



# Licenciatura en Biología

## Manual de Prácticas Laboratorio de Protistas y Metazorios

Elaboró
M. en C. BLACA JAIMES CRUZ

Fecha
24/08/2017

Fecha de aprobación

H. Consejos Académico y de Gobierno

--



## CONTENIDO

	<b>Página</b>
Presentación . . . . .	<b>3</b>
Reglamento . . . . .	<b>4</b>
<b>Prácticas</b>	
<b>1</b> NORMAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO DE PROTISTAS Y METAZOARIOS	<b>10</b>
<b>2</b> UTILIZACIÓN DEL ROMBO DE LA NFPA EN ANESTÉSICOS Y FIJADORES UTILIZADOS EN PROTISTAS	<b>13</b>
<b>3</b> RECOLECTA DE PROTISTAS Y CROMISTAS DULCEACUÍCOLAS Y OBSERVACIÓN EN VIVO.	<b>18</b>
<b>4</b> CULTIVOS POLIXÉNICOS E INFUSIONES PARA PROTISTAS	<b>23</b>
<b>5</b> OBSERVACIÓN EN VIVO DE PROTISTAS Y CROMISTAS DULCEACUÍCOLAS	<b>26</b>
<b>6</b> ACCIÓN DE FACTORES FÍSICOS EN PROTISTAS	<b>33</b>
<b>7</b> NUTRICION EN CILIADOS	<b>36</b>
<b>8</b> SARCOMASTIGOTA: SUBREINO EOZOA, INFRAREINO EUGLENOZOA PREPARACIONES TEMPORALES Y SEMIPERMANENTES	<b>39</b>
<b>9</b> SARCOMASTIGOTA DE IMPORTANCIA PARASITOLÓGICA , PHYLUM AMEBOZOA	<b>41</b>
<b>10</b> EOZOOS, PARÁSITOS DEL HOMBRE	<b>45</b>
<b>11</b> SUPERPHYLUM ALVEOLATA, EUGREGARINIDA: <i>Monocystis sp.</i>	<b>48</b>
<b>12</b> APICOMPLEXA DE IMPORTANCIA MÉDICA	<b>51</b>
<b>13</b> REINO CROMISTAS: SUPERPHYLUM HETEROKONTA, PHYLUM BIGYRA, CLASE OPALINEA	<b>54</b>
<b>14</b> CILIADOS y REALIZACIÓN DE PREPARACIONES, SEMI-PERMANENTES	<b>57</b>
<b>15</b> MICROSPORIDOS Y MYXOSPORIDOS DE IMPORTANCIA	<b>58</b>
<b>16</b> PLACOOZOA	<b>61</b>
<b>17</b> FORAMINÍFEROS DEL CUATERNARIO	<b>63</b>
<b>18</b> PHYLUM PORIFERA	<b>65</b>
<b>19</b> TÉCNICAS DE TINCIÓN PARA PROTISTAS	<b>68</b>
<b><i>Cronograma de actividades semestral</i></b>	<b>71</b>



## PRESENTACIÓN

Se presenta la actualización en nuevo formato del Manual de Prácticas de Laboratorio de Protistas y Metazoarios incorporándose NUEVAS PRACTICAS, para Microsporidia y Myxospórida de Importancia Médica, Foraminíferos del Cuaternario, Técnicas de tinción para Protistas.

Se incorporan fotografías tomadas por el estudiante García Espinosa en el año 2012. Así como de otras fuentes encontradas en Internet. Se agradece la donación de las fotografías presentadas en este Manual.

El Manual de Prácticas de Laboratorio de Protistas y Metazoarios, presentan 18 prácticas que le permitirán al estudiante recolectar los Protozoa y Cromistas, a trabajar diferentes técnicas de cultivo, a realizar preparaciones frescas, semipermanentes y permanentes que le permitirán conocer a los diferentes taxa de importancia médica o biológica y sobre todo que están a su alcance y merecen ser objeto de estudio, Reconociendo los principales organelos exclusivos de los taxa, incorporándose al manejo de las características morfológicas que van definiendo a cada grupo jerárgico.

Se incorporan el Reglamento de Laboratorios de Biología y Biotecnología, de la Facultad de Ciencias y Medidas De Seguridad Básicas A Cumplir Por El Usuario.



# 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 propipetas 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

## NORMAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO DE PROTISTAS Y METAZOARIOS

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### Introducción

El *Laboratorio de Protistas y Metazoarios* es la sección práctica de la unidad de aprendizaje del mismo nombre. El espacio físico asignado para la realización de las prácticas es el Laboratorio de Docencia de Biología 1 ó 2, incluso se ha impartido en el Laboratorio de Zoología de Invertebrados. Estas edificaciones se utilizan para dar clase y realizar actividades de investigación, a través de tesis, trabajos semestrales y servicios sociales, por lo tanto concurrido por alumnos y maestros.

Estas anotaciones obvias, deben de tomarse en cuenta ya que por lo mismo es necesario establecer normas de trabajo permanentes así como normas de seguridad para proteger la salud de alumnos, maestros y personal universitario frecuente, como cualquier posible visita ajena a las actividades cotidianas de la enseñanza e investigación.

Cottral (1986), notifica que es usual que en un laboratorio de Microbiología puedan registrarse 6,000 casos e infecciones accidentales. Y señala que el 49.1% son producidas por bacterias; el 31.6% por virus; 11.3% por Rickettsias; 5.7% por hongos; y por otros tipos de parásitos el 2.3%

No debemos de olvidar que las infecciones accidentales pueden llegar a ser mortales llegando a producir el 16.2% de muertes. De éstas son ocasionadas por virus el 7.3%; por bacterias 4.0%, por Rickettsias el 2.6%, por hongos 2.3% y por parásitos el 0%, pero no hay que pasar por alto que en docencia en ocasiones traemos al laboratorio, agua estancada, heces fecales, materia orgánica y muestras que pueden portar parásitos zoonóticos (agentes de enfermedades de animales que se transmiten a humano).

### NORMAS DE SEGURIDAD

Existen Normas, Reglamentos, Leyes y la Constitución en México que protegen la salud de toda persona ya sea en calidad de alumno, maestro o trabajador de cualquier institución laboral.

En la Constitución se establece el artículo 4° donde señala que toda persona tiene derecho a la protección de la salud. Así como el Art. 123 “toda persona tiene derecho al trabajo digno y socialmente útil”.

Dentro de las Leyes tenemos a la LEY GENERAL DEL EQUILIBRIO ECOLOGICO Y PROTECCION AL AMBIENTE (LGEEPA) y la LEY GENERAL PARA LA PREVENCIÓN Y GESTIÓN INTEGRAL DE LOS RESIDUOS (LGPGIR), que amparan Reglamentos y Normas para preservar y proteger el ambiente en toda su gama.



## **OBJETIVOS**

Introducir al alumno al conocimiento y justificación de las normas de seguridad que deben de prevalecer en el Laboratorio de Protistas y Metazoarios.

Que el alumno conozca las normas de disciplina y de trabajo en el laboratorio de Protistas y Metazoarios.

## **NORMAS DE SEGURIDAD**

- ❖ UTILIZAR ROPA DE PROTECCIÓN (BATA BLANCA ABOTONADA, GUANTES A LA MEDIDA, CUBREBOCAS, EN CASO NECESARIO MANDIL DE HULE Y LENTES PROTECTORES.
- ❖ LIMPIAR EL ÁREA DE TRABAJO PREVIAMENTE A LA PRÁCTICA Y DESINFECTAR (HIPOCLORITO DE SODIO AL 5%) Y POSTERIOR A LAS ACTIVIDADES.
- ❖ RESTINGIR EL USO, JERINGAS, AGUJAS Y OTROS OBJETOS PUNZO CORTANTES Y ASIGNARLES UN ÁREA VISIBLE Y LIBRE.
- ❖ TRABAJAR UN ÁREA DETERMINADA.
- ❖ LIMPIAR Y DESINFECTAR EL ÁREA DE CAD DERRAME CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5%.
- ❖ NO PIPETEAR CON LA BOCA.
- ❖ EVITAR DERRAMES, GOTEO DE AGUA ESTANCADA ASI COMO DE FLUIDOS CORPORALES.

## **NORMAS DE DISCIPLINA DENTRO DEL LABORATORIO DE PROTISTAS Y METAZOA.**

- ✓ RESPETAR EL HORARIO DE CLASE (ENTRADA Y SALIDA)
- ✓ ES OBLIGATORIO EL USO DE ELEMENTOS DE PROTECCIÓN PERSONAL
- ✓ QUEDA PROHIBIDO COMER, FUMAR, BEBER, GRITAR, JUGAR DENTRO DE LABORATORIO Y SOBRE TODO EN LA HORA DE LA REALIZACIÓN DE PRACTICA
- ✓ AL ESTUDIANTE SORPRENDIDO EN ALGUNA INDISCIPLINA CONTEMPLADA ANTERIORMENTE SE LE BAJARA PUNTOS DE LA CALIFICACIÓN DE SU PRÁCTICA.
- ✓ EN CASO DE ACCIDENTES AVISAR DE INMEDIATO A LA PROFESORA.
- ✓ LAVARSE LAS MANOS ANTES Y DESPUES DE LA PRÁCTICA
- ✓ LIMPIAR Y DESINFECTAR EL ÁREA DE USO (USO DE ALCOHOL AL 70° SIN FLAMEAR).
- ✓ REGRESAR CRISTARERÍA DEBIDAMENTE LAVADA Y SECA.

### **TRATAMIENTO PARA LA ADECUADA ELIMINACIÓN DEL MATERIAL BIOLÓGICO "INFECCIOSO"**

SANGRE	MATERIA FECAL	MATERIAL DE MADERA
COAGULOS Y APLICADORES	HECES DE ANIMALES DOMESTICOS Y DEL HOMBRE	APLICADORES Y ALGODÓN
<b>NEUTRALIZACIÓN</b>	<b>NEUTRALIZACIÓN</b>	<b>NEUTRALIZACIÓN</b>
HIPOCLORITO DE SODIO AL 5%	HIPOCLORITO DE SODIO AL 5%	HIPOCLORITO DE SODIO AL 5%
ELIMINACIÓN EN BOLSAS DE PLÁSTICO ROJAS	ELIMINACIÓN EN BOLSAS DE PLÁSTICO ROJAS	ELIMINACIÓN EN BOLSAS DE PLÁSTICO
INCINERACIÓN	INCINERACIÓN	DEPOSITO



## MÉTODO.

1. Lectura del reglamento de los laboratorios de biología y biotecnología de la facultad.
2. Selección los artículos de importancia para la sobrevivencia en el laboratorio.

## RESULTADOS

El alumno entregará para calificar la práctica por escritos, los artículos de mayor importancia e impacto hacia su persona, que están protegiendo de alguna interacción nociva con la citas bibliográficas consultadas.

## EVALUACION

Se obtendrá calificación numérica de la discusión y conclusión de los principales artículos del laboratorio y de las normas de seguridad, basada en la literatura trabajada en forma adecuada.

## BIBLIOGRAFIA

- CASE, J. 1995. **Laboratory Experiments in Microbiology**
- CORTES, A.; B NOGUEDA (ED), 1996. **Instructivo Teórico por Objetivos y Manual de Prácticas del Curso de Parasitología 1**. I.P-N. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Departamento de Parasitología México.
- COTTRAL, G. E. 1986. **Manual de Métodos Estandarizados en Microbiología Veterinaria**. La Prensa Médica Mexicana.
- RUSSEL, A.D.; W. B. HUGO y G.A.J.A. YLIFFE, 1982. **Principles and Practice of Desinfection, Preservation and Sterilisation**. BLACKELL, Scientific Publications London.

## PRÁCTICA No. 2

### UTILIZACIÓN DEL ROMBO DE LA NFPA EN ANESTÉSICOS Y FIJADORES UTILIZADOS EN PROTISTAS

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

#### INTRODUCCION

Es imprescindible dentro del laboratorio de Protistas y Metazoarios que el estudiante sepa las principales características de los reactivos que emplea a diario en sus prácticas. Por lo tanto es menester el manejar a la perfección el rombo NFPA donde se dan las características del reactivo, considerando la Flamabilidad, Reactividad, Riesgos especiales y Salud y conocer el contenedor a la cual van los residuos generados en sus prácticas.



#### OBJETIVOS

- Que el alumno conozca y maneje las características de los reactivos componentes de fijadores y colorantes de uso cotidiano dentro del laboratorio de la Unidad de Aprendizaje de Protistas y Metazoarios.



## MÉTODO

### SUBSTANCIAS

Ácido acético glacial  
Ácido pícrico  
Alumbre de sodio  
Bicarbonato de sodio  
Bicloruro de mercurio  
Cloruro de calcio  
Cloruro de sodio  
Formol  
Glucosa  
Hematoxilina  
Hidrato de cloral  
Nigrosina  
Verde de metilo  
Verde de luz  
Xilocaína comercial al 1%  
Yodato de potasio.

### CRISTALERÍA

1 Matraces Erlenmayer graduados de 250 ml x equipo  
1 matraz Erlenmayer graduado de 100 ml  
1 probeta de 250 ml  
1 probeta de 100 ml  
5 frascos goteros ámbar de 100ml o 250 ml

## DESARROLLO

1. Identifique los componentes de los anestésicos, fijarse que a continuación se mencionan y elabore las sustancias solicitadas.

### I. Anestésicos

- a) Xilocaína comercial al 1%
- b) Hidrato de Cloral  
250 ml de agua destilada  
0.25g de Hidrato de Cloral

### II. Fijadores

- a) Bouin.  
Solución acuosa saturada de ácido pícrico 75 partes.  
Formol comercial 25 partes  
Ácido acético glacial 5 partes.
- b) Schaudinn  
200 ml de solución acuosa saturada de Bicloruro de mercurio.  
100 ml de etanol absoluto ó etanol de 95%



\*nota

Agregar 5 ml de ácido acético por cada 100 ml

III. Solución de Loche

9.0 g de NaCl

0.42g de KCl

0.25g de CaCl<sub>2</sub>

0.20g de NaHCO<sub>2</sub>

2.5 g de glucosa

1000ml de agua destilada

- De cada reactivo que conforman los anestésicos y fijadores realizados, sacar y elaborar un cuadro de las características NFPA y contenedor utilizado para su desecho.
- Cada equipo elabore una sustancia y al finalizar repartir al grupo.

Equipo	substancia	CANTIDAD	Observaciones
	Hidrato de cloral	250 ml	
	Bouin	200ml	
1	Formol 10%	200ml	preparar
2	Formol 5%	200ml	preparar
3 y4	Solución Loche	500ml	preparar
	Xilocaina comercial al 1%		<b>Comprada previamente en Veterinarias</b>
5	Schaudin	250ml	

- Al finalizar la práctica tendrán cada equipo 5 frascos etiquetados: Xilocaina 1%, Hidrato de Cloral, Bouin, Shaudinn, Sol. Loche. La etiqueta tendrá los siguientes datos. A) fecha de elaboración; B) Nombre de la sustancia; C) Nombre de la U.A. PROTISTAS Y METAZOARIOS; y D) Nombre de la Profesora Responsable.

