



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



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO Y CAMPO
(Macroalgas y Briofitas)**



(Versión para clases virtuales)

**M.C. MARÍA DEL ROSARIO ORTEGA MURILLO
M.C. JOSÉ GERARDO ALEJANDRO CEBALLOS CORONA
M.C. REYNA ALVARADO VILLANUEVA
BIOL. JUAN DIEGO SÁNCHEZ HEREDIA
M.C. MA. ALEJANDRA SÁNCHEZ TREJO
M.C. RUBÉN HERNÁNDEZ MORALES
BIOL. SANDY FABIOLA ANDRADE HERNÁNDEZ**

MORELIA, MICH. AGOSTO DEL 2020

©2020

Se prohíbe la publicación de este manual
fuera de la página oficial de la Facultad de Biología de la
Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (<http://bios.biologia.umich.mx/>).

CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	4
PRÁCTICA N.º 1. CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ALGAS PARDAS Y EL REINO PLANTAE.....	5
PRÁCTICA N.º 2. EL PROTOCOLO DE INVESTIGACIÓN	15
PRÁCTICA N.º 3. COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE ALGAS PARDAS, ROJAS Y VERDES	28
PRÁCTICA N.º 4. COLECTA DE DE BRIOFITOS (HEPÁTICAS, MUSGOS Y ANTOCEROTAS)	39
PRÁCTICA N.º 5. MORFOLOGÍA GENERAL DE LAS ALGAS PARDAS, ROJAS Y VERDES	46
PRACTICA N.º 6. LOS GRUPOS DE ALGAS: OCHROPHYTA: PHAEOPHYCEAE (ALGAS PARDAS), RHODOPHYTA (ALGAS ROJAS), CHLOROPHYTA Y CHAROPHYTA (ALGAS VERDES)	64
OCHROPHYTA: PHAEOPHYCEAE (algas pardas)	65
RHODOPHYTA (Algas rojas)	72
CHLOROPHYTA (algas verdes)	83
CHAROPHYTA (algas verdes)	92
PRÁCTICA N.º 7. MORFOLOGÍA GENERAL DE LOS BRIOFITOS (HEPÁTICAS, MUSGOS Y ANTOCEROTAS)	98
PRÁCTICA N.º 8. LOS GRUPOS DE MARCHANTIOPHYTA, BRYOPHYTA Y ANTHOCEROTOPHYTA	108
MARCHANTIOPHYTA (Hepáticas)	109
BRYOPHYTA (Musgos)	114
ANTHOCEROTOPHYTA (Antocerotas)	120
BIBLIOGRAFÍA	123

INTRODUCCIÓN

En el Reino Plantae, se ubican a todos aquellos organismos multicelulares y pluricelulares capaces de realizar fotosíntesis, que presentan pared celular principalmente de composición celulósica y sus cloroplastos se originaron del mismo linaje endosimbiótico. Los vegetales de este grupo se clasifican en plantas no vasculares y vasculares, de éstas corresponden a la materia de Macroalgas y Briofitas el estudio de las no vasculares (algas rojas, verdes y las briofitas) además de las pardas, pertenecientes al Reino Chromista phylum Ochrophyta, las cuales presentan una complejidad morfológica semejante a la de las plantas superiores.

Tomando en cuenta características morfológicas, las algas se consideran como un grupo artificial, estas características se utilizan como base para establecer sus posibles relaciones, de tal manera que se les considera un grupo filogenético. Mientras que en el contexto evolutivo las briofitas integran un segundo grupo que tiene su origen en algas verdes, estas presentan tejido poco diferenciado, sin xilema ni floema, no presentan raíces, tallos y hojas verdaderas, su cuerpo vegetativo está formado de estructuras sencillas con células que no llegan a constituir un verdadero tejido por lo cual se le denomina talo. Hoy en día se sabe que este es un grupo parafilético, sin que exista consenso respecto a las relaciones dentro del mismo por algunas controversias filogenéticas.

La estructura del presente manual pretende proporcionar al estudiante una guía tanto teórica como práctica, abordando dos aspectos básicos: a) La caracterización citológica y morfológica de los grupos no vasculares del Reino Plantae y las algas pardas y b) Las técnicas de colecta que permiten obtener los ejemplares de algas y briofitas con las características necesarias para poder trabajarse en laboratorio. Por otro lado, se pretende proporcionar al estudiante una herramienta que le permita abordar la materia mediante la implementación de un proyecto de investigación, para lo cual se les suministran los elementos básicos para adentrarse a la experiencia de la investigación científica mediante el uso del método científico y el protocolo de investigación propuesto por la Facultad de Biología de la Umsnh.

Un reconocimiento a las Doctoras Ángela Catalina Mendoza González, Luz Elena Mateo Cid y la Q.B.P. Laura Huerta Muzquiz (q.e.d.p) de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del IPN, por su valiosa asesoría y formación del personal que elaboramos el presente manual. Mención especial lo merece la M.C. María del Rosario Ortega Murillo, nuestra ficóloga decana en el estudio de las algas de agua dulce y al M.C. José Gerardo Alejandro Ceballos el decano en el estudio de las algas marinas en la Facultad de Biología.



M.C. María del Rosario Ortega Murillo
Ficóloga decana en algas dulceacuícolas



M.C. José Gerardo Alejandro Ceballos Corona
Ficólogo decano en algas marinas

PRÁCTICA N.º 1

CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ALGAS PARDAS Y EL REINO PLANTAE

1. Introducción

1.1. Características del Reino Plantae y las algas pardas

En sentido amplio el Reino Plantae y las algas pardas comparten algunas características, principalmente con respecto a la organización celular y algunos aspectos bioquímicos, son organismos eucariotas multicelulares y pluricelulares autótrofos, las células presentan pared celular y cloroplastos, su máxima expresión son los tejidos con una alta dominancia funcional. El tipo de nutrición es autótrofa, implica la obtención de energía a partir de la luz solar, que es captada por la clorofila en el proceso de la fotosíntesis, convirtiendo el dióxido de carbono y el agua en azúcares, siendo estos últimos utilizados como fuente de energía para realizar todas sus actividades metabólicas y reproductivas. Complementario a esto requieren de nutrientes esenciales (nitratos, nitritos, fosfatos, etc.), para formar proteínas y otras moléculas que requieren para sobrevivir. Las características que comparten se presentan a continuación:

- a) Pigmentos fotosintéticos primarios son: clorofila a, aun cuando también existe la b y c, estas últimas necesariamente utilizan la vía de la clorofila a.
- b) Pigmentos fotosintéticos secundarios, entre los que se encuentran los carotenos, de estos el β -caroteno es el principal y el cual es compartido tanto por las plantas no vasculares como las vasculares.
- c) Otro grupo importante de pigmentos accesorios son las xantofilas, de ellas destacan la zeaxantina y luteína presentes en ambos grupos del Reino Plantae y la violaxantina, que comparten con las algas pardas.
- d) La sustancia de reserva que presentan las células vegetales y las algas pardas es un polisacárido derivado de la glucosa, el almidón verdadero en las plantas y laminarina en las algas pardas, y en ocasiones grasas y aceites.

Citológicamente las plantas y las algas pardas comparten las siguientes características:

La pared celular formada por dos fases, la fibrilar donde se encuentra la celulosa, que es un polisacárido cuyas moléculas son cadenas lineales de glucosa (unidas por enlaces β 1-4) cuyos componentes pueden alcanzar 4 μm de longitud y la amorfa formada por hemicelulosas, polisacáridos no celulósicos (xilana, glucana, galactana, manana, fructana), y compuestos pecticos y glucoproteínas (Fig. 1). Los cloroplastos, en las plantas el origen es por endosimbiosis primaria y en las algas pardas de endosimbiosis secundaria. La vacuola, que para las células vegetales es grande incluso abarcando el 90 % del espacio citoplasmático. Los pirenoides o grumos de almidón o sus derivados, así como cromoplastos y leucoplastos, entre otros (Fig. 2).

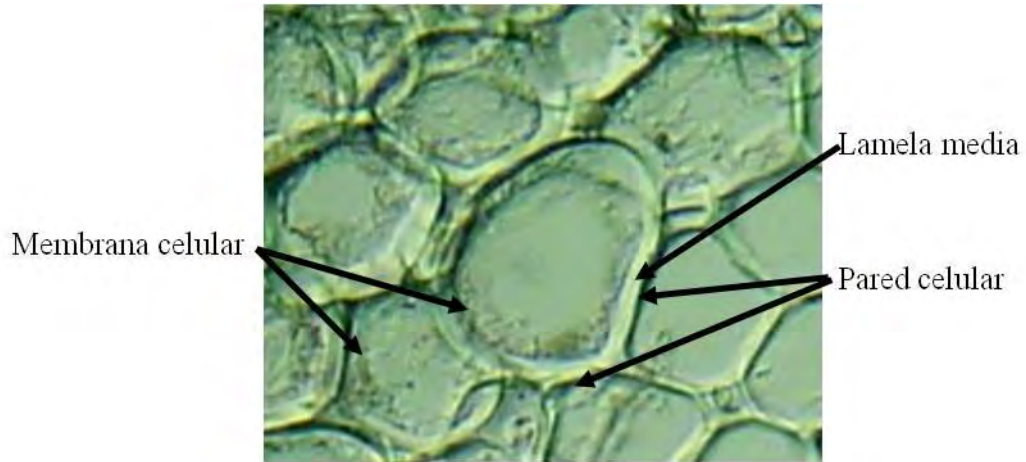


Figura 1. Estructura de la pared celular

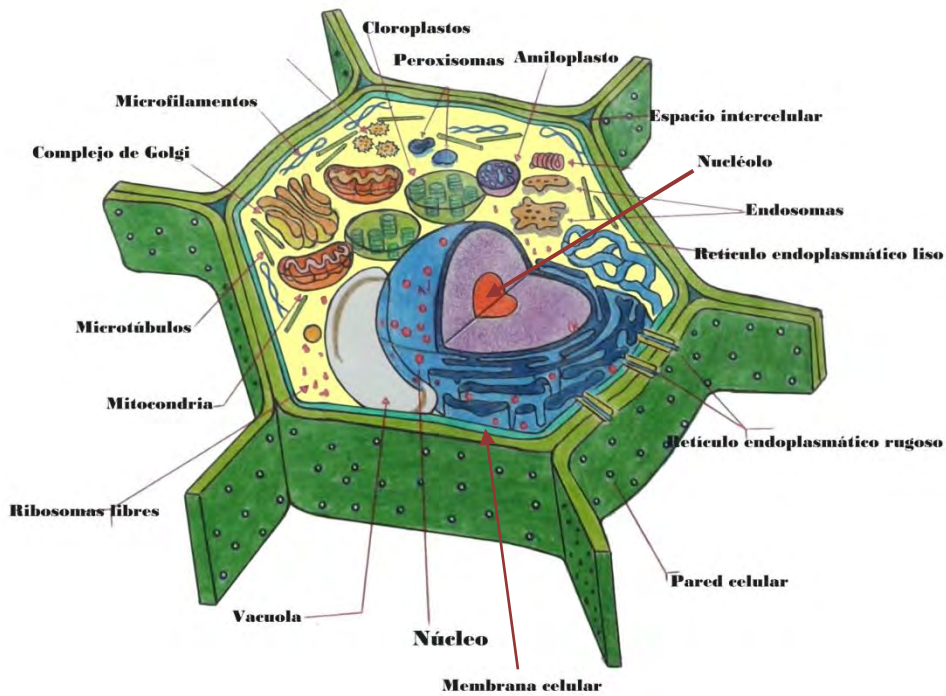


Figura 2. Célula vegetal típica

Considerando la organización celular los miembros del Reino Plantae se pueden separar en tres grandes grupos:

a) Organismos unicelulares, conformados por una sola célula eucariótica, cuya organización citoplasmática es típicamente la de una célula vegetal (Fig. 3).



Figura 3. Organismos unicelulares, a) *Rhodella* sp. (sin flagelos) y b) *Chlamydomonas* sp. (con flagelos)

b) Organismos multicelulares, constituidos por conjuntos de células eucarióticas sin diferenciación, cada célula sigue realizando sus funciones de manera independiente (Fig. 4), o bien la multicelularidad con poca diferenciación, donde existe una diversificación primitiva de las funciones de algunas células, por ejemplo, se presentan conjuntos celulares que solamente se dedican a la reproducción celular, como en el caso de *Volvox* sp. (Fig. 5).

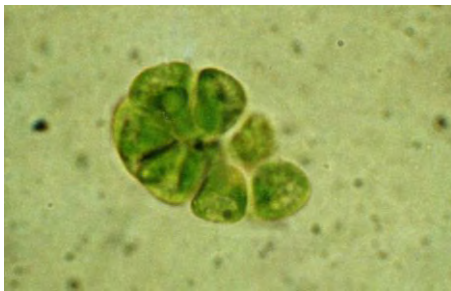


Figura 4. Organismo multicelular colonial sin diferenciación (*Chlorella* sp.)

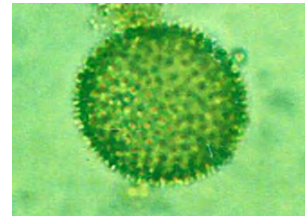


Figura 5. Organismo multicelular con poca diferenciación (*Volvox* sp.)

c) Organismos pluricelulares, constituidos por más de una célula, unidas íntimamente una con otra, estableciéndose una intercomunicación a través de puentes protoplasmáticos. Entre los cuales destaca una organización pseudoparenquimatosa, parenquimatosa y parenquimática.

- Plantas pseudoparenquimatosas, organismos constituidos por más de una célula, separadas por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son primitivas llamadas puntos de conexión (Fig. 6).

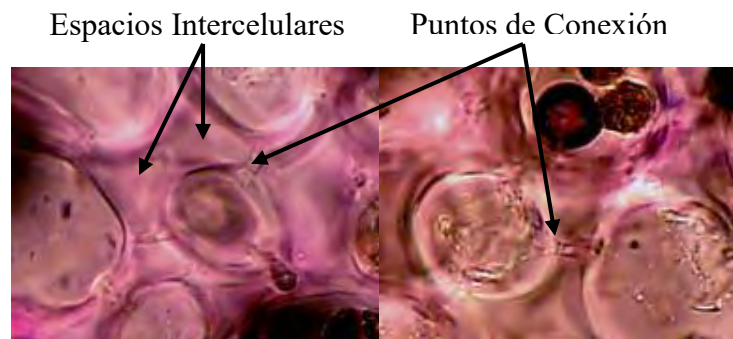


Figura 6. Organismo pluricelular pseudoparenquimatoso

- Algas pardas y plantas parenquimatosas, organismos constituidos por más de una célula sin separaciones por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son llamadas plasmodesmos o poros en células especializadas (Fig. 7).

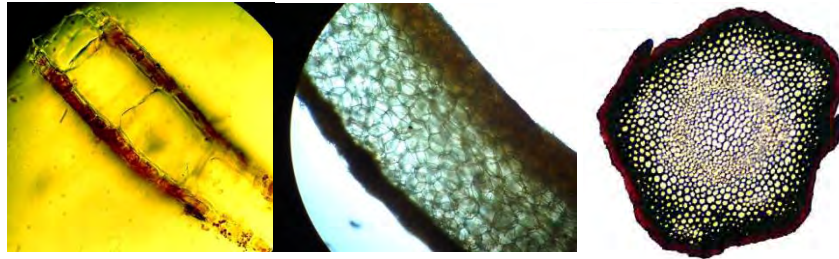
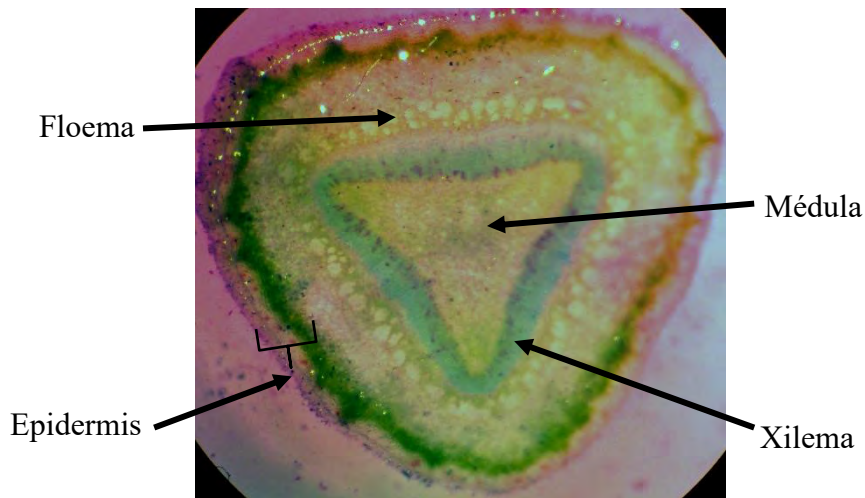


Figura 7. Organismos pluricelulares parenquimatosos

- Plantas parenquimáticas, organismos constituidos por más de una célula sin separaciones por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son llamadas plasmodesmos, con las consecuencias de la compleja unidad y su dependencia celular, es decir, la pluricelularidad, que se manifiesta para la conformación de tejidos, los que a su vez se agrupan para formar los órganos de individuos (Fig. 8).



Corte transversal de tallo de Laurel

Figura 8. Organismo pluricelular parenquimático

Teniendo en cuenta el criterio de pluricelularidad, los vegetales dentro del Reino Plantae son separados en dos grandes grupos: plantas no vasculares, las cuales no presentan sistemas de conducción (multicelulares y pluricelulares primitivas pseudoparenquimatosas y parenquimatosas), y plantas vasculares que presentan sistemas de conducción (pluricelulares parenquimáticas).

Desde el punto de vista de la reproducción, dentro del Reino Plantae se presentan ciclos especiales a los cuales se les denominan alternancia de generaciones, en las mismas se encuentran implícitas las fases haploides y diploides de los vegetales, las particularidades para cada caso tienen que ver con los procesos de meiosis y fecundación o singamia. Por otra parte, el grupo talobionta se caracteriza por la ausencia de estructuras multicelulares estériles que protegen a los reproductores, salvo el caso

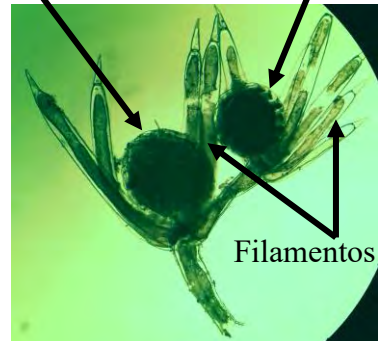
de las algas carofíceas y la ausencia de un embrión como tal. En tanto que el grupo embriobionta presenta conjuntos multicelulares estériles que protegen a las estructuras reproductoras y un embrión (Fig. 9 y 10). Un caso particular son las algas pardas, ya que estas presentan una complejidad morfológica semejante a la de las briofitas, además de que algunas de ellas también presentan ciclos de alternancia de generaciones complejos del tipo de meiosis gamética, sin considerarse embriobiontas.

Cigospora y puente de conjugación



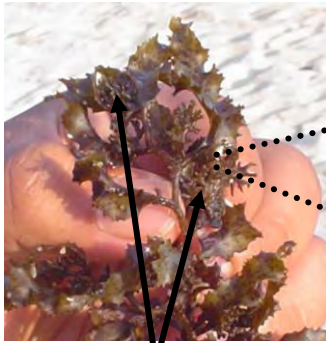
Estructuras reproductoras en *Spirogyra* sp.

Anteridio o glóbulo Arquegonio o núcula

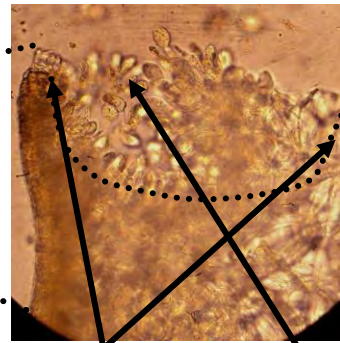


Filamentos nodales

Estructuras reproductoras en *Nitella* sp.



Receptáculos



Conceptáculo con anteridios

Estructuras reproductoras en *Sargassum howellii*

Figura 9. Estructuras reproductoras unicelulares en algas (talobionta)

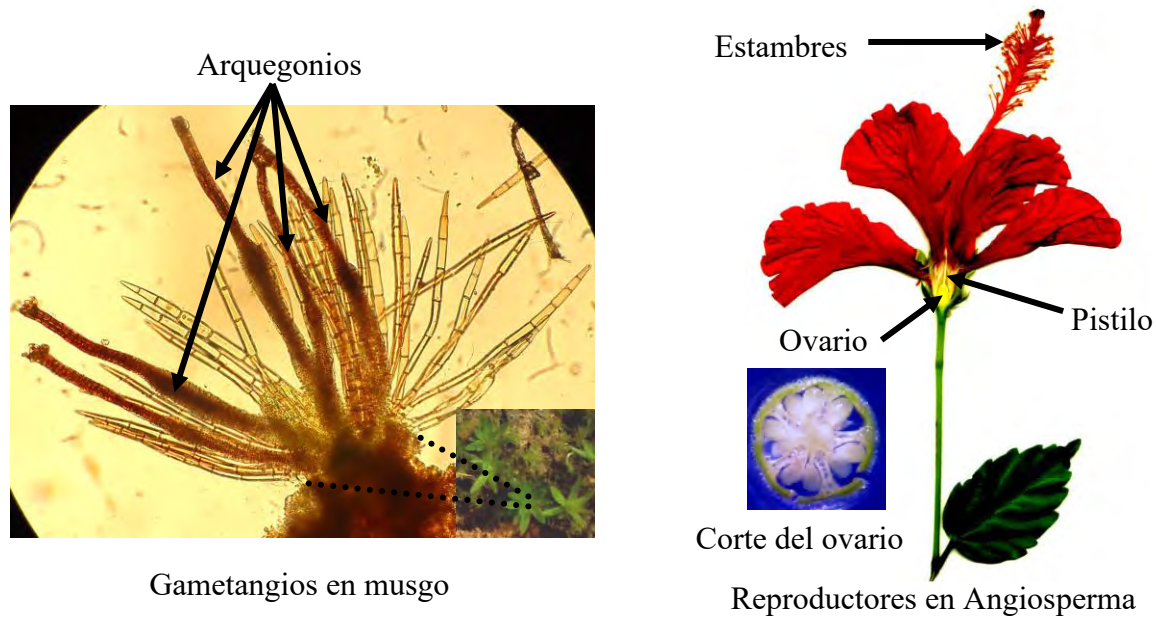


Figura 10. Estructuras reproductoras pluricelulares en musgos y angiospermas (embriobionta)

1.2. Las técnicas de tinción para la observación de estructuras celulares vegetales

La mayoría de las células son diminutas, por lo cual se requiere el uso del microscopio para distinguir la forma y estructura de estas. Sin embargo, no solo el microscopio basta para ello, se requieren otros implementos que faciliten la observación de células y sus estructuras, auxiliándose de sustancias que permiten el contraste y la observación de caracteres particulares.

Las técnicas de tinción son diversas, pero en general tienen el mismo objetivo: lograr que el índice de refracción de las estructuras celulares sea diferente, para que al ser atravesadas por la luz permitan la observación de una imagen heterogénea. Si no se utilizarán colorantes, en particular en ejemplares preservados, los rayos de luz pasarían a través de las células sin modificar su trayectoria, o modificándola poco, y se vería una imagen homogénea, sin diferenciación.

Los métodos de coloración no funcionan si no consideramos algunos factores como los siguientes:

- Para que el objeto sea visible a través del microscopio, este debe de poseer cierto grado de contraste con el medio circundante.
- El microscopio debe poseer un poder de resolución suficiente para permitir la percepción, como objetos separados, de dos puntos adyacentes muy próximos en la imagen, calibración del microscopio.

Una vez que se asegura el cumplimiento de los requisitos anteriores, se procede al uso de los colorantes.

La mayoría de los colorantes tienen alguna afinidad específica por las estructuras celulares. Con frecuencia son moléculas cargadas positivamente (cationes-ácidos) y se combinan con intensidad con los constituyentes celulares cargados negativamente, tales como los ácidos nucleicos y los polisacáridos ácidos. Ejemplos de colorantes catiónicos son el azul de metileno, el cristal violeta y la safranina. Otros son moléculas cargadas negativamente (aniones-básicos) y se combinan con los constituyentes celulares cargados positivamente, tales como las proteínas. Esos colorantes incluyen la eosina, la fucsina ácida y el rojo Congo.

Los colorantes se clasifican en ácidos, básicos y neutros, según la parte de los mismos que imparta el color. Las moléculas de los colorantes están constituidas de dos partes:

- Grupo cromóforo, el cual confiere el color.
- Grupo axócromo, que le da la capacidad de transferir el color a la estructura.

En los colorantes ácidos el grupo cromóforo (el que distribuye el color), es el componente ácido, el componente básico es incoloro. Lo contrario sucede con los colorantes básicos. Los colorantes neutros tienen coloreado el componente ácido y el básico. La mayoría de los colorantes son sintéticos, aunque se emplean todavía algunos naturales.

Las soluciones colorantes también son clasificadas de acuerdo a su acción sobre células vivas o muertas:

- Soluciones colorantes no vitales: El Lugol, el carmín acético, el cristal violeta y la solución colorante de Gram tiñen ciertas estructuras de la célula. Durante este proceso de coloración o teñido, algunas proteínas son desnaturalizadas y la célula muere inmediatamente. Las células vivas no pueden ser estudiadas con estas soluciones.
- Soluciones colorantes vitales: En muchas ocasiones es necesario resaltar detalles específicos en células vivas. Las soluciones colorantes vitales matan los organismos lentamente, estos absorben las soluciones colorantes y continúan con sus funciones vitales por algún tiempo. En consecuencia, es posible teñir la célula viva para mostrar cilios, flagelos o estructuras intracelulares (núcleo, vacuolas, cloroplastos, etc.). Estas soluciones colorantes vitales son el azul de metileno, azul de cresil o cresilo, azul tripano, verde brillante, rojo neutro y el rojo Congo.

Existen cuatro tipos de técnicas de tinción: simples, diferenciales, específicas y combinadas:

- Tinciones simples. En estas se usa un sólo colorante, siempre de tipo básico. Son usados exclusivamente para incrementar el contraste; todas las células absorberán el colorante y quedarán teñidas del mismo color. Por tanto, la tinción simple mejora la observación de la célula completa.
- Tinciones diferenciales. Se utilizan para distinguir entre tipos de células. La técnica de tinción diferencial consta de dos etapas: a) tinción primaria, siguiendo el mismo método que en una tinción simple y b) tinción de contraste. En la tinción de contraste se utiliza otro colorante que tiñe las células no teñidas por el primer colorante. Estas tinciones son utilizadas en microbiología. Por ejemplo, la tinción de Gram y la tinción de ácido-alcohol, ambas aplicadas a bacterias.

- Tinciones específicas. Mientras las tinciones diferenciales permiten distinguir entre distintos tipos de células, las tinciones específicas incrementan el contraste en las mismas y revelan estructuras particulares, entre las que se incluyen las endosporas, los flagelos, las cápsulas, el núcleo, paredes celulares, cloroplastos, pirenoides y placas, entre otras.
- Coloración combinada. Se tiñen los elementos nucleares y citoplasmáticos recurriéndose, al empleo sucesivo de colores básicos y ácidos que contrastan por sus colores.

En el estudio citológico de las células vegetales se utilizan diferentes colorantes, los cuales se muestran en la Tabla 1, en la misma se describe la técnica para su aplicación y cuáles son los detalles de las estructuras celulares que permiten observar.

Tabla 1. Colorantes más utilizados en citología e histología vegetal

COLORANTE	TÉCNICA DE APLICACIÓN	ESTRUCTURAS CELULARES
Azul de cresil	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante.	Es utilizado para incrementar el contraste de la pared celular, se pueden observar las interconexiones citoplasmáticas (puntos de conexión y plasmodesmos.), o bien extensiones de la pared celular como procesos alares o membranosos, papilas, triángulos, lamelas, etc.). Además, permite la diferenciación de tejidos en caso de las plantas vasculares (xilema, floema, etc.).
Azul de metileno	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante.	Es utilizado exclusivamente para incrementar el contraste; toda la célula absorberá el colorante y quedará teñida del mismo color. Por tanto, la tinción simple mejora la observación de la célula completa y hará resaltar los organelos más grandes como núcleo y cloroplastos.
Carmín acético	Tinción diferencial, se requiere de colocar la muestra en un portobjetos y agregar el suficiente colorante gota a gota hasta que cubra la misma. El portaobjetos se pasa por una flama hasta calentar sin dejar hervir, no permitir que se seque la muestra.	Permite distinguir el o los núcleos, incrementando el contraste entre el citoplasma y los mismos.
Lugol	Tinción diferencial, se requiere de colocar la muestra en un portobjetos y agregar el suficiente colorante gota a gota hasta que cubra la misma, se coloca el cubreobjetos.	Tiñe las estructuras que contengan almidón (pirenoides y cloroplastos), incrementando el contraste debido a la oxidación.
Rojo congo	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Incrementa el contraste de la pared celular, se pueden observar puntos de conexión y plasmodesmos, extensiones de la pared celular, papilas, triángulos, lamelas, etc.). Además, permite la diferenciación de tejidos en caso de las plantas vasculares (xilema, floema, entre otras).

Tabla 1. Colorantes más utilizados en citología e histología vegetal (continuación)

Rojo neutro	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Permite distinguir las vacuolas, incrementando el contraste entre el citoplasma y las vacuolas.
Rojo sudán	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Sirve para poner de manifiesto la región lipídica de la membrana.
Verde brillante	Tinción diferencial, a la muestra adicione una o más gotas de verde brillante. Lave con agua corriente, como se indica en los casos anteriores, Cubra la lámina con fluoroglucina durante 2 minutos. Transcurridos los 2 minutos elimine el exceso de colorante, cubra con ácido clorhídrico, y coloque el cubreobjetos.	Contrasta los tejidos conductores; toda la célula absorberá el colorante y quedará teñida del mismo color. Mejora la observación de la célula completa y resalta los organelos más grandes como núcleo y cloroplastos.

2. Objetivo

- Apoyar al alumno en el diseño de una práctica mediante la cual demuestre algunas de las características distintivas del Reino Plantae y grupos afines, además de reconocer las diferencias entre las algas pardas, plantas no vasculares y vasculares y las estructuras reproductoras de estos grupos.

Los equipos se repartirán los temas a desarrollar para elaborar una práctica mediante la cual se puedan reconocer las siguientes características:

- a) La pared celular.
- b) Los núcleos.
- c) Los cloroplastos y pirenoides.
- d) Los tipos morfológicos (seudoparenquimatosos, parenquimatosos, parenquimáticos)
- e) Las estructuras reproductoras en talobiontes y embriobiontes.

3. Equipo y materiales

Microscopio compuesto	Lámpara de alcohol
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Papel seda	Diversos colorantes

Material biológico: *Padina* sp., *Sargassum* sp., *Hypnea* sp., *Spirogyra* sp., *Cladophora* sp., *Nitella* sp., musgos frescos, un ejemplar de helecho fresco y completo, tallos tiernos y frescos de cedro, hojas de *Elodea* sp., flores de tulipán y un pedazo de cebolla fresca.

La estructura que deberá de llevar la práctica es la siguiente:

1. Introducción, la cual consistirá en una breve descripción del tema y haciendo énfasis en el objetivo que se persigue con la práctica.

2. Objetivo, recordar que los objetivos deberán de iniciarse con verbos de acción en infinitivo, este debe ser claro y conciso, por ejemplo:

“Establecer las principales diferencias morfológicas de las estructuras de fijación entre las macroalgas, musgos y los grupos vasculares del Reino Plantae”.

3. Desarrollo de la práctica, en este apartado deberán de indicar que materiales biológicos se manejarán, los materiales y equipo de laboratorio, además de mencionarse paso a paso y a detalle, cada una de las técnicas que se utilizarán para poder cumplir con el objetivo planteado, por ejemplo:

Material biológico: ejemplar completo de *Sargassum* sp., un musgo completo fresco, un helecho completo fresco.

Material y equipo de laboratorio: Microscopio estereoscópico, cajas de Petri, pinzas y agujas de disección.

a) Colocar cada uno de los ejemplares en cajas de Petri y observar las estructuras de fijación en un microscopio estereoscópico, realice un enfoque a menor aumento y haga esquemas de cada uno de los ejemplares, posteriormente enfoque a mayor aumento y también realice esquemas de lo observado.

b) En cada uno de los esquemas coloque los nombres de las estructuras observadas.

4. Cada equipo deberá de elaborar dos preguntas con respecto a la práctica que haya propuesto.

PRÁCTICA N.º 2

EL PROTOCOLO DE INVESTIGACIÓN

Para el biólogo el mundo que nos rodea es objeto de estudio, el agua, el aire, los suelos y rocas son biomas, áreas en las cuales la vida se manifiesta con todo su esplendor en armonía, ecosistemas complejos que despiertan inquietudes por conocerlos. Pareciera inherente a los biólogos la aplicación de un método para el estudio de los ecosistemas o simplemente para conocer las especies, sin embargo, surge una duda ¿existe un único método o hay varios?

Ruy Pérez Tamayo menciona: "existe un grupo de científicos que piensa que, si bien en otros tiempos era posible hablar de un método científico, debido al gran desarrollo de las ciencias físicas en comparación con las otras ciencias naturales, actualmente el campo total de la ciencia es tan complejo y heterogéneo que ya no es posible identificar a un método que sea común a todas ellas. En la actualidad ya sabemos que no todos los fenómenos naturales son reducibles a expresiones matemáticas, que no todos los hechos que constituyen la realidad son analizables experimentalmente, que no todas las hipótesis válidas pueden confrontarse con la realidad a la que se refieren, que al determinismo y mecanicismo que prevalecieron en la física y la astronomía de los siglos XVI a XIX deben agregarse ahora los procesos estocásticos, la pluralidad de causas, la organización jerárquica de gran parte de la naturaleza, la emergencia de propiedades no anticipables en sistemas complejos, y otros aspectos más, derivados no sólo de las ciencias biológicas sino también de las sociales, como la economía, la política y la historia."... (Pérez 1998).

¿Entonces, qué método debemos aplicar para generar conocimientos?, el mismo Pérez Tamayo sugiere que: "si queremos aprender a hacer ciencia observemos lo que hacen los científicos", de ahí podremos obtener una visión más clara acerca del método a seguir para desarrollar nuestra propia investigación. En todo caso nuestro primer reto consiste en plantearnos un problema, es decir, problematizar una realidad, a partir de la cual podremos formular un proyecto de investigación, todas las ideas surgidas de esta actividad es conveniente ir las escribiendo, las mismas deberán de ordenarse cuando elaboremos nuestro documento del protocolo de investigación.

¿A que le llamamos protocolo de investigación?

El protocolo de investigación se planea como una guía perfectible, la cual pretende puntualizar de manera ordenada el proyecto de investigación que se llevará a cabo. Es un documento académico en el que se enumeran los antecedentes, los objetivos del trabajo, la hipótesis, el área donde se desarrollará la investigación, la metodología, calendarización y los recursos de investigación (fuentes bibliográficas, páginas Web, etc.), además de los participantes. Así pues, el protocolo de investigación es un documento que refleja una descripción ordenada y sistemática de un estudio propuesto.

a) Los antecedentes

Para adentrarse en el tema es necesario conocer los estudios, investigaciones y trabajos anteriores. Conocer lo que se ha hecho con respecto a un tema ayudará a precisar formalmente la

idea de la investigación. La elección del tema para nuestro proyecto, deberá de estar sustentada en una investigación de tipo bibliográfico y electrónico, para este caso, necesitamos conocer que se ha hecho sobre las algas rojas, pardas y verdes y briofitas en México y en particular en Michoacán. Todo hecho anterior a la formulación del problema que sirve para aclarar, juzgar e interpretar el problema planteado, constituye los antecedentes del mismo.

En los antecedentes se trata de hacer una síntesis conceptual de las investigaciones o trabajos realizados sobre el problema formulado, con el fin de determinar el enfoque metodológico de la misma investigación. Los antecedentes pueden indicar conclusiones existentes en torno al problema planteado. En la presentación de antecedentes se busca aprovechar las teorías existentes sobre el problema con el fin de estructurar el marco metodológico. Debe estar en función del problema y ser un medio seguro para lograr los objetivos del mismo.

El orden en que se presentan los antecedentes generalmente sigue "la ley del embudo", sin que esto se maneje como una regla inflexible, es decir, primero se abordan aquellos trabajos de tipo general, por ejemplo aspectos taxonómicos sobre macroalgas en el Pacífico Mexicano o trabajos realizados con respecto a las briofitas en México, para después irse centrado a los de mayor relación con el tema que se decidió, las macroalgas en el Pacífico Tropical Mexicano (PTM), las briofitas en la parte central de México, ficoflora de la costa michoacana, briofitas en la zona montañosa de Michoacán, como se ve trabajamos de "macroregiones" a "microregiones", los antecedentes deben presentarse en orden cronológico.

Obviamente todo trabajo consultado requiere de un resumen, los resúmenes sirven para facilitar la retención del material que has estudiado, ya que se asemeja a una síntesis de los aspectos esenciales de cada tema. Para realizar un resumen debes haber leído y comprendido el o los documentos, de manera tal que puedas expresarlo con tus propias palabras o puedas ligar las frases que usa el autor de manera adecuada.

Recuerda que la práctica hace al maestro, así que mientras más resúmenes hagas mejorará tu habilidad para redactarlos y notarás resultados pronto en tu aprendizaje

Lo anterior nos lleva a considerar el papel que tiene la investigación bibliográfica, incluyendo la electrónica, para nuestro protocolo, esto nos obliga entonces a reportar una serie de citas en los párrafos que empleemos en la redacción de nuestros antecedentes, lo cual nos permite acreditar cuál fue nuestra fuente de información, todas estas referencias se plasmarán en un capítulo llamado REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS, donde se incluyen todos los elementos del autor (s) u otro tipo de fuente utilizado en la investigación y preparación del escrito. Las referencias bibliográficas, la conforman los trabajos que han servido de apoyo a la elaboración del documento y que pueden ser útiles para estudios posteriores o relacionados.

La presentación de tus antecedentes no necesariamente se lleva a cabo a manera de resúmenes, como clásicamente lo hacemos, podemos realizarlo en un formato de temas donde incorporaremos las citas relacionadas con el mismo, por ejemplo:

.... La mayor cantidad de estudios ficoflorísticos que se han realizado en el Pacífico Tropical Mexicano están enfocados a las descripciones morfológicas de las fases vegetativas de las macroalgas (Mateo y Mendoza 1991, Mateo-Cid y Mendoza-González 1992, Stout y Dreckmann 1993, Bucio 1995, Mateo-Cid, Mendoza-González y Galicia-García 2011, Mateo-Cid y Mendoza-González 2012), son escasos aquellos trabajos que abordan los aspectos reproductivos considerando esporofitos y gametofitos de las especies (Senties 1995, Pedroche 1996, Mateo y Mendoza 1997, Mendoza y Mateo 1999, Ávila-Ortiz y Pedroche 2005), sin embargo, a medida que se ha avanzado en la generación de nuevas metodologías en particular sobre biología molecular, la tendencia a cambiado, complementándose los estudios puramente morfológicos con aspectos reproductivos y moleculares (Mateo-Cid y Mendoza-González 2005, Mendoza-González, Senties, Mateo-Cid, Díaz-Larrea, Pedroche & Alvarado Villanueva 2011, Mateo-Cid, Mendoza-González, Díaz-Larrea, Senties, Pedroche & Sánchez 2012)

El formato de resúmenes de cada documento revisado requiere de la incorporación individualizada de las citas, éstas se colocan a medida que se van mencionando en el protocolo y cada vez que se ratifica un dato se debe presentar una nota que reseña la fuente de información. Cuando cite, incluya siempre el autor (s) y el año. Una cita es la presentación del material del trabajo de otros autores que se ha tomado para apoyar y sustentar el estudio a realizar o realizado. Se distinguen varios tipos de citas para el formato de resúmenes individualizados, para nuestro caso éstas se pueden redactar de las siguientes formas:

- Con énfasis en el autor: Apellido del autor, entre paréntesis el año, el texto analizado.

Ávila-Ortiz (2003) describe *Padina mexicana* Dawson variedad *erecta* var. nov., que se distribuye a lo largo del Pacífico Tropical Mexicano, en condiciones de exposición de oleaje directo. Difiere de la variedad tipo por presentar hábito erecto, estípites diferenciados y soros esporangiales en ambas superficies de la lámina.

