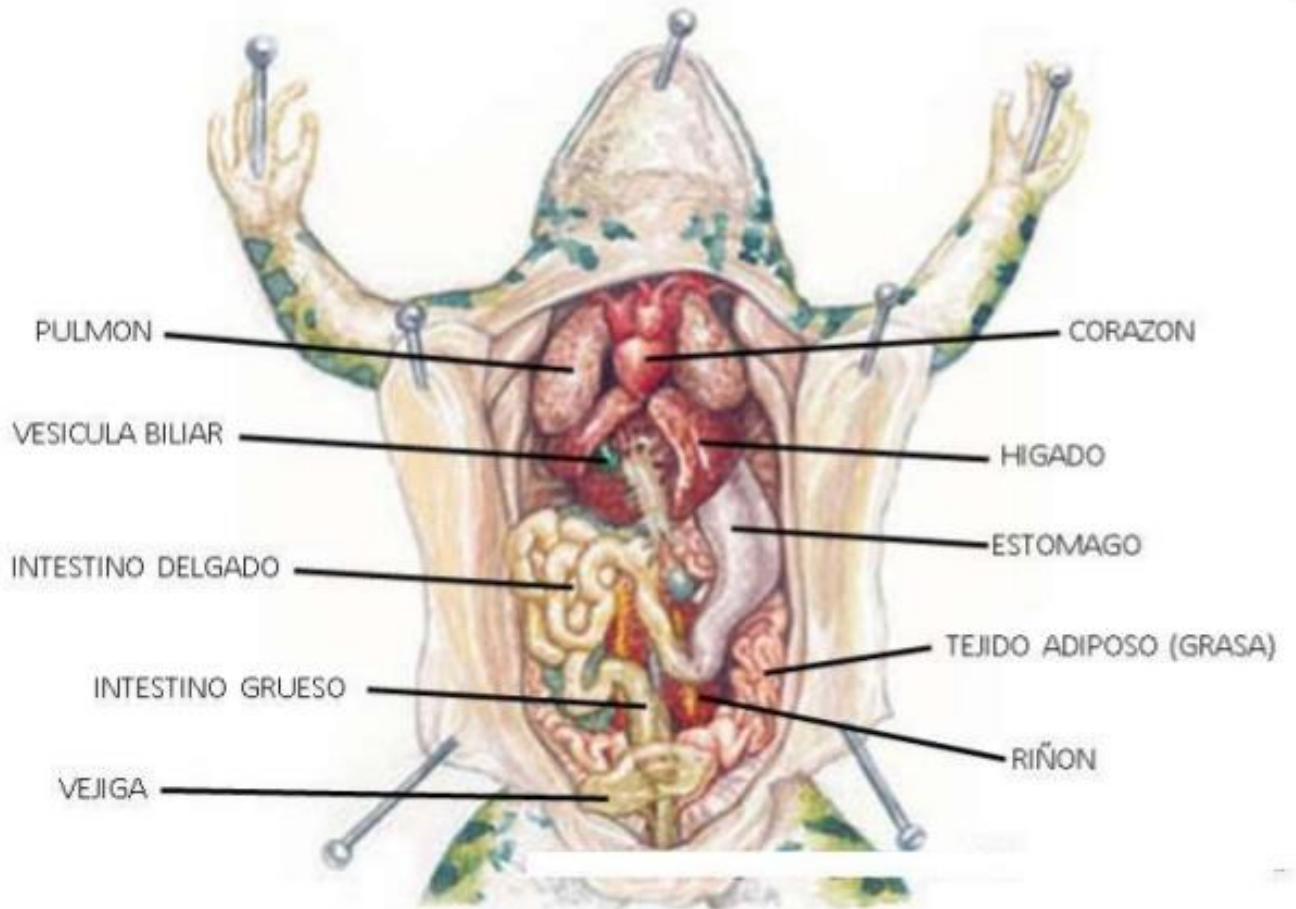


Figura 50. Disección de una Rana.