<p><b>Fecha de elaboración</b>  <b>NOMBRE DE LA SUSTANCIA</b>  <b>PROTISTAS Y METAZOARIOS GRUPO B</b>          PROF. RESPONSABLE M. EN C. BLANCA          JAIMES</p>
--



Variante: al finalizar el grupo habrá contribuido a la preparación de reactivos usuales en Protistas y Metazoarios.

5. Realizar cuadro de características NFPA, para cada solución elaborada.

Cuadro de características NFPA de los componentes químicos utilizados

Nombre de reactivo	Formula	peso molecular	Índice Flamabilidad	Índice de reactividad	riesgo	salud	Rombo	Uso en Protistas	Medidas preventivas	Contene_dor
Ácido acético glacial										
Ácido pícrico										
Alumbre de sodio										
Bicarbonato de sodio										
Bicloruro de mercurio										
Cloruro de calcio										
Cloruro de sodio										
Formol										
Glucosa										
Hematoxilina										
Hidrato de cloral										

Considerar:

- Nombre del reactivo
- Formula química
- Peso molecular
- Índice de Flamabilidad
- Índice de Reactividad
- Índice de Riesgo
- Índice de Salud
- Rombo con colores
- Uso en biología y en específico Protistas y Metazoarios.
- Medidas de prevención
- Contenedor que se utiliza para desecharlo.



### RESULTADOS Y EVALUACIÓN.

- Entregar cuadro con discusión y conclusión para ser evaluado, al término de la práctica.
- Presentar frascos elaborados y etiquetados.

### Bibliografía:

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos**. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Baker, J.T. 1998. **Catálogo. Reactivos y productos para su uso en laboratorios**. México.
- Gaviño de la Torre, G., C. L. Juárez y H. H. Figueroa. 1977. **Técnicas Selectas de Laboratorio y de Campo**. Limusa, México. 251p.
- Mayén Estrada R., Heróz Zamorano A., Rojas Ruiz V.E. y Hernández Anaya M. 1986. **Manual de Prácticas. Zoología I**. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- LOPEZ-OCHOTERENA, E. y SERRANO-LIMÓN G. 1997. **Manual de Técnicas Protozoológicas**. Sociedad Mexicana de Historia Natural, A.C. Olmecas Impresiones Finas, México. 272 pp.
- KUDO, R. 1976. **Protozoología**. C.E.C.S.A. 95-137p.



## PRÁCTICA No. 3

# RECOLECTA DE PROTISTAS Y CROMISTAS DULCEACUÍCOLAS Y OBSERVACIÓN EN VIVO.

M. en C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los protistas son eucariontes unicelulares, plasmodiales, solitarios y coloniales, de diversas formas y tamaños (microscópicos a varios metros de longitud). Su movimiento lo realizan por medio de pseudópodos, flagelos o cilios. Carecen de pared celulósica y pocos presentan cloroplastos de diferentes formas y plastos con diferentes pigmentos fotosintéticos. Conforman un grupo muy heterogéneo con carácter poli filetico.

Los protistas de vida libre dulceacuícolas, viven en cualquier charco o acumulo de agua estancada, piletas, ríos, lagos, laguna incluso en macetas que contienen flores de una o varias semanas. Los protistas de vida libre se encuentran también en medios salobres y marinos, teniendo una distribución vertical, los que se encuentran en el fondo junto con hojarasca o detritus de materia orgánica se denominan bentónicos y los de la superficie plantónicos.

Aunque existen diferentes métodos de recolecta para los protistas, el más usual y sencillo es la recolecta manual, ayudado con un frasco de boca ancha que contenga detritus, vegetación, hojas en descomposición del sustrato, algas y una o dos terceras partes del frasco de agua recolectada.

Una vez recolectada la muestra es importante realizar observaciones en vivo bajo microscopio estereoscópico o bien óptico y anotar características de los organismos como forma, color, movimiento, tamaño, orgánulos de locomoción y no deben de olvidarse datos como nombre del lugar de colecta, fecha, si es posibles coordenadas geográficas, aspectos fisicoquímicos de importancia pH, O<sub>2</sub>, vegetación asociada entre otros.

### OBJETIVOS

El alumno conozca y aplique un método de recolecta de protistas dulceacuícola.

El alumno conozca y elabore un dibujo de ejemplares vivos de protistas

El alumno identifique los principales orgánulos de los grupos representados.

### MATERIALES.

3 Frascos de boca ancha de 250 ml a 500 ml

3 Etiquetas

Plumones indelebles

1 Cucharon de plástico

1 par de guantes de cirujano o para lavar trastes

Cucharón de plástico

Porta y cubreobjetos.

Pipetas Pasteur

Microscópio Óptico

Microscópio Estereoscópico

Literatura Especializada para consulta



## DESARROLLO

1. Realizar recolecta de agua por equipo:
  - A. De agua estancada,
  - B. Bordos de diferentes partes del Estado de México,
  - C. Piletas o tinacos de casa propia
  - D. Riachuelos de diferentes puntos del Estado de México.
  - E. Floreros de casa o de panteón.
2. Etiquetar cada frasco con los siguientes datos, mediante lápiz No. 2 o plumón indeleble, anotar en libreta de campo también otras observaciones como temperatura del día, vegetación asociadas, característica de referencia notorias:
  - a) Fecha
  - b) Localidad geográfica
  - c) Profundidad de la toma
  - d) Temperatura local o del estanque
  - e) pH, O<sub>2</sub>
  - f) Nombre Completo de los Colectores
3. Transportar los frascos al Laboratorio en un recipiente, que salvo guarde la integridad de las muestras, puede ser hielera, o bolsas de mandado de tamaño adecuado para su traslado.
4. En el laboratorio revisar cada frasco de la siguiente forma:
  - a) Revisar la riqueza de las poblaciones a groso modo mediante el microscopio estereoscópico. Detectando cuales son las muestras que posee un gran número de protistas y las de menor número de estas.
  - b) Cada elemento del equipo de trabajo escogerá una localidad a trabajar: realizará preparaciones frescas de frasco de la localidad y tomara mediante una pipeta Pasteur muestra de parte media, fondo y superficie. No olvidar colocar portaobjetos, y sellar en cada esquina con vaselina.
  - c) Observar en microscopio óptico en 4x y 10x.
  - d) Detectar que grandes grupos que se presentan.
  - e) Observar y realizar dibujo y tomar foto con su celular de los ejemplares que se presentan.
  - f) Observar movimiento, coloración.
5. Realizar preparaciones frescas pero con anestésicos para observar forma y orgánulos característicos.
6. Realizar 2 dibujos individuales con los nombres de los orgánulos y estructuras que observa. Ejemplo: Por equipo si son 3 integrantes los dibujos que entreguen será 6 en total.



II. Elaborar tabla de tiempo y anestésico

tiempo	anestésicos					
minutos	Solución nicotina	Hidrato de cloral	Solución de mentol	Alcohol 30%	Alcohol 50%	Alcohol 70%
1min						
5 min						
15 min						
20 min						
30 min						
+ 30min.						

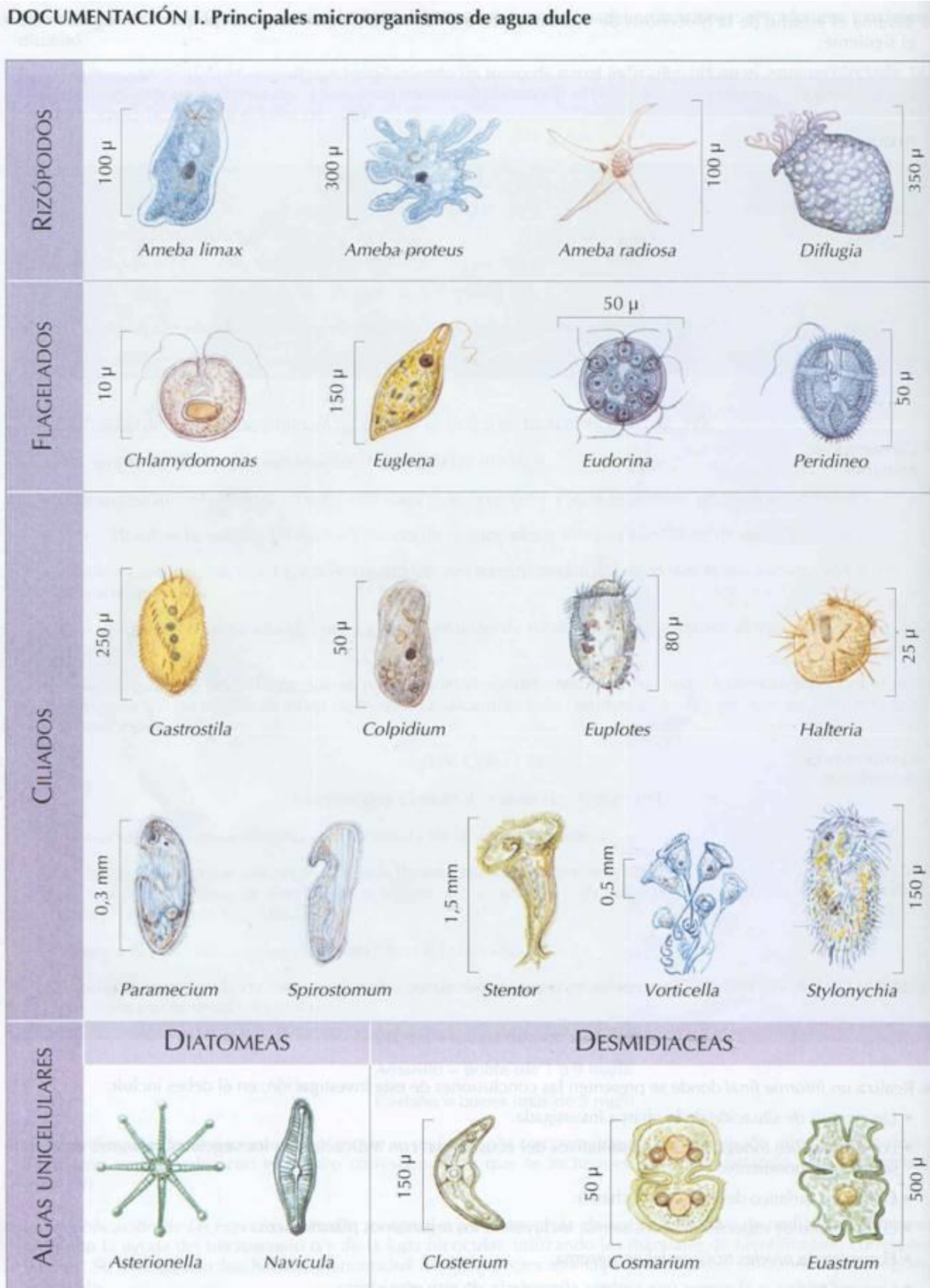
RESULTADOS Y EVALUACIÓN

- Entregar 3 dibujos de protozoa, realizados en laboratorio, con estructuras observadas, observaciones de número de organismos, agregando a la práctica, discusión y conclusión en cuanto: número de protistas, movimiento, forma, coloración, ¿realmente podemos hablar de grupos?
- Tabla de observación de diferentes anestésicos, solución de nicotina, hidrato de cloral, solución de mentol, tiempo, observaciones  
Responder bajo lo obtenido en la tabla ¿cuál(es) de los anestésicos fue (ron) más rápido(s) en tener efecto?
- Integrar literatura consultada por lo menos 3-4 citas bibliográficas consultadas por mesa de trabajo.

BIBLIOGRAFIA:

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos**. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Baker, J.T. 1998. **Catalogo. Reactivos y productos para su uso en laboratorios**. México.
- Gaviño de la Torre, G., C. L. Juárez y H. H. Figueroa. 1977. **Técnicas Selectas de Laboratorio y de Campo**. Limusa, México. 251p.
- Mayén Estrada R., Heróz Zamorano A., Rojas Ruiz V.E. y Hernández Anaya M. 1986. **Manual de Prácticas. Zoología I**. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lopez-Ochoterena, E. Y Serrano-Limón G. 1997. **Manual de Técnicas Protozoológicas**. Sociedad Mexicana de Historia Natural, A.C. Olmecas Impresiones Finas, México. 272 pp.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología**. C.E.C.S.A. 95-137p.

Figuras 1 y 2 Esquemas de los principales organismos encontrados en aguas estancadas o de charcos.







## PRÁCTICA No. 4

# CULTIVOS POLIXÉNICOS E INFUSIONES PARA PROTISTAS.

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

En Laboratorio de la U. A. Protistas y Metazoarios, para estudiar a los “protozoos” se requiere en la mayoría de las ocasiones una fuente basta de poblaciones de estos organismos, por lo que se acude generalmente la elaboración de medio de cultivo. Un medio de cultivo es un sustrato o alícuota enriquecido con nutrientes orgánicos o químicos, que favorece el crecimiento y la reproducción de organismos. Los medios pueden adquirirse ya elaborados o bien prepararse en el laboratorio. Es común recurrir a las infusiones es decir aquellas que se encuentran elaboradas con agua corriente o hervida previamente y materia orgánica vegetal, para obtener suficiente densidad poblacional y poder trabajar con los ejemplares como por ejemplo en la determinación taxonómica, y poder realizar diferentes técnicas, obteniendo las características morfológicas del género o especie de estudio.

### OBJETIVOS

- Elaborar los principales infusiones para el estudio y caracterización de los protistas encontrados en la recolecta del equipo.

### MATERIAL.

#### SUBSTANCIAS

Agua destilada

#### CRISTALERIA

Por Equipo

1 matraz Erlenmeyer de 1 litro

1 mortero c/pistilo

1 parrilla

Guante para trasportar recipientes calientes.

Material orgánico asignado por equipo

#### MATERIAL ORGÁNICO

ARROZ	3 granos	AVENA	01 G
CHICHARO (*)	5 granos	HOJARASCA	10 G
LECHUGA SECA	01 G	MUSGO	50 G
PAJA	10 G	MAIZ	1 grano
TRIGO	3 granos	ALFALFA (*)	10 G

Tomado del Aladro Lubel 2009



## DESARROLLO

Equipo	Infusión a trabajar	cantidad	observaciones
1	Arroz	500 ml	Repartir entre 6 equipos
2	Trigo	500 ml	Repartir entre 6 equipos
3	Chícharo	500 ml	Repartir entre 6 equipos
4	Maíz	500 ml	Repartir entre 6 equipos
5	Arroz	500 ml	Repartir entre 6 equipos
6	Alfalfa, paja	500 ml	Repartir entre 6 equipos

### Para Infusión de Paja y Alfalfa

1. Hervir el material elegido en 500 ml de agua destilada por 5-10 minutos.
2. Dejar reposar durante 24 hrs.
3. Vaciar el sobrenadante de la infusión a un frasco de boca ancha 1parte e inocular con la muestra de protozoarios  $\frac{3}{4}$  partes.

