



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE BAJA CALIFORNIA SUR**



**ÁREA DE CONOCIMIENTO
DE CIENCIAS DEL MAR Y DE LA TIERRA**

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO
DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS**

**PROGRAMA EDUCATIVO: BIÓLOGO MARINO
PLAN DE ESTUDIOS POR COMPETENCIAS 2011-II**

MACROALGAS Y FANERÓGAMAS MARINAS

IV SEMESTRE

4 HORAS/SEMANA

LABORATORIO DE GENÉTICA Y BIOLOGÍA

MANUAL DE LABORATORIO

**Dr. Rafael Riosmena Rodríguez
La Paz, B.C.S., Abril de 2011**

ÍNDICE

Introducción	3
Presentación	5
Contrato de Aprendizaje	6
Competencias genéricas y disciplinarias	9
Práctica 1. Importancia ecológica y económica de las macroalgas y antofitas marinas.	12
Práctica 2. Estrategias de muestreo y preservación de macroalgas.	14
Práctica 3. Morfología y anatomía algal.	21
Práctica 4. División Chlorophyta y Antofitas marinas.	34
Práctica 5. División Ochrophyta, Clase Phaeophyceae	40
Práctica 6. División Rhodophyta.	53
Anexo 1. Reglamento General de los Laboratorios de Docencia de la UABCS	74
Anexo 2. Terminología Ficológica (Glosario) de Uso General en textos y este manual	85
Anexo 3. Formato para muestreo submareal por cuadrantes	90
Anexo 4. Formato para muestreo submareal por cuadrantes	91
Anexo 5. Formato para muestreo por transecto intermareal	92

INTRODUCCIÓN:

Este manual fue creado para apoyar el curso de: “Botánica Marina”, y guiará al estudiante en la parte práctica del mismo, mientras le ayuda a desarrollar las competencias disciplinares, con el objetivo de prepararlo sólidamente en la disciplina y su aplicación en la Biología Marina, y simultáneamente, reforzar competencias genéricas que impactarán favorablemente los ámbitos de su vida.

El estudiante se preguntará ¿Qué es una competencia?

“Es la capacidad de movilizar recursos cognitivos para hacer frente a un tipo de situaciones con buen juicio, a su debido tiempo, para definir y solucionar verdaderos problemas.”¹ Las competencias van más allá de las habilidades básicas o saber hacer ya que implican saber actuar y reaccionar; es decir saber qué hacer y cuándo, lo que evita la memorización sin sentido de temas desarticulados y la adquisición de habilidades mecánicas. Esto a su vez promueve el desarrollo de competencias manifiestas en la resolución de problemas, procurando que en el aula y laboratorio exista una vinculación entre estos y la vida cotidiana.

Competencias a desarrollar:

- **Disciplinares Básicas:** las mínimas necesarias de cada campo disciplinar para que los estudiantes se desarrollen en diferentes contextos y situaciones a lo largo de la vida.
- **Disciplinares Extendidas:** implican los niveles de complejidad deseables para quienes opten por una determinada trayectoria académica, teniendo así una función propedéutica en la medida que prepararán a los estudiantes de enseñanza superior para su ingreso y permanencia en posgrados y trabajos especializados.
- **Disciplinares Profesionales:** son competencias especializadas que preparan al estudiante para desempeñar su vida profesional con mayores probabilidades de éxito.
- **Genéricas:** las que se desarrollan de manera transversal en todas las asignaturas del mapa curricular y permiten al estudiante comprender su mundo e influir en él, le brindan autonomía en el proceso de aprendizaje y favorecen el desarrollo de relaciones armónicas con su entorno y quienes les rodean.

Estudiante: este manual te encauzará a lo largo de actividades que reforzarán o desarrollarán tus competencias, además de tareas para aprender en forma colaborativa (aprender de y con tus compañeros). Al realizar las actividades y proyectos (reportes de práctica, informes, trabajos finales, etc.), encontrarás momentos para pensar, reflexionar y comunicarte, mientras:

- Conoces a tus compañeros.
- Compartes con ellos metas y objetivos.
- Cooperan y se ayudan mutuamente.
- Respetan sus puntos de vista y opiniones.
- Logran acuerdos y toman decisiones.

¹ Mastache, Anahí et. al. Formar personas competentes. Desarrollo de competencias tecnológicas y psicosociales. Ed. Novedades Educativas. Buenos Aires / México. 2007.

- Proponen alternativas para resolver los problemas que se presentan.

En el modelo de competencias lo importante es adquirir conocimiento, desarrollar habilidades y fortalecer actitudes y valores. Durante el laboratorio del curso desarrollarás diversas actividades y elaborarás tareas dirigidas a obtener tres tipos de evidencias que permitirán a tu docente evaluar si has adquirido la competencia.

Conocimientos: ***Teorías y principios*** que deberás dominar para lograr un desempeño eficaz.

Desempeños: ***Habilidades para usar herramientas*** (microscopios, ordenadores, software), en la adquisición, ordenamiento y análisis de datos e información. Estos desempeños pueden ser evaluados por el docente, alguno de tus compañeros e incluso por ti mismo.

Productos: ***Evidencias tangibles de la competencia.*** El producto que elaboraste u obtuviste (Reporte de práctica, marco conceptual, presentación), la información que buscaste, integraste al documento, y ordenaste en forma clara y estructurada en la sección de bibliografía etc.

Presentación

El propósito de este curso es el introducir al estudiante al conocimiento de las macroalgas, pastos marinos y manglares. Al término del mismo, se espera que el alumno aprenda a analizar, discutir e integrar la información contenida en los textos clásicos, así como de artículos especializados que estén estrechamente vinculados al curso, en este sentido la actualización de la literatura y su contrastación con la tradicional es un punto fundamental del mismo. Inicialmente se aborda la problemática de la definición del término macroalga y la estrecha relación de su entendimiento con el desarrollo histórico de la investigación en este grupo. Así mismo se definen las principales líneas de la investigación a nivel internacional y su relación en el contexto nacional. Un aspecto que se trata de evaluar como una última etapa es el dar a conocer su importancia económica y ecológica como una de las principales líneas filéticas a nivel división, reafirmando el entendimiento de los modelos de clasificación y el carácter predictivo de estos aplicados al estudio de las macrofitas marinas.

En la segunda etapa se contempla el análisis de las características ultra estructurales y morfológicas que identifican a las divisiones de macroalgas en un solo concepto: el talo. A partir de conocer la forma y función de los componentes básicos de estas estructuras se podrá comprender los diferentes patrones de variación morfológica producidos por las adaptaciones a diferentes ambientes. En este sentido, el estudiante podrá comprender que existen grandes variantes en la morfología en un mismo taxa, así como convergencias morfológicas entre diferentes líneas filéticas lo que inclusive se observa en sus características fisiológicas. Con lo anterior, se hará énfasis en su papel como productores primarios y como ésta puede ser influenciada por la morfología además de factores ambientales. Se analizarán las diferentes estrategias de crecimiento y reproducción de los grupos que han derivado en la propuesta de la teoría de la forma-funcional como una herramienta para entender la productividad de los ecosistemas y su forma de organización básica. Como parte final de esta sección se analizarán las diferentes formas de reproducción de las macroalgas, los factores que controlan estos eventos y la forma en que la distribución de las especies los afecta.

La tercera etapa del curso abarca el estudio detallado de las tres divisiones algales para ubicarlas como grupos con características ultra estructurales, bioquímicas, morfológicas, fisiológicas, ecológicas y su importancia comercial. Se hará énfasis especial en taxonomía con los sistemas clasificatorios más aceptados y los caracteres que los definen; así como en su biología reproductiva citando ejemplos representativos y en donde la información lo permita, los factores fisiológicos y ambientales que los influyen. En esta última etapa del curso, se analizarán a las comunidades de pastos marinos y manglares; las adaptaciones que presentan al medio marino, clasificación actual aceptada, importancia ecológica y económica así como su distribución en México. Ya que estas comunidades de vegetación sumergida se encuentra vinculada con ambiente altamente productivos de lagunas costeras.

La ficología es un campo de estudio relativamente joven en nuestro país. Los más de 10, 000 kilómetros de litoral con los que cuenta México, la gran diversidad de hábitats que promueve una biodiversidad en sus costas presentes. Aunado a la importancia ecológica y económica de recurso, hacen necesaria la formación de profesionistas que cuenten con un conocimiento adecuado de ésta disciplina. La enseñanza del nivel superior de la Botánica Marina es una tarea que se ve complicada por su costo, así como la falta de trabajos regionales que sean accesibles a los

estudiantes. El contar con textos que ayuden a crear un marco teórico sobre el tema y que faciliten el adiestramiento en la práctica de la determinación de las macroalgas marinas, es una necesidad manifiesta que requiere de ser satisfecha. En los trabajos de manejo y preservación son importantes las praderas de macroalgas, por lo que no contar con material apropiado para la determinación de las especies se presenta un problema de importancia, además el obstáculo taxonómico puede afectar diversas áreas de investigación en el terreno de la ficología.

El objetivo del presente es el de estandarizar los métodos de muestreo, cuyo interés nació a lo largo de varios años de enseñanza teórico práctica a estudiantes del curso de Botánica Marina, de la carrera de Biología Marina en la Universidad Autónoma de Baja California Sur. Esta materia, que constituye uno de los pocos cursos sobre macroalgas, pastos y manglares impartidos a nivel Licenciatura en el país. Este se ha centrado en el estudio de las macroalgas presentes en la región Noroeste de México y especialmente en el Golfo de California. Este manual incluye solo los métodos de trabajo en macroalgas con la certeza de que será de gran ayuda, no sólo a los estudiantes de la materia sino a todo aquel interesado en esta rama de la ciencia.

La determinación de un taxon dado, sea especie o variedad tiene consecuencias de diversa índole: ecológica, económica, biogeográficas, etc. El estudiante de Biología Marina, como uno de los objetivos del manual incorporará el conocimiento sobre técnicas de muestreo que le ayuden a comprender la variabilidad morfológica y la estructura comunitaria de este grupo. Además, se le darán aspectos básicos de la anatomía vegetativa y reproductiva de los organismos. Esto apoyará el trabajo de taxonomía, donde principalmente conocerá criterios de clasificación a nivel género de una gran cantidad de géneros. Esto busca apoyar los fundamentos de trabajos más profundos de nivel taxonómico, ecológico, de dinámica poblacional, o el potencial explotable del recurso algal.

CONTRATO DE APRENDIZAJE

ASIGNATURA: BOTANICA MARINA	
Al estudiante: Ahora que conoces los contenidos del curso de Fisiología Vegetal, revisa este Contrato de Aprendizaje, que tiene el propósito de establecer de forma conjunta estudiante – docente, los acuerdos y lineamientos que será conveniente respetar durante las sesiones del laboratorio, a fin de generar un espacio propicio para el trabajo y convivencia armónica y el desarrollo de competencias disciplinarias y genéricas.	
DERECHOS Y DEBERES	
DEL ESTUDIANTE	DEL DOCENTE
Cláusulas:	Cláusulas:
<i>Primera: Actividades de Aprendizaje</i>	<i>Primera: Actividades de Aprendizaje</i>
El estudiante se compromete a: <ul style="list-style-type: none"> Realizar de forma ética y responsable el 100% de las actividades de aprendizaje y 	El docente se compromete a: <ul style="list-style-type: none"> Indicar claramente a los estudiantes las actividades de aprendizaje a realizar en el laboratorio, ya sea de

<p>evidencias solicitadas por el docente.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hacer entrega de las actividades y sus requerimientos en la fecha y hora acordadas. <p>Solicitar apoyo a sus compañeros cuando así lo requiera, además de brindarles asesoría y dar soporte en la medida de sus posibilidades, a fin de favorecer el desarrollo de sus competencias.</p>	<p>forma individual o por equipos, además de otorgar un tiempo adecuado para su realización; programar anticipadamente la fecha en que se entregarán los productos (reporte de práctica, mapa conceptual, investigación bibliográfica).</p> <ul style="list-style-type: none"> • Especificar los requisitos que estas actividades deberán cumplir además del lugar y hora en que deberán entregarse.
<p>Segunda: Responsabilidad</p> <p>Cada estudiante es responsable de su propio aprendizaje, por lo tanto su participación activa e interacción con sus compañeros de grupo y docente debe propiciar un ambiente que favorezca:</p> <ul style="list-style-type: none"> • El logro de competencias disciplinares. • El desarrollo de competencias genéricas • La convivencia armónica. <p>Para tal fin:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Contemplar y respetar el Reglamento General de Laboratorios (Anexo 1) <ul style="list-style-type: none"> • El uso de bata es absolutamente obligatorio. • Los materiales que le sean solicitados para desarrollar la practica deberán ser presentados de manera ordenada la inicio de la misma. • Queda estrictamente prohibido el uso de teléfonos celulares durante la sesión de laboratorio o ingerir alimentos. 	<p>Segunda: Responsabilidad</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Realizar en forma oportuna la planeación del curso y actividades de laboratorio. • Impartir su clase y conducir las actividades de enseñanza, aprendizaje, práctica y evaluación, de forma tal que se produzca un proceso educativo de calidad acorde al contexto y a las necesidades de los estudiantes. • Crear experiencias de aprendizaje enfocadas a favorecer en los estudiantes el desarrollo de competencias y el logro de los fines educativos. <p>Generar un ambiente que motive a los estudiantes a aprender, participar, comunicar, interactuar, investigar.</p>
<p>Tercera: Honestidad, Respeto y Tolerancia</p> <p>El estudiante se compromete a tratar</p>	<p>Tercera: Honestidad, Respeto y Tolerancia</p> <p>El docente se compromete a:</p>

<p>con respeto, ética, honestidad y tolerancia a sí mismo, a sus compañeros y a su docente.</p>	<p>Ser tolerante, responsable, y respetuoso.</p> <p>Dar un trato equitativo a todos los estudiantes.</p> <p>Dar a los estudiantes la orientación pertinente</p>
<p>Cuarta: Participación</p> <p>El estudiante tiene derecho y obligación de participar en la sesión, ser escuchado, expresar con orden y respeto sus ideas, puntos de vista, sugerencias, experiencias comentarios, y observaciones, todo ello con el objetivo de fortalecer el proceso educativo.</p>	
<p>Quinta: Puntualidad y Asistencia</p> <p>El estudiante se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Asistir al 100% de las sesiones de laboratorio • Presentarse a las sesiones de laboratorio puntualmente. <p>Si por algún motivo de salud no se puede asistir se deberá presentar el justificante medico apropiado.</p>	<p>Cuarta: Puntualidad y Asistencia</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Asistir al 100% de las sesiones de laboratorio • Presentarse a las sesiones de laboratorio puntualmente <p>En caso de que el profesor no pueda asistir a una sesión de laboratorio por razones personales o académicas este informará a los alumnos con al menos 24 hrs de anticipación.</p>
<p>Sexta: Evaluación</p> <p>Se aplicarán cinco exámenes parciales, la calificación aprobatoria de las cinco evaluaciones dará el promedio final. Este promedio se podrá incrementar con la participación diaria en clase y con la exposición o discusión de artículos. Esto solo se aplicará cuando el promedio sea aprobatorio. El examen final consistirá en la reposición de dos exámenes parciales reprobados. Con tres parciales reprobados se reprueba el</p>	<p>Quinta: Evaluación</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Respetar y hacer respetar los criterios de evaluación de la asignatura correspondiente. • Dar a conocer los criterios y porcentajes de evaluación, tomando en cuenta la normatividad y reglamento de la institución. • Realizar una evaluación integral

<p>curso de inmediato, así como en el caso de reprobación del laboratorio. La calificación de teoría será el 60% del curso. Adicionalmente se entregará un ensayo por unidad (10%) y se realizará la exposición de un tema (10%). El alumno necesita una asistencia mínima de 80% a las clases para poder pasar el curso, independientemente de las demás calificaciones. La participación oral en clase será valorada aparte de la asistencia. Se le dará a cada alumno un tema para elaborar una presentación oral (Seminario) la cual se calificará por su contenido, estilo, presentación, y originalidad. Se aplicarán exámenes parciales al final de cada una de las unidades.</p> <p>Para acreditar la materia se requiere la aprobación del laboratorio, es obligatorio un 100% de asistencia y entregar los reportes de las prácticas realizadas. Es requisito aprobar cada uno de estos aspectos. El laboratorio representa el 20% de la calificación final del curso.</p>	<p>con base en los criterios establecidos, acorde a los objetivos de aprendizaje y a lo que se realizó en el laboratorio</p> <ul style="list-style-type: none"> • Informar oportunamente a los estudiantes los resultados de su evaluación y calificaciones. Atender sus dudas y realizar las aclaraciones pertinentes.
--	--

COMPETENCIAS GENÉRICAS Y DISCIPLINARES

COMPETENCIAS GENÉRICAS	COMPETENCIAS DISCIPLINARES
<p>1. Organización y gestión</p> <ul style="list-style-type: none"> • Conocer los códigos de funcionamiento interno y las interdependencias de los sistemas sociales y organizativos (empresas, asociaciones, organizaciones, etc.). • Fijar objetivos y priorizarlos en función de determinados criterios. • Determinar funciones y establecer responsabilidades. • Gestionar tiempos, dinero, materiales, etc. 	<ul style="list-style-type: none"> • Explicación en clase. • Lecturas especializadas para discutir en mesas redondas.

<ul style="list-style-type: none"> • Evaluar procesos y resultados. 	
<p>2. Comunicación</p> <ul style="list-style-type: none"> • Expresar la propia opinión y saber defenderla. • Adaptar el discurso verbal y no verbal en función de la intención, la audiencia y la situación. • Verificar la comprensión del mensaje. • Saber escuchar y saber hacer preguntas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Práctica con organismos vivos, para probar la respuesta rápida al estrés de salinidad en los vegetales marinos, con una salida al campo previa para la obtención de los organismos. • Practica con organismos vivos, para observar los efectos ante el estrés de salinidad en los vegetales marinos, con duración de un mes.
<p>3. Gestión de la información</p> <ul style="list-style-type: none"> • Seleccionar las fuentes donde obtener información relevante y fiable. • Análisis e interpretación de la información. • Clasificar y archivar la información. • Identificar contradicciones, falacias o falsas analogías. 	<ul style="list-style-type: none"> • Practica con organismos vivos, para ver los efectos en los vegetales marinos al ser expuestos a diferentes concentraciones de nutrientes.
<p>4. Toma de decisiones y solución de problemas</p> <ul style="list-style-type: none"> • Clarificar el problema y analizar causas. • Generar alternativas de decisión o de solución de problemas y valorar ventajas e inconvenientes. • Saber encontrar el equilibrio entre la racionalidad y la intuición en la toma de decisiones. 	
<p>6. Relaciones interpersonales</p> <ul style="list-style-type: none"> •Capacitado de empatía: «saber ponerse en el lugar del otro». •Saberse entender y saber trabajar con personas de etnia, religión, cultura o • nivel de formación diferente. •Saber actuar como mediador/a acercando posiciones divergentes. •Saber tratar a los otros con 	

amabilidad, cordialidad y simpatía.	
7. Adaptación al cambio <ul style="list-style-type: none"> • Flexibilidad y apertura a nuevas ideas, circunstancias o situaciones. • Asumir el riesgo, la incertidumbre, la ambigüedad. • Percibir los cambios como oportunidades. • Modificar el comportamiento ante nuevos contextos o nuevas circunstancias 	
8. Liderazgo, iniciativa, dirección <ul style="list-style-type: none"> • Saber persuadir o influir en las conductas de los otros. • Animar y motivar a los otros. • Crear sinergias. • Saber delegar. • Previsión y anticipación de acontecimientos o situaciones. 	
9. Disposición hacia la calidad <ul style="list-style-type: none"> • Afán de mejora en los procesos y en los resultados. • Afán de innovación. • Deseo de conseguir la excelencia. • Sentirse orgullosa/o de hacer las cosas bien. • Procurar la satisfacción del cliente o usuario. 	
10. Control y gestión personal <ul style="list-style-type: none"> • Autonomía: saber trabajar sin o con mínima supervisión. • Saber afrontar el estrés o el trabajo bajo presión. • Ofrecer una imagen personal positiva. • Implicarse en la propia formación personal a lo largo de la vida. • Desarrollar estrategias de auto-promoción: «saberse vender». 	

PRÁCTICA 1
Importancia ecológica y económica de las macroalgas y antofitas marinas
2 horas en 1 sesión
Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

En las últimas décadas se ha registrado con mayor frecuencia la pérdida y el deterioro de la biodiversidad y del paisaje en muchos de los ambientes terrestres y marinos. Por ello, han surgido elementos que actualmente favorecen el manejo y la protección de los ecosistemas basados en nuevos conceptos de ordenamiento territorial y de política ambiental como lo son la implementación de las Áreas Naturales Protegidas. Es fundamental el conocimiento de la dinámica biológica, ya que nos permite entender cómo los ecosistemas responden a cualquier perturbación natural o antropogénico, y definir qué acciones deben emprenderse con base en este conocimiento.

El papel de las comunidades de macroalgas, fanerógamas marinas y mangles dentro de la zona costera es fundamental ya como ingenieros ecosistémicos. Estas comunidades son la primera línea de producción de la materia orgánica que entra a la trama trófica a través de la ingestión directa de herbívoros e indirecta de animales carnívoros, y por vía de la descomposición a través de la producción de detritus. La energía puede ser exportada por los herbívoros que migran o que pasan una parte de su ciclo de vida fuera del sistema, y por las corrientes que transportan hojarasca y material disuelto. Utilizan dióxido de carbono y liberan oxígeno durante la fotosíntesis, el cual es esencial en el proceso de respiración del resto de los componentes del sistema. Participan en la incorporación de nutrientes (ej. fósforo, nitrógeno y carbono) y elementos trazas del ambiente marino (sedimentos y agua) que son usados y transferidos por las plantas y organismos que las consumen directamente, para después ser retornados al sistema. Se consideran ingenieros estructurales del ecosistema ya que son hábitat para la reproducción, reclutamiento y procesos de crianza de diversas especies. En años recientes el estudio de las macroalgas se ha incrementado debido a que algunas especies han sido reconocidas como recursos potencialmente explotables por sus grandes cantidades de biomasa que generan (p. ej. Kelps, *Sargassum*), las cuales pueden ser empleadas como complemento alimenticio de animales y para el ser humano, y para la extracción de ficocolides (agar, carregano y alginato) aplicables en diferentes campos de la industria.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer los hábitat que pueden conformar mantos de algas y antofitas marinas, así como su utilidad económica tanto directa (Ej: extracción de ficocoloides) e indirecta (Sitio de reproducción de especies de importancia económica).

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

DVD Videos

Procedimiento

Se desarrollara la proyección de 3 o 4 videos relativos al tema.

PRODUCTOS

Un ensayo sobre la importancia ecológica y económica de las algas y pastos marinos.

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Revisión de videos.</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Discusión grupal.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte 80%</i>

REFERENCIAS

- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1978. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 721 pp.
- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1985. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 2a ed. 721 pp
- Chapman, V. J., 1976. **Coastal Vegetation**. Pergamon International, New York, 292.
- Chapman, V. J. and D. J. Chapman. 1977. **The algae**. Me Millan Press, LTD. 2a. ed. 497 pp.
- Dawes, C. J. 1987. **Botánica Marina**. Limusa. México. 673 pp.
- Greuter, W., F.R. Barrie, H.M.. Burdet, W.G. Chaloner, V. Demoulin, D.L. Hansworth, P.M. Jorgensen, D.H. Nicolson, P.C. Silva, P. Trehane y J. McNeill, 1994. **International Code of Botanical Nomenclature**, Koeltz Sci. Books, Alemania, 389.
- Holmgren, P.K., N.H. Holmgren y L.C. Barnett, 1980. **The Herbaria of the World**. New Yrok Botanical Garden, New York, 693 p.
- Hoek van den C., D.G. Mann y H.M. Jahns, 1996. **An Introduction to Phycology**. Cambridge Univ. Press, Cambridge 623 p.
- Lee, R. E. 1980. **Phycology**. Cambridge Univ. Press. N. Y. 477 pp.
- Lobban, C. and M. J. Wynne. 1981. **Biology of Seaweeds**. Cambridge Univ. Press., Cambridge, 850 p.
- Luning, K. H. 1990. **Seaweeds: Their enviroment, Biogeography and Ecophysiology**. John Wiley & Sons. N. Y. 527 pp.
- Scagel, R. F., R. J. Bandoni, G. E. Rouse, W. B. Schofield, J. R. Stein y T. M. C. Taylor. 1980. **El Reino vegetal, los grupos de plantas y sus relaciones evolutivas**. Omega. Barcelona. 659 pp.
- South, G. R. y A. Whittick 1987. **Introduction to Phycology**. Blackwell Sicientific, Oxford,341p.
- Steam W.T., 1995. **Botanical Latin**. David & Charles editors, Devon, 546 p.
- Stuessy T.F., 1990. **Plant Taxonomy**. Columbia Univ. Press, New York, 514 p.