Espinosa-Ávalos (2005) menciona que una diferencia entre los estudios fenológicos de plantas vasculares y los de macroalgas marinas es que en los primeros es común que se incluya una definición de fenología, pero esto no se hace prácticamente nunca en los segundos.

Mendoza-González *et al.* (1994), llevaron a cabo cuatro muestreos de algas marinas bentónicas en tres localidades de la costa de Mazatlán, Sinaloa. Encontrando un total de 124 especies de algas marinas, de las cuales siete corresponden a Cyanophyceae, 72 a Rhodophyceae, 12 a Phaeophyceae, siete de Bacillariophyceae y 26 de Chlorophyceae.

- Con énfasis en el contenido del texto: El texto analizado y entre paréntesis el apellido del autor y el año.

En el Faro de Bucerías, Michoacán, a partir de muestreos realizados entre 1990 a 1992, se observaron 68 especies de macroalgas entre ellas 12 Chlorophyta, 15 Phaeophyceae y 41 Rhodophyta, con las siguientes especies dominantes: *Jania tenella*, *Chnoospora minima*, *Tayloriella dictyurus*, *Centroceras clavulatum*, *Griffithsia pacifica* y *Herposiphonia littoralis*. Además, se mencionan 15 especies como nuevos registros para el Pacífico Tropical Mexicano (22%) y 23 especies registradas exclusivamente para el estado de Michoacán (33.8%), (Stout y Dreckmann 1993).

- Con énfasis en la fecha de publicación: es una narración que comienza con el año, luego el apellido del autor y el texto analizado.

En el 2004, López *et al.*, presentan un estudio sobre los ensambles de algas con forma de crecimiento de césped, donde mencionan que han sido ampliamente estudiados en arrecifes coralinos, sin embargo, este tipo de comunidades son poco conocidas en el Pacífico Tropical Mexicano (PTM). Un total de 45 especies de algas cespitosas fueron recolectadas en cinco localidades del PTM para analizar sus variaciones morfológicas. Todas estas variaciones fueron agrupadas en seis tipos cualitativos, los cuales pueden ser considerados como seis estrategias diferentes para ajustar los patrones de crecimiento de las especies para formar céspedes.

Cuando sean tres o más autores, cite al primero y a los subsecuentes como *et al.* con cursivas; en la lista de referencias se mencionan todos los autores sustituyendo el *et al.* por los mismos.

- Otras citas de referencia

En muchas ocasiones no se cuenta con una referencia bibliográfica, en particular sobre técnicas de laboratorio o fijación en campo, sin embargo, la experiencia del investigador asesor resulta de suma importancia, en estos casos la comunicación personal es de gran valor, la misma debe tener su propia referencia, como en el siguiente caso:

- Comunicaciones personales

Una parte de la muestra (un litro) se fijó con formol a una concentración final de 1 % (Hernández-Becerril¹). Dos litros se trasladaron en hielo para su análisis en vivo, todo el material fue transportado al laboratorio de Biología Acuática “Javier Alvarado Díaz” de la Facultad de Biología de Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (**Ver pie de nota de esta página**).

Un caso especial es el de las referencias cartográficas, que generalmente se utilizan en la descripción del área de estudio, la forma de citarlas se presenta a continuación:

- Citas para el análisis cartográfico

De acuerdo a Inegi (1985a), la zona de estudio se ubica en la Provincia Fisiográfica Sierra Madre del Sur y a la subprovincia Costa del Sur, el conjunto de sierras que integra esta subprovincia se extienden a lo largo de las costas michoacanas, guerrerenses y oaxaqueñas, desde la desembocadura del Río Coahuayana (límite entre Michoacán y Colima), hasta el puerto de Salina Cruz, Oaxaca. El territorio michoacano está representado principalmente por sierras bajas de origen sedimentario, volcánico y metamórficos, y algunos valles y llanuras formados con materiales aluviales, comprende parte de los municipios de Coahuayana, Aquila, Chinicuila, Coalcomán, Lázaro Cárdenas y Arteaga.

¹ Com. Pers. Dr. D.U. Hernández-Becerril, Laboratorio de Fitoplancton Marino, ICMYL, UNAM

En la zona costera se pueden encontrar combinaciones de rocas detríticas, destacando las areniscas, conglomerados y limonitas asociados a ambientes fluviolacustres. (Inegi, 1985b).

Los suelos predominantes fuera de la línea de playa son regosoles eútricos con una fase física lítica y de textura gruesa, presentándose también litosoles, redzinas y en menor proporción feozem háplico y regosol calcárico con fase textural media. En desembocaduras de ríos y arroyos predominan fluvisoles eútricos con fase textural gruesa. (Inegi 1985c).

Como se puede notar, las citas para las fuentes cartográficas llevan una secuencia en orden alfabético, cuando éstas pertenecen a la misma referencia en el mismo año, cada una de ellas corresponde a una carta diferente, por ejemplo, Inegi (1985a) pertenece a la Carta Estatal de Regionalización Fisiográfica, Inegi (1985b) es la Carta Estatal Geológica e Inegi (1985c) es la Edafológica y así sucesivamente de acuerdo a su orden de aparición en el texto.

En el caso de acrónimos, para aquellos que llevan más de cuatro letras la primera se escribe con mayúsculas y las subsecuentes con minúsculas, como es el caso de Umsnh, Inegi, Semar, entre otros; mientras que aquellos acrónimos que presentan menos de cinco letras todas se escriben con mayúsculas, por ejemplo: UNAM, FAO, etc.

➤ Cita de una referencia electrónica

algabase.com es un sitio que facilita la consulta actualizada de las especies de algas a nivel mundial (Guiry & Guiry 2015)

Los corales se consideran las comunidades marinas más diversas y complejas, un arrecife puede albergar hasta 3 000 especies, y desempeñan un importante papel en el balance de masas geoquímica de los océanos. Se ha calculado que, anualmente, los arrecifes de coral son responsables de la precipitación de la mitad del calcio arrastrado a los océanos por los ríos y son especialmente importantes en el contexto del cambio climático mundial (Ipieca 1992).

➤ Cita para Software

Para la elaboración de la clave dicotómica artificial se construyó una matriz de datos morfológicos a partir de la cual se generó un análisis de agrupamiento cualitativo, mediante el software NTSYSpc v. 2.02c, los datos obtenidos a partir de esta comparación se utilizaron para confrontar mediante la teoría de conjuntos las posibilidades de agrupación para la clave dicotómica.

b) El tema a escoger para el proyecto de investigación

Aquí te presentamos algunas ideas que te pueden ayudar a seleccionar el tema de tu trabajo. Recuerda que lo más importante es que te interese el tema. Busca algo que despierte tu curiosidad científica, auxíliate de lo que el profesor (a) haya expuesto con respecto al tema a desarrollar.

Ficoflora

- ¿Cuántas especies de algas existen en la costa?
- ¿Cuál grupo de algas es dominante en la costa?
- ¿Existen diferencias en cuanto especies en toda la costa?

Estructura y distribución de la ficoflora

- ¿Están presentes las mismas especies en todos los sustratos en una misma playa?
- ¿Las especies de algas son diferentes en el medio marino a las localizadas en sistemas dulceacuícolas o salobres adyacentes?
- ¿Las especies de algas son indicadoras de particularidades ecológicas (calidad del agua, perturbaciones, sucesión, etc.), en una playa determinada?
- ¿Qué origen biogeográfico tiene la ficoflora de la costa michoacana?

Relaciones de causa y efecto

- ¿Qué importancia tiene el hábitat en la presencia o ausencia de diferentes algas?
- ¿Cuál expresión morfológica de las algas es dominante en las diferentes playas?
- ¿Influyen las condiciones ambientales en la expresión morfológica de las algas?

Brioflora

- ¿Cuántas especies de briofitas existen en un bosque?
- ¿Cuál grupo de briofitas es dominante en un bosque?

Estructura y distribución de la brioflora

- ¿Existen diferencias en cuanto especies de briofitas entre un bosque templado y la selva baja caducifolia?
- ¿Se presentan las mismas especies de briofitas en todos los sustratos en un mismo bosque?
- ¿Las especies de briofitas son indicadoras de particularidades ecológicas (calidad del suelo, perturbaciones, sucesión, etc.), en un bosque determinado?
- ¿Qué importancia tiene el hábitat en la presencia o no de diferentes briofitas?

Añade nuevas ideas o aspectos a otros trabajos investigativos y crea tu propio proyecto. Como vez, el cielo es el límite, hay infinidad de cosas que investigar.

Una vez que se ha planteado el problema, el investigador debe formular la hipótesis. Las hipótesis son las posibles explicaciones, soluciones, conjeturas que se formulan acerca del problema planteado.

c) Planteamiento de problemas y formulación de hipótesis en la investigación científica

De la observación directa o indirecta de un hecho o fenómeno pueden surgir ideas que llevan al investigador a plantear un problema.

Para iniciar una investigación científica es fundamental plantearse un problema, que es el cuestionamiento de una observación, un hecho o un fenómeno. El problema puede formularse personalmente como una pregunta a la cual el investigador tratará de dar respuesta, después de experimentar y comprobar los resultados.

El problema debe ser claro, preciso y debe plantearse en términos en que el proceso que se siga para su posible solución, pueda ser realizable, observable, medible y estar sujeto a comprobaciones repetidas.

Una vez que tengas clara tu hipótesis debes definir la forma como la vas a demostrar. Tienes que diseñar un experimento en el que puedas probar tu hipótesis. Escribe en tu manual una descripción paso a paso de lo que harás para investigar. Esto se conoce como plan de investigación o procedimiento experimental.

d) Formulación de los objetivos para la investigación científica

Cuando se ha seleccionado el tema de investigación y se ha planteado el problema, debe procederse a formular los objetivos de la misma, éstos son los enunciados claros y precisos de los propósitos por los cuales se lleva a cabo la investigación; la evaluación de la misma se realiza con base en los objetivos propuestos, esto lleva a clasificar los distintos niveles de resultados que se quieren lograr. Si la investigación es planeada científicamente, debe tener validez en cada una de sus etapas, en razón de objetivos y el logro de éstos en cada etapa es lo que permite pasar a la siguiente. Al final de la investigación, los objetivos han de ser identificables con los resultados, es decir, toda la investigación deberá estar respondiendo a los objetivos propuestos.

Para una buena formulación de objetivos conviene redactar todos los posibles enunciados que se tengan en mente, lo cual nos ayuda a pulirlos hasta lograr el enunciado que responda a nuestro propósito. Los mismos deben señalar acciones relacionadas con las observaciones y descripciones de situaciones que el investigador esté en capacidad de realizar y que no se salgan de sus posibilidades reales. Es conveniente iniciar la redacción de éstos con verbos de acción en infinitivo. Para nuestro caso los objetivos se formularán como general y específicos o particulares

➤ Objetivo general

Consiste en enunciar lo que se desea conocer, lo que se desea buscar y lo que se pretende realizar en la investigación; es decir, el enunciado claro y preciso de las metas que se persiguen en la investigación a realizar. Para el logro del objetivo general nos apoyamos en la formulación de objetivos específicos. Un objetivo general puede expresar varios resultados a lograr, lo importante es que englobe la totalidad de la investigación a realizar.

➤ Objetivos específicos o particulares

El objetivo general da origen a objetivos específicos que son los que identifican las acciones que el investigador va a realizar para ir logrando el general. Éstos se van cumpliendo en cada una de las etapas de la investigación, los mismos deben reflejarse en la metodología planteada y deberán ser evaluados en cada paso para conocer los distintos niveles de resultados, discusión y conclusiones.

Los objetivos específicos son los que se investigan y no el objetivo general, ya que éste se logra con los resultados y discusión

A continuación, se presentan ejemplos para la redacción de los objetivos:

Para estudios de caso de algas

Objetivo General

- Llevar a cabo un reconocimiento de la ficoflora en la playa de “El Zapote de Madero”, Municipio de Aquila, Michoacán.

Objetivos particulares

- Elaborar un listado sistemático de las especies de macroalgas marinas observadas.
- Realizar una lista comentada de las especies de algas identificadas, que contenga la descripción morfológica, sustrato, tipo de vida, exposición al oleaje y a la luz, frecuencia de aparición y variables fisicoquímicas.

Para estudios de caso de briofitos

Objetivo General

- Analizar la estructura de la comunidad de briofitos de la zona de Laguna Larga, municipio de Hidalgo, Michoacán.

Objetivos particulares

- Realizar un listado sistemático de las especies de briofitos identificados.
- Elaborar una lista comentada de los briofitos observados, que contenga la descripción morfológica, sustrato, tipo de vida y frecuencia de aparición.

e) La caracterización del área de estudio

Cuando el proyecto de investigación está enfocado al trabajo de campo, es necesario que se haga una descripción detallada del área de estudio, cuyo principal sustento se encuentra primeramente en el análisis cartográfico, y posteriormente en la literatura especializada para el caso, incluso se puede utilizar como herramienta el programa de imágenes satelitales Google Earth o QGIS, que se encuentra disponible en la red de manera gratuita.

El contenido que deberá de llevar esta unidad dentro del protocolo de investigación puede variar dependiendo del tema que se haya escogido para investigar, tu profesor (a) te guiará en la elaboración de esta parte del protocolo.

d) La sección de materiales y métodos

En este capítulo, se detallan los pasos que siguieron para el desarrollo de la investigación, se debe tener en mente que esta sección debe ser comprensible, concreta y precisa, de tal forma que permita que otros investigadores puedan reproducir la investigación y obtenga resultados similares, ya que para que nuestros resultados tengan valor científico deben ser reproducibles.

Tanto el equipo como los materiales deben describirse en conexión con la metodología, evitando enumerarlos en una lista, y correspondiendo a la solución de cada uno de los objetivos específicos planteados.

Para la descripción de los métodos deben aplicarse las siguientes reglas:

- Cuando se trata de un proyecto que tiene relación con investigación en diferentes niveles, la metodología corresponderá a cada uno de ellos, por ejemplo:

Métodos de Campo
Métodos de Laboratorio
Métodos de Gabinete

Los reactivos se citan por la sustancia química activa, según la nomenclatura internacional. Las concentraciones que se usen se deben expresar como material activo, por ejemplo:

“Una vez separado el material ficológico este se fijó con formaldehído neutralizado con borato de sodio y a una concentración final del 5 %, utilizando agua del medio, agregando una pizca de acetato de cobre para la preservación de pigmentos de las algas verdes (Ceballos *et al.* 2011)”.

El instrumental de precisión como lupas, microscopios ópticos, balanzas, salinómetros, conductivímetros, entre otros) deberán incluir marca y modelo, por ejemplo: la observación de los ejemplares se realizó mediante un microscopio óptico compuesto marca Leitz Wetzlar con objetivos de 10x, 40x y 100x y oculares de 10x.

Los métodos de conocimiento general, como colectas de campo y métodos de análisis comunes, únicamente se mencionan sin definirlos ampliamente citando la fuente de donde se obtuvieron, por ejemplo: La colecta de las algas se realizó de acuerdo a la propuesta de Ortega *et al.* (2002), en la zona mesolitoral durante las bajamares.

Si el método es original o modificado, se describe tan ampliamente como sea necesario, con su respectiva referencia.

Para la escritura de nombres científicos deben respetarse las reglas de nomenclatura establecidas en los códigos internacionales correspondientes.

e) La sección de las referencias bibliográficas

En ella deberán presentarse solamente aquellas obras a las que se hace referencia en el texto. Se ordenarán siguiendo las normas APA (2010):

Para el caso de artículos científicos de revistas periódicas

- Un autor:
 - Con guion entre los dos apellidos del autor (obligatorio escribir completos ambos apellidos del autor).

Ávila-Ortiz, A. (2003). Una variedad nueva de *Padina mexicana* (Dictyotaceae) para el Pacífico Tropical Mexicano. *Hidrobiológica*, 13(1), 69-74.

- Sin guión entre los dos apellidos del autor (solamente el primer apellido del autor se escribe completo).

Senties G., A. (1996). El género *Polysiphonia* (Ceramiales: Rhodomelaceae) en el Pacífico tropical mexicano. *Revista Biología Tropical*, 43(1-3), 39-54.

➤ Dos autores:

- Con guión entre los dos apellidos de los autores (obligatorio escribir completos ambos apellidos de los autores).

Mateo-Cid, L. E. y A. C. Mendoza-González. (2012). Algas marinas bentónicas de la costa noroccidental de Guerrero, México. *Rev. Mex. Biodiv.*, 83, 905-928.

- Sin guión entre los dos apellidos de los autores (solamente el primer apellido de los autores se escribe completo).

Bucio P., M. y K. M. Dreckmann. (1993). Chlorophyta (algas verdes) marinas bentónicas intermareales de Michoacán, Pacífico Mexicano. *Polibotánica*, 6, 41-46.

➤ Más de dos autores:

Cuando se presentan más de dos autores deberemos de considerar si alguno o algunos de ellos colocan o no un guión entre sus dos apellidos.

Mateo-Cid, L. E., A. C. Mendoza-González, J. Díaz-Larrea, A. Senties, F. F. Pedroche & J. D. Sánchez H. (2012). A new species of *Pyropia* (Rhodophyta, Bangiaceae), from the Pacific coast of Mexico, based on morphological and molecular evidence. *Phytotaxa*, 54, 1-12.

Para el caso de libros de texto

Deberemos de considerar si alguno o algunos de los autores colocan o no un guión entre sus dos apellidos.

Dawes, C. J. (1986). *Botánica Marina*. Ed. Limusa. México.

Scagel, F., J. Bandoni, R. Maze, E. Rouse, B. Schofield y R. Stein. (1987). *El reino vegetal*. Ed. Omega. Barcelona.

Para capítulo de un libro

Deberemos de considerar si alguno o algunos de los autores colocan o no un guión entre sus dos apellidos.

Flamand, S. C. L. (1991). Oceanografía geológica. En: De La Lanza-Espino G. (Ed.). *Oceanografía de mares mexicanos*, pp. 117-149. AGT Editor. México, D.F.

Ortega-Murillo, M. R., R. Alvarado-Villanueva y J. D. Sánchez-Heredia. (2005). Algas. En: Villaseñor G., L. E. (ed.). *La biodiversidad en Michoacán: Estudio de Estado*. p. 68. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Secretaría de Urbanismo y Medio Ambiente, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México.

Para el caso de tesis

Álvarez, M. F. (2010). *Estudio Ficoflorístico de playa Caletilla, municipio de Lázaro Cárdenas, Michoacán, México*. (Tesis de licenciatura inédita). Facultad de Biología. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, Mich. México.

Para el caso de memorias de eventos académicos (congresos, simposia, talleres, etc.)

Sánchez-Rodríguez, I., M.M. Casas-Valdez y A. Sánchez-González. (2010). Cultivo experimental del alga *Ulva* spp. una opción para la nutrición de camarón en La Paz, California Sur, México. En: *Memorias del II Congreso Latinoamericano de Biotecnología Ambiental y Algal*. (p. 178). Cancún, Quintana Roo, México.

Núñez-Vázquez, E. J., J. L. Ochoa, C. J. Band-Schmidt, I. Gárate-Lizárraga, A. Heredia-Tapia, D. J. López-Cortés, F. E. Hernández-Sandoval and J. J. Bustillos-Guzmán. (2008). Ciguatera. in Mexico. In: *Memories of 13th International Conference on Harmful Algae*. (p. 98). Hong Kong, China.

Para el caso de fuentes electrónicas en Internet

Pedroche, F. F. y A. Sentíes G. (2003). Ficología marina mexicana. Diversidad y Problemática actual, *Hidrobiológica*, 13(1), pp. 23-32. Recuperado de: http://investigacion.izt.uam.mx/rehb/publicaciones/13-1PDF/23-32_Pedroche.pdf, última consulta: 6 de julio 2015.

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. (2015). Algas. Recuperado de: http://www.biodiversidad.gob.mx/especies/gran_familia/plantas/algas/algas.html.

Guiry, M. D. & G. M. Guiry. (2015). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway Recuperado de: <http://www.algaebase.org>.

Para el caso de fuentes cartográficas

Inegi. (1985a). Carta Estatal Regionalización Fisiográfica. 1:500 000. Secretaría de Programación y Presupuesto. Coordinación General de Servicios Nacionales de Estadística, Geografía e Informática. Dirección General de Geografía. México.

Inegi. (1985b). Carta Estatal Hidrología de Aguas Superficiales. 1:500 000. Secretaría de Programación y Presupuesto. Coordinación General de Servicios Nacionales de Estadística, Geografía e Informática. Dirección General de Geografía. México.

f) Reglas para la presentación de tablas y figuras

En un protocolo de investigación se pueden incluir tablas y figuras, las mismas deberán estar referenciadas en los párrafos correspondientes, para su presentación se deberán tomar en cuenta las siguientes reglas:

- Las tablas deben enumerarse por orden de aparición en el texto, con números arábigos.
- Las gráficas, fotografías, dibujos, etc., se incluyen bajo la denominación general de “Figuras” y se numeran por orden de aparición en el texto, con números arábigos, ejemplo: (Fig.1, Fig. 2, y así sucesivamente)

Las tablas y figuras deben llevar un pie que explique claramente lo que se desea mostrar en ellas de manera concreta, el título del pie de figura deberá de comenzar con letra mayúscula como si fuera nombre propio, seguido de un punto y después la descripción de la misma, por ejemplo:



Figura 11. Plataforma rocosa, se muestran cubetas y canales de marea.

Las gráficas deben ser fáciles de leer, a escala conveniente, y con señalamientos y símbolos fácilmente diferenciables, por ejemplo:

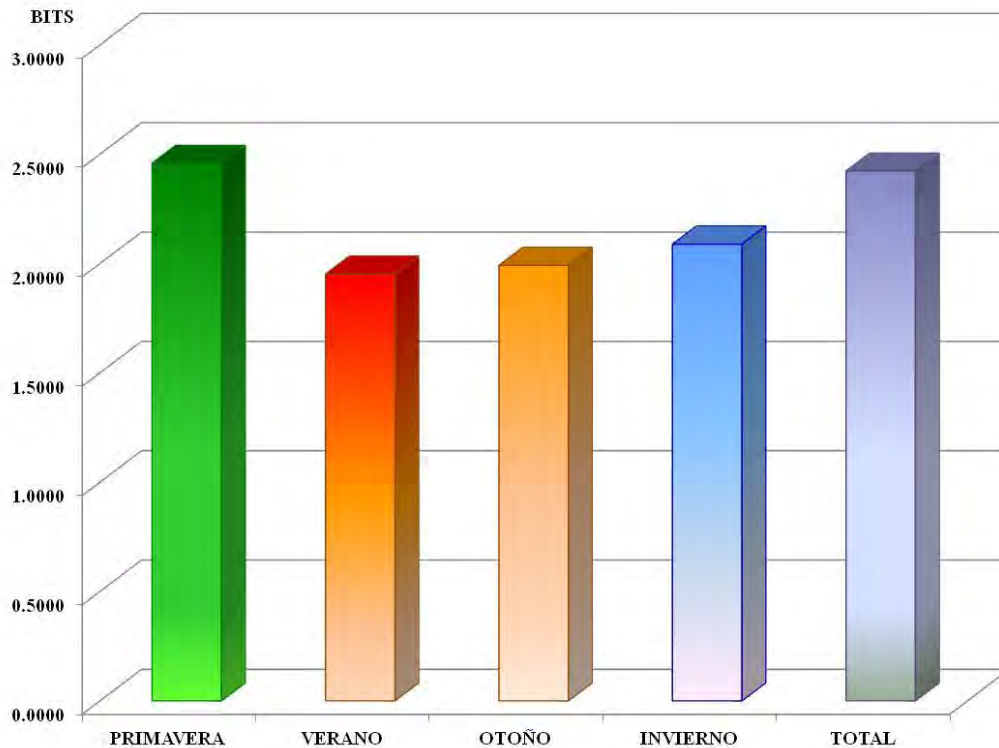


Figura 12. Se muestra la diversidad de Shannon-Wiener de las algas verdes por épocas del año.

Puesto que éstas se insertan en un documento cuyo título lleva implícita la localidad, deberá de evitarse escribir en el texto la localidad ya que resultaría repetitivo. Éstas deben insertarse lo más próximo posible al lugar en que se hace la referencia. Cuando ocupen menos de media página, pueden incluirse a continuación del texto en la misma, del cual se separarán por un espacio doble al usual. Cuando ocupen más de media página, deben escribirse en páginas aparte, que se intercalarán entre las del texto siguiendo a aquella página en la que se haga referencia a la tabla o figura.

¡A partir de aquí solamente se te proporcionan guías para tu proceso de investigación, la parte más importante te corresponde a ti, es la continuación de una nueva etapa en el proceso de tu formación dentro de esta facultad!

En este sentido el objetivo principal de todas las siguientes prácticas, es el de proporcionarte una orientación para el análisis de las posibles especies que puedas encontrar en las muestras colectadas en los diferentes sistemas acuáticos y terrestres.

PRÁCTICA N.º 3

COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE ALGAS PARDAS, ROJAS Y VERDES

1. Introducción

1.1. Algas Marinas

En el medio marino encontraremos una gran cantidad de algas macroscópicas fijas a los diferentes sustratos (algas bentónicas), sin embargo, la dominancia de un grupo u otro va a depender de las condiciones ambientales, de tal forma que en regiones tropicales como es el caso de la costa michoacana, la mayor abundancia está representada por las algas rojas Rhodophyta (Fig. 13), verdes Chlorophyta (Fig. 14) y pardas Phaeophyceae (Fig. 15), en ese orden de dominancia.

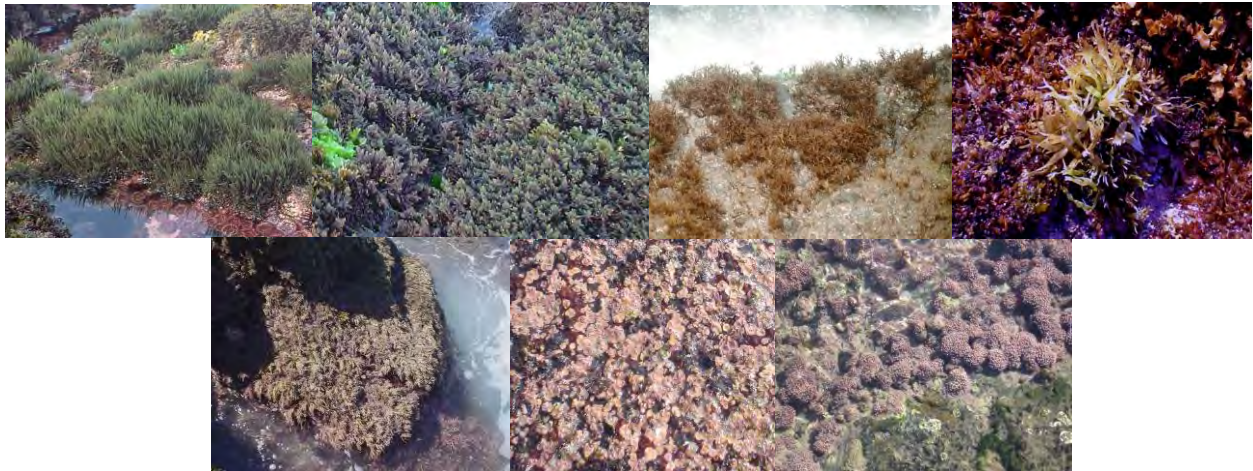


Figura 13. Algas rojas Rhodophyta

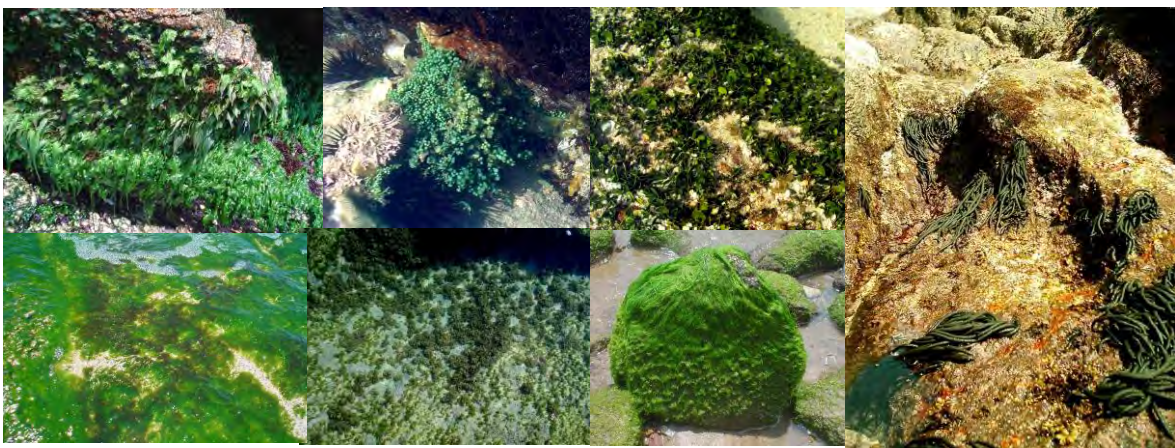


Figura 14. Algas verdes Chlorophyta

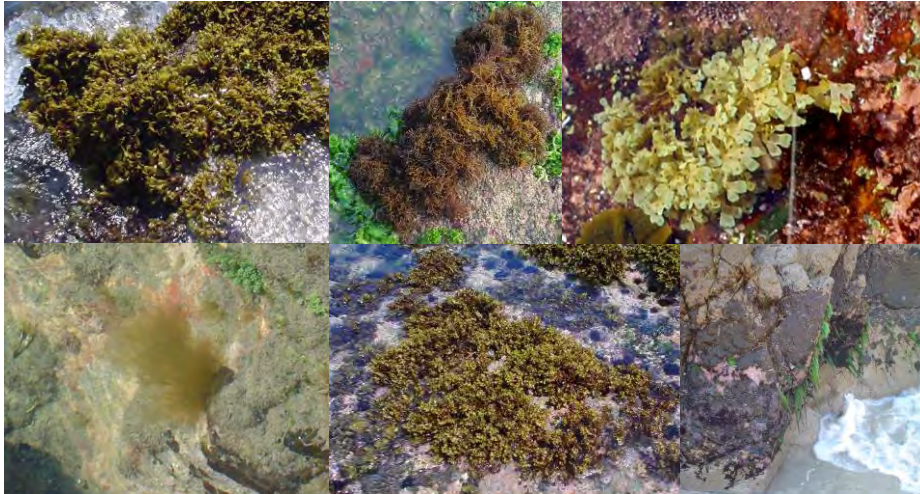


Figura 15. Algas pardas Phaeophyceae

1.2. Dónde colectar las algas marinas bentónicas

Las algas marinas bentónicas son formas arraigadas que se encuentran fijas a diferentes tipos de sustratos, como: rocoso, arenoso, areno-rocoso, guijarros (rocas pequeñas sueltas), cantos rodados (rocas grandes sueltas o fijas), vegetales y madera muerta. Otros sustratos que se pueden encontrar en el medio marino son: concretos, placas de metal como las estructuras de barcos hundidos o botes de aluminio, además de plásticos de diferentes tipos.

Considerando la distribución de los organismos indicadores biológicos, la zona litoral se ha dividido en tres subzonas: supralitoral, mesolitoral o intermareal e infralitoral.

1.2.1. Zona Supralitoral

Esta zona se localiza en lugares secos que únicamente se humedecen por la influencia del agua nebulizada en forma de brisa, en la misma no se localizan organismos considerados como marinos (Fig. 16).



Figura 16. Zona supralitoral

1.2.2. Zona Mesolitoral o Intermareal

El límite superior de este piso está determinado por la influencia directa de la marea más alta que se presenta a lo largo del año; es una zona que se encuentra sometida a condiciones especiales de emersiones y sumersiones, lo que implica que los organismos que se encuentran aquí deberán estar adaptados a períodos alternos de sequedad y humedad, que en ocasiones pueden ser extremos; este piso ha sido subdividido por algunos autores en tres, dependiendo de la anchura de las plataforma de mareas, a saber: Mesolitoral superior, medio e inferior (Fig. 17).

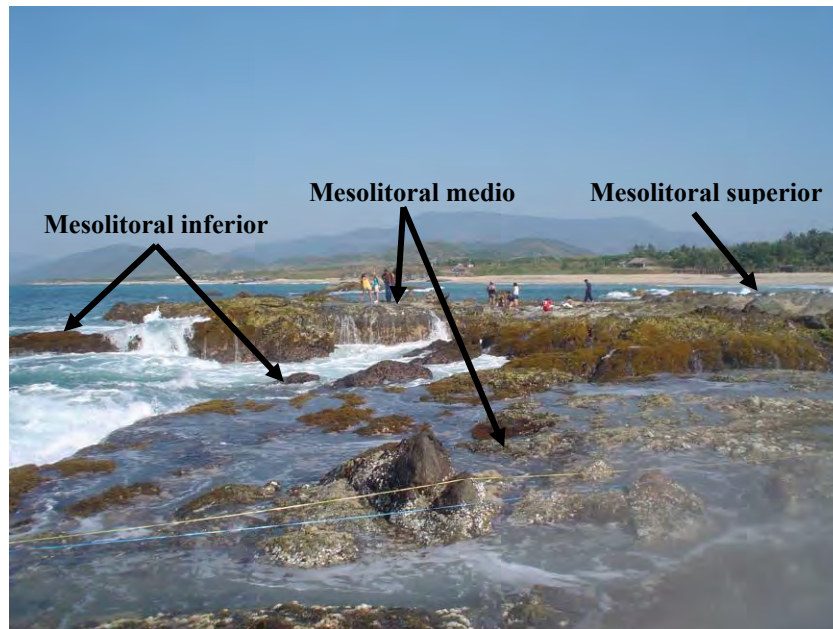


Figura 17. Zona mesolitoral o intermareal

1.2.3. Zona Infralitoral o Submareal

Se caracteriza por estar siempre cubierta de agua, aun cuando se presenten las mareas más bajas de todo el año; es una zona de condiciones más estables que la anterior, aquí se localizan organismos que no toleran los cambios bruscos de temperatura, salinidad y disponibilidad de oxígeno provocados por las mareas bajas (Fig. 18).

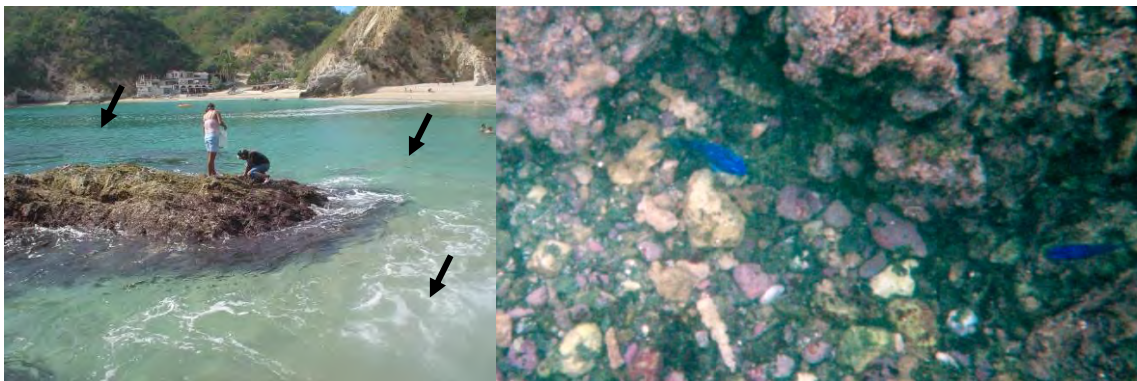


Figura 18. Zona infralitoral o submareal

Los estudios de algas bentónicas que se pueden realizar a partir de diferentes colectas, van desde los cualitativos (listados florísticos, riqueza de taxones, etc.), hasta los cuantitativos (distribución, densidad, frecuencia, abundancia, similitud, diversidad, etc.), los que integrados conforman un estudio ecológico que nos ayudará a una mejor comprensión de la dinámica de este grupo.

1.3. La seguridad en la colecta

a) Siempre se debe trabajar en equipo, unos colectando y otros vigilando el oleaje, de preferencia los primeros deberán de atarse a una cuerda que será manejada por los segundos.

b) Si no se sabe nadar tales personas solamente deberán dedicarse a la vigilancia y/o toma de datos y contar con chaleco salvavidas.

1.4. Como colectar algas bentónicas

a) En la zona mesolitoral la colecta puede realizarse manualmente, dependiendo de las condiciones ambientales, con espátula y/o martillo de geólogo o también directamente con las manos (Fig. 19).



Figura 19. Colecta de algas bentónicas en el mesolitoral

b) En el infralitoral, además del equipo mencionado arriba, se requiere mínimamente de visor, aletas y esnórquel y una bolsa de malla cerrada de tul u organza para transportar los ejemplares colectados. Las algas colectadas deberán de obtenerse completas, es decir, con las estructuras de fijación al sustrato y sus reproductores, éstos últimos se pueden identificar por la presencia de pequeñas manchas coloreadas u oscuras o bien por pequeños racimos en los talos (Fig. 20).

Una vez obtenidos los ejemplares, éstos son enjuagados dentro de una cubeta de plástico de cuatro litros, agitándolos vigorosamente en agua de mar para separar los organismos animales que pudieran contener, una vez separados, los animales son devueltos a los tapetes algales del lugar donde se colectaron las algas.

Ya limpios los talos se asientan en bolsas de plástico de 30 x 40 cm, con la cantidad de agua del medio suficiente para cubrirlas, en cada una de ellas se coloca una etiqueta, de papel herculene de 4 x 4 cm, donde se anota con lápiz el número de colecta correspondiente, no está por demás

anotar en la bolsa de plástico, antes de mojarla, el mismo número, con marcador de tinta permanente y resistente al agua.

RECUERDA EL NÚMERO CORRESPONDERÁ AL DE LA LIBRETA O DIARIO DE CAMPO

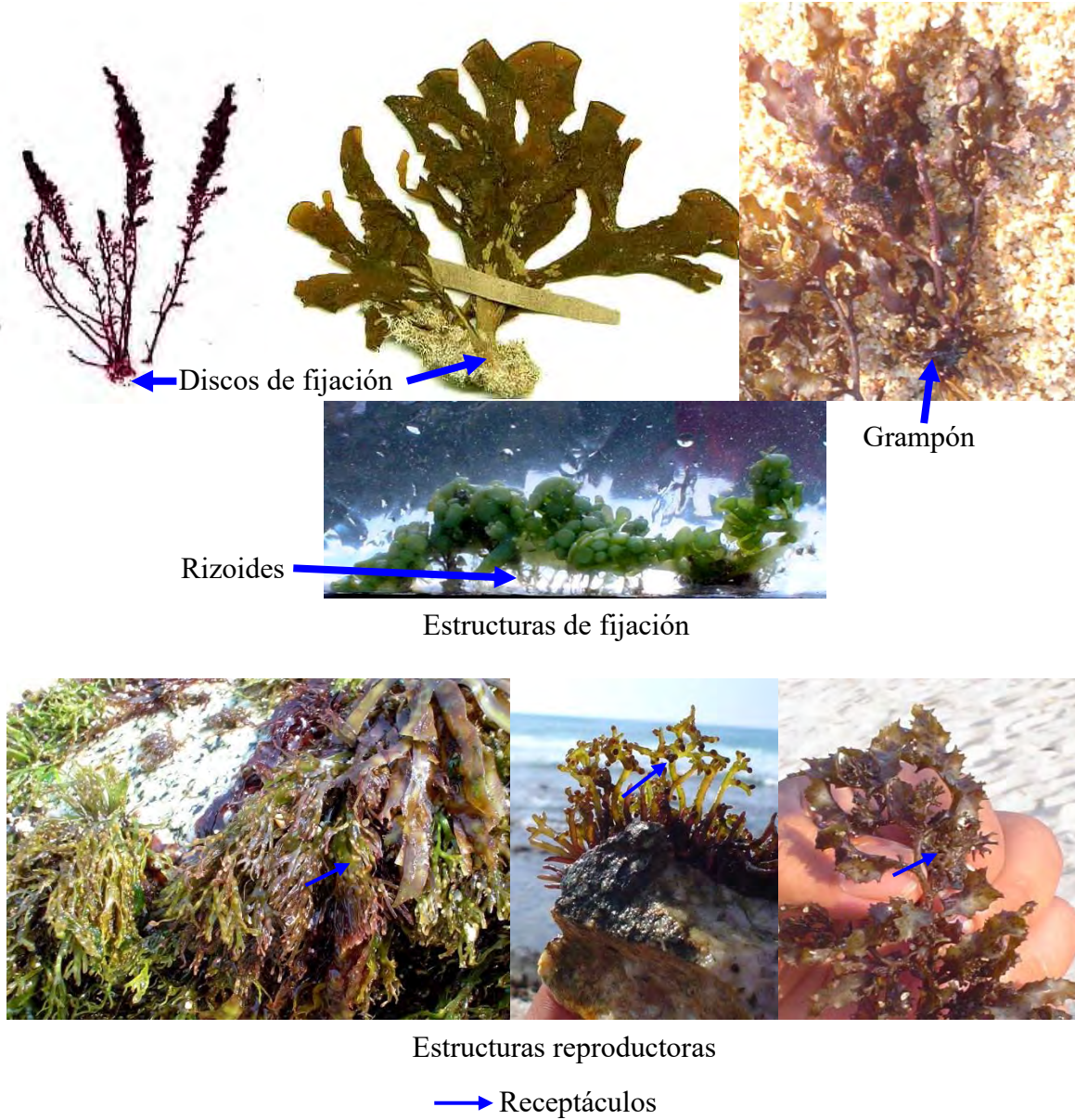


Figura 20. Ejemplares completos con estructuras de fijación y reproductoras

En tanto se llega al lugar donde se fijarán los ejemplares, estos deberán ser transportados en cubetas de plástico, evitando en lo posible la decoloración de los ejemplares por la exposición al sol, manteniéndolas en lugares sombreados y más o menos frescos.