### Infusión de Trigo, chícharo

1. En un vaso precipitado se coloca 25 a30 ml de agua de la llave con 3 granos de trigo, o chícharo y se pone a hervir por 5 min.
2. Dejar reposar 24 horas
3. Vaciar 1 parte del sobrenadante y vaciar  $\frac{3}{4}$  partes de la muestra de protozoos a un frasco de boca ancha.

### Infusión de Maíz.

1. En un vaso precipitado se coloca 25 a 30 ml de agua de la llave con 1 grano de maíz previamente perforado y se pone a hervir por 10 min.
2. Dejar reposar 24 horas
3. Vaciar 1 parte del sobrenadante y vaciar  $\frac{3}{4}$  partes de la muestra de protozoos a un frasco de boca ancha.

### Infusión de Arroz

1. En un vaso precipitado se coloca 25 a 30 ml de agua de la llave se pone a hervir por 10 min y posteriormente se agregan 3 granos de arroz
2. Dejar enfriar 24 horas
3. Vaciar 1 parte del sobrenadante y vaciar  $\frac{3}{4}$  partes de la muestra de protozoos a un frasco de boca ancha.



### RESULTADOS Y EVALUCION

- Por equipo presentar los 6 frascos con infusión debidamente etiquetados (fecha, tipo de infusión, localidad de la muestra, numero de mesa o equipo e integrantes y responsable de supervisión de muestras). Las tapas serán reemplazadas con *parafilm* cubriendo debidamente la boca del frasco.
- TODOS LOS FRASCOS DEBERAN SER DEL MISMO TAMAÑO. YA SEA DE PLASTICO O DE VIDRIO PERO DE BOCA ANCHA. NO DE DIFERENTES TAMAÑOS.
- Individual esquematizar el desarrollo de la práctica y anexar cuestionario previamente resuelto.

### Cuestionario

1. Si nuestro cultivo es tipo polixénico que esperamos encontrar en ellos.
2. ¿Cuál sería la temperatura optima que tendríamos que utilizar en nuestros cultivos?
3. ¿Porque es necesario cubrir la boca del frasco con *parafilm* en vez de usar la tapa?

### Bibliografía

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos**. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Baker, J.T. 1998. **Catalogo. Reactivos y productos para su uso en laboratorios**. México.
- Gaviño de la Torre, G., C. L. Juárez y H. H. Figueroa. 1977. **Técnicas Selectas de Laboratorio y de Campo**. Limusa, México. 251p.
- Mayén Estrada R., Heróz Zamorano A., Rojas Ruiz V.E. y Hernández Anaya M. 1986. **Manual de Prácticas. Zoología I**. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lopez-Ochoterena, E. Y Serrano-Limón G. 1997. **Manual de Técnicas Protozoológicas**. Sociedad Mexicana de Historia Natural, A.C. Olmecas Impresiones Finas, México. 272 pp.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología**. C.E.C.S.A. 95-137p.



## PRÁCTICA No.5

# OBSERVACIÓN EN VIVO DE PROTISTAS Y CROMISTAS DULCEACUÍCOLAS, ESTRUCTURAS Y ORGÁNULOS

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

El crecimiento de los protistas dulceacuícolas está determinado por la presencia de nutrientes y la disposición de estos para su desarrollo y crecimiento a tanto a nivel individual como poblacional. Así como espacios físicos y agentes biológicos como depredadores. Estos factores determinan los diferentes especies que se establecen o desarrollan en un cultivo polixénico. Siempre es conveniente tomar nota de la morfología de los posibles géneros que conforman la muestra a observar y estudiar.

### OBJETIVOS.

Que el alumno constate y se familiarice con la morfología general de los principales grupos naturales de protistas.

Determine cuál de los medios de infusión tiene más variedad de protistas.

### MATERIAL Y METODO

- 1 microscopio óptico
- 1 microscopio estereoscópico
- 2 cajas de Petri chica
- 1 gotero con bulbo
- Porta y cubre objetos

### SUSTANCIAS

#### EL ALUMNO DEBE DE TRAER A LA SESIÓN DE LABORATORIO

- Solución fijadora
- Anestésico.
- Diferentes frascos de Cultivos

### MÉTODO.

- 1- Revise con microscopio estereoscópico que dan densa o raquíca son las poblaciones que se desarrollaron en las infusiones trabajadas.
- 2- Elabore una preparación con una gota apropiada de cada cultivo para revisar el desarrollo de estos a nivel óptico.
- 3- Antes de anestésarlos tome datos de color, forma, movimiento, y ubique entre flagelados, ciliados, o amebas
- 4- Agregue en el portaobjetos, anestésicos a la gota conteniendo protozoos y coloque el cubre. Trate que ambas gotas sean pequeñas para que no salga liquido en las orillas, si sale limpie el exceso con papel desechable o *kleenex*.



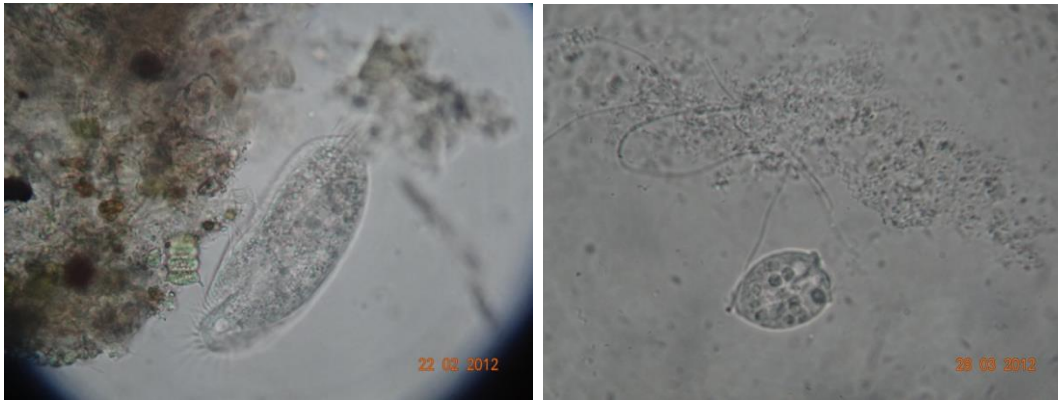
- 5- De cada preparación realice 2 dibujos de diferentes protistas, ejemplo un flagelado y un ciliado,
- 6- Ubique los organismos en la categorías, de flagelados, ciliados y /o amébidos.
- 7- Del dibujo realizado identifique
  - a) membrana citoplasmática
  - b) núcleo
  - c) citoplasma
  - d) vacuolas contráctiles
  - e) vacuolas Fagocíticas
  - f) flagelos
  - g) estigma
  - h) cilios
  - i) cirros
  - j) infraciliatura
  - k) otras estructuras
  - l) Membranelas
  - m) Cloroplastos
  - n) Lórica

#### RESULTADOS:

- Elaboración de por lo menos 3 preparaciones semipermanentes de protozoa y cromistas
- Elaboración de dibujos en forma individual 3 de protozoa y 1 de cromista. Obtenidos de la revisión del agua estancada o de charco traída para revisión.

#### EVALUACIÓN.

1. Elaborar por lo menos 3 dibujos de protozoarios y 1 cromistas encontrados en los cultivos. Cada dibujo deberá tener señalado estructura y posible grupo taxonómico.
2. Entrega de 4 dibujos en forma individual, señalando ubicación, forma de estructuras de organelos de los protozoa y cromistas.
3. Ubicación taxonómica.



**Figuras 3 y 4.** Presencia de cirros en *Euplotes sp.*  
Presencia de pedúnculo, vacuolas digestiva ciliatura oral en *Vorticella sp.*

#### BIBLIOGRAFÍA

- **Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009.** Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos. **Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México**
- Gaviño De La Torre, G. C. L. Juárez Y H. H. Figueroa. 1977. **Técnicas Selectas de Laboratorio y de Campo.** Limusa, México. 251p.
- Mayen E. R. et al. 1986. **Manual De Practicas Zoología I.** Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM.
- Lopez-Ochoterena, E. Y Serrano-Limón G. 1997. **Manual de técnicas Protozoológicas.** Sociedad Mexicana de Historia Natural, A.C. Olmecas Impresiones Finas, México. 272 pp.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología.** C.E.C.S.A. 95-137p.

1) Bacteriophyta (bacterias)	
Eubacteriales	
Eubacteriineae — bacterias	108
Rhodobacteriineae — bacterias del azufre	110
Actinomycetales	112
Chlamydbacteriales — bacterias filamentosas	112
2) Cyanophyta (algas azules)	
Chroococcophyceae	114
Chroococcales	114
Pleurocapsales	116
Chamaesiphonales	116
Hormogoniophyceae	
Stigonematales y Nostocales	118
3) Chrysophyta (algas amarillas)	
Chrysophyceae — algas doradas	
Chrysomonadales	128
Rhizochrysidales	130
Chrysocapsales	131
Bacillariophyceae — diatomeas, algas silíceas:	
Centrales	132
Pennales	132
Xanthophyceae, Heterokontae — algas verde-amarillas	
Heterogloabales	144
Heterochloridales, Mischococcales	144
Heterotrichales	146
Botrydiales	146
4) Euglenophyta	148
5) Dinophyta (dinoflagelados)	
Dinophyceae	154

6) Cryptophyta (criptomonadales)	158
7) Chlorophyta (algas verdes)	
Chlorophyceae	
Volvocales	158
Tetrasporales	160
Chlorococcales	162
Ulotrichales	184
Ulinales	186
Prasiolales	108
Microsporales	186
Chaetophorales	186
Oedogoniophyceae	190
Bryopsidophyceae	
Cladophorales	190
Sphaeropleales	190
Conjugatophyceae — algas conyugadas	
Mesotaeniales — unicelulares	192
Gonatozygales — unicelulares	192
Desmidiiales — unicelulares	192
Zygnemales — filamentosas	208
8) Rhodophyta (algas rojas)	
Bangiales	208
Nemalionales	208
Cryptonemales	208
9) Phaeophyta (algas pardas)	
Ectocarpales	208
10) Mycophyta (hongos)	210

Figuras 5 y 6. Esquemas representativos de los principales taxa encontrados en agua estancada.

**Clasificación**

Zoomastigia — zooflagelados	
Rhizomastigida	212
Protomonadida	212
Polymastigida	214
Rhizopoda	
Proteomyxida — amebas vampiro	216
Amoebida — amebas desnudas	216
Testacea — tecamebas	222
Actinopoda	
Heliozoa	228
Ciliata	
Holotricha	
Gymnostomata	234
Trichostomata	240
Chonotricha	240
Hymenostomata	242
Astomatida	250
Peritricha	
Sessilina	246
Mobilina	250
Spirotricha	
Heterotricha	250
Oligotricha	254
Tintinnida	254
Hypotricha	256
Odonostomata	258
Suctoría — infusorios suectores	260

**Clasificación**

1) Porifera (esponjas)	
Spongillidae — esponjas de agua dulce	262
2) Cnidaria	
Hydrozoa — hidropólipos y medusas	264
3) Plathelminthes (gusanos planos)	
Turbellaria	266
4) Nemerini	270
5) Nematelminthes (gusanos cilíndricos)	
Rotatoria	
Bdelloidea	272
Monogononta	274
Gastrotricha	292
Nematodes	296
6) Annelida	
Polychaeta	298
Oligochaeta	298
7) Crustacea	
Branchiopoda	302
Copepoda	310
Ostracoda	312
8) Acari	
Hydrachnellae — ácaros de agua dulce	314
9) Tardigrada	98
10) Bryozoa	320

***Euglena* sp.**

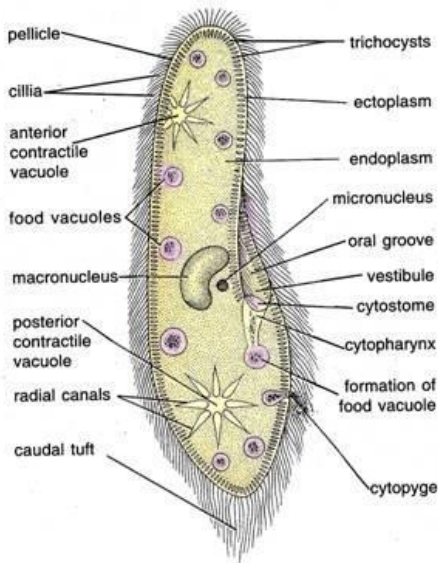
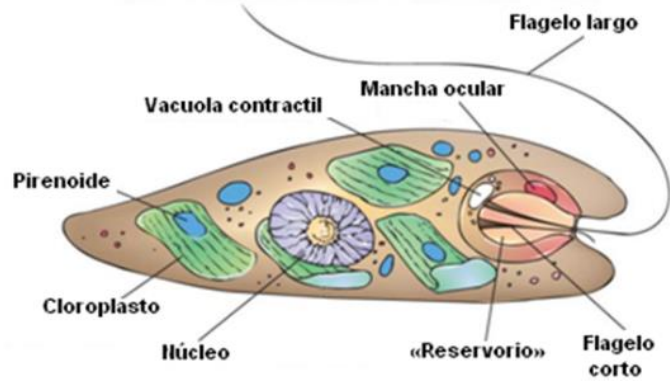
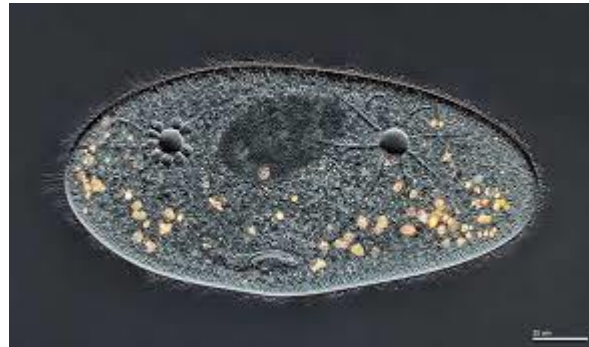


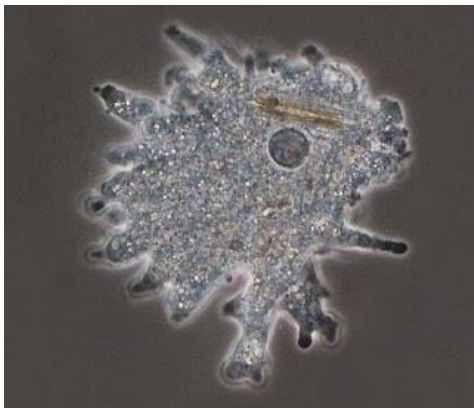
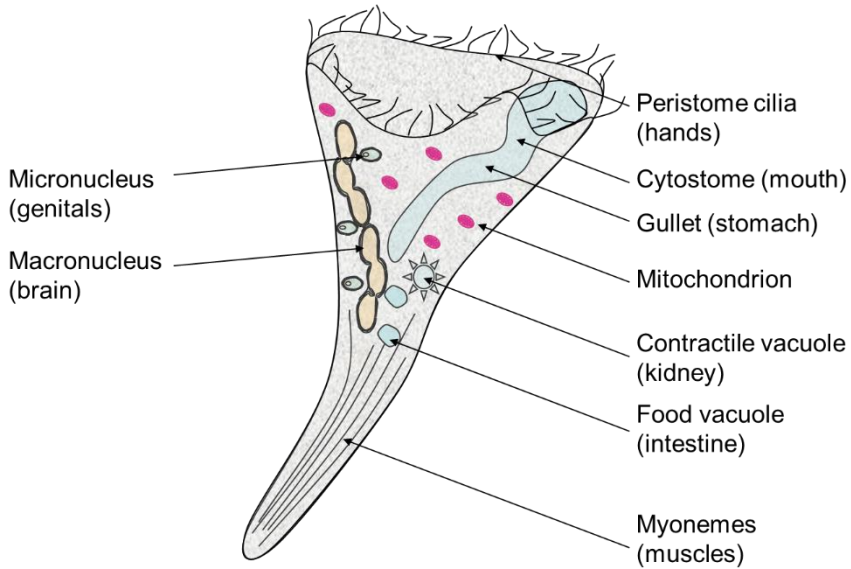
Fig. 20.1. *Paramecium caudatum*.