PRACTICA 2
Estrategias de muestreo y preservación de macroalgas
2 horas en 1 sesión,
Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

Al igual que en cualquier otra disciplina, en la Ficología el punto de partida al realizar una investigación, es el hecho de ubicar la dimensión espacio/temporal en la que se encuentra el fenómeno de interés, por lo que se tiene que considerar cual es la escala en la que se mueve el problema en consideración y elegir de a cuerdo a una serie de consideraciones cual va ha ser el sitio en donde vamos a trabajar, los aspectos más importantes son los problemas logísticos a los que nos encontramos y la naturaleza del objeto de estudio.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer técnicas de muestreo útiles en estudios cualitativos y cuantitativos, así como métodos de preservación.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Cuadrantes y transectos.
Papel Herbario y secadora.

Procedimiento

SECCIÓN I. MÉTODOS DE MUESTREO CUALITATIVOS

1.1 COLECTA Y PRESERVACIÓN.

Todo trabajo taxonómico depende de la calidad de los especímenes preservados que se tengan como referencia. Es preciso definir con anterioridad los alcances y objetivos de la colecta, de lo cual dependerá el tipo de muestreo requerido. Dependiendo de los objetivos del estudio, deben colectarse especímenes en períodos regulares. Hay que procurar documentar la variabilidad fenotípica de los organismos a coleccionar, buscando coleccionar todo el espectro de tallas disponibles y buscar tallos en reproducción. Así mismo deben documentarse las condiciones del hábitat y hacer algunas observaciones adicionales, como nivel de la marea, temperatura, salinidad y acción de las olas.

Colecta

Generalmente las macroalgas crecen fijadas en el fondo u otro tipo de sustrato duro. Los fondos inestables, como la arena o lodos no son favorables para su fijación, excepto cuando se trata de sitios protegidos en donde la agitación del agua es mínima. En las costas que presentan fuertes oleajes las macroalgas se encuentran fijadas al sustrato rocoso mediante estructuras de fijación. La colecta de macroalgas en las zonas rocosas intermareales de alta energía se sujeta al nivel o estado de las mareas. Por ello, es necesario hacer utilizar tablas de marea para conocer la hora exacta de las mareas bajas, están publicadas por la Dirección General de Oceanografía y Señalamiento Marino de la Secretaría de Marina y por diferentes casas comerciales; así mismo existen diversos programas para computadora que calculan el nivel de la

marea en diferentes regiones y horas, así como sitios en Internet donde es posible consultar estos datos.

Lo más recomendable es coleccionar durante las mareas más bajas, aunque también es posible hacerlo en mareas bajas moderadas si no hay oleaje fuerte. Es necesario iniciar la colecta por lo menos dos horas antes de la marea baja, para así trabajar las zonas que la marea va dejando al descubierto y seleccionar el material de los niveles más altos a los más bajos, mientras las algas aún se encuentran húmedas y no están arrugadas por la desecación. Es necesario utilizar tenis o zapatos de suela poco rígida que protejan de rocas, corales y animales marinos tóxicos, y se recomienda incluir un botiquín de primeros auxilios. Una vez que se ha terminado la colecta en la zona intermareal, es recomendable revisar las macroalgas que se acumulan (varan) a lo largo de las playas. En las zonas submareales las algas pueden obtenerse por medio de buceo libre o autónomo, o bien mediante el uso de dragas. El equipo necesario consiste básicamente en bolsas de red o con orificios, y espátula; las formas delicadas pueden ser transferidas posteriormente a viales o bolsas pequeñas para no extraviarlas. Es imprescindible que cada colecta vaya acompañada por el mayor número de datos en cuanto a la localidad, fecha de colecta, nombre de la persona o personas que realizaron la colecta, el tipo de hábitat, temperatura del agua, profundidad, exposición, etc. Para ello, es recomendable el uso de libretas de campo en las que se anotan estos datos en una forma ordenada y bajo una numeración consecutiva que permita en un futuro hacer uso de éstos, así como de instrumentos como el GPS.

1.2 PROCEDIMIENTOS DE HERBARIO

En el laboratorio, es recomendable separar por especie o por división a cada espécimen e identificarlo inmediatamente, pues la preservación altera el color y características celulares; además de que existen especies que es difícil identificar a partir de especímenes secos. La identificación debe de hacerse de manera gruesa inicialmente, en base al color, que es verde pasto a oscuro en las Chlorophyta, verde oliva a café dorado en Phaeophyta, y rosa, rojo, morado o verdoso en Rhodophyta. Una vez identificados los ejemplares deben de preservarse lo más rápido posible para evitar su deterioro. Pueden fijarse con una solución de agua de mar y formol al 4%. Cuando no se dispone de formol, las algas pueden ser congeladas y posteriormente preservadas en alcohol o en seco.

Montaje y prensado

Las técnicas de herborización se han estandarizado desde hace más de cien años y hay ediciones completas que muestran las diferentes consideraciones (Brdson y Forman 1992), aquí presentamos la más convencional. El prensado se efectúa sobre papel de herbario tamaño estándar (11 1/2" y 16 1/2"). En una esquina se anotan los datos de colecta. Los montajes se hacen acomodando directamente al alga sobre el papel seco, o bien, sumergiendo el papel en una charola un poco más grande con agua suficiente para que el ejemplar flote, así es más fácil extender el alga. Posteriormente se levanta cuidadosamente un extremo del papel a fin de que se escurra el agua y se adhiera el alga al papel. Las especies costrosas, así como las algas coralinas geniculadas, donde el prensado podría dañar al ejemplar, pueden secarse

exponiéndose directamente al aire y posteriormente conservarse en cajas, El resto de las algas pueden prensarse.

La hoja con el alga extendida se coloca en una prensa de madera o cartón corrugado, poniendo papel secante o periódico sobre el montaje aún húmedo. Cuando se han colocado ya varios ejemplares en la prensa ésta se debe amarrar aplicando considerable presión. Es conveniente cambiar el papel secante con una determinada periodicidad a fin de evitar que se arrugue el montaje. Las algas se retiran de la prensa hasta que los montajes estén completamente secos; entonces se les coloca una etiqueta de herbario con la información de la colecta como a continuación se indica:

Universidad Autónoma de Baja California Sur

Herbario Ficológico

Flora de Baja California Sur

Nombre Científico: *Jania adhaerens* Lamouroux

Colector: L. Paul Chávez

Identifico: R. Riosmena-Rodriguez

Localidad: Las Cruces

Fecha: 02-Febrero-1999

Observaciones: Reproductiva

Especímenes en fresco y preparaciones.

Los especímenes que se deseen preservar en líquido pueden mantenerse en la solución de agua de mar con formol durante meses o un par de años, pero para períodos más largos es conveniente cambiarlos a una solución de alcohol etílico de 65-70 %. Los ejemplares demasiado pequeños, así como cortes de partes del talo algal pueden montarse en laminillas debidamente etiquetadas. Para realizar las preparaciones se coloca al espécimen (lavado con anterioridad) o un corte sobre el portaobjetos y se deposita sobre ellos una gota de miel de maíz (Karo) diluida al 35-50% con agua destilada, dejándola al aire en un lugar sin polvo durante un día, cubierta por una caja de petri. Al día siguiente se añade otra gota de miel Karo al 80% colocándose el cubreobjetos. Antes de colocar la miel sobre las preparaciones éstas se pueden teñir añadiendo la solución de colorante y posteriormente, se lavan con un chorrito de agua, absorbiendo los restos de agua con papel absorbente.

Catalogación de ejemplares y formatos

La catalogación de ejemplares es el proceso por excelencia dentro del trabajo de un Herbario. Existen diferentes programas de computación donde se pueden capturar estos bancos de datos (como EXCELL, QUATTRO u ACCESS) que son comerciales y que requieren que cada colección adecue su plantilla a la base de datos. Existen formatos predeterminados como el que la CONABIO desarrolla para alimentar el Sistema Nacional de Biodiversidad conocido como BIOTICA. Este banco de datos es elemental para poder desarrollar estrategias nacionales de planeación para la protección y el desarrollo. En otros países se ha desarrollado a través de esfuerzos que

comenzaron individualmente y se han venido consolidando. En el caso de colecciones pequeñas ayuda a mantener el orden y apoya para consultas.

SECCIÓN 2. MÉTODOS DE MUESTREO E INTERPRETACIÓN CUANTITATIVOS DE COMUNIDADES.

El enfoque más simple y utilizado es el muestreo aleatorio, donde se toman individuos de la población de manera azarosa, pues no se incurre en sesgos y se obtiene una cobertura representativa. Pero si existen diferencias notorias en el hábitat dentro del área de estudio (una zona con una playa rocosa y una zona arenosa), un enfoque apropiado es el muestreo estratificado simple. Esto involucra dividir en diferentes hábitats (e.g. manglar, rocoso, arenoso) y luego efectuar un muestreo aleatorio dentro de cada uno. Es posible proveer de una estimación del número en cada hábitat y por tanto del tamaño de la población.

2.1. ETAPA DEL MUESTREO CUANTITATIVO: ESTRATEGIAS RELACIONADAS AL HÁBITAT.

Los ambientes submareales someros de entre los 0 y 30 m de profundidad contienen más biomasa algal que cualquier otro hábitat marino. Sin embargo han sido menos estudiados que los intermareales debido a los problemas logísticos que su desarrollo conlleva, como la presencia de fuertes corrientes, oleaje, escasa visibilidad, frío; así como la descompresión, el equipo y los problemas de comunicación que limitan la eficiencia y el tiempo disponible para el estudio.

Durante los últimos años los estudios ecológicos de macroalgas submareales se han centrado en los patrones de distribución espacial y temporal de las poblaciones de macroalgas submareales; y en los factores biológicos y o físicos que determinan estos patrones. Por lo que es necesario contar con métodos confiables y contrastables en la evaluación de la riqueza de especies, la distribución espacial y temporal de la abundancia y el uso de variables morfológicas y gravimétricas que permitan determinar los patrones de crecimiento, reproducción y de productividad de macroalgas de ambientes submareales someros. La evaluación de una población de macroalgas submareales puede efectuarse básicamente mediante muestreos destructivos y no destructivos. Los muestreos no destructivos están relacionados con el estudio de determinados aspectos del crecimiento, reproducción y sobrevivencia de macroalgas. Mientras que los muestreos destructivos son recomendables en la evaluación de la biomasa total y la biomasa cosechable de macroalgas de importancia económica.

Muestreo No-destructivo

Los métodos no destructivos más adecuados para determinar la abundancia relativa de las poblaciones de macroalgas submareales son los conteos de individuos (cuando es posible distinguirlos) y el porcentaje de cobertura (porcentaje de un área ocupado por el organismo) dentro de un cuadrante o a lo largo de los transectos. Otros tipos son los muestreos por registro fotográfico, vídeo y marcaje-recaptura. Los muestreos fotográficos y por vídeo son útiles en áreas pequeñas, pues tienden a aumentar el tamaño de la muestra y minimizan el problema de la pseudoreplicación (es decir cuando se hacen réplicas falsas de un muestreo, porque las condiciones son iguales, eg. como coleccionar tres veces en el mismo transecto en lugar de coleccionar en tres transectos diferentes). Aunque se encuentran limitados por la visibilidad, las condiciones de calma y el conocimiento taxonómico de las especies.

Si las poblaciones de macroalgas se distribuye en un sólo estrato o hábitat, su cobertura puede registrarse fotográficamente, sin embargo si presenta varios estratos se subestimara la cobertura de los estratos inferiores. En estos casos es recomendable el uso de cuadrantes con un numero determinado de puntos de intersección (idealmente 100), proyectados sobre el sustrato y la evaluación de cada estrato por separado.

Muestreo destructivo

Se basan en la extracción de toda la biomasa algal. Estos métodos son los indicados para la evaluación extensiva de algas de interés comercial, ya sea en la estimación de la biomasa de un área en particular o de la biomasa cosechable y sustentable en el tiempo. La biomasa puede ser útil para varios propósitos, pues es una medida del recurso disponible para organismos de otros niveles tróficos, también permite evaluar la rentabilidad económica de un determinado proceso de cosecha. Antes de llevar a cabo un muestreo destructivo es necesario evaluar si los datos requeridos pueden o no obtenerse mediante un muestreo no destructivo.

2.2 MÉTODOS DE EVALUACIÓN DE COMUNIDADES INTERMAREALES Y SUBMAREALES.

Elección del área

El área elegida debe de permitir una evaluación sistemática de la población en estudio, y ser accesibles durante todo el periodo de estudio, aun con las variaciones climáticas. También deben de elegirse lugares específicos para la toma de colecta, representativos del área de estudio, que constituyan replicas entre sí. Para elegir los parámetros poblacionales necesarios para estimar la abundancia relativa de las macroalgas es necesario considerar la distribución geográfica de las áreas de estudio; pues en ambientes frio-templados las praderas son generalmente mono específicas y de distribución uniforme; mientras que en ambientes tropicales la diversidad aumenta formando mosaicos multiespecíficos con densidades reducidas.

Patrones de distribución

Determinan el tamaño de muestra y el método de evaluación. Así la muestra puede ser obtenida al azar o por otro método de acuerdo a la distribución espacial de la población. Si el objeto de la investigación es determinar la media y la variancia de una población es recomendable un muestreo al azar. Si lo que se busca es determinar la abundancia de los individuos de una población en relación a otros miembros de la comunidad, se recomienda un muestreo sistemático. Pero si el muestreo azaroso sesga la distribución de las muestras, concentrándolas en un sector particular, entonces se puede realizar un muestreo azaroso estratificado.

Tamaño y forma de la unidad de muestreo

Depende de la forma y tamaño de los organismos considerados en el estudio y de su distribución espacial. Para una población distribuida azarosamente cualquier tamaño de la unidad de muestreo es útil, dando un estimado igual de precisión. Sin embargo si su distribución esta agrupada es recomendable utilizar unidades pequeñas de muestreo. La forma del cuadrante de muestreo determina la precisión en la estimación de la abundancia relativa de las poblaciones, y se ha comprobado que los rectángulos son más precisos en la estimación de la densidad que las formas circulares o cuadradas; debido a la tendencia gregaria natural de las poblaciones. Los

rectángulos disminuyen la variancia solo si el eje más largo del rectángulo corta a través de las bandas de zonación o patrones vegetacionales.

Tamaño de la muestra

Un tamaño de muestra que permita obtener una buena estimación de las variables biológicas es fundamental para generar conclusiones realistas e hipótesis contrastables. Algunos métodos útiles son la graficación del promedio acumulado y la adopción de ciertos niveles de confianza. Pero la enorme variabilidad de los ambientes marinos impide la estabilización de la curva del promedio acumulado en un número de muestras factibles de ser tomadas en conjunto con el tiempo disponible. El tamaño muestral debe de ser un compromiso entre lo recomendable, lo factible, los costos, la precisión y el criterio del investigador.

Uso De Transecto En Muestreos Submareales

La mayoría de los estudios que evalúan la distribución y abundancia de macroalgas submareales utilizan transecto perpendiculares a la costa. Estos permiten simultáneamente cubrir horizontalmente el área de estudio e incorporar la variabilidad batimétrica de la población o comunidad en estudio. Estos transecto son generalmente subdivididos en intervalos regulares determinando las estaciones de muestreo. Usualmente se utilizan numerosos transecto perpendiculares a la línea de costa y paralelos entre si, formando una cuadrícula que cubre el área de estudio horizontal y verticalmente (en profundidad).

Dependiendo de los objetivos del estudio se muestrearán todas las estaciones de la cuadrícula, o bien podrá se eligen azarosamente un número de estaciones a medir. De los valores de biomasa, cobertura y densidad obtenidos se extrapolan los valores totales. El número de transectos, el número de estaciones de muestreo a lo largo de un transecto y la distancia entre cada transecto es variable y depende de los objetivos del estudio, de la especie de la precisión requerida y en especial del criterio del investigador. Para especies con morfologías acojinadas o costras, y en general aquellas donde no se puede diferenciar a los individuos lo recomendable es la estimación de la abundancia mediante la evaluación de la cobertura sobre sustrato primario; por un muestreo destructivo.

PRODUCTOS

Un reporte donde se presenten los resultados de evaluaciones cualitativas y cuantitativas.

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Colecta de campo cualitativa y cuantitativa.</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Determinación de géneros representativos por ambiente.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte junto con 25 montajes de diferentes algas 80%</i>

REFERENCIAS

- Abbott, I. A. 1979. The importance of taxonomy to the utilization of marine algae. *Actas I, Symp. Algas Marinas Chilenas*. B. Santelices (ed.). Subsec. Ministerio de Economía, Santiago, Chile.
- Abbott, I. A. y G.J. Hollenberg. 1976. *Marine algae of California*. Stanford University Press. Stanford, California. 827pp.
- Ballesteros, M.G., R.R. Aguilar, L.R.Aguilar, I.R. Pacheco y A.C. Diéguez. 1982. Manual de prácticas del laboratorio de Botánica Marina. Universidad Autónoma de Baja California. Ensenada, B.C. Sin paginación.
- Bridson, D. y Forman L. 1992. *The Herbarium Handbook*. Royal Botanic Gardens Kew. Gran Bretaña. 303 p.
- Dawson, E.Y. 1956. *How to know seaweeds*. W.M. Brown Company. Dubuque, Iowa. 197pp.
- Dawson, E.Y. Marine Botany: An introduction. Holt, Rinehart and Winston. Nueva York, 371pp.
- De Wreede, R.E. 1985. Destructive harvest sampling. *In: M.M. Littler y D.S. Littler (ed). Handbook of phycological methods*. Cambridge Univ. Press., Mass. Cap. 8 147-159 pp.
- Foster, M.S., T.A. Dean y L.E. Desyer. 1985. Subtidal techniques. *In: M.M. Littler y D.S. Littler (ed). Handbook of phycological methods*. Cambridge Univ. Press., Mass. Cap.. 199-231 pp.
- Littler, M.M. y D.S. Littler. 1985. Nondestructive sampling. *In: M.M. Littler y D.S. Littler (ed). Handbook of phycological methods*. Cambridge Univ. Press., Mass. Cap. 8. 161-175 pp.
- Riosmena-Rodríguez, R. 1993. Una propuesta de técnica histológica para el estudio de algas coralinas (Corallinales:Rhodophyta). *Revista de Investigación Científica*, 4(1):65-73 pp.
- Santelices, B. 1980. Muestreo cuantitativo de comunidades intermareales de Chile central. *Arch. Biol. Med. Exp.*, 13:413-427 pp.
- Sutherland, W.J. 1996. Ecological census techniques. A handbook. Cambridge University Press. Gran Bretaña, 336 pp.
- Tsuda, R.T. y J.A. Abbott. 1985. Collection, handling, preservation and logistics. *In: M.M. Littler y D.S. Littler (ed). Handbook of phycological methods*. Cambridge Univ. Press., Mass.

PRACTICA 3
Morfología y anatomía algal.
10 horas en 5 sesiones
 Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

3.1 TIPOS DE TALOS Y MORFOLOGÍA.

Se refiere a la apariencia externa que adopta el talo. Su morfología es la combinación de las características genéticas y su expresión es función del ambiente/hábitat donde se desarrollan. La forma puede ser filamentosa, discoide, tubular, costrosa, globosa, arbustiva o diferenciada, entre otras. Se da el nombre de talo al cuerpo de las macroalgas. La morfología del talo es la característica más empleada como criterio taxonómico. Muchas algas muestran una gran plasticidad morfológica en respuesta a factores ambientales, y muchas poseen 2 o más morfologías completamente distintas en diferentes etapas de su historia de vida. Sin embargo el nivel de organización es relativamente simple, y con excepción de las Phaeophyta no es común la diferenciación en tejidos complejos. La complejidad de las macroalgas varía entre unicelular, filamentosa, pseudoparenquimatosa, parenquimatosa, sifonocladales y sifonal (cenocíticas).

1. Talo unicelular

Talos formados por una sola célula, sólo son multicelulares al presentar reproductores. No se presentan en la división Phaeophyta.

2. Talo filamentoso

En estos filamentos hay una mayor tendencia hacia la división celular localizada, a la especialización celular y a la restricción de las funciones reproductivas en estructuras especializadas (esporangios y gametangios). Los filamentos ramificados son característicos de la mayor parte de las Rhodophyta.

a) Filamentos simples

Consisten de una sola cadena de células, unidas una a otra, sólo la célula de fijación al sustrato (célula rizoidal) está diferenciada del resto. Los filamentos pueden flotar libremente o estar unidos. No presentan ramificación. Cada elemento de la cadena, excepto la célula rizoidal, puede dividirse y producir cuerpos reproductivos.

b) Filamentos ramificados

Existen tres tipos de filamentos ramificados:

- Un sólo filamento erecto unido de un solo disco a partir de la célula basal
- Filamento heterotrico, consta de dos partes, una erecta (crecimiento vertical) y otra postrada (crecimiento horizontal).
- Filamentos unaxiales (uno sólo) o multiseriados (numerosos), se agregan en un talo pseudoparenquimatoso. La construcción uniaxial consiste en una cadena sencilla de células axiales, alrededor de la cual varias series laterales confluyen; en este caso existe una célula apical meristemática o de crecimiento. En los talos multiaxiales hay muchas series de células axiales, cuya unión forma el talo "abultado"; este talo presenta varias células apicales.

En algunas algas rojas (Clase Florideophyceae), sólo la célula apical de la serie axial experimenta división celular, lo cual ocurre en ángulo recto al eje de elongación. Cada segmento de la serie axial da origen, por una división tangencial, a la formación de células pericentrales; el diferente destino de dichas células da lugar a los siguientes tipos particulares.

-Talos polisifonales.

En este caso, las células pericentrales permanecen sin cambio alguno.

-Talos corticados.

Las células pericentrales se dividen y forman una corteza.

3. Talos sifonocladales

Esta organización está restringida a miembros de las Clorofitas, en donde los filamentos ramificados o no ramificados están compuestos de una células multinucleadas. En las formas más simples hay poca diferenciación del filamento, aunque puede formarse un sujetador rizoidal por unión de los filamentos.

4. Talo sifonal o cenocítico

Se presenta en las Chlorofitas, el alargamiento y elaboración del talo se da sin la formación de paredes celulares. Las divisiones nucleares no están seguidas de una citoquinesis, lo que da lugar a un talo multinucleado.

5. Talos parenquimatosos

Este tipo de organización ocurre cuando las células del filamento primario se dividen en todas direcciones; cualquier estructura esencialmente filamentosa se pierde. Las células de los talos parenquimatosos son en general uninucleadas. Se pueden distinguir tipos diferentes de talo con esta construcción.

a) Talo multiseriado. Son talos que, aunque filamentosos en apariencia, son verdaderos parenquimas.

b) Talo laminar. Presenta un arreglo celular en forma de lámina, la cual puede tener una (monostromáticos), dos (distromáticos) o varias capas de células de grosor (polistromáticos).

c) Talo tubular. Está formado por una lámina, plegada en forma de tubo hueco.

d) Talo diferenciado. Se presenta una diferenciación interna en tres capas distinguibles: médula central, corteza interna y corteza externa.