1.5. Datos de colecta

Cada muestra requiere de datos de campo necesarios para la determinación y otros aspectos de tipo ecológico o para la colección donde se incorporarán los ejemplares. Estos incluirán una descripción detallada de la disposición de las algas en su entorno general, así como los participantes en dicha colecta. A continuación, se presenta una tabla con los posibles datos a considerar para el diario de campo.

DATOS A CONSIDERAR PARA EL DIARIO DE CAMPO

DE LA COLECTA	
Localidad: Coordenadas geográficas:	Fecha: hora de colecta:
Número de colecta:	Nombre del colector (nunca iniciales):
VARIABLES AMBIENTALES:	
Profundidad:	OD:
Transparencia:	Amonio:
T°C:	Nitritos:
S‰:	Nitratos:
pH:	Fosfatos:

OBSERVACIONES DE LOS EJEMPLARES:	
Con reproductores () Sin reproductores () Asociada con:	Tipo de vida: epífita () epilítico () epixilótico () epizoico () Otro (especificar): _____ erecto (...) postrado () solitario () agregado () filamentoso () laminar () cilíndrico () Otro (especificar):
Textura: Lisa () Áspera () Consistencia: Rígida () Flácida () Cartilaginosa () Mucilaginosa () Color:	Tipo de sitio donde se encontró (cubeta de marea, canal de marea, hondonada, etc.)
Abundancia relativa: () RARA 1 COMÚN 2 ABUNDANTE 3	Disposición al oleaje (directa o indirecta): Disposición a la Luz (directa o indirecta):

1.6. Fijación de las algas

Ya en el lugar de operaciones, se procede a separar por grupos de algas (rojas, pardas y verdes), de una misma zona y/o sustrato, siempre de una misma localidad, las que son colocadas en bolsas de plástico con sus correspondientes etiquetas de papel herculene, en dichas etiquetas se escribirán los siguientes datos: Número de colecta, Localidad, Fecha, Hora y colectores.

Todos los ejemplares colectados se fijarán con formol neutralizado con bórax a una concentración final de al 5 % con agua de mar, a cada una de las bolsas se le agregará la cantidad suficiente del fijador para cubrir el material, es importante que a las algas verdes se le agregue

acetato de cobre con la punta de una aguja. Todo el material se depositará en una bolsa de plástico negra la cual se coloca dentro de una cubeta, tapándose posteriormente. Las algas se mantienen en el fijador un periodo de 24 horas, después de esta fase, el fijador es eliminado de las bolsas de plástico y colocado en frascos de plástico de 250 ml con tapa y empaque, los frascos previamente se etiquetan con los siguientes datos: Localidad, fecha de colecta, material algal al que pertenecía el formol (algas pardas, rojas o verdes). Una vez liqueadas las algas se van doblando una a una y se depositan dentro de la misma bolsa negra y de esta manera son transportadas al laboratorio donde se llevará a cabo su posterior procesamiento.

1.7. Materiales y equipo

Material por Sección:

- 1 kg de bolsas de plástico de 30 x 40 cm
- 6 bolsas grandes de plástico grueso para basura de color negro.
- Una bolsa de ligas chicas
- Una cuerda de 30 m

Material por Equipo:

- Cubeta de plástico de 4 l con tapadera
- Martillo o cincel
- Un plumón grueso de tinta permanente resistente al agua
- Etiquetas de colgar de papel herculene

Material Individual:

- Libreta de campo (de nivel o de tránsito)
- Lápiz Mirado número 2
- Espátula
- Lupa de mano
- Un par de tenis para utilizar en el agua
- Protector solar
- Chaleco salvavidas (opcional)
- Equipo para buceo libre (visor, esnórquel y aletas) (opcional)

Material General (llevado por los maestros):

- Probetas de plástico
- Charolas
- Formol neutralizado con bórax
- Acetato de cobre
- Termómetro
- Papel indicador de pH
- Salinómetro
- Kit para nutrientes
- Winkler para OD

1.8. Actividades extras

De manera individual se hará entrega de un reporte diario, el cual deberá contar con los siguientes aspectos:

a) Relación detallada de las áreas de colecta

- Nombre de la localidad, fecha y hora de colecta
- Tipo de playa
- Geología (rocas predominantes)
- Hidrología: posibles escurrimientos de la parte continental, presencia o ausencia de lagunas o esteros, variables ambientales (temperatura del aire y agua, pH, salinidad, OD, nutrientes, nubosidad, dirección y velocidad del viento, tipo de oleaje, tipo de marea en el momento de colecta y la general para la región)
- Tipos de suelos predominantes
- Tipo de arena y su posible origen
- Tipo climático
- Tipo de vegetación terrestre
- Posible fauna asociada (terrestre y acuática)
- Influencia humana: presencia o ausencia de zonas urbanas y tipo, presencia o ausencia de contaminantes (basura, derrame de líquidos, etc.), agricultura, ganadería, pesca, turismo, entre otros

b) Descripción de la disposición de los conjuntos de algas, incluyendo la dominancia de los phyla por franjas y dominantes fisonómicos de las algas.

c) Listado genérico y/o específico de algas colectadas.

1.9. Algas Dulceacuícolas

1.9.1. Microalgas Fitoplanctónicas

Las algas de agua dulce que se van a estudiar en el curso de Botánica I corresponden básicamente a la división Chlorophyta (algas verdes), aunque podemos llegar a encontrar elementos de la división Rhodophyta. La mayoría de estas algas se encuentran en el fitoplancton y para su captura requerimos de redes cónicas que pueden ser de arrastre o de cuchara (Fig. 21).



a) Red de arrastre

b) Red de Cuchara

Figura 21. Redes cónicas para colecta de fitoplancton

El arrastre puede ser horizontal ya sea en línea recta, Zigzag o circular (Fig. 22), cuando se realiza de manera vertical a la red se le coloca una plomada, ya sea en el aro mayor o en la unión de los cabos, bajándose a una profundidad generalmente definida por la transparencia del sistema y efectuando un movimiento diagonal del fondo hacia arriba (Fig. 23).

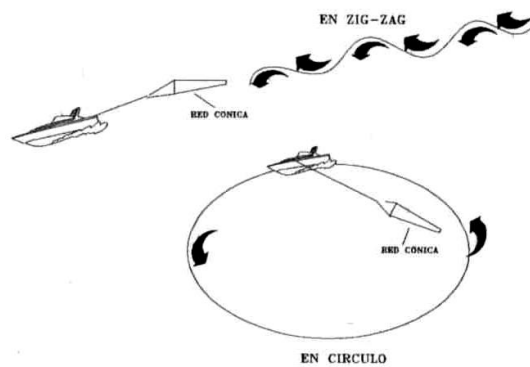


Figura 22. Colecta por arrastre horizontal mediante lancha con motor fuera de borda

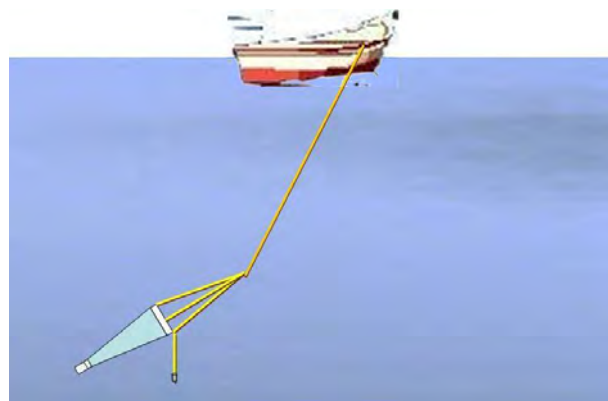


Figura 23. Colecta por arrastre vertical en lancha con motor fuera de borda

Cuando los sistemas son someros entonces se recomienda la utilización de redes cónicas pequeñas de cuchara. Con la red de cuchara se llevan a cabo arrastres a manera de ochos, en un tiempo aproximado de cinco minutos, puede hacerse una variante de este método en el cual se hacen arrastres cortos y después se agita la red y se vuelve a arrastrar, hasta obtener un concentrado más o menos grande de la muestra (Fig. 24) este muestreo se conoce como estacionario.



Figura 24. Muestreo estacionario con red de cuchara para sistemas someros

Independientemente del método utilizado, las muestras se pueden transportar al laboratorio de dos formas: 1) Fijadas con formol neutralizado con bórax a una concentración final de 4 % con agua del medio y 2) En vivo a bajas temperaturas para evitar la degradación natural, es preferible hacerlo de las dos formas, máxime si se van a utilizar en los microcultivos o en la determinación de las especies, por lo que es conveniente verlos en vivo.

1.9.2. Microalgas del Perifiton

El perifiton se caracteriza como una derivación del bentos, es decir, son organismos que se encuentran fijos o entorno a diversos sustratos, de acuerdo a esto se clasifican en:

- a) Epífitos, aquellos que viven sobre las plantas y sus raíces.
- b) Epixilóticos las que se localizan sobre la madera muerta.
- c) Epilíticos o las relacionadas con rocas o concretos prefabricados, así como metales o vidrio.
- d) Epizóicos ubicadas sobre organismos animales, por ejemplo: conchas, carapachos de tortugas, etc.
- e) Endozóicos que se encuentran dentro de las conchas, caracoles, carapachos, recto de larvas de insectos, etc.
- f) Episámicos, que viven sobre la superficie del fondo lodoso.

Algunos organismos se encuentran relacionados con sustratos que el humano ha introducido en los ecosistemas, es el caso de pedazos de tela, plásticos, PVC, entre otros, en este sentido se hace referencia al nombre directo del sustrato.

PRÁCTICA N.º 4

COLECTA DE DE BRIOFITOS (HEPÁTICAS, MUSGOS Y ANTOCEROTAS)

1. Introducción

La determinación y montaje para colecciones científicas de cualquier organismo o conjuntos de ellos, tiene como base una colecta adecuada, es decir, si en campo no recopilamos la información básica para el estudio y análisis de las comunidades biológicas, corremos el riesgo de que el trabajo en el laboratorio sea infructuoso.

1.1. Los tipos de sustratos y formas de crecimiento

En el caso de las hepáticas, musgos y antocerotas, el sustrato es una de las características importantes a considerar, en este sentido los podemos ubicar en los siguientes tipos:

- a) Sobre la corteza de árboles: epixilóticos o cortícolas
- b) Sobre otras plantas: epífitos
- c) Sobre rocas, ladrillos y concretos: epilíticos
- d) Sobre suelos: edáficos

Así mismo, la forma de crecimiento que presentan estos organismos, también es necesario anotarla, existen dos formas básicas: postrada o rampante y erecta (Fig. 25).

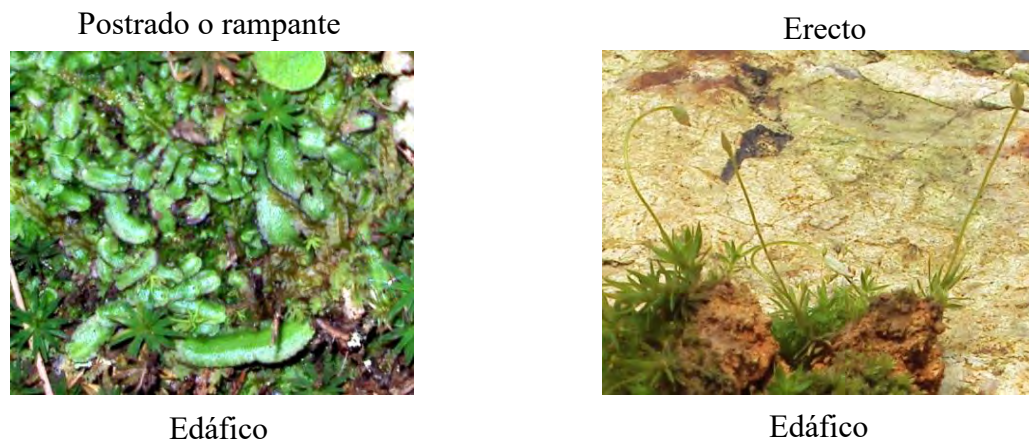


Figura 25. Tipos de crecimiento y sustrato

1.2. Las estructuras de reproducción

Un detalle que resulta de gran importancia son las estructuras reproductoras, tanto asexuales (cápsulas), como sexuales (esporofito, gametofito, gametóforos, esporóforos, etc.), al colectar el material, debemos de asegurarnos que éstas se encuentran presentes (Fig. 26).

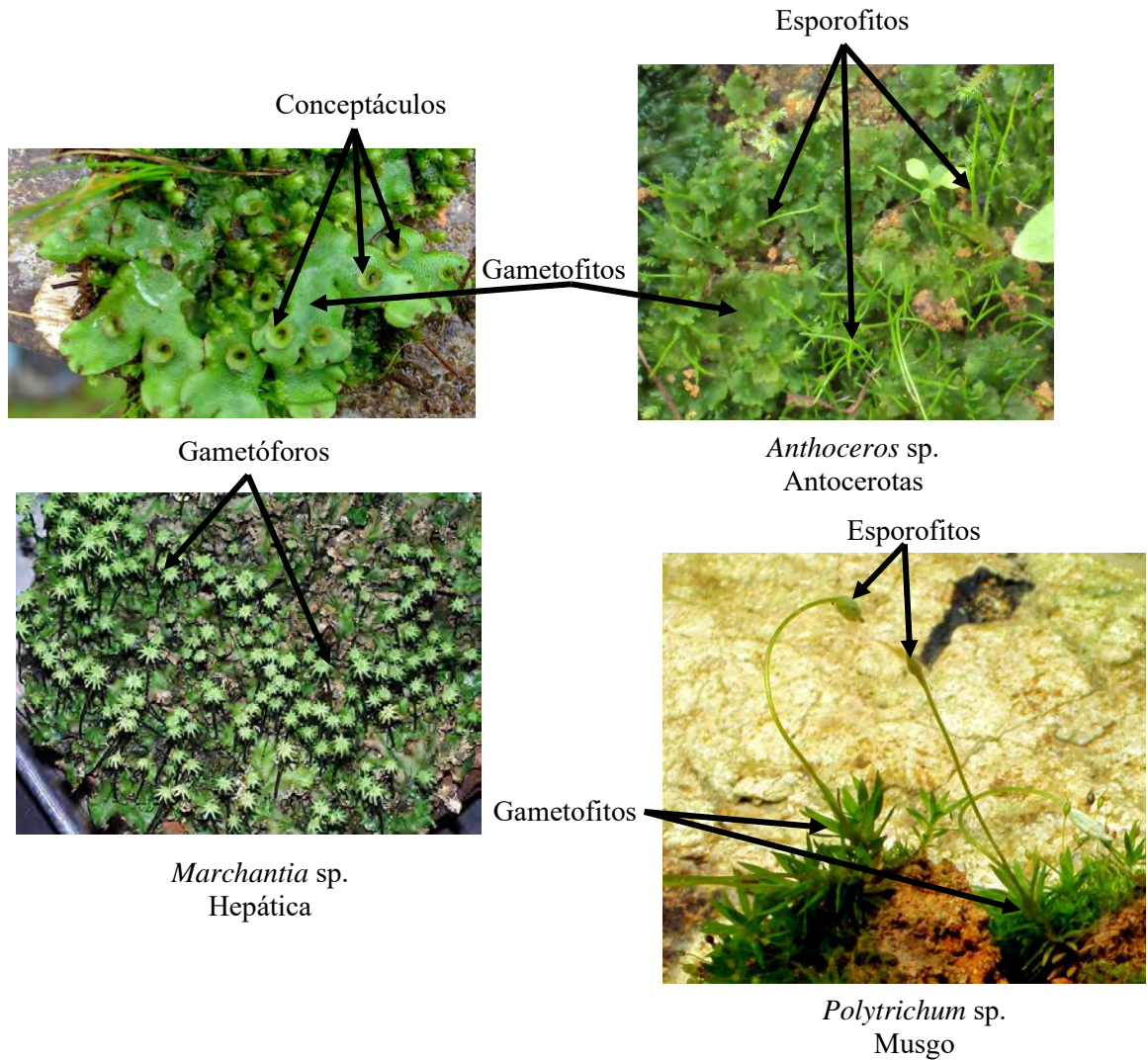


Figura 26. Briofitos con estructuras reproductoras

Para el caso de los musgos la forma de crecimiento del esporofito también es importante considerarlo, en este sentido los vamos a encontrar como sigue:

a) Acrocárpicos, el esporofito crece verticalmente a partir del ápice del eje principal del gametofito, generalmente se presentan en musgos erectos (Fig. 27).

b) Cladocárpicos, el esporofito crece a partir del ápice de ramas siempre laterales, puede ser muy largo o corto casi pegado al caulidio, generalmente se presentan en musgos postrados (Fig. 28).

c) Pleurocárpicos, el esporofito crece lateralmente sobre el eje principal del gametofito y en ocasiones de sus ramas, siempre se presentan en musgos postrados (Fig. 29).

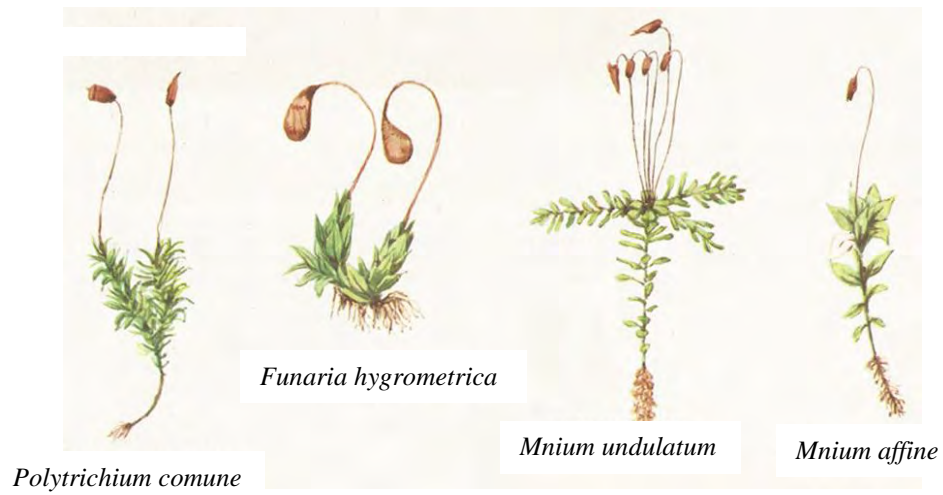


Figura 27. Musgos acrocárpicos



Dicraum scoparium



Fissidens taxifolius

Figura 28. Musgos cladocárpicos



Figura 29. Musgos pleurocárpicos
Thuidium spp.



En ocasiones el conjunto de estructuras reproductoras sexuales o gametangios (anteridios y arquegonios), no son evidentes, como en los musgos, en esos casos se debe considerar la coloración de los filidios del extremo apical de las ramitas del gametofito, ya que, si éstas son de tonos oscuros, es un buen indicador de la presencia de dichas estructuras (Fig. 30).



Figura 30. Gametofitos de musgos con gametangios

2. Objetivos

- Conocer las técnicas de colecta para los grupos de hepáticas, musgos y antecerotas.
- Aprender los métodos para la preparación, conservación y documentación de los ejemplares colectados.
- Analizar y describir las principales características de los sitios de muestreo, así como de los ejemplares.

3. Materiales

Libreta de campo y lápiz, etiquetas de colgar, papel periódico o bolsas de papel encerado o estraza, espátula, cajas galleteras o canasta de mimbre y cámara fotográfica.

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Colecta de ejemplares

Es importante considerar que una colecta sin los datos de campo y de los ejemplares colectados, no tiene ningún sentido, ya que dicho material no podría ser incorporado a una colección científica y generalmente termina desechado.

Un buen muestreo requiere de datos de campo precisos, que nos permitan ubicar el entorno de los organismos, la localización exacta y observaciones en vivo de los mismos; el trabajo de campo, además de resultar apasionante nos permite disfrutar de la naturaleza, desarrollar nuestros sentidos (olfato, oído y la vista). Los más mínimos detalles por intrascendentes que nos parezcan deberán de ser anotados en nuestras libretas de campo, aspectos importantes como: las coloraciones en vivo, la textura, las asociaciones, el tipo de sustrato, etc., son elementos indispensables que no deben ser pasados por alto.

Los siguientes datos deberán de anotarse en el diario de campo (libreta de campo):

➤ Datos generales del área de muestreo

Localidad (incluyendo coordenadas geográficas)	Colindancias
Fecha	Hora de colecta
Altitud	Presión atmosférica
Presencia o ausencia de cuerpos de agua (tipos)	Tipo de vegetación

➤ Datos de ejemplares colectados

Antes de coleccionar los ejemplares se tendrán que anotar en la libreta de campo los siguientes datos de las muestras:

Tipo de sustrato	Forma de crecimiento
Color del ejemplar	Estructuras reproductoras evidentes

Abundancia relativa: RARA (un solo manchón pequeño), COMÚN (de 2 a 5 manchones de pequeños a medianos) y ABUNDANTE (más de 5 manchones de medianos a muy grandes).

Sólo se coleccionará un pequeño manchón (3 cm² aproximadamente), de especies diferentes (Fig. 31). Los ejemplares deberán de contener las estructuras reproductoras.



Figura 31. Colecta de ejemplares y tamaño de la muestra

Una vez retirada la muestra del sustrato, si éste último es de suelo, se tendrá que quitar el mismo con mucho cuidado.

De aquellos ejemplares que sean raros solamente se coleccionará una pequeña proporción representativa, se le sacará una fotografía y se tomaran sus datos.

4.2. Conservación de los ejemplares

Cada ejemplar colectado deberá de etiquetarse agregando los siguientes datos con lápiz a una etiqueta de colgar:

localidad

número de colecta

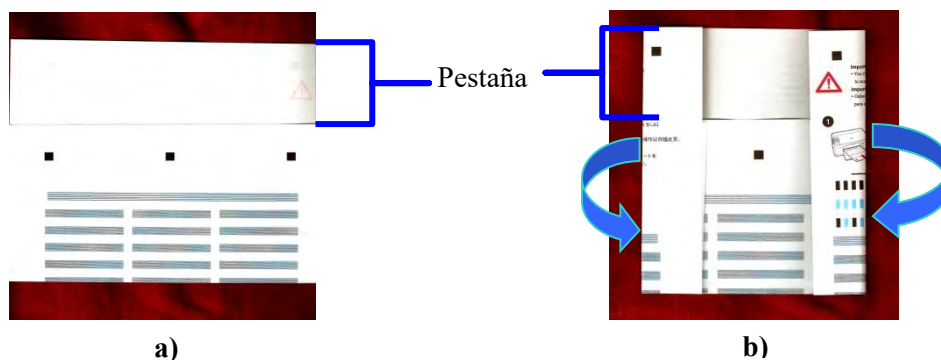
el nombre del colector

Las etiquetas deberán de elaborarse con papel herculene grueso de tamaño 4 x 4 cm, no escribir iniciales.

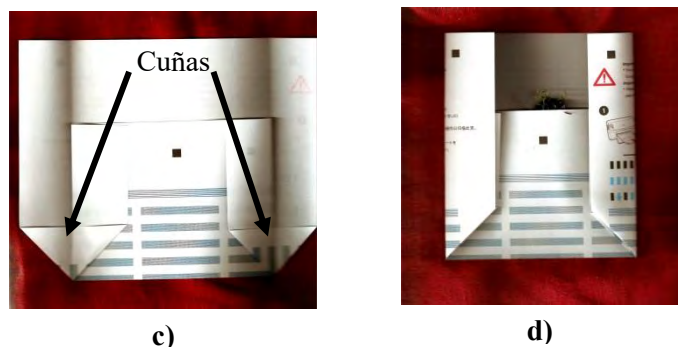
Los ejemplares se colocarán en bolsas de papel de estraza o sobres confeccionados con papel tamaño carta blanco de reúso, éstos últimos se pueden elaborar de la siguiente manera:

A partir de una hoja de papel se recorta un cuadro dependiendo del tamaño de los ejemplares:

- Se dobla dejando un extremo ligeramente más grande que otro (pestaña).
- Los lados son doblados hacia adentro para formar el sobre de papel.



- Desdoblar los lados y formar una cuña en cada extremo.
- Se coloca el ejemplar dentro del sobre junto con la etiqueta correspondiente.



- Se doblan nuevamente los lados y se cierra la pestaña, por fuera de la pestaña se colocan los mismos datos que los de la etiqueta y se guardan en la caja galletera o canasta de mimbre.



e)

Una vez de regreso a la ciudad los sobres deberán de ser abiertos y colocados en un área ventilada, cambiándolos cuantas veces sea necesario hasta que las muestras se sequen (no deben secarse directo al sol, ya que esto deteriora el material). Recuerda colocar los datos de la pestaña en cada nuevo sobre que utilices, mientras se secan los ejemplares.

Si el material se va a trabajar inmediatamente que se colecte, entonces es conveniente que, en lugar de colocarlo en sobres, este se transporta en contenedores, ya sean galleteros, budineras o paveras de plástico transparente. Cada ejemplar colectado deberá de llevar una etiqueta de colgar de papel herculene con los datos correspondientes (Fig. 32).

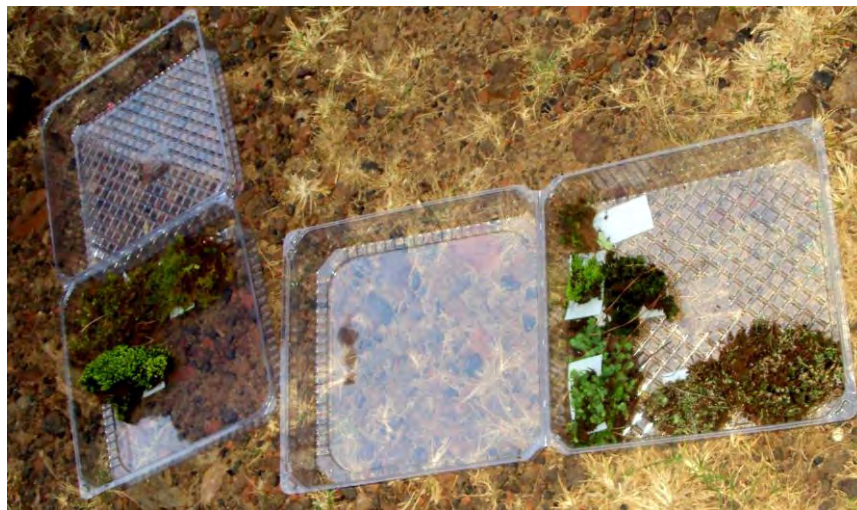


Figura 32. Briofitos en contenedores de plástico

PRÁCTICA N.º 5

MORFOLOGÍA GENERAL DE LAS ALGAS PARDAS, ROJAS Y VERDES

1. INTRODUCCIÓN

Las algas pueden definirse como el grupo de organismos que carecen de raíz, tallo y hojas verdaderas, que presentan clorofila para realizar la fotosíntesis de la cual liberan oxígeno, sus estructuras reproductoras son unicelulares (gametocistos o gametangios y esporocistos o esporangios), en lo general éstas no se encuentran protegidas por capas de células estériles. Estos organismos pueden ser localizados en casi todos los ecosistemas (aéreos, terrestres y acuáticos). Biológicamente son importantes por ser productores primarios, es decir, son la base de las tramas alimentarias, principalmente en los ecosistemas acuáticos; en tanto que su importancia económica está dada porque algunas son cultivadas y otras sirven de alimento humano o para extraer compuestos de uso industrial.

Morfológicamente las algas pueden dividirse en varios tipos con relación al aspecto de su talo, configuración que incluso ha sido utilizada para establecer las diferentes líneas evolutivas morfológicas, ya que este es un grupo filofenético, en otras palabras, las algas comparten las formas morfológicas básicas (unicelulares, coloniales, filamentosas y de estructura compleja), las relaciones que se establecen entre los grupos son a partir de semejanzas en su forma de vida y su grado de complejidad morfológica por convergencias ecológicas y evolutivas, sin que esto implique relaciones de parentesco filogenético (González, 1994).

1.1. Niveles de organización de las algas (estructura celular)

González (*Op. Cit.*), menciona que “...El grado de complejidad estructural y funcional se denomina nivel de organización, que es un estatus morfofisiológico de la forma de expresión de una especie o grupos de especies. Todos los pasos de un nivel de organización inferior a otro inmediatamente superior están ligados a la presencia de una nueva propiedad o adquisición de una capacidad importante, lo que tiene por consecuencia una modificación fundamental en la estructura y en la forma de vida...”

El anterior patrón permite tener un criterio de orden para sistematizar a la diversidad algal, en estos términos se pueden subdividir a las algas en dos grandes grupos protofitas y talofitas (Tabla 2).

PROTOFITAS: algas cuyo cuerpo se encuentra constituido por una sola célula y cuya forma primaria es la esfera; la misma desempeña todas las funciones básicas de los seres vivos.

TALOFITAS: la estructura fundamental es un cuerpo formado por una masa de células con poca diferenciación a lo cual se le llama talo, el mismo en la mayoría de los casos carece de tejidos bien estructurados (seudotejidos).

Tabla 2. Niveles de organización de las algas (González, 1994)

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
PROTOFITAS	Procariontes	Células sin membranas internas que delimiten los organelos, pueden presentar zonas o regiones como son: nucleoide o centroplasma y cromoplasma o zona de pigmentación (no se presentan elementos en el reino Plantae).
	Eucariontes	Las células presentan membranas internas que delimitan perfectamente a todos los organelos (se presentan elementos tanto del reino protista como del Plantae) (Fig. 33).
TALOFITAS	Cenobiales	Talo constituido por un agregado celular en forma esférica, cilíndrica o filamentosa, etc. El conjunto está rodeado por una matriz gelatinosa (mucilago) común (CENOBIO), es pues una asociación de talofitos que duran una sola generación (todos mueren simultáneamente a diferencia de la colonia) y los elementos descienden de una misma célula madre (Fig. 34).
	Plasmodiales	Constituidos por una masa protoplasmática multinucleada, carente de paredes celulares (PLASMODIO), se originan por la división del núcleo, sin haber formación de membranas o por fusión de varias células que se reúnen y pierden sus membranas (no se encuentran elementos en el reino Plantae).
	Cenocíticas*	Talo constituido por una masa protoplasmática multinucleada en forma de tubo o sifón (CENOCITO), que resulta de diversas divisiones nucleares sin que haya división citoplasmática, las paredes transversales solo se forman para dar lugar a las estructuras reproductoras (Fig. 35).
	Coloniales	Los talos están conformados por agrupaciones celulares en las cuales se presenta división del trabajo, es decir, no todas las células realizan el conjunto de las funciones del organismo, sino existen células especializadas en funciones determinadas, asociación de talofitos en la que las células proceden todas de una sola célula madre, similar a los cenobios, pero más permanentes y en la que se suceden las generaciones. (Fig. 36): CONSORCIOS, la agregación se lleva a cabo después de que se originan las células. COLONIAS VERDADERAS, la agregación se realiza desde el momento del origen de las células.
	Filamentosas	Considerados como verdaderos talos multicelulares, siendo el resultado de la división sucesiva de una sola célula a partir del cual se derivan células íntimamente unidas con membranas celulares compartidas, pueden ser simples o ramificados. (Fig. 37).
	Seudoparenquimatosas	Es una derivación compleja de los talos filamentosos, este tipo está formado por falsos tejidos, siendo resultado de una abundante ramificación, entrelazamiento, compactación o hasta fusión de los filamentos (Fig. 38).
	Parenquimatosas	Talos formados de tejidos verdaderos primitivos, los que se originan por la actividad de una célula apical, dando lugar a células firmemente unidas entre sí y que forman (por divisiones sucesivas y crecimiento celular), una masa tridimensional (Fig. 39).

* Algunos autores manejan las multinucleadas como: **sifonadas** sin paredes trasversales y **cenocíticas** con paredes trasversales, en ambos casos con formación de paredes para dar lugar a estructuras reproductoras.



Rhodella sp.



Chlamydomonas sp.



Pyramimonas sp.

Figura 33. Protofitas eucariontes



Hydrodictyon sp.

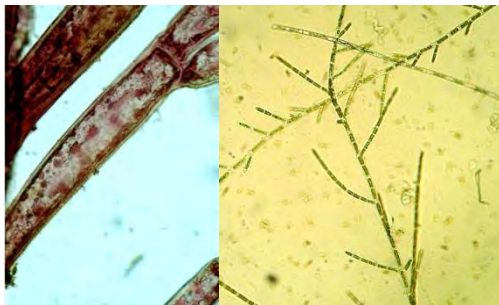


Coelastrum sp.



Pediatrum sp.

Figura 34. Talofitas cenobiales

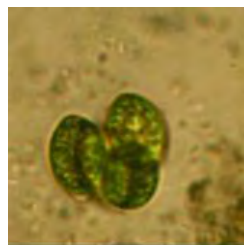


Cladophora sp.
cenocítica

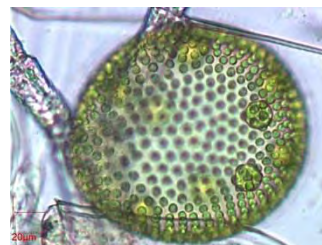


Caulerpa sp.
sifonada

Figura 35. Talofitas multinucleadas



Oocystis sp.
consorcio



Volvox sp.
colonia verdadera

Figura 36 Talofitas coloniales



Oedogonium sp.
(Filamento simple)

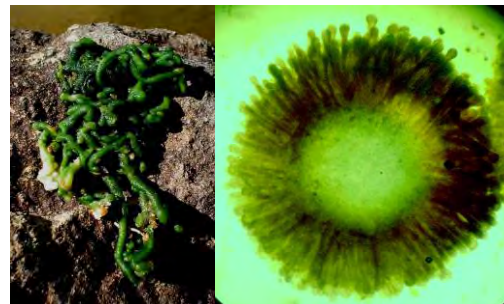


Chaetophora sp.
(Filamento ramificado)

Figura 37. Talofitas filamentosas



Hypnea sp., corticada

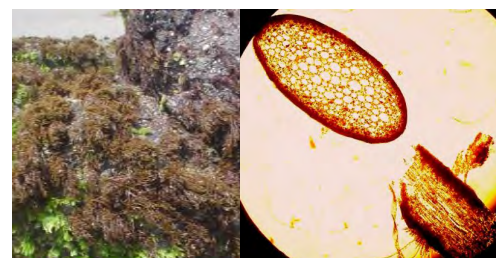


Codium sp.

Figura 38. Talofitas pseudoparenquimatosas



Amphiroa sp., corticada geniculada



Chnoospora sp., corticada

Figura 39. Talofitas parenquimatosas

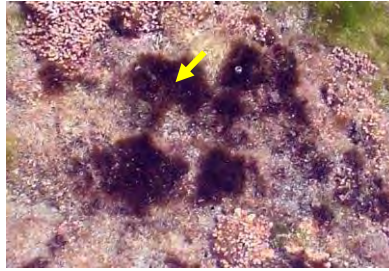
1.2. Niveles de organización de las algas (morfología externa)

La morfología externa no es más que la expresión de la organización celular, ésta se manifiesta de diferentes formas las cuales se describen a continuación:

a) Talos filamentosos, producto de la división celular unidireccional (Fig. 40).



Ectocarpus sp. Alga parda



Polysiphonia sp. Alga roja



Cladophora sp. Alga verde

Figura 40. Talos filamentosos

b) Talos laminares, son algas aplanadas que puede presentar arreglos morfológicos externos más complejos, resultado de la fusión de filamentos (Fig. 41).



Dictyota sp. Alga parda



a) *Gymnogongrus* sp. y
b) *Grateloupia* sp. Algas rojas



Ulva sp. Alga verde

Figura 41. Talos laminares

d) Talos cilíndricos, es el tipo morfológico externo más común y variado, generalmente corresponde a un arreglo interno corticado, otras corresponden a manifestaciones externas de conjuntos celulares sifonados y pseudoparenquimatosos (Fig. 42).



Chnoospora sp. Alga parda



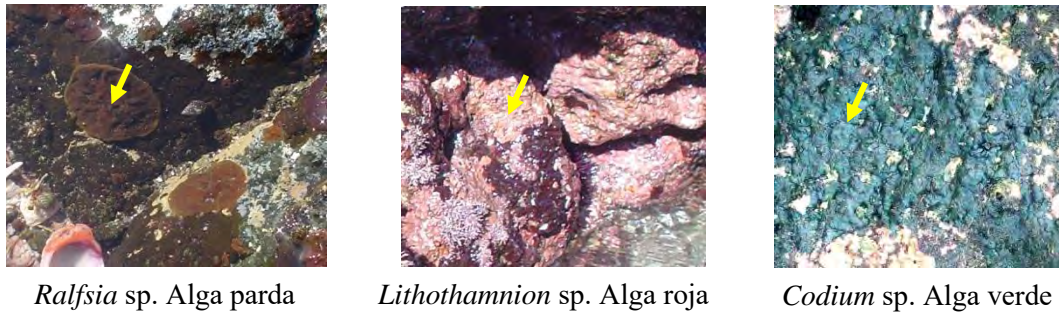
Hypnea sp. Alga roja



Codium sp. Alga verde

Figura 42. Talos cilíndricos

e) Talos incrustantes o costrosos, corresponde a un grupo de algas que se manifiestan en forma de costras, son producto de diversos arreglos filamentosos postrados y erectos, la mayoría pertenecen a las algas rojas calcáreas (Fig. 43).



Ralfsia sp. Alga parda

Lithothamnion sp. Alga roja

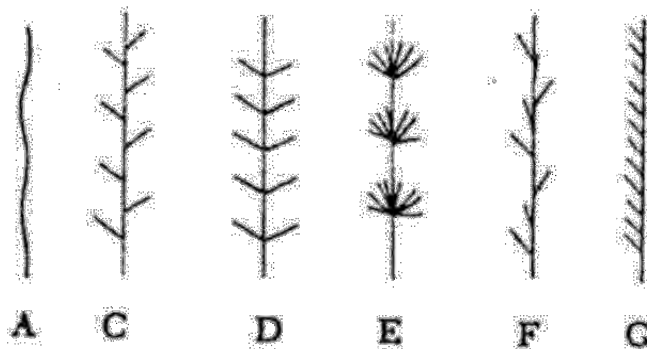
Codium sp. Alga verde

Figura 43. Morfología externa incrustante

1.3. Tipos de crecimiento

La mayor parte de las algas desarrollan ramificaciones que están ligadas al crecimiento del organismo, entre los cuales se encuentra:

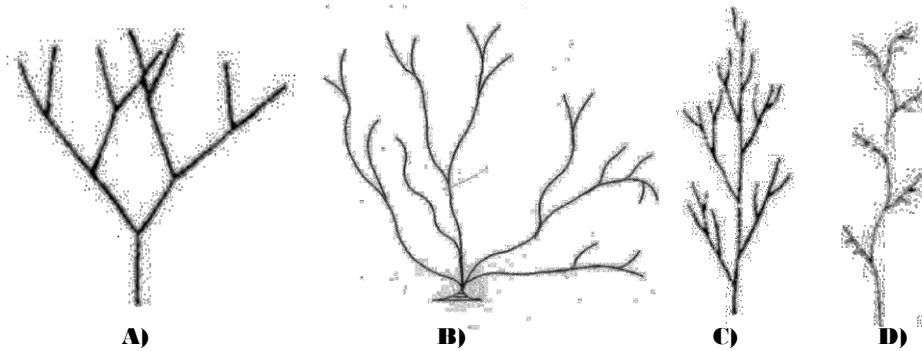
a) Crecimiento simple, en su mayoría crecen en sentido monopodial, cuando la célula terminal del eje central (o de una rama) permanece y continúa su desarrollo, en este caso el crecimiento de las ramificaciones presenta diferentes disposiciones de las ramillas secundarias: dicotómicas, pinnadas alternas, pinnadas opuestas, verticiladas, crecimiento irregular y pectinado o secundario (Fig. 44).