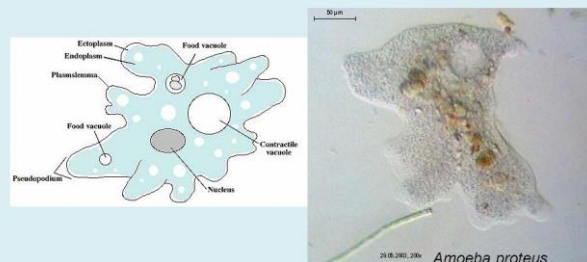
***Paramecium* sp.**

**Figuras 7, 8,9 10.** Imagen de *Euglena* sp. acompañada de un esquema representando los organelos característicos del género. Imagen de *Paramecium* señalando la forma de estructura de los organelos y vista de éstos en una imagen.

### *Stentor* sp.



### PHYLUM "RHIZOPODA" (AMEBAS)



**Figuras 11, 12, 13, 14.** Imagen de *Stentor* sp. Señalando todas sus estructuras y fotografía señalando el macronúcleo. Imagen y esquema de una ameba señalando sus estructuras.



## PRÁCTICA No. 6

# ACCIÓN DE FACTORES FÍSICOS EN PROTISTAS

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los protozoarios también como todo organismo viviente, reacciona a los factores abióticos como son luz, calor, frío, humedad, resequeidad, pH, acidez del medio, impactando en su crecimiento a nivel de población.

### OBJETIVOS

- El alumno conocerá algunos aspectos de la fisiología de los protozoarios de vida libre dulceacuícolas.
- El alumno constatará de las reacciones más usuales en la fisiología de los protozoarios de vida libre.

### MATERIAL

- cultivo de protozoarios de vida libre
- Hielo
- Cartón
- Cerillos
- Acido. Clorhídrico
- Fibra de vidrio
- plumón negro
- hilo
- papel aluminio
- Microscopio óptico
- electrodos positivos y negativos
- porta y cubre objetos
- goteros o pipetas pasteur
- cajas Petri
- 4 pipetas de 1 ml

### METODO

#### MECANOTAXIA.

Es la reacción que presentan los protozoarios ante el contacto con objetos tanto duros como suaves. Para observar la reacción tome de su cultivo de protozoarios una gota con la pipeta Pasteur, colóquela en el portaobjetos y a su vez, agregue a esta gota una traza de fibra de vidrio. Observe en el Microscopio óptico.

#### FOTOTAXIA.

Es la reacción positiva de algunos protozoarios sobre todo de los Euglenozoa hacia la luz.

1. - En un portaobjetos dibuje un área de un campo, la mitad coloréala de negro, obscureciendo esta parte del porta.
2. - Tome una gota de su cultivo de *Euglenozoa* y colóquela sobre un portaobjetos.
3. - Espere 10 minutos y observe.



### QUIMIOTAXIA

Es la reacción a los productos químicos.

#### SUBSTANCIAS ACIDAS.

- 1-Coloque una gota de su cultivo en un porta objetos
- 2- Humedezca un hilo con HCL diluido
- 3-Ponga el hilo en medio del campo microscópico
- 4- Observe.

#### SUBSTANCIAS ALCALINAS

- 1-Coloque una gota de su cultivo en un porta objetos
- 2- Humedezca un hilo con NaCl<sub>2</sub> diluido
- 3-Ponga el hilo en medio del campo microscópico
- 4- Observe.

### GALVANOTAXIA

Reacción a corriente eléctrica.

- 1- Coloque una gota de su cultivo en un portaobjetos.
- 2- Conecte la pila con electrodos positivos y negativos
- 3- Haga contacto con el electrodo en cada extremo de la gota del cultivo en su preparación.

### TERMOTAXIA

- 1- Acerque un pedazo de hielo a uno de los extremos del portaobjetos hasta considerar que esta frío.
- 2- Coloque una gota de su cultivo en el portaobjetos y
- 3- Revise bajo el Microscópio la reacción de los protozoarios

### RESULTADOS

1. Realización de 5 dibujos que representen lo observado en:

- a) Mecanotaxia,
- b) fototaxia,
- c) quimiotaxia,
- d) galvanotaxia,
- e) termotaxia.

2 dibujos en una hoja no cinco en una hoja.



### EVALUACION

Se evaluará en cada dibujo:

- 1) la forma de protozoo,
- 2) estructuras debidamente señaladas de importancia
- 3) ubicación taxonómica en los principales grupos de este reino y de cromista,
- 4) y la ejemplificación de la acción representada,
- 5) Discusión y conclusión de la práctica
- 6) Uso de las citas bibliográficas utilizadas, estas deben de ser acorde a la unidad de aprendizaje.

### BIBLIOGRAFIA

- Anderson, O. R. 1988. **Comparative Protozoology. Ecology, Physiology, Life History.** Springer-Verlag. 275-306p.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología.** C.E.C.S.A. 95-137p.
- Lira, I y C. Müdspacher, 1986. **Invertebrados. Manual de Laboratorio.** Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. 21-31p.
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Practicas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**



## PRÁCTICA No. 7 NUTRICIÓN EN CILIADOS

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Dentro de los protistas dulceacuícolas hay organismos autótrofos y heterótrofos. Los autótrofos son aquellos que poseen plástidos con función fotosintética, generalmente los hay de color verde pero pueden ser rojos, amarillos, pardos dependiendo del pigmento fotoreceptor. Mientras los heterótrofos requieren de otro microorganismos en su medio para alimentarse como los ciliados que ingieren fitomastigoforos, o incluso pueden comer a otro ciliado de igual o mayor tamaño como lo hace el *Didinium sp.*

### OBJETIVOS.

EL alumno detectará y observará el proceso de ingestión de levadura en protozoos ciliados como ejemplo de nutrición heterótrofa

El alumno detectará y reconocerá la presencia de cloroplastos en protozoos fitomastigoforos, como ejemplo de nutrición autótrofa.

### MATERIAL:

- 2 vidrios de reloj pequeños
- 1 pipeta Pasteur con bulbo
- 1 caja de Petri pequeña
- Colorante rojo Congo
- 1 porción de levadura
- 2 microscopios ópticos por equipo
- 1 microscopio de disección por equipo
- Porta y cubres objetos

### **Alumno**

Infusiones realizadas

### METODO

1. En un vidrio de reloj pequeño, deposite varias gotas de rojo Congo.
2. Tome una pizca de levadura, colóquela en un vidrio de reloj, homogenice, espere a que se tiña la levadura.
3. Una vez teñida la levadura tome con un gotero una porción, transfírela a otro vidrio de reloj conteniendo una muestra de infusión con protozoarios, de preferencia ciliados.
4. Espere 30 minutos y revise con el microscopio estereoscópico.
5. Haga una preparación fresca y observe, bajo microscopio óptico si hay ingestión verifique este proceso cada 30 minutos para poder observar el alimento digerido dentro de las vacuolas digestivas denotándose cambio de coloración de rojo, que pasará a ser pardo.

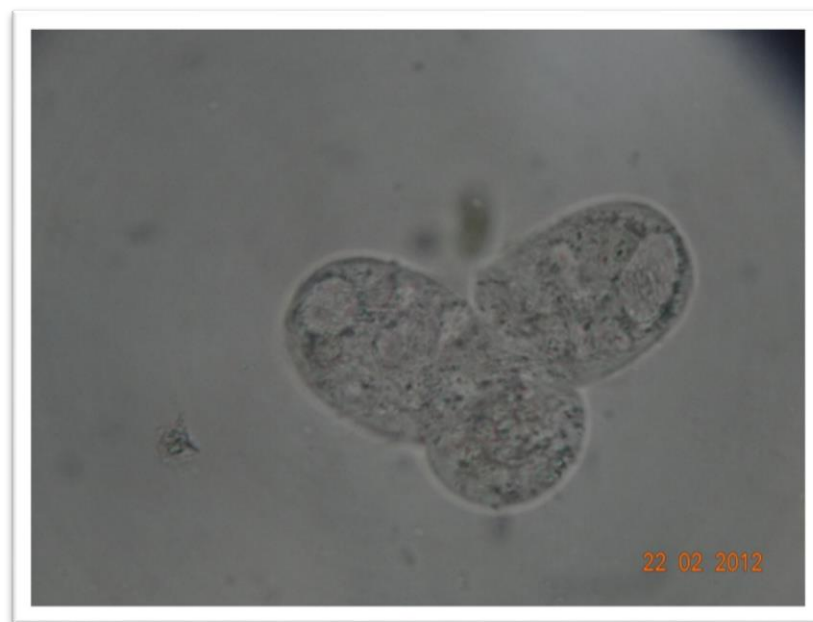
6. Realice un dibujo de cómo se observa la levadura en la vacuola digestiva y dibuje el cambio de color dentro de la vacuola.
7. Tome fotos con su celular del proceso.

### RESULTADOS

1. Toma de fotografías donde se aprecie la incorporación de levadura pintada con rojo congo en el interior del protozoo. Las fotografías deben de ser editas en su práctica para entregar.
2. Toma de fotografías donde se observe variación de coloración.
2. Observación y toma del tiempo del proceso de ingesta.

### EVALUACIÓN

- Entrega de dibujo o fotografías individuales del proceso con discusión y conclusión relacionada con el tiempo de observación, diferenciación de autótrofas y heterótrofas, y de las observaciones realizadas.
- Uso de la literatura consultada.

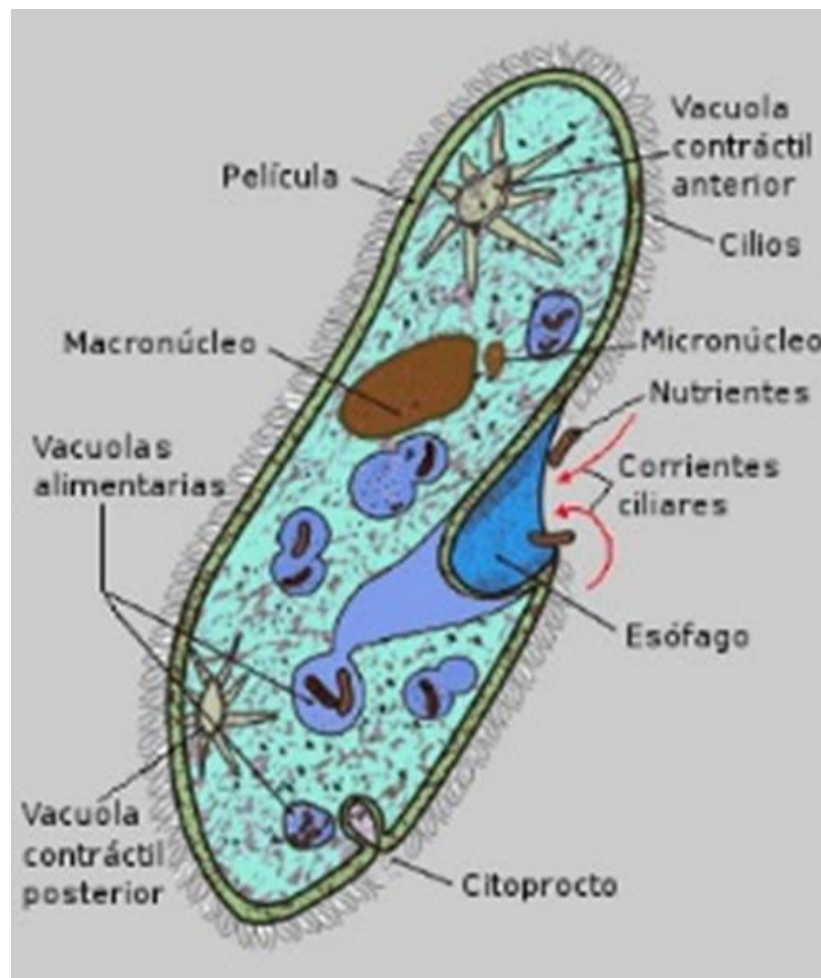


**Figura 15.** *Didinium* sp. Alimentándose de un *Paramecium* ejemplo de nutrición **holozoica**. Captado en sesión de laboratorio de Protistas y Metazoarios. Foto tomada por García Espinosa (2012)

### Bibliografía

- Anderson, O. R. 1988. **Comparative Protozoology. Ecology, Physiology, Life History.** Springer-Verlag. 275-306p.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología.** C.E.C.S.A. 95-137p.
- Lira, I y C. Müdspacher, 1986. **Invertebrados. Manual de Laboratorio.** Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. 21-31p.
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Practicas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**

### PROCESO DE DIGESTIÓN DE UN CILIADO.



**FIGURA 16.** Esquema donde se señala la ingesta de nutrientes en ciliados.



## PRÁCTICA No. 8

# SARCOMASTIGOTA: SUBREINO EOZOA, INFRAREINO EUGLENOZOA

## PREPARACIONES TEMPORALES Y SEMIPERMANENTES

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los Euglenozoa son representantes del Subreino Eozoa caracterizándose por la presencia en forma general de plastos y en alguna parte de su ciclo de vida portan 1 o varios flagelos, siendo dulceacuícolas. El color de los plastos nos induce a los diferentes tipos de pigmentos fotosintéticos encontrados en esta taxa.