3.2 ESTRUCTURA INTERNA Y CITOLOGÍA.

El estudio tradicional de la morfología y citología algal provee de bases para su clasificación y para la sustentación filogenética; así los atributos morfológicos, tales como la forma del talo, ramificación, el tipo de sujetador y de meristemas, son usados como criterio para la definición de algunas jerarquías taxonómicas en las macroalgas. Por otra parte, la construcción celular, se refiere a la forma en que se encuentran arregladas las células en el talo. El conocer estas estructuras no sólo nos brinda una herramienta para la determinación; los alcances de la interpretación morfológica se extienden más allá de la taxonomía y sistemática algal, y se puede discutir en el contexto de las interacciones ecológicas y fisiológicas, así como de los significados adaptativos de dichas estructuras. Los caracteres citológicos empleados más frecuentemente, o de mayor interés para el investigador y estudiante para la identificación de las macroalgas son:

- 1) **Núcleo:** Se toma en cuenta si son uni o multinucleadas
- 2) **Plastos:** Se considera su número, forma, posición y si presentan o no pirenoides en su interior. La forma puede ser: discoidal, en banda o listón, estelados (en forma de estrella), reticulares (en forma de red). Su posición puede ser central o parietal (cerca de la pared celular).
- 3) **Pared celular:** Se considera el grosor de la pared y la presencia de carbonato de calcio sobre la pared. Esto último se confirma mediante la adición de HCl.
- 4) **Conexiones intracelulares:** Son derivadas del proceso de conexión intracelular secundaria entre células vegetativas. Pueden ser, de acuerdo a Van de Hoek *et al.*,(1995): Condición I: Sólo se presenta el tapón; Condición II: Se presenta una membrana y el tapón; Condición III: Hay 2 paredes y una membrana entre ellas; y la Condición IV: La segunda pared presenta forma de cono.

MERISTEMOS

Los meristemos son regiones localizadas de división celular y alargamiento (crecimiento). Los meristemos pueden ser primarios o secundarios.

A. Meristemos primarios

1. **Meristemo difuso:** Cualquiera de las células del talo pueden experimentar división celular. Un ejemplo son los talos laminares o filamentosos, como los heterotricos más simples.
2. **Meristemo intercalar:** La zona de crecimiento se encuentra localizada en algún punto intermedio del talo. Existen dos tipos:
 - a) Tricotálico. El crecimiento ocurre en la base de uno o más pelos terminales.
 - b) Masivo. Es una zona de crecimiento de varias células de ancho y grueso, localizada en la zona de transición entre las láminas y el estipe de ciertas algas cafées del orden Laminariales.
3. **Meristemos apicales:** La zona de crecimiento se ubica en la porción apical del talo y puede estar formada por una sola célula apical o por varias células, que dan lugar a nuevas células, generalmente de manera basal.

B) MERISTEMOS SECUNDARIOS

Pueden ser internos o externos, Surgen como parte del proceso normal de maduración del talo, permitiendo que se desarrollen estructuras de mayor complejidad (Fucales y Laminariales, División Phaeophyta)..

Los Meristemos secundarios dan lugar a ramificaciones. Los diferentes tipos de ramificación que presentan las macroalgas son muy utilizados para la diagnosis de géneros. Los tipos principales son:

- a) Dicotómica: las ramas siempre se dividen en dos
- b) Pinada: las ramas pueden orientarse en un solo plano, de manera opuesta o alterna
- c) Tetrástica: las ramas surgen en dos planos opuestos
- d) Verticilada: las ramas surgen en una secuencia espiral, que puede ser opuesta
- e) Polística: la ramificación se da en varios planos
- f) Pectinada: las ramificaciones surgen sólo de un lado del talo a partir de un eje principal.

Generalmente las ramas surgen sucesivamente de un mismo eje, de manera monopodial o si el eje principal es reemplazado cada vez que surge una nueva rama se le llama simpodial.

Los meristemos secundarios también pueden formarse para regenerar porciones del talo que han sido dañadas o en respuesta a un ambiente modificado, como un mecanismo de regeneración o proliferación vegetativa

Tipos de sujetador

Se da el nombre de sujetador a la célula o al grupo de ellas que tienen como función única sujetar al organismo a un sustrato determinado. La morfología de esta estructura está influenciada por varios factores, que incluyen: el tipo de sustrato, las corrientes, tipo de talo, etc.. La siguiente clasificación que se presenta está basada en la propuesta por Dawson (1966):

1. **Sujetador rizoidal:** Está formado por un sistema de filamentos que penetran profundamente en el sustrato, rodeando y fijando partículas de sedimento.
2. **Sujetador hapteroidal:** Presentan una forma digitiforme.
3. **Sujetador claviforme:** Tiene una forma de cuña que permite al alga penetrar en la costra de las algas calcáreas.
4. **Sujetador endofítico:** Se presenta epífitos hemiparásitos, el sujetador se introduce en la paredes celulares de otras algas.
5. **Sujetador discoidal:** Está formado por filamentos compactados que forman un disco.
6. **Sujetador estolonífero:** Presenta una línea rastrera en donde, a cada cierta distancia presenta filamentos rizoidales para la fijación.
7. **Sujetadores secundarios:** Ciertas algas durante una etapa de su ciclo de vida se desprenden de su sujetador, y forman secundarias para sujetarse de otras algas o de organismos.

Tipos de reproductores

Los gametos se forman en gametangios, que en la mayoría de las macroalgas son unicelulares; los gametangios multicelulares sólo se dan en las Charophyceae y Phaeophytas. Cuando se forman espermatozoides y huevos distintivos, los gametangios respectivos se llaman anteridios y oogonios.

En el caso del esporofito, las meiosporas se producen en una variedad de formas. La mayoría se forman en un esporangio (zoesporangio). En las Phaeophytas las zoosporas pueden formarse en zoesporangios uniloculares o pluriloculares. La manera en que las estructuras sexuales se forman, es una característica distintiva para las macroalgas. Los zoesporangios en las algas café se agrupan en áreas fértiles llamadas soros. El soro puede crecer en una rama fértil especial llamada esporofilo. En las fucas los anteridios y oogonios se forman en cavidades en el talo llamadas conceptáculos. Están comúnmente agregados en ramas fértiles llamadas receptáculos.

En las algas rojas los tetraesporangio y espermatangios pueden estar dispersos por toda la superficie del talo o agrupados en distintos tipos de soros. Los soros pueden estar restringidos a las puntas, los márgenes, a ramas especiales (estiquidio) o en depresiones (conceptáculos). Los esporangios se pueden formar entre filamentos anticlinales en un soro llamado nemathecia. La estructura reproductiva principal en las algas rojas son los **cistocarpos**, estos son generalmente numerosos en las plantas gametofitas femeninas. En plantas delicadas pueden encontrarse libres, y en los talos grandes pueden aparecer como una papila pequeña y oscura en la superficie o márgenes de las láminas. Cuando los cistocarpos son macroscópicos, generalmente surgen de una **rama carpogonial**. Esta rama constituye el aparato femenino y consta de varias células; la célula terminal es el **carpogonio** y posee un pelo llamado **tricoginio**, que sirve como superficie para la adhesión de la espermatide.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer la diversidad en formas algales, tipos de construcción celular, meristemas, estructuras reproductivas, así como la citología mediante el uso de técnicas de histología.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Microscopio estereoscopio.

Portaobjetos y cubreobjetos.

Material para Histología.

Bisturí

Aguja histológica

Caja de Petri

Papel de filtro

Cuentagotas o goteros, pipeta transfer o Pasteur

Procedimiento

3.3 MÉTODOS CITOLÓGICOS Y PROCESAMIENTO HISTOLÓGICO

A partir del reconocimiento de las características morfológicas de los organismos se tiene la primera etapa de la determinación del nombre científico. Estas características son muy utilizadas para la determinación de las algas verdes y pardas (Abbott y Hollenberg 1976; Scagel et al. 1989). Sin embargo, conforme la morfología del talo se complica es indispensable el conocer las características anatómicas para poder establecer criterios estables y confiables de segregación. Es necesario que se reconozcan los niveles de complejidad anatómica de nuestro interés y qué tipo de estructuras deseamos resaltar. Este trabajo consiste, en que una vez obtenido un talo que se distingan las características generales es necesario recurrir a una herramienta más en la anatomía interna del organismo. Una primera aproximación de esto es que el estudiante realice cortes, ya sea con un bisturí o en su caso una navaja, del ejemplar en fresco con el objetivo de analizar bajo el microscopio la organización interna

(vegetativa o reproductiva). En el caso de una gran cantidad de organismos se requiere de cierta habilidad y practica para su realización.

En algunos casos todos los esfuerzos antes mencionados no son suficientes para realizar una identificación confiable. Esto se da por la calidad potencial del corte en fresco debido al grosor al que se puede cortar. La cual no es adecuada bien porque los cortes en fresco que se realizaron no muestran claramente las estructuras deseadas o por cuestiones fuera del alcance de los investigadores y estudiantes como sería en el caso de estructuras finas o de muy pequeño tamaño. Otra limitante la constituye la presencia de una estructura calcárea externa que no permite el corte en fresco de inmediato y requiere de un tratamiento previo. Para ello tenemos una serie de técnicas histológicas, la cual nos permitirá por medio de un proceso no muy largo obtener una observación clara de las características deseadas. Con estas formas de procesamiento se puede apoyar la determinación del nombre científico así como la obtención de laminas con calidad de fotografía para presentación de evidencias que se utilicen en trabajos, artículos, poster, pequeñas notas o libros. A continuación se describen las diferentes etapas del procesamiento histológico y su aplicación en estudios citológicos.

Etapas dentro del proceso histológico

Dentro de las diversas formas de procesamiento de macroalgas se pueden identificar 5 etapas del proceso que son cruciales para un adecuado procesamiento. Estas etapas son: a) Fijación, b) Selección de la muestra, c) Tinción, d) Deshidratación e inclusión y e) Corte y montaje. La tinción se puede realizar antes o después de la deshidratación ya que depende de los objetivos del estudio y del tipo de material a seccionar que se puede cambiar. Es un procedimiento recomendable teñir antes de deshidratar, ya que al hacer los cortes se puede evaluar mucho mejor la calidad del producto en el momento mismo.

a) Como ya se ha mencionado con anterioridad, la fijación se recomienda que se realice en una solución del medio (agua marina o dulceacuícola) con formol al 4% y sea neutralizada con borato de sodio al 5% del volumen. Esto evita la acidificación de la solución (con el consecuente deterioro de los ejemplares) y neutraliza los olores que se pudieran producir por el químico. La fijación es altamente recomendable se realice de forma inmediata para preservar las estructuras de interés (células especializadas) lo más cercano a la forma natural. En algunos casos para poder lograr que se fijen estructuras altamente especializadas (reproductores) se recomienda fijar en una solución más concentrada (hasta el 10%) por un periodo de tiempo corto (1-2 hrs. máximo). Una vez hecho esto se puede transferir al conservador (como alcohol) para su posterior disección. La fijación puede variar según el estudio, ya que existen sustancias que descalcifican o tiñen a los organismos al mismo tiempo que se fijan. Otras fijaciones se utilizan para el procesamiento por medio de técnicas altamente especializadas (como la de inmunofluorescencia o la electrónica) en donde el fijador actúa como preservador, conservador y agente de tinción en un solo paso. Esto se da más bien para estudios ultraestructurales donde el objetivo es discriminar alguno de los organelos o identificar procesos internos de los mismos.

Una vez obtenida la fijación es recomendable trasladar a los especímenes a alcohol 70% para una conservación con valor de colección científica (como se ha visto en la sección 1.2). Este paso es la conservación definitiva del ejemplar, es la más común y la que mejores resultados nos proporciona para evitar que el ejemplar se endurezca por mantenerlo un largo plazo en formol. Pero nos podemos encontrar que al momento de procesar la muestra de tejido seleccionado, este sufrió cambios de la forma natural ya que algunas especies de macroalgas llegan a ser sumamente sensibles a los químicos utilizados; por lo que se recomienda tres opciones:

1.- En caso de que nuestro ejemplar presente esta sensibilidad a los químicos, puede mantenerse en alcohol al 70% directamente evitando el formol, el cual se caracteriza por ser un químico fuerte, en este caso se recomienda que se procese lo más rápido posible en histología. Esta forma de conservación se recomienda para casos en que se encuentra la persona lejos de laboratorio en el campo por algunas horas o días, recordando que la permanencia en alcohol no es permanente y que con el tiempo puede comenzar una descomposición de los tejidos, mas esta técnica nos da el espacio suficiente para dañar de forma menos agresiva nuestra muestra.

2.- Cuando se tienen las condiciones en las cuales se puede transportar la muestra rápidamente al laboratorio y nuestra alga es muy sensible a los químicos, una vez colectada se transporta en agua de sal directamente al laboratorio con el fin de procesar nuestro material en histología y obtener estructuras menos expuestas a los químicos y que puedan llegar a alterarlos.

3.- Cuando exista la posibilidad se puede recurrir al congelamiento inmediato en hielo, hielo seco o en refrigeración directa. Esto evita modificación alguna pero en organismos marinos el agua producida por hielo podría causar problemas de osmolaridad sino se empaca con propiedad el organismo.

b) La selección de la muestra podrá facilitarle y evitar muchos problemas durante el proceso por lo cual es importante saber que estamos seleccionando, como lo estamos seleccionando y para que lo estamos seleccionando de tal forma que nos ahorraremos tiempo, esfuerzo y costo del proceso.

Primero, deberemos de considerar que información necesitamos obtener del organismo. Que estructuras necesitamos observar de una área en especial del organismo que es solicitada por la clave o bibliografía que estemos consultando. Otra opción es que toda una región sea de nuestro interés como lo son la parte apical, media, basal del sujetador y que se requiere de hacer una consideración general.

Segundo, la consulta de información bibliográfica es fundamental para poder establecer cuáles son los procedimientos convencionales que se utilizan en el grupo de interés. Una alternativa deseable es la consulta directa con algún especialista nos ayudará a decidir de qué forma y como podremos seleccionar nuestra muestra. Por ejemplo, recomendaciones en la búsqueda de cierta forma o color del organismo donde localizamos una estructura en especial, como podrá ser los reproductores del

organismo o en su caso conocer una posible identificación de sexos etc. esto dependerá siempre que tengamos de forma clara que información requerimos.

Tercero, una vez seleccionado la zona de el lugar de nuestra muestra esta podra ser obtenida ya sea con un corte en el área seleccionada si el organismo es lo suficientemente maleable el tejido. Si no es posible por la presencia de alguna estructura sólida, como puede ser el caso de las algas calcáreas o leñosas, esta se podra extraer con pinzas de laboratorio que nos proporcionen mayor apoyo o bien pinzas mas fuertes o alguna herramienta que consideremos adecuada para tal caso.

Cuarto ya obtenida la muestra , esta podrá colocarse en un vial de aproximadamente 12-15 ml., se recomienda esta medida para un mejor manejo de la muestra , ya sea para no dañarla al momento de manejarla o bien que el efecto de capilaridad del agua no nos permita su manejo en el frasco.

*La descalcificación es una etapa especifica esto significa que sólo algunos talos requieren de esta etapa, los talos que se caracterizan por la precipitación de carbonato de calcio son buenos candidatos y requieren de este tipo de procesamiento , entre los talos que podrán encontrar ,es a las algas rojas (coralinas), algas pardas (como el caso de algunas Padina), etc.

Existen diferentes tipos de agentes que podrán ayudarle entre los cuales están en una escala del más fuerte al más suave a:

- 1.-ácido clorhídrico 10%.
- 2.- FAA .- formol, alcohol etílico y ácido acético.
- 3.- Solución de Pyreni.
- 4.-Ácido acético - glaciar 7%- 10% (dependiendo del grosor de la muestra).
- 5-Ácido nítrico al 5 %.

Esta etapa consiste en extraer el carbonato de calcio de forma suave y constante, de tal forma que al colocar nuestro agente este provoca un estado de efervescencia, en donde las burbujas producidas al momento de salir, no deberán maltratar o destruir el tejido, ya que nuestro objetivo principal es el obtener un tejido lo más cercano a su estado natural.

Como saber que agente deberá de utilizar, si no contamos con la bibliografía que nos indique tal aspecto, una recomendación es la utilización del agente más suave y si este no funciona seguir experimentando con los más agresivos, recordando que deberá de esperar algunos segundos o minutos para observar que el agente comience a trabajar.

El estudiante podrá darse cuenta que el tejido está totalmente descalcificado cuando el proceso de efervescencia haya concluido, más en algunos casos esto puede causar confusión, ya que esto puede ocurrir también si nuestro agente a sido saturado de carbonato de calcio, en este caso podrá asegurarse si cambia el agente saturado por otro limpio, si no hay mas efervescencia nuestra muestra estará lista, si en su caso

sigue el proceso deberá repetir la misma secuencia hasta asegurar que el proceso haya concluido.

En ocasiones es evidente observar que la muestra esta lista ya que tiende a tomar una apariencia translucida el tejido, que usted podrá detectar directamente. Por lo que usted se dará cuenta que los tiempos de descalcificación para cada especie varían, así como del tamaño de muestra seleccionado por lo que una muestra pequeña tardara tiempos más cortos de descalcificación a diferencia de una muestra de mayor tamaño.

Cuando su muestra este lista es recomendable lavar con agua corriente dos o tres veces para retirar los excesos de ácido y no afecte la siguiente etapa histológica.

*Tinción es la etapa donde usted podrá resaltar con la ayuda de colorantes, algunas estructuras deseadas en su muestra, como podría ser una pared celular, cloroplastos, etc. con el motivo de facilitar la observación e identificación de alguna parte en especial, esto dependerá directamente de los compuestos por los cuales este constituidas estas estructuras y sean afines al colorante; algunos de los colorantes más comunes son:

- 1.- Azul de toluidina al 10%.
- 2.- Hematoxilina.
- 3.- Eosina.
- 4.- Anilina
- 5.- Permanganato de potasio.

La etapa de tinción es utilizada de diversas formas dependiendo de la tecnica y de las preferencias de la persona que lo este trabajando.

*En algunas ocasiones solamente se requiere de los cortes en fresco y por lo tanto esta etapa se aplica directamente al corte o bien a la muestra antes de realizar el corte.

*Cuando se requiere de un proceso más complejo se puede teñir al comienzo de la técnica o bien al final de esta, nuevamente esto dependerá de la información y experiencia que se vaya teniendo en el conocimiento del procesamiento histológico.

Es importante resaltar que en muchos casos la bibliografía nos orienta respecto a los tiempos a los cuales se deberá de permanecer nuestra muestra expuesta al colorante, si se ignora esta información usted deberá de experimentar los tiempos de exposición al colorante así como el colorante mismo. Esto no deberá de desanimarlo, por el contrario es información importante y que definitivamente deberá de publicar y así facilitar este tipo de trabajos. En la mayoría de los casos es recomendable que una vez teñida la muestra se lave dos o tres veces con agua corriente para retirar los exceso de colorante, para que la observación bajo el microscopio sea la más optima a nuestros intereses. Sí por algún motivo fuera de su alcance no puede seguir el proceso en ese momento es el tiempo adecuado para que usted pueda guardarla en alcohol al 70% hasta que nuevamente vaya a iniciar el proceso.

La deshidratación es la etapa que le permitirá el intercambio de agua presente en el tejido, por algún agente químico que le permita preparar la muestra para las siguientes etapas; entre los agentes que les podrán ayudar en la etapa de deshidratación son:

- 1.-Alcohol etílico.
- 2.-Alcohol butílico.
- 3.-Alcohol isopropílico
- 4.-Acetona

El alcohol etílico es un agente muy utilizado para este proceso, fácil de conseguir y relativamente económico, puede utilizarse en la mayoría de los procesos histológicos de algas, el alcohol butílico se usa para dar una ligera suavidad al tejido y así facilitar el corte, la acetona es un poco más agresivo utilizado en hojas de plantas superiores.

La deshidratación se requiere que sea de forma suave, con el fin de que no sean afectadas las células y estructuras que las constituyen. Se deberá de realizar este proceso iniciando con alcoholes de porcentajes bajos hacia los más altos, por ejemplo:

- 1.-alcohol etílico 30%
- 2.-alcohol etílico 60%
- 3.-alcohol etílico 90%
- 4.-alcohol etílico 100%

Algunas personas pueden llegar a pensar que el proceso puede llegar a ser largo, pero los resultados son sorprendentemente buenos y la persona puede estar segura que la muestra en procesamiento a sido expuesta de forma que no se altere la estructura celular. Al igual que el colorante la deshidratación varía los tiempos, dependiendo de la especie y tamaño de la muestra que se selecciono, por lo que la bibliografía podrá orientarlos al respecto, esta información no está a disposición muy posiblemente porque sea una referencia complicada o bien no exista, en este caso deberá de experimentar para encontrar el tiempo justo de la muestra en proceso, podría comenzar con una serie de media hora con intervalos de 15,10 ó 5 minutos dependiendo de la consistencia de su muestra, este más delgada menos tiempo y viceversa .

Sí usted no cuenta con un aparato mecánico para realizar este proceso, puede utilizar frascos con tapa de rosca, donde colocará los distintos alcoholes, aquí deberá de ser sumamente cuidadoso ya que el paso de un alcohol a otro, puede llegar a ser tiempo suficiente para que su muestra vuelva a hidratarse, por ello necesita realizar el traspaso de alcoholes lo más rápido posible sin maltratar su muestra. El último paso de la deshidratación puede hacer un paso alcohol- parafina en caso de que sea este sea el agente utilizado.

La Inclusion es la etapa donde añadiremos el material para que el tejido permanezca firme para el momento del corte, los agentes que podrán ser utilizados son:

- 1.-Parafina. pura.
- 2.-Resina o plástico.
- 3.-Hielo.
- 4.-Alginato o algún tipo de gelatina.

5.- Hielo seco.

Se requiere de aparatos llamados incluidores donde se mantienen líquidos estos agentes, o en su caso una parrilla donde mantenerlos calientes, sin exceder las temperaturas indicadas en los paquetes del agente utilizado, con la finalidad de no llegar a desnaturalizarlo y esto afecte nuestro proceso. Existen moldes y anillos especiales para realizar la inclusión y facilitar el proceso, en caso de que no contará con este material, la elaboración de pequeñas cajas de papel, es efectivo y sumamente económico para aquellas personas que sólo requieran de procesos esporádicos como es el caso de muchos estudiantes.

Una vez incluida la muestra se llevará a una parrilla de refrigeración que en muchos de los casos está incluida en el mismo incluido, una vez solidificada nuestro cubo de parafina está listo para el corte. Los cortes pueden realizarse en un micrótopo eléctrico, mecánico o manual, este ofrece la capacidad de realizar cortes de diferentes tamaños, dependiendo de las necesidades de la muestra, estos aparatos utilizan navajas desechables altamente recomendadas o bien que requerirán de ser afiladas manualmente, ambos casos le serán útiles. Cuando tenga el corte esperado se deberán de sellar los cubos de parafina que contienen nuestra muestra con parafina líquida, para evitar que el tejido expuesto se hidrate.

El montaje se lleva a cabo una vez obtenido el corte deseado en el caso de ser parafina y más comúnmente usado, se lleva a un baño María, extendiendo el tejido y facilitando así la toma del corte con un portaobjetos el cual se recomienda observarse al microscopio, con la finalidad de asegurar que el corte es el deseado y si no obtener otro corte en el momento.

Cuando tiene el corte se deberá de esperar un par de horas o más con el fin de que este seque y se adhiera al cristal, cuando esté listo se limpiará la lámina con algún solvente como es el caso del Xilol y ayudándose con alguna servilleta de papel para remover el exceso de parafina, no dejando por mucho tiempo sumergida su muestra ya que el tejido puede desprenderse del cristal y podría perder todo su trabajo.

Al asegurarse que su lámina está limpia se coloca alguna sustancia que permita conservar la lámina permanentemente o bien por un tiempo considerado, entre las sustancias que nos pueden ayudar están:

- 1.- Cytoseal de alta o baja viscosidad.
- 2.- Euquid.
- 3.- Balsamo de Canadá .
- 4.- Miel de maíz.

Los dos primeros para montajes permanentes y los siguientes con tiempos de vida más cortos. Se recomienda guardar sus láminas en una caja para en caso de cualquier consulta se encuentren listas para utilizarlas.