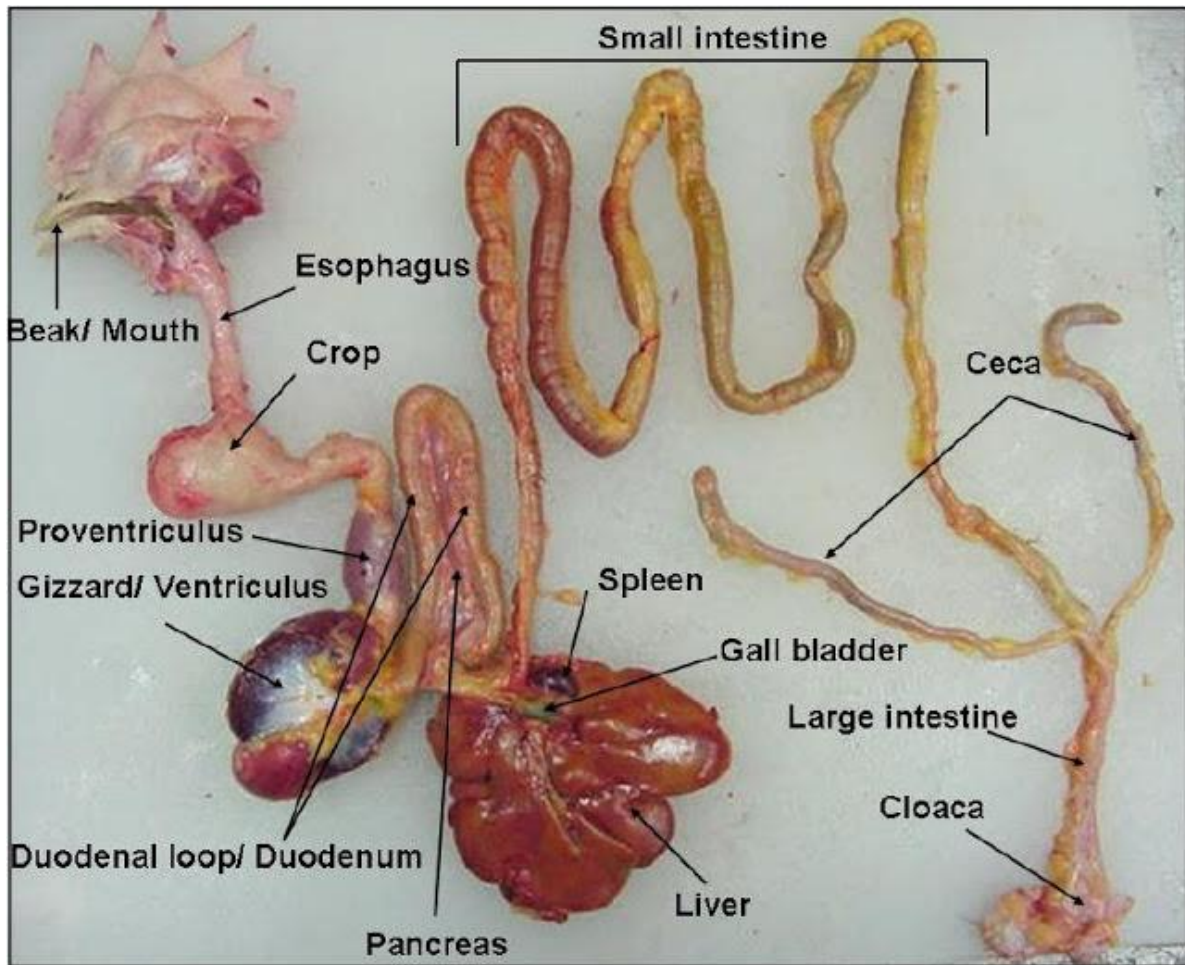


Figura 51. Disección de una Ave.