A) Simple, C) Alterno, D) Opuesto, E) Verticilado, F) Irregular alterno, G) Pectinado

Figura 44. Crecimiento simple y monopodial

Existe un segundo tipo de crecimiento, el simpodial, cuando la célula terminal del eje central (o de una rama) muere sistemáticamente y es una célula lateral o un conjunto lateral los que retoman el crecimiento a partir del cual se forman varios ejes o bien en un solo eje se presentan ramificaciones de tipo irregular (Fig. 45).



A) Dicotómico, B) Irregular, C) Bipinnado, D) Monocasio

Figura 45. Crecimiento simpodial

1.4. Los métodos para estudiar a los grupos algales

1.4.1. Las ciencias auxiliares de la botánica

La biología es una ciencia que comprende varias ramas y especialidades, que nos permiten llevar a cabo un análisis detallado de los organismos. Los recientes descubrimientos y los propios avances de la biología nos han hecho más comprensible y entendible la unidad de los seres vivos en cuanto a su organización molecular y su fisiología, relacionando esto con los procesos evolutivos que explican su diversidad morfológica.

El desarrollo de proyectos de investigación de los grupos macroalgales y briofíticos requiere del apoyo en las ramas auxiliares de la botánica como son: citología, anatomía, histología, morfología, fisiología, genética mendeliana y molecular.

1.4.2. La importancia de las formas

Cualquiera que sea la rama de la botánica que utilicemos para el estudio de las macroalgas, briofitas y grupos afines, es conveniente que consideremos algunos aspectos importantes en cuanto a las formas de estos organismos.

La simetría es un concepto sencillo, al que podemos llegar percibiendo el mundo que nos rodea. El simple hecho de observar nuestro cuerpo, los reflejos de las cosas, las formas vivas y las inanimadas, las trayectorias y las creaciones artísticas, pronto nos permite descubrir principios de repetición que podemos precisar con un mínimo conocimiento de las formas geométricas. La geometría nos habla de movimientos capaces de generar una gran configuración a partir de unas pequeñas partes.

En cualquier parte del universo podemos descubrir simetrías. A nivel cósmico la simetría está presente en las formas de los cuerpos celestes y en sus trayectorias perfectamente geométricas. En nuestra Tierra podemos ver una perfecta simetría en minerales que forman nuestro globo y en las leyes de los fenómenos físicos que rigen la naturaleza. Y en el mundo vivo, macroscópico o microscópico, la simetría es determinante de muchas formas y de muchos funcionamientos.

Eh aquí como un concepto geométrico es común al hombre y la flor, la estrella de mar y la molécula, la luna y el trayecto de un cometa.

La simetría en biología es la equilibrada distribución en el cuerpo de los organismos de aquellas partes que aparecen duplicadas. Los planos corporales de la mayoría de organismos pluricelulares exhiben alguna forma de simetría, bien sea simetría radial o simetría bilateral. Una pequeña minoría no presenta ningún tipo de simetría (son asimétricos).

¿Cómo podemos definir los principales conceptos de simetría?, en términos generales en los organismos se encuentran los siguientes tipos:

- La simetría radial, gran parte de la belleza atribuida a las macroalgas, hepáticas, musgos, antocerotas y plantas superiores, radica en su disposición simétrica central. Incluso la simetría pentagonal, se encuentra en el mundo vivo, en flores y estrellas de mar. Un caso extremo de simetría radial sería la simetría esférica de muchos protistas. El cuerpo puede dividirse en partes semejantes al hacer pasar varios planos por el eje central (Fig. 46).

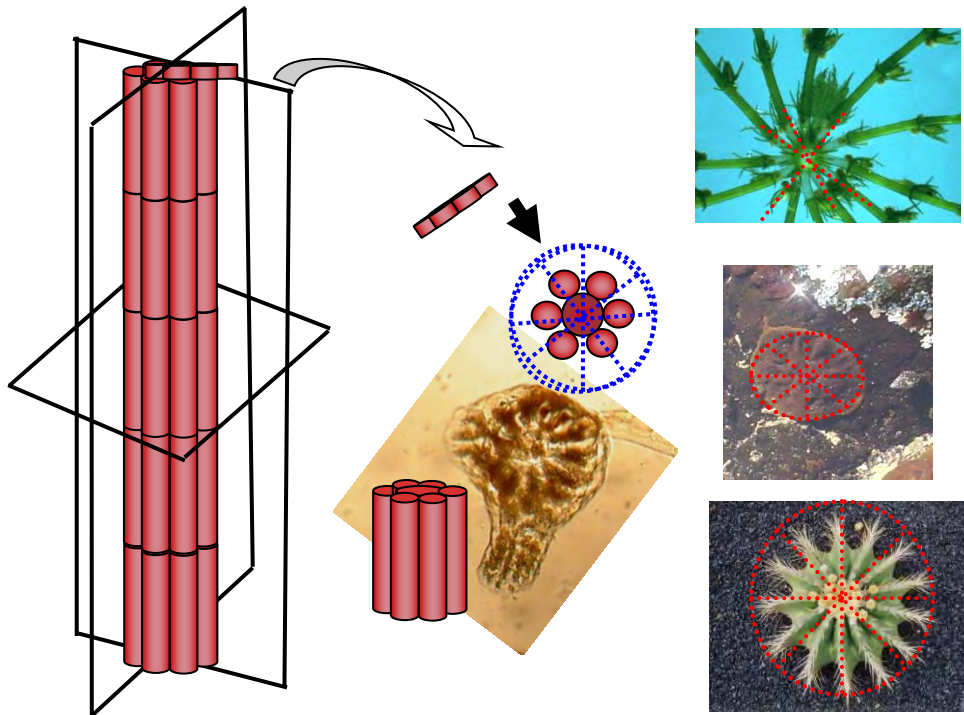
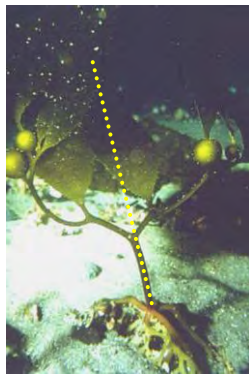
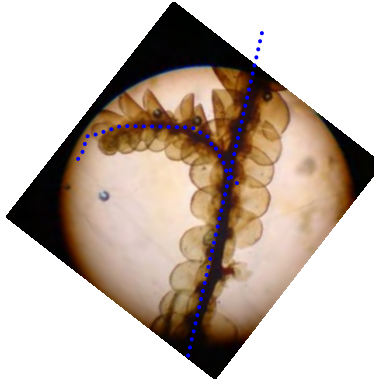


Figura 46. La simetría radial en las plantas

- La simetría bilateral, se presenta respecto a un plano sagital que divide al cuerpo en derecha e izquierda es una constante en la inmensa mayoría del reino animal, aunque también se presenta a nivel de algunos elementos de protistas y plantas. A pesar de que se trata de una simetría aproximada y que afecta a la apariencia externa más que a la anatomía interna, tiene enormes repercusiones funcionales, como por ejemplo las posibilidades de movilidad. Es posible dividir el cuerpo en dos mitades, izquierda y derecha por un plano sagital. Cada una de las partes es la imagen de la otra como si fuera vista en un espejo (Fig. 47).



Alga parda



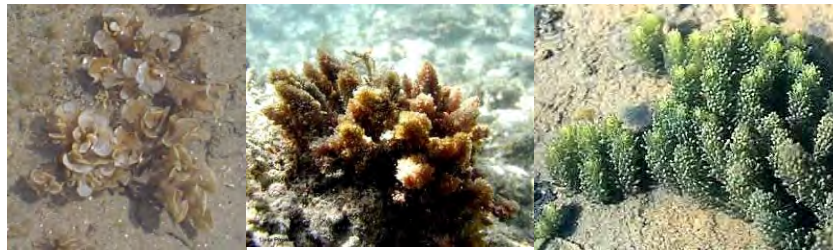
Hepática foliosa



Cápsula de musgo

Figura 47. La simetría bilateral en las plantas no vasculares

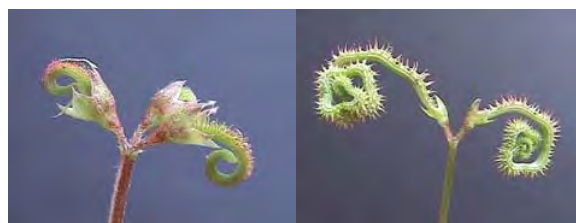
- La simetría helicoidal, combinando un sentido de rotación y de traslación, se encuentra tanto en el desarrollo de vegetales como en las conchas de muchos seres vivos marítimos (Fig. 48).



Macroalgas



Briofitos



Plantas vasculares

Figura 48. La simetría helicoidal en el Reino Plantae

Es importante considerar, que cualquiera que sea la simetría de los talos de macroalgas y briofitos, ésta se deberá de tomar en cuenta para poder llevar a cabo un adecuado análisis de los organismos a trabajar. Además, se debe valorar que el estudio anatómico y morfológico del material vegetal requiere de su preservación para su posterior análisis en el laboratorio. Es necesario conservar las estructuras internas y externas de manera que sufran las menores alteraciones posibles, pero, además, este material requiere de ser colectado adecuadamente, lo primero que se tiene que considerar para esta actividad son ejemplares completos, es decir, con todas sus partes tanto vegetativas como reproductoras.

El método a seguir depende de los estudios a realizar. La observación de la estructura externa puede hacerse a simple vista, con lupas de mano o con microscopios estereoscópicos, para la observación de la estructura interna se utiliza el microscopio compuesto.

1.4.3. Como realizar los cortes

Para analizar la estructura interna de los ejemplares se requieren cortes del material, los cuales posteriormente pueden ser coloreados o teñidos. La preparación de los cortes se podrá hacer de forma permanente o semipermanente. Se deben realizar registros de las observaciones, ya sea mediante fotos o dibujos, los implementos para la fotografía biológica suelen ser sofisticados y caros, pero, una simple cámara digital y la pericia nos permite obtener buenas fotografías de nuestras preparaciones (Fig. 49).

El dibujo requiere de destreza y paciencia, la destreza puede ser sustituida por un accesorio del microscopio de luz, al cual se le llama Cámara Clara, la que se compone de un tubo metálico con un juego de lentes, este cilindro se conecta al microscopio de manera lateral, el juego de lentes permite que al observar por lo oculares se vea nuestra mano, ¡como si estuviera metida en el microscopio!, si colocamos una hoja en blanco a un lado del microscopio debajo de la salida de la cámara clara, entonces podremos realizar nuestros esquemas (Fig. 49).

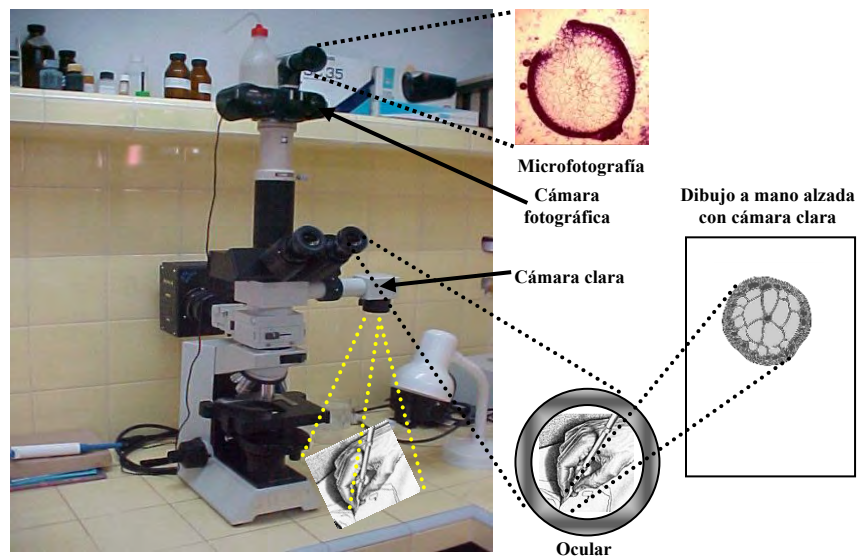


Figura 49. Registros de las observaciones

En principio, con elementos vegetales se pueden realizar cortes a mano de material fresco, sin que hayan recibido ningún tratamiento previo, para ser observados al microscopio de luz; sin embargo, a medida que se requieran más detalles estructurales se deben utilizar técnicas y aparatos cada vez más complicados para la preparación de las muestras. Las células vegetales son estructuras tridimensionales, pero en los cortes no pueden observarse los tres planos a la vez. Los cortes del material se hacen en varios planos:

- Longitudinal o sagital, es el plano paralelo al eje longitudinal de la estructura que se corta y a su vez puede ser radial o tangencial, dependiendo de si pasa por el centro del órgano o lateralmente (Fig. 50a).
- Transverso o transversal, el plano perpendicular al eje longitudinal del órgano o estructura a cortar (Fig. 50b).

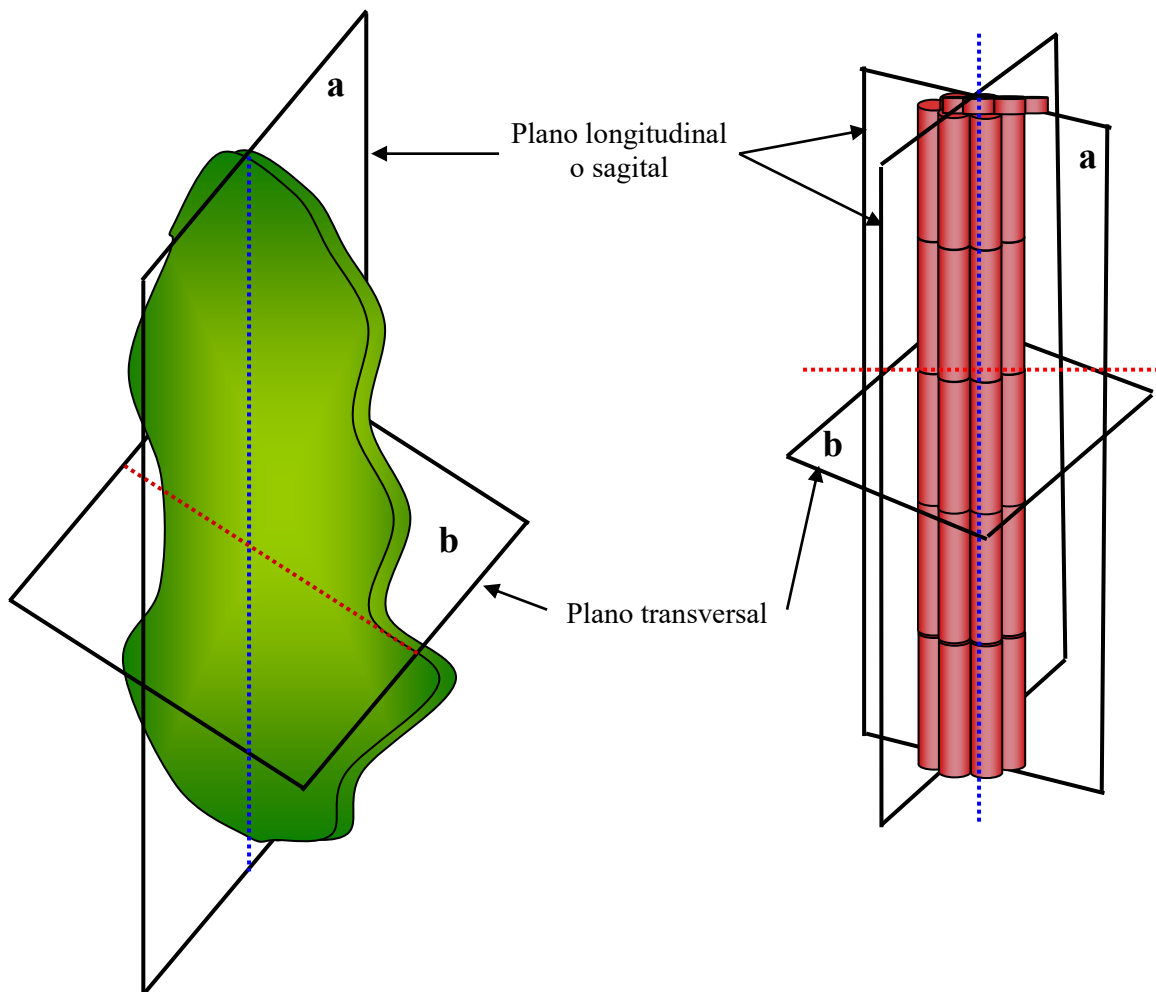


Figura 50. Planos a) longitudinal y b) transversal

Los cortes de material fresco o fijado pueden hacerse a mano o con la ayuda de un instrumento especial denominado micrótopo. **SI SE USA MATERIAL FIJADO HAY QUE LAVARLO PREVIAMENTE PARA ELIMINAR EL FIJADOR.** Una vez que el material está limpio de fijador es necesario realizar un secado ligero mediante un lienzo (Fig. 51).

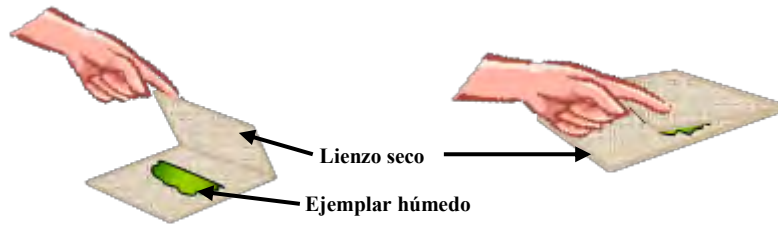


Figura 51. Secado del material húmedo fresco o fijado

Para llevar a cabo un corte a mano, se recomienda realizar los siguientes pasos:

a) Preparar una navaja de afeitar, limpiándole toda la grasa, proteja con una tira de cinta adhesiva, uno de los filos de la navaja para evitar accidentes (Fig. 52).

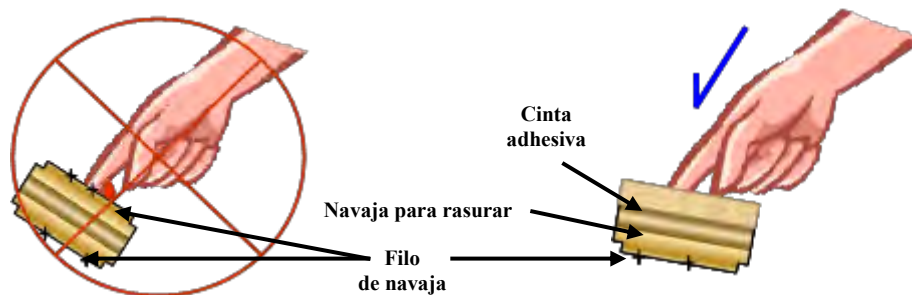


Figura 53. Protección de la navaja de afeitar

b) Tenga a mano sus pinzas, agujas de disección, gotero, agua destilada de preferencia y colorantes, además de portaobjetos y cubreobjetos que va a necesitar.

c) Sobre un portaobjetos coloque una pequeña gota de agua, recuerde, nuestro material una vez cortado se puede secar rápidamente, lo cual no es conveniente ya que se deformarían las estructuras. Una vez realizado el corte este es desplazado a la gota de agua (Fig. 54).

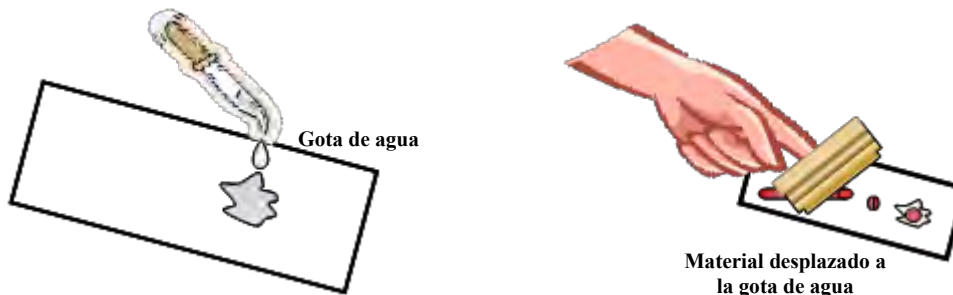


Figura 54 Preparando el portaobjetos

d) Seleccione el material a cortar, en esta parte es necesario considerar la forma geométrica del material para realizar los cortes:

- Ejemplares de forma cilíndrica o poligonal (por ejemplo, *Hypnea* sp. y *Chnoospora* sp.), para el corte transversal, se deberá de colocar el ejemplar sobre el portaobjetos y ponga el dedo índice en forma paralela sobre el ejemplar cerca de un extremo e inicie los cortes en

secciones transversales extremadamente finas, **¡TENGA MUCHO CUIDADO RECUERDE QUE EL FILO DE LA NAVAJA PASARÁ CERCA DE LA PUNTA DE SU DEDO!** Una vez realizados los cortes estos son pasados a la gota de agua que previamente colocó sobre el portaobjetos (Fig. 55).

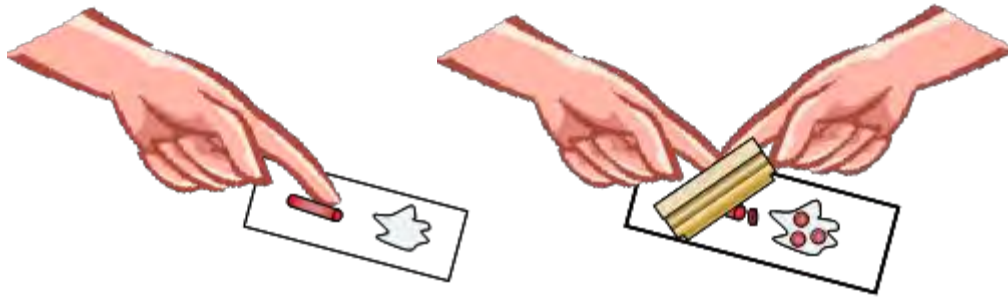


Figura 55. Corte transversal de ejemplares de geometría cilíndrica o poligonal

- Ejemplares en forma de lámina (por ejemplo *Grateloupia* sp., *Padina* sp. y *Ulva* sp.), para cortes longitudinales, enrolle la lámina a manera de taquito, coloque el ejemplar enrollado sobre el portaobjetos y ponga el dedo índice en forma paralela sobre el ejemplar cerca de un extremo e inicie los cortes en secciones transversales extremadamente finas, **¡TENGA MUCHO CUIDADO RECUERDE QUE EL FILO DE LA NAVAJA PASARA CERCA DE LA PUNTA DE SU DEDO!** Una vez realizados los cortes estos son colocados en la gota de agua que previamente colocó sobre el portaobjetos (Fig. 56).

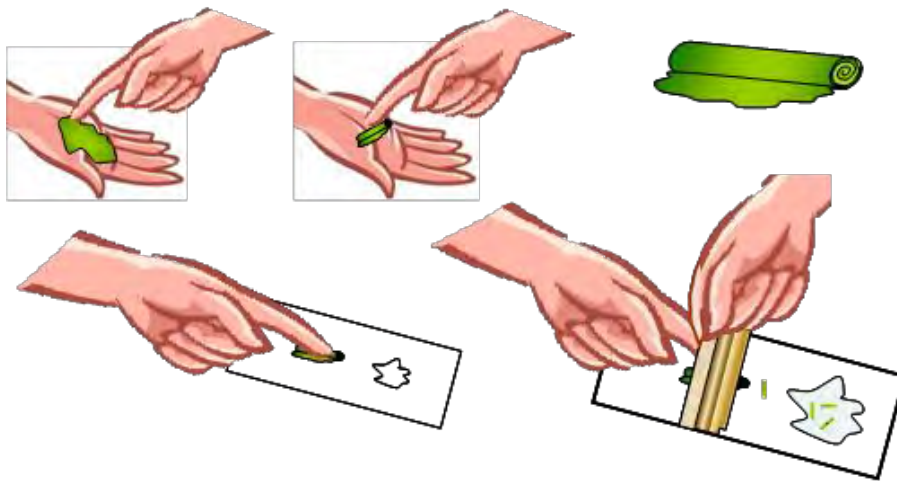


Figura 56. Corte longitudinal de ejemplares de geometría laminar

Para realizar cortes transversales de las formas laminares se siguen los mismos pasos, solamente que al enrollar la lámina se hace en sentido contrario que la anterior. En muchas ocasiones el material biológico no nos permite realizar con exactitud este tipo de cortes, para estos casos es mejor realizar los cortes a manera de picadillo y confiar en la suerte de que algunos de esos queden en la forma que los necesitamos.

Una vez que se han realizado los cortes y que estos han sido colocados en la gota de agua y que se procedió a realizar su tinción de acuerdo al estudio que se pretenda efectuar. Para poder evitar que a la muestra se le formen burbujas, es indispensable que se consideren los siguientes pasos:

- La cantidad de agua y colorante o del líquido que se utilizará para su preservación debe ser el suficiente para que en el momento de colocar el cubreobjetos la muestra quede totalmente cubierta, aún con un poco de excedente (Fig. 57).

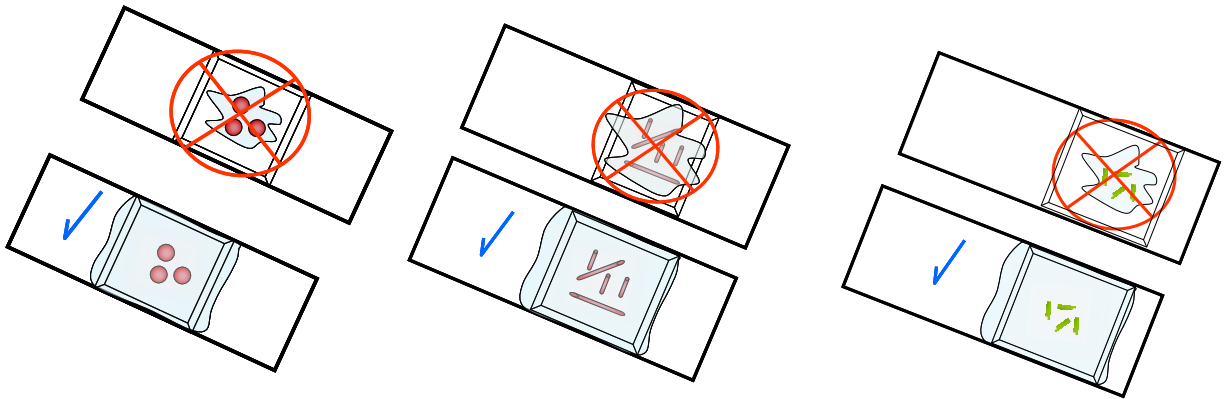


Figura 57. Portaobjetos, cubreobjetos, muestra y cantidad de colorante o líquido para preservar muestras permanentes o semipermanentes

- El cubreobjetos debe colocarse de manera inclinada, de tal forma que la muestra se corra por la parte que está en contacto con el cubre objetos y dejarse caer de un sólo golpe para evitar la formación de burbujas (Fig. 58).

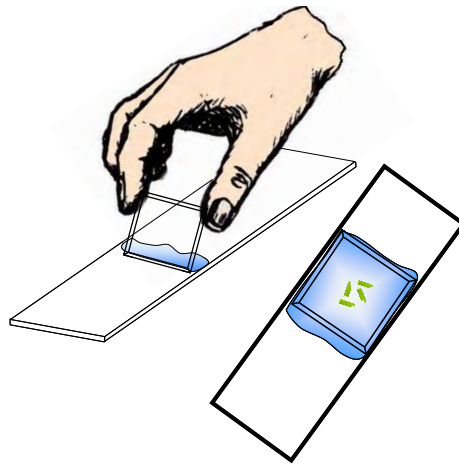


Figura 58. Preparación de una muestra en portaobjetos

1.4.5. Preparaciones semipermanentes

1.4.5.1. Los colorantes

Recordemos que para este caso se requerirán colorantes que nos permitan visualizar todas las estructuras que conforman el talo del material que vamos a estudiar, los colorantes a utilizar son azul de metileno, verde brillante, carmín acético, azul de cresil, rojo congo, lugol.

Todos los colorantes arriba mencionados se preparan al 1 % en solución acuosa, es decir, para cada 10 ml de colorante preparado se requieren 9 ml de agua destilada y 1 ml de colorante. Una vez homogenizada la preparación esta deberá de hacerse pasar por papel filtro para eliminar los grumos microscópicos que se hayan formado.

Los medios de montaje

Se conocen tres medios de montaje para las preparaciones semipermanentes:

- Mezcla de miel artificial y fenol, colocar 100 ml de miel artificial en un vaso de precipitados, mantenga tibia la miel en baño maría y agregar 0.2 g de fenol, agitar para homogenizar la solución y envasar en un frasco gotero color ámbar para mayor protección, colocando en una etiqueta de pegar el nombre de la preparación y su fecha de elaboración.
- Glicerina en solución acuosa, a 70 ml de agua destilada agregue 30 ml de glicerina, agite para homogenizar la solución y almacene en un frasco gotero color ámbar para mayor protección, colocando en una etiqueta de pegar el nombre de la preparación y su fecha de elaboración.
- Gelatina de Kaiser o Gelatina glicerinada, la preparación de esta solución tiene tres alternativas:
 - i. Disolver 5.0 g de gelatina tipo B en 20.0 ml de agua destilada, agregar 0.125 g de fenol y 35.0 ml de glicerina, agitar hasta disolver (Modificado por González y Novelo, 1986).
 - ii. Disolver 7.0 g de gelatina tipo I en 100.0 ml de agua destilada calentada en baño María, disolver mediante agitación vigorosa, agregue 50.0 ml de glicerina y baje la temperatura, posteriormente agregue 0.5 g de fenol, aún caliente la muestra deberá de filtrarse (Modificado por Posada-Henao, 2004).
 - iii. Colocar 21 ml de agua destilada en un vaso de precipitados y agregue 3.5 g de gelatina en polvo, deje reposar entre una y dos horas, posteriormente agregue 25.0 ml de glicerina y caliente a baño María para fundir agitando vigorosamente, retire el vaso del baño María y agregue 1.0 g de fenol, estando caliente la muestra se debe filtrar a través de un lienzo fino nuevo y limpio puesto en un embudo.

1.4.5.2. Cómo hacer la preparación semipermanente

- En un portaobjetos, mediante un plumón de punto ultrafino y de tinta permanente escriba en un extremo los siguientes datos: Localidad, fecha de colecta y de inclusión, tipo de colorante y medio de montaje, nombre del descriptor y ya identificada la muestra nombre de la especie (Fig. 59).

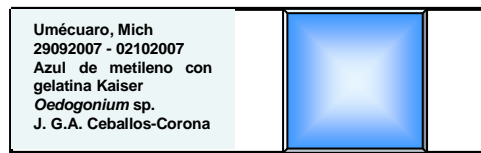


Figura 59. Datos para portaobjetos de preparaciones semipermanentes y permanentes

- Coloque una gota de colorante y tres del medio de montaje elegido.
- Con la ayuda de las pinzas y agujas de disección coloque los cortes en el colorante y medio de montaje, déjelos reposar durante un minuto.
- Coloque el cubreobjetos, teniendo cuidado que no forme burbujas.
- Proceda a la identificación de la muestra, si es necesario mediante ligeros golpecitos sobre el cubreobjetos, trate de acomodar los cortes de tal manera que faciliten su identificación.
- Pasados ocho días, si es necesario agregue más colorante con el medio de montaje o bien selle los bordes con pintura de uñas transparente.

2. Objetivo

- Observar y diferenciar los tipos morfológicos de las algas pardas, rojas y verdes.

3. Materiales y equipos

Microscopio compuesto	Mechero bunsen o de alcohol
Microscopio estereoscópico	Azul de cresil
Cajas de Petri	
Porta y cubreobjetos	Carmín acético
Pinzas y agujas de disección	Lugol
Navaja para rasurar nueva	Papel seda
Goteros	Papel higiénico
Material biológico: Macroalgas pardas (Phaeophyceae), rojas (Rhodophyta) y verdes (Chlorophyta)	

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Phaeophyceae (algas pardas)

Material biológico: Ectocarpales, *Chnoospora* sp., *Dictyota* sp., *Padina* sp., *Sargassum* sp., *Macrocystis pyrifera*.

4.1.1. Líneas morfológicas de las algas pardas

- a) Mediante la observación de los ejemplares que se te proporcionen organiza las posibles líneas evolutivas morfológicas de las algas pardas.
- b) Realiza los esquemas tanto de los ejemplares completos, así como de sus correspondientes cortes.

c) En cada esquema coloca el nombre de la línea morfológica a la que corresponden los ejemplares observados, por ejemplo: filamentosos (simple, ramificado), multiaxial simple, multiaxial corticado parenquimatoso, multiaxial compleja, considera también los tipos de crecimiento que se te muestran en las figuras 53 y 54 de tu manual.

d) De cada ejemplar observado ubica el núcleo o los núcleos, el o los cloroplastos (forma, posición y grado evolutivo) y las posibles estructuras reproductoras.

4.2. Rhodophyta (algas rojas)

Material biológico: *Batrachospermum* sp., *Herposiphonia* sp., *Tayloriella* sp., *Centroceras* sp., *Ceramium* sp., *Hypnea* sp., *Porphyra* sp., *Grateloupia* sp., *Amphiroa* sp., *Eucheuma* sp.

4.2.1. Líneas morfológicas de las algas rojas

a) Mediante la observación de los ejemplares que se te proporcionen organiza las posibles líneas evolutivas morfológicas de las algas rojas.

b) Realiza los esquemas tanto de los ejemplares completos, así como de sus correspondientes cortes.

c) En cada esquema coloca el nombre de la línea morfológica a la que corresponden los ejemplares observados, por ejemplo: uniaxial verticilado, uniaxial simple polisifónico, etc. considera también los tipos de crecimiento que se te muestran en la página 8 de tu manual.

d) De cada ejemplar observado ubica el núcleo o los núcleos, el o los cloroplastos (forma, posición y grado evolutivo) y las posibles estructuras reproductoras.

4.3. Chlorophyta y Charophyta (algas verdes)

MATERIAL BIOLÓGICO: Chlorophyta (*Chlorella* sp., *Chlamydomonas* sp., *Pediastrum* sp., *Dictyosphaerium* sp., *Oedogonium* sp., *Prasiola* sp., *Ulva flexuosa*., *Ulva* spp., *Chaetomorpha* sp., *Cladophora* sp., *Caulerpa* sp., *Halimeda* sp., *Bryopsis* sp., *Codium* sp.) Charophyta (*Mougeotia* sp., *Spirogyra* sp., *Cosmarium* sp., *Chara* sp. o *Nitella* sp.)

4.3.1. Líneas morfológicas de las algas verdes

a) Mediante la observación de los ejemplares que se te proporcionen organiza las posibles líneas evolutivas morfológicas de las algas verdes: unicelular, cenobial, colonial (consorcio y colonia verdadera), filamentosos (simple, ramificado), laminar (monostromática, distromática), uniaxial, verticilado (simple o corticado), multiaxial, pseudoparenquimatoso.

b) Realiza los esquemas tanto de los ejemplares completos, así como de sus correspondientes cortes.

c) En cada esquema coloca el nombre de la línea morfológica a la que corresponden los ejemplares observados, considera también los tipos de crecimiento que se te muestran en las figuras 53 y 54 de tu manual.

d) De cada ejemplar observado ubica el núcleo o los núcleos, el o los cloroplastos (forma, posición y grado evolutivo) y las posibles estructuras reproductoras.

**REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE LOS NOMBRES DE CADA ESTRUCTURA
OBSERVADA**

5. Cuestionario

a) Realice un cuadro comparativo de los géneros observados.

b) ¿Qué diferencias existen entre el crecimiento intercalar y el apical?

c) De acuerdo al desarrollo de las ramificaciones describa cuantos tipos de talos existen.

d) Realice una clave dicotómica artificial tomando en cuenta los tipos morfológicos observados.

PRÁCTICA N.º 6. LOS GRUPOS DE ALGAS: OCHROPHYTA: PHAEOPHYCEAE (ALGAS PARDAS), RHODOPHYTA (ALGAS ROJAS), CHLOROPHYTA Y CHAROPHYTA (ALGAS VERDES)

OBJETIVO: Analizar las características morfológicas distintivas de las algas pardas, rojas y verdes, además de reconocer sus estructuras reproductoras. Utilizando el material colectado.

¡A PARTIR DE AQUÍ SOLAMENTE SE LES PROPORCIONAN GUÍAS PARA EL ESTUDIO DE LAS ALGAS PARDAS, ROJAS Y VERDES DEL MATERIAL QUE OBTENDRÁN EN SUS COLECTAS, LA PARTE MÁS IMPORTANTE LES CORRESPONDE A USTEDES, ¡ES EL INICIO DE UNA NUEVA ETAPA EN EL PROCESO DE TU FORMACIÓN DENTRO DE ESTA FACULTAD!

OCHROPHYTA: PHAEOPHYCEAE (algas pardas)

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Citología

Es un grupo en el que se encuentran las algas morfológicamente más complejas; poseen clorofilas a , c_1 y c_2 , α y β carotenos, abundantes xantofilas de las que destacan la fucoxantina, flavoxantina y violaxantina, estos pigmentos son los que proporcionan la coloración café-amarillento o pardo a este grupo; las sustancias de reserva se almacenan como un carbohidrato llamado laminarina, aunque también puede existir manitol y a veces grasas.

Presentan células uninucleadas, cloroplastos grandes y algunos laminados o estrellados o bien pequeños numerosos y discoidales; la mayoría contiene pirenoides y en las especies intermareales existen vesículas con subproductos polifenólicos de la fotosíntesis a las cuales se les llama fisodos, cuerpos fisoides o gránulos de fucosan, (Fig. 60).

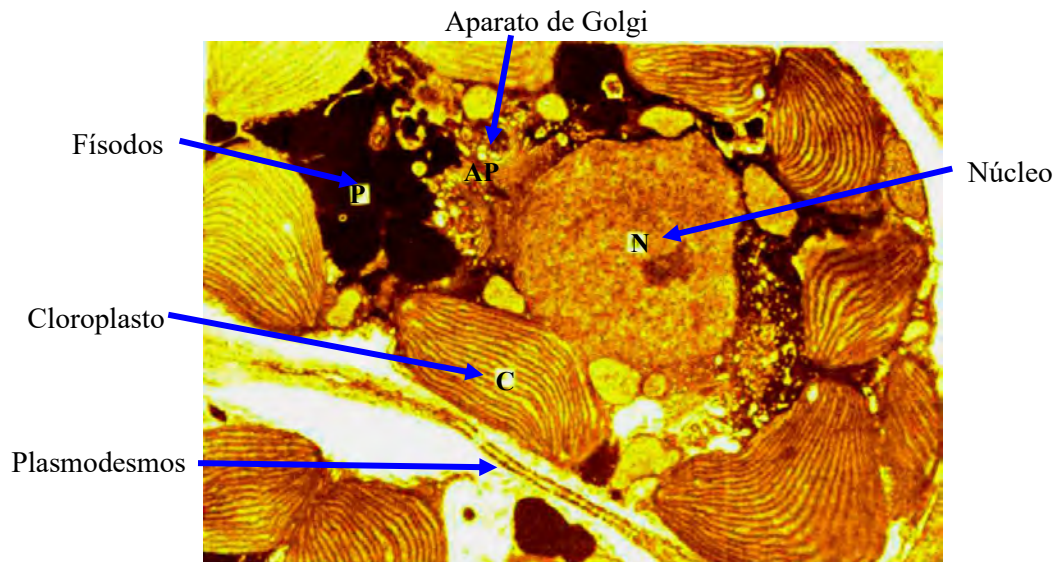


Figura 60. Célula epidérmica de una alga parda (Dawes, 1986)

La pared celular está constituida de celulosa y ficocoloides como la algina y fucoidina, en algunos de ellos se deposita externamente carbonato de calcio. Ninguna alga parda es móvil, sin embargo, en todas se presentan gametos flagelados, estos últimos se encuentran insertados lateralmente, el flagelo tipo látigo, liso o acronemático, sin mastigonemas, es más largo y se desplaza hacia la parte posterior, mientras que el pinnado, piloso o pantonemático con mastigonemas, es a la inversa hacia la parte anterior, la forma general de los gametos es de piriforme a reniforme.

1.2. Crecimiento

El crecimiento se da a través de una célula apical o conjuntos celulares altamente diferenciados (denominados meristodermos), presentándose los siguientes tipos:

a) Crecimiento terminal, se da por células solitarias, las cuales se dividen transversalmente y de manera sucesiva, dando lugar a los filamentos axiales hacia la base.

b) Crecimiento tricotálico, el cual se da a partir de conjuntos celulares subterminales en los extremos de los ejes, una serie de células cortas se dividen transversalmente, hacia la base del talo, dando lugar a los filamentos axiales, en tanto que hacia al ápice proporcionan alargamiento, sin llegar a producir ramificaciones o pleuridios.

c) Crecimiento intercalar, característico de filamentos a partir de ciertas regiones de los mismos, donde las células se dividen hacia arriba y hacia abajo.

d) Crecimiento marginal, este es característico de organismos multiaxiales, con láminas flabeladas, donde las células del borde del flabelo se dividen para dar lugar a un crecimiento en forma de abanico pudiendo ser tricotálico o bien a partir de meristodermos.

1.3. Morfología

Los talos en estas algas presentan una organización morfológica que va desde filamentosos simples o ramificados heterótricos, hasta los más complejos que semejan estructuras y órganos parenquimatosos, los mismos se presentan a continuación:

a) Filamentosos heterótricos, ramificados y uniseriados, como es el caso de *Ectocarpus* sp. (Fig. 61).

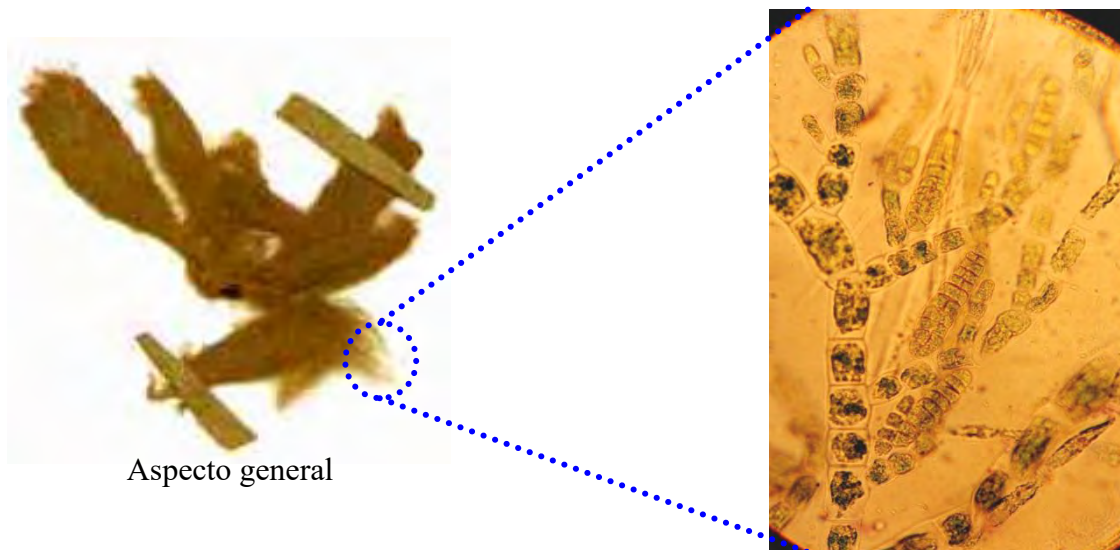


Figura 61. Tipo filamentoso ramificado (*Ectocarpus* sp.)

b) Filamentos Heterótricos agregados, ligeramente ramificados (incrustantes) y de forma discoidal, es el caso de *Ralfsia* sp. (Fig. 62).

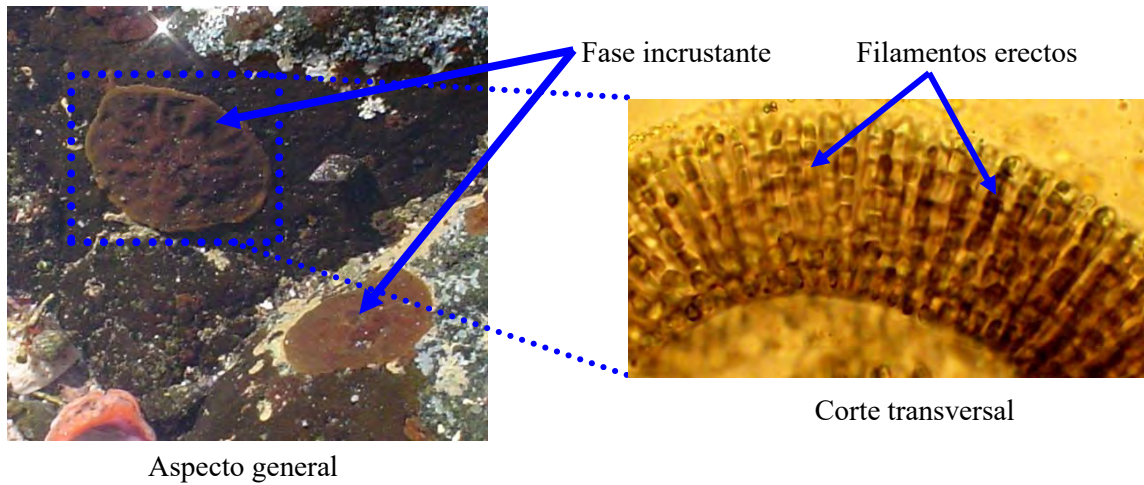


Figura 62. Tipo filamentoso agregado, incrustante y discoidal (*Ralfsia* sp.)

c) Multiaxiales parenquimatosos, son aquellos en los que no se existen espacios intercelulares, y pueden dar origen a estructuras altamente diferenciadas, presentan una serie de células comparables a la epidermis, seguidas de células corticales y estas de células medulares largas a manera de hifas. Los mismos se diferencian en:

- Multiaxial cilíndrico sólo se presentan ramas generalmente dicotómicas, cuya base es un disco de fijación (Fig. 63).

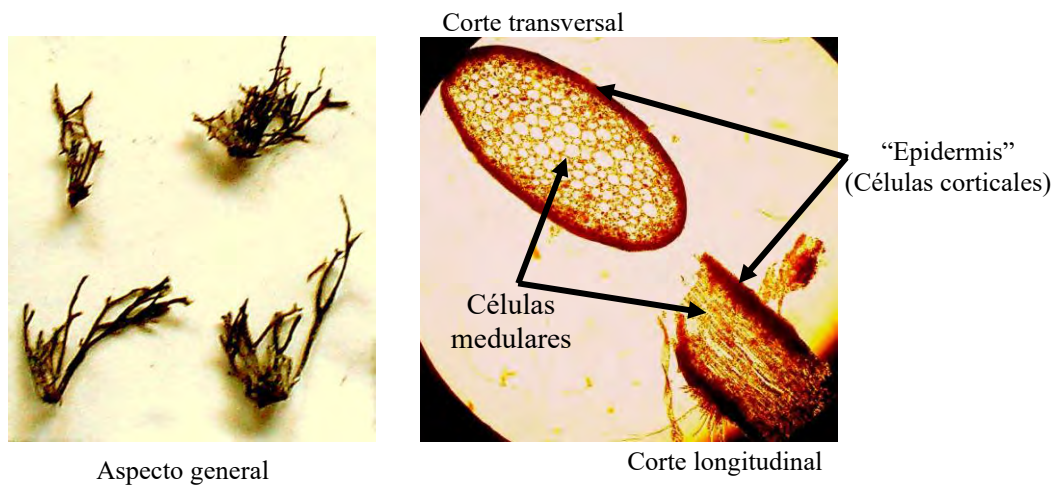


Figura 63. Multiaxial parenquimatoso cilíndrico (*Chnoospora* sp.)

- Multiaxiales laminares: generalmente se refiere a talos con grupos de células organizadas, cuyo crecimiento está dado por una célula apical, presentan una sola capa de células medulares, a ambos lados de la misma se desarrolla otra capa de células corticales con cloroplastos, existe un disco de fijación, (Fig. 64 y 65).

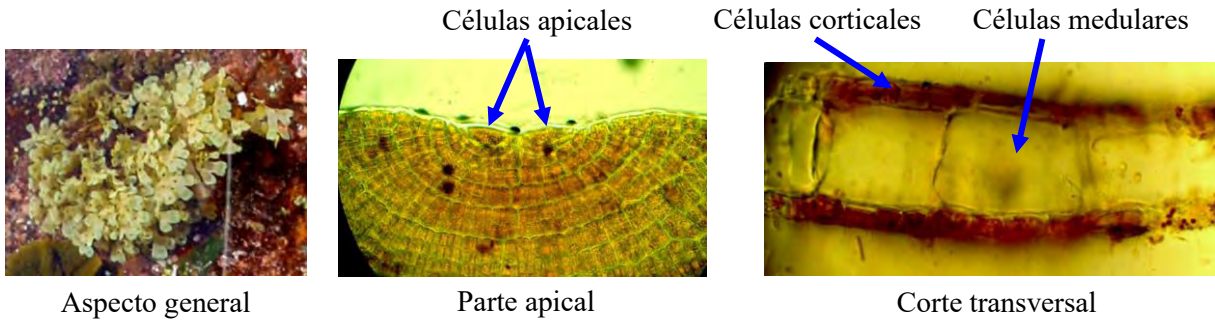


Figura 64. Multiaxial parenquimatoso laminar acintado (*Dictyota* sp.)

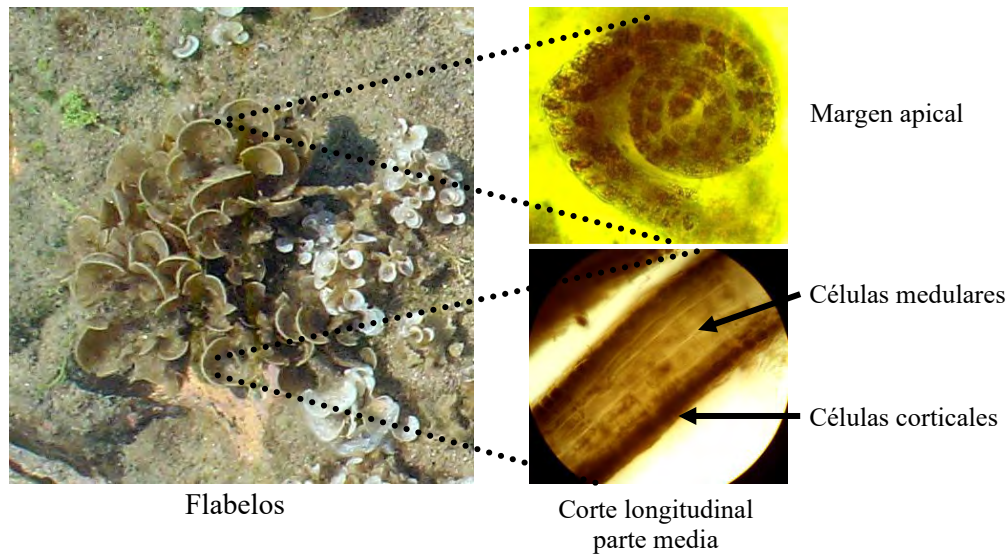


Figura 65. Multiaxial parenquimatoso laminar flabelado (*Padina* spp.)

- Complejos: aquí se ubican los organismos altamente diferenciados, en cuanto a estructuras, además de una variada organización celular, cuentan con filidios o laminillas (hojas no verdaderas), estípe y discos de fijación, algunos pueden poseer estructuras que les permiten mantenerse a flote, los llamados neumatocistos, aerocistos o vesículas de aire (Fig. 66 y 67).

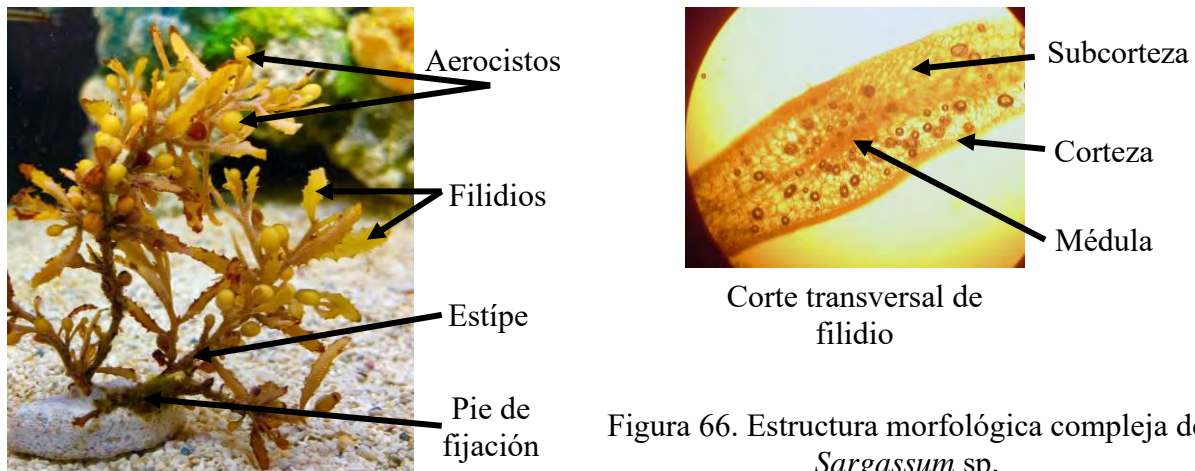


Figura 66. Estructura morfológica compleja de *Sargassum* sp.

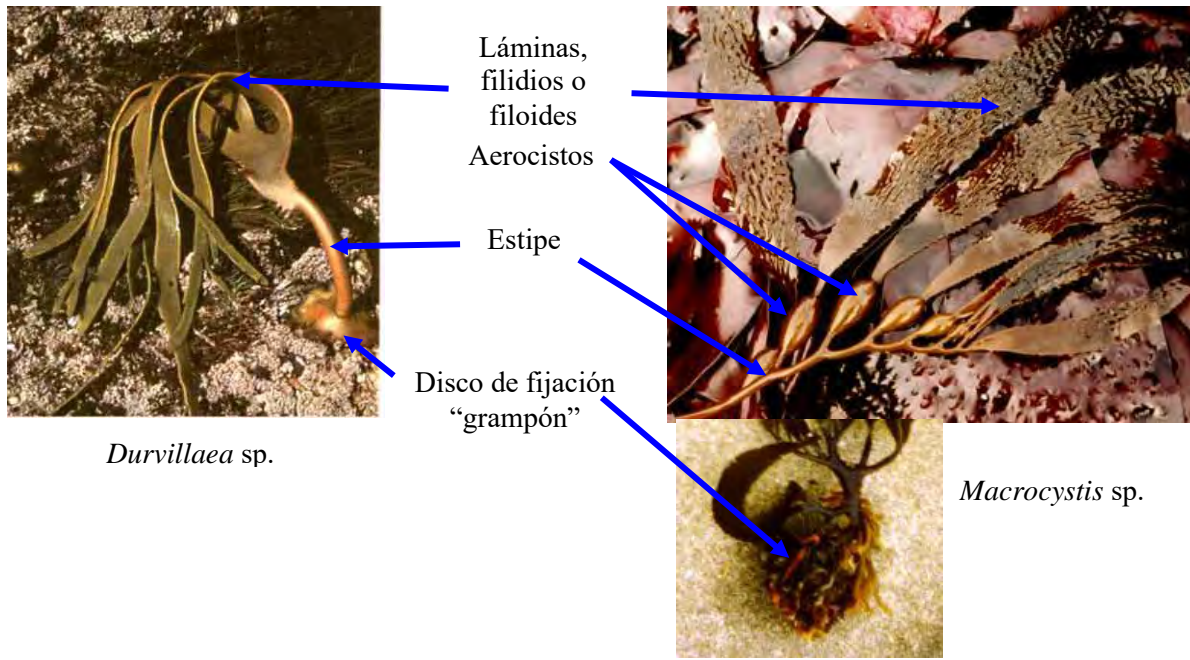


Figura 67. Complejos parenquimatosos *Durvillaea* sp. y *Macrocystis* sp.

En este grupo la estructura anatómica suele ser más compleja que en cualquier otro grupo de algas, en el estipe y la lámina se presenta, en la parte externa un tejido corticado constituido por células pequeñas con cloroplastos, al que le sigue un conjunto de células de fisodos, en el centro se pueden observar grandes células que constituyen la médula, éstas se observan a manera de grandes filamentos longitudinales o entrelazados cuyo papel al parecer es de conducción (Fig. 68).

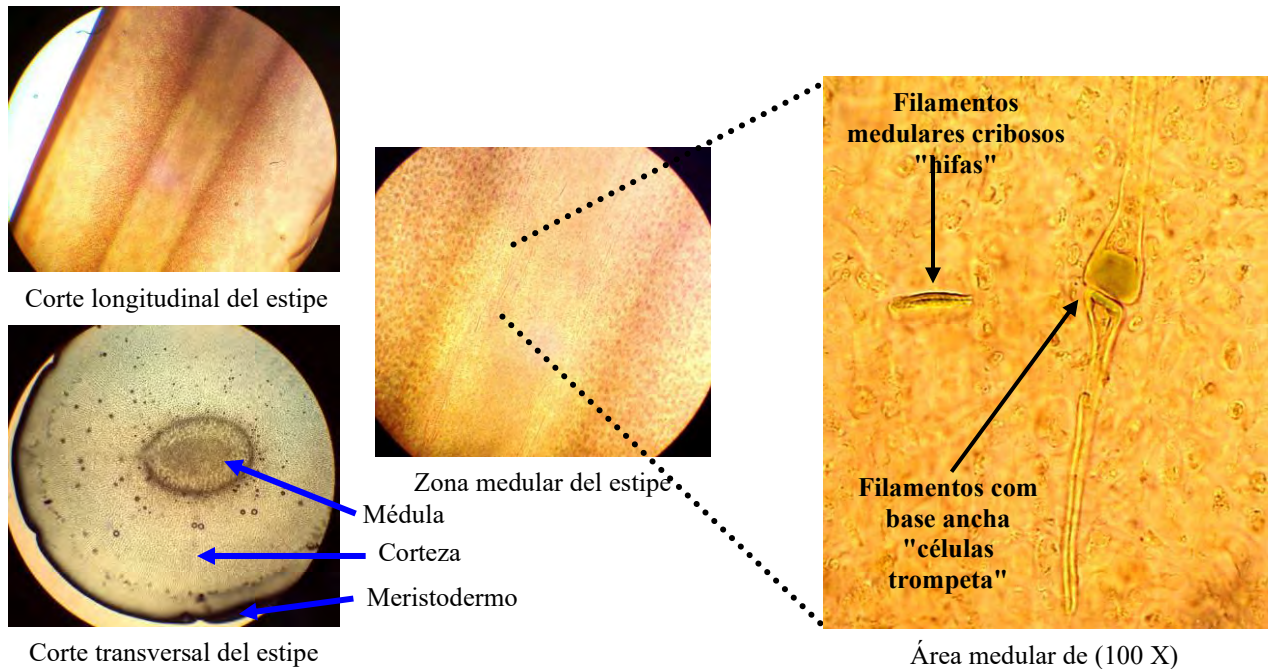


Figura 68. Estructura anatómica de *Macrocystis pyrifera*

1.4. Reproducción

La reproducción vegetativa o asexual, se lleva a cabo básicamente por fragmentación y en algunas especies por la difusión de propágulos y por planosporas o aplanosporas, que se originan a partir de esporangios ya sea uniloculares (unangios) o pluriloculares (plurangios), (Fig. 69).

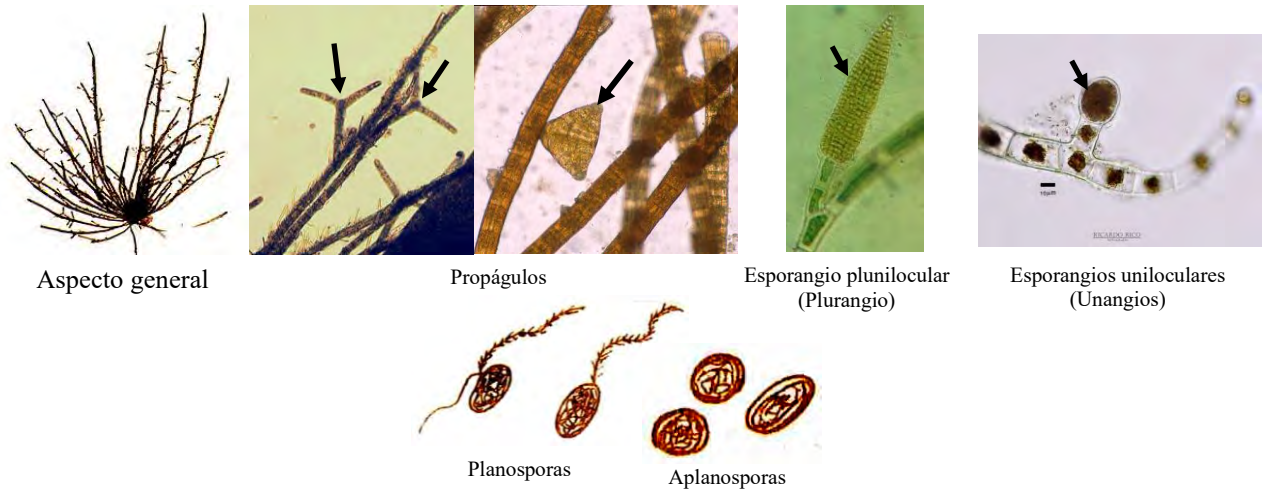


Figura 69. Estructuras reproductoras asexuales

En tanto que la reproducción sexual se realiza isogámica anisogámica y oogámicamente, presentando gametangios uniloculares o pluriloculares, los oogonios suelen encontrarse sobre la lámina entre pequeños filamentos como en *Padina durvillaei*, para el caso de las ciclosporeas pueden estar contenidos en conceptáculos los cuales se pueden encontrar esparcidos en la superficie del talo o más a menudo en ápices inflados denominados receptáculos (Fig. 70). Los ciclos son Isomórficos y Heteromórficos, con meiosis cigótica, esporica o gamética. En algunos géneros se presenta la "Partenogénesis", es decir los gametos no fecundados se pueden transformar en nuevos gametofitos.

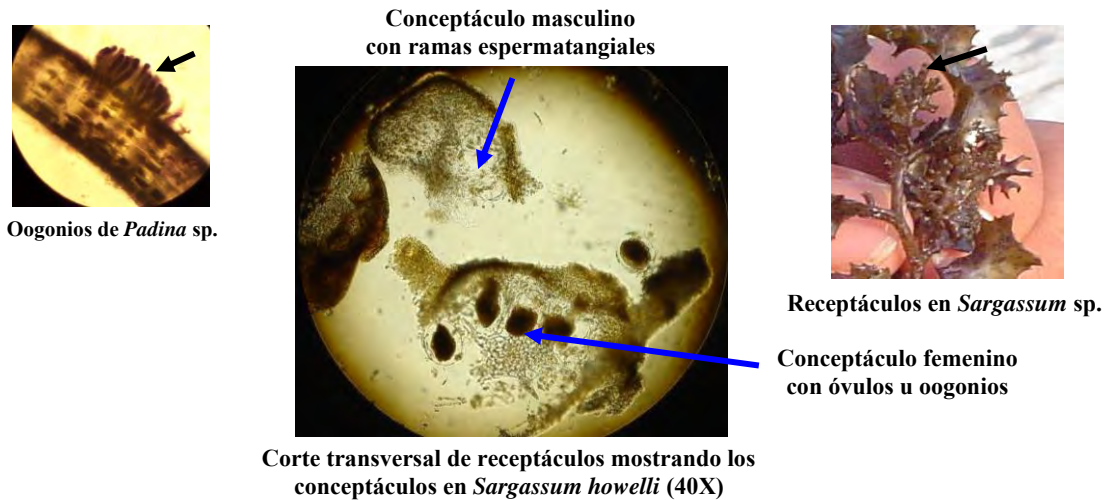


Figura 70. Estructuras reproductoras sexuales en algas pardas

2. Objetivo

- Analizar las características morfológicas distintivas de las algas pardas, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Miel con fenol	Azul de cresil
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección	Verde brillante
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva	Papel higiénico
Porta y cubreobjetos	Lugol	Papel seda
Material biológico: Ejemplares colectados		

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica uno y cinco para observar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, no olvides basarte en los objetivos que se plantearon en tu proyecto de investigación. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- a) El diario científico escrito en el manual.
- b) Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- c) La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

RHODOPHYTA (Algas rojas)

1. Introducción

1.1. Citología

Las algas rojas presentan talos cuya coloración es producida por la clorofila a. Erróneamente se ha mencionado la existencia de clorofila d en los cloroplastos de éstas algas, sin embargo, se ha demostrado que dicha clorofila proviene de *Acaryochloris marina*, una cianobacteria epífita de algas rojas (Murakami *et al.* 2004). Los pigmentos ficobilínicos dominantes son B-ficoeritrina, R-ficoeritrina y C-ficoeritrina además de R-ficocianina y aloficocianina, los cuales enmascaran a los carotenoides, α y β carotenos, y las xantofilas luteína, zeaxantina, anteraxantina y violaxantina. Las reservas alimenticias, producto de la fotosíntesis, generalmente se almacenan como gránulos citoplasmáticos de rodamilón o almidón de las florídeas, adicionalmente se puede encontrar manitol, sorbitol, dulcitol y floridasa, isofloridasa o digeneasida. Los principales constituyentes de la pared celular son: celulosa, ficocoloides como agar y carragenano, además de funorano y furcellarina. Varias especies de algas rojas contienen impregnaciones de carbonato de calcio en forma de calcita.

Las algas rojas pueden presentar uno o más núcleos, en cuanto a los cloroplastos éstos son de origen endosimbiótico primario, poseen tilacoides individuales, es típico de las bangiofíceas un plastidio axial con un pirenoide central, en tanto que en las florideofíceas se presentan en gran número pequeños y discoidales, aunque también los hay irregulares y en forma de banda, por lo general en las formas más evolucionadas no se observan los pirenoides (Fig. 71).

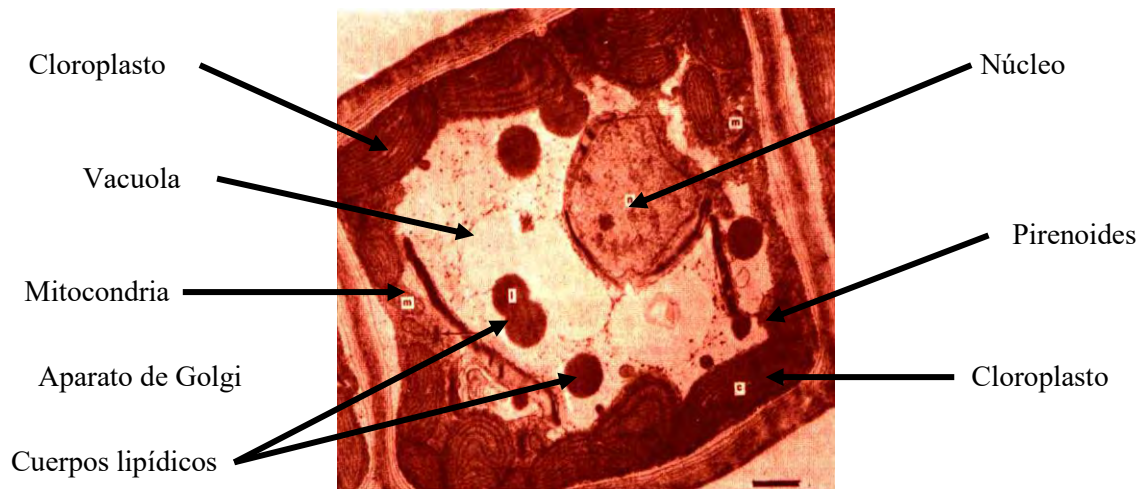


Figura 71. Célula vegetativa de una alga roja
(Tomado de Dawes, 1986)

Este grupo de algas no presenta células flageladas y por lo mismo carecen de centríolo. Ciertas especies muestran una iridiscencia característica de color verde o azul localizada en cuerpos llamados iridiscentes, lo que se observa principalmente en las Ceramiales y Rhodymeniales, los que al parecer contienen material proteico, taninos, fenoles y otros materiales desconocidos.

1.2. Crecimiento

En las bangiofíceas se presenta un crecimiento intercalar, siendo raro el apical, en cuanto a las florideofíceas en su mayoría presentan apical y raramente intercalar. A continuación, se muestran los tipos de células de crecimiento para las florideofíceas:

a) Células acutadas: aquellas que terminan en una punta aguda o pico como el caso de *Centroceras* sp.

b) Células redondeadas: aquellas cuyo final es atenuado (semiesférico), pueden ser conspicuas, como es el caso de *Antithamnion* sp.

c) Células inmersas: localizadas en el fondo de una cavidad apical y en ocasiones protegidas por filamentos estériles (tricoblastos), como en *Laurencia* sp.

d) Meristemos intercalares o conjuntos celulares: son agrupaciones de células similares localizadas en las partes intercalares, no se presenta una célula única que se encargue del crecimiento, es el caso de *Amphiroa* sp. (Fig. 72), estos también pueden ser apicales.

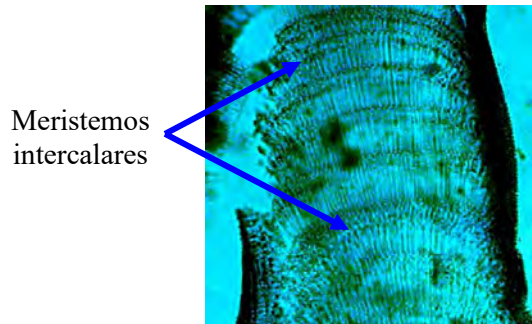


Figura 72. Meristemos en *Amphiroa* sp.

1.3. Diversidad Morfológica de Rhodophyta

Las clases más comunes en la costa michoacana son Bangiophyceae y Florideophyceae; de acuerdo a su diversidad morfológica se pueden observar desde unicelulares principalmente coloniales, hasta pluricelulares primitivas, éstas últimas presentan una gran complejidad debido a que implica diferentes formas de crecimiento, los tipos morfológicos se describen a continuación para cada clase:

1.3.1. Clase Bangiophyceae

Presentan estructura simple, al parecer es el grupo más primitivo de las algas rojas; se pueden encontrar desde unicelulares hasta coloniales en forma de consorcios (Fig. 73).

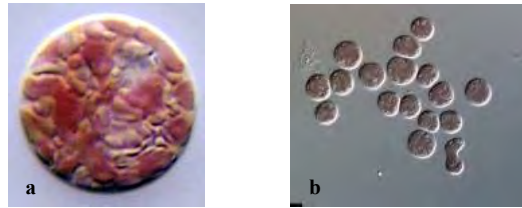


Figura 73. Tipos a) Unicelular (*Rhodella* sp.) y b) Consorcio (*Porphyridium* sp.)

O bien desde pseudofilamentosas a filamentosas simples que pueden ser uniseriadas y/o multiseriadas (Fig. 74), o ramificadas (*Callithamnion* sp., Fig. 75).



Uniseriado

Multiseriado

Figura 74. Tipo filamentosos uniseriado y multiseriado (*Bangia* sp.)

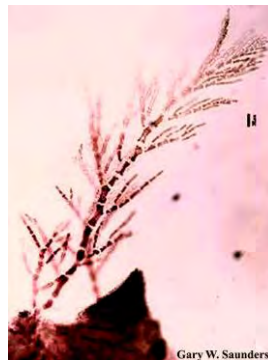


Figura 75. Tipo Filamentosos ramificado (*Callithamnion* sp.)

También llegan a formar láminas pseudoparenquimatosas delgadas monostromáticas (una hilera de células en grosor), como el caso de *Smithora* sp. y *Porphyra* sp. (Fig. 76), o distromáticas (dos hileras de células en grosor) como algunas especies de *Porphyra* sp.

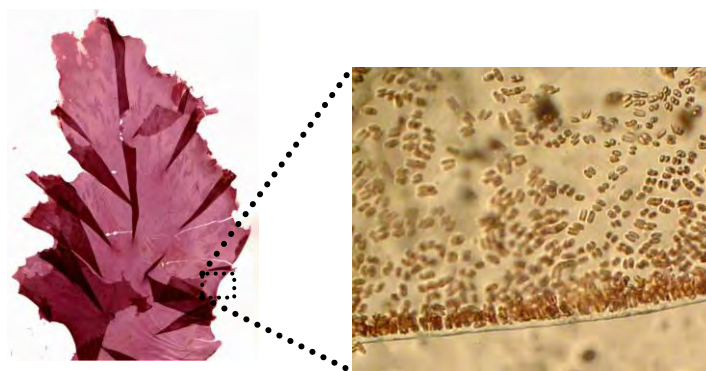


Figura 76. Tipo laminar pseudoparenquimatoso monostromático (*Porphyra* sp.)

1.3.2. Clase Florideophyceae

Esta clase no presenta géneros unicelulares, las especies más simples son filamentosas uniseriadas ramificadas es el caso de *Acrochaetium* sp. (Fig. 77)

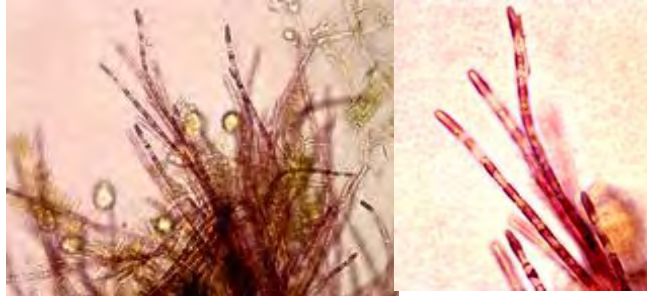


Figura 77. Tipo Filamentoso ramificado (*Acrochaetium* sp.)

Las líneas morfológicas del grupo complejo, abarcan desde las uniaxiales simples, donde existe una hilera de células centrales a partir de las cuales se derivan las ramificaciones en forma de verticilos (*Batrachospermum* sp., Fig. 78).

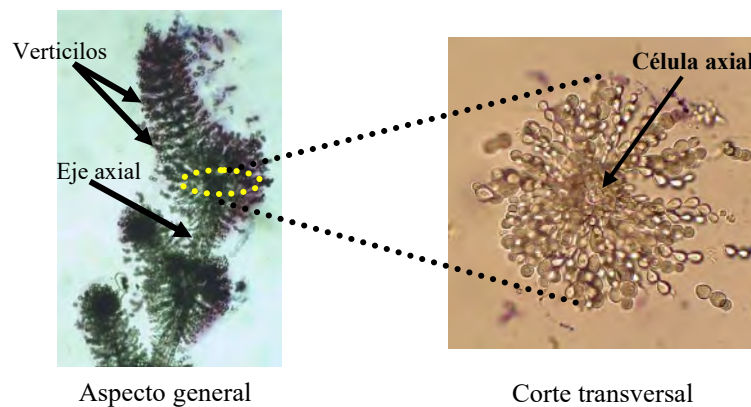


Figura 78. Tipo Uniaxial simple (*Batrachospermum* sp.)

Otros presentan combinaciones de filamentos uniseriados con zonas corticadas (*Ceramium* sp., Fig. 79). Se presentan también aquellas que tienen estructura polisifónica, es decir, son algas rojas que derivan sus ramificaciones (células pericentrales) a partir de una célula apical llamada central (*Tayloriella dictyurus*, Fig. 80).

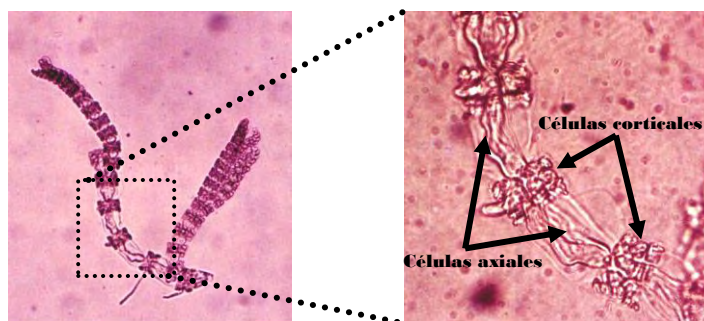


Figura 79. Tipo Uniaxial combinado, filamento axial y células corticales (*Ceramium* sp.)

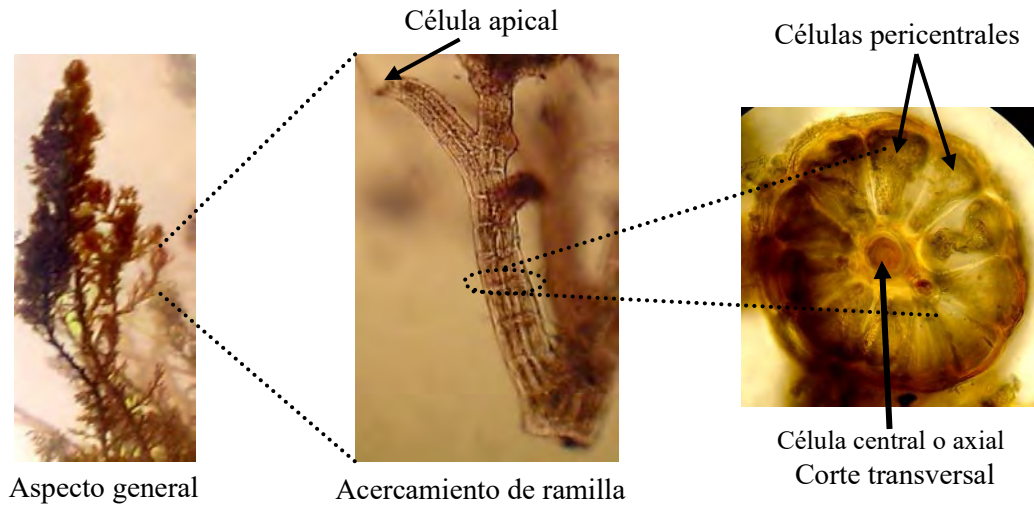


Figura 80. Tipo Típicamente polisifónico (*Tayloriella dictyurus*)

El caso extremo de las polisifónicas lo conforman las algas rojas uniaxiales corticadas, las que presentan una célula central rodeada de células medulares y una especie de epidermis formada por pequeñas células corticales (Fig. 81), este grupo generalmente presenta un aspecto cilíndrico.

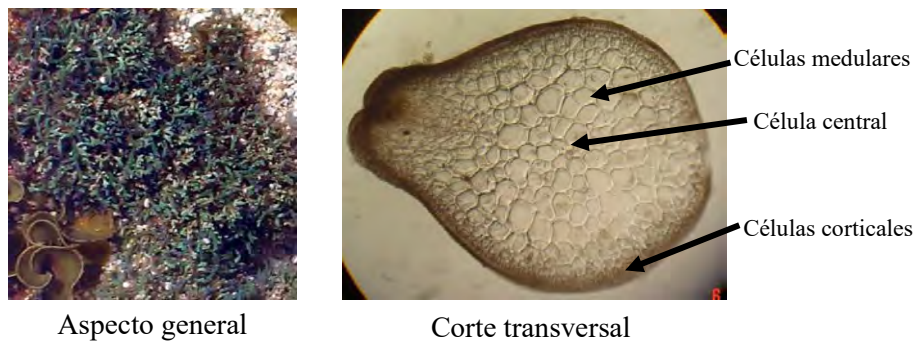


Figura 81. Tipo Uniaxial corticado cilíndrico (*Hypnea* sp.)

Otro grupo de tipo uniaxial corticado, lo forman las que presentan un aspecto folioso como es el caso de *Plocamium* sp., las cuales también muestran una célula central la que da origen a las medulares y corticales (Fig. 82).

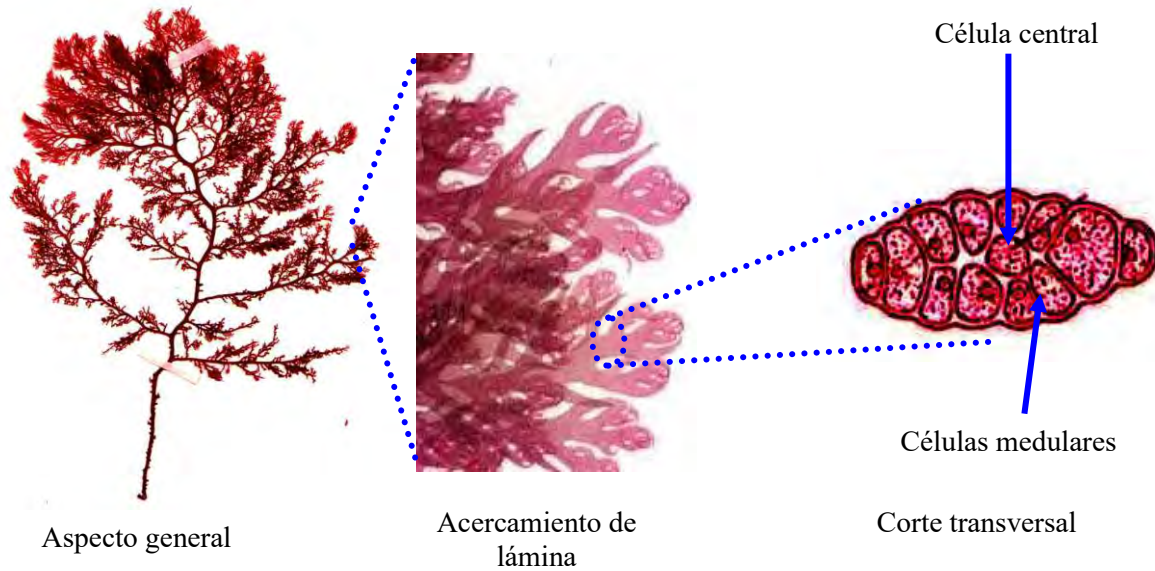


Figura 82. Tipo Uniaxial corticado folioso (*Plocamium* sp.)

En tanto que las complejas se derivan de formas filamentosas que se ramifican y pueden estar fusionadas o no conformando un aspecto pseudoparenquimatoso o bien la diferenciación escasa de tejido en forma de estructuras parenquimatosas.

Las algas rojas más evolucionadas están representadas por las multiaxiales, en las que el eje principal está compuesto por varios filamentos o hileras de células paralelas o casi paralelas, las mismas pueden ser corticadas cilíndricas como *Amphiroa* sp. (Fig. 83), *Jania* sp., *Galaxaura* sp., las que también tienen en sus paredes celulares impregnaciones de carbonato de calcio.

Algunas algas coralináceas presentan una disposición característica del desarrollo de las células, observándose básicamente dos regiones: a) células geniculares y b) células intergeniculares (Fig. 83).

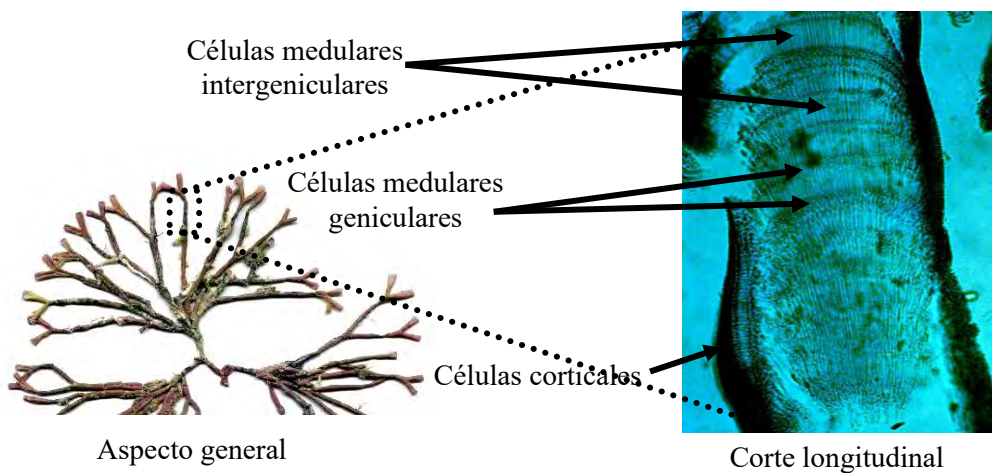


Figura 83. Tipo Multiaxial corticado cilíndrico (*Amphiroa* sp.)

Existen cilíndricas que no contienen carbonato de calcio, más bien en los espacios intercelulares muestran sustancias ficoloides como el agar y carragenano, es el caso de *Eucheuma* sp., que presentan carragenano. (Fig. 84) y algunas especies de *Gracilaria* con agar.

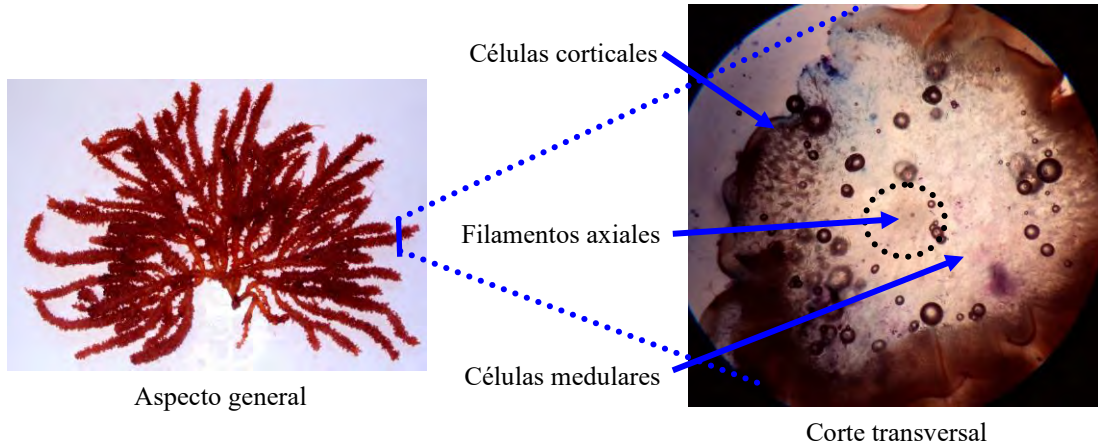


Figura 84. Tipo Multiaxial corticado cilíndrico (*Eucheuma* sp.)

Otras son más complejas ya que son corticadas y foliosas, es el caso de *Grateloupia* sp. (Fig. 85) y *Gigartina* sp., las que incluso tienen una serie de células medulares estrelladas interconectadas.

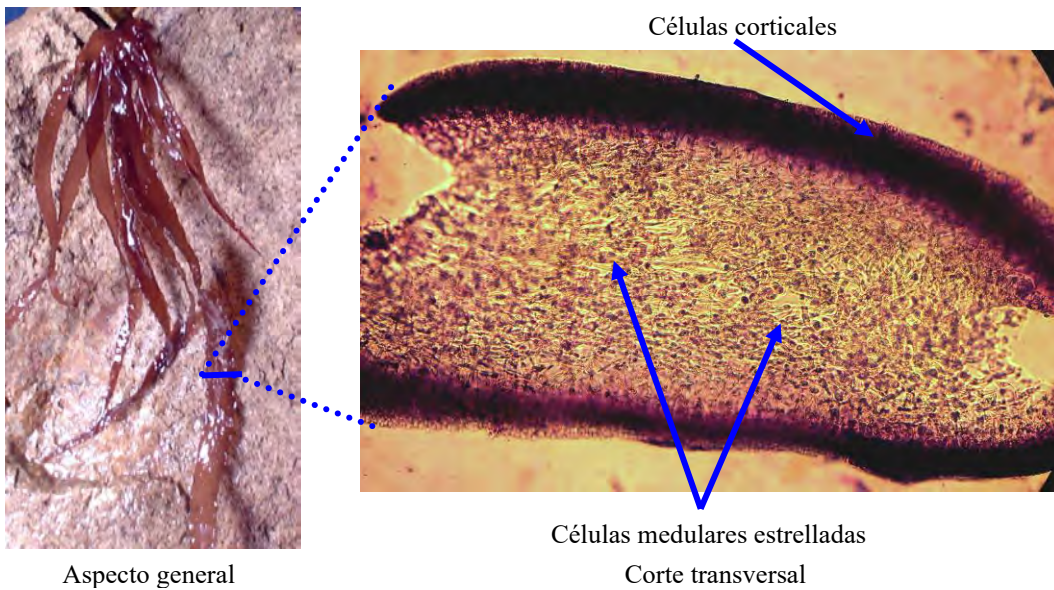


Figura 85. Tipo Multiaxial corticado folioso (*Grateloupia* sp.)

1.4. La reproducción

La reproducción asexual es común en Bangiophyceae y rara en Florideophyceae, ésta se lleva a cabo por simple metamorfosis en células vegetativas a las cuales se les denomina monosporangios y la espora resultante monospora (Fig. 86).

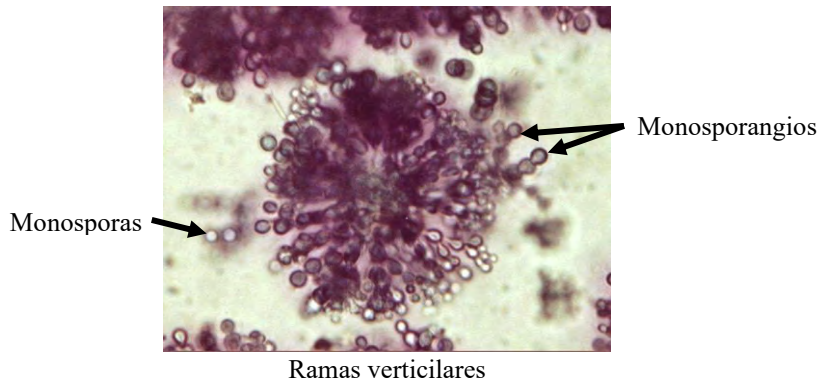


Figura 86. Monosporangios en *Batrachospermum* sp.

Cuando se presenta una división múltiple del protoplasto en células vegetativas se producen hasta dos esporas en cuyo caso las células madres son llamadas biesporangios y las esporas biesporas o polisporangios si producen más de cuatro esporas llamadas entonces polisporas.

Las estructuras asociadas con la reproducción sexual en las algas rojas son tan diferentes de las demás algas, que se ha creado una terminología especial para describirlas.

La reproducción sexual poco se conoce en las Bangiophyceae, ésta se encuentra mayormente explicada para el caso de las Florideophyceae.

El gameto masculino es llamado espermacio y carece de flagelos, mientras que al femenino se le denomina carpogonio y presenta una extensión apical de diferente tamaño llamada tricógina (Fig. 87).

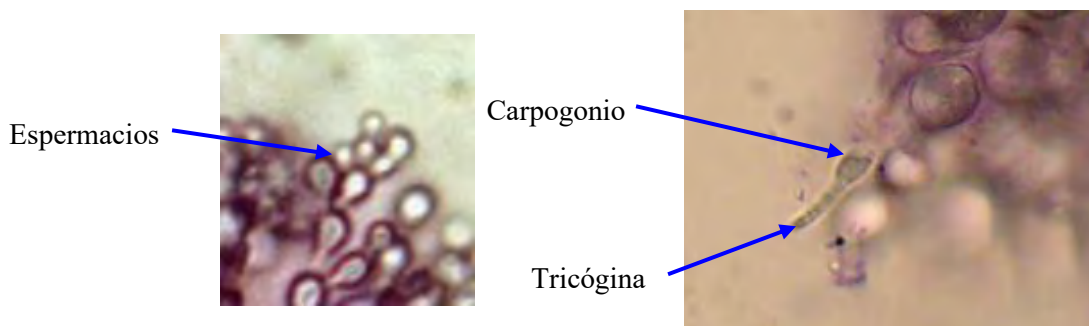


Figura 87. Gametos en *Batrachospermum* sp.

El núcleo de la célula femenina es retenido dentro del gametangio donde se lleva a cabo la fecundación y formación del cigoto, el desarrollo posterior origina una fase multicelular llamada carposporofito (diploide), el cual está constituido por un conjunto de filamentos gonimoblásticos, rodeado de una capa de células estériles denominada pericarpo.

El pericarpo más el carposporofito se denomina cistocarpo, a partir del carposporofito se desarrollan carposporangios en los extremos de los filamentos gonimoblásticos, los cuales dan origen a las carposporas (Fig. 88).

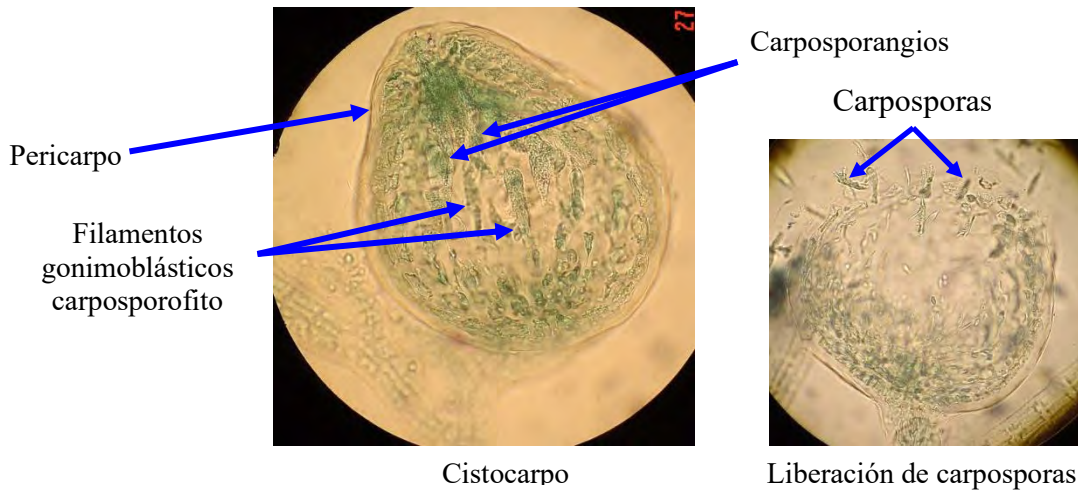


Figura 88. Estructura del cistocarpo

Las carposporas por germinación dan origen a una nueva estructura multicelular llamada tetrasporofito (diploide), en la cual se desarrollan los tetrasporangios que por meiosis originan las tetrasporas, las que se desarrollan para dar lugar al gametofito. Los tetrasporangios pueden ser de tres tipos: zonados, cruciados y tetrahédricos (Fig. 89), el conjunto de tetrasporangios tetrahédricos se le denomina estiquidio (Fig. 90).

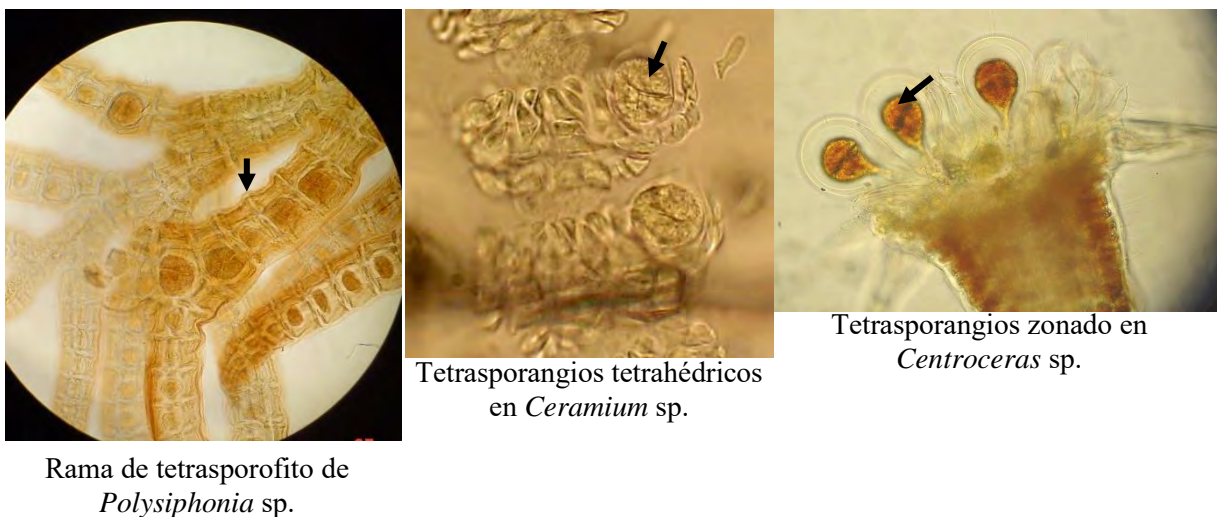


Figura 89. Tetrasporofito y tetrasporangios

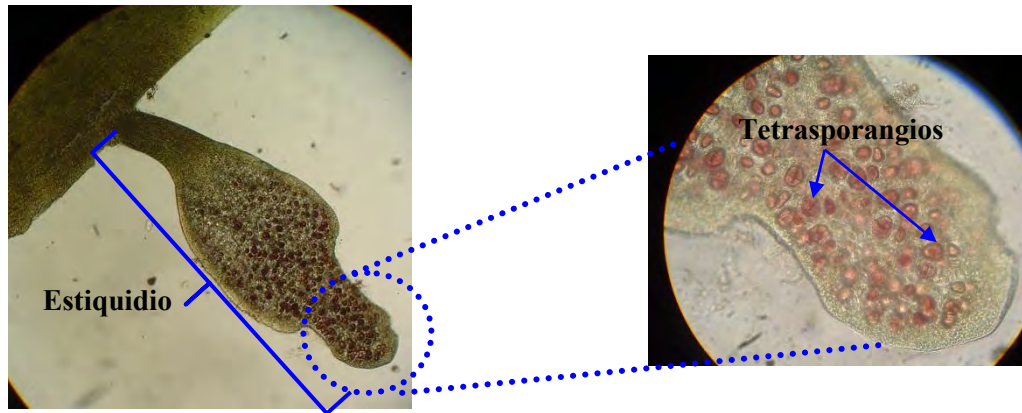


Figura 90. Estiquidio tetrasporangial

La importancia económica de las algas rojas es ampliamente conocida, ya que son utilizadas en la dieta alimenticia del humano y la presencia de ficocoloides permite la obtención de sustancias para uso industrial en la cosmetología y gastronomía, es el caso del agar y carragenano.

Se localizan principalmente en las regiones tropicales, aunque los ejemplares más grandes son característicos de regiones subtropicales y templadas. La mayoría de las rodofceas son marinas de zonas intermareales e infralitorales, en costas rocosas, asociadas con los arrecifes coralinos, o en playas abiertas, ciertas especies marinas son capaces de extenderse hacia los estuarios u otros hábitats salobres, pocas especies son de aguas dulces de temperaturas frías es el caso de *Batrachospermum moniliforme* la cual se puede localizar en arroyos de las partes más altas del estado de Michoacán.

2. Objetivo

- Analizar las características morfológicas distintivas de las algas rojas, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Navaja para rasurar nueva	Miel con fenol
Microscopio estereoscópico	Verde brillante	Agua destilada
Cajas de Petri	Azul de cresil y de anilina	Ácido clorhídrico
Porta y cubreobjetos	Rojo neutro o Congo	Papel higiénico
Pinzas y agujas de disección	Lugol	Papel seda
Material biológico: Ejemplares colectados		

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica uno y cinco para observar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, no olvides basarte en los objetivos que se plantearon en tu proyecto de investigación. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- a) El diario científico escrito en el manual.
- b) Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- c) La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

NOTA: los géneros calcáreos se descalcifican colocándolos en ácido clorhídrico 1:1 por un tiempo de 15 a 20 minutos y se utiliza como colorante el azul de anilina para observar mejor.

CHLOROPHYTA (algas verdes)

1. Introducción

1.1. Citología

Las algas verdes clorofíceas presentan células cuya tonalidad se debe a los pigmentos fotosintetizadores, las clorofilas *a* y *b*, que les dan la típica coloración verde pasto, además de los secundarios carotenoides como α , β y γ -carotenos, este último también conocido como licopeno, la xantofila más abundante es la luteína y se pueden encontrar también neoxantina, violaxantina, zeaxantina, sifonoxantina, sifoneína y astaxantina, la combinación de estos con las clorofilas dan diferentes tonalidades de verde.

Es necesario considerar que la división Chlorophyta está compuesta por un número heterogéneo de estructuras morfológicas, una célula típica de las algas verdes, se asemeja bastante a las de las plantas superiores, van a presentar una pared celular, cloroplastos, pirenoides, núcleo, vacuolas, mitocondrias, aparato de golgi y retículo endoplásmico, entre otros organelos (Fig. 91).

Las algas verdes presentan una pared celular de doble capa, la interna de celulosa y la externa de pectina, los xilanos pueden sustituir a la celulosa y la quitina a la pectina, o bien se puede presentar una calcificación a base de la forma aragonita del carbonato de calcio.

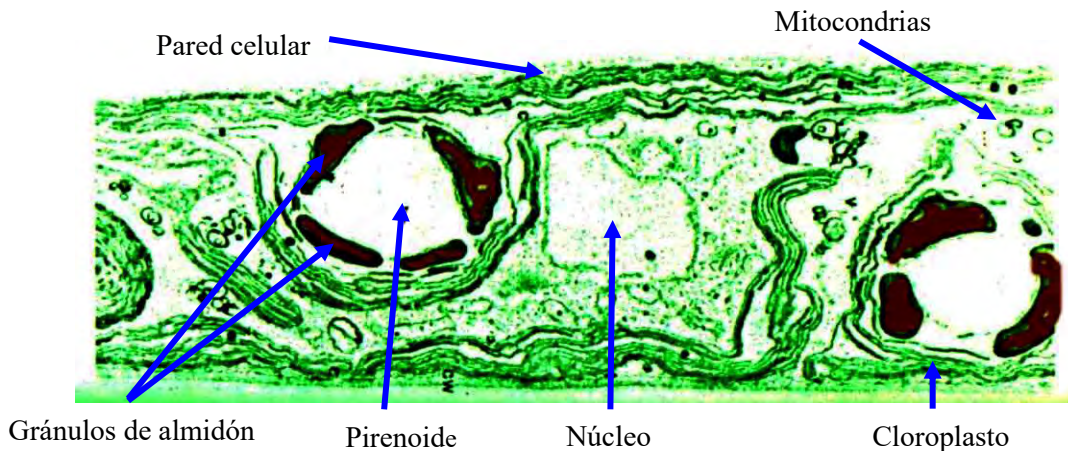


Figura 91. Estructura de una célula típica de clorofíceas

La sustancia de reserva característica de este grupo es el almidón verdadero, además de grasas o aceites que son más comunes en células viejas o de reposo como los acinetos. Estas sustancias de reserva se encuentran directamente relacionadas con los pirenoides (Fig. 92) y leucoplastos o amiloplastos, los primeros se encuentran incluidos en los cloroplastos, mientras que los segundos son independientes de los mismos dispersos en el citoplasma.

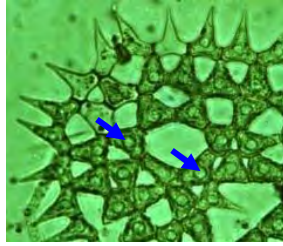
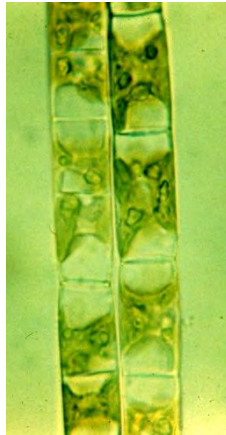
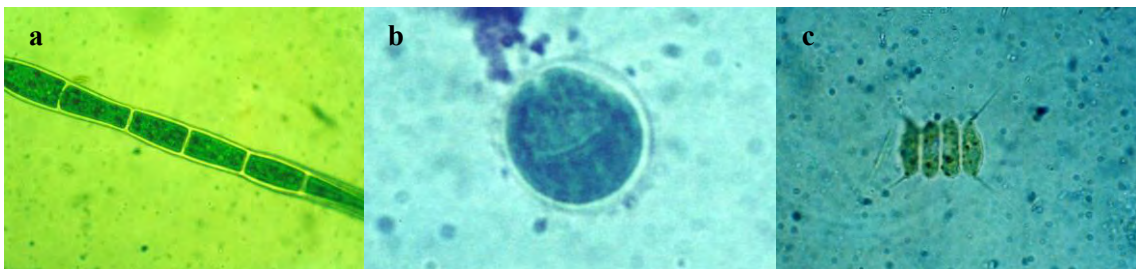


Figura 92. Gránulos de almidón (pirenoides) en *Pediastrum* sp.

Los cloroplastos son de origen endosimbótico primario, son de importancia taxonómica por la forma, posición y número. Por lo general tienen de tres a siete tilacoides agrupados en bandas, su organización se asemeja a la grama de las plantas superiores; por su posición se clasifican en axiales, aquellos que se encuentran en la parte central de la célula y parietales, los que se localizan cubriendo la mayor parte de la célula, cercanos a la membrana celular (Fig. 93).



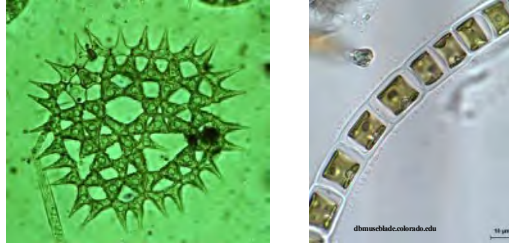
Cloroplastos axiales en *Ulothrix* sp.



Cloroplastos parietales a) *Chaetomorpha* sp. b) *Chlamydomonas* sp. c) *Scenedesmus* sp.

Figura 93. Posición de los cloroplastos

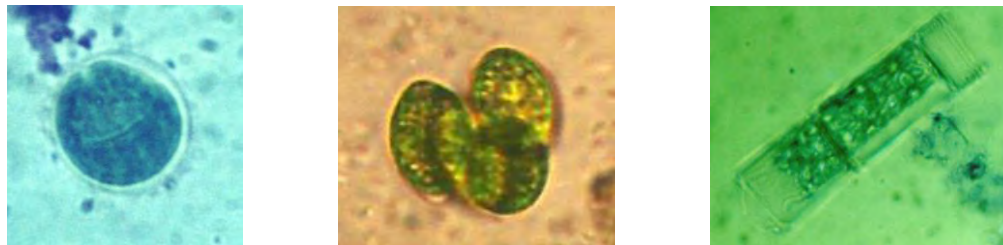
De acuerdo a su forma, pueden ser: de banda (cojinete o placa, brazalette), (Fig. 94); copa o tasa, discoidales y reticulados (Fig. 95). El número va de uno hasta cientos.



Pediastrum sp.
Cojinete o placa

Ulothrix sp.
brazalete

Figura 94. Cloroplastos en forma de banda



Chlamydomonas sp.
Copa o tasa

Oocystis sp.
Discoidales

Oedogonium sp.
Reticulado

Figura 95. Otras formas de los cloroplastos

Por su grado evolutivo se establecen tres tipos:

- a) Archeoplastos, cuando sólo se presenta un cloroplasto generalmente los típicamente en forma de banda.
- b) Mesoplastos, en realidad se trata de un conjunto de cloroplastos interconectados a manera de red (reticulados), mediante filamentos citoplásmicos incoloros.
- c) Neoplastos, cloroplastos numerosos y completamente independientes, discoidales, esféricos u ovals.

La mayoría de las clorofíceas presentan un solo tipo de plastos, homoplastos u homoplastía; existen algunos grupos como el caso de las caulerpales donde se pueden observar dos tipos de plastos, heteroplastos o heteroplastía. Los típicos cloroplastos que se caracterizan por ser ricos en clorofila y acumulan poco o nada de almidón, mientras que los leucoplastos o amiloplastos son más pequeños y no pigmentados y almacenan una gran cantidad de almidón.

1.2. El núcleo

El núcleo presenta uno o más nucléolos, el número de núcleos es una característica que se considera para separar dos grandes grupos:

a) Uninucleadas, unicelulares, multicelulares o pluricelulares, en esta situación se encuentran la mayoría de las algas verdes.

b) Multinucleadas, básicamente corresponden a las Bryopsidophyceae, en las mismas se pueden observar dos variantes con respecto a la forma de los talos, unicelulares filamentosas simples ramificadas o globosas, consideradas como sifonadas y multicelulares filamentosas simples o ramificadas consideradas como cenocíticas, las cuales se presentan a continuación:

- Cenocíticas (Fig. 96), caracterizadas por presentar dos, cuatro, seis hasta 10 núcleos o más por célula, son organismos generalmente filamentosos ramificados, donde se pueden distinguir las separaciones entre cada una de las células que lo componen.

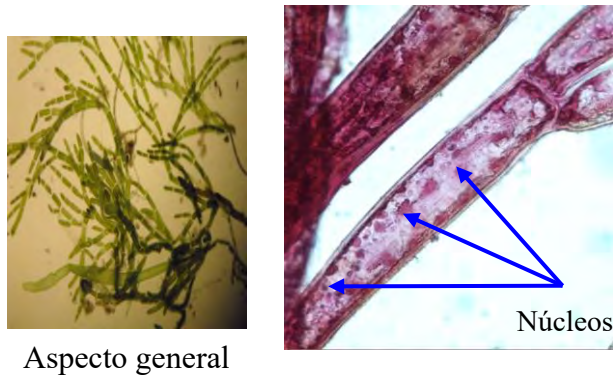


Figura 96. Filamento multinucleado cenocítico o apocito de *Cladophora* sp.

- Sifonadas (Fig. 97), las que se caracterizan por no presentar tabiques transversos, sólo cuando se forman las estructuras reproductoras, algunos ficólogos consideran que se trata de organismos unicelulares con muchos núcleos, típicamente tienen forma de tubos simples o ramificados, algunos se presentan como estructuras ramificadas en forma de cúmulos de globos interconectados.

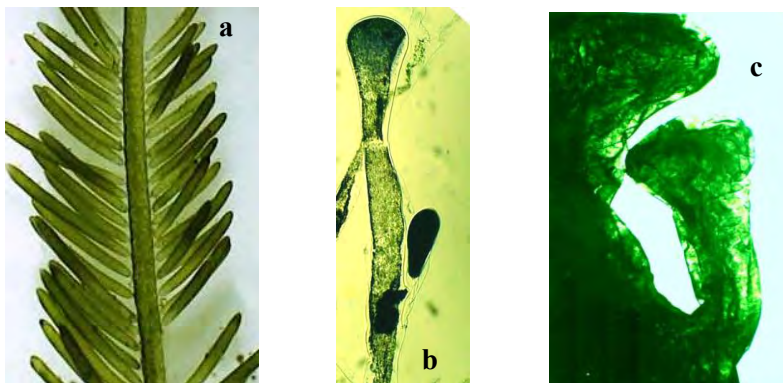


Figura 97. Estructura multinucleada sifonada de a) *Bryopsis* sp. b) *Codium* sp. c) *Caulerpa* sp.

1.3. Los tipos morfológicos

1.3.1. Los flagelos

Desde el punto de vista morfológico el primer criterio a utilizar es la presencia o ausencia de la motilidad, en el caso de los organismos móviles se presentan los flagelos, estos son isocontos, es decir, son iguales en forma y tamaño no presentan mastigonemas por lo que se consideran lisos, tipo látigo o acronemáticos, la inserción es apical, aunque en algunos casos pueden ser subapicales.

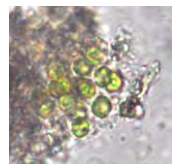
El número de flagelos más común es de dos, pero podemos encontrar cuatro, seis, ocho o hasta cientos de ellos, siempre en números pares, en algunos casos raros se observa solamente uno.

1.3.2. La organización celular y la morfología

El segundo criterio morfológico tiene que ver con la forma de los organismos, en el caso de las algas verdes podemos ubicar todas las posibilidades de las líneas morfológicas (Fig. 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104 y 105).

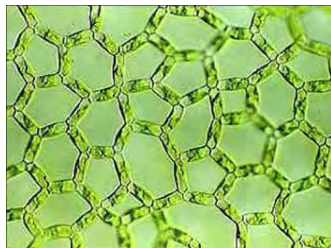


Chlamydomonas

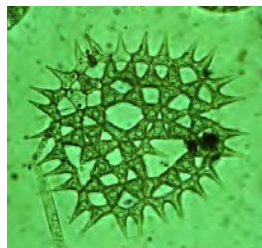


Chlorella

Figura 98. Protofitas eucariontes unicelulares



Hydrodictyon

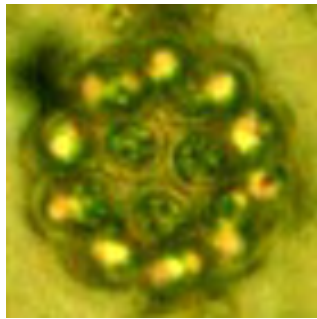


Pediastrum

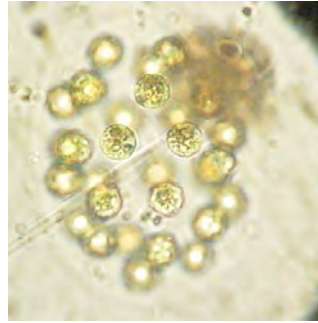


Scenedesmus

Figura 99. Talofitas Cenobiales



Pleodorina sp.



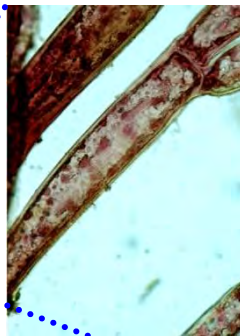
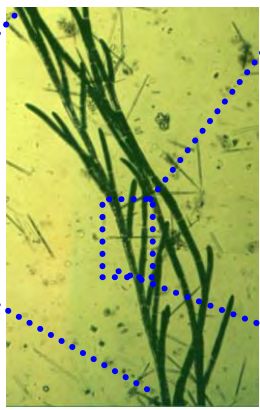
Dictyosphaerium sp.



Volvox sp.
Colonia verdadera

Consortios

Figura 100. Talofitas Coloniales



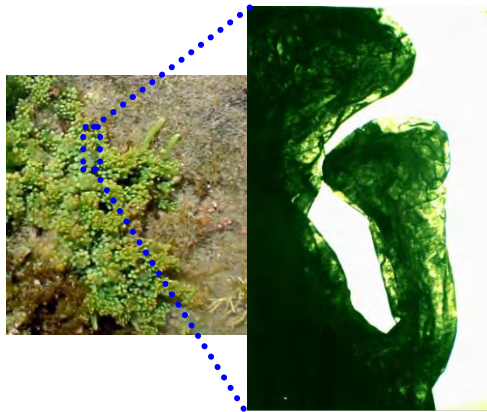
Cladophora sp.



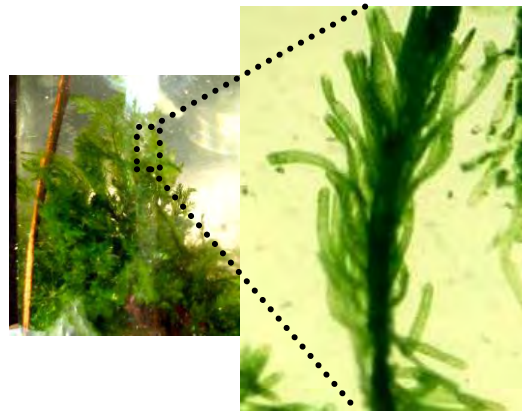
Chaetomorpha sp.



Figura 101. Talofitas cenocíticas

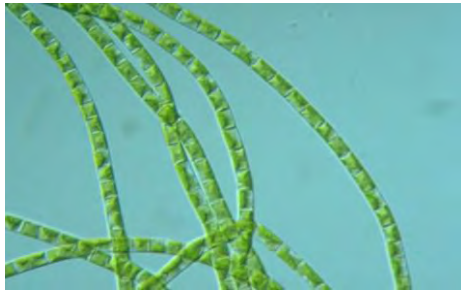


Caulerpa sp.



Bryopsis sp.

Figura 102. Talofitas sifonadas

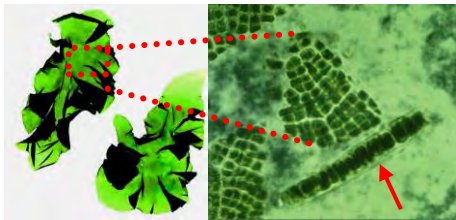


Simple *Ulothrix* sp.

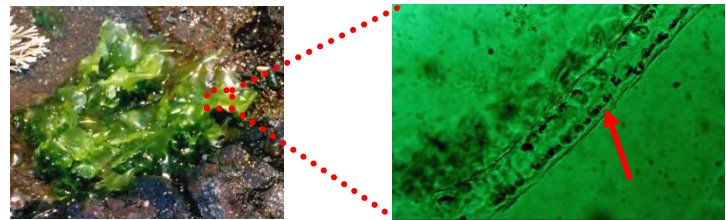


Ramificado *Draparnalia* sp.

Figura 103. Talofitas filamentosas

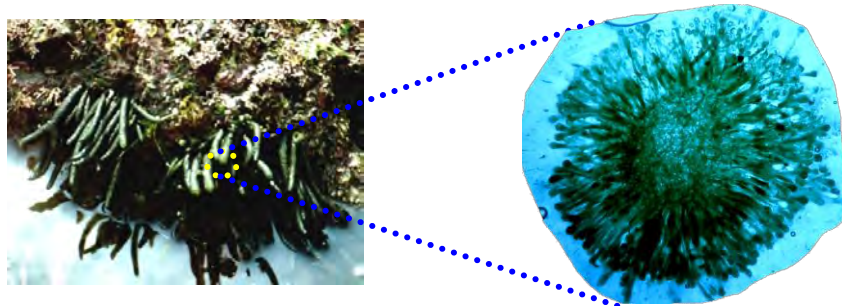


Prasiola sp. Lámina monostromática

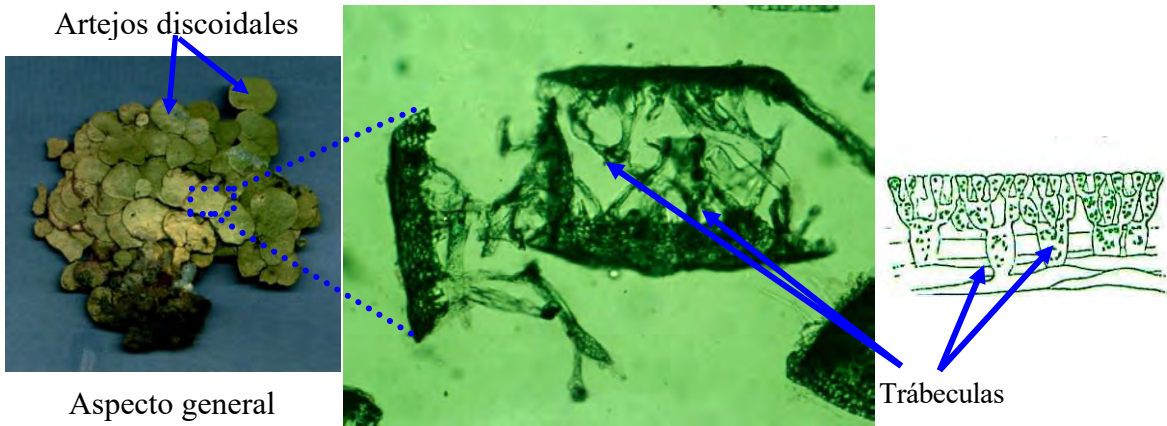


Ulva sp. Lámina distromática

Figura 104. Talofitas Parenquimatosas



Codium sp. Cilíndrica



Artejos discoidales

Aspecto general

Halimeda sp. Artejos discoidales

Trábeculas

Figura 105. Talofitas pseudoparenquimatosas

1.4. La reproducción

La reproducción en el caso de las Chlorophyta, es variada, un género en especial, *Chlamydomonas*, ha sido utilizado para demostrar todas las posibilidades, tanto asexuales como sexuales. La reproducción asexual, en la mayoría de las especies se realiza por mitosis típica, bipartición, sin embargo, en algunos casos la producción de esporas se debe a un proceso de fisión múltiple, las esporas producto de esta forma de división son conocidas como mitosporas. La reproducción asexual también se puede llevar a cabo por la transformación del citoplasma de la célula en una estructura única que funciona como espora, llamada monospora, la célula que da origen a las esporas es conocida como esporangio, mito o monosporangio dependiendo a que de origen.

Todas las algas verdes unicelulares son potencialmente esporangios, aunque en el caso de algunas coloniales móviles (*Volvox* sp.), las células madres de las mitosporas, son únicamente las internas. En la mayor parte de las algas filamentosas, cualquier célula puede transformarse en un esporangio, aunque existen algunos géneros filamentosos, como es el caso de *Chaetomorpha*, donde sólo las últimas células apicales son capaces de funcionar como tales, otro ejemplo de mitosporangios está dado por células marginales de algas verdes con morfología laminar (*Ulva* spp.). La fragmentación también se presenta en los filamentos, los cuales, una vez separados del talo original por mitosis son capaces de producir nuevos filamentos, no es el caso de los organismos filamentosos con rizoides en los cuales solo las últimas células se convierten en esporangios.

Con respecto a la reproducción sexual, la mayor parte de los ciclos que se conocen son isomórficos, es decir, que morfológicamente tanto el gametofito como el esporofito son idénticos, lo cual conlleva un problema, gametangios y esporangios son iguales y sólo mediante la identificación de los cromosomas podríamos darnos cuenta de que estructuras se trata. Otras fases si pueden ser fácilmente identificables, es el caso de los cigotos de algunos géneros, como en *Chlamydomonas* sp.

Cuando los ciclos son heteromórficos es fácil distinguir a los gametangios, situación que se puede ejemplificar con el orden Bryopsidales, y en particular con el género *Codium*, donde los gametangios presentan forma de papilas y se encuentran separados de los utrículos mediante una pared transversal (Fig. 106).

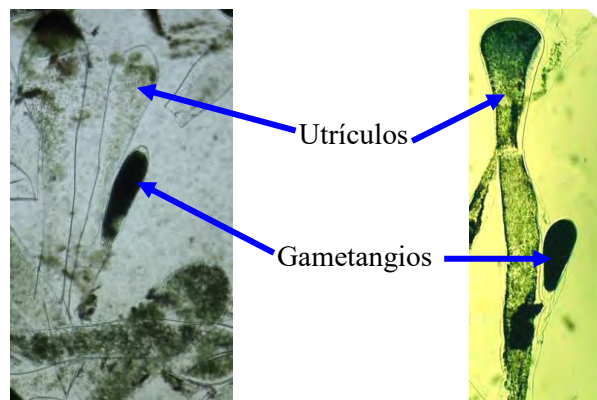


Figura 106. Gametangios en utrículos de *Codium* sp.

Otro tipo de gametangios también pueden ser observados en el género *Oedogonium*, en este es evidente la diferenciación de anteridios y oogonios (Fig. 107).

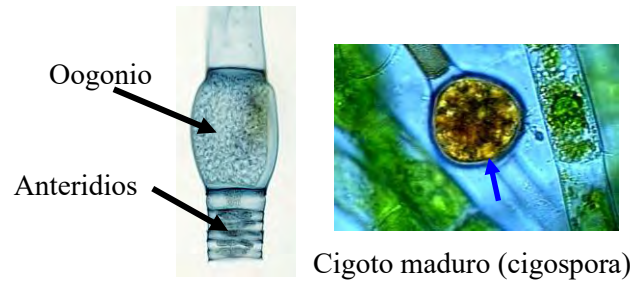


Figura 107. Gametangios y Cigoto de *Oedogonium* sp.

2. Objetivo

- Analizar las características morfológicas distintivas de las algas verdes unicelulares y multicelulares, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Pinzas y agujas de disección	Verde brillante
Microscopio estereoscópico	Navaja para rasurar nueva	Azul de cresil
Cajas de Petri	Lámpara de alcohol	Carmín acético
Porta y cubreobjetos	Lugol	Papel higiénico y papel seda
Material biológico: Ejemplares colectados		

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica uno y cinco para observar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, no olvides basarte en los objetivos que se plantearon en tu proyecto de investigación. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- El diario científico escrito en el manual.
- Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

CHAROPHYTA (algas verdes)

1. Introducción

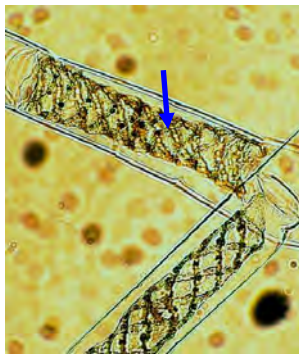
1.1. Citología

Las carofíceas, son un grupo pequeño de algas con distribución en todo el mundo, sus células presentan una pared celular constituida por celulosa y pectina semejante a las células de las plantas superiores, los cloroplastos son de origen endosimbiótico primario, de forma discoidal con clorofilas a y b, β -caroteno y las xantofilas neoxantina, violaxantina, luteína, anteraxantina y astaxantina. La sustancia de reserva característica de este grupo es el almidón verdadero, esta se encuentra directamente relacionada con los pirenoides, en caso de presentarlos (Fig. 108).



Figura 108. Gránulos de almidón (pirenoides) en *Spirogyra* sp.

Los cloroplastos, son de importancia taxonómica por la forma, posición y número, por lo general tienen de tres a siete tilacoides agrupados en bandas, su organización se asemeja a la grama de las Chlorophyta y plantas superiores; por su posición se clasifican en axiales, aquellos que se encuentran en la parte central de la célula y parietales, los que se localizan cubriendo la mayor parte de la célula, cercanos a la membrana celular (Fig. 109).



Cloroplasto axial en *Spirogyra* sp.



Cloroplasto parietal en *Chara* sp.

Figura 109. Posición de los cloroplastos en Charophyta

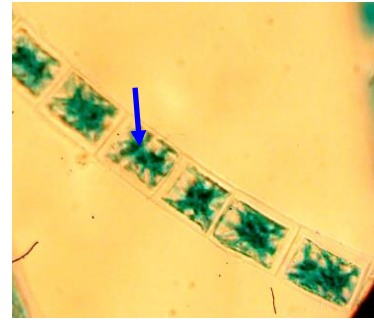
De acuerdo a su forma, pueden ser de placa o cojinete, espiralados, lobados o estrellados y discoidales (Fig. 110), el número va de uno hasta cientos.



Cosmarium sp.
placa o cojinete



Spirogyra sp.
Espirado

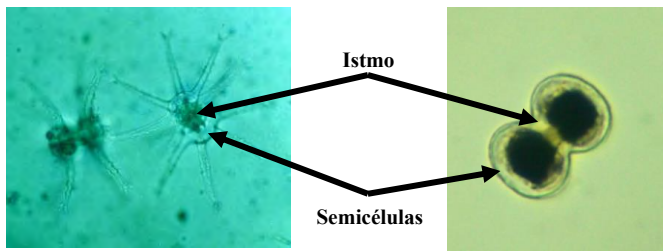


Zygnema sp.
Lobulados o estrellados

Figura 110. Forma de los cloroplastos en Charophyta

1.2. Tipos morfológicos

Con respecto a los tipos morfológicos, en el caso de las Charophyta, encontramos básicamente cuatro de las líneas: protofitas unicelulares inmóviles (Fig. 111), talofitas filamentosas (Fig. 112), talofitas multiaxiales corticadas verticiladas (Fig. 113) y parenquimatosas de crecimiento heterótrico (Fig. 114).



Staurastrum sp.

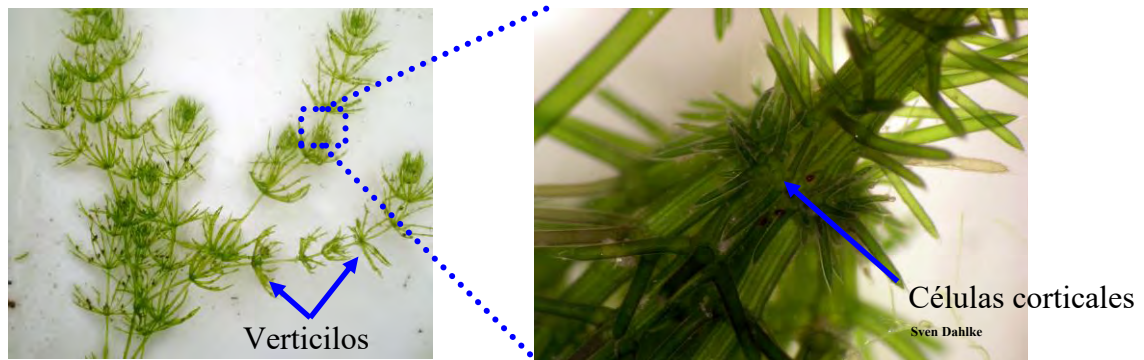
Cosmarium sp.

Figura 111. Protofitas unicelulares



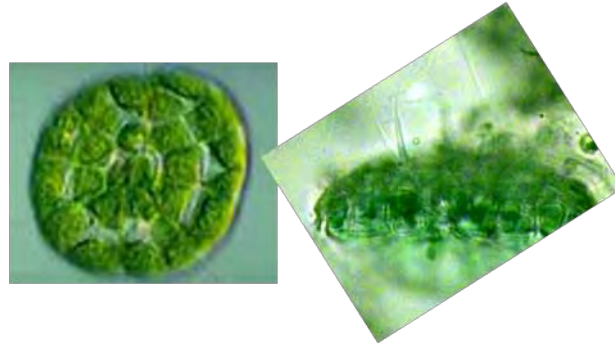
Spirogyra sp.

Figura 112. Talofita filamentosa simple



Chara sp.

Figura 113. Talofita multiaxial corticada verticilada



Coleochaete sp.

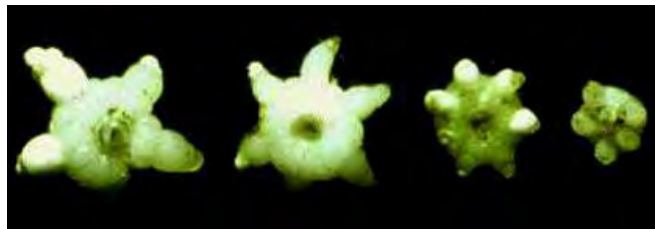
Figura 114. Talofita parenquimatosa de crecimiento heterótrico

1.3. La reproducción

La reproducción asexual, se lleva a cabo por mitosis típica, bipartición, las esporas producto de esta forma de división son conocidas como mitosporas. La fragmentación también se presenta en los filamentos, los cuales, una vez separados del talo original por mitosis son capaces de producir nuevos filamentos. Por otra parte, la reproducción asexual en las charales se caracteriza por no presentar esporas de ningún tipo, ésta se da mediante estructuras parecidas a las yemas de plantas superiores llamadas bulbillos, tubérculos y estrellas amiláceas, los cuales germinan mediante mitosis sucesivas (Fig. 115).



Bulbillos o tubérculos



Estrellas amiláceas

Figura 115. Estructuras reproductoras asexuales de Charophyceae

En las Zygnematales la reproducción sexual se lleva a cabo por conjugación, con el establecimiento de conexiones entre células llamadas puentes de conjugación, el movimiento del citoplasma en este proceso es de importancia taxonómica (Fig. 116).



Figura 116. Puentes de conjugación en *Spirogyra* sp.

Otras fases pueden ser fácilmente identificables, es el caso de los cigotos de algunos géneros, como en *Cosmarium* y *Spirogyra*, en general en todas las Zygnematales, los cigotos reciben el nombre de cigosporas, las que pueden presentar varios tipos de ornamentaciones como son: espinas, papilas, paredes corrugadas, estriadas, etc. (Fig. 117).



Cigosporas de *Spirogyra* sp.



Cigospora flagelada

Figura 117. Morfología de las cigosporas en las Zygnematales

Con respecto a la reproducción sexual en las charales los ciclos de alternancia de generaciones son de meiosis cigótica, Heteromórficos, es decir, que morfológicamente tanto el gametofito como el esporofito son diferentes, gametangios y esporangios no son iguales. En estas encontraremos, perfectamente diferenciados los gametangios masculinos de los femeninos, los primeros son llamados glóbulos, su forma es esférica y su coloración es anaranjada, se encuentran situados en los nodos de las ramas pleuridianas, a los cuales se unen mediante una célula corta a manera de pedúnculo, el glóbulo está compuesto de una serie de células estériles que rodean a las fértiles, estas últimas se encuentran agregadas a manera de pequeños filamentos, debido a que tanto las células estériles como las fértiles se forman simultáneamente, se considera al gametangio masculino como pluricelular.

El gametangio femenino tiene una forma ovoide a manera de urna el cual contiene un solo óvulo es llamado núcula, su color es café oscuro, y también está situado en los nodos de las células pleuridianas, si bien también presenta una capa de células estériles en forma espiralada rematada por una serie en forma de corona (corónula), a diferencia del glóbulo estas se forman después que ha sido fecundado el óvulo, por lo cual se considera una estructura unicelular (Fig. 118).



Figura 118. Estructuras reproductoras sexuales de Charales

2. Objetivo

- Analizar las características morfológicas distintivas de las algas verdes carofíceas, unicelulares y multicelulares, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Pinzas y agujas de disección	Verde brillante
Microscopio estereoscópico	Navaja para rasurar nueva	Lugol
Cajas de Petri, Porta y cubreobjetos	Lámpara de alcohol	Papel higiénico y papel seda

Material biológico: Ejemplares de *Cosmarium* sp., *Staurastrum* sp., *Spirogyra* sp. y *Chara* sp. o *Nitella* sp.

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica uno y cinco para observar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, no olvides basarte en los objetivos que se plantearon en tu proyecto de investigación. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- a) El diario científico escrito en el manual.
- b) Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- c) La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

PRÁCTICA N.º 7

MORFOLOGÍA GENERAL DE LAS HEPÁTICAS, MUSGOS Y ANTOCEROTAS

1. Introducción

Los briofitos son considerados las plantas verdes terrestres más primitivas, de tamaño generalmente pequeño, no vasculares ya que no presentan estructuras de conducción, se encuentran sobre rocas, suelos, árboles, troncos e incluso algunas veces en el agua. Estos vegetales presentan clorofila a y b, β y α -carotenos, xantofilas como luteína, criptoxantina y zeaxantina, así como flavonoides, las sustancias de reserva son el almidón verdadero, algunas grasas, su pared celular está compuesta por celulosa y hemicelulosa y carecen de lignina. Forman parte de las embriobionta, por que crean un embrión a partir del cigoto. Estos grupos están incluidos en tres phyla: Marchantiophyta (hepáticas), Bryophyta (musgos) y Anthocerotophyta (antocerotas).

Su ciclo de vida se realiza por alternancia de generaciones heteromórfica, presentan un gametofito de simetría radial o dorsiventral y un esporofito poco llamativo y dependiente del primero. El gametofito se encuentra claramente diferenciado en una superficie superior o dorsal y una inferior o ventral, el mismo es fotosintético, taloso o folioso, fijo al sustrato por rizoides unicelulares o pluricelulares (Fig. 119).



Hepáticas



Musgos



Antocerotas

Figura 119. Gametofitos de briofitos

Sus estructuras reproductoras sexuales, llamadas gametangios, son los anteridios (♂) y arquegonios (♀), superficiales o inmersos en el gametofito y protegidos por una capa de células estériles. Los anteridios son de forma globosa pedunculados y producen anterozoides biflagelados en su interior. Los arquegonios tienen forma de botella con una base ensanchada llamada vientre y una alargada llamada cuello del arquegonio; dentro del vientre se forma una célula grande denominada oosfera (Figs. 120, 121 y 122).

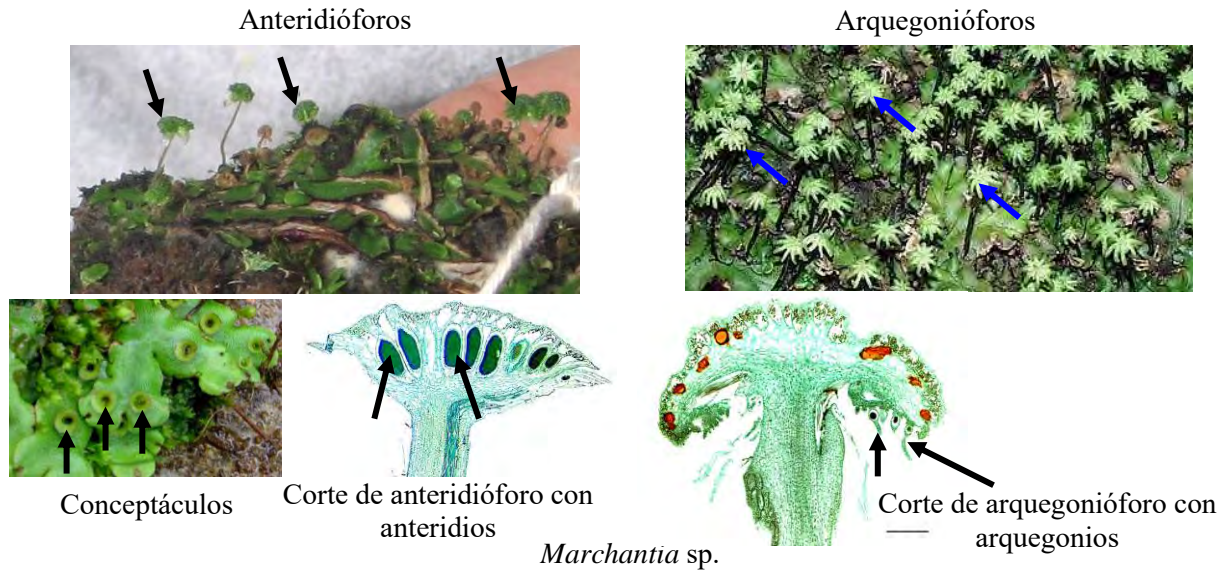


Figura 120. Morfología general del gametofito de Marchantiophyta

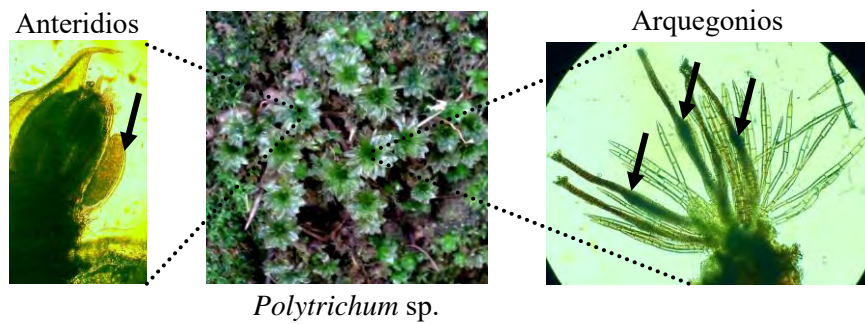


Figura 121. Estructura del gametofito de Bryophyta

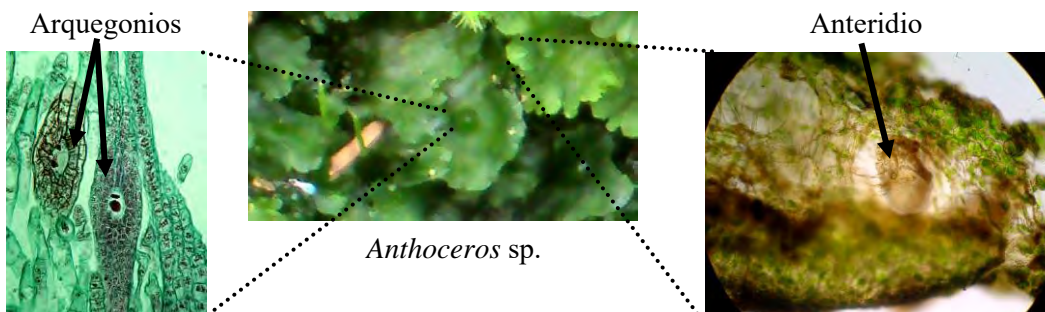


Figura 122. Morfología general del gametofito de Anthocerotophyta

El esporofito está formado por un pie, un filamento llamado seta y una cápsula esporígena. Los esporofitos pueden presentar estas tres partes básicas, o bien, algunas veces puede faltar una de ellas, o variar la forma y características (Figs. 123, 124 y 125).

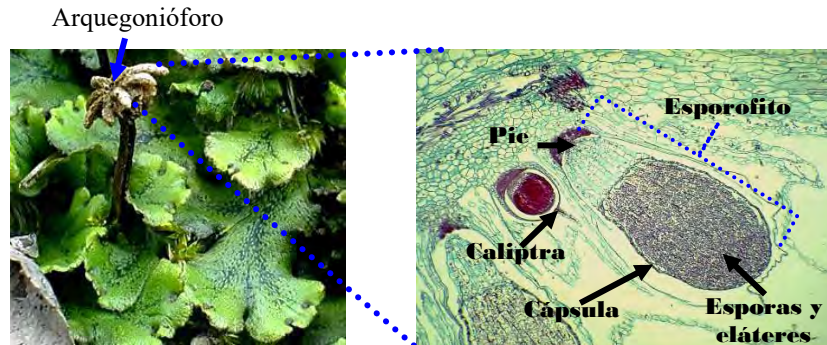


Figura 123. Esporofito de Marchantiophyta

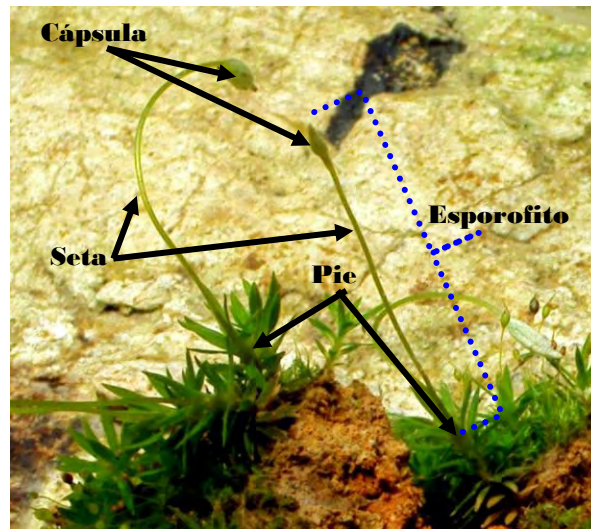


Figura 124. Esporofitos en Bryophyta

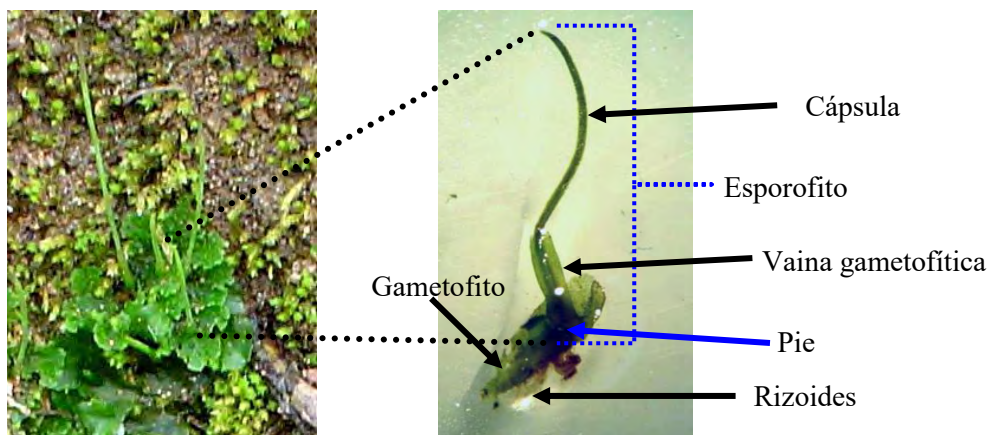


Figura 125. Esporofito de Anthocerotophyta

Los briofitos probablemente se han estudiado poco para determinar su importancia económica, sin embargo, existen observaciones de que potencialmente representan fuentes indirectas de recursos explotables, sobre todo los musgos, y en particular *Sphagnum* sp. Son con frecuencia pioneras en suelos desnudos y formadoras de materia orgánica.

2. Objetivos

- Observar y diferenciar las estructuras morfológicas del gametofito y esporofito en los diferentes phyla de los briofitos.
- Diferenciar las estructuras reproductoras asexuales y sexuales en cada phyla de briofitos.

3. Materiales y equipo

Microscopio estereoscópico	Caja de Petri
Portaobjetos	Miel con fenol
Cubreobjetos de 24 x 50 mm	Esmalte transparente
Pinzas y agujas de disección	Marcador permanente punta fina
Material biológico: Ejemplares frescos de antocerotas, hepáticas y musgos	

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Observación del gametofito

- Coloque en una caja de Petri por separado, ejemplares del gametofito de *Anthoceros* sp., *Marchantia* sp. y musgos.
- Enjuáguelos para eliminar los restos de suelo que contenga, utilizando para ello las pinzas y aguja de disección.
- Para cada uno de los briofitos, previo al montaje de los ejemplares es necesario que se rotulen los portaobjetos que se van a ocupar, para lo cual se utilizara un marcador de tinta permanente y punta fina, mediante el cual se deberán de colocar del lado izquierdo del portaobjetos los siguientes datos:

➤ Localidad:
➤ Fecha de elaboración:
➤ Género o especie
➤ Observaciones:
- Tipo de material (gametofito, esporofito, etc.).
- Tipo de corte en caso de que se requiera.
= Material de montaje (sustancias utilizadas).
➤ Nombre de la persona que hizo el montaje.

d) Una vez rotulado el portaobjetos y utilizando el microscopio estereoscópico, para el caso de *Anthoceros* sp. y *Marchantia* sp., coloque un ejemplar con el haz hacia arriba y a un lado otro con el envés, también hacia arriba (Fig. 126).

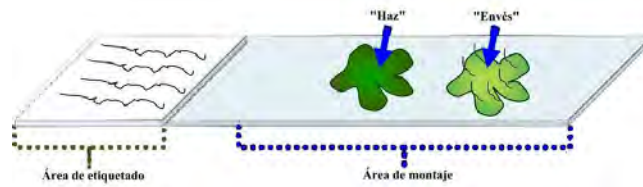


Figura 126. Montaje de gametofitos de *Anthoceros* sp, y *Marchantia* sp.

e) Agregue varias gotas de miel con fenol, con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 127).



Figura 127. Etiquetado y cubreobjetos para gametofitos de *Anthoceros* sp. y *Marchantia* sp.

f) En el caso del musgo, solamente coloque un ejemplar del gametofito sobre el portaobjetos y agregue la miel y coloque el cubreobjetos.

A partir de los ejemplares montados, observe:

- Estructura del “haz”
- Estructura del “envés”

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

4.2. Observación de estructuras reproductoras sexuales de *Marchantia* sp.

a) Obtenga una muestra del gametofito de *Marchantia* sp., que tenga gametóforos (Fig. 128), colóquela en una caja de Petri y enjuáguela para eliminar los restos de suelo.



Anteridióforos



Arquegonióforos

Figura 128. Gametóforos de *Marchantia* sp.

b) Previo al montaje de los ejemplares es necesario que se rotulen los portaobjetos que se van a ocupar con los datos ya mencionado anteriormente.

c) Usando el microscopio estereoscópico, en un portaobjetos coloque en el área de montaje un ejemplar de la hepática con un sólo gametóforo. Agregue varias gotas de miel con fenol, con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 129).

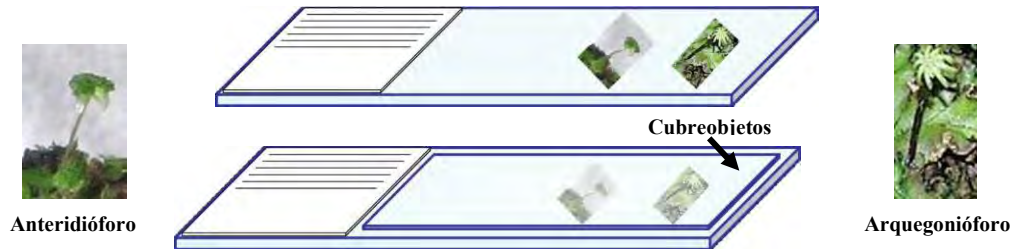


Figura 129. Montaje de gametóforos de *Marchantia* sp.

A partir de los ejemplares montados, observe y anote el nombre de sus partes:

- Anteridióforo y arquegonióforo

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

4.3. Observación de estructuras reproductoras sexuales en musgos.

a) Obtenga una muestra del gametóforo, el periquecio y/o el perigonio, (Fig. 130), de un musgo.

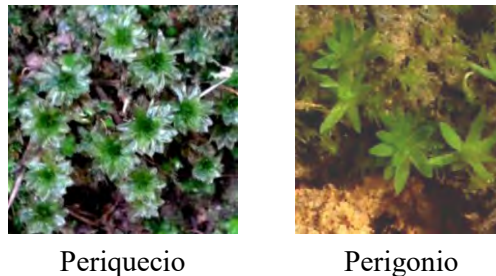


Figura 130. Gametóforos de musgos

b) Coloque los ejemplares en una caja de Petri y en el microscopio estereoscópico deshoje el gametóforo hasta observar los conjuntos de anteridios o arquegonios (Fig. 131).

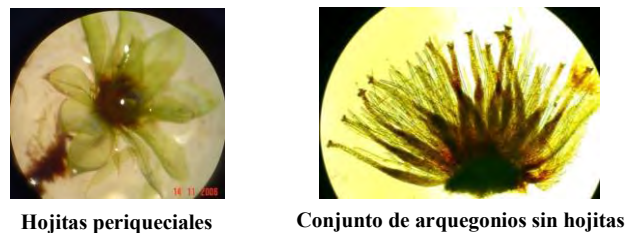


Figura 131. Periquecio y arquegonios de musgo

b) Previo al montaje de los ejemplares es necesario que se rotulen los portaobjetos que se van a ocupar con los datos ya mencionado anteriormente.

c) Separe los gametóforos y colóquelos en el área de montaje, un ejemplar por cada portaobjetos. Agregue varias gotas de miel con fenol, con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 132).



Figura 132. Montaje de gametóforos de musgos

A partir de los ejemplares montados, observe y anote el nombre de sus partes:

- Perigonio y periquecio

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

4.4. Observación del esporofito de *Anthoceros* sp. y musgos

a) Coloque en una caja de Petri por separado, ejemplares del esporofito de *Anthoceros* sp. y de un musgo.

b) Enjuáguelos para eliminar los restos de suelo que contengan, utilizando para ello las pinzas y aguja de disección.

c) Para cada uno de los briofitos, previo al montaje de los ejemplares es necesario que se rotulen los portaobjetos que se van a ocupar con los datos ya mencionado anteriormente.

d) Agregue varias gotas de miel con fenol, con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 133).

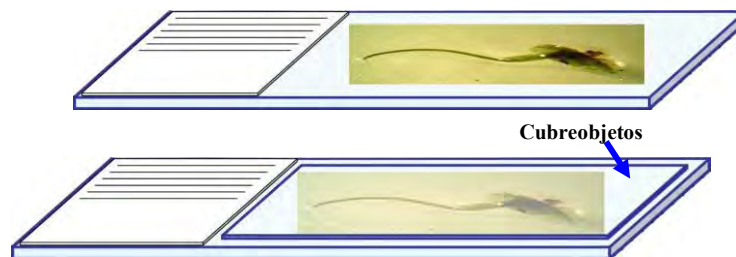


Figura 133. Montaje de esporofitos de *Anthoceros* sp. y musgo

A partir de los ejemplares montados, observa y anota el nombre de sus partes:

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

4.5. Observación de estructuras reproductoras asexuales en hepáticas talosas

a) Obtenga una muestra del gametofito de *Marchantia* sp., que tenga conceptáculos (Fig. 134), colóquela en una caja de Petri y enjuáguela para eliminar los restos de suelo.



Figura 134. Gametofito de *Marchantia* sp., con conceptáculos

b) Previo al montaje de los ejemplares es necesario que se rotulen los portaobjetos que se van a ocupar con los datos ya mencionado anteriormente.

c) Con la utilización del microscopio estereoscópico, en un portaobjetos coloque en el área de montaje un ejemplar de *Marchantia* sp., con conceptáculos. Agregue varias gotas de miel con fenol, con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 135).



Figura 135. Montaje de gametofito de *Marchantia* sp., con conceptáculos

A partir de los ejemplares montados, observe y anote el nombre de sus partes:

- Gametofito y conceptáculos con yemas o gemas

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

e) Desprenda desde la base un conceptáculo colóquelo en una caja de Petri y separe las yemas o gemas que están dentro (Fig. 136).



Figura 136. Yemas o gemas dentro de conceptáculos de *Marchantia* sp.

f) Previo al montaje de las yemas es necesario que se rotule el portaobjetos que se va a ocupar, de la misma manera como se ha mencionado anteriormente.

g) Usando el microscopio estereoscópico, en un portaobjetos coloque varias yemas o gemas, unas por el haz y otras por el envés. Agregue varias gotas de miel con fenol, y con la aguja de disección mantenga separados los ejemplares y coloque el cubreobjetos (Fig. 137).

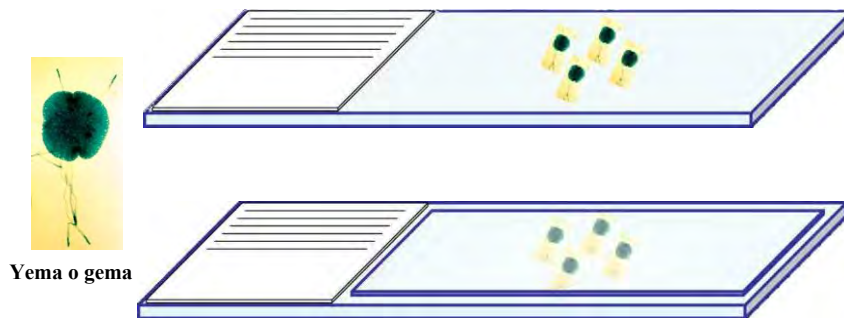


Figura 137. Montaje de yemas o gemas de *Marchantia* sp.

A partir de los ejemplares montados, observe y anote el nombre de sus partes:

- Yemas
- Rizoides en caso de estar presentes

REALICE ESQUEMAS Y COLOQUE EL NOMBRE CORRECTO DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS

5. Cuestionario

1. Haga un cuadro comparativo de los géneros observados y ordénelos evolutivamente de acuerdo a los phyla a los que pertenezcan.

GÉNERO	FORMA DEL GAMETOFITO	TIPO DE GAMETÓFOROS	TIPO DE RIZOIDES	TIPO DE POROS	ESTRUCTURAS REPRODUCTORAS. ASEXUALES	PARTES DEL ESPOROFITO

GÉNERO	FORMA DEL GAMETOFITO	TIPO DE GAMETÓFOROS	TIPO DE RIZOIDES	TIPO DE POROS	ESTRUCTURAS REPRODUCTORAS. ASEXUALES	PARTES DEL ESPOROFITO

PRÁCTICA N.º 8

LOS GRUPOS DE MARCHANTIOPHYTA, BRYOPHYTA Y ANTHOCEROTOPHYTA

Objetivo: Analizar las características morfológicas distintivas de las hepáticas, antocerotas y musgos en su fase esporofítica y gametofítica, además de reconocer sus estructuras reproductoras e identificar el material colectado.

¡A PARTIR DE AQUÍ SOLAMENTE SE LES PROPORCIONAN GUÍAS PARA EL ESTUDIO DE LAS HEPÁTICAS, ANTOCEROTAS Y MUSGOS DEL MATERIAL QUE OBTENDRÁN EN SUS COLECTAS, LA PARTE MÁS IMPORTANTE LES CORRESPONDE A USTEDES, ¡ES EL INICIO DE UNA NUEVA ETAPA EN EL PROCESO DE SU FORMACIÓN DENTRO DE ESTA FACULTAD!

MARCHANTIOPHYTA (Hepáticas)

1. Introducción

Las hepáticas presentan células con pared celular celulósica, son uninucleadas y contienen cloroplastos discoidales. El gametofito de las hepáticas puede ser taloso o folioso presenta simetría dorsiventral, con rizoides unicelulares (Fig. 138).

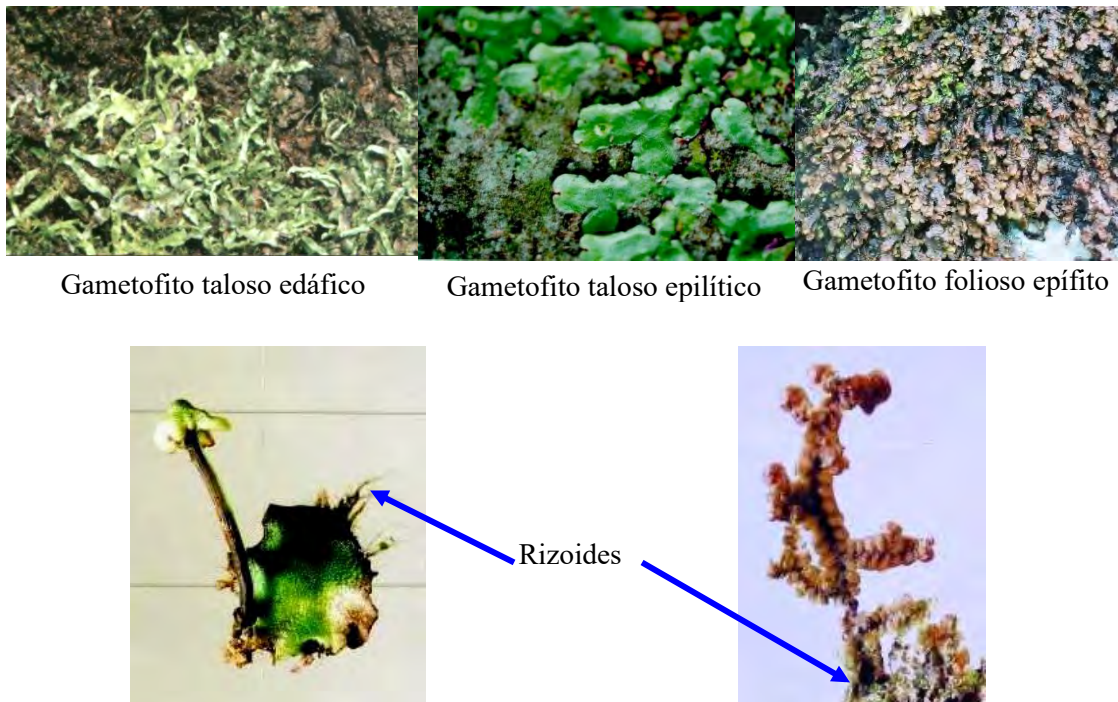


Figura 138. Tipos morfológicos y estructura del gametofito en hepáticas

El gametofito de las formas talosas presenta con frecuencia ramificaciones dicotómicas (bifurcadas) y son uni o pluriestratificadas. Los gametangios se localizan en estructuras especiales sobre el gametofito, o bien, sobre pedúnculos notablemente alargados denominados anteridióforos y arquegonióforos (Fig. 139). Su reproducción asexual más común es por yemas localizadas en el interior de conceptáculos especiales sobre el gametofito (Fig. 140).

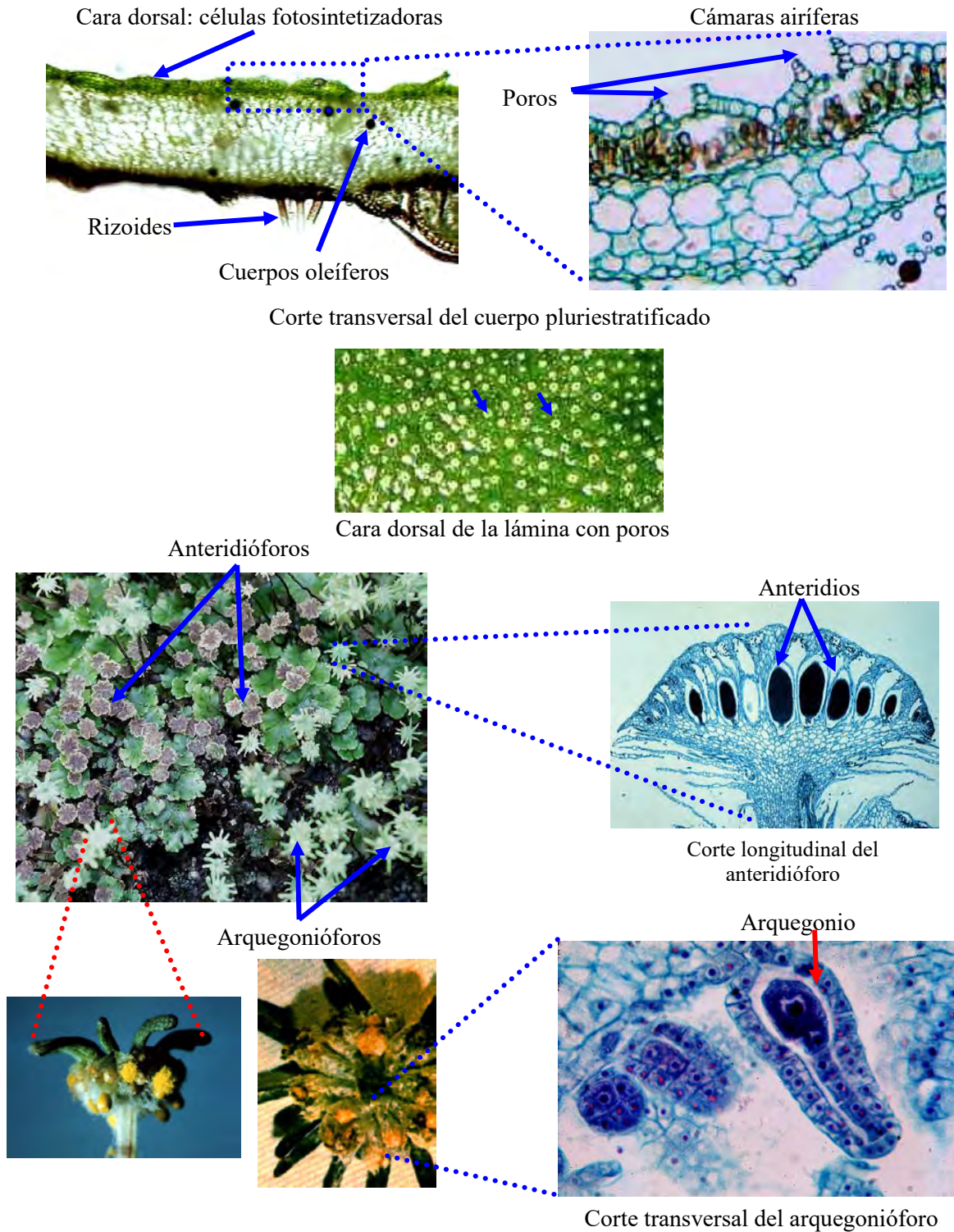


Figura 139. Gametangios (gametóforos) en las hepáticas

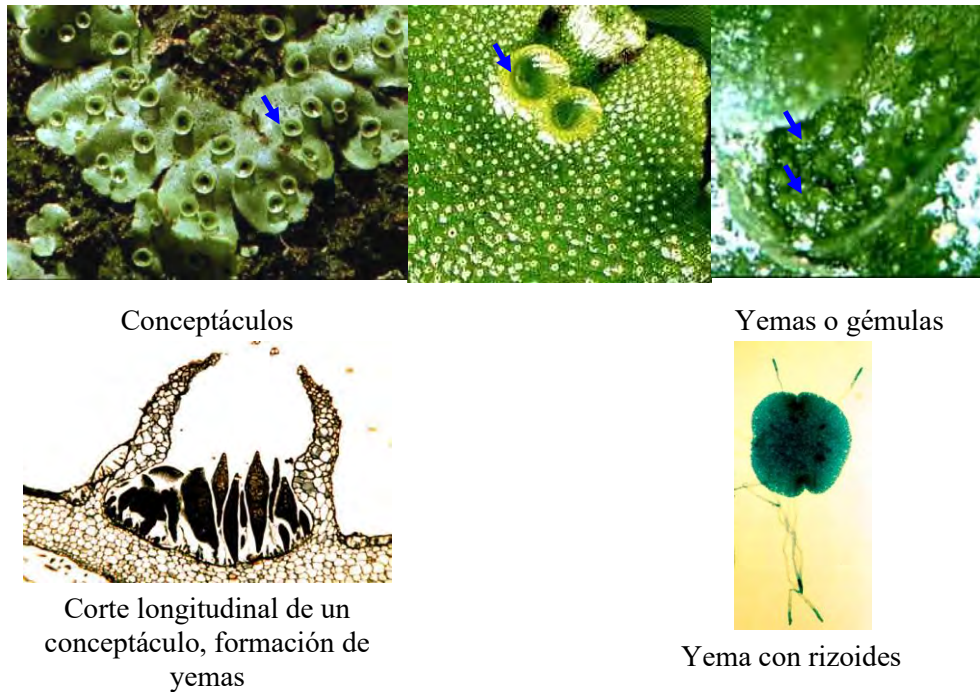


Figura 140. Estructuras reproductoras asexuales en hepáticas talosas

El esporofito de las hepáticas talosas no es evidente o bien no es común que se localice, cualquiera que sea el caso, éste presenta un pie, seta, cápsula, eláteres higroscópicos, esporas y una caliptra basal, en algunas situaciones se llega a detectar un pequeño opérculo interno (Fig. 141).

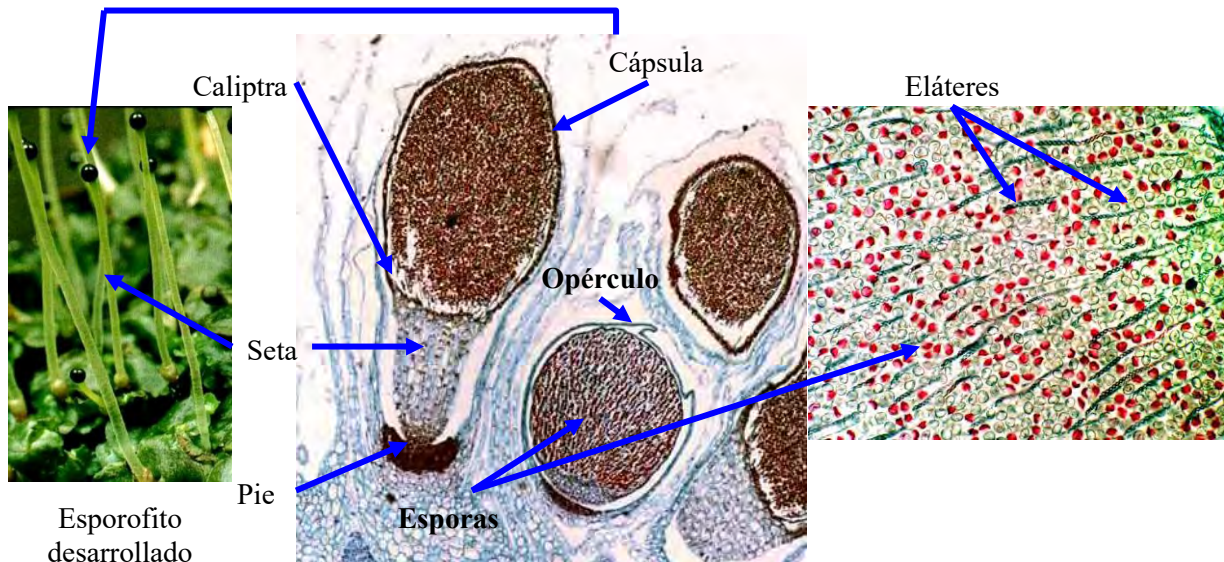


Figura 141. Estructura del esporofito de hepáticas talosas

El gametofito folioso presenta filidios (hojitas) en dos hileras a los lados del caulidio (tallito), cuya inserción es una característica de valor taxonómico (Fig. 142).

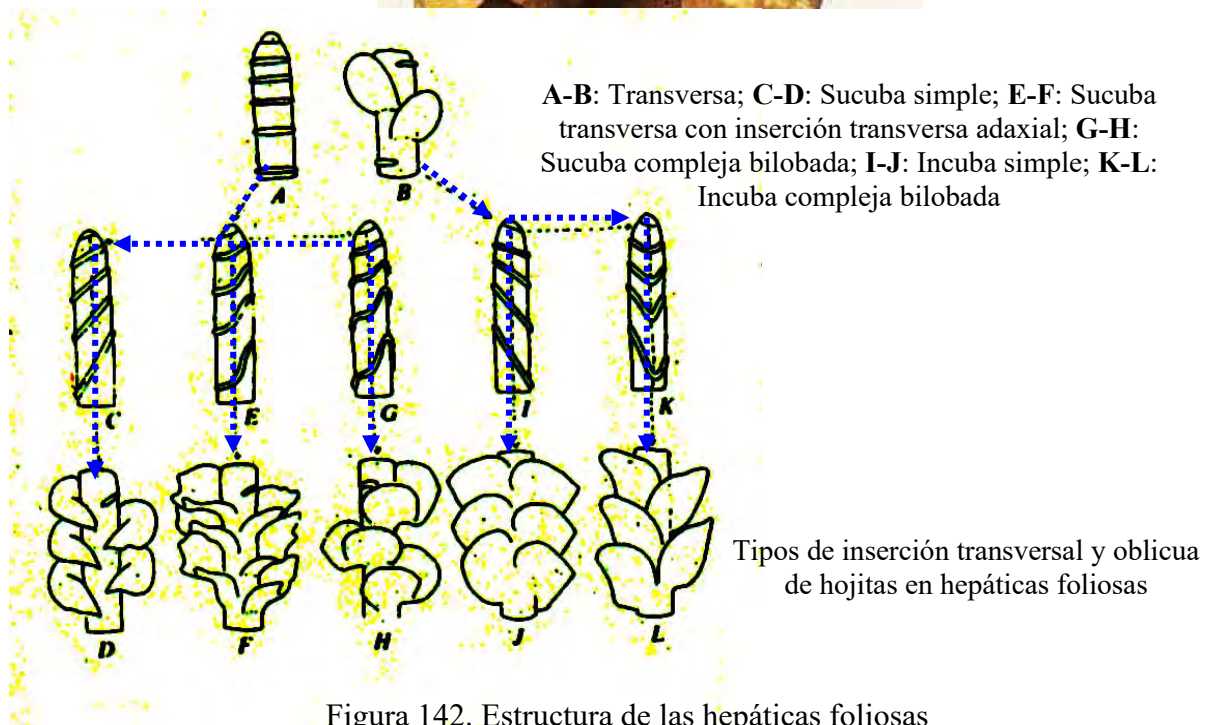
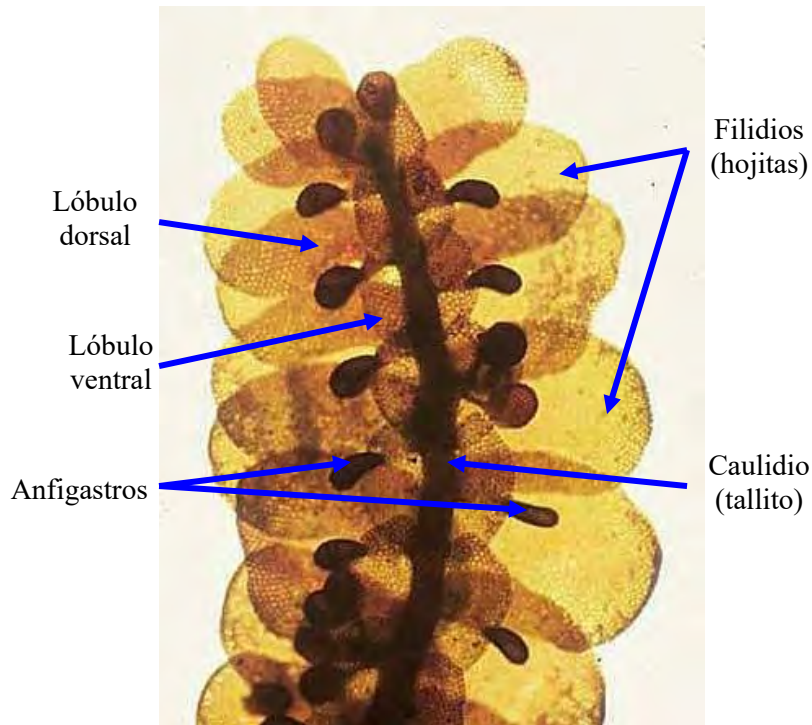


Figura 142. Estructura de las hepáticas foliosas

Frecuentemente los filidios están lobulados, emarginados, monoestratificados, con células isodiamétricas, cuerpos oleíferos y trígonos o espesamientos angulares de las paredes celulares (Fig.143).

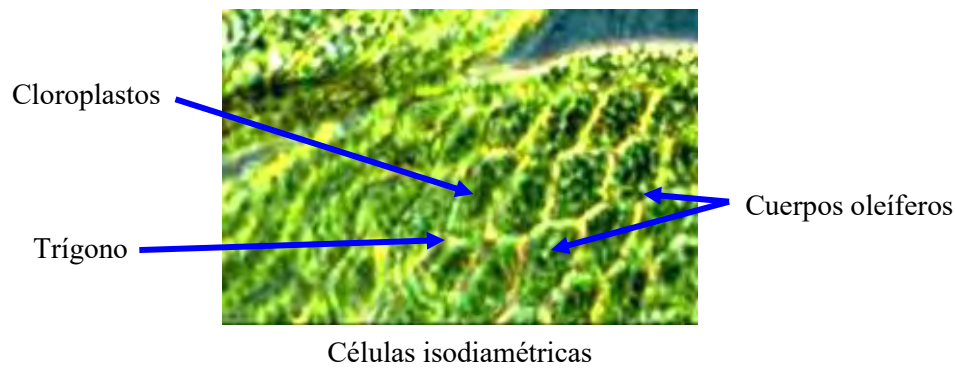


Figura 143. Estructuras de las células en hepáticas foliosas

Este grupo es la clase de briofitas más simples y menos adaptadas al medio terrestre, algunas son totalmente acuáticas, en el caso de la mayoría de las foliosas se consideran epífitas de trocos, ramas y hojas de árboles, principalmente de bosques tropicales lluviosos.

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de las hepáticas en su fase esporofítica y gametofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Navaja de rasurar nueva
Microscopio estereoscópico	Lugol
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Material biológico: ejemplares colectados	

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica dos y cuatro para demostrar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, para esto apóyate en el documento guía que te permita hacer un planteamiento adecuado del experimento que vas a realizar. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- El diario científico escrito en el manual.
- Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

RECUERDA, LO MÁS IMPORTANTE ES QUE DES RIENDA SUELTA A TU CREATIVIDAD. ¡DISFRUTA DE TU INVESTIGACIÓN!

BRYOPHYTA (Musgos)

1. Introducción

Esta clase presenta gametofito folioso diferenciado en hojitas (filidios), tallito (caulidio) y rizoides (Fig. 144).

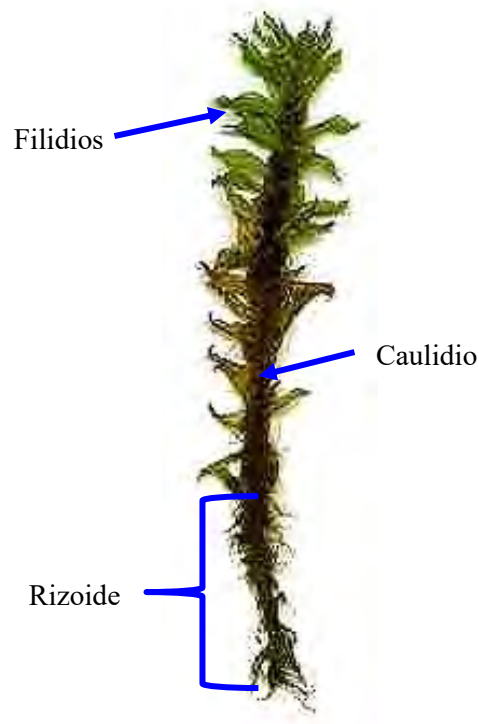


Figura 144. Tipos de gametofitos y sus principales estructuras

Los filidios son monoestratificados y se acomodan en tres, cuatro o cinco filas alrededor del caulidio, el margen de los filidios puede ser entero, aserrado o dentado (Fig. 145), las células de éstos presentan formas variadas y son las estructuras morfológicas de mayor importancia taxonómica en los musgos; los rizoides son pluricelulares.



Aserrulado



Aserrulado



Dentado



Liso

Figura 145. Forma de los filidios (costa y margen)

Los filidios pueden con frecuencia presentar costa equiparable a la nervadura central de las hojas verdaderas y la cual puede ser: ancha, estrecha, corta, larga y con o sin lamelas, además de papilas o engrosamientos de la pared celular de forma característica y tamaño variado, lamelas o placas de células verdes que se localizan en la porción ventral de la costa (Fig. 146).

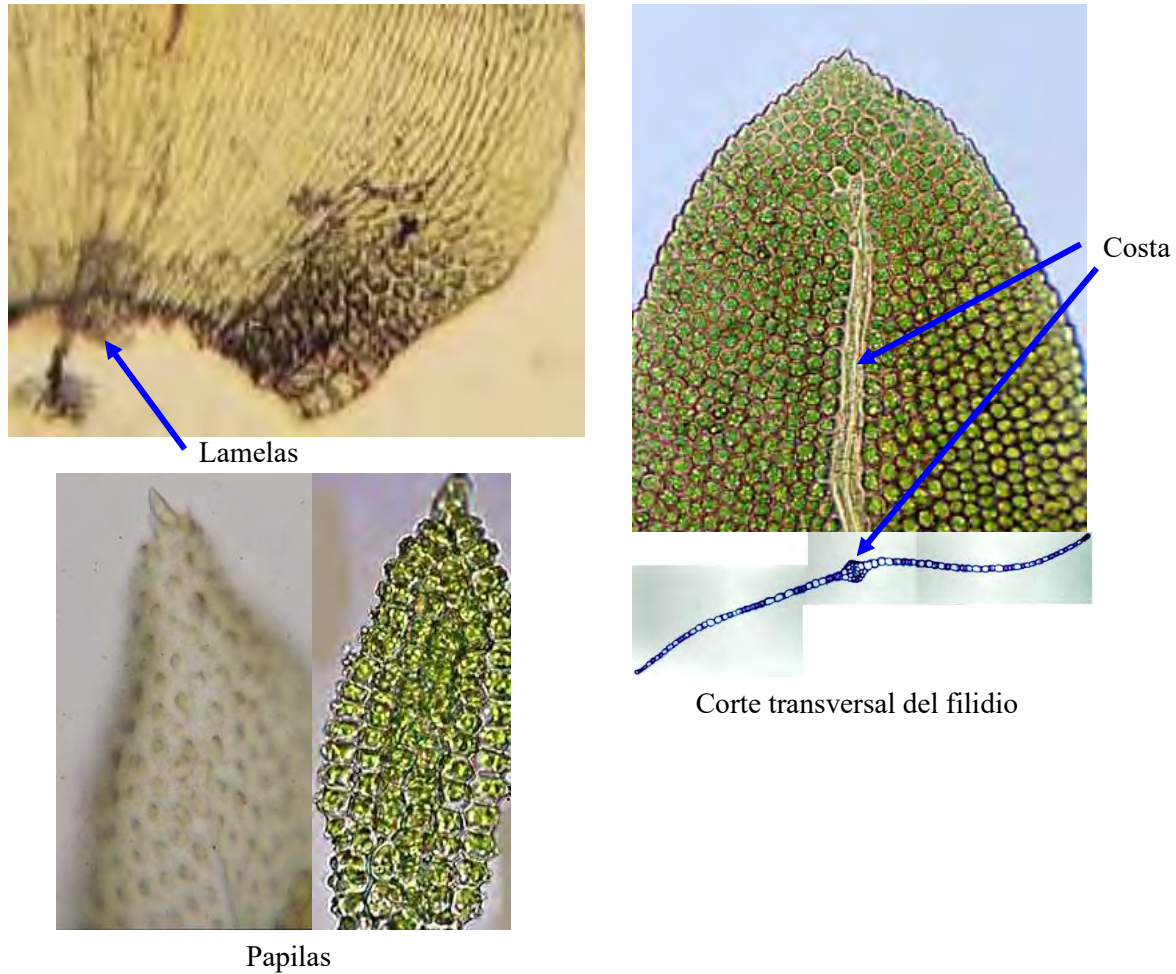


Figura 146. Costa, papilas y lamelas en los filidios de musgos

Las estructuras reproductoras se localizan en el ápice de las ramas, protegidas por un grupo de filidios no fusionados, el periquecio para el conjunto de arquegonios y el perigonio para el grupo de anteridios, presentan entre los gametangios filamentos estériles llamados parafisos, que les brindan protección y además son de carácter hidrofílico, el periquecio y el perigonio se pueden observar antes de la formación del esporofito (Fig. 147).

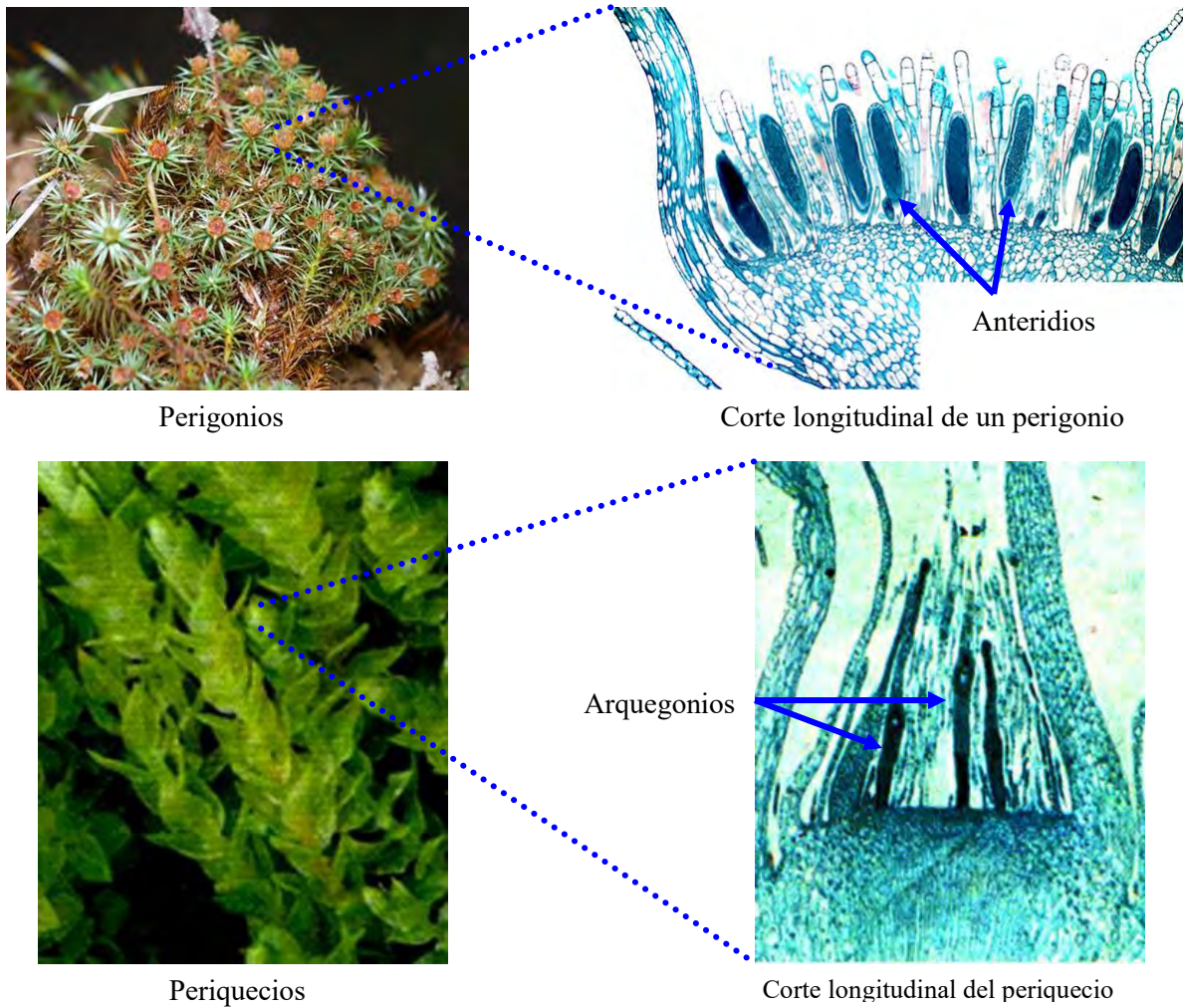
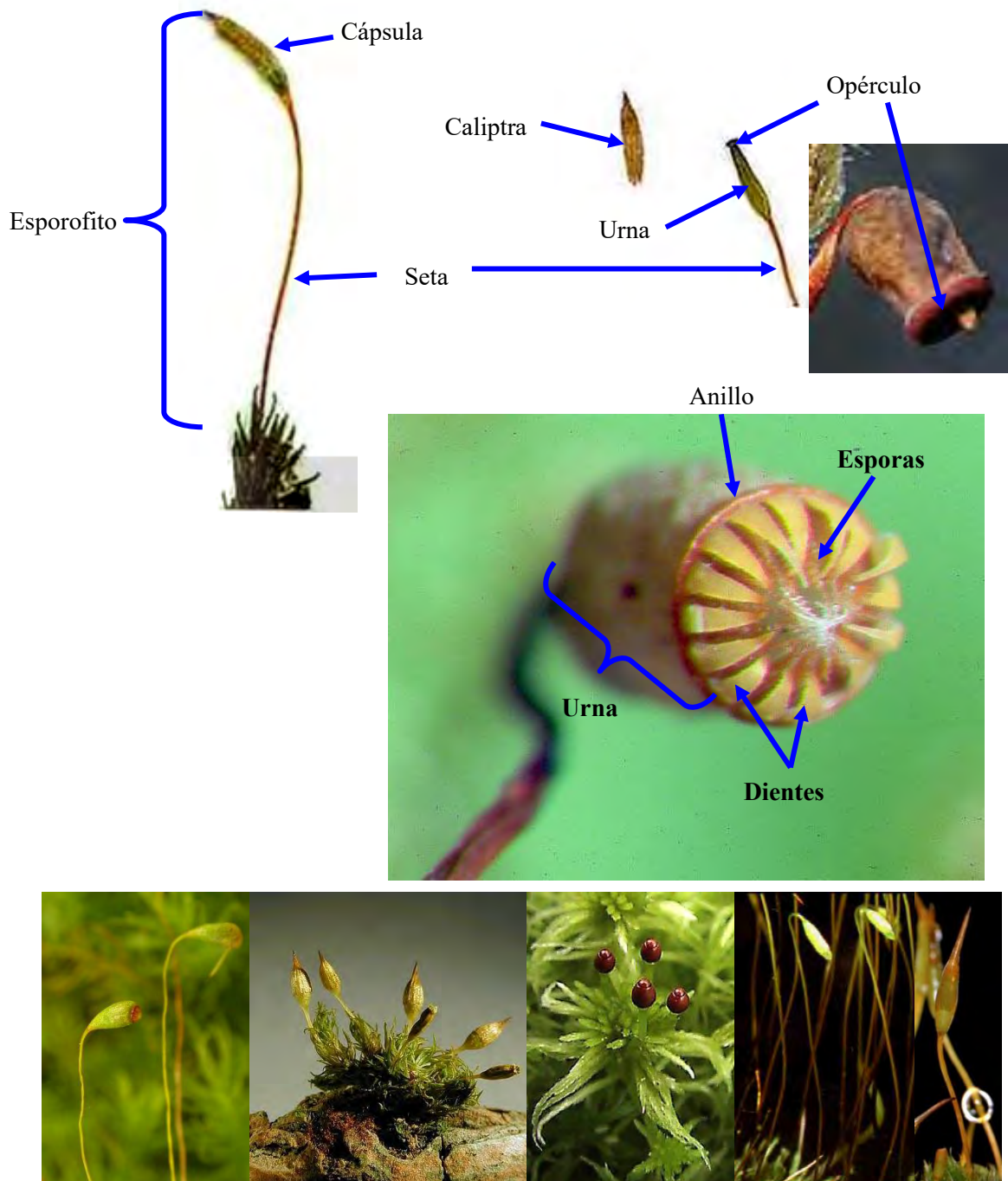


Figura 147. Estructuras reproductoras del gametofito

El esporofito es dependiente del gametofito y no fotosintetizador, el cual está constituido por un pie, seta y cápsula, ésta última de forma variada y presenta una apófisis o engrosamiento basal, una urna que es el receptáculo esporígeno, una columnela como prolongación de la seta en el interior de la cápsula, un peristoma o abertura de la cápsula con dientes en el margen para facilitar la liberación de las esporas, un opérculo o tapa que cubre el peristoma y una caliptra protectora sobre el opérculo (Fig. 148). Dentro de la clase Bryopsida, el orden Bryales incluye la mayoría de los musgos.



Formas de las cápsulas
 Figura 148. Estructura del esporofito

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de los musgos en su fase esporofítica y gametofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Lugol
Microscopio estereoscópico	Azul de metileno
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Navaja de rasurar nueva	
Material biológico: ejemplares colectados	

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica uno y tres para demostrar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, para esto apóyate en el documento guía que te permita hacer un planteamiento adecuado del experimento que vas a realizar. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

b) Presentación del informe final, que comprenderá:

- a) El diario científico escrito en el manual.
- b) Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- c) La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

RECUERDA, LO MÁS IMPORTANTE ES QUE DES RIENDA SUELTA A TU CREATIVIDAD. ¡DISFRUTA DE TU INVESTIGACIÓN!

ANTHOCEROTOPHYTA (Antocerotas)

1. Introducción

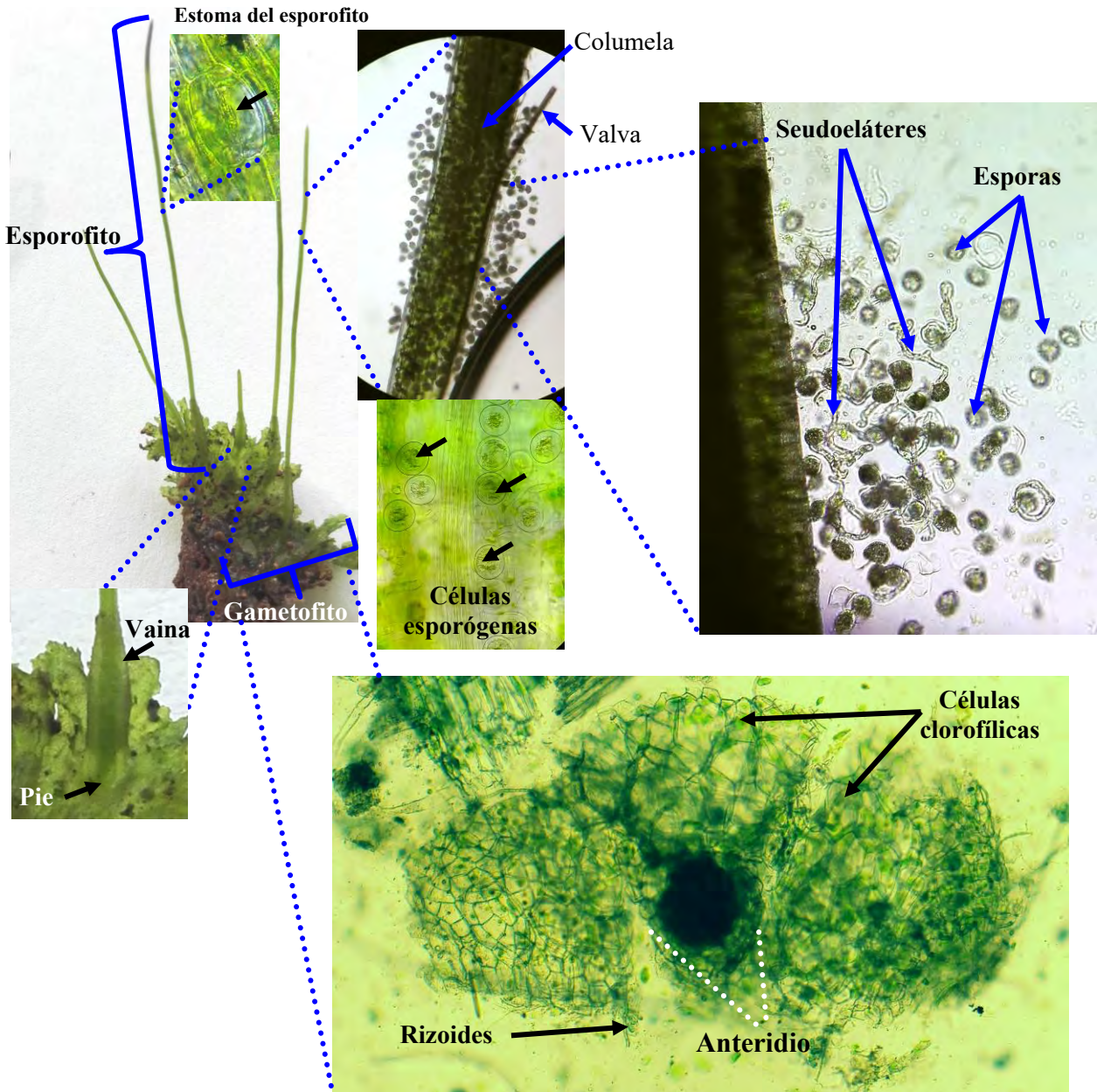
Esta clase incluye un orden: Anthocerotales y una familia Anthocerotaceae la cual se encuentra ampliamente distribuida en el mundo, son poco frecuentes en las regiones árticas, predominan más en zonas tropicales y subtropicales, presentan gametofitos talosos, de simetría dorsiventral, lobulados, pluriestratificados y sin diferenciación de tejidos internos; en algunos casos el talo está claramente recorrido por nervios, en otros posee laminillas dorsales o prolongaciones en forma de pelo, en varias especies los talos cuentan con propágulos pluricelulares marginales, el margen puede ser diversamente lobulado o crenulado; los rizoides son unicelulares y sin la presencia de cámaras aéreas. Cada célula frecuentemente cuenta con 1-8 cloroplastos grandes, con un solo pirenoide cada uno, el cual es diferente al de las algas.

Los órganos sexuales se encuentran profundamente hundidos en la parte dorsal de las capas superiores de los talos que en general son bisexuales, aunque algunos son heterotálicos, en cada uno de estas cámaras se producen de uno a varios anteridios, el pedúnculo suele ser corto, al momento de ser liberados los anterozoides se produce una escisión regular o irregular de la pared de la cámara anteridial.

El contorno de los arquegonios internamente es en forma de botella, no están claramente diferenciados de las otras células del talo, por lo tanto, el huevo queda en la base de una depresión de la botella la cual se abre en la superficie dorsal del talo. Después de la fecundación se forma un cigoto que da lugar a un embrión y al final a un esporofito.

El esporofito es fotosintético, tiene un pie, una cápsula que es extremadamente larga en la cual encontramos epidermis, parénquima clorofílico, tejido esporígeno (con esporas individuales, en tétradas y eláteres) y una columnela central. Por encima del pie se encuentra una zona meristemática intercalar (una zona de divisiones celulares continuas), que agrega constantemente nuevas células a la base del esporangio, lo cual significa que pueden formarse esporas durante largos períodos (Fig. 149).

Sólo bajo condiciones de crecimiento favorables, el esporofito puede crecer de manera considerable, incluso en estado de madurez contiene clorofila. El pie de los esporofitos en ocasiones se ensancha y, mediante la descomposición del gametofito, entra en contacto más o menos directo con el suelo, Estos tienen la capacidad de sobrevivir independientemente durante cierto tiempo. En la pared de la epidermis del esporofito existe cutina que es un material ceroso que retarda la evaporación del agua, también se encuentran estomas provistos de células oclusivas, estos se abren interiormente a un sistema de espacios intercelulares al madurar la cápsula se abre en dos valvas para liberar las esporas, estas maduran progresivamente desde la parte superior a la inferior; estas valvas con frecuencia se arrollan y se desenrollan según los cambios de la humedad del aire, ayudando así a la expulsión de las esporas.



Corte transversal del gametofito laminar

Figura 149. Estructura del esporofito y gametofito de *Anthoceros* sp.

Parte del tejido esporógeno de la base del esporangio es reemplazado por una banda conductora visible, las esporas se separan normalmente una vez liberadas, pero en algunos casos quedan tétradas. La pared esporígena varía según las especies puede ser parda, amarilla o negra, entre las esporas se encuentran pseudoeláteres alargados y más o menos ramificados.

La reproducción vegetativa también se efectúa en algunos géneros por medio de engrosamientos marginales que forman una capa externa protectora que las capacita para sobrevivir por periodos de sequía cuando muere el talo principal, en los talos homotáticos se producen los anteridios antes que los arquegonios.

La importancia evolutiva de este grupo ha destacado por el parecido superficial con los psilófitos (plantas vasculares fósiles), ya que al parecer tuvieron un antecesor en común, aunque todavía esto es controversial. Esta clase solo presenta 5 géneros.

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de los antoceros en su fase esporofítica y gametofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Navaja de rasurar nueva
Microscopio estereoscópico	Lugol
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Material biológico: ejemplares colectados	

4. Desarrollo de la práctica

Para esta parte se recomienda utilizar la práctica dos y cuatro para demostrar las características morfológicas y reproductoras de este grupo, para esto apóyate en el documento guía que te permita hacer un planteamiento adecuado del experimento que vas a realizar. Además, el laboratorista te proporcionará los equipos y materiales necesarios para tu trabajo de laboratorio, ten en cuenta que:

¡ES UN TRABAJO MULTIDISCIPLINARIO!

5. Presentación del informe final, que comprenderá:

- El diario científico escrito en el manual.
- Elaboración de esquemas de las estructuras observadas.
- La toma de fotografías es importante para la presentación final de tu trabajo.

RECUERDA, LO MÁS IMPORTANTE ES QUE DES RIENDA SUELTA A TU CREATIVIDAD. ¡DISFRUTA DE TU INVESTIGACIÓN!

BIBLIOGRAFÍA

- Abbot, A. I. y Hollenberg, J. G. (1976). *Marine algae of California*. California, U. S. A. Stanford University Press. Stanford.
- Abbot, A. I. y Dawson, E. Y. (1978). *How to know the seaweeds*. Dubunque, U. S. A. Wm.C. Brown, Co. Publ.
- Bold, H. C. y Wynne, M. J. (1985). *Introduction to the Algae*. U. S. A. Prentice-Hall, Inc.
- Cárdenas S., M. A. y Delgadillo M., C. (1982). *Manual de Briofitas*. México. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Chapman, J. V. y Chapman, D. J. (1975). *The Algae*. London, Great Britain. Mcmillan Press LTD.
- Ceballos C., J. G. A., Alvarado V., R. y Ortega M., M. R. (1996). *Las algas Colecta, Preservación y Análisis*. Facultad de Biología, Laboratorio de Biología Acuática, Morelia, Mich. México. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Dawes, C. J. (1986). *Botánica Marina*. México. Limusa.
- Glime, J. M., Bisang, I., Lissner J., Boelema, W. J. y Wagner, D. H. (2006). Bryophyte Ecology. <https://digitalcommons.mtu.edu/bryophyte-ecology/>, última consulta: 23 de agosto 2018.
- Graham, L.E. y Wilcox, L.W. (2000). *Algae*. U.S.A.Prentice-Hall, Inc.
- Lee, R. E. 2008. *Phycology*. Cambridge. Great Britain. Cambrigde University Press.
- Núñez-Vargaz, A., Ceballos-Corona, J. G. A. Mendoza-González, A. C. y Mateo-Cid, L. E. (2008). *Algas marinas macroscópicas, colecta, conservación y determinación de las algas marinas más comunes en la costa de Michoacán. Guía de campo*. Morelia, Mich. México. Facultad de Biología, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Ortega, M.M. 1984. *Catálogo de Algas Continentales Recientes de México*. México. Unuversidad Nacional Autónoma de México.
- Pedraz, A. 2003. Las etapas del proceso de la investigación. En *Nure Investigación*, http://www.nureinvestigacion.es/home_nure.cfm
- Rusell V., A., González H. J., Del Toro A., J. J., y García G., M. (1982). *Manual de Técnicas de Muestreo y Análisis de Plancton y Perifiton*. México. Dirección General de Protección y Ordenación Ecológica, S.A.R.H.
- Scagel, F., Bandoni, J., Maze, R., Rouse, E., Schofield, B. y Stein, R. (1987). *El reino vegetal*. Barcelona, España. Omega.

Schofield, W. B. (1985). *Introduction to Bryology*. México. Ciencias por una educación popular, Universidad Nacional Autónoma de México.

Tamayo y Tamayo, M. (1982). *El Proceso de la Investigación Científica*. Fundamentos de Investigación. México. Limusa.

Tiffany, H.L. y Britton, M.E. (1951). *The algae of Illinois*. New York, U. S. A. Hafner Publ. Co.

Van den Hoek, C., Mann, D. G. y Jahns, H. M. (1995). *ALGAE An to introduction to phycology*. Great Britain. Cambridge. University Press.