TINCION

El objetivo de la tinción es ayudarnos en la observación de determinados organelos y otras estructuras celulares. Algunos reactivos empleados para la tinción de las algas y su aplicación son:

Acetocarmín- Para distinguir entre organismos procariotas y eucariotas se puede usar el colorante acetocarmín, ya que este tiñe los ácidos nucleicos, permitiendo así ver si éstos se encuentran en un núcleo o dispersos en el citoplasma. Se requiere principalmente para discernir formas filamentosas muy finas que pueden confundirse con cianofitas.

Lugol - Este reactivo puede emplearse para reconocer a los miembros de la División Chlorophyta. El lugol tiñe el almidón contenido en los cloroplastos tornándolo violáceo.

Hematoxilina- Tiñe el núcleo y la pared celular

Eosina- Tiñe los organelos, combinado con la hematoxilina se usa para diferenciar tejidos vegetales

Verde brillante- Permite resaltar los pirenoides

Azul de metileno – Generalmente permite distinguir el núcleo.

Rojo congo - Tiñe la celulosa de la pared celular.

HNO₃ 6% y Alcohol 50% en una proporción 1:1 - Esta solución permite descalcificar algas coralinas. Se coloca una porción del talo en una caja de Petri y se añade sobre éste unas gotas de la solución. Cuando ya no hay efervescencia se lava con un chorrito de agua.

En el caso de las algas coralinas, que presentan carbonato de calcio sobre la pared celular (Orden Corallinales), es necesario aplicar técnicas histológicas específicas. Riosmena-Rodríguez (1993) propuso una técnica derivada de diversas metodologías, que incluye la descalcificación, deshidratación, aclarado, inclusión, cortes y tinción de las algas.

PRODUCTOS

Un reporte donde se presenten los principales características morfológicas y anatómicas revisadas durante la práctica.

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Revisión de morfología y anatomía</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Determinación de estructuras con cortes finos.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte 80%</i>

REFERENCIAS

- Dawson, E.Y. 1966. *Marine Botany: an introduction*. Holt, Reinhart & Winston. Nueva York, 371 pp.
- Chapman, A. R.O. 1979. *Biology of seaweeds: levels of organization*. University Park Press. Baltimore. 134 pp.
- Hay, M.E. 1986. Functional geometry of seaweeds: ecological consequences of thallus layering and shape in contrasting light environments. En, T.J. Givnish (ed.), *On the economy of plant form and function*. Cambridge University Press. E.U.A. p. 635-666.
- Littler, M.M. 1980. Morphological form and photosynthetic performances of marine macroalgae: test of a functional-form hypothesis. *Bot. Mar.*, 22: 586-590.
- Littler, M.M. y D.S. Littler. 1980. The evolution of thallus form and survival. Strategies in benthic marine macroalgae: field and laboratory tests of a functional-form model. *American Naturalist*, 116:25-44.
- Littler, M.M. y D.S. Littler. 1983. Heteromorphic life history strategies in the brown alga *Scytosiphon lomentaria* (Lyng. Link). *Journal of Phycology*, 19: 425-431.
- Lubchenco, J. y J. Cubitt. 1980. Heteromorphic life histories of certain marine algae as adaptations to variations in herbivory. *Ecology*, 61: 676-687.
- Magne, F. 1978. The application of cytology to the taxonomy of red and brown algae. In: Modern approaches to the taxonomy of red & brown algae. Londres, 484 pp.
- South, G.R. y A. Whittick. 1987. Introduction to phycology. Blackwell.Oxford, 341 pp
- Van Den Hoek, C. D.G. Mann y H.M. Jahns 1995. Algae: An introduction to phycology. Cambridge University Press. Great Britain, 623 pp

PRACTICA 4
División Chlorophyta y Antofitas marinas.
 10 horas en 5 sesiones
 Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

Las macroalgas están comprendidas básicamente en tres divisiones algales, las cuales se diferencian entre sí principalmente por el tipo de clorofilas y pigmentos accesorios que presentan. Todas desempeñan un papel importante dentro de los ecosistemas acuáticos y la diversidad morfológica y estructural que presentan se relaciona con los diferentes hábitats que ocupan y las interacciones con otros organismos.

Se puede apreciar con cierto grado de experiencia que existen formas o talos que solamente ocurren en uno u otro grupo, incluyendo su estructura o construcción, así como sus estrategias reproductivas sobre todo en cuanto a la estructura reproductiva se refiere. En este manual es primordial el análisis de la morfología más básica y practica para el estudio de cada grupo.

Las características generales de las algas verdes son:

1. Los flagelos son similares en la estructura, pero diferentes en longitud, usualmente son dos flagelos por célula, pero en algunos casos pueden ser cuatro o más.
2. Entre el axonema del flagelo y el cuerpo basal se encuentra una zona de transición.
3. Los cloroplastos estan encerrados por una doble membrana de reticulo endoplásmico.
4. Los tilacoides se encuentran agrupados y lamelados en grupos de dos a seis o más tilacoides.
5. Los cloroplastos son verdes por que la clorofila no esta enmascarada por pigmentos accesorios, presenta Cl a y b y la c en pocas especies.
6. Tiene como pigmentos accesorios que incluyen xantofilas, zeaxantina, violaxantina, anteraxantina y neoxantina.
7. Los pirenoides estan presentes y enbebidos en los cloroplastos y llegan a penetrar en los tilacoides.
8. El producto de reserva es el almidón verdadero.

CLASE ULVOPHYCEAE

ORDEN	FAMILIA	GÉNEROS	
Ulvales	Ulvaceae	<i>Ulva</i>	<i>Enteromorpha</i>
	Ulvellaceae	<i>Percursaria</i>	<i>Chloropelta</i>
<i>Ulvaria</i>		<i>Blidingia</i>	
<i>Acochaete</i>		<i>Bolbocoleon</i>	
<i>Endophyton</i>		<i>Entocladia</i>	
<i>Ulvella</i>		<i>Pseudoulvella</i>	
<i>Piliniella</i>		<i>Tellamnia</i>	
<i>Pseudodoctyon</i>		<i>Pseudopringsheima</i>	
Ulothrichales		Acrosiphonaceae	<i>Acrosiphonia</i>

	Monostromataceae Ulotrochaceae	<i>Urospora</i> <i>Monostroma</i> <i>Ulothrix</i>	<i>Gayralia</i>
Cladophorales	Cladophoraceae Anadyomenaceae Valoniaceae Siphonocladaceae	<i>Chaetomorpha</i> <i>Cladophora</i> <i>Microdictyon</i> <i>Valoniopsis</i> <i>Shiphonocladus</i> <i>Pseudostruvea</i> <i>Dictyosphaeria</i>	<i>Lola</i> <i>Rhizoclonium</i> <i>Valonia</i> <i>Struvea</i> <i>Cladophoropsis</i>
Bryopsidales	Bryopsidaceae Codiaceae Caulerpaceae Udoteaceae halimedaceae Phyllossiphonaceae	<i>Bryiopsis</i> <i>Codium</i> <i>Caulerpa</i> <i>Udotea</i> <i>Halimeda</i> <i>Oestrobium</i>	<i>Derbesia</i> <i>Chlorodesmis</i>
Dasycladales	Dasycladaceae Polyphysaceae	<i>Dasycladus</i> <i>Acetabularia</i>	<i>Neomeris</i>
Prasionales	Prasiolaceae	<i>Prasiola</i>	

Formas de agua dulce

CLASE CHAROPHYCEAE Charales	Charophyceae	<i>Chara</i>	<i>Nitella</i>
-----------------------------------	--------------	--------------	----------------

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer conceptos a nivel de familia y género de la División Chlorophyta su variabilidad morfológica, aspectos anatómicos y de taxonomía de principales representantes de antofitas marinas.

Conocer conceptos a nivel de familia y de géneros representativos de Antofitas Marinas, así como la observación de estructuras anatómicas especializadas.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Microscopio estereoscopio.

Portaobjetos y cubreobjetos

Bisturí

Aguja histológica

Caja de Petri

Papel de filtro

Cuentagotas o goteros, pipeta transfer o Pasteur

Procedimiento

Revisar las principales características de ejemplares representativos de cada orden, familia y géneros.

ULVALES.

Se caracteriza por mostrar un crecimiento parenquimatoso, así como que la planta sea una lámina de una a dos células de espesor o bien un tubo de una célula de grueso.

Ulvaceae

Son de color verde pasto, abundan en lugares estuarinos, salobres y costeros. Abundan particularmente en áreas de contaminación. Las algas son parenquimatosas y forman láminas (distromáticas) o tubos que pueden ser aplanados.

ULOTRICHALES

Las plantas de este orden tienen filamentos ramificados o no ramificados, en general un solo plasto por célula. La mayoría de sus miembros son de agua dulce, pero unos pocos viven en el ambiente marino.

Monostromataceae

Son láminas que tienen sólo una capa de células (monostromáticas). El desarrollo inicial es a partir de una pequeña vesícula o tubo.

Ulotrochaceae

Son filamentos no ramificados y cada célula tiene un solo plasto en forma de collar.

CLADOPHORALES

Presentan células multinucleadas y una pared de celulosa altamente cristalina. El tipo de historia de vida es característico por ser principalmente haploide isomórfico.

Cladophoraceae

Los miembros de esta familia son filamentos multicelulares ramificados o de filamentos uniseriados no ramificados. Las células son multinucleadas y cada una de ellas posee un solo cloroplasto reticulado (en forma de red) con muchos pirenoides. Los géneros se separan en base a la presencia y tipo de ramificación, producción de esporas, el tipo de células basales y rizoides como sujetadores.

Anadyomenaceae

Es una pequeña familia que incluye algas marinas tropicales foliosas con estructura filamentos. Los dos géneros más importantes, *Microdictyon* y *Anadyomene*, tienen hojas reticuladas y delicadas con abundante ramificación, siendo en un solo plano.

Valoniaceae

Algunos de los géneros son de afinidad pantropical, tienden a formar vesículas multinucleadas con células lenticulares, pero tiene una construcción cenocítica verdadera, en la base las células desarrollan rizoides, pueden estar agrupadas.

Siphonocladaceae

Incluye filamentos cenocíticos por lo general entretreídos para formar algas sifonosas, las Es una familia tropical en la cual son más filamentosas que en la familia anterior, pero sus miembros carecen de células lenticulares, pero la división celular segregativa tiende a originar células esféricas.

BRYOPSIDALES

Los talos son homoplásticos pero sin cloroplastos hamiplásticos, su organización es concentrica sin organización de los tilacoides, los gametos y esporangios se encuentran envebidos en el talo, algunos producen reproductores estefanocontos en algun estadio de vida y en su pared celular presentan manano, xilano y celulosa.

Bryopsidaceae

Los miembros de esta división tienen un ciclo de vida haplodiploide heteromórfico.

Codiaceae morfologías van desde formas finas a talos densos, los ciclos de vida son diploides.

Caulerpáceae

Esta familia es monotípica, las especies cenocíticas de *Caulerpa* están distribuidas en todas las aguas tropicales.

DASYCLADALES

Esta familia incluye miembros calcificados, con registros fósiles de casi 10 géneros que datan del Ordovísico. Las formas actuales son todas tropicales y subtropicales, todas tienen ramificación verticilada y producen quistes que contienen quistes secundarios haploides a partir de los cuales son liberados los anisogametos.

Dasycladaceae

La misma del Orden.

PRASIONALES

Se caracteriza por tener pocos géneros, los cuales pueden ser filamentosos o de formas foliáceas, presentan un cloroplasto estrellado y por su historia de vida es colocado en un orden separado.

Prasiolaceae

La misma del Orden.

CLAVES PARA LA DETERMINACIÓN GENERICA DE ALGAS VERDES

- | | |
|---|---------------------|
| 1. Talos calcificados..... | 2 |
| 1. Talos no calcificados..... | 3 |
| 2. Talos articulados con segmentos calcificados, separados por nodos poco calcificados y flexibles..... | <i>Halimeda</i> |
| 2. Talos ligeramente calcificados, en forma de sombrilla cuando está reproductivo..... | <i>Acetabularia</i> |
| 3. Talos de construcción parenquimatosa..... | 4 |

3. Talos de construcción filamentosa.....	6
3. Talos cenocíticos.....	7
3. Talos de forma globosa.....	9
4. Talos en forma de tubo.....	<i>Enteromorpha</i>
4. Talos en forma de lámina.....	5
5. Talos distromáticos.....	<i>Ulva</i>
5. Talos monostromáticos.....	<i>Monostroma</i>
6. Filamentos ramificados, con sujetador rizoidal, los rizoides saliendo de las células inferiores.....	<i>Cladophora</i>
6. Filamentos no ramificados, con sujetador discoidal o rizoidal, los rizoides creciendo de la célula basal que es muy elongada.....	<i>Chaetomorpha</i>
7. Talos filamentosos.....	8
7. Talos no filamentosos.....	9
8. Talos ramificados opuestamente o en espiral.....	<i>Bryopsis</i>
8. Talo en ramas cilíndricas , ramificación pectinada o irregular, esporangios relativamente grandes y laterales (fase esporangial).....	<i>Derbesia</i>
9. Talos de forma arbustiva, cilíndricos y esponjosos.....	<i>Codium</i>
9. Talos heterótricos, parte erecta con ejes ramificados opuestamente o en espiral.....	<i>Caulerpa</i>
10. Talos con células muy grandes y conspicuas, sujetador rizoidal, los rizoides son prolongaciones de las células de la base.....	<i>Dictiosphaeria</i>
10. Talo cenocítico, con numerosos cloroplastos discoidales, sujetador claviforme (fase gametangial).....	<i>Derbesia</i>

PRODUCTOS

Un reporte donde se presenten los principales géneros encontrados en muestras de diferentes hábitats y donde se discuta usando al menos 5 referencias bibliográficas la relación entre el tipo de organismo con su hábitat.

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de muestras por ambiente.</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Determinación de géneros representativos por ambiente.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte 80%</i>

REFERENCIAS

- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1978. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 721 pp.
- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1985. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 2a ed. 721 pp
- Chapman, V. J., 1976. **Coastal Vegetation**. Pergamon International, New York, 292.
- Chapman, V. J. and D. J. Chapman. 1977. **The algae**. Me Millan Press, LTD. 2a. ed. 497 pp.
- Dawes, C. J. 1987. **Botánica Marina**. Limusa. México. 673 pp.
- Greuter, W., F.R. Barrie, H.M.. Burdet, W.G. Chaloner, V. Demoulin, D.L. Hansworth, P.M. Jorgensen, D.H. Nicolson, P.C. Silva, P. Trehane y J. McNeill, 1994. **International Code of Botanical Nomenclature**, Koeltz Sci. Books, Alemania, 389.
- Holmgren, P.K., N.H. Holmgren y L.C. Barnett, 1980. **The Herbaria of the World**. New York Botanical Garden, New York, 693 p.
- South, G. R. y A. Whittick 1987. **Introduction to Phycology**. Blackwell Scientific, Oxford, 341p.
- Stein W.T., 1995. **Botanical Latin**. David & Charles editors, Devon, 546 p.
- Stuessy T.F., 1990. **Plant Taxonomy**. Columbia Univ. Press, New York, 514 p.

PRACTICA 5
División Ochrophyta Clase Phaeophyceae
16 horas en 8 sesiones
Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

Las características generales de las algas cafés son un grupo natural.

1. Casi estrictamente marinas, 256 géneros marinos con 1500 a 2000 sp. Incluye cinco géneros de agua dulce (*Herbaudiella*, *Pleurocladia*, *Bodanella*, *Sphacelaria*), de historias de vida similares a las formas marinas.
2. Viven en muy diversos ambientes, zonas intermareales y submareales, así como oceánicas. La máxima profundidad a la que se registran es de 220m en aguas tropicales.
3. Son abundantes en aguas templadas de altas latitudes, características de costas expuestas. Son más pequeñas en tamaño, número y tipos en aguas tropicales. Todas las familias de algas cafés, excepto algunas estrictamente australes están representadas en el hemisferio norte. La flora de norte-américa incluye ejemplos de todas las familias importantes.
4. Son principalmente macroscópicas. Todas son multicelulares. Hay gran variación morfológica; no hay formas unicelulares ni coloniales, las formas más pequeñas son filamentos
5. No son las macroalgas con la mayor diversidad, pero si son el grupo que presenta mayor complejidad, este mismo grado de complejidad les ha permitido constituir comunidades complejas, como el mar de los sargazos y los bosques de Kelp, que se consideran comunidades climax.
6. Ocurren varios tipos de meristemas. La mayor parte de las Dictyosifonales muestran crecimiento difuso, mientras que las Sphacelariales, Dictyotales y Fucales generalmente exhiben una célula apical distintiva. Las Chordariales y las Desmarestiales son ejemplos claros de crecimiento tricotálico, mientras en las Laminariales se muestra el meristemo intercalar.
7. Exceptuando el orden Fucales, las algas cafés característicamente muestran una alternancia de generaciones. La generación esporofita es diploide y la meiosis ocurre en esporangios uniloculares para producir esporas haploides (excepto en Dictyotales). Las plantas sexuales surgen de estas esporas. Las plantas esporofíticas de algunos grupos pueden producir esporangios pluriloculares, de ellos que surgen también otras plantas diploides esporofíticas.
8. Sus células reproductivas son distintivas, son piriformes y biflageladas lateralmente, heterocontas, con el flagelo largo anterior y el corto posterior, excepto en Fucales. Los flagelos están insertados lateralmente
9. Cloroplasto generalmente discoidal, color café-dorado debido al pigmento carotenoide accesorio, fucoxantina, que enmascara a la clorofila *a* y a la *c*. Pirenoide constricto
10. Generalmente tienen células con un sólo núcleo grande.

11. Paredes celulares compuestas de una red de microfibrillas de celulosa, endurecida con alginato cálcico, lo que forma la fracción estructural de la pared, junto con una matriz mucilaginosa compuesta de fucoidan y alginatos mucilaginosos.

12. El principal producto de reserva es chrysolaminaran, junto con manitol, sacarosa y glicerol.

CLASIFICACION

ORDEN	FAMILIA	GENEROS
Ectocarpales	Ectocarpaceae	<u>Ectocarpus</u> , <u>Feldemania</u> , <u>Kuckukia</u> , <u>Sorocarpus</u> , <u>Giffordia</u>
	Ralfsiaceae	<u>Ralfsia</u> , <u>Hapterophycus</u> , <u>Pteroderma</u> , <u>Hapalospongidion</u> , <u>Halothrix</u>
	Pilayellaceae	<u>Pilayella</u> , <u>Haplogloia</u> <u>Analipus</u> , <u>Saundersella</u>
Sporochnales	Sporochnaceae	<u>Sporochnus</u>
Dictyosiphonales	Punctariaceae	<u>Coliodesme</u> , <u>Melanosiphon</u>
	Giraudiaceae	<u>Soranthera</u> , <u>Halorhipis</u> , <u>Myelophycus</u> , <u>Phaestrophion</u>
Scytosiphonales	Syctosiphonaceae	<u>Compsonema</u> , <u>Hydroclathrus</u> , <u>Colpomenia</u>
	Chnoosporaceae	<u>Endarachne</u> , <u>Rosenvingeae</u> , <u>Scytosiphon</u> , <u>Petalonia</u> <u>Chnoospora</u>
Sphacelariales	Sphacelariaceae	<u>Sphacelaria</u>
	Cladostephaceae	
	Stypocaulaceae	
Desmarestiales	Desmarestiaceae	<u>Desmarestia</u>
Syringodermatales	Syringodermataceae	<u>Syringoderma</u>
Laminariales	Laminariaceae	<u>Hedophyllum</u> , <u>Laminaria</u> , <u>Pleurophycus</u>
	Lessoniaceae	<u>Macrocystis</u> , <u>Pelagophycus</u> , <u>Dyctioneurum</u> , <u>Lessionopsis</u>
	Alariaceae	<u>Alaria</u> , <u>Eisenia</u> , <u>Egregia</u>
Fucales	Seirococcaeae	<u>Scytothalia</u>
	Fucaceae	<u>Fucus</u> , <u>Pelvetiopsis</u>
	Cystoseiraceae	<u>Cystoseira</u>
	Sargassaceae	<u>Sargassum</u>
Dictyotales	Dictyotaceae	<u>Dictyota</u> , <u>Padina</u> , <u>Dictyopteris</u> , <u>Pachydictyon</u>
		<u>Spatoglossum</u> , <u>Zonaria</u>
	Dictyopsidaceae Scoresbyellaceae	<u>Dictyotopsis</u> <u>Scoresbyella</u>
Cutleriales	Cutleriaceae	<u>Cutleria</u>
Durvilleales	Durvillaceae	<u>Durvillaea</u>
Ascoseirales		<u>Acinetospora</u>
Chordariales	Chordariaceae	<u>Chorda</u> , <u>Choradria</u> , <u>Papenfussiella</u>
	Chordariopsidaceae	<u>Chordariopsis</u>

	Corynophlaeaceae	<i>Corynophlaea</i>
	Elachistaceae	<i>Elachista</i>
	Myrionemataceae	<i>Myrionema</i>
	Spermatochnaceae	<i>Stilophora, Nema cystus</i>
	Splachnidiaceae	<i>Splachnidium</i>

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer conceptos a nivel de familia y géneros representativos de la Clase Phaeophyceae, haciendo énfasis en el análisis de los caracteres.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Microscopio estereoscopio.
 Portaobjetos y cubreobjetos
 Bisturí
 Aguja histológica
 Caja de Petri
 Papel de filtro
 Cuentagotas o goteros, pipeta transfer o Pasteur

Procedimiento

Revisar las principales características de ejemplares representativos de cada orden, familia y géneros.

Ectocarpales

Talo simple de construcción filamentosa uniseriada ramificada pero nunca unida en pseudoparénquima. El talo consiste de dos tipos de filamentos, con diferentes modos de crecimiento. Son postrados, de crecimiento por división de células apicales o erectos, con crecimiento por división intercalar. El crecimiento intercalar puede ser difuso o restringido a zonas meristmáticas distintivas. Ciclo de vida diplohaplontico e isomórfico (o ligeramente heteromórfico). El gametofito haploide produce gametofitos haploides en gametangios pluriloculares. El esporofito diploide produce meiosporas en meiosporangios uniloculares, y esporas asexuales diploides en esporangios pluriloculares. Presentan anisogamia fisiológica, algunos con anisogamia morfológica u oogamia. Se considera el orden más primitivo, y presenta tres familias:

Ectocarpaceae

Ejemplo por excelencia es *Ectocarpus*. Talo libremente ramificado, uniseriado en partes o parcialmente corticado. Crecimiento difuso a través de división tricotámica, que se da sólo en ciertas áreas del filamento. Cada célula contiene varios cloroplastos con forma de listón, y con pirenoides en forma de pera.

Ralfsiaceae.

Ejemplo *Ralfsia*. Tanto el esporofito como el gametofito son plantas isomórficas de forma costrosa de estructura pseudoparenquimatosa hecha de filamentos compactos..

Pueden adherirse al substrato directamente por las paredes celulares o la capa basal, o por pequeños rizoides. La capa basal del talo consiste de filamentos ramificados, radiados, lateralmente unidos. Cada célula de esta capa no fotosintética soporta un filamento erecto o ascendente que posee cromatóforos. Los filamentos postrados y erectos están compactados en tejido firme.

SPHACELARIALES

Se presentan en todos los mares, y una especie de *Sphacelaria*, el género más grande puede encontrarse en cualquier flora intermareal. Son usualmente pequeños, con ramas densas, hasta pocos cm. Poseen crecimiento apical bien marcado, de una célula apical grande, estructura parenquimatosa y usualmente una organización radial. Ejemplo : *Sphacelaria*. Muestra un eje polisifonal. Se reproduce vegetativamente.