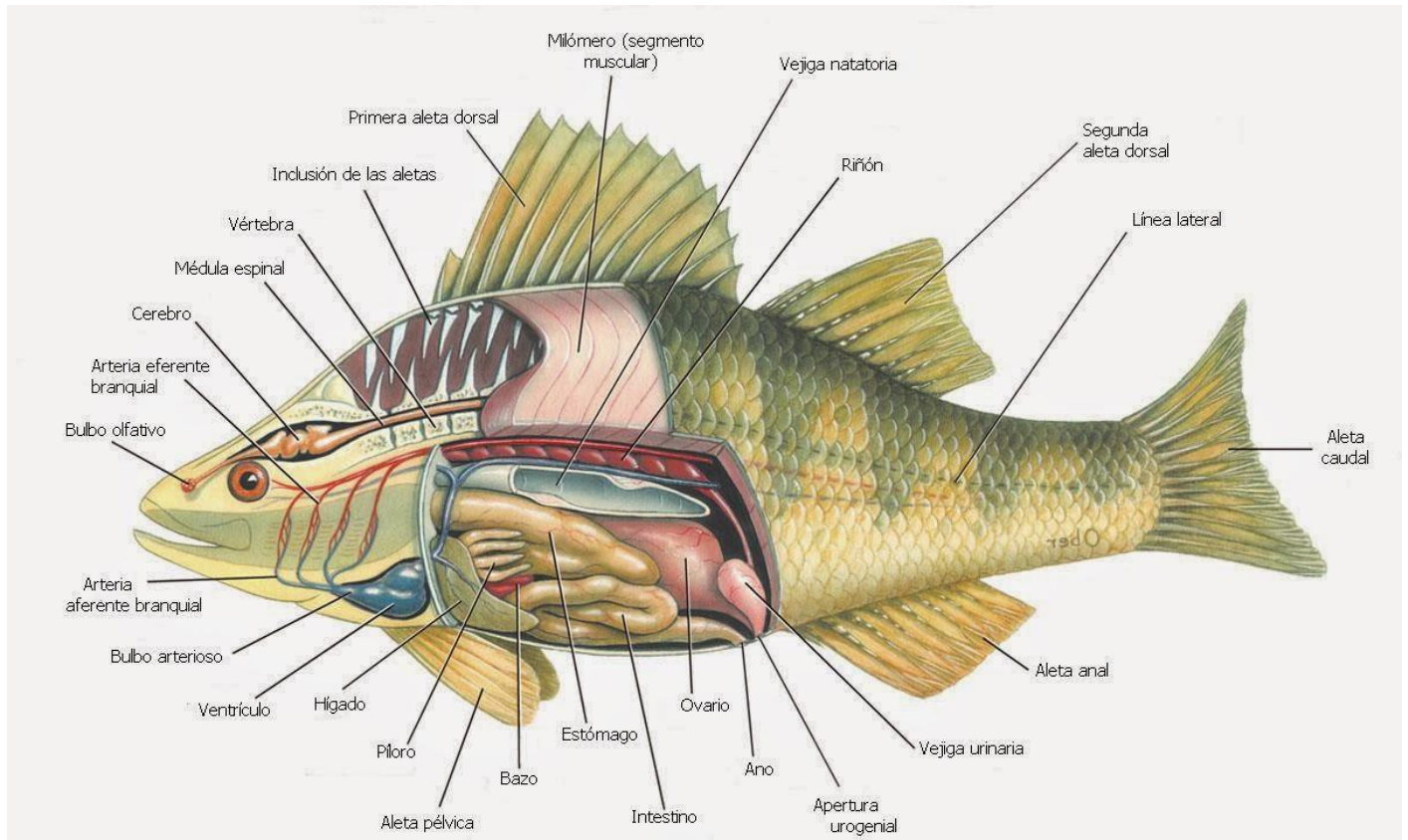


Figura 52. Disección de un Pez



LINKS PAGINAS WEBS DE LAS IMÁGENES EN ORDEN DE APARICIÓN EN EL MANUAL.

www.studyblue.com/notes/note/n/porifera-cnidaria/deck/20499
http://www.biology.ualberta.ca/courses.hp/zool250/Labs/Lab03/Hydra-LS.jpg
Modificado de libro de invertebrados
Modificado de libro de invertebrados
Modificado de Brusca y Brusca 2005, con foto de ejemplar de laboratorio tomado en 2013
Modificado de libro de invertebrados
http://www.keyword-suggestions.com/cGh5bHVtICByb3RpZmVyYQ/
Modificado de Hickman et al 2008
<http://www.earthlife.net/inverts/gastrotricha.html>
Modificado del Zarman
Modificado de Barnes
http://www.bioscripts.net/zoowiki/temas/7C.html
https://niceworms.wikispaces.com/Bipalium+kewense
http://www.suggest-keywords.com/dGFibmlhIGFuYXRvbXk/
http://www.darwinsgalapagos.com/animals/platyhelminthes_flatworms.htm
http://loscestodos.blogspot.mx/
http://www.biology.ualberta.ca/parasites/ParPub/text/text/acant01b.htm
Modificado del Ruppert y Barnes, 2000
http://nematode.unl.edu/hdignon.htm
http://diet.yukozimo.com/category/mollusca/
http://coquina-tellina.net/
<https://aslam02.wordpress.com/materi/kelas-x-2/kingdom-animalia/mollusca/chiton/>
http://www.malacologia.es/index.php/biologia/66-biologia-de-los-gasteropodos-clase-gastropoda
http://practicasina2013.weebly.com/clase-gastropoda.html
http://vampiroerudito.blogspot.mx/2013/10/el-pulpo.html
http://www.monografias.com/trabajos94/lombricultura-generalidades/lombricultura-generalidades.shtml
http://www.cibsub.cat/bioespecie_es-poliquet-55678
http://anelidosccsr.blogspot.mx/p/hirudinea.html
http://www.asturnatura.com/articulos/equinodermos/erizos.php
http://cienciaybiologia.com/los-erizos-de-mar-o-equinoideos-echinoidea/
http://www.asturnatura.com/articulos/equinodermos/estrellas.php
<http://www.asturnatura.com/articulos/equinodermos/ofiuras.php>
http://es.slideshare.net/jolumase/diseccion-de-una-rana
http://biologia1bachilleratooja.blogspot.mx/2015/03/diseccion-ave.html
http://gori-gori.blogspot.mx/2012/10/diseccion-pezo-oseo-jurel.html



Cronograma de actividades semestrales de laboratorio

Nombre de la Unidad de Aprendizaje
Nombre del Docente
Semestre
Laboratorio
Técnico Laboratorista
Grupo y Horario (Día y hora)

Eumetazoa
M. en C. Blanca Jaimes Cruz
2017 B
Laboratorio 1
Mercedes Pichardo
5B Viernes 11:00-14:00

Práctica		Sesiones por semana (semana)																S ex 1 dic
No	Nombre	1/ 4 Ag	2/ 11	3/ 18	4/ 25	5/ 1 Sp	6/ 8	7/ 15	8/ 22	9/ 29	10 /6	11 13	12 20 oc	13 27	14 3 Nv	15 10	16 17/ NV	
1	TÉCNICAS DE PRESERVACIÓN Y FIJACIÓN PARA INVERTEBRADOS.																	
2	CNIDARIA :MEDUSOIDES		x															
3	CNIDARIA: ANTHOZOA y CTENOPHORA			x														
4	ROTIFERA Y GASTROTRICHA <i>Exposicion de Hongos y de Biodiversidad</i>				x													
5	ACANTOCEFALOS DE VERTEBRADOS <i>Día patrio</i>						x											
6	PLATYHELMINTHES								x									
7	TINCION DE <i>Fasciola hepatica</i>									x								
8	ANNELIDA <i>Possible salida académica</i>										x							
9	MOLLUSCA: APLACOPHORA Y POLYPLACOPHORA												x					
10	MOLLUSCA:BIVALVIA													x				
11	MOLLUSCA: GASTROPODA <i>Suspensión de labores por sucesión de días inhábiles</i>													x				
12	MOLLUSCA: CEPHALOPODA															x		
13	NEMATODOS PARASITOS DE VERTEBRADOS															x		
14	NEMATODOS PARASITOS DE PLANTAS																x	
15	ECHINODERMATA: ECHINOIDEA Y OFIURIDA																	x
16	ECHINODERMATA: ASTEROIDEA Y HOLOTURIDA																	x
17	TECNICAS COPROPARASITOLÓGICAS																	

La indicación = suspensión de labores; = salida académica; = inicio de clases.