### OBJETIVO

El alumno:

- Conocerá e identificará las características taxonómicas distintivas que lo ubican en el Subreino Sarcomastigota
- Diferenciará la morfología general de un Euglenozoo dulceacuícola
- Distinguirá las características taxonómicas de los Euglenozoo dulceacuícolas
- El alumno aplicará las técnicas más usuales para obtener preparaciones frescas y semipermanentes.
- Utilizará las claves taxonómicas correspondientes para determinar los órdenes o géneros de los Euglenozoos (fitomastigoforos).

### MATERIAL SOLICITADO AL ALUMNO

- cultivo de flagelados
- porta y cubre objetos
- ANESTESICOS
- FIJADOR (Shaudin)
- colorantes vitales (azul y verde de metilo)
- barniz de uñas transparentes

### MATERIAL PROPORCIONADO POR EL LABORATORIO.

- 2 Microscopios ópticos por equipo 12 en total
- 2 Microscopios estereoscópicos 12 en total
- alcoholes al 70, 96 y 100%
- 4 pipeta Pasteur con bulbo
- Hematoxilina de Harris
- Eosina alcohólica
- xilol
- bálsamo de Canadá



## DESARROLLO

### Preparaciones Frescas

1. Realizar una preparación fresca con una micro gota de cultivo conteniendo Eozos selle con barniz de uña.
2. Observe y detecte presencia de cloroplastos en Eozos, movimiento.
3. Realice un dibujo donde se observe la forma del protozoo, forma y color de cloroplastos; número y posición de flagelos,
4. Dibuje la zona donde emergen los flagelos.
5. Con ayuda de claves de la biblioteca trate de ubicarlos taxonómicamente.

### Preparaciones Semipermanentes

1. Realizar una preparación fresca con 1 micro gota de cultivo conteniendo Eozos.
2. Observe y detecte presencia de cloroplastos en Eozos, movimiento.
3. Coloque una micro gota de anestésico a la gota con protozoo, ponga cubreobjetos y selle los bordes con parafina caliente

### Preparaciones con colorantes vitales temporales.

1. Realizar una preparación fresca con micro-gota de cultivo conteniendo Eozos.
2. Observe y detecte presencia de cloroplastos en Eozos, movimiento
3. Agregue fijador Schaudinn, espere a que se evapore
4. Agregue colorante vital diluida
5. Selle ya sea con parafina caliente en los bordes o vaselina enmarcando la gota en el interior de la preparación

## RESULTADOS.

1. Realización de 2 preparaciones semipermanentes, fotografías y 2 dibujos de Euglena u otro Eozoo, encontrado en el cultivo realizado previamente
2. Realización de 2 preparaciones semipermanentes con colorante vital

## EVALUACIÓN

- Entrega de dibujo individual del proceso con discusión y conclusión de las observaciones realizadas.
- Entregar preparaciones etiquetadas y realizadas para su evaluación.
- Anexar literatura consultada.

## Bibliografía

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos**. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México
- Anderson, O. R. 1988. **Comparative Protozoology. Ecology, Physiology, Life History**. Springer-Verlag. 275-306p.
- Kudo, R. 1976. **Protozoología**. C.E.C.S.A. 95-137p.
- Lira, I y C. Müdespacher, 1986. **Invertebrados. Manual de Laboratorio**. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. 21-31p.
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Practicas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**



## PRÁCTICA No. 9

# SARCOMASTIGOTA DE IMPORTANCIA PARASITOLÓGICA

## PHYLUM AMEBOZOA

### INTRODUCCION

Dentro de los Sarcocistidios se tiene al phylum Amebozoa, en el subfilo Conosa y Lobosa. En el subfilo Conosa se encuentra a la más famosa de las especies *Entamoeba histolytica* que produce la Amebiosis. Al igual la especie comensal *Entamoeba coli*. En el subfilo Lobosa encontramos a las amibas de vida libre que producen Meningoencefalitis primaria. Ambas especies son letales, aunque *Acanthamoeba castellanii* puede ser más agresiva.

### OBJETIVOS.

El alumno identifique, las características morfológicas que definen los géneros representativos del Phylum Amebozoa.

### MATERIAL:

Por Equipo	Por grupo
2 microscopios ópticos,	24 microscopios ópticos.
Papel seda	papel seda
Aceite de inmersión.	Aceite de inmersión

### ALUMNO TRAERA

Lápiz

Hojas blancas

Goma

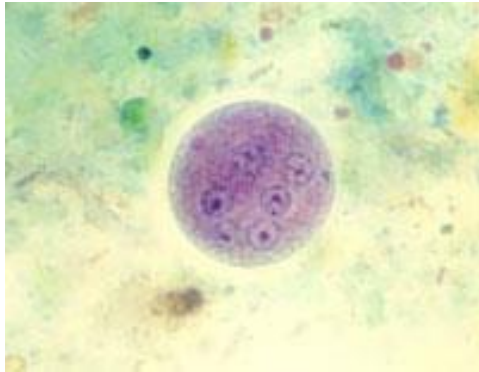
### PREPARACIONES (Profesor).

- *Entamoeba histolytica*
- *Entamoeba coli*
- *Acanthamoeba sp*
- *Iodamoeba butschlii*

### DESARROLLO DE OBSERVACIONES DE SARCODINOS

1. Dibuje los quistes de *Entamoeba histolytica*, dibuje núcleo, cromatina, cuente el número de núcleos.
2. Dibuje y señale sus partes del trofozoito de *Acanthamoeba*.
3. Dibuje y señale partes de quistes
4. Dibuje y señale sus organelos componentes de *E. coli*
5. Dibuje y señale sus partes de *Iodamoeba butschlii*





Figuras 18, 19, 20, 21. Ejemplar teñido con hematoxilina de *Entamoeba histolytica*, en quiste y trofozoito, trofozoito de *Acanthamoeba* sp. Y quistes de en forma de estrella, con doble capa de *Acanthamoeba*

Figura 22. Cuadro comparativo de las principales especies de Amoebidos.

Amebae						
	<i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	<i>Entamoeba hartmanni</i>	<i>Entamoeba coli</i>	<i>Entamoeba polecki</i>	<i>Endolimax nana</i>	<i>Iodamoeba beutschlii</i>
Trophozoite						
Cyst						
Scale						



## PRÁCTICA No. 10 EOZOOS PARÁSITOS DEL HOMBRE

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

El SUBREINO EOOZOA, tiene gran importancia Biológica debido a que está representado por especies que ocasionan enfermedades de importancia médica. Dentro del INFRAREINO EUGLENOZOA E INFRAREINO EXCAVATA tienen a géneros parásitos como a *Trypanosoma sp.* y *Giardia lamblia*

### OBJETIVOS:

- Que el alumno reconozca las características taxonómicas por las cuales se reconocen los principales parásitos sanguíneos y gastrointestinales.

### MATERIAL:

Por Equipo	Por grupo
2 microscopios ópticos,	24 microscopios ópticos.
Papel seda	papel seda
Aceite de inmersión.	Aceite de inmersión

### **EL ALUMNO TRAERA**

Lápiz

Hojas blancas

Goma

PREPARACIONES (Profesor).

*Trypanosoma cruzi*

*Trypanosoma lewisi*

*Amastigotes de T. cruzi*

*Giardia lamblia*

### **DESARROLLO:**

#### ZOOMASTIGOPHORA

1. De cada especie dibuje lo que observe en el microscopio, complete señalando estructuras y orgánulos.
2. Incorpore un dibujo bibliográfico, no lo escanee hágalo UD. señalando las partes.
3. Observe y dibuje forma, posición de núcleo, flagelo, membrana ondulante, posición de muerte de cada una de las especies en las formas de trypomastigote del genero *Trypanosoma*.
4. Identifique y dibuje las formas amastigotes de *Trypanosoma cruzi*
5. Dibuje el quiste de *G. lamblia* reconozca los principales organelos y señale estos, en el dibujo realizado.

**BIBLIOGRAFÍA:**

- Cable R. 1963. **An illkustrated Laboratory manual of Parasitology**. Burgess Publising Company. Minneapolis. USA.
- Mayén Estrada, R. Herróz Zamorano A, Rojas Ruiz V.E.y M. Hernández Anaya, 1986.MANUAL DE PRÁCTICAS. ZOOLOGIA I. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Tay-Lara et Al. 2005. **Parasitología Médica**. Méndez Editores.



**Figuras 23 y 24 Trofozoitos y Quiste de *Giardia lamblia* observándose núcleos, flagelos libres y flagelo rígido,**

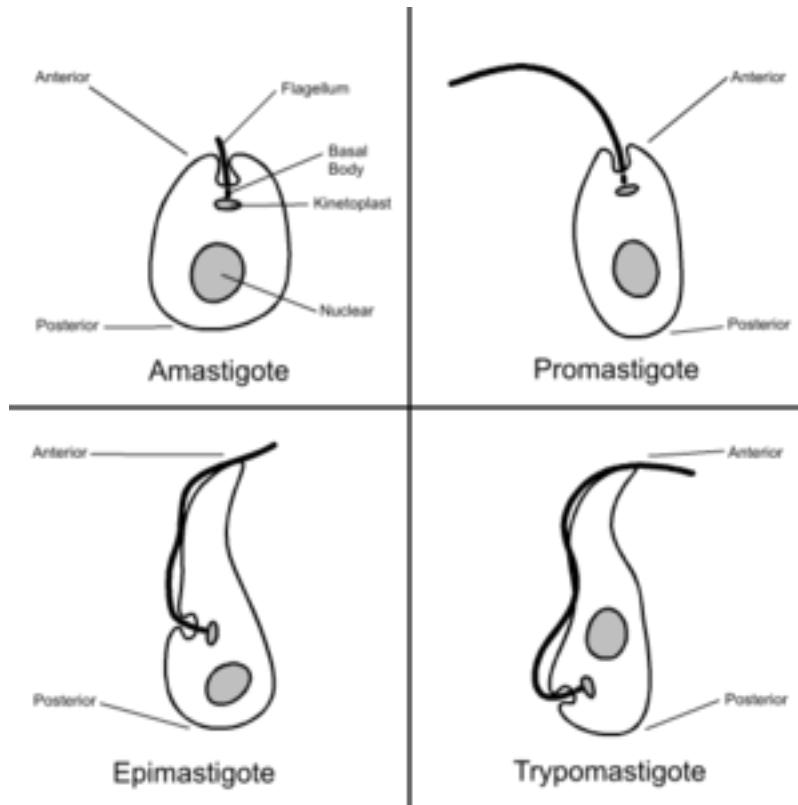


Figura 25. Formas típicas de los trypanosomidos.



# PRÁCTICA No. 11

## SUPERPHYLUM ALVEOLATA

### EUGREGARINIDA: *Monocystis* sp.

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

#### INTRODUCCIÓN

Como representante de la clase Sporozoea, subclase Gregarina, orden Eugregarinida está el género *Monocystis* muy frecuente encontrarlos en las vesículas seminales de la lombriz de tierra. En la actualidad toma relevancia debido al desarrollo de la lombricultura, en donde el agricultor depende de la salud de su cultivo de anélidos, ya que este gregarinido ocasiona la castración de los gusanos, afectando la productividad de la composta, para uso agrícola.

#### OBJETIVOS

- El alumno conozca, identifique, maneje las características taxonómicas de los gregarinidos.
- El alumno identifique la fase del ciclo de vida del gregarinido que se establecen en las vesículas seminales.
- Realice preparaciones semipermanentes y temporales de *Monocystis* Sp.

#### MATERIAL

##### **POR EQUIPO**

1 microscopio óptico  
1 microscopio estereoscópico  
1 caja de petri de vidrio 10cm diam.  
Papel seda  
Pinzas

##### **ALUMNO DEBE TRAER A LA PRACTICA**

1 lombriz de tierra ya ahogada  
Porta y cubres\*  
Lienzo de limpieza\*  
Alfileres  
  
Placa de unicel  
Esquema de anatomía de la lombriz de tierra.  
Esquema de ciclo de vida de *Monocystis*  
Esquema de *Monocystis* sp.

#### DESARROLLO

1. Anestesia con cloroformo o éter las lombrices de tierra, o bien en su casa ahogarlas en agua en un frasco repleto de agua durante la noche, como su respiración es vía cutánea el proceso tarda de 3 a 6 horas.
2. Una vez inmóvil la lombriz clave ésta, en posición ventralmente en la placa
3. Identifique la región anterior y la región posterior así como el anillo de maduración (CLITELO).
4. Identifique ventralmente las vesículas seminales

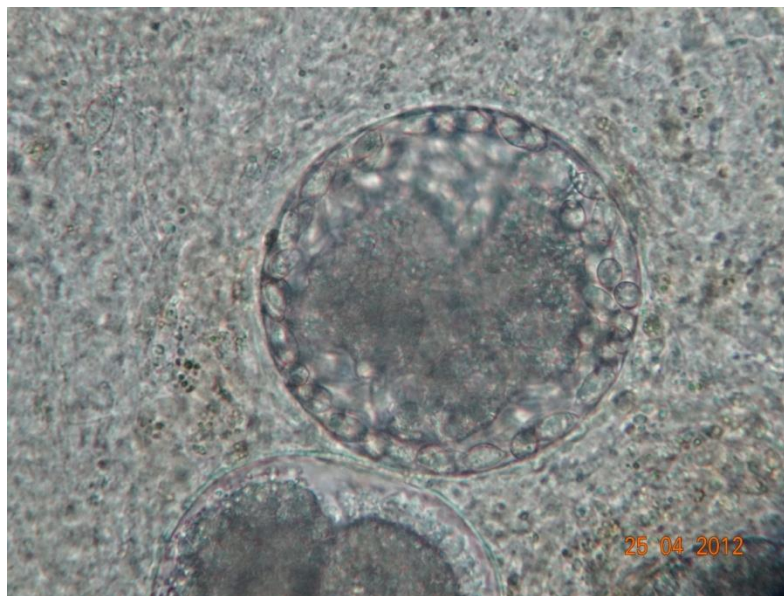
5. Realice una hendidura sobre ellas cuidando de no cortarlas
6. Extraiga las vesículas con ayuda de una 1 pinza de punta roma
7. Prepare un portaobjetos en una porción de este agregue sol. Salina al 0.75% 1 gota y añada una vesícula, coloque el cubre y con cuidado presione.
8. Observe y dibuje las diferentes fases del ciclo de vida de *Monocystis*.
9. Prepare en la otra porción del cubre una gota de Sol. Salina añada azul de metileno disuelto y agregue una porción de vesícula.
10. Observe y dibuje las diferentes fases del ciclo de vida
11. Para preparaciones permanentes, coloque una gota con el contenido de las vesículas en portaobjetos, seque con calor (mechero) fije con alcohol etílico al 50% y añada hematoxilina de Harris, seque nuevamente con calor; añada bálsamo de Canadá y coloque cubreobjetos para observar al microscopio.

#### RESULTADOS

1. Realización de preparaciones temporales de *Monocystis*
2. tinción semipermanente de azul de metileno
3. dibujo de esporoquiste, conteniendo esporoblasto con esporocistos

#### EVALUACIÓN

- Entregar dibujo de desarrollo realizado, dibujo de *Monocystis sp.* en preparación
- Entregar preparaciones realizadas con xilol y bálsamo de Canadá ó Hematoxilina de Harris.



**Figura 26.** Gametoquiste conteniendo esporoquistes con esporoblastos de *Monocystis sp.*

**BIBLIOGRAFÍA**

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos.** Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Cable R. 1963. **An illkustrated Laboratory manual of Parasitology.** Burgess Publishing Company. Minneapolis. USA
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Practicas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**

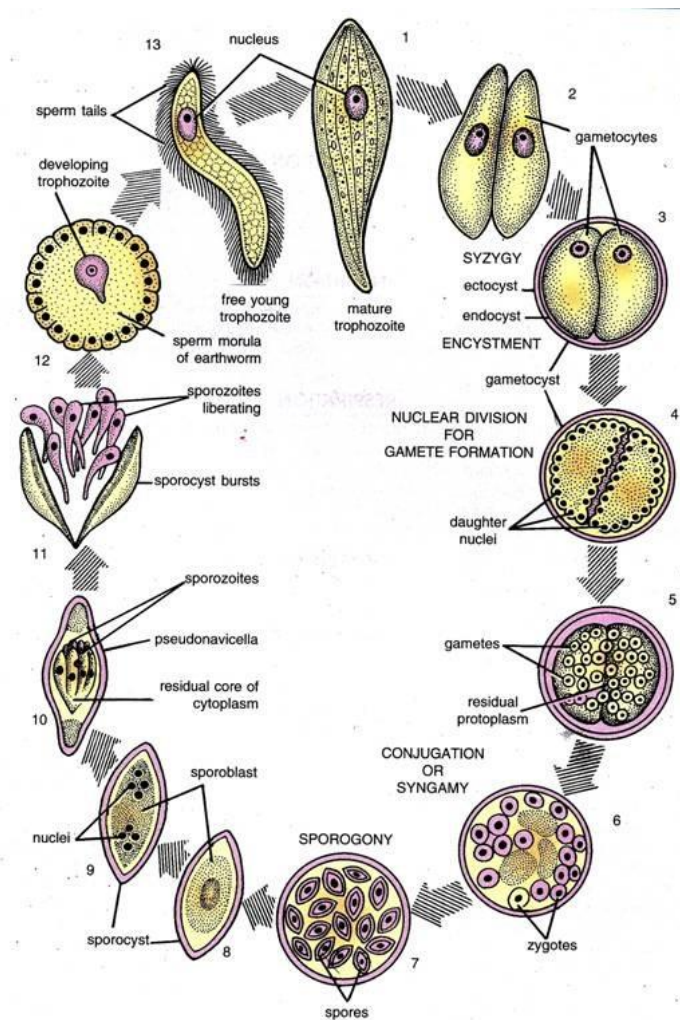


Fig. 17.4. *Monocystis*. Life cycle.

Figura 27. Ciclo de vida de *Monocystis* sp.



## PRÁCTICA No. 12

### APICOMPLEXA DE IMPORTANCIA MÉDICA

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

#### Introducción

Dentro de los Apicomplexos, se encuentran géneros de gran importancia médica, como lo son *Plasmodium* sp. y *Toxoplasma* sp., los cuales se caracterizan por poseer un orgánulo en su ápice compuesto por anillos, cono, roptrias y microtubulos. Las enfermedades que ocasionan pueden ser consideradas como letales y generalmente sus ciclos de vida son indirectos, teniendo como hospedero intermediario o mosquitos *Anopheles* y/o animales domésticos.

#### Objetivos

- Que el alumno conozca e identifique las características taxonómicas por las cuales puede ubicarlas las especies observadas a nivel de phylum.
- Que el alumno conozca e identifique las características morfológicas de los diferentes estadios de los ciclos de vida observados en preparaciones permanentes de los géneros *Plasmodium* sp. y *Toxoplasma*.

#### MATERIAL

##### Laboratorio

2 microscopios compuesto  
Aceite de inmersión  
Papel seda

##### PREPARACIONES

*Plasmodium* sp.  
*Toxoplasma*

##### Alumno

Papel blanco  
lápiz  
goma  
Esquemas de *Plasmodium* sp. ciclo de vida  
Esquema de *Toxoplasma*

#### DESARROLLO

1. Observe las preparaciones
2. Realice dibujos que representen lo que está observando
3. Ponga nombre a las estructuras u orgánulos que observe
4. Identifique y dibuje trofozoitos jóvenes
5. Identifique y dibuje trofozoitos maduros
6. Identifique y dibuje esquizontes maduros
7. Identifique formas gameticos de *Plasmodium*
8. Identifique que especie de *Plasmodium* sp. está viendo.
9. Tome foto con celular.

#### RESULTADOS Y EVALUACIÓN

1. Presentar los dibujos de los trofozoitos, esquizontes y gametos de *Plasmodium* sp.

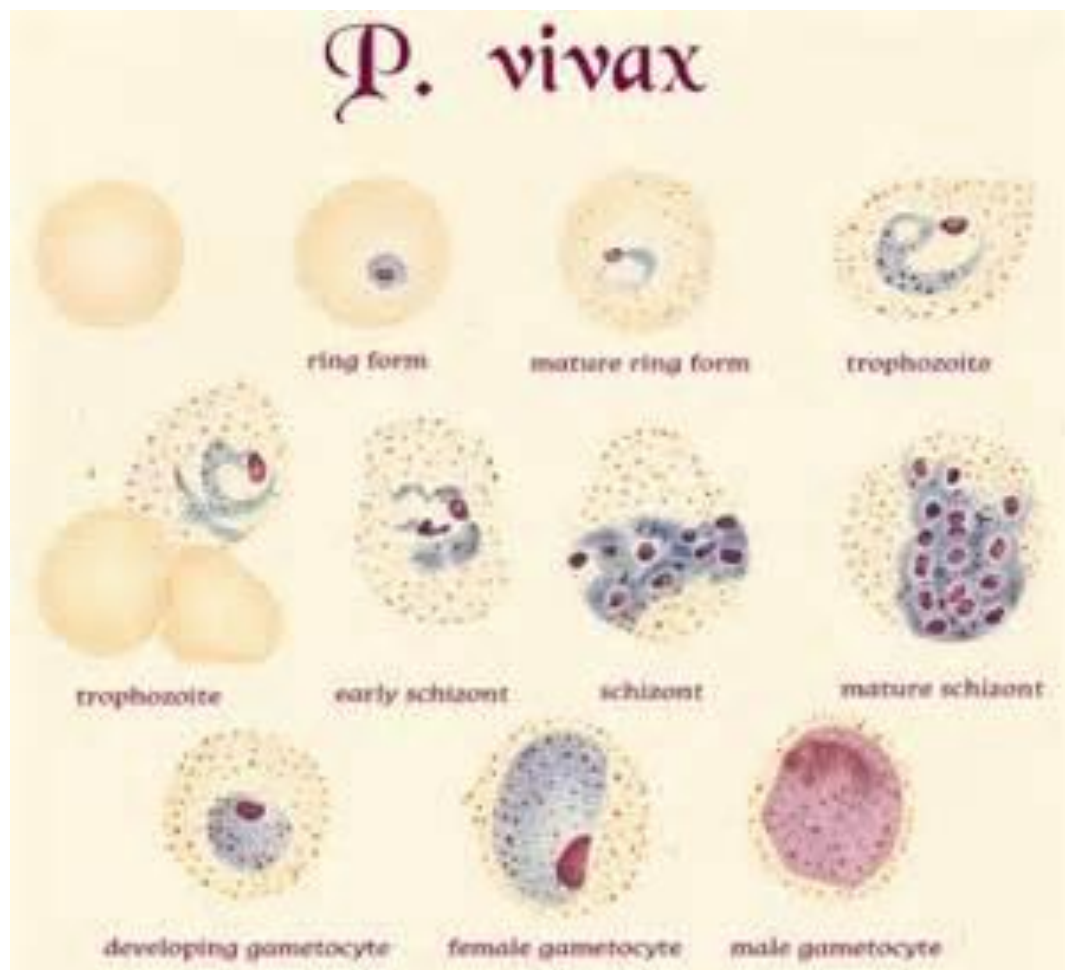
- Presentar los dibujos de esporozoito de *Toxoplasma* sp. Este puede ser bibliográfico y tomado de una fotografía de internet.

Evaluación:

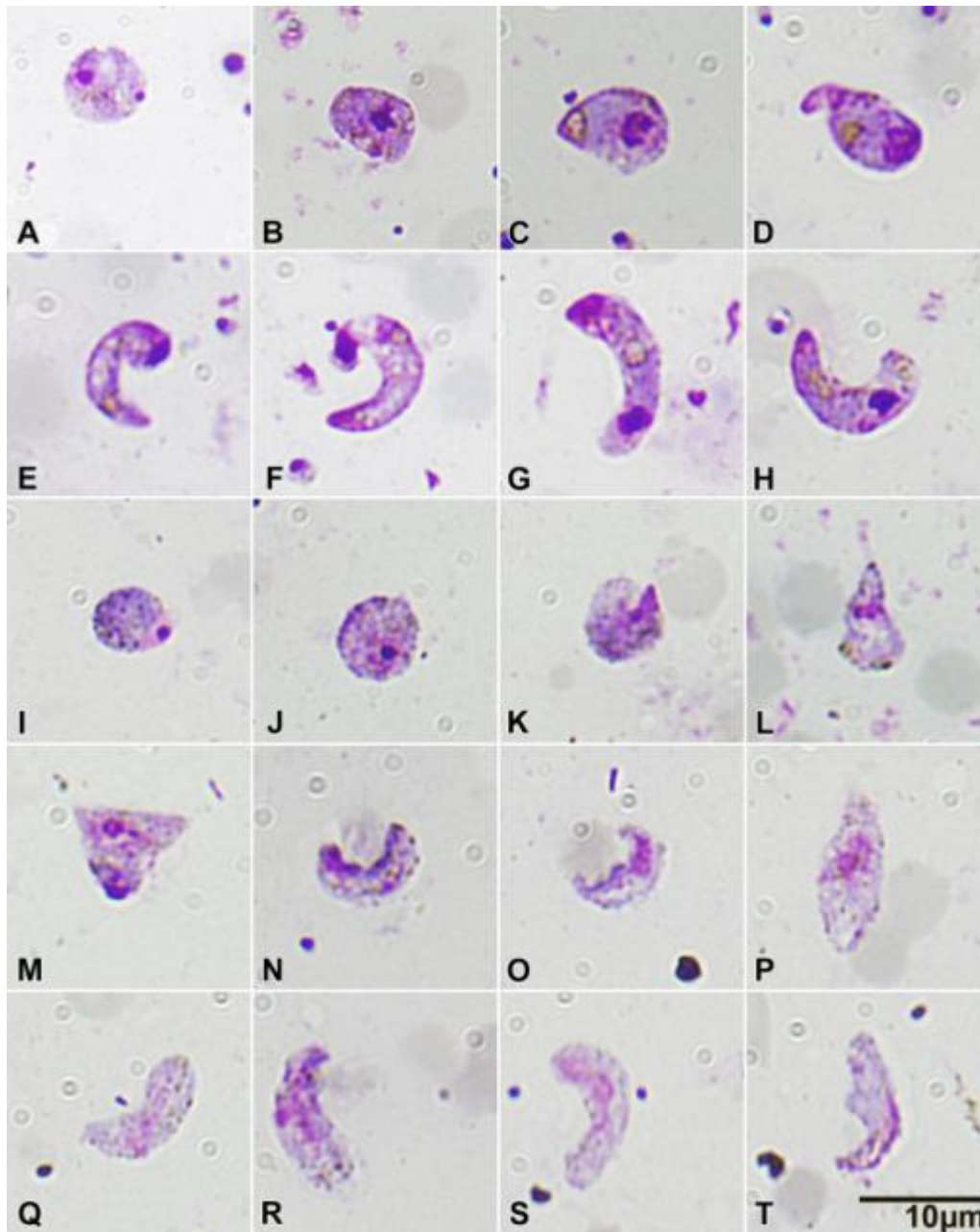
Se calificará parecido a las formas, identificación de las formas y elementos estructurales característicos.

BIBLIOGRAFÍA

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos**. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México
- Cable R. 1963. **An illustrated Laboratory manual of Parasitology**. Burgess Publishing Company. Minneapolis. USA
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Prácticas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**.
- Tay-Lara et Al. 2005. **Parasitología Médica**. Méndez Editores.



### *Plasmodium bergeri*



Figurura 28, 29. Diferentes formas de *Plasmodium vivax* y *Plasmodium bergerii*



## PRÁCTICA No. 13

### REINO CROMISTAS: SUPERPHYLUM HETEROKONTA

### PHYLUM BIGYRA, CLASE OPALINEA

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

#### INTRODUCCIÓN

Los opalinos son un grupo dentro de los Cromistas: Bigyra, presentan características propias como el gran número de núcleos en su citoplasma, de igual forma y tamaño, la presencia de flagelos en todo el cuerpo en no presentar una infraciliatura corporal los deslinda de los ciliados. Estos organismos son comensales de la cloaca de ranas, comparten su nicho con otros protozoarios como son ciliados, incluyendo a Trematodos (Platyhelminthes).

#### OBJETIVOS

- Que el alumno conozca, identifique, y maneje las características taxonómicas distintivas de la clase Opalineas.
- Realice preparaciones semipermanentes de Opalinos
- Identifique la especie de Opalinos.

#### MATERIAL

##### **POR EQUIPO**

1 microscopio óptico  
1 microscopio estereoscópico  
1 caja de petri de vidrio 10cm diam.  
1 caja de Petri de 5 cm diam.  
Papel seda  
Estuche disección bisturí ó tijeras

##### **Sustancias**

Solución de Loche  
Formol al 2%  
Xilol  
Bálsamo de Canadá  
Cloroformo ó éter

##### **ALUMNO DEBE TRAER A LA PRACTICA**

1 rana silvestre preferente *Hyla*  
Porta y cubres\*  
Lienzo de limpieza\*  
Alfileres\*  
Placa de unicelel 30x 20 cm\*  
Frasco mediano con tapa\*  
Guantes\*  
Esquema de anatomía de rana  
Esquema de Opalina  
2 agujas de disección\*  
Algodón\*

\*Kid de Trabajo de Laboratorio

#### DESARROLLO

1. Anestesia la rana, impregnado el algodón (1 porción) con cloroformo o éter, utilice el frasco con tapa.
2. Una vez que este "inmóvil", saque la rana del frasco, la coloca en la charola de unicelel con la región ventral hacia arriba inmovilice la rana clavando un alfiler en cada extremidad.



3. Levante la piel haga un corte con navaja o tijera con punta. Retire la piel, realizando una hendidura horizontal en cada extremo exponiendo la musculatura.
4. Realice una incisión en paquete muscular y celoma exponiendo el aparato digestivo. Identifique la región de intestino grueso y el extremo cloacal.
5. Saque la región cloacal y colóquela en la caja Petri conteniendo solución de loche.
6. Desgarre con la ayuda de las agujas de disección bajo el microscopio de disección
7. Observe como va saliendo y desplazándose los opalinos y posiblemente ciliados
8. Con una pipeta con bulbo obtenga una muestra de su alícuota con opalinos
9. Realice una preparación fresca sin colorante
10. Realice una preparación semipermanente con xilol
11. Realice una preparación semipermanente con colorante vital.
12. Observe movimiento, forma, tamaño. núcleo, del organismo, hileras de flagelos y realice dibuje contemplando lo solicitado.
13. Tome foto con celular.
14. Determine el género con la literatura disponible.

**RESULTADOS:**

1. Realización de dibujos de trofozoito con colorante vital, señalando núcleos, líneas longitudinales, flagelos.
2. Conteo de núcleos y de líneas longitudinales.

**EVALUACIÓN**

- Presentar las preparaciones debidamente etiquetadas
- Presentar los dibujos realizados, acompañados de discusión y conclusión de la práctica.
- Anexe citas de Literatura consultada.
- Saque fotos con su celular de lo que observe.

**CLAVE TAXONÓMICA DE LA FAMILIA OPALINIDAE**

Modificado del Jahn *et al.* 1979

- Generalmente opalinidos en ranas de árboles. Cuerpo aplanado, ancho y truncado en la parte anterior, con muchos núcleos..... **Opalina**
- Cuerpo delgado con terminaciones punteagudas, dos núcleos, parasitos de Ambistomidos..... **Protoopalina**
- Cuerpo cilíndrico, multinucleado, generalmente se encuentra en ranas Hyla..... **Cepedea**

- Cuerpo ovalado, aplanado, delgado con 2 núcleos se encuentra en sapos Bufo.....

**Zelleriella**

### BIBLIOGRAFÍA

- Cable R. 1963. **An illkustrated Laboratory manual of Parasitology**. Burgess Publising Company. Minneapolis. USA.
- Jahn, T.; E. Bovee; F. Jahn. 1979. **How to know the protozoa**. The pictured key nature series. Brown Company publishers. Iowa. USA.
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Practicas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM**



Figura 30. Ejemplar trofozoíco de *Opalina sp.* Teñida con Paracarmin de Meyer.



## PRÁCTICA No. 14

# CILIADOS y REALIZACIÓN DE PREPARACIONES SEMI-PERMANENTES.

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

El grupo de los ciliados es el único que se considera monofilético, ya que presenta la característica de presentar los cilios anclados en una red formando la infraciliatura ciliar. Modalidades de los cilios, como cirros, membranelas, son exclusivos de este grupo, aunado a la presencia de cilios somáticos y cilios orales. La mayoría son de vida libre, pocos son parásitos como *Balantium coli* parásito gastrointestinal del hombre y del cerdo.

### OBJETIVOS

- Que el alumno conozca e identifique las características taxonómicas correspondientes al phylum.
- Que reconozca los diferentes tipos de Ciliatura a nivel de clases.

### DESARROLLO

1. De un frasco con cultivos de ciliados, realizar una preparación semipermanentes
2. Observar Ciliatura
3. Membranella
4. Macronúcleo
5. Micronúcleo
6. Tipo de Ciliatura
7. Citostoma

### EVALUACION:

1. Entrega de dibujos realizados
2. Entrega de preparaciones Semi- permanentes.
- 3.

### BIBLIOGRAFÍA

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos.** Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México
- Cable R. 1963. **An illkustrated Laboratory manual of Parasitology.** Burgess Publising Company. Minneapolis. USA
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Prácticas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM.**
- Tay-Lara et Al. 2005. **Parasitología Médica.** Méndez Editores.

## PRÁCTICA No. 15

# MICROSPORIDOS Y MYXOSPORIDOS DE IMPORTANCIA

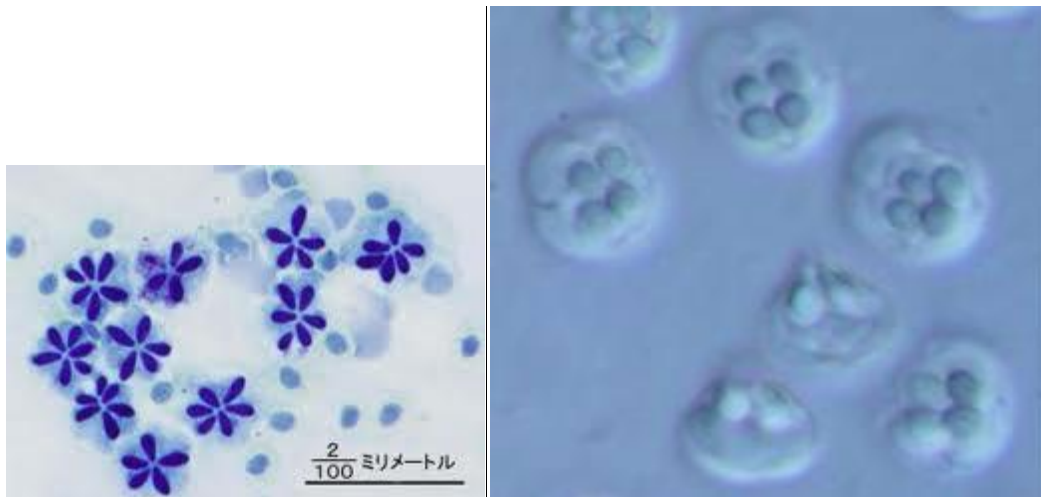
M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los microsporidios y myxosporidios antiguamente se congregaban en el grupo de los esporozoarios, actualmente la forma y realización de la espora son completamente diferentes, aunque ambos phyla son exclusivamente parásitos. De vertebrados, incluyendo al hombre.

### DESARROLLO

1. Dibujar las siguientes diapositivas de microsporidios y myxosporidios de importancia médica y veterinaria de transcendencia en la Acuicultura.



**Figura 31.** Fotografía de *Kudoa* sp. Observándose el número de capsulas polares (5-6).

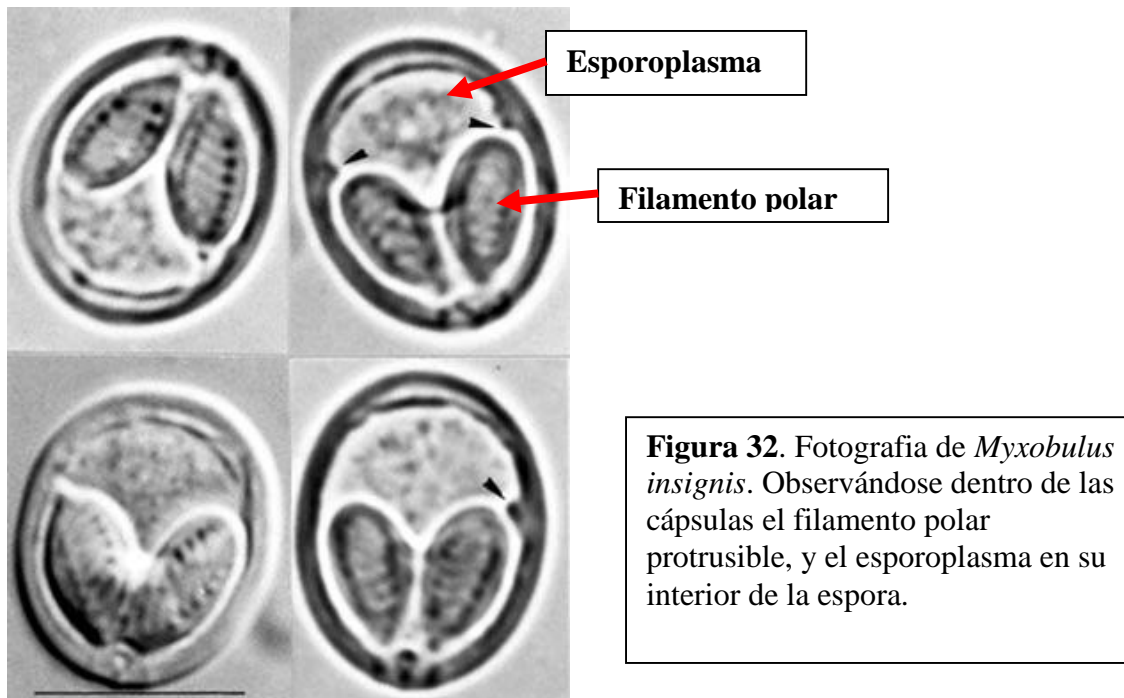


Fig. 1: *Myxobolus insignis* sp. n. spores from *Semaprochilodus insignis*. Note the triangular thickening of the internal face of the wall in some specimens (arrows). Bar = 10  $\mu$ m.

2. Elaborar una maqueta en tercera dimensión de un Microsporidio o bien de un Myxosporidio de importancia Clínica.

### RESULTADOS:

1. Realización de dibujos realizados, buscados en Internet de link especializados, de por lo menos 3 géneros de importancia parasitológica.
2. Elaboración de maqueta de un género de importancia médica.



EVALUACION:

1. Entrega de dibujos realizados, buscados en internet.
2. Entrega de esquemas encontrados en internet de direcciones especializada
3. Entrega de maqueta con señalamientos, nombres de estructuras, nombre completo de integrantes de equipo. Leyenda de importancia clínica. Nombre y clasificación taxonómica de la especie.

BIBLIOGRAFÍA

- Aladro Lubel M. A. (Coord.) 2009. **Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos.** Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México
- Cable R. 1963. **An Illustrated Laboratory manual of Parasitology.** Burgess Publising Company. Minneapolis. USA
- Mayen E. R. *et al.* 1986. Manual De Prácticas Zoología I. **Facultad de Ciencias, Departamento de Biología UNAM.**
- Tay-Lara et Al. 2005. **Parasitología Médica.** Méndez Editores.

## PRÁCTICA No. 16 PLACOZOA

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los Placozoa es un grupo que poseen dos capas de células no homologas al ectodermo ni endodermo, por lo cual se consideran fuera de los eumetazoa, hay autores que le dan la categoría de rama o bien los colocan dentro de los Parazoa.

### OBJETIVO

- Que el alumno se familiarice con los componentes celulares de los phyla Placozoa y Metazoa.
- Que reconozca mediante la morfología las fases larvianas de los metazoos.

### MATERIAL Y METODO

1. un metro por un metro de plástico
2. una caja de plastilina de colores
3. literatura de placozoa
4. esbozo de su modelo a trabajar.
5. Una base de unicel o de madera
6. El material está abierto pueden utilizar plastilina de colores, unicel, lentejuelas u otros materiales disponibles no costosos.
7. Está al alcance de su imaginación y sobre todo de la organización del equipo.

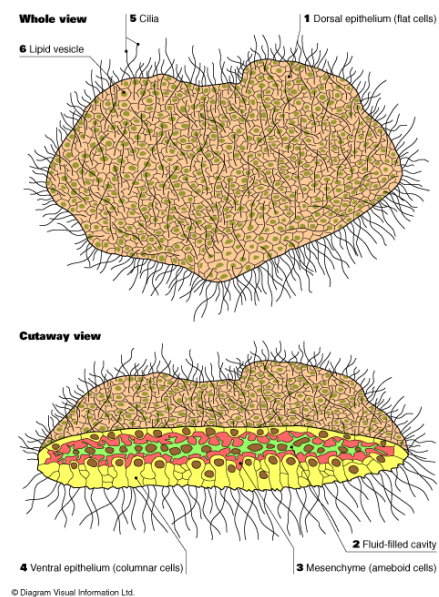


Figura 33 y 34. Esquema y fotografía de un Placozoa



### RESULTADOS Y EVALUACIÓN:

1. Presentar modelo elaborado, y exponer la conformación del modelo

### 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



## PRÁCTICA No. 17 FORAMINÍFEROS DEL CUATERNARIO

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

### INTRODUCCIÓN

Los foraminíferos son protozoo de gran importancia dado por poseer caparazón (es) denominados testa. Formados por cámaras separados por septos. Esta testas puede ser de calcio, sílice, o de material arenoso. Generalmente presenta *forámenes* (perforaciones) y una abertura. Por los forámenes salen los granoreticulópodos característicos de éste grupo. La naturaleza de la testa le permite ser utilizada su presencia como indicadores de pozos petrolíferos. Así como índices paleontológicos para reconstruir las condiciones del medio en épocas pasadas.

### OBJETIVOS

- Conocer las características de las testas de los foraminíferos.
- Realizar los dibujos de las preparaciones de los foraminíferos entregados.
- Realizar una placa de foraminíferos de arena recolectada en semestres anteriores.
- Identificar los foraminíferos encontrados.

### DESARROLLO

1. Observar y realizar dibujo de las siguientes preparaciones de foramiíferos.

COLECCIÓN DEL CUATERNARIO	Observaciones
<i>Cibicidoides pseudoungeriana</i>	Única preparación
<i>Cibicides sp.</i>	Única preparación
<i>Siphogenerina raphana</i> <i>Rectobolivina raphanus (syn)</i>	única preparación

2. Elaborar una placa de FORAMINEFEROS ACTUALES sencilla.
  - a) Cortar un rectángulo de la proporción de un portaobjetos de papel cascarón y de la misma manera un rectángulo de cartulina negra.
  - b) La cartulina negra pegar sobre un portaobjetos, sirve como base y resalta a los foraminíferos pegados.
  - c) Perforar el cuadrado de papel cascarón por lo menos 3 orificios, dando espacio para la elaboración de etiquetas.
  - d) Colocar los foraminíferos separados previamente de la arena. Colocar varios de diferentes formas o de una forma varios ejemplares. Dos en cada orificio.
  - e) Pegar otro portaobjetos o en su defecto cubre objetos rectangulares.
  - f) Etiquetar la preparación realizada

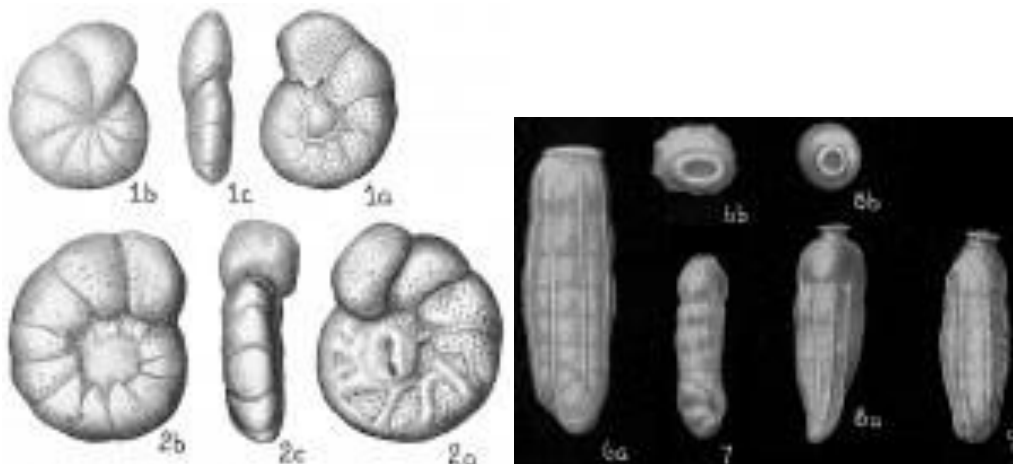
- g) Contenido de la etiqueta:
- h) Fecha de colecta
- i) Jerarquía taxonómica a nivel de familia
- j) Localidad
- k) Colector
- l) Fecha de entrega de la preparación.

### EVALUACIÓN

- Entrega de los dibujos realizados de los ejemplares del cuaternario
- Entrega de las preparaciones realizadas de foraminíferos actuales de Veracruz, mínimo 2 identificadas a nivel de familia.

## **DIBUJOS DE LOS EJEMPLARES EN LAMINILLAS.**

**Figura 35 y 36.** Foraminíferos del Cuaternario



Hayward, B.; Gross, O. (2012). *Cibicidoides pseudoungerianus* (Cushman, 1922). In: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O. (2012) World Modern Foraminifera Database. Accessed through: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O. (2012) World Modern Foraminifera Database at <http://www.marinespecies.org/foraminifera/aphia.php?p=taxdetails&id=112886> on 2013-02-27

Hayward, B. (2012). *Siphogenerina raphana* (Parker & Jones, 1865). In: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O. (2012) World Modern Foraminifera Database. Accessed through: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O. (2012) World Modern Foraminifera Database at <http://www.marinespecies.org/foraminifera/aphia.php?p=taxdetails&id=466357> on 2013-02-27

### 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.



- [www. Marinespecies.org/foraminifera/aphia.php?p=taxadetails&id=466357](http://www.Marinespecies.org/foraminifera/aphia.php?p=taxadetails&id=466357) on 2013-02-27.

## PRÁCTICA No. 18

### Phylum Porifera

M. En C. Blanca Jaimes Cruz

#### INTRODUCCIÓN

Dentro de la Rama Parazoa se ubican a las esponjas como Phylum Porifera, por la presencia de dos capas no homologas al ecto ni endodermo de los Eumetazoa. Estas capas son denominadas pinacodermo y coanodermo, entre ellas se encuentra el mesohilo que contiene amebocitos (células totipotenciales) y espículas. El pinacodermo está compuesto por pinacocitos y el coanodermo por coanocitos, las primeras con función protección, la segunda de digestión. Por la complejidad de su sistema acuífero se presentan tres organizaciones la asconoide, la siconoide, y la leuconoide, la mayoría de las esponjas caen taxonómicamente en la clase Demospongiae (90-95%), el resto en dos clases Calcarea y Hexactinellida. Basándose en la forma y radios de sus espículas, tipo de larvas en el desarrollo embrionario se da su Taxonomía.

#### OBJETIVOS

- El alumno conocerá la nomenclatura de las espículas de phylum Porifera.
- El alumno reconocerá la forma y características externas de ejemplares del phylum
- El alumno reconocerá la morfología de fibras de espongina de las esponjas corneas.

#### MATERIAL

Microscópio óptico

Microscópio estereoscópico ó lupa manual

Aceite de inmersión

Papel seda

Material biológico

EJEMPLARES*	LOCALIDAD	Fecha de recolecta
<i>Ircina strobilina</i>	Quintana Roo	1983
<i>Ircina felix</i>	Veracruz	1987
<i>Callispongia (Spinoseella) vaginalis</i>	Quintana Roo	?
<i>Clathria prolifera</i>	?	?
<i>Haliclona sp (un radio)</i>		

\*Ejemplares donados por el Laboratorio de Farmacología marina, Del Instituto de Ciencias del Mar, de la UNAM. Jefe de Laboratorio Dra. Patricia Gómez

**DESARROLLO**

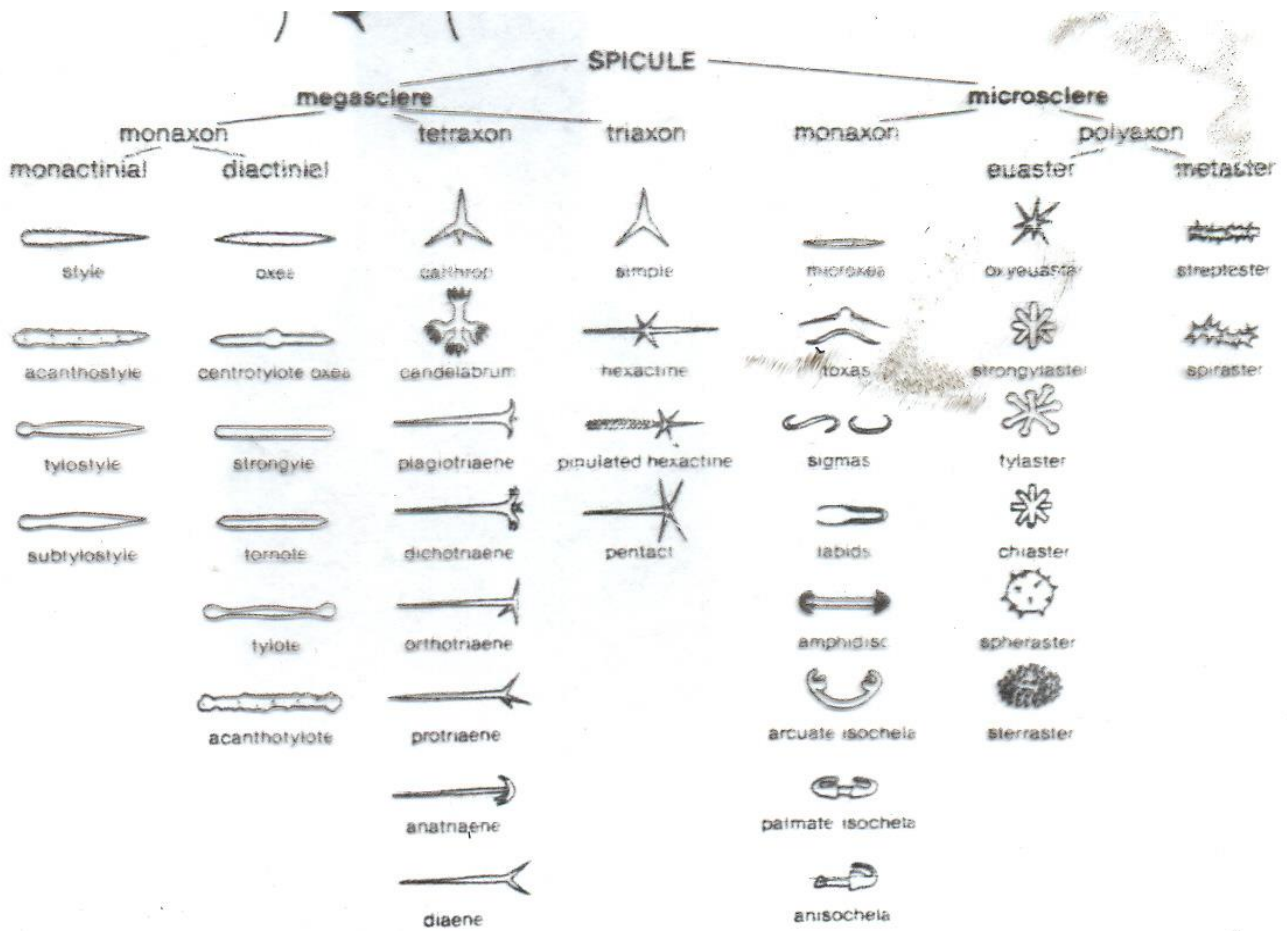
1. Realizará dibujos 2 (por persona integrante de equipo) de espículas reconociendo la forma, si es considerada mega o microesclera y el tipo de espícula.
2. Realizará dibujos 2 (por persona integrante de equipo) de los ejemplares de esponjas.

**RESULTADOS Y EVALUACIÓN**

1. Se evaluarán los dibujos de espículas presentados y determinados.
2. Se evaluarán los dibujos de las esponjas presentes, se calificará la forma, determinación de estructuras, dibujo de ornamentaciones.

**Dibujo de tipos Espículas en PORIFERA**

**Figura 37.** Tipos de espículas



Modificado de Stachowitsch, 2000



## 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



## PRÁCTICA No. 19

# TÉCNICAS DE TINCIÓN PARA PROTISTAS

### INTRODUCCIÓN

Para realizar estudios de protistas ya sean dulceacuícolas, marinos o parásitos se requiere realizar preparaciones frescas, preparaciones de colorantes vitales y preparaciones permanentes. De diferentes tipos Aladro-Lubel y Reyes Santos (2009) consideran que por lo menos debe considerar observaciones en vivo, una impregnación de nitrato de plata y protargol o carbonato de plata. Además de realizar dibujos (Cámara Clara) y toma de fotografías. Solo así se puede considerar completa la observación de los diversos orgánulos de los protistas. Las técnicas pueden variar según el grupo a estudiar por lo que se recomienda realizar una revisión basta de las técnicas de estudio al tratar de trabajar un determinado grupo.

### PREPARACIONES FRESCAS

Pueden ser con solución de Loche, o del agua estancada traída para observar, también de un cultivo o infusión previamente realizada.

1. Preparar un portaobjetos, el cual esté perfectamente limpio.
2. Agregar con un palillo de dientes, un poco de vaselina para sellar la preparación, realizar un cuadrado de 20 x 20 o un círculo.
3. En el centro depositar una micro gota del cultivo o de la infusión a observar
4. Colocar el cubre objeto y presionar con una goma de lápiz tratando de que no se desparrame la gota si existe exceso de agua absorberla con Kleenex.
5. Presionar en los extremos tratando de sellar la preparación, y observar.

### SELLADO DE PREPARACIONES FRESCAS

También se pueden sellar con parafina caliente, o barniz de uñas. Ambas requieren que la gota sea exacta para poder sellar, si hay exceso limpiar con un hisopo de algodón conteniendo alcohol al 96% para limpiar el portaobjetos y así sellar.

### PREPARACIONES SEMITEMPORALES.

1. Preparar un portaobjetos limpio conteniendo una gota de cultivo de protozoarios.
2. Agregar una gota de colorante vital (verde de metilio, azul de metilo, rojo congo).
3. Homogenizar la gota, pasar por flama de mechero de alcohol,
4. Observar si hay movimiento de protistas.
5. Si no hay movimiento repetir la acción.
6. Colocar un portaobjetos limpio y
7. Sellar la preparación.
8. Este tipo de preparación si están bien selladas nos puede durar 1 semana o bien 2 semanas en cámara húmeda. (caja petri con papel húmedo).



## PREPARACIONES PERMANENTES

### TECNICA DE GIEMSA

Tinción que se recomienda para protistas parasitos, destaca nucleo y flagelo.

Reactivos

Colorantes de Giemsa

Alcohol metílico	30 ml
Glicerina	10 ml
Giemsa	0.25g

Procedimiento (Aladro Lubel-Reyes Santos, 2009)

1. Hacer un frotis y dejar secar al aire
2. Para fijar a los protozoos, cubrir con metanol absoluto, durante un minuto.
3. Escurrir.
4. Teñir con el colorante de Giemsa de 1-30 minutos.
5. Escurrir y revisar la intensidad de la coloración bajo el microscopio.
6. Lavar con agua destilada y escurrir
7. Lavar con agua corriente y escurrir
8. Dejar secar al aire
9. Montar en balsam de Canada o Euparal

### TECNICA DE HEMATOXILINA DE HARRIS

1. Coloque una gota de su cultivo de protistas en su portaobjetos
2. Distribuye homogéneamente a los protistas
3. Fije con Schaudin durante 15 minutos a temperatura 60-70°C-
4. Quite el fijador enjuagando con agua destilada, inclinando levemente el portaobjetos.
5. Tiñe con hematoxilina de Harris filtrada durante 1-2 minutos
6. Enjuague con agua destilada
7. Deshidrate con alcohol de 70%
8. Tiña con eosina alcohólica de 30 segundos a 1 minuto
9. Deshidrate con alcoholes de 96% y absoluto
10. Aclare con Xilol
11. Monte con Bálsamo de Canadá ó Resina.



Bibliografía.

- GAVIÑO DE LA TORRE G. C.L. JUÁREZ Y H.H. FIGUEROA. 1998. **Técnicas Selectas De Laboratorio y De Campo**. Limusa México .
- KUDO, R.R. 1960. Protozoología. C.E.C.S.A..
- MAYEN-ESTRADA, R. HEROZ-ZAMORANO A, ROJAS RUIZ, V.E. Y M. HERNANDEZ ANAYA, 1986. **Manual de Prácticas .Zoología I**. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología. Universiad Nacional Autónoma de México.
- THORP, J.H. AND P. COVICH, 1991. **Ecology and Clasification of North American Freshwater Invertebrates**, Academic Press,



## Cronograma de actividades semestrales de laboratorio

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

PROTISTAS Y METAZOARIOS  
BLANCA JAIMES CRUZ  
2018 A  
1  
4B

Práctica		Sesiones por semana (semana)															
No	Nombre	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
1	NORMAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO DE PROTISTAS Y METAZOARIOS	X															
2	UTILIZACIÓN DEL ROMBO DE LA NFPA...		X														
3	RECOLECTA DE PROTISTAS Y CROMISTAS ...			X													
4	CULTIVOS POLIXÉNICOS E INFUSIONES....				X												
5	OBSERVACIÓN EN VIVO DE PROTISTAS Y CROMISTAS...					X											
6	ACCIÓN DE FACTORES FÍSICOS EN PROTISTAS						X										
7	NUTRICION EN CILIADOS							X									
8	SARCOMASTIGOTA: SUBREINO EOZOA....								X								
9	SARCOMASTIGOTA DE IMPORTANCIA PARASITOLÓGICA																
10	EOZOOS, PARÁSITOS DEL HOMBRE										X						
11	SUPERPHYLUM ALVEOLATA, EUGREGARINIDA: <i>Monocystis</i>											X					
12	APICOMPLEXA DE IMPORTANCIA MÉDICA												X				
13	REINO CROMISTAS: SUPERPHYLUM HETEROKONTA, PHYLUM BIGYRA, CLASE OPALINEA													X			
14	CILIADOS y REALIZACIÓN DE PREPARACIONES, SEMI-PERMANENTES														X		
15	MICROSPORIDOS Y MYXOSPORIDOS DE IMPORTANCIA															X	
16	PLACOOZA																X



= SALIDA ACADEMICA.

La indicación “-“ denota que no habrá sesión experimental ya sea por salida académica o por día laborable, etc.



Universidad Autónoma del Estado de México  
Facultad de Ciencias