Dictyotales

Los talos tienen forma de abanico o como listones ramificados. De organización parenquimatosa, y consisten de dos, tres o más capas de células. El crecimiento se da por división de las células apicales, que pueden unirse para formar un meristemo marginal. Si el talo tiene una parte basal rastrera, esta también exhibe el mismo crecimiento y organización. Ciclo de vida diplohaplóntico e isomórfico. Con esporangios uniloculares. Presenta una sola familia de ocurrencia generalizada en regiones tropicales y subtropicales. Ejemplo : *Dictyota*. Talo plano, con ramificación regular y dicotómica, hasta 30cm de alto. La medula consiste de una sola capa de células vacuoladas grandes y cuadradas, casi sin cloroplastos ; y un cortex de células pequeñas pigmentadas. Las láminas muestran división dicotómica. La unión al substrato es por rizoides ramificados.

SCYTOSIPHONALES

Forman dos tipos de talos durante el ciclo de vida : un microtalo pequeño y postrado ; y un macrotalo grande y erecto. El microtalo consiste de filamentos postrados y rastreros, uniseriados, que crecen por división apical. Generalmente se unen para formar discos compactos, que forman costras a través de la producción de células verticales de células. El macrotalo es erecto, de organización parenquimatosa, que pueden ser tubulares, laminares o con forma de saco ; de crecimiento intercalar. Ciclo de vida diplohaplóntico o heteromorfo, con una fase esporofita reducida. Reproducción sexual por anisogamia. Cada célula presenta sólo un cloroplasto, que es discoide y contiene un pirenoide. Es posible que el talo erecto sea una elaboración evolutiva de los sistemas de filamentos erectos producidos por Ectocarpales, que también tienen un patrón de crecimiento intercalar. Ejemplo : *Scytosiphon*. Crece de manera difusa por crecimiento intercalar. El macrotalo crece a partir del microtalo.

Cutleriales

Generaciones alternantes, diplohaplónticas y heteromorfas, el esporofito se reduce con respecto al gametofito. Hay dos tipos de talo un macrotalo (gametofito) y un microtalo (esporofitos). El microtalo, con forma de abanico costroso es parenquimatoso y crece

por actividad de una fila marginal de células apicales. El macrotalo, grande y erecto tiene forma de abanico, parenquimatosos, que crecen por meristemas intercalares, localizados en el borde de filamentos uniseriados en el margen del talo (meristemo tricotático). Esto muestra un avance hacia la alternancia heteromórfica estricta de generaciones macroscópicas y microscópicas, tan prevalente en algas café más desarrolladas. Reproducción sexual por anisogamia. Compuesto de tres géneros. La única especie en el hemisferio occidental es *Cutleria hancockii*. Ejemplo : *Cutleria*, Talo cartilaginoso y plano, de hasta 40cm.

Dictyosiphonales

Alternancia entre un microtalo y un macrotalo. El microtalo son filamentos rastreros, uniseriados, ramificados y que crecen por división de las células apicales ; generalmente se unen en discos compactos. El macrotalo es erecto, con forma de lámina, cilíndrica o tubular ; generalmente ramificada, de crecimiento difuso e intercalar, con talo parenquimatoso.

Punctariaceae

Plantas anuales. Esporofito, una o más láminas con sujetador discoidal. Láminas extendidas a partir de un estipe corto y delgado. Láminas consistentes de tres a siete capas de células cúbicas, con poca diferencia entre el tamaño de las células interiores y superficiales. Algunas especies presentan tanto zoosporangios uni como pluriloculares.

Syctiosiphonaceae

Scytiosiphon, Colpomenia, Hydroclathrus, Rosenvingea.- Esporofito que produce sólo esporangios pluriloculares. Se presume que se ha perdido la generación sexual

CHORDARIALES

Alternancia entre un microtalo y un macrotalo. El microtalo son filamentos rastreros, uniseriados, ramificados y que crecen por división de las células apicales. El macrotalo son filamentos erectos ramificados, uniseriados, de crecimiento intercalar (meristemo tricotático); generalmente se unen para formar cojines gelatinosos o plantas delgadas y tubulares con ramificación. Ciclo de vida diplohaplontico, heteromórfico con gametofito reducido. El gametofito es siempre microtalo ; pero el esporofito puede ser macro o microtalo. Ejemplo *Chordaria*. Ejes cilíndricos, gelatinosos y ramificados. Consisten de una médula pseudoparenquimatosa de filamentos largos longitudinales, con un cortex de filamentos cortos radiados.

SPOROCHNALES

Compuesto por una sola familia, Sporochneaceae. Se les encuentra principalmente en el hemisferio sur, con pocas especies de distribución muy amplia, como *Sprochnus peduncularis* Son casi exclusivamente de aguas profundas. Muestran una alternancia del esporofito macroscópico y el gametofito filamentoso microscópico. El orden se caracteriza por la anatomía de los ápices. El meristemo en la punta de la rama es intercalar, consistente de una sola capa con forma de domo de células meristemáticas rodeadas de pelos simples. Presentan un tipo de crecimiento tricotático muy característico.

DESMARESTIALES

Muestran una alternancia heteromórfica. Ciclo de vida idéntico a Laminariales y Sporochnales. El macrotalo es el esporofito de ramificación pinada o folioso, llegando a alcanzar varios metros. El filamento axial muestra crecimiento tricotático, dando lugar a un cortex pseudoparenquimatoso. Conforme este cortex se engrosa se produce un talo cilíndrico de varios mm de ancho o láminas de varios cm de ancho. Muestran crecimiento intercalar difuso por actividad meristemática del meristodermo. Microtalo gametofítico, de filamentos ramificados uniseriados que crecen por división apical de las células. Muestran esporangios uniloculares únicamente. Plantas gametofíticas dioicas y la reproducción sexual es oogámica. Ejemplo *Desmarestia*, se distribuye en aguas templadas. Tienen un alto contenido ácido. Algunas especies son arbustivas, finamente ramificadas; otras son grandes y gruesamente ramificadas. Se les reconoce por sus ramas pinadas. El apice tiene un solo filamento uniseriado, con crecimiento tricotático, y cuando el crecimiento es rápido, pueden presentarse pelos deciduos en el margen de las láminas jóvenes.

LAMINARIALES

Predominantemente de aguas frías. No se encuentran en el Golfo de México o Caribe. Incluye cuatro familias. Alternancia de generaciones, ciclo de vida diplohaplontico, con macro y microtalo. El microtalo es gametofítico y dioico. Consiste de un filamento uniseriado ramificado de pocas células. El macrotalo es esporofítico, generalmente folioso, de estructura parenquimatoso compleja. La generación esporofítica tiene una estructura interna muy diferenciada, (con excepción de *Chorda*)_en sujetador, estipe y una o más láminas, con diferenciación tisular. El esporofito produce esporangios uniloculares. En ocasiones los esporangios se encuentran en soros. Varios presentan neumatocistos. El crecimiento longitudinal resulta de un meristemo intercalar entre el estipe y el filode que añade tejido a ambos. El crecimiento secundario en diámetro del estipe resulta en especies anuales y perennes. Exceptuando juveniles de *Chorda* y *Fucus* hay una ausencia de meristemas tricotáticos y todo el crecimiento intercalar se da por el meristodermo. La reproducción sexual es oogámica.

Laminariaceae

Los géneros representativos son: *Laminaria*, *Agarum*, *Costaria*, *Phyllaria*, *Thalassiphylum*. Se caracterizan por presentar: Estipe no ramificado que termina en una sola lámina. Los géneros se distinguen por las características de la lámina. Presentan soros esporangiales en las láminas vegetativas

Lessionaceae

Los géneros representativos son: *Macrocystis*, *Nereocystis*, *Postelsia*, *Dictyonerum*. Estipes ramificados, en los que una sola lámina termina cada rama del estipe. Sin embargo en *Nereocystis* y *Pelagophycus* el estipe sólo se ramifica sólo en el apex arriba del neumatocisto.

Alariaceae

Los géneros representativos son: *Eisenia*, *Egregia*, *Alaria*, *Pteryogophora*. Se caracterizan por la presencia de crecimientos laterales y foliares de los estipes (que

pueden estar o no ramificados). Los esporangios están restringidos a esporófilos especiales.

FUCALES

Hay una sola generación diploide, sólo presentan macrotalo. El macrotalo es un esporofito ; se considera que los anteridios y oogonios uniloculares son meiosporangios uniloculares modificados; las meiosporas no son liberadas y se desarrollan en gametofitos h y m modificados. Por lo que su ciclo de vida diplonte (que en realidad sería heteromórfico-diplohaplontico, con una fase gametofítica altamente reducida) se considera análogo a las angiospermas. Oogámicas, los anteridios y oogonios se desarrollan en conceptáculos ; en ocasiones agrupados en conceptáculos. La meiosis precede a la gametogénesis como en animales. El crecimiento de las ramas inicia es iniciado por una sola célula apical, generalmente hundida en un surco apical. Presenta estructura parenquimatosa, pero el cortex puede producir hifas

Fucaceae.

Los géneros representativos son: *Pelvetia*, *Fucus*, *Pelvetiopsis*, *Ascophyllum*.

La familia se caracteriza por una forma vegetativa en la que la ramificación es dicotómica y en un plano. Se encuentran en zonas templadas de altas latitudes.

Durvillaeales

Incluye un sólo género *Durvillaea*. Sólo presentan macrotalo, consistente de un sujetador discoidal, estipe cilíndrico, una lámina correosa, generalmente dividida en bandas angostas. Crecimiento intercalar concentrado en la parte apical, con meristoderma. Ciclo de vida diplontico y oogámico. Los conceptáculos se encuentran por todo el talo. Los conceptáculos contienen filamentos ramificados con anteridios uniloculares ; mientras que los conceptáculos femeninos presentan oogonias, cada una con cuatro huevos.

CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN GENÉRICA DE PHAEOPHYTAS

1. Talo de filamentos uniseriados y algunas veces multiseriados, pero sin formar un pseudoparénquima.....ECTOCARPALES.....10
 1. Talo con, por lo menos, una parte de pseudoparénquima o parénquima.....2
2. Crecimiento tricotálico; pelos conspicuos.....3
 2. Crecimiento apical, intercalar o difuso; si se presentan pelos, éstos son inconspicuos.....5
3. Talo folioso, hasta ramificado finamente. Ramificaciones opuestas (alternas en *D. latifrons*).....DESMARESTIALES.....*Desmarestia*
 3. Talo incrustante, globular o erecto, con meristemos subapicales localizados con frecuencia en la base de un ramillete de filamentos.....4
4. Talo parenquimatoso. Las ramificaciones presentan un manojito o penacho de pelos terminales.....SPOROCHNALES.....*Sporochnus*

4. Talo pseudoparenquimatoso.....ECTOCARPALES.....9
5. Crecimiento apical.....6
5. Crecimiento intercalar o difuso.....8
6. Talos ramificados finamente, que crecen en ramilletes rígidos. Cada eje y rama con una célula apical conspicua . Presentan ramificaciones deciduas (propagulos).....SPHACELARIALES...*Sphacelaria*
6. Talos complanados que crecen a partir de una célula apical o una serie de ellas.....7
7. Las estructuras reproductivas nacen en la superficie del talo.....DICTYOTALES.....24
7. Las estructuras reproductivas nacen en conceptáculos embebidos en estructuras a manera de protuberancias.....FUCALES.....29
8. Talo diferenciado externamente en estipe, filoides y sujetador e internamente en epidérmis, corteza y médula.....LAMINARIALES.....35
8. Talo no diferenciado externa internamente.....SCYTOSIPHONALES.....42
9. Talo filamentos, ocasionalmente multiseriado pero sin formar un pseudoparénquima. Crecimiento mayormente intercalar. Talos esporangiales solamente con unangios o tanto con unangios como plurangios. Talos gametangiales con plurangios.....10
9. Talo esporangial mayormente pseudoparenquimatoso. Crecimiento apical e intercalar. Talos esporangiales generalmente sólo con unangios. La fase gametangial presenta filamentos ramificados y unangios no agregados en soros.....13
- 10.Filamentos vegetativos completa o mayormente endofíticos.....*Streblonema*
10. Filamentos vegetativos epifíticos o de vida libre.....11
11. Cloroplastos en forma de banda o listón, pocos por célula. Los filamentos pueden presentar extensiones incoloras. Las estructuras pluriloculares terminales forman un ángulo agudo respecto al eje principal.....*Ectocarpus*
11. Cloroplastos discoides, generalmente muchos por célula.....12
12. Talo sin zonas delimitadas de crecimiento. Plurangios sésiles.....*Giffordia*
12. Talo con una zona de crecimiento (meristemo) por rama, y sobre la cual no hay subsecuentes ramificaciones (en ocasiones el meristemo puede ser terminal). Plurangios pedicelados.....*Feldmannia*
13. Talo erecto.....*Haplogloia*
13. Talo no erecto (costroso, pulvinado o globoso), con o sin filamentos libres erectos.....14

14. Talo diminuto, mayormente epífito. Con filamentos erectos que se originan de una base discoide o postrada.....15
14. Talo mayor y generalmente saxícola, costroso o globoso; carnoso; sin filamentos libres.....17
15. Talo discoide con una capa basal de 2 células de grosor y, por lo menos en parte, con numerosos filamentos diminutos (menores de 500 micras de alto). Generalmente endofítico.....*Hecatonema*
15. Talo pulvinado, con muchas células de grosor. Con filamentos erectos de 4 a 7 mm de alto. De vida libre. Estructuras pluriloculares intercalares, en grupos.....*Halothrix*
16. Talo pulvinado o globoso, suave y carnoso.....17
16. Talo costroso, firme, rara vez carnoso.....18
17. Talo globular y carnoso, musilaginoso. Capa medular compuesta por grandes células incoloras en filamentos ramificados radialmente.....*Leathesia*
17. Talos esporangiales pulvinados, esponjosos, convulcionados-rugosos. Capa medular compuesta por filamentos incoloros ramificados o por células relativamente grandes. Capa de células pequeñas y pigmentadas células corticales.....*Cylindrocarpus*
18. La costra presenta lóbulos o divisiones traslapadas; adherida al sustrato no firmemente.....*Hapterophycus*
18. Costra no dividida y está adherida firmemente al sustrato.....19
19. Los filamentos erectos de la costra están adheridos a ella muy firmemente, de manera que no se separan de ella fácilmente bajo presión.....20
19. Los filamentos están adheridos menos firmemente, desprendiéndose de la costra muy fácilmente.....22
20. Plurangios sin células terminales estériles.....*Pseudolithoderma*
20. Plurangios con una o varias células terminales estériles..... 21
21. Un cloroplasto por célula; plurangios con una célula terminal estéril..... *Ralfsia*
21. Varios cloroplastos por célula; plurangios con 2-5 células terminales estériles..... *Endoplura*
22. Los plurangios están, por lo general, en pares terminales. No se conocen unangios.....*Diplura*
22. Los plurangios no están en pares terminales. Unangios terminales.....23

23. Costra gelatinosa; filamentos erectos más o menos asurgentes en la base (de menos de 750 micras de alto).....*Hapalospongidion*
23. Costra no gelatinosa; filamentos erectos no asurgentes en la base (de menos de 100 micras de alto).....*Petroderma*
24. Crecimiento a partir de una o varias células apicales25
24. Crecimiento a partir de una hilera de células apicales (marginales); el talo puede estar cubierto por un depósito de carbonato de calcio.....*Padina*
25. Cada ramificación presenta una hilera terminal de células apicales.....26
25. Cada ramificación tiene solamente una célula apical.....28
26. La porción principal del talo presenta una “nervadura o vena intermedia”.....*Dictyopterus*
26. La porción principal del talo no presenta una “nervadura o vena intermedia”, o bien, ésta se observa sólo abajo.....27
27. Los soros maduros generalmente se hallan en zonas concéntricas, parcialmente saliente.....*Taonia*
27. Los soros maduros no están formando líneas concéntricas, sino que se encuentran completamente superficiales.....*Zonaria*
28. Talo café oscuro, coriáceo. Las ramificaciones presentan ápices redondeados y 4 ó 5 células de grosor en los márgenes.....*Pachydictyon*
28. Talo color café claro o mediano, delicado; ramificaciones con los ápices truncados o redondeados, y por lo general, con 3 células de grosor.....*Dictyota*
29. Ramificación dicotómica y en un plano.....31
29. Ramificación del talo radial con respecto al eje central; en ocasiones se presenta una ramificación alternada y en un plano.....30
30. Ramificación radial. Filoides con una vena intermedia. Neumatocistos comunes.....*Sargassum*
30. Ramificación radial o alterna; hay una diferencia marcada entre las porciones basal y apical (aunque la porción apical puede no estar presente durante todo el año).....31
31. El talo presenta dos hileras conspicuas de criptostomata (se observan como puntos blancos) sobre cada lado de la “nervadura o vena intermedia”.....*Hesperophycus*
31. Talo distinto al anterior.....32
32. Talo con una “nervadura o vena intermedia”, por lo menos en una parte de la porción superior.....*Fucus*
32. Talo sin “nervadura o vena intermedia”; ramificación dicotómica.....33

33. Las ramificaciones son cilíndricas en la base y aplanadas o cilíndricas en la porción superior. Sin canales. El oogonio produce un huevo funcional grande y uninucleado y una célula funcional con 7 núcleos. Talos de menos de 15 cm de altura.....*Pelvetiopsis*
33. Ramificaciones subcilíndricas a comprimidas y acanaladas en uno de sus lados. Generalmente, el oogonio produce 2 huevos funcionales grandes y sin undulipodio. Talos comúnmente de 30-60 cm de altura.....*Pelvetia*
34. Neumatocistos esféricos o ligeramente aplanados, la mayoría están en series que no presentan un margen aplanado. Estipe triangular en corte transversal.....*Cystoseira*
34. Neumatocistos claramente aplanados y en series, formando una estructura parecida a una vaina con los margenes aplanados. Estipe cilíndrico.....*Halidrys*
35. La transición entre el estipe y la lámina se divide en varias partes, el clivaje se extiende hasta la región de crecimiento, o bien con apéndices en el área de transición.....36
35. La transición entre el estipe y la lámina no presenta clivaje ni sobrecrecimiento o apéndices.....37
36. El clivaje se origina en o cerca de la zona de transición entre el estipe y la lámina.....38
36. Con apéndices o sobrecrecimiento que se originan en o cerca del área de transición.....39
37. Con estipe. Sin nervadura. Las láminas son simples o divididas digitalmente en secciones alargadas (como cuerdas), suaves o arrugadas.....*Laminaria*
37. Con nervadura intermedia. El estipe presenta por lo general proyecciones laterales; la lámina está crispada con perforaciones irregulares en las partes laterales.....*Agarum*
38. Con numerosos aerocistos por talo esporangial.....*Macrocystis*
38. Un aerocisto grande por talo esporangial maduro. Las láminas se originan a partir de una ramificación simpodial que se origina a su vez en la parte superior del aerocisto.....*Pelagophycus*
39. El estipe está ramificado cerca de la base. Las láminas laterales nacen a lo largo de la mayor parte del estipe. Con aerocistos.....*Egregia*
39. Estipe no ramificado o bien, trifurcado distalmente. Las ramas laterales se restringen a una pequeña región del estipe. No presenta aerocistos.....40
40. La lamina terminal se reemplaza por una continuación trifurcada del estipe. Láminas corrugadas.....*Eisenia*

40. Lámina terminal persistente. Láminas con nervadura intermedia prominente. Esporofilos similares a la lámina terminal tanto en forma como en tamaño.....*Pterygophora*
41. Talo erecto, cilíndrico, filiforme. Crecimiento intercalar. Cloroplastos discoides, muchos por célula.....*Coilodesme*
41. Talo no ramificado, erecto, laminar o globular. Crecimiento difuso o intercalar. Cloroplasto grande, parietal, uno por célula.....42
42. Talo hueco, globular a saculiforme.....43
42. Talo, si hueco, no globular ni saculiforme.....44
43. Talo con forma de red, presenta numerosas perforaciones.....*Hydroclathrus*
43. Talo globoso, generalmente sin perforaciones.....*Colpomenia*
44. Divisiones erectas en forma de hoja. Médula con filamentos de paredes gruesas..... *Endarachne*
44. Divisiones erectas pero no en forma de láminas, sino cilíndricas en su mayoría.....45
45. Talo ramificado, no forma ramilletes.....*Rosenvingea*
45. Talo no ramificado, forma ramilletes.....*Scytosiphon*

PRODUCTOS

Un reporte donde se presenten los principales géneros encontrados en muestras de diferentes hábitats y donde se discuta usando al menos 5 referencias bibliográficas la relación entre el tipo de organismo con su hábitat.

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de muestras por ambiente.</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Determinación de géneros representativos por ambiente.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte 80%</i>

REFERENCIAS

- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1978. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 721 pp.
- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1985. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 2a ed. 721 pp
- Chapman, V. J., 1976. **Coastal Vegetation**. Pergamon International, New York, 292.
- Chapman, V. J. and D. J. Chapman. 1977. **The algae**. Me Millan Press, LTD. 2a. ed. 497 pp.
- Dawes, C. J. 1987. **Botánica Marina**. Limusa. México. 673 pp.
- Greuter, W., F.R. Barrie, H.M.. Burdet, W.G. Chaloner, V. Demoulin, D.L. Hansworth, P.M. Jorgensen, D.H. Nicolson, P.C. Silva, P. Trehane y J. McNeill, 1994. **International Code of Botanical Nomenclature**, Koeltz Sci. Books, Alemania, 389.

- Holmgren, P.K., N.H. Holmgren y L.C. Barnett, 1980. **The Herbaria of the World**. New York Botanical Garden, New York, 693 p.
- South, G. R. y A. Whittick 1987. **Introduction to Phycology**. Blackwell Scientific, Oxford, 341p.
- Stein W.T., 1995. **Botanical Latin**. David & Charles editors, Devon, 546 p.
- Stuessy T.F., 1990. **Plant Taxonomy**. Columbia Univ. Press, New York, 514 p.

PRACTICA 6
División Rhodophyta
24 horas en 12 sesiones
 Laboratorio de Genética

INTRODUCCIÓN

Características generales:

- Predominantemente marinas, pocas especies de agua dulce.
- Pigmentos: Clorofila a únicamente, enmascarada por el pigmento accesorio ficoeritrina, presenta también ficocianina. Los pigmentos accesorios se localizan en ficobilisomas (cuerpos hemisféricos o hemidiscoidales), en la superficie de los tilacoides.
- Características citológicas:
 - a) Cloroplasto con doble membrana independiente, no del retículo endoplásmico
 - b) Tilacoides no están agrupados en granas. Uno o dos tilacoides pueden encontrarse en la periferia del cloroplasto.
 - c) Pueden presentar conexiones pit, entre células. En ocasiones obstruido por un tapón proteináceo.
 - d) Pueden presentar cristales de calcita en la pared celular
- Producto de reserva: Almidón florideano, los granulos se forman en el citoplasma, junto a la envoltura del cloroplasto
- Reproducción:
 - a) Células reproductivas sin flagelo, liberadas por esporangios o espermatangios.
 - b) Ciclos de vida diplohaplonticos, isomórficos o heteromórfos

DIVISION RHODOPHYTA

CLASIFICACION

ORDEN	FAMILIA	GENEROS	
Bangiales	Bangiaceae	<i>Bangia</i>	<i>Porphyra</i>
Porphyridiales	Porphyridiaceae	<i>Porphyrella</i>	<i>Goniotrichum</i>
Erytropeltidales	Erytropeltidaceae	<i>Erythrotrichia</i> <i>Smithora</i>	<i>Erythrocladia</i>
Acrochaetiales	Acrochaetiaceae	<i>Acrochaetium</i>	<i>Kylinia</i>
Bonnemaisoniales	Bonnemaisoniaceae	<i>Asparagopsis</i> <i>Trailliella</i>	<i>Bonnemaisonia</i>
Ceramiales	Ceramiaceae	<i>Ceramium</i> <i>Spyridia</i> <i>Antithamnion</i> <i>Antithamnionella</i>	<i>Centroceras</i> <i>Digenia</i> <i>Platythamnion</i> <i>Microcladia</i>

		<i>Aglaothamnion</i> <i>Griffithsia</i> <i>Ptilothamnionopsis</i>	<i>Callithamnion</i> <i>Pleonosporium</i> <i>Tiffaniella</i> <i>Ptilota</i> <i>Laurencia</i> <i>Polysiphonia</i> <i>Veleroa</i> <i>Pterochondria</i> <i>Janczewskia</i>
	Rhodomelaceae	<i>Chondria</i> <i>Herposiphonia</i> <i>Murrayellopsis</i> <i>Pterosiphonia</i> <i>Amplisiphonia</i> <i>Jantinella</i>	
	Delesseriaceae	<i>Branchioglossum</i> <i>Phycodris</i> <i>Sorella</i> <i>Polyneurella</i> <i>Myriogramme</i> <i>Asterocolax</i> <i>Cryptopleura</i> <i>Anisocladella</i>	<i>Platysiphonia</i> <i>Erythroglossum</i> <i>Polyneura</i> <i>Nienburgia</i> <i>Nitophyllum</i> <i>Acrosorium</i> <i>Botryoglossum</i>
	Dasyaceae	<i>Dasya</i> <i>Pogonophorella</i>	<i>Heterosiphonia</i> <i>Rhodoptilum</i>
Ahnfeltiales	Ahnfeltiaceae	<i>Ahnfeltia</i> <i>Petroglossum</i> <i>Stenogramme</i>	<i>Gymnogongrus</i> <i>Ozophora</i>
Gracilariales	Gracilariaceae	<i>Gracilaria</i>	
Gigartinales	Hypnaceae	<i>Hypnea</i>	
	Plocamiaceae	<i>Plocamium</i>	<i>Plocamiocolax</i>
	Gratelupiaceae	<i>Prionitis</i> <i>Cryptonemia</i> <i>Dermocorynus</i> <i>Euchema</i>	<i>Grateloupia</i> <i>Halymenia</i> <i>Carpopeltis</i>
	Cruoriaceae	<i>Petrocelis</i>	
	Nemastomataceae	<i>Schyzymenia</i>	<i>Predaea</i>
	Solieriaceae	<i>Neogardhiella</i> <i>Opuntiella</i> <i>Sarcodiotheca</i>	<i>Gardneriella</i> <i>Reticulobotrys</i>
	Gigartinaceae	<i>Gigartina</i>	<i>Iridaea</i>

		<i>Rhodoglossum</i>	
Rhodymeniales	Rhodymeniaceae	<i>Rhodymenia</i> <i>Sciadophycus</i> <i>Botryocladia</i>	<i>Leptofauchea</i> <i>Maripelta</i>
	Lomentariaceae	<i>Lomentaria</i>	
	Champiaceae	<i>Champia</i> <i>Coeloseira</i>	<i>Binghamia</i> <i>Gastroclonium</i>
Gelidiales	Gelidiaceae	<i>Gelidium</i> <i>Pterocladia</i>	<i>Gelidiella</i> <i>Helminthocladia</i>
Nemaliales	Galaxauraceae	<i>Galaxaura</i>	<i>Cumagloia</i>
	Liagoraceae	<i>Liagora</i>	
	Chaetangiaceae	<i>Pseudogloiophloea</i>	<i>Scinaia</i>
	Nemaliaceae	<i>Nemalion</i>	
Cryptonemiales	Kallymeniaceae	<i>Kallymenia</i>	<i>Callophyllis</i>
	Dumontiaceae	<i>Pikea</i>	
	Weeksiaceae	<i>Leptocladia</i>	<i>Weeksia</i>
	Peyssonelliaceae	<i>Peyssonnelia</i>	
	Endocleriaceae	<i>Endocleria</i>	
Hildebrandiales	Hildenbrandiaceae	<i>Hildenbrandia</i>	
Corallinales	Corallinaceae	<i>Corallina</i> <i>Jania</i> <i>Amphiroa</i> <i>Bossiella</i> <i>Melobesia</i> <i>Fosliella</i> <i>Calliarthron</i> <i>Haliptylon</i>	<i>Hydrolithon</i> <i>Lithophyllum</i> <i>Pseudolithophyllum</i> <i>Neogoniolithon</i> <i>Lithothamnium</i> <i>Lithothrix</i> <i>Mesophyllum</i>

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Conocer conceptos a nivel de familia y géneros representativos de la División Rhodophyta y la utilidad de caracteres anatómicos en la segregación a géneros dada su amplia variabilidad morfológica.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Microscopio estereoscopio.
 Portaobjetos y cubreobjetos
 Bisturí
 Aguja histológica
 Caja de Petri
 Papel de filtro
 Cuentagotas o goteros, pipeta transfer o Pasteur

Procedimiento

Revisar las principales características de ejemplares representativos de cada orden, familia y géneros.

Dividida en dos clases:

Clase Bangiophyceae

Talos simples: unicelulares, filamentosos o foliosos, con células uninucleadas, crecimiento difuso (por división intercalar) o por una célula apical, cloroplastos con forma de estrella y centrales generalmente. En ocasiones parietales o discoides pequeños. Carpogonios semejantes morfológicamente de las células vegetativas, no producen gonimocarpo (tejido productor de esporas).Tetrasporangios ausentes

PORPHYRIDIALES

Unicelulares (con pared gelatinosa o varias células embebidas en una matriz gelatinosa) o "pseudofilamentosas" (una fila de células cubierta de capa de mucílago). Sin conexiones pit. Cloroplastos estelares, parietales o discoidales. Reproducción sexual ausente o desconocida. Reproducción asexual por división vegetativa. Esporangios ausentes.

Una familia **Porphyridiaceae** con las características del orden. Nueve géneros, seis de ellos marinos: Bangiopsis, Chroodactylon, Stylonema,

ERYTHROPELTIDALES

Epífitos pequeños multicelulares, con formas de filamentos, láminas o discos. Crecimiento intercalar en los filamentos y láminas, y apical en los discos. Conexiones pit ausentes. Cloroplastos centrales y estelares. Reproducción asexual por monosporas, se forma una espora por esporangio.

Una familia **Erythrotrichiaceae** con las características del orden

Bangiales

Talo multicelular, con forma de filamentos multiseriados o láminas en la fase gametofítica, y filamentos ramificados uniseriados en el esporofito (fase Conchocelis). Crecimiento intercalar en las láminas y filamentos multiseriados, y apical en los filamentos uniseriados. Conexiones pit ausentes en las formas foliosas y los filamentos multiseriados, pero ocurren en los filamentos ramificados de la fase Conchocelis. Cloroplastos centrales y estelares en las láminas y filamentos multiseriados; con forma de listón y parietales en los filamentos uniseriados. Reproducción diplohaplóntica y heteromórfica. Reproducción sexual por monosporas (una espora por esporangio).

Una familia **Bangiaceae** con las características del orden, que cuenta con sólo dos géneros *Bangia* y *Porphyra*

Clase Floridophyceae

1. Filamentos ramificados, que pueden unirse para formar un talo pseudoparenquimatoso de forma cilíndrica, comprimida o foliosa
2. Crecimiento apical, en algunas formas ocurren divisiones intercalares
3. Siempre presentan conexiones pit
4. Cloroplastos parietales, con forma de listón o discoides, sin pirenoides; en pocas especies presentan un cloroplasto central de forma estelar y pirenoide central.
5. Las especies que se reproducen sexualmente tienen un ciclo de vida diplohaplóntico isomórfico o heteromórfico
6. Los carpogonios están bien diferenciados de las células vegetativas, presentan una prolongación el tricoginio
7. El carpogonio fertilizado se desarrolla en un gonimocarpo, que produce carposporas
8. El tetraesporofito diploide forma meiosporas (tetraesporas) en tetraesporangios

ACHROCHAETIALES

Talo simple con filamentos ramificados, uniseriados que nunca se unen para formar pseudoparenquima. Tetraesporangios generalmente divididos en dos planos en ángulos rectos. Células auxiliares ausentes. Los carpogonios se forman en células vegetativas normales. Ciclo de vida diplohaplóntico e isomórfico, con un cigoto que forma un gonimocarpo.

Una sola familia **Acrochaetiaceae** con las características del orden

PALMARIALES

Forma diversa, lobulada, láminas planas o costras pequeñas. Las láminas son pseudoparenquimatosas y multiaxiales. Tapones pit con cubiertas membranosas y tapones de dos capas. Tetraesporangios con forma de cruz, cada uno sobre una célula de apoyo, que es subsecuentemente capaz de regenerar nuevos tetraesporangios. Células auxiliares ausentes. Los carpogonios se forman en células vegetativas en los gametofitos femeninos, que están reducidos y son costrosos. No se producen ramas carpogoniales. Ciclo de vida heteromórfico-diplohaplóntico o haplóntico.

Dos familias **Palmariaceae** y **Rhodothamniellaceae**, que incluyen tres géneros, que se encuentran en zonas templadas a articas del Norte.

NEMALIALES

Talo cilíndrico, aplanado o ramificado, de consistencia gelatinosa y construcción multiaxial. Tapones pit con cubiertas membranosas y tapones de dos capas. Tetraesporangios en cruz. Células auxiliares ausentes. Los carpogonios se forman en ramas carpogoniales. Ciclo de vida heteromórfico, con un tetraesporofito reducido y filamentosos. Excepto *Galaxaura* que tiene un ciclo de vida isomórfico diplohaplóntico

BATRACHOSPERMALES

Las rodofitas de este orden tienen talos cilíndricos o no ramificados, gelatinosos de estructura uniaxial o multiaxial. Los tapones pit probablemente tienen cubiertas membranosas, mientras los tapones pit tienen dos capas, la capa externa del tapón tiene forma de domo. Tetraesporangios ausentes. La meiosis ocurre en las células apicales vegetativas del esporofito. Células auxiliares ausentes. Ramas carpogoniales presentes. Ciclo de vida diplohaplóntico, heteromórfico y con un tetraesporofito reducido. Totalmente retringidas a habitats de agua dulce

Corallinales

Talo macroscópico y calcareo, con la forma de costras postradas o plantas arbustivas erectas. estructura del talo multiaxial. Los tapones pit carecen de tapas membranosas y tienen tapones pit de dos capas. Las capas externas del tapón poseen forma de domo. Paredes celulares impregnadas de carbonato de calcio en la forma de cristales de calcita. Los tetraesporangios zonados, que se forman en conceptáculos. Las células que portan las ramas carpogoniales funcionan como células auxiliares. Cada carpogonio es la célula terminal de una rama carpogonial de dos células. Ciclo de vida diplohaplóntico e isomórfico.

Corallinaceae

Se caracteriza por dividirse en las subfamilias:

Austrolithoideae, Melobesiodeae, Choreonematoideae, Lithophylloideae, Mastophoroideae, Amphiroideae, Corralinoideae, Metagoniolithoideae.

Gelidiales

Talos macroscópicos y cartilaginosos, que pueden ser cilíndricos o aplanados. Generalmente pinados. Estructura uniaxial, con ramas laterales que se combinan para formar un tejido pseudoparenquimatoso compacto. Tetraesporangios cruciate. Células auxiliares presentes en la forma de filamentos nutritivos ramificados. Los carpogonios se forman en el extremo de una rama de tres células. En las especies de ciclo de vida sexual, el ciclo es diplohaplóntico e isomórfico

Se divide en las familias **Gelidiaceae** y **Gelidiellaceae**, que incluye un sólo género *Gelidiella*

Gigartinales

Talo de forma cilíndrica, comprimida o aplanada, de ramificación dicotoómica o pinada, o bien foliosas. Sujetador discoidal o costroso. Crecimiento monopodial, multiaxial. Pseudoparénquima formado por filamentos ramificados. Meristemo apical, localizado en el margen o disperso sobre la superficie del talo. Conexiones pit secundarias. Los tapones pit tienen cubiertas membranosas pero no plug caps. Tetraesporangiose en forma de cruz. Las células auxiliares se forman antes de que el carpogonio sea

fertilizado. Los carpogonios se encuentran en los extremos de ramas carpogoniales muy especializadas o ramas menos diferenciadas. Ciclo de vida diplohaplóntico, ya sea isomórfico o heteromórfico; cuando es heteromórfico, el tetraesporofito está reducido y generalmente es costroso

Gigartinaceae

Incluye los géneros *Chondrus*, *Mazzaella*, *Rhodoglossum*, *Iridaea*, *Sarcothalia*, *Chondracanthus* y *Gigartina*

Gracilariales

Incluye dos familias: **Gracilariaceae**, Incluye siete géneros: *Gracilaria*, *Gracilariopsis*, *Gracilariophila*, *Congracilaria*, *Hydropuntia*, *Melanthalia* y *Curdiea*. La familia **Pterocladophilaceae** que incluye tres géneros *Gelidiocolax*, *Holmsella* y *Pterocladiphila*

Rhodymeniales

Talos erectos, de forma laminar, en cuyo caso tienen ramificación dicotómica; otros son cilíndricos y generalmente huecos, con constricciones a intervalos regulares. Internamente tienen una estructura multiaxial pseudoparenquimatosa. Taponos pit con cubiertas membranosas pero sin plug caps. Tetraesporangios tetrahédricos, en ocasiones con forma de cruz. Las células auxiliares se forman antes de que el carpogonio sea fertilizado. El carpogonio es la célula terminal de una rama especializada de tres o cuatro células. El gonimocarpo maduro está rodeado por un pericarpo distintivo. Ciclo de vida diplohaplóntico e isomórfico

Ceramiales

Talo de láminas ramificadas, filamentos uniseriados o pluriseriados ramificados (polisifonales). Estructura del talo uniaxial. Tetraesporangios tetrahédricos, en ocasiones con forma de cruz. El carpogonio es la célula terminal de una rama especializada de cuatro células. Ciclo de vida diplohaplóntico e isomórfico.

CLAVES PARA LA DETERMINACIÓN GENÉRICA DE RODOFITAS

1. Talos no calcificados.....2
1. Talos calcificados.....144
 2. Talo de construcción celular no filamentosa. Cuando tiene apariencia filamentosa, su construcción es pseudoparenquimatosa.....3
 2. Talo filamentoso simple o ramificado, en ocasiones corticado parcialmente..27
3. Talo no parásito.....4
3. Talo parásito..... 121
4. Talo erecto.....5
4. Talo no erecto, postrado, discoide o incrustante.....117
5. Talo polisifonal. Células dispuestas en series transversas regulares.....6

5. Células no dispuestas en series transversas regulares.....18
6. Las ramificaciones polysifonales se encuentran unidad lateralmente formando láminas anchas y postradas.....*Amplisiphonia*
6. Las ramificaciones no se unen ni forman laminas.....7
7. El talo presenta ramificaciones indeterminadas postradas, a partir de las cuales se derivan ramificaciones determinadas en secuencia regular.....*Herposiphonia*
7. Las ramas determinadas no están ordenadas en una secuencia regular con respecto a las ramas indeterminadas.....8
8. Las ramificaciones laterales presentan tricoblastos.....9
8. Ramificaciones laterales no sin tricoblastos.....14
9. Tricoblastos pigmentados.....10
9. Tricoblastos no pigmentados.....13
10. Tetrasporangios dispuestos en ramificaciones especiales (estiquidios).....11
10. Tetrasporangios en ramificaciones ordinarias..... *Veleroa*
11. Ramificación dística.....*Heterosiphonia*
11. Ramificación no dística.....12
12. Tricoblastos presentes como penachos o como manojos terminales en las ramificaciones.....*Pogonophorella*
12. La presencia de tricoblastos no sólo ocurre como penachos o manojos terminales..... *Dasya*
13. Tricoblastos dísticos, ramificados. Dos o tres tetrasporangios por segmento.....*Ophidocladus*
13. Tricoblastos rara vez dísticos, mayormente ordenados en una posición regular en espiral y nunca más de uno por segmento.....*Polysiphonia* (en parte)
14. Ramificaciones con tres células pericentrales.....*Falkenbergia*
14. Ramificación con cuatro o más células pericentrales.....15
15. Dos tetrasporangios por segmento. Ramificaciones aplanadas y no corticadas.....*Platysiphonia*
15. Un tetrasporangio por segmento.....16
16. Ramificación no dística.....*Polysiphonia*
16. Ramificación dística.....17
17. Ramificaciones vegetativas aplanadas y ramificaciones espermatangiales discoides.....*Pterochondria*
17. Ramificaciones vegetativas y espermatangiales generalmente cilíndricas.....*Pterosiphonia*

18. Ramificaciones cilíndricas o ligeramente aplanadas, que en forma transversal se observan ovales o elípticas.....19
18. Generalmente con ramificaciones en forma de lámina.....60
19. Ramificaciones que terminan en una porción más ancha a manera de vesícula alargada a oval.....20
19. Ramificaciones sin ensanchamientos notables.....21
20. La corteza interior está formada por células estrelladas interconectadas. Ensanchamientos alargados (varias veces más largos que anchos).....*Reticulobotrys*
20. La corteza interior no presenta células estrelladas. Ensanchamientos esféricos, piriformes o elongados.....*Botryocladia*
21. Algunas de las ramificaciones presentan series de bandas celulares alrededor.....22
21. Sin bandas celulares alrededor de las ramificaciones.....24
22. Las bandas en los nodos de las ramificaciones están formadas por una sola hilera de células.....*Spyridia*
22. Las bandas en los nodos presentan, por lo general, varias células de ancho.....23
23. Las células de las bandas están ordenadas en hileras longitudinales. Presentan una o varias espinas en la porción superior de cada nodo.....*Centroceras*
23. Las hileras de las bandas generalmente no están ordenadas longitudinalmente. Sin espinas.....*Ceramium*
24. Ramificación dicotómica.....25
24. Ramificaciones primarias no dicotómicas.....32
25. Ramificaciones uniaxiales.....26
25. Ramificaciones multiaxiales.....27
26. Ejes principales aplanados.....*Leptocladia*
26. Ejes principales cilíndricos.....*Gloiopeltis*
27. Corteza externa con numerosos utrículos incoloros.....28
27. Corteza externa sin utrículos.....29
28. Sin células pigmentadas entre los utrículos. Ramificaciones que se angostan hacia la base.....*Scinaia*
28. Con células pigmentadas entre los utrículos. Ramificaciones sin angostamientos.....*Pseudogloiophloea*

29. Ramificaciones cilíndricas a todo lo largo.....*Ahnfeltia*
 29. La parte superior de las ramificaciones está aplanada.....30
30. Médula con células grandes de forma no filamentosas.....*Gymnogongrus*
 30. Médula filamentosa (por lo menos en parte).....31
31. Las ramificaciones presentan unas ramitas cortas.....*Prionitis*
 31. Sin ramitas cortas en las ramificaciones.....*Carpopeltis*
32. Con algunas ramificaciones huecas (por lo menos las últimas).....33
 32. Sin ramificaciones huecas.....36
33. Ramificaciones sin septos transversales.....*Lomentaria*
 33. Ramificaciones huecas con septos transversales.....34
34. Los talos maduros miden más de 10 cm de alto. Las ramificaciones mayores tienen numerosas ramitas cortas.....*Gastroclonium*
 34. Los talos maduros miden generalmente menos de 4 cm de alto.....35
35. Los talos asexuales forman poliesporangios globosos embebidos en las partes distales de las ramificaciones.....*Coeloseira*
 35. Los talos asexuales forman tetrasporangios numerosos distribuidos en las capas celulares periféricas.....*Champia*
36. Con un núcleo de filamentos longitudinales.....37
 36. Sin un núcleo de filamentos longitudinales.....40
37. Talos con una textura firme, ni elástica ni gelatinosa.....*Neogardhiella*
 37. Talos con textura gelatinosa, o elástica y resbaladiza.....38
38. Talos muy ramificados, semejantes a gusanos. Filamentos vegetativos modificados en ramos carpogoniales terminales.....*Nemalion*
 38. Talos con pocas o numerosas ramificaciones. Las ramas carpogoniales están en posición lateral respecto a los filamentos vegetativos, no siendo en sí un filamento vegetativo modificado.....39
39. Los ejes principales del talo presentan numerosas ramitas laterales cortas.....*Cumagloia*
 39. Los ejes principales del talo presentan pocas ramificaciones, las cuales son ligeramente alargadas*Helminthocladia*
40. Las ramificaciones principales tienen muchas ramas laterales cortas, todas ellas de aproximadamente la misma longitud.....41
 40. Las ramificaciones principales tienen ramificaciones progresivamente más cortas.....46

41. Ramificaciones laterales dísticas.....42
 41. Ramificaciones laterales no dísticas, sino dispuestas irregularmente..... *Gracilaria*
42. Ramificaciones cortas filamentosas.....*Rhodoptilum*
 42. Ramificaciones cortas no filamentosas.....43
43. Las dos ramificaciones de cada par subopuesto son similares.....*Pikea*
 43. Las dos ramificaciones de los pares subopuestos no son parecidas.....44
44. Ramas cortas marcadamente aplanadas y alternas.....45
 44. Con ramitas cortas no aplanadas, sino alargadas y regularmente alternadas..... *Bonnemaisonia*
45. Una de cada par de ramificaciones laterales permanece determinada, y nunca porta estructuras reproductoras.....*Ptilota*
 45. Cada eje primario tiene dos ramificaciones laterales, una de las cuales se desarrolla aparte de la otra pero ambas con crecimiento indeterminado.....*Neoptilota*
46. Las ramificaciones más pequeñas se ramifican de manera pectinada.....47
 46. Las ramificaciones más pequeñas no pectinadas.....48
47. Las ramificaciones pectinadas se curvan hacia el ápice de la rama que las porta.....*Plocamium*
 47. Las ramificaciones pectinadas se curvan en dirección opuesta al ápice de la rama que las porta.....*Microcladia*
48. Ramificaciones claramente dística.....49
 48. Ramificaciones oscuramente dísticas.....53
49. La consistencia de las ramificaciones es dura debido a la presencia de numerosos filamentos internos con paredes gruesas.....50
 49. Ramificaciones no muy duras, sin filamentos internos.....51
50. Talo cartilaginoso, de cilíndrico a comprimido. Con varias ramificaciones que, en ocasiones, son notablemente dísticas*Gelidium*
 50. Talo mayormente rígido y más comprimido que en *Gelidium*. Con ramificaciones dísticas que tienden a estas constreñidas en su base.....*Pterocladia*
51. Ramificaciones con hendidura apical.....*Laurencia*
 51. Ramificaciones sin hendidura apical.....52

52. Formas epífitas.....*Microcladia*
 52. Formas no epífitas. Ramificaciones dicotómicas irregulares y a menudo no muy claras.....*Gigartina*
53. Ramificaciones pequeñas cubiertas con espinitas.....*Endocladia*
 53. Sin espinitas en las ramificaciones.....54
54. Talos plumosos y finos.....*Asparagopsis*
 54. Talos plumosos pero no finos.....55
55. Ápices de las ramificaciones con una hendidura terminal.....56
 55. Ápices de las ramificaciones sin hendidura terminal.....57
56. Hendidura terminal rodeada por “pelos”*Chondria*
 56. Hendidura terminal sin “pelos” que le rodean.....*Laurencia*
57. Los ápices de las ramificaciones terminan en punta y tienen un penacho de pelos..... *Chondria*
 57. Ápices sin penachos de pelos.....58
58. Médula sólida, con células grandes e incoloras.....*Hypnea*
 58. Médula filamentosa, o bien, con células alargadas e incoloras.....59
59. Ramificaciones cubiertas profusamente con ramitas cortas, a veces espinosas..... *Gigartina*
 59. Ramificaciones no cubiertas por ramitas. Área de transición entre la corteza y la médula a veces con células estrelladas.....*Prionitis*
60. Láminas no divididas, aunque a veces lobuladas o con láminas prolíferas.....61
 60. Láminas divididas.....87
61. Láminas discoideas que nacen a partir de un estipe grueso y erecto.....62
 61. Láminas no discoideas y sin estipe.....63.
62. Láminas estrelladas.....*Scyadophycus*
 62. Láminas no estrelladas. Médula de la lámina formada por pocas células grandes..... *Maripelta*
63. Láminas no erectas que se fijan cerca del centro de la lámina.....*Callophyllis*
 63. Láminas erectas y que se fijan basalmente.....64
64. Láminas con proliferaciones marginales.....65
 64. Láminas sin proliferaciones marginales.....66

65. Láminas alargadas, delgadas y de textura resbalosa, las proliferaciones tienen una forma irregular.....*Grateloupia*
65. Láminas anchas y gruesas con proliferaciones iguales a las láminas.....*Opultiella*
66. Lámina distromática o monostromática.....67
66. Lámina polistromática (por lo menos en la base).....71
67. Lámina distromática.....*Porphyra*
67. Lámina monostromática.....68
68. Láminas adultas de más de 8 cm de largo.....*Porphyra*
68. Láminas adultas de no más de 5 cm de largo.....69
69. Láminas con más de 12 células de ancho.....*Erythrotrichia*
69. Láminas de mucho más que 12 células de ancho.....70
70. Talo no epífito con sujetador rizoidal.....*Porphyrella*
70. Talo epífito de pastos marinos.....*Smithora*
71. Superficie de las láminas con papilas.....72
71. Superficie de las láminas lisas, sin papilas.....73
72. Médula con dos capas de células de gran tamaño.....*Holmesia*
72. Médula formada por una malla de filamentos anastomosados.....*Gigartina*
73. Láminas con nervadura media.....74
73. Láminas sin nervadura media.....76
74. Venas que forman una malla que se extiende hacia el ápice de la lámina.....*Polyneura*
74. Venas que no forman una malla.....75
75. Láminas gelatinosas en las que, a veces, se desvanecen, la nervadura media y las venas.....*Predaea*
75. Láminas no gelatinosas, las venas radian desde la base.....*Weeksia*
76. Los márgenes tienen una célula de grosor.....77
76. Los márgenes de las láminas tienen más de una célula de grosor.....78
77. Láminas más o menos redondeadas, o profunda e irregularmente sinuadas o lobuladas, monostromático excepto en la base.....*Myriogramme*

77. Láminas aplanadas y lobuladas, o bien, las laminas con una división amplia, completa o rufleada, o expandida y amplia con márgenes rufleados, monostromática.....*Nitophyllum*
78. Corteza con células glandulares.....*Schyzymenia*
78. Corteza sin células glandulares.....79
79. Con filamentos medulares que se extienden perpendicularmente de corteza a corteza.....*Halymenia*
79. Cuando hay filamentos medulares, éstos no se extienden perpendicularmente.....80
80. Tetrasporangios en masas que están profundamente embebidas en las láminas.....81
80. Tetrasporangios aislados, embebidos en la superficie de la lámina.....82
81. Láminas sésiles o estipitadas, simples o divididas varias veces dicotómicamente, márgenes completos, superficie suave.....*Rhodoglossum*
81. Láminas largas, de lanceoladas a acordonadas. Los estipes suelen dar lugar a láminas cortas, suaves, apófisis que son mayormente más largas que anchas.....*Iridaea*
82. Láminas de color rosa-rojo a rojo brillante.....83
82. Láminas de rojo brillante a púrpura.....84
83. Médula delgada con células alargadas.....*Cryptonemia*
83. Médula gruesa sin células alargadas.....*Halymenia*
84. Médula con células estrelladas de tamaño grande.....85
84. Médula sin células estrelladas.....86
85. Láminas anchas con ápices achatados. Textura de las láminas de rígida a cartilaginosa.....*Kallymenia*
85. Láminas con ápices adelgazados. Textura resbalosa al tacto, pero no rígidas.....*Grateloupia*
86. Láminas irregulares.....*Weeksia*
86. Láminas lineares o lanceoladas.....*Prionitis*
87. Láminas inicialmente completas, pero que a veces se dividen hasta cerca de su base.....*Weeksia*
87. Láminas que no se dividen hasta cerca de la base.....88
88. Ramificaciones dicotómicas.....89
88. Ramificaciones no dicotómicas.....99

89. Superficie de las ramificaciones con proliferaciones papilares numerosas.....*Gigartina*
89. Superficie de las ramificaciones sin proliferaciones numerosas.....90
90. La porción basal del talo es un rizoma cilíndrico.....*Rhodymenia*
90. Porción basal del talo que no es un rizoma cilíndrico.....91
91. Corteza compuesta por una capa de células.....*Leptofauchea*
91. Corteza formada por más de una capa de células.....98
92. Las ramificaciones superiores son más angostas y abundantes que las inferiores.....93
92. Todas las ramificaciones tienen el mismo grosor. Médula de 4 o más células de grosor.....*Gracilaria*
93. La médula presenta filamentos pigmentados entre células grandes e incoloras.....*Callophyllis*
93. La médula no presenta filamentos pigmentados.....94
94. Con ramificaciones tubulares.....*Binghamia*
94. Sin ramificaciones tubulares.....95
95. Médula con células grandes y angulares.....96
95. Médula filamentososa.....97
96. Los cistocarpos se agrupan en una línea media interrumpida que asemeja a una nervadura.....*Stenogramme*
96. Los cistocarpos no se agrupan en una línea media interrumpida.....*Petroglossum*
97. Corteza interna de aspecto parenquimatoso. Las puntas de las ramificaciones son agudas.....*Sarcodiotheca*
97. Corteza interna sin aspecto parenquimatoso. Las puntas de las ramificaciones están redondeadas.....98
98. Tetrasporangios en nematecios prominentes, cerca de los ápices de las últimas ramificaciones.....*Carpopeltis*
98. Tetrasporangios en masas en la corteza interna, no en nematecios, y no se restringen a los ápices.....*Rhodoglossum*
99. Ramificaciones aplanadas con nervadura media, venas o ambas.....100
99. Ramificaciones aplanadas, pero sin nervadura, ni venas.....112

100. Ramificaciones con nervadura media o vena central a todo lo largo de la lámina.....101
100. Ramificaciones carentes de nervadura media.....106
101. Margenes de las láminas monostromáticas.....102
101. Margenes de las láminas no monostromáticas.....*Nienburgia*
102. Margenes de las láminas con células triangulares.....*Branchioglossum*
102. Margenes de las láminas sin células triangulares.....103
103. Láminas con venas laterales que salen a partir de una nervadura media.....104
103. Láminas sin venas laterales.....105
104. Los márgenes de las láminas dan lugar a más láminas.....*Phycodris*
104. Los márgenes de las láminas no dan lugar a más láminas.....*Anisocladella*
105. Soros tetrasporangiales redondeados sobre la vena media, nunca a lo largo de los márgenes.....*Sorella*
105. Soros tetrasporangiales alargados situados a lo largo de los márgenes. Margenes dentados, especialmente en las porciones terminales.....*Erythroglossum*
106. Margenes de las láminas mayormente monostromáticas.....107
106. Margenes de las láminas generalmente no monostromáticas.....111
107. Venas microscópicas.....108
107. Venas macroscópicas, formando una red.....110
108. Ápices de las ramificaciones con forma de gancho.....*Acroosorium*
108. Ápices de las ramificaciones no ganchudas.....109
109. Lámina monostromática excepto en su base. Tetrasporangios en soros irregulares o elípticos, embebidos en ambas superficies de las láminas. Soros espermatangiales redondeados.....*Myriogramme*
109. Lámina monostromática. Tetrasporangios en soros embebidos en la lámina. Soros espenmatangiales, de lunados, a ovoides.....*Nitophyllum*
110. Talo con una o más láminas estipitadas, ovadas u oncuneadas. Láminas de los talos adultos polistromáticas.....*Polyneura*

110. Lámina entera y estipitada con una lámina conspicua, y bajo ella varias láminas subsidiarias pequeñas arregladas en forma pinada.....*Polyneurella*
111. Con proliferaciones marginales que, de tan numerosas, se amontonan....
.....*Botryoglossum*
111. Si hay proliferaciones marginales, éstas no se amontonan..... *Cryptopleura*
112. Superficie aplanada del talo cubierta por numerosas proliferaciones o papilas.....113
112. Superficie aplanada del talo sin proliferaciones o papilas.....114
113. Protuberancias espinosas, como verrugas o aplanadas.....*Gigartina*
113. Protuberancias cilíndricas, simples o ramificadas. Talos resbalosos.....*Grateloupia*
114. Margenes cubiertos por pocas o muchas proliferaciones.....*Petroglossum*
114. Margenes generalmente sin proliferaciones.....115
115. Médula filamentosa.....*Iridaea*
115. Médula no filamentosa.....116
116. Médula con filamentos pigmentados entre células grandes e incoloras.....*Callophyllis*
116. Médula sin filamentos pigmentados.....*Ozophora*
117. Discos microscópicos, generalmente de 1 célula de grosor.....*Erythrocladia*
117. Costras microscópicas de más de una célula de grosor.....118
118. Tetrasporangios dentro de conceptáculos.....*Hildenbrandia*
118. Tetrasporangios no dentro de conceptáculos.....119
119. Células superficiales formando hileras que se ramifican de forma perpendicular al margen.....*Amplisiphonia*
119. Células superficiales no formando hileras que se ramifican perpendicularmente al margen.....120
120. Tetrasporangios intercalares, en filamentos erectos.....*Petrocelis*
120. Tetrasporangios terminales, en filamentos erectos (en nematecios).....*Peyssonellia*
121. Estructura como saco, parásito o epífita, restringido a los ápices de las ramificaciones de huésped.....*Erythrocytis*
121. Parásito no como saco, ni restringido a los ápices de las ramificaciones del huésped.....122

122. Talo como un manoj o racimo de ramificaciones.....123
 122. Talo globoso o como protuberancia redondeada o divisiones como hojas.....124
123. Ramificaciones pectinadas (sobre *Plocamium*)..... *Plocamiocolax*
 123. Ramificaciones no pectindadas. Como un manoj blanquecino (sobre *Chondria californiaca*).....*Jantinella*
124. Superficie del talo lisa.....125
 124. Superficie del talo con tubérculos o pequeñas hojitas.....126
125. Creciendo sobre *Gracilaria*.....*Gracilariophila*
 125. Creciendo sobre *Polysiphonia*.....*Choreocolax*
126. Creciendo sobre *Laurencia* o *Chondria*.....*Janczewskia*
 126. Creciendo sobre *Neoagardhiella**Gardneriella*
127. Filamentos rara vez ramificados, algunas veces multiseriados en la parte superior.....128
 127. Filamentos ramificados.....129
128. Esporas formadas individualmente y que están separadas de su célula madre por una pared recurvada o diagonal.....*Erythrotrichia*
 128. Esporas que no se forman individualmente, sino por división de las células vegetativas en tres planos.....*Bangia*
129. Ramificaciones laterales sobre las células de las ramificaciones principales, opuestas o verticiladas.....130
 129. Ramificaciones laterales ni opuestas ni verticiladas.....132
130. Cada célula del eje principal porta 2 ramificaciones opuestas.....*Antithamnion*
 130. Cada célula del eje principal porta verticilos de 3 o 4 ramificaciones.....131
131. Cada verticilo consta de 2 ramitas cortas y 2 largas, un par en ángulo recto con respecto al otro par.....*Platythamnion*
 131. Cada verticilo consta de 2 ramitas muy cortas y 2 largas.....*Antithamnionella*
132. Ramificaciones regularmente alternas.....133
 132. Ramificaciones no regularmente alternas.....135
133. El esporangio produce más de 4 esporas.....*Pleonosporium*
 133. El esporangio produce 4 esporas (tetrasporangio).....134

134. Células multinucleadas.....*Callithamnion*
 134. Células uninucleadas.....*Aglaothamnion*
135. Terminación superior de las células más grandes que las terminaciones más bajas*Griffithsia*
 135. Células cilíndricas de tamaño constante.....136
136. Ramificación mayormente unilateral.....137
 136. No como la anterior.....138
137. Esporangio productor de una espora (unangio).....*Acrochaetium*
 137. Esporangio productor de tetrasporas.....*Rhodochorton*
138. Filamentos que crecen en una matriz de conchas de moluscos.....fase *Conchocelis* (*Porphyra*)
 138. Filamentos que no crecen en un sustrato calcáreo.....139
139. Esporangio productor de tetrasporas, bisporas o poliesporas.....140
 139. Esporangio productor de monosporas.....143
140. Esporangio productor de poliesporas.....141
 140. Esporangio productor de tetrasporas.....142
141. Con rizoides en la parte basal. Gonimoblasto sin ramificaciones asociadas.....*Tiffaniella*
 141. Con hapteras. Gonimoblastos con ramitas involucradas.....*Ptilothamnion*
142. Ramificaciones con muchas células glandulares en la unión de las células....."*Trailliella*"
 142. Ramificaciones sin células glandulares en la unión de las células.....*Ptilothamnionopsis*
143. Espermatangios pedunculados separadamente.....*Kylinia*
 143. Espermatangios agrupados, de algunos a muchos por pedúnculo.....*Acrochaetium*
144. Talos con ramificaciones erectas.....145
 144. Talos costrosos.....152
145. Talos no segmentados, ligeramente calcificados en la corteza.....*Liagora*
 145. Talos calcificados, segmentados.....146
146. Ramificaciones dicotómicas iguales.....147

146. Ramificaciones dicotómicas desiguales o no dicotómicas.....	148
147. Conceptáculos en los ápices de las ramificaciones.....	<i>Jania</i>
147. Conceptáculos en las caras laterales de las ramificaciones.....	<i>Amphiroa</i>
148. Segmentos más cortos que anchos.....	149
148. Segmentos generalmente más largos que anchos.....	150
149. Segmentos cilíndricos alargados.....	<i>Lithothrix</i>
149. Segmentos aplanados.....	<i>Bossiella</i>
150. Conceptáculos marginales en las partes superiores del talo, así como en las superficies aplanadas de la porción inferior.....	<i>Calliarthron</i>
150. Conceptáculos ni en los márgenes, ni en las partes planas.....	151
151. Conceptáculos en segmentos ramificados.....	<i>Haliptylon</i>
151. Conceptáculos en segmentos no ramificados.....	<i>Corallina</i>
152. Conceptáculos tetrasporangiales abiertos por un solo poro.....	153
152. Conceptáculos tetrasporangiales abiertos por varios o muchos poros.....	157
153. Talos epífitos, por lo general.....	154
153. Talos no epífitos, en su mayoría.....	155
154. Con megacelulas	<i>Fosliella</i>
154. Sin megacélulas.....	<i>Tenarea</i>
155. Con megacélulas.....	156
155. Sin megacélulas.....	158
156. Megacélulas solas y aisladas.....	<i>Hydrolithon</i>
156. Megacélulas en series verticales.....	<i>Neogoniolithon</i>
157. Costras con proyecciones cilíndricas.....	<i>Lithophyllum</i>
157. Costras con proyecciones casi esféricas.....	<i>Pseudolithophyllum</i>
158. Talos epífitos de pastos marinos o de algas gruesas.....	<i>Melobesia</i>
158. Talos no epífitos.....	<i>Lithothamnium</i>

PRODUCTOS

Un reporte donde se presenten los principales géneros encontrados en muestras de diferentes hábitats y donde se discuta usando al menos 5 referencias bibliográficas la relación entre el tipo de organismo con su hábitat.

Estrategias de Aprendizaje	Estrategias de Evaluación
-----------------------------------	----------------------------------

<i>Preparación de muestras por ambiente.</i>	<i>Asistencia y participación continua al laboratorio 20%</i>
<i>Determinación de géneros representativos por ambiente.</i>	<i>Reporte de practica utilizando la literatura como apoyo y soporte 80%</i>

REFERENCIAS

- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1978. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 721 pp.
- Bold, H. C. and M. J. Wynne. 1985. **Introduction to the algae**. Prentice Hall. N. J. 2a ed. 721 pp
- Chapman, V. J., 1976. **Coastal Vegetation**. Pergamon International, New York, 292.
- Chapman, V. J. and D. J. Chapman. 1977. **The algae**. Me Millan Press, LTD. 2a. ed. 497 pp.
- Dawes, C. J. 1987. **Botánica Marina**. Limusa. México. 673 pp.
- Greuter, W., F.R. Barrie, H.M.. Burdet, W.G. Chaloner, V. Demoulin, D.L. Hansworth, P.M. Jorgensen, D.H. Nicolson, P.C. Silva, P. Trehane y J. McNeill, 1994. **International Code of Botanical Nomenclature**, Koeltz Sci. Books, Alemania, 389.
- Holmgren, P.K., N.H. Holmgren y L.C. Barnett, 1980. **The Herbaria of the World**. New York Botanical Garden, New York, 693 p.
- South, G. R. y A. Whittick 1987. **Introduction to Phycology**. Blackwell Sicientific, Oxford,341p.
- Steam W.T., 1995. **Botanical Latin**. David & Charles editors, Devon, 546 p.
- Stuessy T.F., 1990. **Plant Taxonomy**. Columbia Univ. Press, New York, 514 p.

ANEXO 1**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR****REGLAMENTO GENERAL DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA DE LA UABCS**

**ELABORADO POR:
DEPARTAMENTO DE LABORATORIOS**

**Revisado y Modificado por la comisión conformada en el Consejo Académico del
Área de Conocimiento de Ciencias del Mar:**

**M. en C. María del Carmen Gómez del Prado Rosas
M. en C. Ernesto Ramos Velázquez
Biol. Mar. Marco Antonio Medina López**

CAPÍTULO I: DISPOSICIONES GENERALES

**Aprobado por el Consejo Académico del Área de Conocimiento de Ciencias del
Mar**

**Según Acuerdo No. CA-ACCM-08-II-10/18-11-10/16 del Acta No. 08/2010
de la sesión ordinaria celebrada el 18 de noviembre del 2010,**

Artículo 1. El presente reglamento deberá aplicarse en todos los laboratorios de docencia de la Universidad Autónoma de Baja California Sur.

Las normas derivadas de este reglamento, se establecen de manera general para todos los laboratorios, con el fin de que el trabajo que se desarrolle en cada uno de ellos, se lleve a cabo de manera eficiente, ordenada y segura.

Artículo 2. El personal que integra el departamento de los laboratorios estará formado por:

- a) Jefe de laboratorios
- b) Un laboratorista por cada laboratorio
- c) Dos trabajadores que constituyen el personal de mantenimiento, que estarán a cargo y autorizados para realizar el préstamo de material o equipo que se encuentre en el Centro de Instrumentos
- d) Una secretaria

Artículo 3. Son usuarios de los laboratorios:

- a) Alumnos
- b) Profesores de tiempo completo, medio tiempo y de asignatura de la UABCS
- c) Ayudantes Académicos

Artículo 4. Estarán adscritos todos los laboratorios de docencia registrados en el departamento de laboratorios.

Artículo 5. Los reactivos y material básico necesarios para cada práctica de laboratorio se proporcionarán en función de las necesidades especificadas en la práctica correspondiente en el manual de prácticas de cada asignatura.

CAPÍTULO II: DE LOS DERECHOS Y OBLIGACIONES DE LOS ALUMNOS:

Artículo 6. Los alumnos podrán asistir a los laboratorios, solamente con la presencia del profesor titular y/o el ayudante académico (cuando se tenga), los cuales estarán obligados a permanecer en el laboratorio hasta la finalización de la práctica, los días y horas que les correspondan de acuerdo al horario previamente establecido por el departamento académico respectivo, para el desarrollo de la práctica.

Artículo 7. Los alumnos deberán retirarse del laboratorio al término de cada práctica. Estos no deberán permanecer en él bajo ninguna circunstancia.

Artículo 8. Los alumnos no podrán ingresar a los laboratorios con acompañantes ajenos al grupo que está desarrollando la práctica a menos que el profesor y/o el ayudante lo permitan.

Artículo 9. Los alumnos tienen derecho a realizar su trabajo de laboratorio en condiciones adecuadas y bajo la conducción eficiente del profesor titular.

Artículo 10. Los alumnos tienen el derecho de que la Universidad surta los reactivos químicos, el material y equipo para el desarrollo de las prácticas, previa solicitud del

profesor, con excepción de medicamentos y productos perecederos los cuales serán responsabilidad de los alumnos.

Artículo 11. Los alumnos podrán usar para el desarrollo de las prácticas los equipos que el profesor titular defina.

Artículo 12. Los alumnos son responsables del cuidado del material y/o equipo proporcionado por la o el laboratorista, dicho material debe cumplir con lo especificado por el profesor de la asignatura.

Artículo 13. Cualquier daño que sufra el material y/o equipo por mal uso obliga a los alumnos a la reposición del mismo.

Artículo 14. Los alumnos están obligados a regresar el material y/o equipos limpios, después del término de la práctica.

Artículo 15. Los alumnos contarán con una fecha límite que no exceda el término del semestre en curso, para la reposición del material y/o equipo dañado. El incumplimiento de esta disposición hará que el alumno pierda el derecho a la inscripción del siguiente semestre. En el caso de ser alumno de octavo semestre no podrá concluir con sus trámites de titulación.

Artículo 16. Todo aquel material encontrado dentro de hornos, muflas, estufas, refrigeradores y congeladores, sin previa solicitud y sin los datos de identificación como son: nombre del usuario, fecha, periodo de almacenamiento, grupo y materia, será desechado en un plazo de 15 días naturales a partir de que se encuentre y en el caso de que tenga alguna referencia del profesor o la asignatura se le notificará al profesor y/o ayudante académico, que tienen los 15 días naturales para desalojarlos.

Artículo 17. Todo producto que requiera refrigeración deberá colocarse en cajas adecuadas para tal fin, perfectamente cerradas y etiquetadas con los datos personales del usuario, el periodo de almacenamiento del producto, grupo y materia. Si no reúne los requisitos antes mencionados será desechado.

CAPÍTULO III: DE LOS DERECHOS Y OBLIGACIONES DEL PERSONAL ACADÉMICO Y ADMINISTRATIVO

Artículo 18. Los profesores que requieran del uso de laboratorio, podrán utilizarlo durante el semestre lectivo, siempre y cuando la asignatura así lo requiera.

Artículo 19. El profesor y/o laboratorista supervisarán que el uso que se dé a los reactivos y equipo por los estudiantes sea el adecuado.

Artículo 20. El profesor y/o laboratorista verificarán antes de finalizar la práctica que todos los frascos de reactivo vacíos o con sobrantes se coloquen en la charola de reactivos.

Artículo 21. El profesor y/o laboratorista deberán entregar un reporte al finalizar cada práctica, en caso de que existan anomalías en las condiciones generales de limpieza del laboratorio, condiciones de los reactivos, estado de los equipos, dispositivos de seguridad y servicios.

Artículo 22. El profesor, ayudante académico y/o laboratorista se responsabilizarán del área donde se realiza la práctica.

Artículo 23. El profesor, ayudante académico y/o laboratorista de la asignatura durante su estadía en el laboratorio controlará la disciplina y asistencia de los alumnos.

Artículo 24. En el laboratorio, el profesor no permitirá la permanencia de personas ajenas al grupo que esté desarrollando la práctica sin su autorización.

Artículo 25. El profesor de la asignatura con laboratorio propondrá prácticas probadas que utilicen un tiempo acorde al especificado para cada materia.

Artículo 26. El profesor, ayudante académico y el laboratorista deberán permanecer en el área de trabajo durante las sesiones de prácticas de docencia y de investigación. Por ningún motivo abandonarán el laboratorio mientras esté en sesión una práctica.

CAPÍTULO IV: DE LA SEGURIDAD EN LOS LABORATORIOS.

Artículo 27. Los alumnos, laboratoristas y profesores tendrán como requisito obligatorio el uso de bata de tela de algodón y anteojos de seguridad (este último, cuando así se requiera) para realizar sus actividades en el laboratorio.

Artículo 28. Los alumnos y profesores deberán seguir las disposiciones de la Comisión de Seguridad e Higiene de la institución, que se determinen como obligatorias, de acuerdo al tipo de práctica y material que se maneje (guantes, cofias, cubre bocas, mascarilla, etc.)

Artículo 29. Cada alumno es responsable de su propia seguridad, por lo que es indispensable que conozca, antes de cada práctica, las propiedades físicas y químicas, peligros y medidas de prevención de los reactivos con los que trabaje, así como el equipo de protección y primeros auxilios en caso de accidente. (Ejemplo: Hojas de seguridad de reactivos químicos y materiales). Los profesores, ayudantes académicos y laboratoristas deberán poner especial atención de que los alumnos conozcan esta información y verificar que hayan sido informados.

Artículo 30. Los alumnos, profesores, ayudantes académicos y laboratoristas no podrán:

- Fumar en ningún área de las instalaciones del laboratorio
- Ingerir alimentos y bebidas dentro de los laboratorios

- Utilizar zapatos abiertos, como sandalias, gorras o sombreros
- Utilizar indebidamente el equipo y material.
- Utilizar aparatos móviles de telefonía o de sonido.
- Retirar o alterar el mobiliario de las áreas de laboratorio, de apoyo y anexos
- Realizar cualquier otra actividad que no esté relacionada con las actividades académicas y/o de investigación
- Usar lentes de contacto en los laboratorios que se manejen productos químicos que puedan dañar a éstos
- Usar faldas o pantalones cortos (shorts).

Artículo 31. Todas las sustancias, equipos, materiales y otros deberán ser manejados con el máximo cuidado, atendiendo a las indicaciones de los manuales de uso o de los manuales de seguridad, según el caso. Además deberán estar correctamente etiquetados y almacenados en un lugar libre de atmósferas corrosivas. El mantenimiento preventivo de los equipos del laboratorio deberá ser programado y solicitado al laboratorista.

Artículo 32. Los alumnos, ayudantes académicos, profesores y laboratoristas deberán conocer el área de los laboratorios y sus respectivas salidas de emergencia, así como la ubicación y uso del equipo de seguridad: extintores, regaderas de presión, estación lavajos, mantas de seguridad, botiquín, etc.

Artículo 33. Las puertas de acceso y salidas de emergencia deberán estar siempre libres de obstáculos, accesibles y en posibilidad de estar utilizados ante cualquier eventualidad. El laboratorista responsable deberá verificar esto, al inicio de cada sesión de prácticas.

Artículo 34. Las regaderas de emergencia deberán contar con el drenaje correspondiente, funcionar correctamente, estar más alejadas posible de las instalaciones o controles eléctricos y libres de todo obstáculo que impida su correcto uso. El laboratorista deberá verificar esto, por lo menos una vez cada semana.

Artículo 35. Los extintores de incendios deberán ser de CO² o de polvo químico seco, según lo determine la comisión mixta de seguridad e higiene de la universidad. Los equipos deberán recargarse cuando sea necesario, de conformidad con los resultados de la revisión o por haber sido utilizados.

Artículo 36. Los sistemas de extracción de gases deberán mantenerse siempre sin obstáculos que impidan función, deberán de evaluarse al menos una vez cada mes, y deberán recibir el mantenimiento preventivo o correctivo que los responsables de cada área soliciten.

Artículo 37. Tanto los sistemas de suministro de agua corriente como de drenaje, deberán de recibir el mantenimiento preventivo o correctivo que los responsables de cada área soliciten.

Artículo 38. Los lugares en los que se almacenan reactivos, disolventes, equipo material, medios de cultivo, y todo aquello relacionado o necesario para el trabajo del laboratorio que se lleve a cabo, estarán sujetos a este reglamento en su totalidad.

Artículo 39. Para transferir líquidos con pipetas, deberá utilizarse la llenadota (pipeteador) correspondiente. Queda prohibido pipetear con la boca.

Artículo 40. El profesor, ayudante académico y/o laboratorista verificarán las condiciones de seguridad, para la realización de cada práctica, a falta de alguna se podrá suspenderá la misma, con aviso a la jefatura de laboratorios.

Artículo 41. El profesor, ayudante académico y/o laboratorista se responsabilizarán sobre las condiciones de trabajo y seguridad, para lo cual deberán indicar en sus requisiciones los puntos críticos de seguridad en cada práctica que realicen y deberán hacer énfasis con sus alumnos sobre estos puntos antes de iniciar la misma.

Artículo 42. Los alumnos, ayudantes académicos y profesor, notificarán de inmediato al laboratorista cualquier fuga de gas, de agua o falla eléctrica detectada.

Artículo 43. Los controles maestros de energía eléctrica y suministro de gas para cada laboratorio deberán estar señalados adecuadamente en el laboratorio de manera tal que sean identificados fácilmente.

Artículo 44. Los profesores, ayudantes académicos y laboratoristas darán instrucciones a los alumnos y supervisarán que el desecho de reactivos de la práctica se haga de forma correcta, de acuerdo a los procedimientos establecidos.

Artículo 45. Los laboratoristas supervisarán que ningún equipo utilizado se quede conectado a la red eléctrica o al suministro de gas.

Artículo 46. Cada laboratorio deberá contar con un botiquín de primeros auxilios. El laboratorista deberá verificar, al menos una vez cada semana, el contenido del botiquín, para proceder a reponer los faltantes, a solicitud del responsable del laboratorio y su reposición no deberá de exceder de 10 días hábiles a su solicitud.

El siguiente complemento a este artículo está basado en el Manual de Primeros Auxilios de la Cruz Roja Mexicana, el cual debe tener las siguientes características: Fácil transporte, visible y de fácil acceso, que sea identificable con una cruz roja visible, de peso no excesivo, sin candados o dispositivos que dificulten el acceso a su contenido y con un listado del contenido. Todo el material que a continuación se detalla es básico y debe existir en cualquier botiquín.

- Torundas de alcohol
- Gasas de 5 x 5 cm
- Compresas de gasas de 10 x 10 cm
- Tela adhesiva

- Vendas de rollo elásticas de 5 cm x 5 m
- Vendas de rollo elásticas de 10 cm x 5 m
- Abatelenguas
- Vendas adhesivas
- Benzal
- Tintura de Yodo (Isodine espuma)
- Jabón neutro líquido
- Vaselina
- Alcohol
- Tijeras rectas
- Pinzas de disección sin dientes
- Termómetro
- Ligadura de hule
- Jeringas desechables
- Medicamentos: a criterio del médico del servicio de urgencias y se usará bajo estricto control del médico.

La administración universitaria proporcionará un equipo completo las veces que sean necesarias a todos los laboratorios, a solicitud del responsable del laboratorio.

Artículo 47. Los alumnos deberán de reportar de inmediato a su profesor, ayudante académico y/o laboratorista, cualquier accidente. El profesor deberá canalizar al alumno accidentado para que reciba los primeros auxilios y/o atención médica (Servicios Médicos Universitarios, ext. 1380), según el caso y reportarlo a la jefatura de laboratorios.

Artículo 48. Cuando se presente un accidente en un laboratorio se llevará a cabo una investigación por parte de la jefatura de laboratorios, donde se integrarán los involucrados y las causas probables del incidente. La jefatura de laboratorios se podrá auxiliar con las personas que disponga la universidad para su esclarecimiento y sanción correspondiente.

Artículo 49. No se permitirán visitas extraoficiales en los laboratorios por parte de los alumnos, profesores o laboratoristas a menos que el profesor y/o ayudante académico lo autoricen. Queda estrictamente prohibida la presencia de menores de edad en las áreas de trabajo donde se utilicen sustancias químicas.

CAPÍTULO V: DE LAS RESPONSABILIDADES Y SANCIONES.

Artículo 50. Cualquier alteración a las condiciones de seguridad o en el cumplimiento del presente reglamento, deberá ser reportado al responsable correspondiente.

Artículo 51. Todo personal académico, administrativo y alumnos que tengan relación con los laboratorios, tendrán la obligación de conocer el presente reglamento, el cual

deberá ser acatado en su totalidad y, deberá ser colocado en lugar visible en cada laboratorio.

Artículo 52. Las personas a las que se sorprenda haciendo mal uso de los equipos, materiales, instalaciones, etc., propias de los laboratorios, de todo aquello mencionado en el artículo 3 del presente reglamento, o de las señalizaciones instaladas para protección civil, serán sancionadas conforme a la legislación Universitaria, según la gravedad de la falta cometida.

Artículo 53. En el caso de los alumnos, las sanciones aplicables serán las que decida el H. Consejo Académico del Área de Conocimiento (previa solicitud oficial del jefe de departamento de laboratorios) conforme a las disposiciones de la Legislación Universitaria.

Artículo 54. Tratándose de personal académico y administrativo, se levantarán actas correspondientes y se dictarán las sanciones conforme a las disposiciones de la Legislación Universitaria (amonestación o suspensión temporal sin goce de sueldo o destitución) y/o la Ley Federal del Trabajo o lo que aplique; esto mediante la autoridad responsable.

Artículo 55. Cada laboratorio deberá asimismo tener un Reglamento Interno de Seguridad e Higiene, siendo este complementario del presente reglamento, en tanto no lo contravengan. Será responsabilidad del jefe del departamento de laboratorios vigilar su cumplimiento.

TRANSITORIOS

Artículo primero. La presente normatividad entrará en vigor al día siguiente de su publicación.

Artículo segundo. Cualquier reforma al presente reglamento deberá ser aprobada por el Consejo Académico del Área de Conocimiento que corresponda.

Artículo tercero. Todas aquellas cuestiones que no estén señaladas específicamente en el presente reglamento, deberán ser resueltas por la jefatura del departamento de laboratorios con la opinión de la instancia en la que se encuentra integrado dicho departamento y Protección Civil.

Por la Comisión:

M. en C. María del Carmen Gómez del Prado Rosas Profesora-Investigadora adscrita al Departamento Académico de Biología Marina	
M. en C. Ernesto Ramos Velázquez Jefe del Departamento Académico de Geología Marina	
Biol. Mar. Marco Antonio Medina López Jefe del Departamento Académico de Biología Marina	

Por el Consejo Académico del Área de Conocimiento de Ciencias del Mar

M. en SC. Jesús Andrés Sandoval Bringas Secretario Académico Administrativo del Consejo	
Ing. Manuel Oseguera Cházaro Jefe del Departamento Académico de Ing. en Pesquerías	
Dr. Carlos Rangel Dávalos Consejero Académico “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Biología Marina.	
M. en C. Marta Dolores Vicencio Aguilar Consejero Académico “Suplente” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Biología Marina.	
Dra. Mara Yadira Cortés Martínez Consejera Académica “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Geología Marina.	
M. en C. Genaro Martínez Gutiérrez	

Consejero Académico “Suplente” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Geología Marina.	
M.C. Miguel Ángel Ojeda Ruiz de la Peña Consejero Académico “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Ingeniería en Pesquerías.	
Dr. Marco Antonio Cadena Roa Consejero Académico “Suplente” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Ingeniería en Pesquerías.	
M. en SC. Jaime Suárez Villavicencio Consejero Académico “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Sistemas Computacionales.	
C. Diana Paola Gómez Sánchez Consejero Académico “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Geología Marina.	
C. David Valdéz Sánchez Consejero Académico “Titular” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Sistemas Computacionales.	
C. Eder Omar Salomón Aguilar Consejero Académico “Suplente” Representante de los Profesores del Departamento Académico de Sistemas Computacionales.	

ANEXO 2.

TERMINOLOGÍA FICOLÓGICA (GLOSARIO) DE USO GENERAL EN TEXTOS Y ESTE MANUAL

ACCESORIO. Adicional o auxiliar. Adicionado a un eje o estructura central.

ÁCIDO ALGINICO. Polisacáridos lineares que se presentan en las paredes celulares de muchas algas café. De uso muy generalizado en la industria como agentes de suspensión, engrosadores y emulsificantes.

ACINETO. Una célula que se separa de una célula vegetativa y que forma un cuerpo reproductivo no móvil o espora.

ACUMINADO. Que se reduce gradualmente a un punto. Que termina en punta (agudo).

AEROCISTO. Vesícula de flotación llena de gas.

AGAR. Polisacárido complejo que forma un gel, derivado de las algas rojas.

AGUDO. (Acumidado) Que termina abruptamente en un punto. Que describe menos que un ángulo recto.

ALTERNANCIA DE GENERACIONES..

ALGINATO. Sales derivadas del ácido algínico

ALTERNO. Deposición sucesiva a niveles diferentes de uno y otro lado de un eje.

ANISOGAMIA. La unión de dos gametos (usualmente móviles) de tamaño diferente (anisogametos). Ver Isogamia.

ANTICLINAL. Perpendicular a la superficie o circunferencia de una estructura; dicho de las células corticales o medulares.

ÁPICE. Punto distal. Extremo.

APICAL. Ver crecimiento apical.

APLANOSPORA. Espora no móvil con la pared celular libre de la pared esporangial (en algas verdes)

ÁREA DE TRANSICIÓN. La región entre el estipe y la lámina en donde tiene lugar una división celular activa, y por lo tanto un meristemo intercalar.

ARCUADO. En arco. Curvado.

ARTICULACIÓN. El punto o juntura no calcificada entre los segmentos calcificados de las algas coralinas. Ver genícula e intergenícula.

ASURGENTE. Se dice de los filamentos esencialmente horizontales que se curvan hacia arriba.

BASINIMIA. El nombre original de un taxón usado en una nueva forma debido a un cambio en la ubicación o rango accesorios taxonómico. Ver también homonimia, sinonimia.

BENTONICO. Que crece o vive en el fondo del mar, (a poca o mucha profundidad).

BILATERAL. Que tiene dos lados complementarios, a manera de imagen de espejo.

BILOCULAR. Que tiene dos cavidades.

BIPINADO. Que tiene pinas de dos órdenes (ramificación).

BISPORANGIO. Estructura que produce bisporas diploides (dos esporas). Se presenta en ciertas algas rojas, principalmente Corallinaceae.

CAESPITOSO. Que crece en forma de mata, de tapete.

CALCÁREO. Que presenta carbonato de calcio, de textura pétreo.

CAROTENOS. Pigmentos de color amarillo o anaranjado.

CARPOGONIAL. Asociado o portando el carpogonio.

CARPOGONIO (Carpogonia). La célula femenina conteniendo el huevo, se presenta en Rhodophytas. La célula terminal en una rama carpogonial.

CARPOSPORANGIO. La célula reproductiva de un carposporofito, produce carposporas.

CARPOSPORA. Espora que es producida en el carposporangio y que es diploide generalmente. La carpospora germina formando así un carposporofito.

CARPOSPOROFITO. Fase o generación, multicelular en el ciclo de vida de las algas (alternancia de generaciones) de la división Rhodophyta. La mayoría son filamentos.

CARRAGENANOS. Polisacárido complejo presente en la pared de varias algas rojas o carragenofitas.

CÉLULA AUXILIAR. En las algas rojas de la clase Floridiophyceae una célula especializada que recibe el núcleo cigótico. Esta célula puede estar aislada o puede nacer en una rama, filamento o grupo.

CELULOSA. Material de la pared compuesto por unidades de glucosa orientadas de forma diferente y capaces de acomodar a diferentes grupos químicos adicionales. Presente en algas verdes y muchas cafés y rojas.

CENOCITICO. Multinucleado y sin paredes transversas; organización sifonosa.

CISTOCARPO. Equivalente al carposporofito.

CLAVADO. Engrosado hacia el ápice.

CLIVAJE. Línea de división.

CLOROPLASTO. Organelo citoplasmático en el que se encuentran los pigmentos fotosintéticos.

COALESCENTE. Juntos o fusionados.

COMPLANADO (TALO). Aplanado uniformemente.

COMPRIMIDO. Ligeramente aplanado; el grosor varía en corte transversal.

CONCEPTACULOS. Una invaginación o cavidad casi esférica que contiene estructuras reproductivas (Fuciales).

CONSTRICCIÓN. Zona de adelgazamiento en un punto del talo.

CORALINA. Alga roja calcárea de la familia Corallinaceae.

CORTEZA. Capa celular externa a la médula, al filamento axial o a las células pericentrales.

CORTICAL. Relativo a la corteza.

CORTICADO. Que presenta una corteza.

CORIACEO. Elástico y resistente, cuerudo.

CRECIMIENTO APICAL (MERISTEMO APICAL). Zona de crecimiento en el ápice de un talo.

CRECIMIENTO DIFUSO. Crecimiento generalizado, no hay una zona de crecimiento localizada o meristemo.

CRECIMIENTO INTERCALAR (MERISTEMO INTERCALAR). Crecimiento que se da en una parte intermedia del talo.

CRECIMIENTO TRICOTALICO (MERISTEMO TRICOTALICO). Crecimiento en el que el sitio de división celular activa se localiza en la base de un filamento o grupo de filamentos (en Phaeophyta).

CRENULADO. Que tiene un margen con prolongaciones.

CRIPSTOMATA. Cavidad estéril que contiene pelos.

CRISOLAMINARAN. Producto polisacárido (azúcar) de reserva en crisofitas.

CUNEADO. Más ancho en un extremo que en otro. En forma de cuña.

- DECIDUO.** No persistente, se hace no permanente, o se pierde.
- DENTADO.** Con márgen como con denticiones.
- DETERMINADO.** Con crecimiento limitado de ramas o ramillas. Ver indeterminado.
- DICOTÓMICO.** División en dos partes iguales (furcado).
- DIMORFICO.** Que se presentan dos formas.
- DIOICO.** Con las estructuras femeninas y masculinas separadas en diferentes individuos (ver alternancia de generaciones).
- DIPLOIDE.** Que tiene un doble juego de cromosomas en el núcleo (2n).
- DISCOIDE.** Sujetador en forma de disco.
- DISTICO.** Ordenado en dos hileras en lados opuestos de un eje.
- DISTROMATICO.** Que está formado por dos capas de células.
- DIVISIÓN.** La mayor jerarquía taxonómica empleada en la taxonomía del Reino Plantae. Es equivalente a Phylum en el Reino Animalia.
- DIVISIÓN SEGREGATIVA.** Tipo de división celular característica del Orden Siphonocladales (CHLOROPHYTA), en la que el protoplasma se divide o cliva en masas esféricas que, entonces, se expanden y funcionan como entidades independientes.
- DISTAL.** Lejos del punto de fijación o anclaje, hacía el ápice.
- ECORTICADO.** Que carece de corteza.
- ENDOFITICO.** Una planta que crece entre los “tejidos” de otra planta.
- ENDÓGENO.** Que se origina internamente.
- EPIFITICO.** Un organismo creciendo en la superficie de un alga o planta.
- ESTIPE.** Similar en forma al tallo de las plantas superiores.
- ESTIPITADO.** Que presenta estipe.
- EXÓGENO.** Que se origina externamente.
- FÉRTIL.** Que porta estructuras reproductivas.
- FILAMENTO.** Una hilera de células ramificada o no.
- FILAMENTO AXIAL.** Una hilera simple de células que se extienden longitudinalmente a lo largo del centro de un eje o una rama.
- FILOIDE (Lamina).** Parte del talo con forma de hoja. Similar a la hoja de plantas.
- FLABELADO.** En forma de abanico.
- FOLIACEO.** En forma de hoja.
- FRONDA.** Estructura foliacea, parte erecta del talo.
- FURCADO.** Dividido.
- GAMETANGIO.** Estructura unicelular o multicelular que produce gametos.
- GAMETO.** Célula sexual femenina o masculina.
- GAMETOFITO.** Talo que porta los gametangios.
- GENICULA.** Estrechamiento no calcificado entre dos intergenículas.
- GONIMOBLASTO.** Estructura del carposporofito que se forma a partir de un carpogonio fertilizado o de una célula auxiliar.
- HAPLOIDE.** Que tiene un solo juego de cromosomas por núcleo (n).
- HAPTERA.** Sujetador o fijador, similar a una raíz.
- HETEROMORFICO.** Que tiene un ciclo de vida en el cual una de las fases es diferente morfológicamente a la otra.
- HUEVO (Oogonio).** Gameto femenino sin flagelo.
- INDETERMINADO.** Rama que tiene el potencial de parecerse al eje principal del talo en funcionamiento y estructura.

INTERCALAR. Que se presenta en cualquier lugar del talo excepto en el ápice. Relativo a meristemos y esporangios.

INTERMAREAL. Que vive en la zona localizada entre la marea más alta y la más baja.

INTERGENICULA. Partes o segmentos calcificados del talo.

ISOMORFICO. Que tiene ciclo de vida con fases morfológicas similares.

LAMINA. Estructura de aspecto similar a una hoja (foliáceo).

LAMINARAN. Producto de reserva presente en algas cafés.

LANCEOLADO. Estrecho y largo.

LENTICULAR. Que se semeja a una lente biconvexa o lenteja.

LOBULAR. Dividido en lóbulos.

MICROSCÓPICO. Que puede verse a simple vista.

MARGEN. La superficie externa, la periferia.

MEDULA. Núcleo central del “tejido” en algas multicelulares.

MERISTEMO. Zona de crecimiento en el alga.

MONOPODIAL. Que tiene un eje central distintivo dentro de las ramificaciones.

MONOSTROMATICO. Tejido compuesto una única capa de células.

MUCRONADO. Que termina en un extremo o punta distintiva.

MULTIAXIAL. Tipo de construcción en la que varios filamentos con crecimiento sincrónico confluyen en un haz generalmente compacto.

NERVADURA. Engrosamiento alargado en una lámina. En las algas se trata de un término que se aplica de manera morfológica, pero no funcional.

NODO. Punto en el eje en donde se insertan las ramificaciones.

OOGONIO (OOGONIA). Célula reproductora femenina que contiene uno o más huevos.

PARENQUIMA. Construcción celular caracterizada porque su desarrollo ocurre a partir de una meristemática.

PARIETAL. Que está cerca de la pared celular.

PECTINADA. Ramificaciones a un solo lado del eje, a manera de peine.

PELOS. Filamentos epidérmicos compuestos de una o varias hileras de células.

PIGMENTO ACCESORIO. Pigmento distinto de la clorofila, que interviene durante la fotosíntesis, sólo captando energía luminosa, como antena.

PLURANGIOS. Estructura en la que se forman más de cuatro esporas.

PROPAGULOS. Estructura multicelular que funciona para la reproducción vegetativa.

PSEUDOPARENQUIMA. Construcción celular formada por filamentos estrechamente juntos que semejan un parénquima.

SIFÓN. Células grandes y multinucleadas presentes en algunas algas verdes y rojas.

SOROS. Conjunto de estructuras reproductoras que a menudo están unidas por la base.

SUJETADOR. Estructura de sujeción de las macroalgas.

TALO. Cuerpo vegetativo de las algas.

TRABECULA. Extensión de la pared hacia el lumen central de la célula en forma cenocítica (característico de *Caulerpa*).

TRICOBLASTO. Filamento simple o ramificado, incoloro, que surge de manera exógena en los ápices de las algas rojas de la familia Rhodomelaceae.

UNANGIOS. Estructura reproductora que produce una sola espora y es unilocular.

UNIAXIAL. Tipo de construcción en la que hay un eje central formado por un sólo filamento.

UNILOCULAR. Con una sola cavidad.

UTRICULO. La porción terminal dilatada o hinchada de un filamento o tubo (como en *Codium*).

ANEXO 3. FORMATO PARA MUESTREO SUBMAREAL POR CUADRANTES,
DENSIDAD

Localidad:

Fecha:

Colector:

	Cuadrante	Perfil	Cuadrante	Perfil	Cuadrante	Perfil
<i>Macrocystis pyrifera</i> > 1m						
<i>M. pyrifera</i> < 1m juvenil						
<i>M. pyrifera</i> < 1m vieja						
<i>Pterygophora californica</i>						
<i>Laminaria setchellii</i>						
<i>Cystoseira osundacea</i>						
Laminariales						
<i>Pisaster brevispinus</i>						
<i>Pisaster ochraceus</i>						
<i>Pisaster giganteus</i>						
<i>Patiria miniata</i>						
<i>Pycnopodia helianthoides</i>						
<i>Orthasterias koheleri</i>						
<i>Dermasterias imbricata</i>						
<i>Henricia leviscula</i>						
<i>Loxorhynchus crispatus</i>						
<i>Pugettia</i> sp.						
<i>Haliotis fulgens</i>						
<i>Cancer</i> sp.						
<i>Strongylocentrus purpuratus</i>						

ANEXO 5.**FORMATO PARA MUESTREO POR TRANSECTOS INTERMAREAL****Localidad:****Fecha:****Colectores:****Tipo de transecto: vertical horizontal Espaciado de muestra:**

1	21	41	61	81
2	22	42	62	82
3	23	43	63	83
4	24	44	64	84
5	25	45	65	85
6	26	46	66	86
7	27	47	67	87
8	28	48	68	88
9	29	49	69	89
10	30	50	70	90
11	31	51	71	91
12	32	52	72	92
13	33	53	73	93
14	34	54	74	94
15	35	55	75	95
16	36	56	76	96
17	37	57	77	97
18	38	58	78	98
19	39	59	79	99
20	40	60	80	100

Notas de Campo: