



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA



Carrera de Biología

Ciclo Básico

# **Manual de Laboratorio de Investigación Formativa III**

Aprobado por el Comité Académico de Carrera: 28/julio/2022  
Vigente hasta 28/julio/2025



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	1/168

**Autores**

Carlos Castillejos Cruz  
Uri Omar García Vázquez  
Ana Rocío Rivera Martínez  
Sonia Rojas Chávez  
Reynalda Roldán Pérez  
Ana María Soriano Martínez  
María Judith Villavicencio Macías

**Participantes en la actualización (2022)**

María Magdalena Ayala Hernández  
Carlos Castillejos Cruz  
Yadira Cornejo Silva  
Uri Omar García Vázquez  
José Misael Vicente Hernández Vázquez  
Edgar Ledesma Martínez  
Deyra de los Ángeles Ramírez Hernández  
Ana Rocío Rivera Martínez  
Sonia Rojas Chávez  
Reynalda Roldán Pérez  
Ana María Soriano Martínez  
María Judith Villavicencio Macías  
Elizabeth Vieyra Valdez



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	2/168

### ÍNDICE

<b>INTRODUCCIÓN</b>	3
<b>OBJETIVOS</b>	6
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 1. BIOLOGÍA MOLECULAR DE LA CÉLULA</b>	7
Práctica 1. Diferencias estructurales entre la célula vegetal y animal	8
Práctica 2. Evaluación de la actividad enzimática de la amilasa salival	15
Práctica 3. Cuantificación de azúcares totales por el método de DuBois	22
Práctica 4. Cuantificación de proteínas por el método de Bradford	28
Práctica 5. Extracción, electroforesis y amplificación de ADN	33
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 2. EMBRIOLOGÍA ANIMAL</b>	43
Práctica 6. Sistema reproductor y ciclo estral de la rata	44
Práctica 7. Gametogénesis	53
Práctica 8. Evaluación de la calidad espermática de la rata macho	60
Práctica 9. Embriogénesis	66
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 3. PLANTAS SIN SEMILLA</b>	76
Práctica 10. Técnicas de recolecta y preservación de Arquegoniadas no vasculares y vasculares	77
Práctica 11. Morfología y anatomía de Arquegoniadas no vasculares	84
Práctica 12. Morfología y anatomía de Arquegoniadas vasculares	89
Práctica 13. Morfología y anatomía de órganos vegetativos de angiospermas	94
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 4. PROYECTO DE INVESTIGACIÓN</b>	100
<b>CRITERIOS DE AVALUACIÓN</b>	115
<b>REGLAMENTO DEL LABORATORIO</b>	116
Reglamento interno en aula	116
Reglamento salidas de campo	120
<b>MANEJO DE RESIDUOS</b>	130
<b>ANEXOS</b>	134



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	3/168

## INTRODUCCIÓN

En el tercer semestre se cursan las asignaturas de Biología Evolutiva, Fisicoquímica I, Biometría, Plantas sin semilla, Embriología Animal, y Biología Molecular de la Célula I. Estas tres últimas contribuyen con los contenidos del Laboratorio de Investigación Formativa (LIF III). Particularmente, durante este semestre el LIF III está dividido en 75% prácticas y 25% proyecto de docencia-investigación. El LIF III comprende las unidades de aprendizaje de Biología Molecular de la Célula, Embriología Animal y Plantas sin Semilla, que en conjunto permiten entender la estructura y función celular; el desarrollo embrionario de los animales y la estructura de las plantas sin semilla. Así como aplicar los conocimientos teórico-prácticos para plantear, desarrollar, analizar y exponer trabajos de investigación científica de forma oral y escrita.

En cuanto a la unidad de aprendizaje de Biología Molecular de la Célula, cabe resaltar que el estudio de la biología general es esencial en la formación profesional del Biólogo, ya que los seres vivos están conformados por células, que son pequeños compartimentos rodeados de membranas y en el caso de los vegetales también por paredes celulares. Estos compartimentos contienen una solución acuosa con compuestos químicos diversos. Las formas de vida más simples son organismos unicelulares que se propagan asexualmente. Los organismos multicelulares, como *Homo sapiens* se conforman de tipos celulares especializados que constituyen tejidos, órganos y sistemas; que realizan funciones diferenciadas, unidos por intrincados sistemas de comunicación. En esta unidad se estudia la célula para entender, cómo están formadas a partir de las moléculas y su interacción en el funcionamiento celular hasta constituir un organismo complejo. Las prácticas a esta unidad apoyan experimentalmente a los contenidos de la asignatura teórica mediante la adquisición de conocimientos y habilidades durante el trabajo en el laboratorio y contribuyen a la información básica necesaria para la formación profesional del estudiante.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	4/168

Por otra parte, la embriología es la rama de las ciencias biológicas que analiza los mecanismos genéticos y moleculares que dan como resultado el desarrollo del embrión. En esta unidad, se abordarán algunos aspectos de la embriología, como la estructura de los sistemas reproductores en el contexto fisiológico de los ciclos sexuales, los mecanismos de formación y maduración de los gametos, para continuar con la descripción de cómo éstos tienen la capacidad de sobrevivir en un medio generalmente hostil, con base a sus características morfológicas y funcionales para cumplir su objetivo primordial que es la unión en el proceso de fecundación, dando inicio a los primeros estadios de desarrollo embrionario, que se caracterizan por su diferenciación celular y que son analizados en la cuarta práctica de esta unidad denominada embriogénesis, de esta manera, el alumno integre la estructura y la función de los sistemas reproductores.

De manera adicional, el reino Plantae incluye a las plantas terrestres o embriofitas, las principales características que agrupan a las plantas y las diferencian del resto de los reinos son que están constituidas por células eucariotas, son pluricelulares, son organismos fotoautótrofos oxigénicos (es decir liberan oxígeno como subproducto de la fotosíntesis), sus células presentan paredes celulares compuestas principalmente por celulosa con abundantes plasmodesmos, su material de reserva es el almidón, tienen un ciclo de vida con alternancia de fases gametofito-esporofito, producen un embrión no segmentado que se encuentra protegido dentro de la planta progenitora, se pueden reproducir vía sexual mediante el desarrollo de gametos y fusión de núcleos o por propagación vegetativa, además de tener un crecimiento continuo e indeterminado gracias al desarrollo de meristemas autoperpetuables.

Para su estudio las plantas se agrupan principalmente en plantas vasculares y plantas no vasculares (briofitas). Las briofitas se caracterizan porque su fase gametofítica es dominante sobre la esporofítica. Mientras que las plantas vasculares,



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>5/168</b>

poseen tejidos especializados en el transporte de agua (xilema) y productos de la fotosíntesis (floema). Las prácticas de esta unidad brindan experiencia en la recolecta e identificación taxonómica, mediante la identificación de las principales características de los principales grupos de plantas, así como la identificación de las características más relevantes.

Finalmente, a través de los proyectos de investigación el alumno retoma los conocimientos adquiridos para proponer un modelo experimental que le permita aplicar la filosofía del plan de estudios 2006, en el que deseamos que no sea pasivo en el proceso de enseñanza-aprendizaje sino que sea participativo, crítico y propositivo; para que de ésta manera adquiera el rigor científico necesario y afronte los retos que presenta un mundo cada día más competitivo.

En el Plan de Estudios 2006, el LIF III funciona como un espacio didáctico donde el alumno se desarrolla y construye su propio proceso de aprendizaje a través de actividades que van desde la búsqueda de información, hasta en el diseño de su trabajo experimental. Además, el alumno adquiere conocimientos específicos en determinadas áreas de estudio de la ciencia, también desarrolla en orden de complejidad creciente: destrezas manuales, habilidades intelectuales en el manejo y aplicación de los conocimientos y reforzar actitudes hacia el trabajo científico y su entorno social.

La filosofía de la FES Zaragoza establece la necesidad de iniciar al alumno en la enseñanza activa, en razón de que a través de ella se posibilita el desarrollo de las potencialidades del alumno. Así, la enseñanza activa no significa tener al alumno continuamente ocupado, sino que desarrolle sus procesos de conocimiento a partir de sus experiencias orientadas a la búsqueda de información. El mejor escenario para ello, son los LIF, en estos, el docente reconoce los conocimientos previos del alumno, por lo tanto, el contenido que le presenta debe relacionarse con información que ya posee, de una manera lógica y jerárquica, en un ambiente motivacional de buena



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	6/168

comunicación entre docentes y alumnos.

La Institución otorga la infraestructura, el personal académico-administrativo y la planta docente para el logro de estos objetivos, por lo que te invitamos a realizar tu mejor esfuerzo en la parte que a ti te corresponde.

### **OBJETIVOS**

#### **General**

Analizar la estructura de las células, el desarrollo embrionario en diferentes modelos animales, la estructura y la sistemática de las plantas sin semilla y proponer un proyecto de investigación que integre al menos dos de las temáticas estudiadas en el LIF III.

#### **Particulares**

Entender la estructura y el funcionamiento de la célula, sus procesos de reproducción celular y las biomoléculas que participan en su metabolismo.

Analizar la estructura y función de los sistemas reproductores, así como, las diferentes etapas del desarrollo embrionario en diferentes modelos animales.

Analizar la morfología y determinar taxonómicamente los diferentes taxones de plantas sin semilla.

Desarrollar la iniciativa y creatividad científica del alumno, sustentada en la búsqueda de información e integración del conocimiento.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>7/168</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE I**

### **BIOLOGÍA MOLECULAR DE LA CÉLULA**



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	8/168

## PRÁCTICA 1

### DIFERENCIAS ESTRUCTURALES ENTRE LA CÉLULA VEGETAL Y ANIMAL

#### OBJETIVO

Identificar las principales diferencias estructurales entre la célula vegetal y animal, mediante la observación de muestras al microscopio.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

En la biosfera hay dos tipos de células: las procariotas y las eucariotas. Las procariotas (del griego πρό, *pro*=antes de κάρυον, *karyon*= núcleo) carecen de un núcleo bien definido, son unicelulares y pertenecen al reino Monera, que incluye las bacterias y las cianobacterias. El ácido desoxirribonucleico (ADN) de las células procariotas está confinado a una o más regiones nucleares, denominados nucleoides, que se encuentran rodeados por citoplasma, pero carecen de membrana. Un gran número de células procarióticas están rodeadas por paredes celulares constituidas por sustancias diferentes a la celulosa, que las hace diferentes de las plantas. Las células procarióticas son las más primitivas, se originaron en los océanos hace aproximadamente 3.5 millones de años; mientras que las células eucariotas fósiles datan de menos de un millón de años al presente (Curtis, 2008).

Las células eucariotas (del griego εὔ, *eu*= verdadero y κάρυον, *karyon*= núcleo), tienen un núcleo con membrana nuclear, y presentan otros organelos también delimitados por membranas, embebidos en el citoplasma, entre estos: los cloroplastos, las mitocondrias, el retículo endoplasmático, el aparato de Golgi y las vacuolas.

Todos los organismos vivos están compuestos por células. Robert Hooke en 1665, realizó cortes de corcho y observó con un microscopio rudimentario pequeños compartimentos, sin contenido vivo que llamó células (del latín *cellula*, que significa



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	9/168

habitación pequeña); ya que éste tejido le recordaba las celdas pequeñas que habitaban los monjes de aquella época. Hasta el siglo XIX, dos científicos alemanes, el botánico Matthias Jakob Schleiden y el zoólogo Theodor Schwann, postularon en 1839 la teoría celular que enunciaba, “todas las plantas y animales están compuestos por grupos de células y éstas son la unidad básica de todos los organismos vivos”. Esta teoría fue complementada en 1855, por Rudolph Virchow, quien estableció que las células nuevas se formaban a partir de células preexistentes (*omni cellula e cellula*) (Davey y Lord, 2003).

En síntesis, la teoría celular actualmente se fundamenta en:

- Todos los organismos vivos están formados por células y productos celulares.
- Sólo se forman células nuevas a partir de células preexistentes.
- La información genética necesaria durante la vida de las células y la que se requiere para la producción de nuevas células se transmite de una generación a la siguiente.
- Las reacciones químicas de un organismo, esto es su metabolismo, tienen lugar en las células.
- Las células, que constituyen la unidad de vida de las plantas y los animales, presentan una organización básica similar.

Las células animales poseen una membrana plasmática, que es un complejo formado por lípidos, proteínas e hidratos de carbono, colesterol o fitoesteroles. Además, el transporte es semipermeable y se lleva a cabo por medio de señales químicas para permitir el paso diferencial de distintos compuestos del medio externo y subproductos celulares desde y hacia el interior de la célula. Provee una barrera única, que la protege del medio externo. El citoplasma es el contenido celular presente entre la membrana celular y el núcleo. Es un gel semilíquido que constituye el 55%



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	10/168

del volumen celular, donde se hallan inmersos el citoesqueleto y los organelos de la célula. En el núcleo se encuentra almacenada la información genética de la célula en forma de ADN. Está protegido por una doble membrana que recibe el nombre de envoltura nuclear, delimitando a la cromatina y el nucléolo. En esta doble membrana hay poros que permiten una comunicación bidireccional con el citoplasma. Los organelos que caracterizan a la célula animal son: mitocondrias, retículo endoplásmico liso y rugoso (con ribosomas adheridos a él), aparato de Golgi, lisosomas, peroxisomas y vacuolas (Anexo 1, Fig 1A) (Bruce *et al.*, 2011; Davies, 2000).

Las células vegetales también contienen organelos delimitados por membranas, entre ellas, un núcleo que contiene el material genético, ribosomas que sintetizan proteínas, retículo endoplásmico liso que interviene en la síntesis de los lípidos formadores de membrana celular y una membrana plasmática que la rodea. Sin embargo, las células vegetales contienen cloroplastos, organelos capaces de sintetizar azúcares a partir del dióxido de carbono, agua y energía solar, una vacuola que almacena diversas sustancias y una pared celular que le proporciona forma (Anexo 1, Fig. 1B) (Paniagua, 2007; Buchanan *et al.*, 2015).

El microscopio óptico es una de las principales herramientas para el estudio de la célula. En general los tejidos vivos son difíciles de estudiar con este instrumento, ya que generalmente son gruesos y no dejan pasar la luz, en cambio las células vivas son transparentes. Por lo que se pueden observar con el microscopio óptico, previo montaje de la muestra.

El estudio detallado de la célula se ha favorecido con el mejoramiento de los microscopios, y el desarrollo de métodos y técnicas para preparación y observación de las células. Los avances en la microscopía han mejorado el poder de resolución de estos instrumentos. Se han desarrollado también métodos básicos para preparar materiales que facilitan la observación con el microscopio, fijando las células o tejidos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	11/168

con agentes que estabilizan su estructura, como alcohol, ácido acético, formol, tetraóxido de osmio, permanganato de potasio, entre otros. También hay agentes deshidratantes, entre ellos: alcohol etílico, butanol y acetona, estos permiten que el material biológico sea incluido en sustancias duras que actúan como soporte para posteriormente seccionar con un micrótopo, a través de una cuchilla de acero o de diamante.

El uso de colorantes permite una mejor observación de las células, así como de sus organelos, produciendo contraste entre núcleo o citoplasma, o entre mitocondrias y otros elementos del citoplasma.

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder, elaborar y entregar:

1.- Un cuadro con tres columnas:

- Primera columna. Enlistar todos los organelos que constituyen las células vegetales y las animales.
- Segunda columna. Célula vegetal: indicar la presencia o la ausencia de cada uno de los organelos que la conforman.
- Tercera columna. Célula animal: proceder de la misma forma, que en el caso anterior.
- Compara los resultados obtenidos y elabora una conclusión.

2.- ¿Cómo está constituida la pared celular?

3.- ¿Cuáles son las funciones de la pared celular?

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Agua estancada

Bulbos (cebolla)

Células epiteliales periféricas de las manos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	12/168

*Elodea* sp

Muestra de hígado de pollo (20 g)

Pétalos y hojas

Vegetales (Papa, zanahoria)

### **Materiales diversos**

Agujas de disección

Bisturí

Caja de Petri

Cubreobjetos

Frasco con gotero

Portaobjetos

### **Reactivos**

Azul de metileno ( $C_{16}H_{18}ClN_3S$ )

Giemsa (10%) ( $C_{14}H_{14}ClN_3S$ )

Solución de grenetina al 1%

Solución de yodo (Lugol:  $I_2KI$ )

### **EQUIPO**

Microscopio estereoscópico

Microscopio compuesto

### **SERVICIOS**

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	13/168

## PROCEDIMIENTO

### Células vegetales

- Con ayuda de un bisturí realizar un corte fino del material vegetal (Elodea, zanahoria, pétalos y hojas), colocar la muestra en un portaobjeto e hidratar con una gota de agua. En el caso de la muestra de cebolla y papa agregar una gota del colorante azul de metileno (cebolla) y lugol (papa)
- Colocar cada uno de ellos en un portaobjeto y hacer un squash, observar al microscopio a seco débil, seco fuerte e inmersión.
- Esquematizar y describir las estructuras observadas.

### Células animales

- Cortar un trozo muy delgado de hígado de pollo, macerar y colocarlo en un portaobjeto con una gota de agua.
- Colocar el cubreobjetos y observar en el microscopio a seco débil, seco fuerte.
- Obtener una muestra de células epiteliales para lo cual deberás humedecer un hisopo sumergiéndolo en agua destilada, pasar el hisopo húmedo alrededor de las uñas por 15 segundos aproximada e inmediatamente colocar la muestra en el portaobjetos frotando el hisopo en el centro de este.
- Teñir la preparación, agregando una gota de azul de metileno sobre la muestra.
- Colocar el cubreobjetos cuidando de no hacer burbujas. Observar al microscopio, enfocando progresivamente con los objetivos de menor a mayor aumento.

### Protozoarios

En un portaobjetos colocar una gota de la solución de grenetina, encima una gota de agua estancada y agregar una gota de colorante Giemsa, realizar las observaciones en el microscopio a seco débil y fuerte.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	14/168

## RESULTADOS

Esquematizar y comparar las estructuras de cada tipo celular observado en la práctica.  
Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Bruce, A., Bray, D., Hopkin, K., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., y Walter, P. (2011). *Introducción a la biología celular* (3er ed.). Madrid, España: Editorial Médica Panamericana.

Buchanan, B., Russell, L., y Gruissem W. (2015). *Biochemistry and molecular biology of plants* (2a ed.). California, USA: John Wiley & Sons.

Curtis, E., Barnes N., Schnek, A., y Massarini, A. (2008). *Biología* (7ª ed.). Madrid, España: Editorial Medica Panamericana.

Davey, J., y Lord, M. (2003). *Essential cell biology: A practical approach*. New York, USA: Oxford University Press.

Davis, B. (2000). *Cell structure and function*. New York, USA: Fence Creek Pub.

Paniagua, R. (2007). *Citología e histología vegetal y animal* (4ª ed). Barcelona, España: Editorial McGraw-Hill.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	15/168

## PRÁCTICA 2

### EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA AMILASA SALIVAL

#### OBJETIVO

Evaluar la actividad enzimática de la amilasa salival.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

Las enzimas son catalizadores proteínicos que regulan la velocidad de los procesos fisiológicos, aunque casi todas las enzimas son proteínas, algunos ácidos ribonucleicos (ARNs) catalíticos como las ribozimas catalizan de manera muy específica la hidrólisis de enlaces fosfodiéster en el ARN. Las enzimas que catalizan reacciones como transferencia de grupos, isomerización, oxido-reducción o síntesis de enlaces covalentes requieren una coenzima (Lodish *et al.*, 2012).

La medición de la actividad enzimática es fundamental para la cuantificación de enzimas en investigación o en el laboratorio clínico. En la investigación de su estructura, mecanismo de acción y regulación de su actividad, las enzimas deben purificarse. Algunas técnicas para purificar enzimas incluyen precipitación selectiva por sales o solventes orgánicos y cromatografía en soportes de intercambio iónico, filtración en gel, afinidad por sustrato o interacción ligando colorante (Becker *et al.*, 2007).

Para cuantificar la cantidad de una enzima en una muestra se mide la velocidad de la reacción catalizada por ella. En circunstancias apropiadas, la velocidad medida es proporcional a la cantidad de enzima presente, los resultados se expresan en unidades enzimáticas. Las cantidades relativas de la enzima se comparan en diferentes extractos. Las unidades enzimáticas se expresan en micromoles ( $\mu\text{mol}$ ;  $10^{-6}$  mol), nanomoles (nmol;  $10^{-9}$  mol) o picomoles (pmol;  $10^{-12}$  mol) de sustrato reaccionante o de producto formado por minuto. Las unidades internacionales



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	16/168

enzimáticas correspondientes son  $\mu\text{U}$ ,  $\text{nU}$  y  $\text{pU}$ .

Los factores que afectan la velocidad de las reacciones catalizadas por enzimas son: la concentración, el sustrato, la temperatura, el pH y la presencia de inhibidores. La acción de la amilasa salival sobre el almidón constituye el primer paso de la digestión de estos polisacáridos en su paso por el tubo digestivo.

Constituyentes de la saliva: En la cavidad bucal se vierte la saliva secretada por tres pares de glándulas; las parótidas, submaxilares y las sublinguales. La saliva tiene alrededor de 99.5% de agua, aunque el contenido de ella varía según la naturaleza de los factores que estimulan la secreción.

El pH de la saliva es alrededor de 6.8, aunque puede variar hacia ambos lados de la neutralidad. La saliva contiene una enzima denominada amilasa salival (ptialina) que desdobra el almidón hidrolizando los enlaces  $\alpha$  (1-4) al azar.

Aunque la saliva es capaz de hidrolizar la molécula del almidón y de glucógeno hasta maltosa, esto es de poca importancia en el cuerpo debido al corto tiempo que actúa la enzima sobre los alimentos. La amilasa salival es fácilmente inactivada a pH de 4.0 o menos, de manera que la acción sobre los alimentos en la boca pronto cesa, en el medio ácido del estómago. Además, otras amilasas como la pancreática, son capaces de llevar a cabo la digestión completa del almidón (González-Moreno, 2000).

El almidón es un polisacárido de reserva en los vegetales, su estructura es una mezcla de amilosa y amilopectina en una proporción 1-4. La amilosa está constituida por cadenas largas no ramificadas en las que todas las unidades de D-glucosa se hallan unidas mediante enlace  $\alpha$  (1-4), pero los puntos de ramificación son enlaces  $\alpha$  (1-6) (Becker *et al.*, 2007).

La amilasa hidroliza el almidón, formando una mezcla de glucosa, maltosa y dextrinas. El almidón en solución acuosa da un color característico con el yodo; por lo que es posible determinar la actividad enzimática de la amilasa siguiendo la desaparición del sustrato.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	17/168

Cuando se incuba saliva con almidón y se toman muestras a diferentes tiempos, a las que se les agrega yodo, el ensayo de color, inicialmente azul, cambia sucesivamente a púrpura, marrón rojizo y finalmente, desaparece el color a medida que la amilasa hidroliza las moléculas de almidón (Aguilar *et al.*, 2014).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Qué es una enzima?
- 2.- Explique al menos dos métodos para medir actividad enzimática.
- 3.- ¿Cuáles son los factores que afectan la actividad de una enzima?
- 4.- ¿Cómo el pH, temperatura, tiempo y metales afectan la velocidad de las reacciones catalizadas por la amilasa salival?
- 5.- ¿Cuál es la estructura del almidón?

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Saliva concentrada y filtrada

### **Materiales diversos**

Baño de agua

Cronómetro

Frasco gotero

Gasa

Gradilla

Guantes quirúrgicos

Jeringa de 3, 5 y 10 ml.

Probetas de 50 y 100 ml.

Tubos de ensaye de 13x100 y de 16x150

Vaso de precipitados de 50 ml.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	18/168

## Reactivos

Solución de almidón al 3% en solución salina

Solución salina fisiológica 0.9% de cloruro de sodio (NaCl)

Solución de yodo (Lugol: I<sub>2</sub>KI)

## EQUIPO

Balanza analítica y granataria

Parrilla eléctrica

## SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío

## PROCEDIMIENTO

Procedimiento A:

Efecto del tiempo sobre la actividad enzimática.

- Colocar en un tubo de ensayo 12 mL de almidón al 3% en baño de agua a 37°C. Por separado colocar un tubo de ensayo con 2 mL de saliva filtrada e incubar en baño de agua a 37°C durante 5 minutos.
- Además, preparar una serie de 10 tubos de ensayo (etiquetar del uno al diez) que contengan 2 mL de solución salina más 1 o 2 gota de lugol.
- Mezclar la saliva y almidón puestos en baño de agua.
- Tomar una alícuota de 0.5 mL de la mezcla y colocarla en el tubo uno, etiquetándola como tiempo cero.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	19/168

- Continuar tomando alícuotas de 0.5 mL de la mezcla almidón-saliva a intervalos de 30 segundos y colocarlas en los tubos subsecuentes con solución salina-lugol.
- Observar el cambio de color obscuro (azul) a claro (amarillo) hasta llegar al punto acrómico (significa que la solución mantenga el mismo color que tenía originalmente), momento el que se suspende la toma de alícuotas. Fotografiar en los diferentes tiempos.
- Anote los tiempos que se requieren para llegar al punto acrómico indicando la dilución de saliva empleada.

#### Procedimiento B:

#### Efecto de la temperatura sobre la actividad enzimática.

- Preparar 5 tubos con 2 mL de solución salina más una gota de lugol en cada uno.
- Preparar 10 tubos de ensaye en pares y colocarlos en baño de agua con base en el cuadro 1.

Cuadro 1. Variación de la temperatura en los diversos tratamientos

Tubo	Almidón (mL)	Tubo	Saliva (mL)	Temperatura del baño de agua (°C)	Color
1	5	1´	0.5	0	
2	5	2´	0.5	20	
3	5	3´	0.5	37	
4	5	4´	0.5	50	
5	2	5´	0.5	90	

- Incubar los 10 tubos durante 5 minutos, al término de los cuales se mezclan el almidón y la saliva de temperaturas correspondientes incubándose la mezcla por 10 minutos a la temperatura que se encontraban (también se puede utilizar



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	20/168

el tiempo acrómico obtenido en el primer experimento). **Se recomienda hacer un par de tubos al mismo tiempo.**

- Al finalizar la incubación tomar alícuotas de la mezcla almidón-saliva de cada temperatura y colocarlas en cada uno de los tubos con solución salina-lugol preparados previamente.
- Observar los colores, el tubo que presente menor coloración azul indica mayor actividad enzimática, es la temperatura óptima o cercana a la óptima; por el contrario, los tubos que presentan mayor coloración reflejan una menor actividad enzimática.

**Nota:** El manejo de la enzima es delicado, por ello, se recomienda considerar lo siguiente: a) limpieza del material b) volumen de reactivos c) tiempo de reacción y d) temperatura de incubación.

### RESULTADOS

Reportar el tiempo obtenido para el punto acrómico e interpretar el color obtenido y su intensidad con respecto a la actividad de la amilasa salival (velocidad de reacción).

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

**Nota:** el punto acrómico es aquel en el que el color de la mezcla (solución salina-lugol-enzima) es semejante al que tiene la solución salina más lugol. El tiempo de toma de alícuotas puede variar de acuerdo con la velocidad de acción de la enzima. La dilución de la saliva puede variar conforme a la actividad de la enzima.

### REFERENCIAS

Aguilar, L., Corona, M., García del Valle, A., Rangel, R., y Cruz, M. (2014). *Manual de prácticas de bioquímica celular y de los tejidos I*. D.F., México: FES-Zaragoza UNAM.

Becker, W., Kleinsmith, L., y Hardin, J. (2007). *El mundo de la Célula*. Madrid, España:



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	21/168

Editorial Pearson Educación.

González, S., y Peñalosa, I. (2000). *Biomoléculas. Métodos de análisis*. D.F., México: UNAM, FES Iztacala.

Lodish, H., Berk, A., y Matsudaira, P. (2012). *Biología Celular y Molecular* (5a ed.). Buenos Aires, Argentina: Editorial Médica Panamericana.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	22/168

### PRÁCTICA 3

## CUANTIFICACIÓN DE AZÚCARES TOTALES POR EL MÉTODO DE DUBOIS

### OBJETIVO

Determinar la concentración de azúcares presentes en diferentes muestras de glucosa, mediante el método de DuBois.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

Los carbohidratos son las biomoléculas más abundantes en la naturaleza en términos de biomasa. Existen tres clases principales de carbohidratos: monosacáridos, oligosacáridos y polisacáridos. Los monosacáridos son los azúcares más simples, conformados por una sola unidad de polihidroxialdehído o polihidroxicetona. El monosacárido más abundante es el azúcar conformado por seis átomos de carbono. Los oligosacáridos son cadenas cortas de unidades de monosacáridos unidos por enlaces glucosídicos, los más abundante son los disacáridos. Los polisacáridos son cadenas largas de centenares o millares de monosacáridos (Alberts *et al.*, 1994).

La estructura básica de los monosacáridos es una cadena de carbonos no ramificada en la que los átomos están unidos por enlaces simples. Uno de estos átomos está unido a uno de oxígeno por un doble enlace, formando un grupo carbonilo y este puede ser una aldosa o una cetosa. Los monosacáridos de más de cinco átomos de carbono pueden encontrarse en disolución acuosa en su forma cíclica. Los anillos de cinco átomos de carbono se denominan furanosas y los de seis piranosas (Carey, 1999). Los carbohidratos cumplen funciones energéticas, forman parte del material genético y pueden estar unidos a proteínas como glucoproteínas y a lípidos como glucolípidos.

Hay una amplia gama de métodos colorimétricos que permiten la determinación cualitativa y cuantitativa de azúcares. En todos ellos, el fundamento se basa en la



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	23/168

reacción del azúcar con otro reactivo. La formación de productos coloreados se puede determinar cuantitativamente por espectroscopía visible. El método colorimétrico para la determinación de la concentración de carbohidratos más ampliamente utilizado es el desarrollado por DuBois *et al.* (1951) debido a la facilidad del procedimiento, sensibilidad, rapidez de los resultados y por ser apropiado para cuantificar diferentes azúcares como monosacáridos, oligosacáridos y polisacáridos (López-Legarda *et al.*, 2017).

Todos los carbohidratos tanto oligosacáridos como polisacáridos pueden ser determinados, pues bajo hidrólisis ácida producen monosacáridos. La adición de algunos ácidos minerales a las soluciones acuosas de carbohidratos, como el ácido sulfúrico al igual que el fosfórico y el clorhídrico, provoca la deshidratación de los carbohidratos con la eliminación de tres moles de agua. Con esta reacción se forman derivados del furfural, y el 5-hidroximetilfurfural (HMF), el cual es de gran importancia como precursor de otras biomoléculas útiles en la industria alimentaria y energética. En el caso de pentosas, se produce una deshidratación a furfural y en las hexosas a HMF. La presencia del fenol y su interacción con el HMF facilita la formación de complejos que permiten la coloración de la solución y en consecuencia facilitan la cuantificación de los carbohidratos a través de la espectrofotometría (DuBois *et al.*, 1951).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Cuáles son las funciones biológicas de la glucosa?
- 2.- ¿Qué función cumple la solución blanco en la medición de la absorbancia?
- 3.- ¿Qué es y para que se utiliza la curva patrón?
- 4.- ¿Qué es una solución patrón para que se utiliza?
- 5.- ¿Qué es y cómo funciona el espectrofotómetro?
- 6.- Describe que es la ecuación de la recta.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	24/168

## MATERIAL Y REACTIVOS

### Materiales diversos

Celdas de vidrio para espectrofotometría

Doce tubos de ensaye 125x16 mm.

Frasco con gotero

Matraz Aforado de 15 ml.

Matraz Erlenmeyer 100 120 ml.

Micropipetas 10, 20 y 100  $\mu$ L.

Papel absorbente

Pipeta 5 ml. graduadas 1/100

### Reactivos

Ácido sulfúrico 15 ml. ( $H_2SO_4$ )

Fenol solido 10 gml. ( $C_6H_5OH$ )

Glucosa 3 mg. ( $C_6H_{12}O_6$ )

## EQUIPO

Balanza analítica

Espectrofotómetro

## SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	25/168

## PROCEDIMIENTO

**Solución patrón:** pesar 3 mg de glucosa previamente deshidratada, disolverla en 10 mL de agua destilada en matraz aforado y llevar a 15 mL

**Solución de fenol:** disolver 0.5 g. de fenol en 10 mL de agua destilada (fenol al 5% v/v).

**Curva Patrón:** preparar una serie de 8 tubos numerados del 1 al 8 y agregar los diferentes volúmenes de reactivos como se indica en el cuadro 1 (En el siguiente orden solución patrón, agua destilada, fenol, EXCEPTO EL ÁCIDO SULFÚRICO).

**Solución blanco:** agregar los diferentes volúmenes de reactivos como se indica en el cuadro 1. (Agua destilada, fenol, EXCEPTO EL ÁCIDO SULFÚRICO).

**Preparación de la muestra:** El profesor proveerá muestras de diferentes concentraciones de glucosa desconocidas por los alumnos. Para ello el docente tomará diferentes volúmenes definidos por de la solución patrón.

**Desarrollo de color:** agitar vigorosamente cada tubo. Colocar todos los tubos en baño de hielo y añadir con pipeta de vidrio 1 mL de ácido sulfúrico concentrado en intervalos de un minuto, con el propósito de dar el mismo tiempo para el desarrollo de color. Agitar ligeramente y dejar reposar durante 30 minutos (Cuadro 2).

**Lectura de absorbancia:** ajustar la absorbancia del espectrofotómetro a cero utilizando la solución blanco en una longitud de onda de 490 nm. Leer la absorbancia de la curva patrón y de las muestras a intervalos de 1 min.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	26/168

Cuadro 2. Cuantificación de glucosa

Curva patrón										Muestras		
Tubo	Blanco	1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3
Glucosa ( $\mu\text{L}$ )	-	20	40	60	80	100	120	140	160	-	-	-
Muestra problema ( $\mu\text{L}$ )	-	-	-	-	-	-	-	-	-	25	50	100
Agua ( $\mu\text{L}$ )	200	180	160	140	120	100	80	60	40	175	150	100
Fenol ( $\mu\text{L}$ )	200	200	200	200	200	200	200	200	200	200	200	200
$\text{H}_2\text{SO}_4$ (mL)	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1

## RESULTADOS

De acuerdo con la construcción de la curva patrón y la obtención de la ecuación de la recta, realizar el cálculo de las concentraciones de las muestras problema asignadas. Los gráficos deben contener la ecuación de la recta linealizada y el coeficiente de correlación.

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Alberts, B., Bray, D., Lewis, J., Raff, M., Raberts, K., y Watson, J. (1994). *Biología molecular de la célula*. New York, USA: Garland Publishing inc.

Carey, F. (1999). *Química orgánica* (3er ed.). Madrid, España: Mc Graw-Hill.

Dubois M, Gilles K, Hamilton J K, Rebers PA, Smith F. (1951). A Colorimetric Method for the Determination of Sugars. *Nature*, 168(4265), 167–167. doi:10.1038/168167a0

Farías, G. (1999). *Química clínica* (10ª ed.). D.F., México: El Manual Moderno.

López-Legarda X, Taramuel-Gallardo, Arboleda-Echavarría C, Segura-Sánchez F, Restrepo-Betancur LF (2017). Comparación de métodos que utilizan ácido sulfúrico



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>27/168</b>

para la determinación de azúcares totales. Rev. Cubana Quím. Vol. 29, no.2, págs.  
180-198, e-ISSN: 2224-5421



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	28/168

## PRÁCTICA 4

### CUANTIFICACIÓN DE PROTEÍNAS POR EL MÉTODO DE BRADFORD

#### OBJETIVO

Cuantificar la cantidad de proteína total en una muestra de leche por el método de Bradford.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

Las proteínas son polímeros de aminoácidos, macromoléculas de elevado peso molecular, formadas por cadenas lineales, donde los aminoácidos están unidos por enlaces peptídicos, entre los grupos amino del carbono alfa y carboxilo. Los aminoácidos están formados por un carbono asimétrico unido de forma covalente a los grupos amino y carboxilo, un hidrógeno y el grupo R; el cual es una cadena lateral de longitud variable cuyas propiedades químicas son diferentes. De acuerdo con el grupo R, los aminoácidos son: básicos, ácidos, polares y no polares.

Existen veinte L-aminoácidos, los cuales están unidos de manera lineal representan la estructura primaria de un oligopéptido, polipéptido o proteína. La conformación espacial de esta secuencia lineal ya sea como alfa-hélice, beta-lámina plegada o ambas, se denomina estructura secundaria. El ordenamiento tridimensional de toda la secuencia lineal, junto con las conformaciones secundarias dan forma al arreglo de la estructura terciaria. Los plegamientos se ven favorecidos por interacciones de afinidad entre las regiones polares, por un lado, y de las no polares por otro, la estructura es estabilizada por enlaces covalentes. La unión de proteínas, de cadenas polipeptídicas a través de interacciones mediadas por grupos prostéticos, uniones de afinidad y puentes disulfuro, definen la estructura cuaternaria (Alberts *et al.*, 2004).

Las proteínas según su estructura terciaria y cuaternaria pueden clasificarse en



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	29/168

fibrosas y globulares. Las primeras presentan cadenas lineales de polipéptidos, mientras que en las globulares la cadena polipeptídica se pliega de tal manera que forma una estructura compacta y de forma esférica.

Las proteínas desempeñan varias funciones: estructurales, transporte, catalíticas, comunicación intracelular y extracelular, contracción y movimiento, coagulación sanguínea, protección inmunológica, reserva energética, entre otras.

La reacción de Bradford no produce interferencia con compuestos no proteicos, por tanto, la absorbancia de 595 nm está directamente relacionada con la concentración de proteína (Bradford, 1976). El método involucra la afinidad del azul brillante de Coomassie G-250 por las proteínas, este colorante presenta tres estados de carga eléctrica con diferente espectro de absorción de la luz. Cuando es disuelto en una solución ácida, se encuentra libre (sin unirse a una proteína), en forma de catión y es de color rojizo, con una máxima absorción a 465 nm. Sin embargo, cuando es disuelto en una solución neutra, se encuentra en un estado neutro y libre, expresando un color verde. Cuando el azul de Coomassie se encuentra unido a una proteína, cambia a un estado aniónico, desarrollando un color azul, con una máxima absorción a 595 nm. La unión es un proceso que ocurre en aproximadamente 2 minutos y el complejo colorante- proteína se mantiene estable hasta una hora después de producido.

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- Escriba las funciones de las proteínas
- 2.- ¿Cómo se clasifican las proteínas?
- 3.- ¿Cuál es la composición proteica en leche?
- 4.- Explique y esquematice la reacción de Bradford.
- 5.- Proponga otro método de cuantificación de proteínas



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	30/168

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Leche de vaca comercial 10 ml.

### **Materiales diversos**

Celdas para espectrofotometría

Gradillas

Micropipetas 10, 20, 100 y 1000  $\mu$ l.

Papel absorbente

Piceta

Tubos de ensaye de vidrio 125x16 (9)

### **Reactivos**

Albúmina 10 mg.

Cloruro de sodio 0.9 mg. (NaCl)

Reactivo de Bradford 9 ml. ( $C_{47}H_{49}N_3NaO_7S_2$ )

## **EQUIPO**

Balanza analítica

Balanza de dos platos

Espectrofotómetro

## **SERVICIOS**

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	31/168

## PROCEDIMIENTO

### Preparación de soluciones.

**Solución salina:** pesar 0.45 g de NaCl y disolverlos en 50 mL de H<sub>2</sub>O destilada.

**Solución patrón:** disolver 10 mg de albúmina bovina en 10 ml de agua destilada, con una concentración de 1 mg/ml.

**Solución blanco:** en un tubo de ensaye colocar 1 mL de agua destilada.

**Preparación de la muestra:** Hacer una dilución 1:20 de la leche comercial; a continuación, realizar las diferentes diluciones de acuerdo con el cuadro 3.

Cuadro 3. Preparación de las diferentes diluciones de la muestra

Muestra	A	B	C
Leche (µl)	40	50	60
Agua (µl)	560	550	540
Total (µl)	600	600	600

**Curva patrón:** preparar la curva patrón de albúmina bovina en un rango desde 0 hasta 600 µl; de tal manera que el volumen final en cada tubo sea de 250 µl. Para ello, se toma el volumen correspondiente de la solución patrón de albúmina bovina de un 1 mg/ml y el volumen de agua, de acuerdo con el cuadro 4.

Cuadro 4. Cuantificación de proteínas por el método de Bradford

Tubo	Curva patrón								Muestras			
	Blanco	1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3
Albúmina (µl)	0	100	200	300	400	500	600			-	-	-
Muestra problema (µl)	-	-	-	-	-	-	-			100	200	300
Agua (µl)	2000	1900	1800	1700	1600	1500	1400			1900	1800	1700
Bradford	500	500	500	500	500	500	500			500	500	500

**Desarrollo del color:** agitar suavemente y reposar por 5 minutos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	32/168

**Lectura de absorbancia:** ajustar la absorbancia del espectrofotómetro a cero utilizando la solución blanco, a una longitud de onda de 595 nm. Leer la absorbancia de la curva patrón y de la muestra.

## RESULTADOS

De acuerdo con la construcción de la curva patrón y la obtención de la ecuación de la recta, realizar el cálculo de las concentraciones de las muestras problema asignadas. Los gráficos deben contener la ecuación de la recta linealizada y el coeficiente de correlación.

El alumno deberá entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Alberts B., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., y Walter, P. (2004). *Biología Molecular de la Célula* (3ª ed.). Barcelona, España: Omega.

Bio Rad laboratories Inc. Life Science group. Protein assays. Colorimetric protein assays. Tech note bulletin 1069.

Bradford M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72, 248-254.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	33/168

## PRÁCTICA 5

### EXTRACCIÓN, ELECTROFORESIS Y AMPLIFICACIÓN DE ADN

#### OBJETIVO

Extraer el ADN de tejido animal e identificarlo por electroforesis en gel de agarosa.  
Amplificar un fragmento de ADN desconocido, mediante la técnica de PCR.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

En la actualidad el estudio de la variación genética entre individuos, poblaciones y especies, para explicar patrones y procesos ecológico-evolutivos se basa en el uso de marcadores moleculares, estos segmentos de ácido desoxirribonucleico (ADN) proporcionan información sobre la variación alélica y permiten distinguir individuos. Estos marcadores se obtienen con técnicas como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR por las siglas en inglés) y la secuenciación, que hacen posible analizar la variación en la molécula del ADN a gran escala. Los datos moleculares han permitido estudiar con mayor precisión la diversidad genética y las relaciones filogenéticas de los diferentes grupos de organismos (Awise, 2004).

Los ácidos nucleicos son moléculas esenciales para las funciones de la célula. Existen dos tipos de ácidos nucleicos: el ADN y el ácido ribonucleico (ARN). En el ADN se localiza la información genética de la célula, mientras que diferentes moléculas de ARN forman parte del sistema que traduce esta información en proteínas, que determinan la estructura y función celular (Ahrens *et al.*, 1992).

La aplicación de técnicas moleculares inicia con la extracción del ADN, para obtener datos confiables y reproducibles, es necesario que el ADN se aisle íntegro y puro. La extracción consiste en el aislamiento y purificación de la molécula referida y se basa en las características fisicoquímicas de la misma. El ADN está constituido por dos cadenas de nucleótidos unidas entre sí formando una doble hélice. Los



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	34/168

nucleótidos están integrados por un azúcar (desoxirribosa), un grupo fosfato y una base nitrogenada (adenina, guanina, timina o citosina). La unión de los nucleótidos ocurre entre el grupo fosfato y el azúcar mediante enlaces fosfodiéster, dando lugar al esqueleto de la molécula. Las bases de cadenas opuestas se unen mediante puentes de hidrógeno y mantienen estable la estructura helicoidal (Aras *et al.*, 2003).

Se conocen diversas metodologías para la extracción de ácidos nucleicos, que cambian en función de las muestras que se analizan. Los métodos de extracción pueden ser tradicionales, basados en la preparación de las soluciones en el laboratorio, o bien se pueden utilizar kits comerciales (Bloom *et al.*, 1996), estos combinan procesos químicos, físicos y mecánicos, e incluyen básicamente tres pasos: 1) lisis celular; 2) eliminación de proteínas; 3) precipitación y purificación del ADN.

**Lisis celular.** Durante el proceso de lisis las interacciones entre las moléculas que conforman la pared, la membrana celular y nuclear se modifican o se destruyen, para permitir que los ácidos nucleicos se liberen. Se utilizan soluciones básicas, detergentes o agentes caotrópicos que permiten disolver la membrana celular, así como inhibidores para inactivar las enzimas que degradan el ADN. Muchas soluciones de lisis contienen también EDTA, que forma un complejo con los iones de  $Mg^{2+}$  e impide el funcionamiento de las ADNasas. Los componentes celulares no solubles como el material fibroso y proteínas que permanecen en solución se separan del ADN por centrifugación.

**Separación de proteínas y lípidos.** En esta etapa se separa el ADN de las proteínas y los lípidos mediante solventes orgánicos y ciclos de centrifugación. Se aprovecha la fuerte tendencia hidrofílica de los grupos fosfato para separarlos en medios acuosos, mientras que las proteínas y los lípidos se separan con solventes orgánicos. La fase acuosa y la orgánica se separan por centrifugación para aislar al ADN. Los disolventes que se usan frecuentemente son el fenol, el cloroformo y el alcohol isoamílico. Estos reactivos contaminan fácilmente el ADN, por lo que se debe



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	35/168

evitar acarrearlos en el proceso de purificación.

**Precipitación del ADN.** Después de que son eliminados los lípidos y las proteínas, se recupera el ADN. Para ello, se adiciona etanol y soluciones con altas concentraciones de iones de sodio o amonio, que se unen a los grupos fosfato, esta mezcla reduce las fuerzas repulsivas entre las cadenas y facilita que el ADN se pliegue sobre sí mismo haciéndolo insoluble. La centrifugación permite que el ADN permanezca en el fondo del tubo, mientras que el etanol es desechado. Los restos de etanol absoluto se eliminan con un lavado en etanol al 70%, y el remanente se evapora.

### **Electroforesis**

La electroforesis es una técnica para separación de biomoléculas según su movilidad y naturaleza (generalmente ácidos nucleicos o proteínas) en un campo eléctrico sobre una matriz porosa, cuya composición depende de la biomolécula a analizar. Para la separación de ácidos nucleicos se utilizan matrices de agarosa y para la separación de proteínas se utilizan matrices de poliacrilamida. Esta técnica representa una herramienta fundamental de análisis cuantitativos en diversos campos de ciencias biológicas como biología molecular, bioquímica o proteómica (Montalvo & Lugo, 2016).

Los ácidos nucleicos son comúnmente separados en geles de agarosa. La agarosa es un polisacárido altamente purificado, La agarosa es un polisacárido obtenido del aislado de agar de algas rojas marinas (Montalvo & Lugo, 2016).

Factores como la carga, el tamaño y la forma de las moléculas, así como las características del tampón de electroforesis, la concentración del gel y la potencia eléctrica, tienen un impacto sobre la movilidad de las moléculas en el gel. Entre las moléculas de masa y forma molecular semejante, las más cargadas migrarán con mayor rapidez. Por otra parte, distintas moléculas interactúan en medida distinta con la agarosa. Cuanto menos simple sea la interacción, más lenta es la migración de las moléculas (Fierro, 2014).

### **Reacción en cadena de la polimerasa**

La reacción en cadena de la polimerasa (PCR) es una reacción enzimática *in vitro* que amplifica millones de veces una secuencia específica de ADN durante varios ciclos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	36/168

repetidos en los que la secuencia original es copiada fielmente. Para ello, la reacción aprovecha la actividad de la enzima ADN polimerasa que tiene la capacidad de sintetizar naturalmente el ADN en las células (Espinosa, 2007). Es decir, que partiendo de un ADN molde, una enzima polimerasa incorpora nucleótidos complementarios a partir de la zona de doble cadena originada por la unión de los cebadores al molde, replicando de esta manera miles de veces el fragmento de DNA entre los dos cebadores, para ello se necesita:

- El ADN a partir del cual queremos obtener una copia de un fragmento, es decir, el DNA molde que queremos amplificar.
- Una enzima DNA polimerasa capaz de generar una copia de DNA a partir del DNA molde.
- Iniciadores de la reacción. Las enzimas DNA polimerasas únicamente son capaces de añadir nucleótidos al extremo 3' libre de una doble cadena de DNA, por lo tanto, son necesarios moléculas cortas (entre 10 y 30 bases) de DNA de cadena sencilla. Estas moléculas son los cebadores o *primers* de la reacción y son los que delimitan el fragmento a amplificar, para ellos se requiere un cebador con dirección 3'-5' que marca el inicio y uno con dirección 5'-3' que marca el final del sitio a amplificar.
- Nucleótidos libres en forma de desoxirribonucleósidos trifosfato (dNTPs) a partir de los cuales se construyen las nuevas cadenas cortas.

Para realizar una PCR, se realizan tres fases: desnaturalización, hibridación y elongación.

- Desnaturalización. Se lleva a cabo elevando la temperatura a alrededor de 94°C y hace que las dos cadenas de DNA se separen.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	37/168

- Hibridación. A partir de un descenso de la temperatura, los cebadores se unen por complementariedad al DNA molde.
- Extensión o elongación. La enzima polimerasa incorpora nucleótidos complementarios a partir del extremo 3' libre de la región en que han hibridado los cebadores.

La PCR se completa repitiendo entre 28 y 35 veces (ciclos) las tres fases descritas antes, de esta manera y tras varios ciclos se forman fragmentos cuyo tamaño está limitado por los puntos en los que hayan hibridado los cebadores. Los productos generados aumentan su concentración de manera exponencial porque cada nueva copia sirve de molde en los ciclos subsecuentes, dando origen a millones de copias del fragmento seleccionado (Espinosa, 2007).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Qué es el ADN?
- 2.- ¿Quién fue la primera persona en aislar ADN, como lo hizo?
- 3.- ¿En términos generales en qué consiste la extracción de ADN?
- 4.- Mencione dos aplicaciones que usen el método de extracción de ADN.
- 5.- ¿Cuál es la utilidad de utilizar la electroforesis en el análisis del ADN?
- 6.- ¿Cuál es la función de la polimerasa en una PCR?
- 7.- Menciona las posibles aplicaciones de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	38/168

## MATERIAL Y REACTIVOS

### Material biológico

Tejido animal (hígado)

### Materiales diversos

Gradillas

Guantes desechables (Latex o Nitrilo)

Matraz Erlenmeyer de 250 ml. estéril

Micropipetas de 10, 20, 100 y 1000  $\mu$ L.

Mortero con pistilo

Papel parafilm

Puntas para micropipetas estériles de 10, 200 y 1000  $\mu$ L.

Tubos eppendorf estériles 1.5 ml.

Tubos para PRC estériles 0.5 ml.

### Reactivos

Ácido bórico ( $H_3BO_3$ )

Agarosa

Agua destilada

Agua inyectable

Buffer o solución amortiguadora 10X

Buffer de carga

Cebadores o primers (2)

Cloruro de magnesio 25 mM ( $MgCl_2$ )

Desoxirribonucleótidos trifosfato (dNTPs)

DNAzol

EDTA ( $C_{10}H_{16}N_2O_8$ )

Etanol (alcohol etílico) absoluto ( $C_2H_5OH$ )

Hidróxido de sodio 8 mM. (NaOH)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	39/168

Hielo

Marcador de peso molecular de 100-1500 pb.

Revelador de ADN para electroforesis (GelRed)

Solución de cloruro de sodio 0.9% (NaCl)

Taq DNA Polimerasa

TRIS Base ( $C_4H_{11}NO_3$ )

## EQUIPO

Balanza analítica

Balanza de dos platos

Cámara de electroforesis con fuente de poder

Centrífuga clínica

Microcentrífuga

Parrilla de calentamiento

Termociclador-PCR

Transiluminador

Vórtex

## PROCEDIMIENTO

### EXTRACCIÓN DE ADN

**Homogeneización del tejido:** pesar 0.5 g de hígado de pollo, congelarlo en hielo seco, y macerarlo en un mortero de porcelana hasta obtener un polvo muy fino, adicionar 5 mL de una disolución NaCl al 0.9% y homogenizar. Pasar el sobrenadante a un tubo y centrifugar a 2000 rpm/5 min, enseguida retirar el sobrenadante, sin arrastrar el botón celular (Anexo 1, Fig. 2A). Agregar 1 ml. de disolución de NaCl, pasar a un microtubo y centrifugar a 2000 rpm/5 min.

**Lisis.** Retirar el sobrenadante y adicionar 500  $\mu$ L de DNAzol, homogenizar



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	40/168

suavemente, después por inversión deshacer el botón, tapar y mantener en hielo por 20 min.

**Separación de proteínas y lípidos.** Transcurridos los 20 min, adicionar 1 mL de etanol absoluto frío, mezclar por inversión 10 veces, centrifugar a 12000 rpm/10 min, retirar el sobrenadante cuidando de dejar el botón con la fase viscosa que lo cubre (Anexo 1, Fig. 2B).

**Precipitación del ADN.** Lavar adicionando a la fase viscosa 1 mL de etanol frío al 70%, volver a mezclar por inversión y centrifugar a 12000 rpm/12 min. Retirar el sobrenadante cuidadosamente y volver a lavar. Eliminar el sobrenadante y evaporar el etanol durante 3 min, hidratar el botón de ADN con 100  $\mu$ L de NaOH 8 mM.

## ELECTROFORESIS

**Preparación de TBE 1X:** Diluir 60.5 g de TRIS base, 30.9 g de Ácido bórico y 3.7 g de EDTA en 500 mL de agua destilada. Mezclar en parrilla de calentamiento hasta disolver.

**Preparación de la agarosa:** pesar 1 g de agarosa, agregar a un matraz que contiene 100 mL de buffer TBE 1X, calentar en parrilla de calentamiento hasta que hierva, una vez que la mezcla sea homogénea, agregar 20  $\mu$ L de revelador de ADN para electroforesis y agitar cuidadosamente con movimientos circulares. Colocar el peine o barrera de la cámara de electroforesis. Vaciar la agarosa a la cámara de electroforesis, sin pausas y lentamente para evitar la formación de burbujas (Anexo 1, Fig. 3B). Enfriar hasta que solidifique el gel, se agrega buffer TBE 1X en la cámara hasta cubrir el gel.

**Corrimiento del gel de agarosa.** En la cámara de electroforesis, cargar el gel de agarosa, agregar en el primer pozo 2  $\mu$ L del marcador de peso molecular estándar, el cual funcionará como testigo de peso molecular del ADN. Agregar 2  $\mu$ L de buffer de carga en papel parafina y 8  $\mu$ L del ADN extraído, homogenizar y, colocar con mucho



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	41/168

cuidado la muestra en cada uno de los pozos del gel (Anexo 1, Fig. 3B).

Conectar a la fuente de poder los electrodos, a 90 volts, por un tiempo aproximado de 1 hora, revisar continuamente. Después de este tiempo, apagar la fuente de poder y someter el gel a luz ultravioleta, para revelar el ADN, se toma una fotografía y se anotan los resultados.

### AMPLIFICACIÓN

1. Preparación de la muestra. En un tubo para PCR se agregan los siguientes reactivos: 2 µl ADN molde, 2.5 µl Buffer 10x, 1.2 µl MgCl<sub>2</sub> (25mM), 0.5 µl dNTPs, 0.2 µl primer 1, 0.2 µl primer 2, 0.15 µl Taq, 18.25 µl Agua inyectable, para un volumen total de 25 µL, mezclar los componentes de la reacción con un vórtex durante 2-3 segundos o invirtiendo el tubo varias veces.

2.- Amplificación. Colocar las muestras en el termociclador programado con las condiciones de amplificación establecidas con base en el gen que se desea amplificar, por lo general se utilizan los siguientes pasos: 95 °C por 5:00; [0:30 a 94 °C, 0:30 a 47 °C, 1:30 a 72 °C] por 35 ciclos; 72 °C por 10 min.; 4 °C ∞

3.- Visualización. Realizar una electroforesis tomando 5 µl del producto amplificado.

### RESULTADOS

Analizar las fotografías obtenida de los geles y comparar la muestra con el marcador de peso molecular estándar y entre las diferentes muestras para determinar la integridad del ADN extraído y el tamaño del fragmento amplificado.

Incluir en sus resultados la fotografía de los geles de agarosa, describiendo la o las bandas que se observen. En caso de no haber obtenido banda de ADN en alguno de los pasos, explique por qué.

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	42/168

## REFERENCIAS

Aras, S., Duran, A., y Yenilmez, G. (2003). Isolation of DNA for RAPD analysis from dry leaf material of some *Hesperis* L. specimens. *Plant Molecular Biology*, 21, 461–461.

Avise, J. (2004). *Molecular markers, natural history and evolution*. Massachusetts, USA: Sinauer Associates, Inc. Publishers.

Ahrens, U., y Seemüller, E. (1992). Detection of DNA of plant pathogenic mycoplasma-like organisms by a polymerase chain reaction that amplifies a sequence of the 16s rRNA gene. *Phytopathology*, 82(8), 828-832.

Bloom, M., Freyer, G., y Micklos, D. (1996). *Laboratory DNA science. An introduction to recombinant DNA techniques and methods of genome analysis*. California, USA: The Benjamin/Cummings publishing company.

Espinosa L. (2007). Guía práctica sobre la técnica de PCR. En: Eguiarte L., V. Souza y X. Aguirre (comps.). *Ecología molecular*. SEMARNAT, Instituto Nacional de Ecología, CONABIO e Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México, D. F., México

Fierro F. F. (2014). Electroforesis de ADN. En: A. Cornejo-Romero, A. Serrato-Díaz, B. Rendón-Aguilar y M. G. Rocha-Munive (eds.). *Herramientas moleculares aplicadas en ecología: aspectos teóricos y prácticos*. Secretaría del Medio Ambiente, Universidad Autónoma Metropolitana. Mexico DF.

Navarro M. y C. Antonio (2016). Electroforésis: fundamentos, Avances y aplicaciones. *UNISON-EPISTEMUS*, 26(13), 48-54.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>43/168</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE II**

### **EMBRIOLOGÍA ANIMAL**



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	44/168

## PRÁCTICA 6

### SISTEMA REPRODUCTOR Y CICLO ESTRAL DE LA RATA

#### OBJETIVOS

Reconocer las fases del ciclo estral de la rata, mediante la tinción de frotis vaginales de rata.

Realizar la disección del aparato reproductor femenino y masculino de la rata e identificará sus estructuras.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

##### Ciclo estral de la rata

El ciclo estral, se presenta como una secuencia de procesos reproductivos. Se produce una cascada de eventos hormonales y conductuales que son progresivos, altamente sincronizados y repetitivos. Es regulado por factores externos como la luz, la temperatura y las sustancias percibidas por el olfato (Kilen y Schwartz, 1999; Tresguerres, 2003).

En la rata las variaciones de las hormonas hipofisarias y ováricas se acompañan de cambios citológicos y conductuales característicos de las diferentes fases estrales, cada una de las cuales tiene una distinta duración. El metaestro o diestro-1 tiene una duración de 6 a 8 horas, el diestro-2 dura de 55 a 57 horas, el proestro dura de 12 a 14 horas y el estro de 25 a 27 horas (Freeman, 1994; Hernández y Ramos, 2002).

En el **metaestro o diestro-1**, las células más abundantes son los leucocitos pequeños con citoplasma granular y núcleos vesiculares, los cuales aparecen junto con un número significativo de células epiteliales cornificadas (Hernández y Ramos, 2002; Tresguerres, 2003). Comienza el incremento en la secreción de estradiol (E2)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	45/168

por parte de los folículos y de progesterona ( $P_4$ ) por los cuerpos lúteos.

En el día del **diestro-2**, se presenta también gran cantidad de leucocitos y algunas células epiteliales nucleadas (Freeman, 1994; Hernández y Ramos, 2002). Durante esta fase tiene lugar la regresión del cuerpo lúteo, los folículos son estimulados a producir hormonas esteroides sexuales en concentraciones crecientes.

El **proestro**, se caracteriza por la presencia de células epiteliales nucleadas. En el proestro tardío, durante la fase de oscuridad, comienza la conducta del celo, en la cual la hembra permite el acercamiento, la monta y la cópula por el macho (Tresguerres, 2003). Durante este día aumenta la amplitud y la frecuencia de los pulsos de la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH) de la hormona folículo estimulante (FSH) y de la hormona luteinizante (LH). El rápido incremento en LH a las 17:00 horas produce la ruptura del folículo y la ovulación.

En la fase del **estro**, las células dominantes en el frotis vaginal son las epiteliales escamosas cornificadas, dichas células carecen de núcleo, contienen el citoplasma altamente granuloso y de forma irregular (Freeman, 1994). Las concentraciones de  $E_2$  y  $P_4$  permanecen bajas. Se presenta un segundo pico de FSH el cual estimula el crecimiento folicular (Hernández y Ramos, 2002).

### **Características reproductivas de la rata hembra**

Las hembras de esta especie son poliéstricas continuas, anatómicamente tienen similitudes con el aparato reproductor del ratón, el infundíbulo está envuelto por una bolsa formada por el mesosalpinx, este es llamado el saco ovárico.

Con respecto al útero, tienen el útero bicornio con la peculiaridad que poseen dos cuellos uterinos, uno para cada cuerno, comunicados entre sí por una sola vagina. Las glándulas mamarias son 12, distribuidas de seis en el tórax y seis en el abdomen, son seis pares de pezones.

Las hembras nacen con el canal vaginal cerrado, este recién se abre con un



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	46/168

rango de 34-48 días para la apertura vaginal, esta variación está influida por factores nutricionales, genéticos y ambientales (Austin y Short, 1996).

### **Características reproductivas de la rata macho**

Una de las diferencias resaltantes entre los ratones y las ratas es que las ratas pueden vivir entre machos sin que estos se peleen, algo que en ratones es imposible.

El descenso testicular se da entre los 15 y 50 días de vida, la madurez sexual del macho ocurre a los 40-60 días con un peso fluctuante entre 100-140 gramos, es importante tener en cuenta que la madurez sexual del macho implica también una mejora en calidad y viabilidad de los espermatozoides (Barrington, 1987).

El comportamiento precopulatorio es característico, hay mordisqueo de la cabeza y cuerpo de la hembra por parte del macho, o bien este realizará un examen de la región ano genital de la hembra, el tiempo de eyaculación va de 10-20 segundos, los espermatozoides tienen forma alargada y con la cabeza en forma de gancho (Jaramillo, 1997).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar las siguientes actividades y cuestionario:

1. Defina los siguientes términos:
  - a) Hormona, b) lordosis, c) madurez sexual, d) frotis vaginal.
- 2.- Esquematice el aparato reproductor masculino y femenino de la rata.
- 3.- Esquematice el aparato reproductor masculino y femenino del humano.
- 4.- Mencione las diferencias del aparato reproductor del humano y la rata.
- 5.- Esquematice y explique las fases del ciclo estral de la rata.
- 6.- A qué edad alcanzan la madurez sexual las ratas y que características presentan.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	47/168

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Ratas macho y hembra

### **Materiales diversos**

Algodón

Estuche de disección

Gasas

Goteros con punta de forma o asa bacteriológica estériles

Jaulas

Portas y cubre objetos

Tabla de disección

### **Reactivos**

Agua destilada

Colorante Giemsa dilución 1:10 (V/V)

Etanol (alcohol etílico) al 96% (C<sub>2</sub>H<sub>5</sub>OH)

Paraformaldehído al 10%

Solución salina fisiológica de cloruro de sodio 0.9 % (NaCl)

## **EQUIPO**

Balanza analítica

Balanza granataria

Microscopio compuesto

Microscopio estereoscópico

## **SERVICIOS**

Agua

Energía eléctrica



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	48/168

Gas

Vacío

## PROCEDIMIENTO

El procedimiento que a continuación se describe en apego a la NOM-062-ZOO-1999. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de animales de laboratorio.

Se utilizarán ratas hembra y macho adultos. Los animales son mantenidos en grupos de 5 individuos por sexo, en jaulas acrílicas claras, no porosas (45x22x20 cm), con reja superior de acero inoxidable y con un fotoperiodo de 14 horas luz: 10 horas oscuridad a una temperatura de  $22 \pm 2^\circ \text{C}$ , con acceso libre a agua y alimento.

Para llevar a cabo el frotis vaginal se procederá de la siguiente forma:

- Comprobar el sexo del animal e identificar las hembras, se sugiere marcar a las hembras.
- Colocar tarjetas de identificación en las jaulas correspondientes indicando, grupo, equipo y tratamiento.
- Realizar el lavado vaginal de la siguiente forma:
- Tomar la cola de la hembra sujetándola con el dedo índice y el pulgar colocando al animal sobre una superficie plana, el animal tratará de escapar, por lo que se recomienda sostenerla firmemente.
- Colocar con la mano libre un trozo de tela grueso, encima de la cabeza y el lomo, dejando libre la grupa del animal e inmediatamente sujetarlo de forma que su cuerpo, con la cabeza en dirección de la muñeca de la mano, quede en el hueco de la palma apresándolo firmemente entre la base del dedo pulgar y



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	49/168

los dedos meñique y anular.

- Estando así asegurado el animal, hacer una ligera tracción de la cola, hasta que se quede expuesto el orificio vaginal: con la mano que ha quedado libre, tomar con el gotero solución salina o el asa bacteriológica previamente esterilizada por fuego directo (Anexo 2, Fig. 1).
- Introducir en la vagina la punta del gotero aproximadamente 5 mm, presionar el bulbo y sin que salga la punta del gotero lavar la vagina, finalmente recuperar el líquido y retirar el gotero. En el caso de usar el asa bacteriológica realizar un ligero raspado vaginal.
- Colocar a la hembra en la jaula y depositar la muestra obtenida del gotero o del asa bacteriológica en un portaobjetos.
- Repetir la operación todos los días con cada uno de los animales.
- Observar el frotis en fresco o teñido en el microscopio, para determinar la fase del ciclo estral en la que se encuentra el animal, observar detenidamente las características morfológicas de las células y su población celular (Anexo 2, Fig. 2A-G).
- Corroborar la fase del ciclo estral realizando la fijación y tinción del frotis de la siguiente manera:
  - Secar el frotis en la estufa.
  - Cubrir el frotis con etanol (alcohol etílico) al 96% y dejar evaporar este para iniciar la tinción.
  - Cubrir el frotis con colorante de Giemsa diluido 1:20, dejar actuar el colorante durante 20 minutos.
  - Lavar la preparación a chorro de agua, procurando que el agua toque un extremo del portaobjetos y resbale arrastrando el exceso del colorante.
  - Dejar secar la preparación y observar al microscopio.
  - Seguir por lo menos un ciclo estral completo.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	50/168

### **Disección del aparato reproductor de la rata hembra**

- Sacrificar al animal colocándolo en una cámara de CO<sub>2</sub> (ubicada en el bioterio).
- Verificar que el corazón del animal dejó de latir.
- Colocarlo en la tabla de disección y sujetarlo correctamente.
- Realizar un corte longitudinal a lo largo del abdomen desde la base del tórax hasta el sistema urogenital (el corte es primero de la piel y después se corta el músculo).
- Remover los intestinos y el resto de los órganos hasta localizar el útero el cual es bicornio (forma de cuernos).
- Localizar e identificar los ovarios, los cuales se encuentran en el extremo del útero, tienen forma circular y son de color rojo (Anexo 2, Fig. 3A).
- Hacer la disección de todo el aparato reproductor femenino identificar todas sus estructuras, pesarlo y fijarlo.

### **Disección del aparato reproductor de la rata macho**

- En el caso de la rata macho, se procede de la misma forma que en el caso anterior, hasta el momento de la remoción de los intestinos.
- Localizar todos los órganos que conforman el aparato reproductor de la rata macho, como son: los conductos deferentes, la próstata, las vesículas seminales, vejiga urinaria, los cuales se pueden observar una vez que se removieron los intestinos. Para el caso de los testículos y el epidídimo se observan al retraer el escroto (Anexo 2, Fig. 3B).
- Continuar con la disección del resto del aparato reproductor, identificar todas sus estructuras, pesarlo y fijarlo.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	51/168

## RESULTADOS

- Esquematizar todas las fases del ciclo estral observadas en la rata.
- Entregar el material biológico fijado y etiquetado correctamente.
- Esquematizar el aparato reproductor femenino y masculino de la rata.
- Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Austin, C., y Short, R. (1996). *Desarrollo embrionario y fetal* (4ª ed.). Guadalajara, México: La Prensa Medica Mexicana.

Barrington, E. (1987). *Introducción a la endocrinología general y comparada*. Madrid, España: Blue Ediciones.

Freeman, M. E. (1994). The neuroendocrine control of the ovarian cycle of the rat. En: E. Knobil, y J. D. Neill (Eds.), *The Physiology of Reproduction*, 2ª ed. (pp. 613-615). New York, USA: Raven Press.

Freeman, M. (2006). Neuroendocrine control of the ovarian cycle of the rat. En: J. D. Neill (Ed.), *Knobil and Neill's physiology of reproduction* (3a ed.). San Diego, USA: Elsevier Academic Press Inc.

Gilbert, F. (2006). *Biología del desarrollo* (7ª ed.), D.F., México: Editorial Médica Panamericana.

Hernández, M., y Ramos, M. (2002). *Motivación animal y humana*. México: El Manual Moderno.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	52/168

Jaramillo, J. (1997). *Reproducción y manejo de fauna silvestre*. D.F., México: Editorial UAM Iztapalapa.

Kilen, S. M., y Schwartz, N. B. (1999). Estrous Cycle. En: E. Knobil, y J. D. Neill (Eds.). *Encyclopedia of Reproduction*. Vol. 2. USA: Academic Press.

Marcondes, F., Bianchi, F., y Tanno, A. (2002). Determination of the estrous cycle phases of rats: some helpful considerations. *Brazilian Journal of Biology*, 62(4), 609-614.

Parry, J., y Morton, D. (1996). *Photo atlas for biology*. Glenview, USA: Wadsworth Publishing Company.

Tresguerres, J. A. F. (2003). *Fisiología Humana*. (2ª ed.). España: MacGraw-Hill Interamericana.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	53/168

## PRÁCTICA 7 GAMETOGENESIS

### OBJETIVOS

Identificar en laminillas histológicas de ovario, la estructura general de dicho órgano, las diferentes etapas de maduración de los folículos en función de su tamaño y complejidad morfológica y la estructura del cuerpo lúteo.

Identificar en laminillas histológicas de testículo, la estructura del tejido intersticial del órgano, especialmente los núcleos de las células de Leydig y en los túbulos seminíferos los núcleos de las células de Sertoli, así como las etapas de maduración de las células de la línea espermatogénica.

Analizar la importancia biológica de la gametogénesis.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

Una de las principales características de los seres vivos y en particular de los animales es la perpetuación de la especie, función que está a cargo de los sistemas reproductores los cuales independientemente del grupo taxonómico al que pertenezcan los animales comparten una estructura general común (Audersik y Audersik, 2002).

#### Ovarios

El ovario está constituido por folículos en diferentes estadios de desarrollo que interactúan y llevan a cabo la producción de óvulos maduros (ovulación) aptos para la fecundación. Además, secretan hormonas esteroides sexuales y péptidos que crean un ambiente adecuado para la fertilización y la implantación posterior del cigoto en el endometrio (Strauss y Williams, 2014).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	54/168

Los ovarios son órganos pares ovoides, de color rosa grisáceo y con una superficie irregular, debido a la presencia de folículos ováricos. Cada ovario está fijado a la superficie posterior del ligamento ancho del útero mediante una estructura vascularizada corta, el mesovario, unido a los bordes del ovario. En la parte superior, el ovario se encuentra unido a la pared de la pelvis mediante el ligamento suspensorio, que conduce los vasos y los nervios al interior de la gónada (Ross y Pawlina, 2015).

### **Foliculogénesis**

Los folículos (Anexo 2, Fig. 4) son la unidad anatómica y funcional del ovario. Su función es mantener, nutrir, madurar y liberar al ovocito en el momento en que este sea capaz de ser fecundados. Los folículos ováricos se clasifican en función de su tamaño y complejidad morfológica en:

**Folículos primordiales:** Constituyen la reserva de los folículos en reposo y se localizan en la corteza ovárica, por debajo de la túnica albugínea (Brüel y col., 2015). Está formado por un ovocito primario, el cual se encuentra rodeado por una monocapa de células epiteliales planas (células foliculares o pregranulosas), estableciendo uniones conocidas como nexos y microvellosidades entre ellas y el ovocito, que permiten el intercambio de moléculas entre ambos tipos celulares. Alrededor de las células pregranulosas del folículo se encuentra la membrana basal (Anexo 2, Fig. 5A) (Ross y Pawlina, 2012; Levine, 2015).

En los folículos primarios las células pregranulosas se transforman en células cúbicas, momento a partir del cual se les denomina células de la granulosa, que al dividirse por mitosis forman un epitelio estratificado. Entre el ovocito y las células de la granulosa se encuentra la zona pelúcida, una matriz extracelular que envuelve el ovocito, compuesta por glicoproteínas sintetizadas por el estrato granuloso. La zona pelúcida juega un papel importante en la unión específica de los espermatozoides al ovocito e induce la reacción acrosómica. Alrededor de la membrana basal comienzan a agruparse células del estroma cortical que dan lugar a las células de la teca (Anexo



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	55/168

2, Fig. 5B) (Ross y Pawlina, 2012; Levine, 2015).

Folículos secundarios: La capa de las células de la granulosa alcanza un espesor de 6 a 12 estratos celulares, entre los cuales aparecen pequeños espacios llenos de líquido, conocidos como cuerpos de Call-Exner, que son productos de secreción de dichas células. Este líquido producido por las células de la granulosa contiene, entre otros, progesterona, estradiol, inhibina y activina. La teca folicular se diferencia en teca interna y externa (Anexo 2, Fig. 5C) (Gartner y Halt, 2015).

Folículos preovulatorios, maduros o De Graaf: En estos folículos los cuerpos de Call-Exner aumentan de tamaño, confluyen entre sí y originan una cavidad central llena de líquido, conocida como antro folicular. El ovocito adopta una posición excéntrica. Las células de la granulosa forman un montículo, el disco prolífero o cúmulo ovoforo, que se proyecta dentro del antro. Las células del cúmulo ovoforo que rodean inmediatamente al ovocito y permanecen con él durante el proceso de ovulación forman la denominada corona radiada (Anexo 2, Fig. 5D) (Ross y Pawlina, 2012; Garnert y Hiatt, 2015). La formación del cuerpo lúteo ocurre como resultado del proceso de ovulación, su función es la secreción de progesterona.

## Testículos

Los testículos son órganos pares situados en la región posterior de la cavidad abdominal a los lados de la línea media en la mayoría de los animales exceptuando a los mamíferos en los que se encuentran situados en una estructura denominada bolsa escrotal; sus funciones son: la síntesis y liberación de hormonas esteroides (esteroidogénesis) proteicas y la producción de los gametos (espermatogénesis).

El testículo está organizado en dos compartimentos, el intersticial formado por células del estroma y el tubular que está constituido por los túbulos seminíferos. En el compartimento intersticial se encuentran las células del sistema inmunológico, vasos sanguíneos y las células de Leydig, encargadas de sintetizar testosterona. En el



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	56/168

compartimento tubular se encuentran las células de Sertoli que son células somáticas cuya función es la de nutrición de las células germinales en las diferentes etapas de maduración (Anexo 2, Fig. 6) (Junqueira y Carneiro, 2004; Treuting y Dintzis, 2012).

### **Espermatogénesis**

La espermatogénesis es el proceso por el cual se forman los espermatozoides. Comienza cuando las células precursoras o espermatogonias entran en división mitótica seguida de la división meiótica y ambas tienen lugar dentro de los túbulos seminíferos (Olivera et al., 2006).

Para su estudio la espermatogénesis se ha dividido en tres fases distintas, en el Anexo 2, Fig. 7 se observan los diferentes tipos células involucrados en este proceso:

Fase de espermatocitogénesis. Las espermatogonias primitivas (células diploides) o espermatogonias tipo A están localizadas junto a la membrana basal del epitelio tubular. Unas se conservan como células troncales y otras se dividen por mitosis y originan células diferenciadas llamadas espermatogonias tipo B. Después de varias divisiones adicionales estas células se convierten en espermatoцитos primarios de gran tamaño (Ross y Pawlina, 2015).

Fase espermatocítica. Los espermatoцитos primarios entran a la meiosis I que tiene como función la reducción de la cantidad de cromosomas, dando como resultado dos células haploides llamadas espermatoцитos secundarios, los cuales forman dos espermátidas al término de la división (Ross y Pawlina, 2015).

Fase de espermiogénesis. Cuando las espermátidas se diferencian en espermatozoides maduros. Este proceso consiste en cuatro fases: 1. Golgi (condensación nuclear, formación del axonema) 2. Casquete (formación de la vesícula acrosómica sobre el núcleo) 3. Acrosoma (orientación de la cabeza hacia la lámina basal, desplazamiento de mitocondrias a la región del cuello) y 4. Maduración (reducción del citoplasma que se encuentra alrededor del flagelo, liberación del



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	57/168

espermatozoide maduro a la luz del túbulo seminífero) (Ross y Pawlina,2015).

La observación de cortes histológicos de testículo y ovario permitirá al alumno identificar las características estructurales de dichos órganos y de las fases de maduración de los gametos.

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

1.-Describa el mecanismo por el cual el eje hipotálamo-hipófisis-ovario regula las funciones de la gónada.

2.- Esquematice y describa cada uno de los folículos ováricos presentes en el ovario.

3.- Describa el mecanismo por el cual el eje hipotálamo-hipófisis-testículo regula las funciones de la gónada.

5.- Investigue y describa las funciones de las hormonas producidas por las células de Sertoli y Leydig.

6.- Describa algunos de los métodos que se utilizan para la preparación de cortes histológicos de algún órgano implicado en la reproducción.

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Materiales diversos**

Dos hojas de papel seda

Laminillas de cortes histológicos de testículo de rata teñidos con técnica de hematoxilina-eosina

Laminillas de cortes histológicos de ovario de rata teñidos con técnica de hematoxilina-eosina

### **Reactivos**

Aceite de inmersión



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	58/168

### **EQUIPO**

Microscopio compuesto

Microscopio compuesto con cámara

Pantalla con entrada HMDI

### **SERVICIOS**

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío

### **PROCEDIMIENTO**

Con ayuda de un microscopio, realizar la observación de las laminillas histológicas de ovario y testículo teñidas con técnicas de hematoxilina eosina, identificando las estructuras y las etapas de la gametogénesis en ambos órganos.

### **RESULTADOS**

Elaborar los esquemas correspondientes a cada órgano observado, indicando las estructuras identificadas.

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

### **REFERENCIAS**

Audersik T, Audersik G. (2002). Biología la vida en la tierra (4ª ed.). Estado de México, México: Editorial Prentice Hall.

Gartner LP, Hiatt JL. (2015). "Atlas en color y texto de Histología". 6ª edición. Editorial Médica Panamericana. Madrid España. Capítulo 17.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	59/168

Olivera M, Ruiz T, Tarazona A y Giraldo C. (2006). El espermatozoide, desde la eyaculación hasta la fertilización. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*.19:426-436.

Ross MH, Pawlina W. (2012). "Histología, texto y atlas color con biología celular y molecular". 6a edición. Editorial Médica Panamericana. Barcelona, España. Cap. 23 pp. 200-213.

Ross MH, Pawlina W. (2015). *Histología, texto y atlas color con biología celular y molecular*. 7a edición. Editorial Médica Panamericana. Barcelona, España. Cap. 23. pp.831-837.

Treuting P y Dintzis S. (2012). *Comparative Anatomy and Histology: A Mouse and Human Atlas*. Elsevier Science. 30-90.

Strauss JD, Williams CJ. (2014). "The ovarian life cycle". En; Yen y Jaffe´s. (eds.) *Reproductive Endocrinology*. 7a edición. pp. 157-191.

Levine J. (2015). "Neuroendocrine control of the ovarian cycle of the rat". En: Knobil and Neill`s (eds.). *Physiology of the Reproduction*. 4a edición. 2:1199-1257.

Junqueira, L., y Carneiro, J. (2004). *Histología básica. Texto y atlas* (5ª ed.). Barcelona, España: Editorial Masson.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	60/168

## PRÁCTICA 8

### EVALUACIÓN DE LA CALIDAD ESPERMÁTICA DE LA RATA MACHO

#### OBJETIVOS

Analizar la calidad espermática de una muestra de espermatozoides maduros.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

El sistema reproductor del macho se compone de los testículos, los epidídimos, los conductos deferentes, el conducto eyaculador, las glándulas sexuales accesorias (vesículas seminales, la próstata, las glándulas coagulantes, las glándulas prepuciales y las glándulas bulbouretrales o de Cowper), el pene y la uretra. El aparato reproductor de la rata macho o ratón además incluye a las glándulas ampulares (Knoblauch y True 2012).

Los espermatozoides se producen en los testículos, específicamente en los túbulos seminíferos mediante el proceso de espermatogénesis. El epidídimo es una estructura que se extiende a lo largo del eje longitudinal del testículo y para su estudio ha sido dividido en tres regiones, la cabeza, el cuerpo y la cola. La mayor parte de los espermatozoides se almacena en la cola del epidídimo, porque ahí las condiciones son óptimas para preservar la viabilidad por un tiempo prolongado. Cuando los espermatozoides recientemente formados entran a la cabeza a partir de los conductos eferentes, no tienen la capacidad de moverse ni de fertilizar, durante su paso por el epidídimo adquieren esas capacidades (Gartner y Hiatt, 2007).

Los conductos deferentes, son tubos que sale de la cola del epidídimo. En su trayecto inicial están sostenidos por pliegues del peritoneo, luego pasa a lo largo del cordón espermático y se une a la uretra, cerca de la apertura de la vejiga. Tiene como función el transporte de los espermatozoides (Bearden y Fuquay, 1982; Knoblauchy True, 2012).



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	61/168

Las vesículas seminales, son glándulas pares que desembocan en común con los conductos deferentes, con los que forman un corto conducto eyaculador que se une a la uretra. Su secreción es rica en proteínas, lípidos y monosacáridos de gran importancia para la conservación y movilidad de los espermatozoides (Bearden y Fuquay, 1982; Knoblaughy True, 2012). La próstata, es una glándula única situada en la porción inicial de la uretra. Su secreción es alcalina y contribuye a neutralizar la acidez propia del conducto genital de la hembra, con lo cual asegura la viabilidad de los espermatozoides que llegan a esta zona (Bearden y Fuquay, 1982; Knoblaughy True, 2012).

La uretra, sirve como conducto excretor tanto para la orina como para el semen. Se extiende desde su unión con el conducto deferente hasta la porción terminal del pene (Bearden y Fuquay, 1982; Knoblaughy True, 2012).

El espermatozoide es una célula diferenciada producto de la espermatogénesis, está compuesta por la cabeza y el flagelo (Anexo 2, Fig. 8). La cabeza incluye el núcleo (que contiene el ADN), la cubierta postacrosomal (que cubre la porción posterior del núcleo) y el acrosoma. Este último cubre la parte anterior del núcleo y contiene las enzimas necesarias para la penetración de la corona radiada y la zona pelúcida durante la fertilización (Darszon *et al.*, 2005).

El flagelo se compone de la pieza media, principal y final. La pieza media es una porción engrosada que se encuentra cerca del centriolo proximal, formada por el manto mitocondrial, contiene enzimas que convierten la fructosa y otros sustratos en compuestos de alta energía que pueden ser utilizados por el espermatozoide. La pieza principal y la pieza final difieren entre sí, ya que esta última no tiene una cubierta protectora. Una de las principales características del flagelo es el filamento axial, el cual es un pequeño haz de delgadas fibrillas que empiezan en el centriolo proximal y corren a lo largo de todo el flagelo. Las contracciones de estas fibrillas provocan el latiguo del flagelo, lo cual impulsa hacia adelante al espermatozoide. Esto da como



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	62/168

resultado un patrón de movimiento ondulado y rotatorio que permite que el espermatozoide se mueva progresivamente hacia adelante (Bearden y Fuquay, 1982; Darszon *et al.*, 2005).

El plasma seminal sirve a la vez de vehículo y de medio nutritivo y protector de los espermatozoides. Está compuesto de minerales, carbohidratos, ácidos orgánicos, lípidos, esteroides, aminoácidos, espermina, glutatión y proteínas (Poirot y Cherruau, 2005).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- Escriba cuales estructuras celulares están involucradas en el proceso de espermatogénesis.
- 2.- Haga un cuadro comparativo entre las estructuras reproductivas del hombre y la rata macho, en donde especifique las funciones de dichas estructuras.
- 3.- Defina los términos esterilidad e infertilidad.
- 4.- ¿Qué es la cámara de Neubauer y para qué sirve?, esquematice.

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Espermatozoides maduros de rata

### **Materiales diversos**

Cámara de Neubauer

Cubreobjetos 22 mmx40 mm.

Estuche de disección

Guantes de látex

Micropipetas de 10  $\mu$ l

Papel seda

Pipetas Pasteur con bulbo



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	63/168

Pipeta de Thoma para glóbulos blancos

Portaobjetos

Tabla de disección

Termómetro

Tubo cónico de microcentrífuga de 5 ml.

Vasos de precipitado de 100 ml. y 250 10 ml.

### **Reactivos**

Aceite de inmersión

Colorante Azul de Tripano ( $C_{34}H_{28}N_6O_{14}S_4$ ) ó

Eosina al 2% - Nigrosina 2%

Solución salina fisiológica al 0.9% de Cloruro de Sodio (NaCl)

### **EQUIPO**

Estufa

Microscopio compuesto

Placa de calentamiento

### **SERVICIOS**

Agua

Vacío

Servicio eléctrico

### **PROCEDIMIENTO**

Se utilizan ratas adultas macho a los cuales se les extraerán los conductos deferentes o los epidídimos. Todos los experimentos están en estricto apego a la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	64/168

### Obtención de la muestra

Existen dos formas de colectar la muestra de los espermatozoides: 1) de la cola del epidídimo y 2) de los conductos deferentes. Las técnicas son las siguientes:

- La colecta de los espermatozoides se hace de los conductos deferentes colocando la muestra en 1 ml de solución salina fisiológica al 0.9% mantenida a 37°C en baño de agua. Para ello, con la ayuda de una jeringa de insulina se hará pasar dicha solución (1 ml) por los conductos deferentes, el contenido de los túbulos seminíferos debe ser depositado en un vaso de precipitado de 5 ml.
- Se identificará la porción distal o cola del epidídimo, se realizará un corte con tijeras finas y con una jeringa se inyectará la cola del epidídimo (Anexo 2, Fig. 9) para realizar lavado con 2 ml de solución salina fisiológica al 0.9 %, el contenido del lavado se recolectará en un tubo conico de microcentrifuga de 5 ml. Mantener la muestra en baño maría a 37°C durante todo el procedimiento.

De cada muestra espermática se analizarán los siguientes parámetros:

- Movilidad: Se colocan 10 µl de la muestra espermática sobre un portaobjetos a 37°C. Se contabilizan 200 espermatozoides a 400X, distinguiendo entre móviles y no móviles.
- Viabilidad: En un portaobjetos se hace una dilución 1:1 empleando 10 µl de la muestra de espermatozoides y 10 µl de solución de azul de tripano al 0.5% y se coloca un cubreobjetos. Se cuentan 200 espermatozoides a 40X, empleando el criterio de inclusión-exclusión, donde los teñidos de color azul se consideran no viables y los no teñidos y traslucidos, viables.
- Concentración: Se colocan 10 µl de la muestra de espermatozoides en la cámara de Neubauer, bajo el microscopio óptico a 40X se cuentan los espermatozoides presentes en 5 campos y se multiplican por el factor correspondiente ( $10^6$ ).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	65/168

- **Morfología:** En un portaobjetos, se realiza un frotis de la muestra espermática, se deja secar a temperatura ambiente y se tiñe con eosina al 2%. Se deben analizar 250 espermatozoides a 400X. Se consideran como anormal, aquel espermatozoide que presenté alteraciones morfológicas en cabeza y flagelo como se puede observar en el anexo 2, Fig. 10.

## RESULTADOS

Elaborar una tabla de los valores obtenidos e interpretar los resultados.

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Bearden H y Fuquay J. (1982). Reproducción Animal Aplicada. Manual Moderno. México. pp. 21-38.

Knoblauch S y True L. (2012). Male reproductive system. En: Comparative Anatomy and Histology A Mouse and Human Atlas. Piper M, Treuting S, Dintzis Denny y Frevert C. Eds. Elsevier Inc. pp. 285-308.

Darszon A, Nishigaki T, Wood C, Treviño C, Felix R y Beltran C. (2005). Calcium channels and Ca<sup>2+</sup> fluctuations in sperm physiology. International Review of Cytology.243:79-82.

Poirot C y Cherruau B. (2005). Infertilidad masculina. Aspectos clínicos e investigaciones biológicas. Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana. 39:225-241. Gartner L, Hiatt J. (2007). Texto atlas de histología (3ª ed.), D.F., México: Editorial Mc Graw Hill.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	66/168

## PRÁCTICA 9 EMBRIOGÉNESIS

### OBJETIVO

Identificar las diferentes etapas del desarrollo embrionario del pollo, mediante la observación de las estructuras y órganos presentes en cada una de ellas.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

Según Aristóteles, filósofo e historiador, la ciencia comienza con la admiración o el asombro: “Es debido a la admiración que el hombre empezó a filosofar, y la admiración sigue siendo el origen del conocimiento”. El desarrollo de un animal a partir de una célula huevo ha sido origen de asombro a lo largo de la historia. El simple procedimiento de abrir un huevo de pollo durante cada día sucesivo de sus tres semanas de incubación proporciona una experiencia extraordinaria que permite observar cómo a partir de una delgada banda de células se llega a formar esta ave en su totalidad. Aristóteles llevó a cabo este procedimiento y prestó cuidadosa atención a la formación de los principales órganos. Cualquiera puede asombrarse de este extraordinario fenómeno, pero los biólogos pretenden descubrir cómo se producen exactamente el desarrollo.

Los organismos multicelulares no surgen completamente formados. En su lugar, se originan por un proceso relativamente lento de cambios progresivos que nosotros denominamos desarrollo. En casi todos los casos, el desarrollo de un organismo multicelular comienza a partir de una célula denominada cigoto (célula huevo), que se divide por mitosis para dar origen a todas las células del cuerpo. Tradicionalmente, el estudio del desarrollo animal ha sido denominado embriología, comprendiendo la fase de un organismo entre la fecundación y el nacimiento. Pero el desarrollo no se detiene con el nacimiento, o aún en la madurez. La mayoría de los organismos nunca detiene su desarrollo. Cada día reemplazamos más de un gramo



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	67/168

de células de la piel, y nuestra medula ósea mantiene el desarrollo de los glóbulos rojos sanguíneos nuevos durante cada minuto de nuestras vidas. Además, algunos animales pueden regenerar partes cortadas y muchas especies experimentan la metamorfosis. Por esta razón, desde los últimos años se acostumbra a hablar de la biología del desarrollo como la disciplina que estudia el desarrollo embrionario y otros procesos del desarrollo. El desarrollo lleva a cabo dos objetivos fundamentales: genera diversidad celular y orden en cada generación, asegurando de este modo la continuidad de la vida desde una generación a la siguiente.

### **Desarrollo temprano en las aves**

Desde que Aristóteles fuera el primero en seguir el desarrollo del pollo durante tres semanas, el pollo doméstico (*Gallus* sp.) ha sido un organismo favorito para los estudios embriológicos. Este es accesible todo el año y se cría con facilidad. Además, a temperatura, humedad y ventilación adecuada, se puede predecir con precisión el estadio de desarrollo. Por lo tanto, puede obtenerse gran número de embriones en el mismo estadio. El embrión de pollo puede ser manipulado quirúrgicamente y debido a que la formación de los órganos del pollo es llevada a cabo por genes y movimientos celulares semejantes a los de la formación de los órganos de los mamíferos, el embrión de pollo ha servido con frecuencia como un sustituto económico (y moralmente más aceptable) para embriones humanos (Houillon, 1977).

La fecundación del gameto femenino del pollo se produce en el oviducto (pabellón o infundíbulo), antes que la albúmina y la cáscara sean secretadas sobre éste. El huevo (cigoto) es telolecito (como el del pez) con un pequeño disco del citoplasma situado encima de un gran vitelo. Como en el cigoto del pez, los cigotos vitelínicos de las aves experimentan una segmentación meroblástica discoidal. La segmentación se produce solamente en el blastodisco, un pequeño disco del citoplasma de 2 a 3 mm de diámetro en el polo animal del cigoto. El primer surco de



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	68/168

segmentación aparece centralmente en el blastodisco y otros surcos de segmentación siguen para crear un blastodermo de una sola capa como en el embrión del pez, estas segmentaciones no se extienden al citoplasma vitelínico, de tal modo que las células de segmentación temprana son continuas una con la otra y con el vitelo en sus bases. Por esta razón, la segmentación ecuatorial y vertical divide al blastodermo en un tejido de 5 a 6 capas celulares de espesor. Las células llegan a estar unidas por uniones estrechas. Entre el blastodermo y el vitelo hay un espacio denominado la cavidad subgerminal (Austin, 1996).

Este espacio es creado cuando las células del blastodermo absorben agua desde la albúmina y secretan el fluido entre ellas y el vitelo. En este estadio, las células profundas en el centro del blastodermo son eliminadas y mueren, dejando detrás a un área pelúcida de una célula de espesor. Esta parte del blastodermo forma la mayor parte del embrión verdadero. El anillo periférico de células del blastodermo que no ha eliminado sus células profundas constituye el área opaca entre el área pelúcida y el área opaca está una delgada capa de células denominada la zona marginal. Algunas las células de la zona marginal llegan a ser muy importantes en la determinación del destino celular durante el desarrollo temprano del pollo.

Para el momento en que la gallina ha puesto un huevo, el blastodermo contiene cerca de 20,000 células. En este momento, la mayoría de las células del área pelúcida se mantienen en la superficie, y forman el epiblasto, mientras que otras células del área pelúcida se han separado de la lámina y migran individualmente hacia la cavidad subgerminal para formar el hipoblasto primario, un archipiélago de grupos aislados que contienen 5 a 20 células cada uno. Las dos capas de blastodermo resultante (epiblasto e hipoblasto) están unidas en la zona marginal del área opaca y el espacio entre las dos capas forma el blastocele (Gilbert, 2006).

El embrión del ave proviene completamente del epiblasto. El hipoblasto no contribuye con ninguna célula al embrión en desarrollo. En su lugar, las células del



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	69/168

hipoblasto forman porciones de las membranas externas, especialmente del saco vitelino y del pedículo que une la masa vitelina al tubo digestivo endodérmico. Las tres capas germinales del embrión propiamente dicho son formadas a partir de las células del epiblasto (Wischnitzer, 1980).

Los embriones de pollo son un modelo en el laboratorio útil en el estudio de las diferentes etapas del desarrollo embrionario, ya que existe información que permite conocer e identificar las estructuras anatómicas y determinar la edad del embrión (Lewis, 1998) (Anexo 2, Fig. 11).

Finalmente, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Qué es y qué función tiene la línea primitiva?
- 2.- Proponga cinco organismos para trabajar en el laboratorio de embriología y diga las ventajas de estos.
- 3.- Defina los siguientes términos: fecundación, cigoto, desarrollo, somita, chalazas, vitelo, blastodisco, blastocele, telolecito, albúmina, teratógeno, mutágeno y teratogénesis.
- 4.- Esquematice el huevo de un ave y de un mamífero y realice un cuadro comparativo de ambos indicando las ventajas y desventajas.
- 5.- Describa las etapas de desarrollo embrionario del pollo según Hamburger y Hamilton (1951)

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

10 huevos de gallina fecundados. Estos se pueden conseguir en granjas especializadas en producción de aves.

### **Materiales diversos**

Cajas de Petri



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	70/168

Cristalizadores

Cucharilla perforada

Goteros

Matraces Erlenmeyer de 125 ml.

Navajas

Parrilla de calentamiento

Pincel

Pinzas de punta fina

Picetas

Portaobjetos y cubreobjetos

Termómetro

Tijeras de punta fina

Vasos de precipitados de 250 ml.

### Reactivos

Ácido acético glacial ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ) 5 mL

Ácido carmínico ( $\text{C}_{22}\text{H}_{20}\text{O}_{13}$ ) 1 g.

Ácido clorhídrico ( $\text{HCl}$ ) al 1%.

Agua destilada

Alumbre potásico ( $\text{KAl}[\text{SO}_4]_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$ ) 10 g.

Bálsamo de Canadá

Etanol (Alcohol etílico) ( $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$ ) a Soluciones alcohólicas a diferentes concentraciones (30, 50, 70, 75, 80, 85, y 90%)

Etanol (Alcohol etílico) absoluto ( $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$ )

Formol comercial ( $\text{CH}_2\text{O}$ ) 25 mL

Formol comercial 35% ( $\text{CH}_2\text{O}$ ). 1 mL

Solución saturada de ácido pícrico ( $\text{C}_6\text{H}_3\text{N}_3\text{O}_7$ ) 75 mL

Suero fisiológico Solución salina fisiológica al 0.9% de Cloruro de Sodio ( $\text{NaCl}$ )



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	71/168

Xileno ( $C_8H_{10}$ )

## EQUIPO

Incubadora

Microscopio compuesto.

Microscopio Estereoscópico

## SERVICIOS

Agua

Vacío

Energía eléctrica

Drenaje

## PROCEDIMIENTO

### Preparación de reactivos

Alcohol acidulado. Se mezclan partes iguales de etanol al 70% y ácido clorhídrico al 1%.

Solución fijadora de Bouin (Picroformol). Agregar 75 mL de solución saturada de ácido pícrico, 25 mL de formol comercial y 5 mL de ácido acético glacial

Carmalumbre de P. Mayer. Disolver en caliente 10 gramos de alumbre potásico en 200 mL de agua destilada y adicionar un gramo de ácido carmínico. Enfriar la solución y filtrar; por último, añadir 1 mL de formol.

**Incubación.** La incubación de los huevos fecundados debe hacerse en el laboratorio a una temperatura entre los 36.5 y 39.5 °C dentro de un medio con humedad y ventilado. Para lograr la humedad introducir a la incubadora un recipiente con agua. Debido a que se van a utilizar huevos con un desarrollo temprano no es indispensable



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	72/168

la ventilación.

Colocar los huevos en posición horizontal y girarlos cada 24 horas siempre en el mismo sentido, esto con la finalidad de evitar que el embrión se pegue al cascarón y que las chalazas se enrolen correctamente.

**Obtención.** Para obtener los embriones, es necesario tener ya preparado el siguiente material y sus respectivos reactivos:

- 500 mL de suero fisiológico a 37°C en un cristalizador.
- Un cristalizador para recibir al embrión (yema).
- Una cuchara perforada, para pasar el embrión del huevo al suero fisiológico.
- Tijeras de corte fino para cortar alrededor del embrión y poderlo transferir.
- Pinzas.

Colocar el huevo horizontalmente y con las pinzas golpear el huevo suavemente sobre la cámara de aire hasta perforarlo. Introducir las tijeras y empezar a cortar el cascarón hasta formar una ventana en la parte superior del cascarón. Identificar al embrión, este se encuentra al centro del huevo y presenta un color rojo (el tamaño del embrión es variable dependiendo del tiempo de incubación). Ahora con mucho cuidado cortar la membrana vitelina (la que cubre a la yema) con las tijeras, alrededor del embrión. Ahora con la cuchara sacar al embrión y transferirlo a una caja de Petri con suero fisiológico con la finalidad de lavarlo y mantenerlo vivo el mayor tiempo posible. Realizar los lavados necesarios hasta que quede libre de vitelo el embrión. Observar al estereoscopio e identificar las distintas estructuras y órganos del embrión. Identificar las estructuras y órganos y la edad del embrión por el número de somitas.

**Fijación del embrión.** El fijador que se utilizará será el Bouin, que contiene formol, ácido pícrico y acético. De la caja de Petri, donde se encuentra el embrión extraer el



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	73/168

suero fisiológico, de tal manera que quede solo el embrión, ahora cubrir el embrión totalmente con el fijador (Bouin) utilizando un gotero, tener cuidado de que el embrión quede suspendido en el fijador. Dejar actuar el fijador durante 12 horas.

Lavar los embriones con agua para quitar el exceso de fijador, introduciéndolos en un vaso de precipitados con agua y una gasa esto con la intención de que no se salgan del vaso de precipitados, hasta que los embriones queden de color crema.

**Tinción del embrión.** Pasar los embriones a una caja de Petri con carmalumbre diluido 1:5 (V/V con agua destilada) y dejar actuar al colorante, este paso es crucial por lo que se deben revisar constantemente los embriones hasta que tengan un color rosa de manera uniforme (utilizar la cámara translúcida). El tiempo de tinción varía entre 30 minutos y una hora aproximadamente, según el tamaño de los embriones y la dilución del colorante.

**Deshidratación de los embriones.** Deshidratar los embriones realizando tres cambios de alcohol al 50, 70 y 80%, por 10 minutos cada uno de los cambios. Agregar alcohol acidulado con la finalidad de eliminar el exceso de colorante. Deshidratar nuevamente los embriones, para esto se realizarán los cambios indicados en el cuadro

5

Cuadro 5.- Deshidratación de los embriones de pollo.

No. de Cambios	Solución (%)	Tiempo (minutos)
1	alcohol al 70	10
1	alcohol al 75	10
1	alcohol al 80	10
1	alcohol al 85	10
1	alcohol al 90	10
2	alcohol absoluto	10
2	Xileno	10



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	74/168

Colocar al embrión sobre el portaobjetos y con la ayuda del estereoscopio y el bisturí recortar alrededor de la vena marginal procurando que quede parejo y en forma de ovalo.

**Montaje de los embriones.** Pasar los embriones a xileno y sobre un portaobjetos limpio colocar una o dos gotas de bálsamo, sobre las gotas y con ayuda de las pinzas montar el embrión cuidando que la vista sea ventral (la cabeza del embrión a la derecha del cuerpo y para los embriones que no han rotado la cabeza, con el corazón hacia arriba).

Agregar nuevamente bálsamo sobre el embrión de tal manera que quede cubierto completamente, ahora colocar el cubreobjetos de manera que no queden burbujas de aire. Si es necesario agregar más bálsamo alrededor del embrión. Pasar las preparaciones a una estufa con la finalidad de que sequen completamente.

## RESULTADOS

Entregar cinco preparaciones de los embriones de pollo, indicando la edad aproximada de cada uno de ellos (ver Anexo 2, Fig. 12 para determinar edad).

Entregar los cinco esquemas de los embriones de pollo indicando los nombres de los órganos y estructuras observadas.

Investigar las principales etapas de desarrollo que ocurren en las primeras 48 horas.

Entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

## REFERENCIAS

Austin, C., y Short, R. (1996). *Desarrollo embrionario y fetal* (4ª ed.). Guadalajara, México: Editorial La Prensa Medica Mexicana.

Gilbert, F. (2006). *Biología del desarrollo* (7ª ed.). D.F., México: Editorial Médica



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	75/168

Panamericana.

Houillon, C. (1977). *Embriología* (4ª ed.). Barcelona, España: Editorial Omega.

Lewis, W. (1998). *Principles of development*. New York, USA: Editorial Oxford University Press.

Wischnitzer, S. (1980). *Atlas y guía de laboratorio de embriología de vertebrados*. Barcelona, España: Editorial Omega.

Parry, J., y Morton, D. (1996). *Photo atlas for biology*. Glenview, IL, USA: Wadsworth Publishing Company



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>76/168</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE III**

### **PLANTAS SIN SEMILLAS**



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	77/168

## PRÁCTICA 10

### TÉCNICAS DE RECOLECTA Y PRESERVACIÓN DE ARQUEGONIADAS NO VASCULARES Y VASCULARES

#### OBJETIVOS

Herborizar y determinar taxonómicamente plantas de Marchantiidae, Anthocerotidae, Bryidae, Lycopodiidae, Equisetidae, Marattiidae, Ophioglossidae, Polypodiidae y Psilotidae.

Reconocer las características morfológicas de las estructuras vegetativas y reproductivas de los diferentes grupos de plantas sin semilla.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

Los ejemplares depositados en los herbarios son imprescindibles para realizar de estudios florísticos, ecológicos, fitogeográficos y sistemáticos. Además de ser registros permanentes de la biodiversidad mundial (Mabberley (1987); Birdson y Forman (1992); Quesada *et al.*, 1999; Mestger y Bayer (1999); González *et al.*, 2015). Para que una planta forme parte de un herbario tiene que pasar por un proceso de herborización, el cual implica: recolecta, prensado o fijación, secado, determinación taxonómica, montaje, etiquetado, encamisado e intercalado (Lot y Chiang, 1986; Benavides *et al.*, 1996). En esta práctica se describen y aplican algunas de las técnicas de recolección y herborización de briofitas, licofitas y helechos.

Briofitas, incluyen a los musgos, hepáticas y antocerotes. Son plantas terrestres no vasculares, cuya fase conspicua es la gametofítica y su medio de dispersión es la espora. Se recolectan retirando por medio de una espátula, cuchillo o navaja un fragmento del gametofito de aproximadamente 10 cm<sup>2</sup> que incluya el esporofito. Se colocan en bolsas de papel de estraza con datos que incluyen el tipo de sustrato como un carácter para separar especies, tal como leño en descomposición, ramas,



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	78/168

humus, suelo mineral y roca. Debido a la delicadeza de sus gametofitos, estas plantas no se prensan. Para el secado, los ejemplares se extienden sobre o dentro de las envolturas y se introducen en la secadora para recibir un secado ligero a una temperatura poco superior a la ambiental (Bowles, 2004).

Las licofitas y los helechos son plantas vasculares cuyo medio de reproducción y dispersión es la espora, por lo general son herbáceas de tamaño medio y se recolectan completas incluyendo raíz, tallo, hojas y estructuras reproductivas (esporangios, soros y sinangios). Se prensan con una prensa botánica, cartón corrugado y papel periódico. En forma similar a las briofitas, en la libreta de campo se anotan los datos de recolecta y se indica si el espécimen es epífita, terrestre (epipétrico que crece sobre roca) o acuático. También se recomienda anotar el color del: rizoma, estípite, raquis, soros o sinangios (Arreguín-Sánchez *et al.*, 2004; Sánchez-González y González, 2007).

Algunos ejemplares recolectados o porciones de éstos pueden fijarse en FAA, alcohol al 70% o formol diluido para evitar la descomposición de los tejidos, estas muestras posteriormente pueden ser utilizadas en estudios anatómicos. Otras se pueden colocar en sílica gel o en nitrógeno líquido para estudios moleculares. No es conveniente recolectar plantas si la especie está declinando en número o se encuentra en alguna categoría de riesgo, amenazadas o en peligro de extinción, en su lugar se toman fotografías (Bowles, 2004).

La herborización es un proceso fundamental en la conformación de colecciones biológicas, por eso el alumno debe aprender a recolectar adecuadamente los diversos grupos de plantas y registrar los datos de los especímenes y del medio en donde viven, además podrá auxiliarse de diccionarios especializados como los de Fon Quer (1982) y Moreno (1984), para un mejor entendimiento de la morfología de los grupos que se desea recolectar. Las colecciones biológicas suponen un registro permanente de la biodiversidad y son el fundamento de investigaciones florísticas, sistemáticas,



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	79/168

biogeográficas, etnobotánicas e incluso moleculares.

Por último, como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá responder y entregar el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Cuál es el tamaño estándar de una hoja de herbario y por qué es recomendable usar papel periódico para el prensado de ejemplares?
- 2.- ¿Qué tipo de información científica se obtiene a partir de la revisión de ejemplares de herbario?
- 3.- ¿Qué es una colección científica y cuál es su importancia?
- 4.- ¿Cuál es la función del fijador FAA?
- 5.- ¿Por qué es importante recolectar helechos con hojas fértiles y estériles?

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Plantas sin semilla (briofitas, licofitas y helechos) recolectadas en el campo

### **Materiales diversos**

Agujas de disección

Cajas Petri

Cartón corrugado

Etiquetas de papel albanene de 5x5 cm

Frascos de vidrio de 500 mL, con boca ancha y tapa de plástico

Hojas de periódico

Lupa de joyero 10X Navaja, espátula o cuchillo Bolsas de papel de 1 kg

Marcadores indelebles, bolígrafo y lápiz Libreta de campo

Pinzas de disección de 15 cm Prensa botánica (45x37 cm)

Piolas de algodón de 2 m (2)

Tijeras de podar a una mano con doble filo

### **Reactivos**

Etano (alcohol etílico) 96% (C<sub>2</sub>H<sub>5</sub>OH) 100 mL



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	80/168

Ácido acético glacial ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ) 5 mL

Agua destilada.

Glicerina ( $\text{C}_3\text{H}_8\text{O}_3$ ) 30 mL,

Formol ( $\text{CH}_2\text{O}$ ) 10 mL

## EQUIPO

Estufa de secado

Microscopio compuesto

Microscopio compuesto con cámara digital

Microscopio estereoscópico

Microscopio estereoscópico con cámara digital

Pantalla con conexión HDMI

Sistema de Posicionamiento Global (GPS)

## SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Drenaje

Internet

Vacío

## PROCEDIMIENTO

### Preparación de reactivos

Fijador FAA. Mezclar 10 mL de formol, 50 mL de etanol 96%, 5 mL de ácido acético glacial y 35 mL agua.

Fijador GAA. Para 100 mL, mezclar 30 mL de glicerina, 25 mL de agua y 45 mL de etanol 96%.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	81/168

**Recolecta de muestras.** En la zona de estudio elegida se recolectarán especímenes de briofitas retirándolos con ayuda de una espátula, cuchillo o navaja un fragmento del gametofito de aproximadamente 10 cm<sup>2</sup> que incluya el esporofito y se colocarán en bolsas de papel estraza. Para licofitas y helechos el procedimiento consiste en colocar la planta o una rama que contenga estructuras reproductivas, dentro de una hoja de periódico, anotar su número con marcador de tinta indeleble, colocar en medio de dos cartones corrugados y finalmente dentro de la prensa que debe tener un tamaño de 45x37 cm. En todos los especímenes se registrarán en la libreta de campo los datos que deben acompañar a toda recolecta, entre éstos: fecha, localidad, tipo de vegetación, géneros asociados y las coordenadas se registrarán con un GPS. Parte del material biológico recolectado se herborizará en lo posible por triplicado, otra parte se fijará en FAA para estudios anatómicos y a las 24 h se cambiará a fijador GAA. Es importante que todo el material recolectado sea numerado junto con los datos de recolecta correspondientes.

En el laboratorio se observará el material recolectado para reconocer las estructuras morfológicas de cada grupo y en un cuadro comparativo se establecerán sus diferencias. Con el uso de claves dicotómicas (Anexo 3) determinar el material hasta el nivel taxonómico indicado por el profesor. Finalmente, enviar los ejemplares procesados al herbario para su incorporación a la colección.

### RESULTADOS

Presentar la libreta de campo con las anotaciones de los ejemplares recolectados. Entregar el material recolectado en el campo prensado y etiquetado, para ser incorporado al herbario.

El alumno entregará el informe elaborado con base en el método experimental.

### REFERENCIAS

Arreguín-Sánchez, M., Fernández, R., y Quiroz, G. (2004). *Pteridoflora del Valle de*



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	82/168

México. D.F., México: Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional.

Benavides, R.C., Cascante, C.M. y Ruiz, A.B. (1996). Herbario Nacional de Costa Rica: técnicas y manejo. Museo Nacional de Costa Rica, Departamento de Historia Natural, Herbario Nacional. San José, Costa Rica.

Bridson, D. y Forman, L. (1992). The Herbarium Handbook. Royal Botanical Gardens, Kew, United Kingdom.

Bowles, J. (2004). *Guide to plant collection and identification. Herbarium workshop in plant collection and identification*. Canada: University of Western Ontario.

Font Quer, P. (1982). Diccionario de Botánica. Editorial Labor, S.A., Barcelona, España.

González, P.E., Pérez, H.V., Acosta, R.Z. Vento, A.D., Varela, N. Jover, A. y Verdecia, R. (2015). Manual revisado para colecta y herborización de especies de plantas cubanas. *Ecovida*, 5(1), 117-138.

Lot, A. y Chiang, F. (1986). Manual de Herbario: Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos, Consejo Nacional de la Flora de México, México D.F, México.

Mabberley, D. J. 1997. The Plant-Book. University Press, Cambridge, United Kingdom.

Metsger, D.A y Bayer, S.C. (1999). Managing the Modern Herbarium: An



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	83/168

Interdisciplinary Approach. A joint Project by the society for the preservation of Natural History Collections & The Royal Ontario Museum, Elton-Wolf Publishing, Vancouver, Canada.

Moreno, N.P. (1984). Diccionario botánico ilustrado. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos. Xalapa, Veracruz.

Quesada, O., Baena, L., Linares, J., y Morales T. (1999). *Los herbarios como centros de documentación para el estudio y conservación de la biodiversidad*. Encuentro medioambiental Almeriense: en busca de soluciones. Comunicación y Multimedia, Granada. Recuperado de: <http://www.gem.es/MATERIALES/DOCUMENT/DOCUMENT/g08/d08207/d08207.htm>.

Sánchez-González, A. y González L.M. (2007). Técnicas de recolecta y herborización de plantas. En: Contreras, R.A., Goyenechea, I., Cuevas, C.C. e Iturbe, U. (Eds.). *La Sistemática, base del conocimiento de la biodiversidad*. Ciencia al Día 5. Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. pp. 177-193.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	84/168

## PRÁCTICA 11

### MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ARQUEGONIADAS NO VASCULARES

#### OBJETIVOS

Reconocer y describir las características macroscópicas y microscópicas de Marchantiidae, Anthocerothidae y Bryidae.

Establecer las diferencias morfológicas y anatómicas de las briofitas.

Determinar taxonómicamente en el nivel genérico los ejemplares de briofitas recolectados por los alumnos o bien proporcionados por el profesor.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

Las briofitas son plantas que carecen de un tejido vascular. En la actualidad están divididas en tres I: Marchantiidae, Anthocerotidae y Bryidae. Son organismos muy diversos con aproximadamente 20 000 especies en el mundo, incluye linajes distintos, que comparten algunas características morfológicas, ecológicas y evolutivas y que popularmente se conocen como musgos, antocerotes y hepáticas (Anexo 3, Figs. 1-3). Estas plantas se desarrollan preferentemente en ambientes húmedos como bosques mixtos, mesófilos de montaña, bosques tropicales perennifolios, tundra ártica e incluso en zonas áridas y semiáridas (Cox *et al.*, 2010; Von Konrat, 2010).

Las briofitas son plantas de divergencia temprana cuyo origen ocurrió hace más de 400 millones de años (Bennici, 2008). Los tres linajes juegan un papel importante en el ciclo del carbono (captura) (O'Neill, 2000), e intercambio (De Lucia *et al.*, 2003), sucesión vegetal (Cremer y Mount, 1965), producción de biomasa (Frahm, 1990), recirculación de nutrientes (Coxson *et al.*, 1992) y retención de agua (Gradstein *et al.*, 2001), entre otros. Además, las diferentes comunidades de briofitas ofrecen



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	85/168

microhábitats considerados críticos para la supervivencia de un gran número de microorganismos, como bacterias, algas, eucariotas unicelulares, protozoarios y numerosos grupos de invertebrados (Gerson, 1982). Las briofitas también han sido utilizadas como indicadores medioambientales (Giordano *et al.*, 2004), para explicar e inferir el cambio climático y el calentamiento global (Gignac, 2001).

Como parte complementaria a esta información previo al desarrollo de la práctica, el alumno responderá y entregará el siguiente cuestionario:

- 1.- ¿Cómo se clasifican las briofitas de acuerdo con propuestas recientes? Explíquelas.
- 2.- ¿Cuáles son las diferencias morfológicas de los gametofitos presentes en las plantas no vasculares? Esquematice.
- 3.- ¿Cuáles son las diferencias morfológicas de los esporofitos presentes en las plantas no vasculares? Esquematice.
- 4.- ¿En qué se diferencian anatómicamente los gametofitos de las briofitas? Esquematice.
- 5.- ¿Qué importancia biológica, ecológica y económica tienen los distintos grupos de plantas no vasculares?

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

Material biológico

Muestras biológicas de briofitas con gametofitos y esporofitos recolectadas y fijadas en el campo o proporcionadas por el profesor

### **Materiales diversos**

Agujas de disección

Cajas de Petri

Claves taxonómicas para briofitas (Anexo 3)

Cubreobjetos

Navaja de un solo filo



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	86/168

Pinzas de disección

Portaobjetos

## EQUIPO

Microscopio compuesto con cámara digital

Microscopio estereoscópico con cámara digital

Pantalla con conexión HMDI

## SERVICIOS

Agua

Drenaje

Energía eléctrica

Internet

Vacío

## PROCEDIMIENTO

Con la ayuda de un microscopio compuesto y uno estereoscópico observe el material biológico procesado en el campo (deshidratado y preservado en GAA). Coloque en una caja de Petri un antocerote, una hepática y un musgo, observe e ilustre sus características morfológicas. Enseguida, determinar taxonómicamente los diferentes taxones con el apoyo de las claves taxonómicas del Anexo 3 y mediante el uso de literatura especializada como los glosarios botánicos impresos o en línea (Glime y Chavoutier, 2017).

## RESULTADOS

Ilustre un antocerote, una hepática y un musgo. De éstos distinga el gametofito, el esporofito y todas sus estructuras morfológicas.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	87/168

Elabore un cuadro comparativo de los caracteres morfológicos observados en cada grupo e indique las diferencias.

Entregará el informe elaborado con base en el método experimental.

### REFERENCIAS

Bennici, A. (2008). Origin and early evolution of land plants. *Communicative & Integrative Biology*, 1(2), 212–218. <https://doi.org/10.4161/cib.1.2.6987>

Cox, C., Goffinet, B N., Wickett. S., Boles A., y Shaw, J. (2010). Moss diversity: a molecular phylogenetic analysis of genera. *Phytotaxa*, 9, 175–195.

Coxson, D. (1992). Nutrient release from epiphytic bryophytes in tropical montane rain forest. *Canadian Journal of Botany*, 69, 2122–2129.

Cremer, K., y Mount. A. (1965). Early stages of plant succession following the complete felling and burning of *Eucalyptus regnans* forest in the Florentine Valley, Tasmania. *Australian Journal of Botany*, 13, 303–322.

De Lucia, E., Turnbull, M., Walcroft, A., Griffen, K., Tissue, D., Glenn, D., McSeventy T., y Whitehead, D. (2003). The contribution of bryophytes to the carbon exchange for a temperate rainforest. *Global Change Biology*, 9(8), 1158–1170.

Delgadillo, C., y Cárdenas, M. (1990). Manual de briofitas, Cuadernos 8. D.F., México: Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.

Frahm, J. (1990). Bryophyte phytomass in tropical ecosystems. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 104, 23–33.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	88/168

Gerson, U. (1982). Bryophytes and invertebrates. En: A. J. E. Smith (Ed.). *Bryophyte Ecology* (pp. 291-332). Cambridge, USA: Cambridge University Press.

Glime, J. M. y Chavoutier, L. 2017. Glossary. *In*: Glime, J. M. *Bryophyte Ecology*. Ebook sponsored by Michigan Technological University and the International Association of Bryologists.

Gignac, L. (2001). New Frontiers in bryology and lichenology: Bryophytes as indicators of climate change. *The Bryologist*, 104, 410–420.

Giordano, S., Sorbo, S., Adamo, P., Basile, A., Spagnuolo V., y Cobianchi, R. (2004). Biodiversity and trace element content of epiphytic bryophytes in urban and extraurban sites of southern Italy. *Plant Ecology*, 170, 1573–5052.

Gradstein, S., Churchill S., y Salazar, N. (2001). *Guide to the Bryophytes of Tropical America*. New York, USA: The New York Botanical Garden Press.

Mendoza-Ruiz, A. y Ceja-Romero, J. (2014). *Atlas de briofitas y pteridofitas*. México: Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa. México, D.F.

O'Neill, K. (2000). Role of bryophyte-dominated ecosystems in the global carbon budget. En: A. J. Shaw, y B. Goffinet (Eds.). *Bryophyte Biology* (pp. 344-368). Cambridge, USA: Cambridge University Press.

Von Konrat, M., Söderström, L., Renner, M., Hagborg, A., Briscoe L., y Engel, J. (2010). Early Land Plants Today (ELPT): “How many liverwort species are there?”. *Phytotaxa*, 9, 22–40.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	89/168

## PRÁCTICA 12

### MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ARQUEGONIADAS VASCULARES

#### OBJETIVOS

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de Lycopodiidae, Equisetidae, Marattiidae, Ophioglossidae, Polypodiidae y Psilotidae.

Determinar taxonómicamente las licofitas y helechos con base en sus características morfológicas.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

En el mundo se estiman cerca de 11916 especies de helechos y licofitas (Pteridophyte Phylogeny Group, (PPG I, 2016) y México contribuye con un poco más 1 000 especies que lo coloca como uno de los países más diversos en pteridoflora (Gifford y Foster, 1989; Mickel y Smith, 2004; Mendoza-Ruíz y Pérez- García, 2009). La más reciente clasificación ubica a los helechos y plantas afines en dos grupos licofitas y helechos. El primero con 1 338 especies en la clase Lycopodiopsida y tres órdenes Lycopodiales, Isoëtales y Selaginellales En el segundo hay aproximadamente 10 578 especies en la clase Polypodiopsida y cuatro subclases Equisetidae, Ophioglossidae, Marattiidae y Polypodiidae (Smith *et al.*, 2006; PPG I, 2016).

Las licofitas son actualmente plantas herbáceas, homospóricas (esporas masculinas y femeninas sin diferenciación morfológica) o heterospóricas (esporas masculinas y femeninas diferenciadas morfológicamente), con habito terrestre, epífito, epipétrico o acuático y habitan desde los trópicos hasta zonas xerofíticas o desérticas. Estas plantas presentan hoja micrófilas con disposición helicoidal, esporangios laterales en la axila o sobre esporofilas y raíces adventicias (Anexo 3, Figs. 2-3). Anteriormente se han clasificado con base en la presencia o ausencia de lígula que



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	90/168

es un apéndice en forma de lengua presente en el haz de las hojas, se propusieron dos grupos: Aglossopsida o Aliguladas, con ausencia de lígula y Glossopsida o Ligulata, con presencia de lígula (Valencia, 2014).

Los helechos son plantas vasculares que presentan tejidos de conducción en tallos y raíces organizados en protosteles y sifonosteles; la raíz, la hoja y el tallo las ubica como cormofitas (Valencia, 2014). Estas plantas tienen una fase esporofítica dominante y una gametofítica reducida, ambas libres e independientes. Los helechos es el grupo más diverso del reino de las plantas cuyo medio de dispersión es la espora (Anexo 3, Figs. 2-3). Son plantas cosmopolitas que se distribuyen desde el nivel del mar hasta los 3500 m; ocupan diversos hábitats donde alcanzan su mayor diversidad en bosques mésicos y tropicales pero disminuye en zonas secas, sin embargo se ve favorecido el endemismo específico (Mehltreter *et al.*, 2010; Valencia, 2014). Pueden ser acuáticos, lignícolas o humícolas, terrestres o epífitos, con hábito herbáceo, sufrutescente, trepador o arborescente.

En general, los helechos presentan un tallo horizontal modificado llamado rizoma; tienen hojas megáfilas conocidas como frondas, que pueden ser simples o compuestas, de tipo monomórfica o dimórfica; con respecto a su estructura reproductiva presentan esporangios de dos tipos eusporangios y leptosporangios, la mayoría son leptoesporangiados con un mecanismo de dehiscencia especializado (anillo); casi todos los helechos son homospóricos y muy pocos heterospóricos, las esporas se clasifican con base en la presencia o ausencia de una cicatriz llamada lesura, aletas cuando no tienen cicatriz, monoletes cuando tienen una y triletes cuando tienen tres.

Como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno investigará lo siguiente:

1.- ¿Qué caracteres morfológicos son diagnósticos para *Psilotum*, *Lycopodium*, *Equisetum* y *Polypodium*?



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	91/168

2.- ¿Cuáles son las diferencias morfológicas entre helechos eusporangiados y leptoesporangiados?

3.- Esquematice las relaciones filogenéticas entre las licofitas y los helechos.

4.- ¿Cuáles son las diferencias entre hojas micrófilas y hojas megáfilas? Esquematice.

5.- ¿Cuál es la importancia biológica, ecológica y económica de las licofitas y los helechos?

### **MATERIAL Y REACTIVOS**

Material biológico

Muestras biológicas herborizadas o fijadas en el campo, de helechos y licofitas con estructuras reproductivas

#### **Materiales diversos**

Agujas de disección Cajas de Petri

Claves taxonómicas para helechos y licofitas (Anexo 3)

Cubreobjetos

Navaja de doble filo

Pinzas de disección

Portaobjetos

### **EQUIPO**

Microscopio compuesto con cámara digital

Microscopio estereoscópico con cámara digital

Pantalla con conexión HMDI

### **SERVICIOS**

Agua

Drenaje

Energía eléctrica



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	92/168

Internet

Vacío

### PROCEDIMIENTO

Con la ayuda de un microscopio óptico o estereoscópico, observe y diseccione el material biológico procesado (deshidratado y fijado). Analice las características morfológicas y anatómicas de las licofitas y los helechos (Anexo 3, Figs. 4-5). Utilice claves taxonómicas especializadas para su determinación taxonómica (Anexo 3, claves taxonómicas), y se recomienda que consulte un glosario especializado impreso o en línea:

<http://biologia.fciencias.unam.mx/plantasvasculares/GlosarioPlantas/Pteridofitas/index.html>.

### RESULTADOS

Elaborar dibujos de los taxones observados en el laboratorio y coloque el nombre de todas sus estructuras morfológicas y anatómicas.

Construir un cuadro comparativo en donde indique los caracteres diagnósticos para cada grupo.

El alumno entregará un informe elaborado con base en el método experimental.

### REFERENCIAS

Arreguín, M., Fernández, N., y Quiroz, G. (2004). *Pteridoflora del Valle de México*. D.F., México: Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional.

Gifford, E., y Foster, A. (1989). *Morphology and evolution of vascular plants* (3ra ed.). New York, USA: W. H. Freeman and Co.

Mehltreter, K., Walker, L., y Sharpe, J. (2010). *Fern ecology*. New York, USA:



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	93/168

Cambridge University Press.

Mendoza, A., y Ceja, J. (2014). Atlas de briofitas y pteridofitas. D. F., México: Universidad Autónoma Metropolitana.

Mendoza, A., y Pérez, B. (2009). Helechos y licopodios de México. Vol. I. D. F., México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa.

Mickel, J., y Beitel, J. (1988). Pteridophyte flora of Oaxaca, México. Vol. 46. New York, USA: Memoirs of the New York Botanical Garden.

Mickel, J., y Smith. A. (2004). The pteridophytes of Mexico. Part I y II. Memoirs of the New York Botanical Garden, 88, 56-59.

PPG I. (2016). A community-derived classification for extant lycophytes and ferns. Journal of systematics and evolution, 54(6), 563-603.

Smith, A., Pryer, K., Schuettpelz, E., Korall, P., Schneider H., y Wolf, P. (2006). A classification for extant ferns. Plant, 55(3), 705-731.

Valencia A. S. (2014). Introducción a las embriofitas. UNAM, México: Dirección General de Publicaciones y Fomento Editorial. Coordinación de la Investigación Científica.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	94/168

## PRÁCTICA 13

### MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ÓRGANOS VEGETATIVOS DE ANGIOSPERMAS

#### OBJETIVOS

Observar y describir las características macroscópicas y microscópicas de raíz, tallo y hoja.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

La organografía vegetal estudia la disposición de los tejidos y los órganos de las plantas (raíz, tallo, hoja, flor, fruto y semilla). El cuerpo vegetativo de una planta vascular consta de tres partes básicas, la raíz, el tallo y la hoja (Mauseth, 2014).

La raíz tiene entre sus funciones principales el anclaje de la planta a un sustrato, la absorción de agua y minerales y la producción de hormonas (citocininas y giberelinas). En muchos casos la raíz tiene funciones adicionales como el almacenamiento de nutrientes, fotosíntesis, defensa. En cuanto a su estructura externa la raíz puede ser pivotante o fibrosa en el primer caso hay una raíz principal que se origina de la radícula y es más gruesa que las raíces laterales; en el segundo caso no se distingue una raíz principal, todas las raíces tienen prácticamente el mismo grosor y tamaño, se conocen como raíces adventicias y su origen puede ser de tejidos de tallo, hoja u otro que no sea de la radícula (Mauseth, 2014). En el extremo de la raíz se encuentra el meristemo apical de raíz protegido por una estructura llamada caliptra o cofia. En sección transversal, las raíces generalmente son circulares, la capa celular externa es la epidermis con abundantes pelos radicales, en seguida se encuentra el córtex constituido principalmente de tejido parenquimático la capa más interna de éste tejido es la endodermis, característico por la presencia de la banda de Caspari; en el centro de la raíz se encuentra el sistema vascular, su principal función es transportar el agua y minerales la parte aérea de la planta, está delimitado por el



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	95/168

periciclo, un meristemo interno que da origen a las raíces secundarias, terciarias, etc. Puede haber o no una médula constituida de tejido parenquimático.

El tallo se distingue por presentar nudos y entrenudos, en los nudos puede haber hojas, ramas o yemas y los entrenudos es la zona que se encuentra entre un nudo y otro. Las hojas tienen una disposición ordenada (opuesta, alterna, verticilada). y predecible en el tallo, denominada filotaxia. En el ápice del tallo se encuentra el meristemo apical de tallo que confiere el crecimiento primario de la planta (Mauseth, 2014). La principal función del tallo es dirigir las hojas hacia la luz, soportar el peso de las hojas, contrarrestar la fuerza del viento y conducir el agua, los minerales y productos del metabolismo celular entre las raíces y las hojas. Hay una gran diversidad de tallos dependiendo de sus adaptaciones al ambiente; por ejemplo, el estolón, rizoma, tubérculo, bulbo. En sección transversal, en un tallo herbáceo podemos encontrar la epidermis que, a diferencia de la raíz, tiene una mayor diversidad de tricomas y emergencias; después encontramos el córtex y en el centro, el sistema vascular, al igual que en la raíz puede haber o no una médula.

Las hojas son los principales órganos fotosintéticos de la planta, regulan el intercambio de gases, como el O<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub> y vapor de agua; se originan del meristemo apical de tallo a partir de unas protuberancias llamadas primordios foliares. Son muy variadas en forma y en estructura interna. En magnolides y eudicotiledóneas la hoja comúnmente consiste de una porción extendida (la lámina) y una porción en forma de tallo (el pecíolo); muchas hojas carecen de pecíolo y se dice que son sésiles. En muchas monocotiledóneas y ciertas eudicotiledóneas, la base de la hoja se expande formando una vaina que rodea al tallo. Las hojas de las magnolides y eudicotiledóneas son simples o compuestas. En hojas simples la lámina no se divide en folíolos, aunque puede estar profundamente lobada; la lámina de hojas compuestas se divide en folíolos y usualmente cada uno tiene su propio pecíolo (Raven *et al.*, 1999). La estructura interna de las hojas es variable, principalmente en función a las rutas



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	96/168

metabólicas fotosintéticas, en términos generales en sección transversal podemos encontrar la epidermis donde puede haber una gran diversidad de tricomas, después encontramos el mesófilo y entre éste los haces vasculares (Anexo 3, Figs. 2-3).

Como parte complementaria a esta información, previo al desarrollo de la práctica, el alumno deberá investigar lo siguiente:

- 1.- Documente la morfología externa de la raíz el tallo y la hoja, distinga entre monocotiledóneas y eudicotiledóneas.
- 2.- Mencione los criterios para distinguir una hoja simple y una compuesta.
- 3.- Documente la morfología interna de la raíz, el tallo y la hoja; distinga entre monocotiledóneas y eudicotiledóneas.
- 4.- ¿Cuál es la principal función de los siguientes tejidos: endodermis, periciclo, felógeno, cambium vascular y procambium?
- 5.- Describa e ilustre al menos cinco ejemplos de raíz, tallo y hojas modificadas.

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

### **Material biológico**

Material de raíz, tallo y hoja que sea de interés para el alumno

### **Materiales diversos**

Agujas de disección

Caja de Petri

Cubreobjetos

Gasa

Navaja de doble filo

Pinzas de punta fina

Portaobjetos

### **Reactivos**

Agua destilada 30 ml. ( $H_2O$ )

Cristales de fenol 0.7g. ( $C_6H_5OH$ )



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	97/168

Etanol (alcohol etílico) al 96% y 70% ( $C_2H_5OH$ )

Gelatina sin sabor 5g.

Glicerina 35 ml. ( $C_3H_8O_3$ )

Hipoclorito de sodio (comercial) al 50% ( $NaClO$ )

Safranina ( $C_{20}H_{19}ClN_4$ )

## EQUIPO

Microscopio compuesto

Microscopio estereoscópico

## SERVICIOS

Agua

Drenaje

Energía eléctrica

Internet

Vacío

## PROCEDIMIENTO

### Preparación de reactivos

Gelatina glicerinada. Disolver 5 g. de gelatina en 35 ml. de agua destilada a  $35^{\circ}C$ , posteriormente agregar 35 ml. de glicerina y 10.7 g. de cristales de fenol. Filtrar a través de un algodón en un embudo. Al utilizar la gelatina, deberá ser calentada en baño María antes de realizar el montaje (Gaviño, 1999).

Safranina al 1% en etanol (alcohol etílico) al  $96^{\circ}$ , diluir la cantidad preparada cuatro veces en agua destilada

**Corte a mano libre:** tomar un trozo de tallo, raíz y hoja de una longitud aproximada de 2 cm. Sostener con una mano y con la otra deslizar perpendicularmente una



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	98/168

navaja de doble filo nueva, cortando como si todo fuera una unidad. Es conveniente mantener húmeda la superficie a cortar. Recoger los cortes en una caja de Petri con agua destilada. Seleccionar los cortes más delgados bajo lupa y colocarlos en un portaobjetos para su tinción.

**Tinción directa con safranina:** clarificar los cortes con hipoclorito de sodio (cloro) al 50% hasta que se observen blancos o casi transparentes (según el material). Lavar varias veces con agua destilada (5 a 6 veces). Pasar por alcohol etílico al 70%. Teñir con safranina diluida al 1% durante 2-5 minutos. Lavar con agua destilada hasta verse rosas pálidos. Montar en un portaobjetos los cortes con una gota de gelatina glicerinada, con apoyo de una aguja de disección o una pinza de punta fina. Retirar con cuidado el sobrante de la gelatina.

Como ayuda para que usted conozca que observa en sus preparaciones histológicas, se le sugiere revisar Quentin (2009) y Schweingruber y Börner (2018).

### RESULTADOS

Entregar dibujos y esquemas rotulados de cada órgano observado con su respectivo aumento.

Elaborar un cuadro comparativo entre las diferentes estructuras, señalando las principales diferencias entre tallos, raíces y hojas.

Entregar un informe elaborado con base en el método experimental.

### REFERENCIAS

Curtis, P. (1986). *Microtecnia vegetal*. D.F., México; Editorial Trillas.

Gaviño, G., Juárez C., y Figueroa, T. (1999). *Técnicas biológicas selectas de laboratorio y campo* (2a ed.). D. F., México: Editorial Limusa.

Johansen, D. (1940). *Plant Microtechnique*. New York, USA: McGraw-Hill, Book Company.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	99/168

Mauseth, J. (2014). *Botany. An introduction to plant biology*. New Jersey, USA: Jones & Bartlett Learning.

Quentin C. (2009). *The Molecular organography of plants*. New York, USA. Oxford University Press.

Raven, P., Evert, R., y Eichhorn, S. (1999). *Biology of Plants*. New York, USA: W.H. Freeman and Company.

Schweingruber, F.H y Börner, A. (2018). *The plant stem: a microscopic aspect*. Cham, Switzerland. Springer



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>100/168</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE IV**

### **PROYECTO DE INVESTIGACIÓN**



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	101/168

**LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA III PROYECTO INTEGRAL  
DE INVESTIGACIÓN**

**Periodo 2022-2024**

**“Efecto de extractos obtenidos de plantas sin semilla provenientes de un  
bosque mesófilo de montaña en la estructura, función celular y desarrollo  
embrionario en un modelo biológico”**

Profesores:

- Castillejos Cruz Carlos
- García Vázquez Uri Omar
- Rivera Martínez Ana Rocío
- Rojas Chávez Sonia
- Roldán Pérez Reynalda
- Soriano Martínez Ana María
- Vieyra Valdez Elizabeth



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	102/168

## MARCO TEÓRICO

En el Laboratorio de Investigación Formativa III (LIF III), se realizan prácticas de las unidades de Biología Molecular de la Célula, Embriología Animal y Plantas sin semilla, así como un Proyecto de investigación, con el objetivo de que el alumno construya su propio proceso de aprendizaje a través del desarrollo de un trabajo de investigación donde realice actividades como búsqueda de información, diseño del trabajo experimental, análisis de resultados y finalmente la exposición de sus resultados. Todo con la finalidad de integrar y relacionar los conocimientos de al menos dos de las unidades temáticas que conforman este laboratorio.

En LIF III se realiza una salida al campo, con la finalidad de que los alumnos conozcan diferentes técnicas de recolecta y herborización de briofitas, helechos y planta afines, aprendan a registrar los datos de los especímenes y del medio en donde viven. Cabe mencionar que el material recolectado será utilizado para realizar las prácticas 10, 11, 12 y 13 del laboratorio, así como para realizar sus proyectos de investigación.

Las células, son las unidades fundamentales de la vida y la biología celular es el medio al que debemos recurrir para encontrar la respuesta a la pregunta de que es la vida y cómo funciona. Pese a la extraordinaria diversidad de plantas y animales, el hombre ha reconocido desde tiempos inmemoriales que estos organismos tienen algo en común, algo que les da derecho a ser considerados organismos vivos, teniendo propiedades básicas similares (Alberts *et al.*, 2013).

Las plantas sin semillas se conforman por las briofitas, helechos y plantas afines, que requieren de abundante humedad para su reproducción por lo que se distribuyen en ambientes donde la humedad del suelo y el aire es alta en todas las estaciones del año, de allí que los ecosistemas de clima húmedo templados o cálidos sean los que presentan mayor diversidad y abundancia de este tipo de organismos. Por lo que uno de los ambientes naturales más comunes para su recolecta son los



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	103/168

bosques mesófilos de montaña (Cox *et al.*, 2014; Von Konrat, 2010; Mehlreter *et al.*, 2010; Avalos, 2014).

En México, los bosques mesófilos de montaña abarcan menos del 1% del territorio nacional y son ambientes con una gran riqueza biológica (Rzedowski, 1991; Palacio-Prieto *et al.*, 2000). Aproximadamente 6,790 especies de plantas vasculares de las cuales poco más del 34% son endémicas (Villaseñor, 2010). Son ambientes fragmentados protegidos de la radiación solar y de fuertes vientos en cañadas (Rzedowski, 1978). En estos hábitats existen características locales y regionales que son responsables de variaciones florísticas, fisonómicas y estructurales principalmente, lo que provoca que sea difícil generalizar dichos ambientes (Rzedowski, 1991; Ruiz-Jiménez *et al.*, 2000).

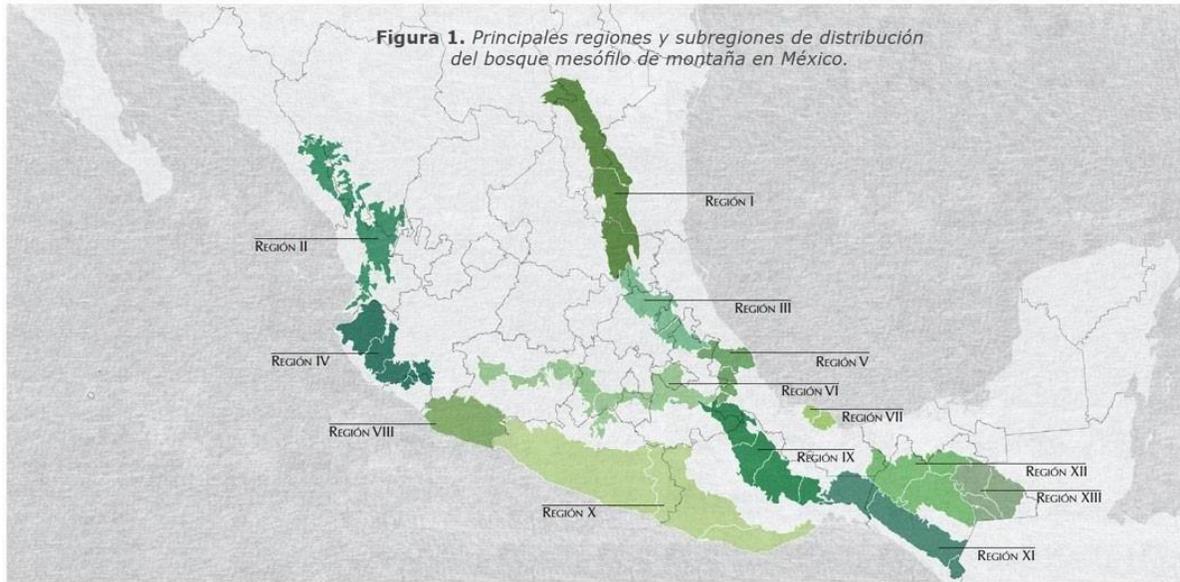
Se distribuyen en pequeñas regiones en 20 estados de la República, en altitudes de 600-3,100 msnm, en las partes altas de la Sierra Madre Oriental, Sierra Norte de Chiapas y Sierra Madre del Sur. En la región central de México hay regiones más pequeñas situadas en el Estado de México, Puebla e Hidalgo (Rzedowski, 1978).

En un trabajo más detallado la CONABIO, (2010) propuso 13 regiones del país para el manejo y conservación de los bosques mesófilos de montaña. Estas regiones se distribuyen siguiendo las principales cadenas montañosas y abarcan desde el paralelo 25° N en el estado de Nuevo León hasta los 16° N en el estado de Chiapas (Fig. 1).

Los servicios ambientales de los bosques mesófilos son proveer de productos forestales, alimentos, leña, maderas, fibras naturales y remedios tradicionales. Las plantas continúan siendo una fuente importante de compuestos activos. Los procedimientos empleados para la extracción de dichos componentes varían en función de la naturaleza química y cantidad de sustancia presentes en los vegetales.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	104/168



CONABIO. 2010. El Bosque Mesófilo de Montaña en México: Amenazas y Oportunidades para su Conservación y Manejo Sostenible. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. p.20. México D.F., México.

Figura 1. Muestra las regiones prioritarias para la conservación de los bosques mesófilos de montaña propuestas por la CONABIO (2010) I. Sierra Madre Oriental Plegada, II. Serranías de Nayarit, III. Huasteca Alta Hidalguense, IV. Sierra Madre del Sur y Franja Neovolcánica de Jalisco, V. Centro de Veracruz, VI. Cuenca Alta del Balsas, VII. Los Tuxtlas, VIII. Sierra Sur de Michoacán, IX. Sierra Norte de Oaxaca, X. Cordillera Costera del Sur, XI. Sierra del Sur de Chiapas, XII. Montañas del Norte y Altos de Chiapas, XIII. Cañada de Ocosingo.

En varias regiones de México, como en la Sierra Norte de Puebla (SNP) se han hecho estudios ecológicos y etnobotánicos. La diversidad que se encuentra en estos ecosistemas, junto con el conocimiento tradicional para el aprovechamiento de las plantas y la disposición que se observa en los productores de la SNP los hace sitios con potencial para contribuir al ingreso económico. Las plantas útiles registradas en la SNP se han agrupado en 13 categorías antropocéntricas, con la categoría mayor de número de especies de plantas medicinales (Martínez *et al.*, 2007).

Muchas mujeres embarazadas toman diferentes plantas medicinales, en



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	105/168

general por automedicación. Hay pocas plantas de uso habitual que en sí sean teratogénicas, pero pueden interferir con determinados medicamentos. Así, diferentes plantas pueden incrementar los niveles plasmáticos de algunos medicamentos y situarlos en concentraciones no esperadas. En estas concentraciones actúan como teratógenos. Es decir, pueden interferir en el desarrollo fetal (McLay et al., 2017).

Por otra parte, diversos estudios indican que el tamaño de los testículos, la producción de espermatozoides y el porcentaje de espermatozoides con morfología y motilidad normal son importantes indicadores de fertilidad. La capacidad reproductiva puede alterarse por factores ambientales y nutricionales. En ratones, la exposición a ambientes hipóxicos, ciertos trastornos como la anorexia nerviosa, el consumo crónico de alcohol, la administración de agroquímicos, ocasionaron la destrucción del epitelio germinal, modificaron la estructura tubular, alteraron el transporte de los espermatozoides y la maduración de los gametos, entre otros (Bernardi *et al.*, 2010).

Si bien la OMS considera que las plantas medicinales juegan un rol importante en la salud pública, tanto en la medicina tradicional como científica y han recomendado su uso, algunos autores han dado a conocer que un número considerable de plantas provenientes de la India en estado experimental, han probado su actividad anti-fertilidad (Ankush *et al.*, 2011).

Las plantas al igual que los animales están conformadas por diversas biomoléculas. Están formadas por sustancias químicas compuestas principalmente por carbono, hidrógeno, oxígeno, nitrógeno, sulfuro y fósforo. Son el fundamento de la vida y cumplen funciones imprescindibles para los organismos vivos. Los polisacáridos, los lípidos, las proteínas y los ácidos nucleicos, son las biomoléculas que intervienen en el funcionamiento del organismo vivo (Alberts *et al.*, 2004).

La vida se caracteriza por una diversidad de moléculas que interactúan de manera sorprendentemente complicadas. Las interacciones moleculares están gobernadas por las estructuras de las moléculas y las propiedades químicas que se



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	106/168

desprenden de esas estructuras. La vida es un estado dinámico; puesto que las moléculas de las células interactúan unas con otras, sus estructuras y propiedades químicas cambian. En conjunto estos cambios orquestados con precisión dan a las células la capacidad de adquirir y aprovechar nutrimentos, eliminar desechos, moverse, crecer y reproducirse (Audersik *et al.*, 2011).

En un organismo pluricelular, las células deben interpretar las numerosas señales que reciben del medio y de otras células para coordinar su comportamiento. Durante el desarrollo animal, por ejemplo, las células del embrión intercambian señales que determinan que papel especializado desempeñará cada una, que posición ocupará en el animal y si sobrevivirá, dividirá o morirá. En etapas ulteriores de la vida gran variedad de señales coordinan el crecimiento del animal, y su fisiología y comportamiento cotidiano. También en las plantas, las células se comunican constantemente entre sí. Estas interacciones intercelulares permiten que una planta responda a las condiciones de luz, oscuridad, temperatura que guían los ciclos del crecimiento, floración y producción de frutos, y que coordine lo que sucede en sus raíces, tallos y hojas (Alberts *et al.*, 2013).

Las moléculas posicionadas en el huevo y producidas por las células cercanas controlan la expresión genética durante el desarrollo embrionario. La diferenciación y el crecimiento son rápidos durante los primeros días, sin embargo, puede estar condicionado al uso de sustancias nocivas para el embrión. La organogénesis, el desarrollo de las estructuras adultas a partir de las tres capas blastodérmicas, pasa por dos procesos. En el primero se activa y desactiva una serie de genes, cada uno de los cuales controla la transcripción y la traslación de muchos genes que participan en la producción y formación del embrión. Todo esto se puede ver interrumpido por algunas biomoléculas de plantas a las que cotidianamente se exponen los animales, ya que la comunicación química entre las células regula la mayor parte del desarrollo embrionario (Audersik *et al.*, 2012).



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	107/168

Todas estas biomoléculas, pueden ser detectadas por medio de técnicas de biología molecular. Por ejemplo, el método de Bradford se utiliza para determinar la presencia de proteínas, siendo una técnica sencilla, rápida, barata y eficiente para desarrollarse en el laboratorio. El empleo de la electroforesis en geles de agarosa se utiliza para separar fragmentos de ADN en función de su tamaño, visualizarlos mediante una sencilla tinción, y de esta forma determinar el contenido de ácidos nucleicos de una muestra, teniendo una estimación de su concentración y grado de entereza. Además, se pueden extraer los fragmentos de ADN que sean de interés, para posteriormente utilizarlos en diferentes aplicaciones (Mulia & Anzaldo, 2008).

Las plantas sin semilla son uno de los modelos biológicos de donde se pueden obtener y cuantificar todas y cada una de estas biomoléculas.

### **PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

A pesar de la importancia ya documentada de los Bosques Mesófilos, la explosión demográfica, la tala clandestina, el cultivo del café, la ganadería y la agricultura de temporal, muchas veces seminómada, han causado en los últimos lustros la disminución drástica de su extensión, muestra de ello, en 20 años el área ocupada por esta formación forestal se redujo a menos de una décima parte (8.3%) a una tasa promedio de 78 687 ha por año (Ortega y Castillo, 1996). Ante ello, resulta conveniente realizar, programas de aprovechamiento de diversa índole, para intentar revertir este deterioro.

Una alternativa viable y que se ha demostrado su utilidad en otros ambientes, es el manejo tradicional de los recursos por parte de los habitantes locales. Si bien, esto no es nuevo, en la mayoría de los casos, la utilización de estos recursos se realiza de manera artesanal, sin que se verifique la utilidad de los recursos explotados.

Muestra de ello, es el incremento en la demanda de los mercados, particularmente por plantas y productos derivados de estas aumenta



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	108/168

simultáneamente el riesgo de tratamientos inadecuados ante cualquier trastorno. Ya que, a pesar de su uso recurrente, en algunos casos, los usos terapéuticos de estas plantas no cuentan con investigaciones fotoquímicas y farmacológicas, por los que sus posibles efectos, tanto positivos como negativos difícilmente llegan a ser cuantificados (Bravo, 2003).

Una característica común en muchas de estas plantas es que son ricas en sales minerales, esteroides, trazas de alcaloides (nicotina), ácidos carboxílicos, y ácidos fenólicos (Blumental *et al.*, 1999). Debido a que muchas de estas sustancias inciden directamente en las primeras etapas de desarrollo embrionario, resulta necesario evaluar los efectos posibles de la administración de diferentes tipos de plantas que puedan causar toxicidad a nivel celular, nivel molecular y durante el desarrollo embrionario ya sea, en la función reproductora o presentar un efecto teratogénico.

Dado lo anterior, en el presente proyecto se propone que los alumnos, asesorados por profesores del laboratorio, planteen y realicen un proyecto de investigación en el cual utilicen las técnicas, herramientas y los conocimientos adquiridos de al menos dos de las unidades que comprenden el programa analítico de LIF III, con base en el método científico y cuyos resultados, permitan entender los posibles efectos del uso de los recursos biológicos.

### **OBJETIVO GENERAL**

Determinar la interacción y los efectos de extractos de plantas sobre la estructura, función celular y desarrollo embrionario de organismos seleccionados como modelos biológicos.

### **OBJETIVOS PARTICULARES**

Recolectar plantas sin semilla en un bosque mesófilo de montaña de las regiones III, V y VI propuestas por la CONABIO (2010).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	109/168

Determinar taxonómicamente las plantas recolectadas.

Determinar el tipo de biomoléculas que se va a utilizar.

Cuantificar por espectrofotometría las proteínas de interés.

Analizar el efecto de los extractos obtenidos de las plantas sin semilla sobre el funcionamiento de la célula, el desarrollo embrionario o en el aparato reproductor de un modelo biológico.

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### Trabajo de Campo

Se realizarán salidas al campo en las regiones de bosque mesófilo de montaña para recolectar material biológico (plantas sin semilla) (Fig. 2). Durante estas salidas se herborizarán distintos tipos de ejemplares de briofitas, helechos y plantas afines, con base en las técnicas empleadas en la práctica 10 del manual de LIF III. Cada localidad será georreferenciada con la ayuda de un geoposicionador global. Además, se realizará una caracterización ecológica donde se consideré el tipo de vegetación.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	110/168

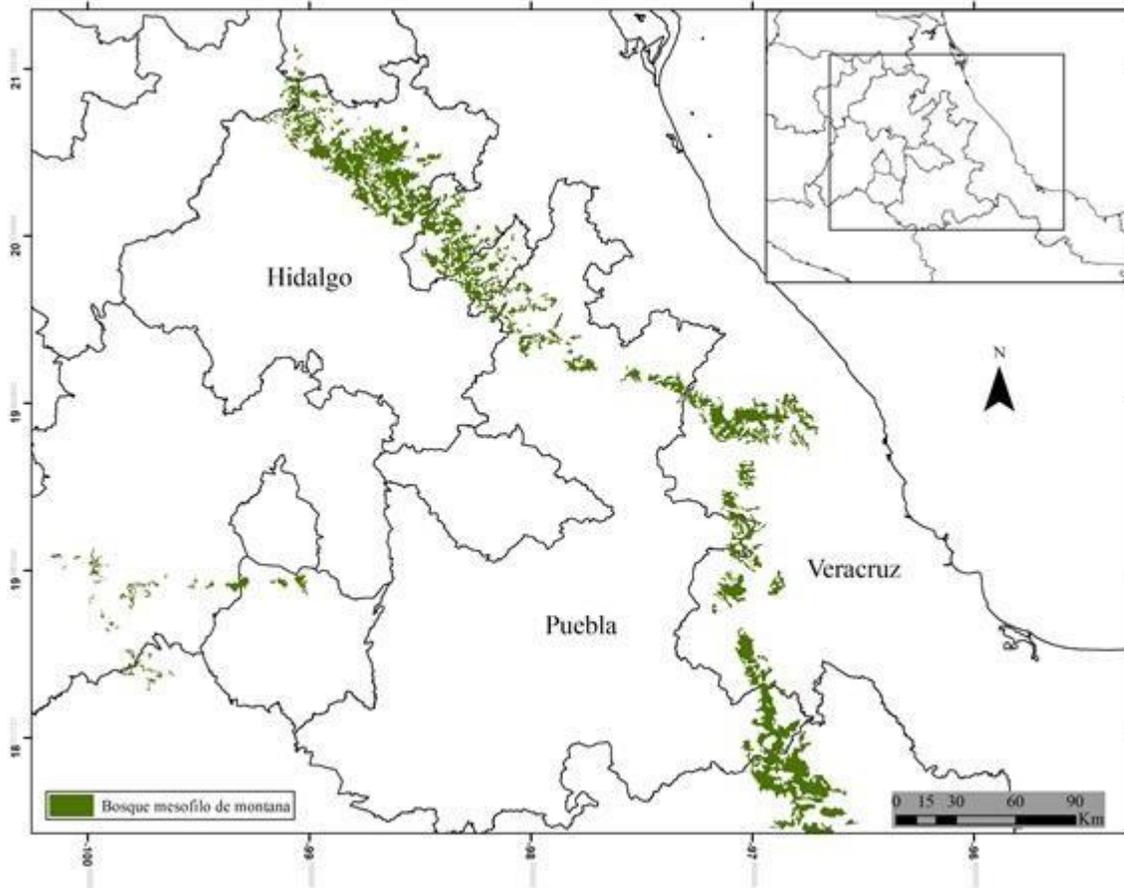


Figura 2. Distribución del bosque mesófilo de montaña en la región centro de México.

### Trabajo de gabinete

Con la ayuda de claves taxonómicas especializadas se determinarán cada uno de los ejemplares. Se realizará una búsqueda bibliográfica sobre el contenido de las propiedades biológicas de las plantas recolectadas.

### Trabajo de laboratorio

A partir del material biológico obtenido de las salidas al campo, se realizará la extracción de biomoléculas por los métodos establecidos en las prácticas del módulo de biología molecular de la célula.

Con base en el extracto seleccionado se propondrán las técnicas de análisis



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	111/168

para evaluar posibles efectos sobre la función celular como: citotoxicidad, proliferación, daño al ADN, apoptosis, metabolismo, entre otros.

Por medio de técnicas de obtención de embriones (ej. roedores o pollos) se evaluarán los efectos de la administración de los extractos obtenidos. Los embriones se procesarán en cantidades mínimas necesarias para su evaluación tomando en cuenta el número de tratamientos a evaluar y un grupo control. Para comprobar posibles diferencias estructurales de los embriones, estos se fijarán siguiendo el procedimiento de la práctica 9.

Adicionalmente se evaluará el efecto de la administración del extracto seleccionado sobre la morfología y características macroscópicas y/o microscópicas del aparato reproductor del organismo seleccionado.

### Análisis exploratorio de datos/ Análisis estadístico

Cuando así se considere los resultados obtenidos serán sometidos a un análisis exploratorio de datos/ análisis estadístico.

### **REFERENCIAS**

Alberts, B., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K. y Walter, P. (2004). *Biología Molecular de la Célula* (4ª ed). España: Ediciones Omega.

Alberts, B., Dennis, B., Karen, H., Alexander, J., Julian, L., Martin, R., Keith, R. y Peter, W. (2013). *Introducción a la Biología Celular* (3ª ed). España: Editorial Panamericana.

Ankush, R., Amrinder, S., Arvind, S., Netrapal, S., Pradeep, K. y Bhatia, V. (2011). Actividad antifertilidad de plantas medicinales en la reproducción de la rata hembra. *Revista Internacional de Bio-Ciencias de la Ingeniería y la Tecnología-IJBEST*, 2(3), 1-17.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	112/168

Audersik, T., Gerald, A., y Bruce, B. (2012). *Biología la vida en la tierra con Fisiología* (9ª ed). México: Editorial Pearson.

Avalos, S.V. (Ed.). (2014). *Introducción a las embriofitas*. D. F., México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Bernardi, S., Brogliatti, G. y Oyarzabal, M.I. (2010). Estructura testicular y calidad seminal en ratones seleccionados por peso. *International Journal of Morphology*, 28(3), 673-680.

Bisset, N.G. y Wichtl, M. (2001). *Herbal Drugs and Phytopharmaceuticals* (2a ed), Dallas, USA: Medpharm.

Blumenthal, M. (1999). *The complete German commission E monographs. Therapeutic Guide to Herbal Medicines*, Texas, USA: American Botanical Council.

Bravo, L. (2003). *Farmacognosia especial*. Madrid, España: Elsevier.

CONABIO. (2010). *El bosque mesófilo de montaña en México: amenazas y oportunidades para su conservación y manejo sostenible*. D. F., México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.

Cox, C.J., Goffinet, B., Wickett, N.J., Boles, S.B. y Shaw, A.J. (2014). Moss diversity: a molecular phylogenetic analysis of genera. *Phytotaxa*, 9(1), 175-195.

Martínez, M.Á., Evangelista, V., Basurto, F., Mendoza, M., y Cruz-Rivas, A. (2007). Flora útil de los cafetales en la Sierra Norte de Puebla, México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 78(1), 15-40.

McLay, J.S., Izzati, N., Pallivalapila, A.R., Shetty, A., Pande, B., Rore, C. y Stewart, D. (2017). Pregnancy, prescription medicines and the potential risk of herb-drug



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	113/168

interactions: a cross-sectional survey. *BMC complementary and alternative medicine*, 17(1), 543.

Mehltreter, K., Walker, L.R. y Sharpe, J. M. (Eds.). (2010). *Fern ecology*. USA: Cambridge University Press.

Mulía, J.C.R. y Anzaldo, A.A. (2008). Estructura y función de la unidad fundamental de replicación del DNA (el replicón) en eucariontes. *CIENCIA ergo-sum*, 15(3), 269- 286.

Ortega, E.F. y Castillo, C.G. (1996). El bosque mesófilo de montaña y su importancia forestal. *Ciencias*, 43, 32-39.

Palacio-Prieto, J.L., Bocco, G., Velázquez, A., Mas, J.F., Takaki-Takaki, F., Victoria, A. y Trejo-Vázquez, I. (2000). La condición actual de los recursos forestales en México: resultados del Inventario Forestal Nacional 2000. *Investigaciones geográficas*, (43), 183-203.

Ruiz-Jiménez, C.A., Meave, J., y Contreras-Jiménez, J.L. (2000). El bosque mesófilo de la región de Puerto Soledad (Oaxaca), México: análisis estructural. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 65, 23-37.

Rzedowski, J. (1978). *Vegetación de México*. D. F., México: Limusa.

Rzedowski, J. (1991). Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. *Acta botánica mexicana*, (14), 3-21.

Savage, J.M. (2002). *The amphibians and reptiles of Costa Rica: a herpetofauna between two continents, between two seas*. USA: University of Chicago Press.

Villaseñor, J.L. (2010). El bosque húmedo de montaña en México y sus plantas



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	114/168

vasculares. *Catálogo florístico-taxonómico*. México, D.F.: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad-UNAM.

Von Konrat, M., Soderstrom, L., Renner, M.A., Hagborg, A., Briscoe, L. y Engel, J.J. (2014). Early land plants today (ELPT): how many liverwort species are there? *Phytotaxa*, 9(1), 22-40.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	115/168

## CRITERIOS DE EVALUACIÓN

Unidad 1. Biología molecular de la célula 25%

Unidad 2. Embriología animal 25%

Unidad 3. Plantas sin semilla 25%

Unidad 4. Proyecto de investigación 25%

En todas y cada una de las unidades se debe cubrir al menos el 80% de asistencia.

En caso de no cumplir este requisito, no se tendrá derecho a calificación aprobatoria.

El alumno deberá obtener una calificación aprobatoria (mínimo de seis) en cada una de las cuatro unidades de que consta el laboratorio, la calificación final del laboratorio se obtendrá mediante el promedio aritmético de las mismas.

Para la evaluación de las unidades, las prácticas representaran el 60% de la calificación y el examen el 40%. Si alguna o algunas de las unidades 1, 2 o 3, no se aprueban, será necesario presentarlas en el examen final ordinario A, en caso de no aprobarlo presentará el ordinario B, si en esta oportunidad, aún quedan una o más unidades reprobadas no acreditará el laboratorio y por tanto será necesario recurrar (si le asiste ese derecho), o bien presentará el examen extraordinario.

En la unidad 4 los alumnos desarrollarán un proyecto de investigación derivado del proyecto general de LIF III, éste dependerá de la disponibilidad de material y equipo, así como del tiempo que se otorgue para la ejecución de éste. Si no se obtiene una calificación aprobatoria, no se acreditará el LIF III. El examen extraordinario se diseña con dos componentes, uno que comprende el desarrollo de un proyecto que incluye al menos dos unidades temáticas y apegado al método científico, el cual deberá presentar impreso en fecha y hora asignada para el examen; el otro componente, comprende los exámenes teóricos de cada unidad. La calificación será el promedio aritmético de los mismos.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	116/168

## REGLAMENTO DEL LABORATORIO

### REGLAMENTE INTERNO EN AULA

La finalidad del laboratorio es apoyar el proceso de enseñanza–aprendizaje mediante la experimentación sistemática y organizada, por lo que este Reglamento tiene el objeto de proporcionar un mejor aprovechamiento de los recursos existentes en la formación académica y seguridad de todos.

#### i. Normas y condiciones generales de trabajo

1. El uso de bata durante las prácticas es obligatorio.
2. Queda estrictamente prohibido fumar, introducir y/o consumir alimentos y/o bebidas.
3. Queda prohibido el uso de audífonos y aparatos electrónicos que distraigan la atención.
4. Muestras o material biológico que se coloquen en anaqueles, mesas, refrigeradores y estufas, deberán ser etiquetados correctamente.
5. Soluciones preparadas, colorantes, reactivos, entre otras, deben ser etiquetados con todas sus especificaciones (nombre de la sustancia, concentración, fecha de preparación, caducidad, práctica o técnica, nombre del asesor y del alumno que la preparó).
6. Los reactivos sobrantes de las prácticas se entregarán al profesor o se colocarán en el área destinada para desechos debidamente etiquetados.
7. El sitio de trabajo debe quedar limpio después de la práctica.
8. Antes de salir del laboratorio, asegurarse de que no estén abiertas las llaves de agua o gas. Así mismo, revisar que ningún aparato esté en funcionamiento, a menos que sea necesario.
9. Se usará la campana de extracción cuando se manipulen ácidos o sustancias tóxicas volátiles.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>117/168</b>

10. En caso de que el equipo de laboratorio no funcione, deberá reportarse de inmediato al profesor y al encargado del interlaboratorio para su revisión.
11. El equipo de laboratorio se usará hasta estar al tanto de la forma adecuada de manejo o con la ayuda del asesor, en caso contrario, solicitar ayuda de la Secretaría Técnica de la Carrera.
12. Cada equipo de trabajo deberá contar con el material básico para la realización de las prácticas, ya que este no se proporcionará en el interlaboratorio.
13. El material y equipo de campo, deberá solicitarse por lo menos con 24 horas de anticipación en un horario de 10:00 a 14:00 y de 16:00 a 18:00 h en la Secretaría Técnica de la Carrera.
14. Al término del semestre se tendrá acceso a los laboratorios solamente las dos semanas siguientes (periodo de ordinario A y B) al término del mismo, después de esa fecha el laboratorio se mantendrá cerrado hasta el inicio de clases del siguiente semestre.
15. Al inicio del semestre, se asignarán gavetas a los equipos de alumnos de cada grupo. Los que se harán responsables de ellas hasta el final del semestre.
16. Cada equipo de trabajo mantendrá únicamente la gaveta que le fue asignada y no podrá tomar ninguna otra, aunque esté desocupada.
17. Se deberán desocupar y dejar limpias las gavetas a más tardar al finalizar las clases, en caso contrario se abrirán y el material que se encuentre pasará a formar parte de la Carrera.
18. El alumno está obligado a adquirir un seguro de vida antes de cualquier salida a campo, en caso contrario no podrá realizar la práctica o prácticas correspondientes.
19. No se prestará material ni equipo a los alumnos en ausencia del profesor correspondiente.
20. Se deberá trabajar únicamente en el horario asignado al grupo. Cuando la



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	118/168

práctica requiera de más tiempo, el profesor informará a la Secretaría Técnica de la Carrera.

## ii. Normas para el préstamo de material

1. El préstamo será personal, nadie podrá solicitar material con credencial de otra persona.
2. El préstamo de material, equipo y reactivos, para los alumnos será EXCLUSIVAMENTE CON LA CREDENCIAL DEL CERFyS y con el comodato debidamente autorizado.
3. Solicitud que no presente datos completos, no será atendida (en la sección de reactivos, favor de colocar la cantidad real de consumo).
4. Al recibir material, verificar que se encuentre en buenas condiciones y en caso contrario, hacer las anotaciones y reclamos correspondientes.
5. El préstamo de material a los profesores será por medio de comodato y credencial. Si los profesores son externos se requiere de autorización de la Secretaría Técnica. En ambos casos se especificará la fecha de entrega y área de ubicación.

### Material que no proporciona el interlaboratorio

- Espátula.
- Manguera para mechero y vacío
- Estuche de disección.
- Papel seda para lentes de microscopio.
- Varillas de vidrio, diferentes tamaños (agitadores).
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Brocha pequeña.
- Etiquetas.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	119/168

- Botellas de plástico y vidrio.
- Rejilla con tela de asbesto.
- Material biológico.

**Servicios básicos con los que debe contar el Laboratorio de Investigación Formativa III para su buen funcionamiento**

- Servicio de agua
- Servicio de vacío
- Servicio de gas
- Servicio de electricidad
- Campanas de extracción
- Extractores de ventilación
- Tarjas de lavado
- Extintores
- Regaderas de seguridad
- Gavetas
- Mesas de trabajo
- Ventanas para la ventilación
- Botiquín de emergencia
- Frascos y bolsas para residuos biológico-infecciosos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	120/168

## REGLAMENTO DE SALIDAS DE CAMPO

Con fundamento en lo dispuesto en los Lineamientos Generales para la realización de las prácticas de campo en la Universidad Nacional Autónoma de México, publicados en Gaceta UNAM de fecha 13 de agosto de 2012, el H. Consejo Técnico de la FES Zaragoza emite el presente:

### REGLAMENTO DE LAS PRÁCTICAS DE CAMPO QUE SE REALIZAN EN LA FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

APROBADO EN LA SESIÓN ORDINARIA DEL 11 DE SEPTIEMBRE DE 2012,  
ACUERDO No. 12/09-SO/4.5

## CAPÍTULO I. DISPOSICIONES GENERALES

### Artículo 1º. Definiciones

Se denomina práctica de campo a la actividad o conjunto de actividades que se llevan a cabo fuera de las instalaciones de las entidades o dependencias donde se encuentran inscritos los alumnos y/o estudiantes, con el propósito de ampliar los conocimientos y habilidades adquiridos en el salón de clases. Por su carácter académico y su relación con los Planes de Estudio, estas actividades pueden ser:

Prácticas de campo obligatorias curriculares, Prácticas de campo no obligatorias o extracurriculares.

Las **prácticas obligatorias curriculares** se clasifican en:

Prácticas de campo y viajes de prácticas. Se desarrollan en instalaciones de la UNAM,



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>121/168</b>

en el área metropolitana o en el resto del territorio nacional, con una duración mayor a 24 horas.

Visitas guiadas y de observación. Se llevan a cabo en instalaciones de la UNAM, en el área metropolitana o en el resto del territorio nacional, con una duración no mayor a 24 horas, y clases fuera de aulas y ejercicios. Se desarrollan en instalaciones de la UNAM, en el área metropolitana o área foránea, con una duración no mayor a 12 horas.

Las prácticas de campo no obligatorias o extracurriculares son aquellas salidas que no están directamente relacionadas con los requisitos curriculares del Plan y Programas de Estudio y tienen la finalidad de ampliar el conocimiento y la cultura de los alumnos o estudiantes, las cuales pueden ser:

Asistencia a concursos y actividades deportivas (competencias); asistencia a congresos, seminarios, foros académicos, asistencia a actos artísticos y culturales.

Las prácticas de campo no obligatorias o extracurriculares pueden realizarse en instalaciones de la UNAM o fuera de ella, tanto en el área metropolitana como en el resto del territorio nacional y se deberá justificar la necesidad e importancia institucional.

Toda vez que no son un requisito para la evaluación, las prácticas deberán estar circunscritas a un área específica. No podrán autorizarse salidas a balnearios o playas, salvo causas justificadas que por la naturaleza de la práctica se requiera asistir a este tipo de lugares.

La realización de las prácticas de campo obligatorias y las no obligatorias, deberá ser autorizada por la instancia académica respectiva, que puede ser el Jefe de la División



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	122/168

o Jefe de la Unidad correspondiente, conforme a los requisitos establecidos para las mismas.

**Artículo 2°.** El objetivo del presente Reglamento es normar la realización de las prácticas de Campo que se llevan a cabo en la FES Zaragoza. Para disminuir riesgos, toma en consideración las siguientes etapas:

- I. Antes de realizar la práctica;
- II. Durante el desarrollo de la misma;
- III. Al finalizar la práctica.

### **CAPÍTULO II. ANTES DEL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA DE CAMPO**

**Artículo 3°.** La solicitud de las prácticas de campo debe especificar la información siguiente:

1. Asignatura o área a la que corresponde;
2. El tema o los temas a analizar;
3. Objetivos que se persiguen;
4. justificación de la práctica;
5. Actividades académicas a realizar; productos y/o resultados a alcanzar;
6. Beneficios dirigidos a la Institución o a la comunidad;
7. Itinerario de la práctica de campo;
8. Lugar de salida y regreso, que de manera invariable será en las instalaciones de la FES Zaragoza.
9. Relación preliminar de alumnos o estudiantes participantes.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	123/168

10. Nombre del profesor responsable del grupo y de los profesores participantes. Cuando las salidas se llevan a cabo de forma reiterada durante el ciclo escolar, la responsabilidad administrativa será asignada de manera rotativa a lo largo del mismo. Por cada 20 alumnos deberá asistir al menos un profesor. Adicionalmente podrá participar un funcionario de la Facultad con nombramiento vigente.
11. Número telefónico de los celulares de cada uno de los profesores.
12. Indicar el tipo de transporte que se requiere.
13. Indicar el presupuesto de gastos que cada alumno o estudiante erogará para la realización de la práctica de campo.

Las instancias académicas que requieran realizar actividades de salida de campo en periodos intersemestrales o interanuales, entregarán a la jefatura de carrera o departamento correspondiente la solicitud de salidas de campo con un mes de anticipación al término del ciclo escolar, para su valoración y, en su caso, aprobación.

**Artículo 4º.** Los alumnos deberán contar con el alta en el seguro facultativo (seguro de salud para el estudiante) y con el carnet que demuestre su vigencia de derechos, documentos que deberán portar durante la práctica de campo.

**Artículo 5º.** Los alumnos y estudiantes deberán contratar el seguro de vida colectivo correspondiente.

**Artículo 6º.** La instancia académica responsable de la práctica notificará a los profesores de las asignaturas teóricas las fechas de las salidas, con la finalidad de que el estudiante no sea afectado en su situación académica. En ningún caso se realizarán prácticas en los periodos vacacionales ni en aquellos de los exámenes ordinarios.

**Artículo 7º.** Con siete días hábiles de anticipación, los profesores responsables



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	124/168

entregarán la relación definitiva de participantes en la práctica, con los números de cuenta de los alumnos o de registro de los estudiantes que participarán, domicilios y teléfonos celulares y particulares, así como el itinerario correspondiente. No podrá asistir persona alguna ajena a la práctica.

**Artículo 8º.** Los alumnos o estudiantes asistentes a la práctica de campo deberán firmar la carta compromiso en la cual se responsabilizan de observar y respetar la Legislación Universitaria, de guardar el orden y conducirse con respeto entre sus compañeros y profesores durante la práctica.

**Artículo 9º.** En el caso de alumnos o estudiantes menores de 18 años de edad, deberán entregar a la instancia académica correspondiente la autorización firmada por el padre, madre, tutor o quien ejerza la patria potestad. Para tal efecto respecto de estos últimos deberá anexarse copia de la identificación oficial vigente en la cual aparezca la firma.

**Artículo 10º.** La instancia académica correspondiente deberá verificar que el transporte cuenta con botiquín, extintor, herramienta, refacciones, protocolo de respuesta a emergencias y la documentación del vehículo. Así mismo, verificará que el profesor lleve consigo a la práctica teléfono móvil.

**Artículo 11º.** Los profesores responsables y opcionalmente los alumnos deberán asistir y acreditar un curso de primeros auxilios.

**Artículo 12º.** La instancia académica correspondiente proporcionará a los profesores responsables los números telefónicos de emergencia y la localización de servicios médicos cercanos a la localidad donde se efectuará la práctica.

**Artículo 13º.** La instancia académica correspondiente entregará a la delegación



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	125/168

administrativa o a servicios generales la lista de asistentes confirmada para el trámite de seguro de la UNAM con cinco días hábiles de anticipación.

**Artículo 14º.** Los participantes de la salida proporcionarán a la instancia académica correspondiente los datos generales y antecedentes clínicos (tipo de sangre, alergias, cirugías, enfermedades que pueda presentar, limitaciones físicas, o cuidados particulares). Esta información se portará en las prácticas de campo y será de utilidad en caso de que algún estudiante requiera de atención médica especializada.

**Artículo 15º.** En caso de contratar el servicio de transporte a un tercero, la Secretaría Administrativa verificará que los vehículos sean de modelos recientes, cumplan con las normas de tránsito vigentes, cuenten con seguro de viaje y se comprometan a garantizar el traslado con seguridad, en tiempo y forma.

**Artículo 16º.** La secretaría administrativa deberá contar con la siguiente información:

- a. En caso de transporte propiedad de la FES Zaragoza: Tipo de transporte, número de placas, copia de la póliza de seguro del vehículo, bitácora de mantenimiento del mismo y copia de seguros de vida. No se permitirá la salida de vehículo alguno que no haya tenido una revisión de puntos de seguridad por parte de los choferes y del jefe de servicios generales o delegado administrativo.
- b. En caso de transporte concesionado: Al contratar con empresas que cumplan con las medidas de seguridad necesarias para proporcionar el servicio, conocerá el modelo de vehículo, número de placas, copia de la póliza de seguro del vehículo, copia de póliza de seguro de viajero.

**Artículo 17º.** La instancia académica proporcionará el pase de autorización (previo pase de lista de asistentes confirmados para salir a la práctica de campo y carta



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	126/168

dirigida a las autoridades civiles, federales y militares) sin el cual no se permitirá abordar el transporte.

### **CAPÍTULO III. DURANTE EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA DE CAMPO.**

**Artículo 18º.** Los participantes deberán viajar entre las 6:00 y las 22:00 horas y realizar las actividades de la práctica de campo entre las 7:00 y las 19:00 horas, a excepción de aquellos casos que estén debidamente justificados, señalados en el itinerario y aprobados por la Secretaría correspondiente.

**Artículo 19º.** Los profesores responsables deberán evitar en todo momento que los participantes realicen actividades que pongan en riesgo su integridad física o la de los demás, como nadar en ríos, lagos, presas, playas o balnearios, la práctica de algún deporte extremo o la asistencia a lugares inseguros. En caso de que los objetivos académicos lo requieran, los participantes deberán demostrar mediante la documentación correspondiente que están calificados para realizar dicha actividad.

**Artículo 20º.** Todos los participantes deberán portar la ropa, equipo y accesorios de protección en caso de requerirse para la realización de la práctica de campo.

**Artículo 21º.** Todos los participantes deberán hacer uso adecuado de las instalaciones, materiales, equipo y transporte propiedad de la UNAM o ajenos y, en caso de causar algún daño material, el o los responsables deberán cubrir los gastos que se generen.

**Artículo 22º.** En los casos que se requiera, y para tener las condiciones de seguridad necesarias, el profesor responsable deberá hacer del conocimiento a las autoridades locales respectivas, los lugares donde se transitará y se realizará la práctica de campo.

**Artículo 23º.** Los profesores responsables deberán viajar en el mismo transporte que



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	127/168

los alumnos o estudiantes.

**Artículo 24º.** Los participantes en la práctica de campo deberán respetar el horario establecido en el itinerario programado y autorizado.

**Artículo 25º.** Queda estrictamente prohibido pernoctar en el vehículo.

**Artículo 26º.** Los oficiales de transporte de la UNAM portarán el uniforme de trabajo.

**Artículo 27º.** Todos los participantes en las prácticas de campo deberán portar la credencial oficial vigente de la institución.

**Artículo 28º.** El profesor informará a los alumnos sobre los aspectos normativos relacionados con las actividades que realicen durante la práctica.

**Artículo 29º.** Durante la práctica de campo y dentro del transporte, los participantes no deberán fumar, ingerir bebidas alcohólicas ni consumir estupefacientes o psicotrópicos.

**Artículo 30º.** El profesor responsable deberá pasar lista de asistencia a los participantes en la práctica de campo cada vez que suban al vehículo, según el itinerario. No podrá abordar el transporte en ningún punto del trayecto persona alguna que sea ajena a la práctica de campo.

### **CAPÍTULO IV. AL FINALIZAR LA PRÁCTICA DE CAMPO**

**Artículo 31º.** Al finalizar la práctica de campo, los profesores responsables deberán presentar obligatoriamente un informe de los incidentes ocurridos durante la práctica de campo a la instancia académica correspondiente.

**Artículo 32º.** El oficial de transporte entregará bitácora de viaje a la secretaría



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	128/168

administrativa, con el visto bueno del profesor que indique: lugar, fecha, hora **de** salida de las instalaciones de la FES Zaragoza, horario diario de inicio y término de las actividades académicas, así como hora de regreso al campus. Se escribirán por parte del profesor responsable las observaciones pertinentes, si es que existieran, en el formato de reporte.

**Artículo 33º. Al final del ciclo escolar, las instancias académicas entregarán al H. Consejo Técnico un informe de los logros alcanzados en las prácticas de campo a lo largo del mismo.**

### **CAPÍTULO V. DE LOS MOTIVOS PARA LA SUSPENSIÓN DE LAS PRÁCTICAS DE CAMPO**

**Artículo 34º.** Los motivos por los que se puede interrumpir, concluir o suspender la práctica de campo son:

1. Ausencia del o los profesores responsables.
2. Cuando el grupo o algún alumno cometa faltas graves tales como: daños en propiedad ajena, desobediencia reiterada, agresiones físicas, ingestión de bebidas alcohólicas, drogas o cualquier otra conducta impropia de un universitario, debiéndosele exigir resarcimiento del daño, además se deberá notificar en un tiempo máximo de 48 horas hábiles a quién corresponda de la falta cometida, para proceder conforme la Legislación Universitaria y demás disposiciones jurídicas.
3. Por enfermedad de alguno de los participantes.
4. Condiciones climatológicas adversas o desfavorables.
5. Falta de seguridad.
6. Accidente.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	129/168

## CAPÍTULO VI. DE LA RESPONSABILIDAD DE LOS PROFESORES

**Artículo 35º.** Es responsabilidad de los profesores, además de lo señalado en este reglamento:

1. Que se cumplan las actividades académicas.
2. Informar a los participantes sobre los aspectos de seguridad y las sanciones previstas en la Legislación Universitaria.

## CAPÍTULO VII. DE LAS SANCIONES A LOS PARTICIPANTES EN LAS PRÁCTICAS DE CAMPO

**Artículo 36º.** A los participantes en las prácticas de campo se les podrá:

1. Sancionar cuando incurran en actos contrarios a la disciplina universitaria en términos de lo dispuesto en el Título Sexto del Estatuto General de la UNAM, independientemente de la responsabilidad civil o penal que pudiera derivarse de sus actos.
2. A los profesores y trabajadores administrativos, además de las sanciones previstas en el párrafo anterior, se les podrá fincar responsabilidad laboral en términos del Contrato Colectivo de Trabajo vigente.
3. Cualquier práctica que se efectúe en contravención al presente reglamento será responsabilidad de la persona que lo incumpla, para lo cual la UNAM no asumirá en tales circunstancias la responsabilidad.
4. Los asuntos no contemplados en el presente reglamento y que influyan en el trabajo académico de las actividades en campo, serán resueltos por la instancia académica correspondiente.



## SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

### MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	130/168

### TRANSITORIOS

**Primero.-** El presente reglamento entrará en vigor una vez aprobado por el Consejo Técnico de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

**Segundo.-** El presente Reglamento abroga todas las disposiciones que anteriormente existían sobre la materia dentro de la FES Zaragoza.

**Tercero.-** Los asuntos no contemplados en el presente reglamento, se someterán a consideración del H. Consejo Técnico de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, cuerpo colegiado que los resolverá en forma definitiva.

### MANEJO DE RESIDUOS

#### Residuos Peligrosos Biológico-Infecciosos (RPBI)

Son cualquier material como lancetas, guantes, frascos de recolección de muestra, algodón o cualquier otro que mantuvo contacto con sangre, saliva o alguna otra muestra biológica, principalmente de origen humano o de ratón (Fig. 1).

- Etiquetar correctamente el recipiente indicando: fecha, grupo y laboratorio donde se generó, así como la descripción. Los residuos se deberán separar en las siguientes categorías: 1) sangre, 2) cultivos y cepas de agentes biológico- infecciosos, 3) patológicos, 4) residuos no anatómicos, 5) objetos punzocortantes.
- Los desechos de origen humano como sangre, saliva y semen primero deberán ser inactivados con solución comercial de hipoclorito de sodio (cloro), colocados en un recipiente de vidrio o de plástico rígido debidamente etiquetado y que debe ubicarse en el área asignada de desechos para ser recogidos por el personal indicado.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	131/168

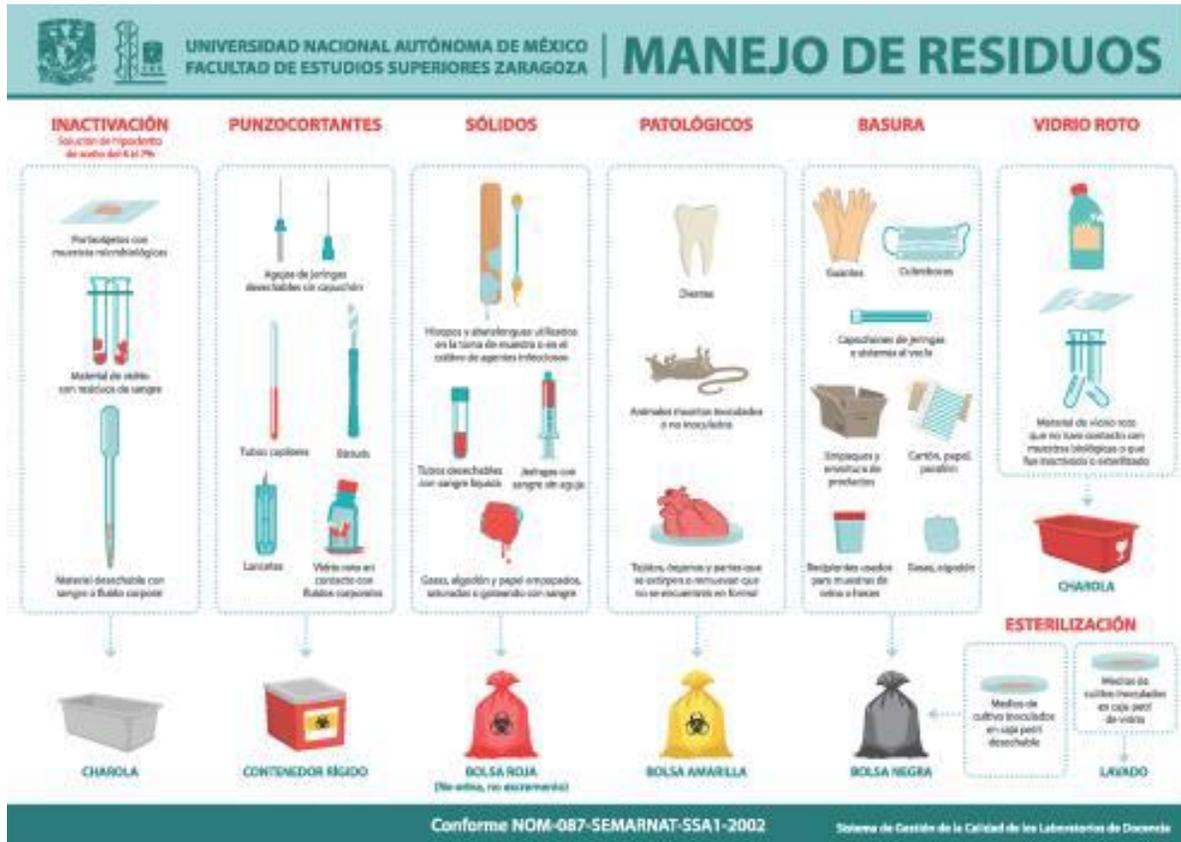


Figura 1. Manejo de residuos biológico infecciosos

- Los recipientes de los RPBI punzocortantes deberán ser rígidos, de polipropileno color rojo, resistentes a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, tener separador de agujas y abertura para depósito, con tapa(s), deberán contar con la leyenda que indique “RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLÓGICO-INFECCIOSOS” y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico como lo muestra la figura 1.
- Las bolsas deberán ser de polietileno de color rojo traslúcido de calibre mínimo 200 y de color amarillo traslúcido de calibre mínimo 300, impermeables y libres de cloro, además deberán estar marcadas con el



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	132/168

símbolo universal de riesgo biológico y la leyenda “RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS”.

- Los desechos de animales rata y/o ratón provenientes de bioterio deberán colocarse en una bolsa exclusiva de color amarillo como lo muestra la figura y ser depositados en los contenedores ubicados en el bioterio para su manejo final adecuado.

### Residuos químicos

- Todos los residuos generados durante las diferentes prácticas deberán ser recolectados en frascos de vidrio, debidamente etiquetados como lo muestra la siguiente figura, además de colocarlos en el área de color amarillo destinada en cada laboratorio para ser recogidos por el personal adecuado (Fig. 2).
- En caso de desechos de ácidos deberán ser neutralizados con una base como bicarbonato de sodio comercial (el alumno deberá tenerlo disponible en todo momento).





SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



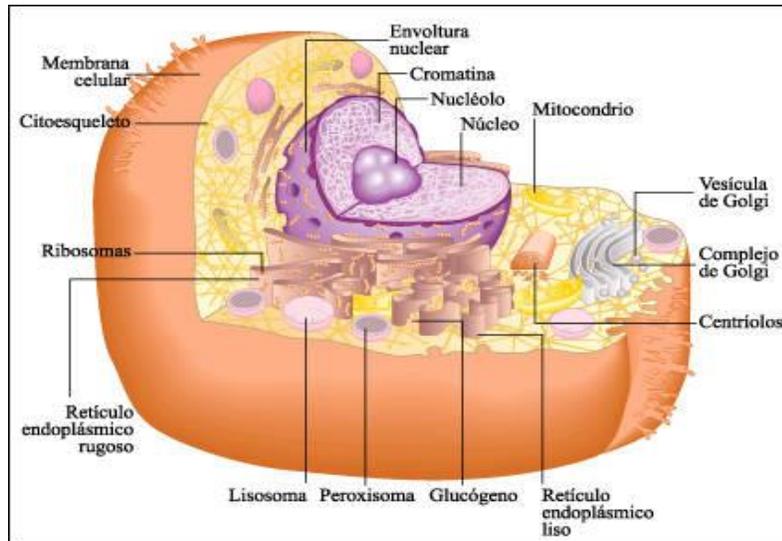
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b>	<b>04/02/2022</b>	05	<b>134/168</b>

## ANEXOS

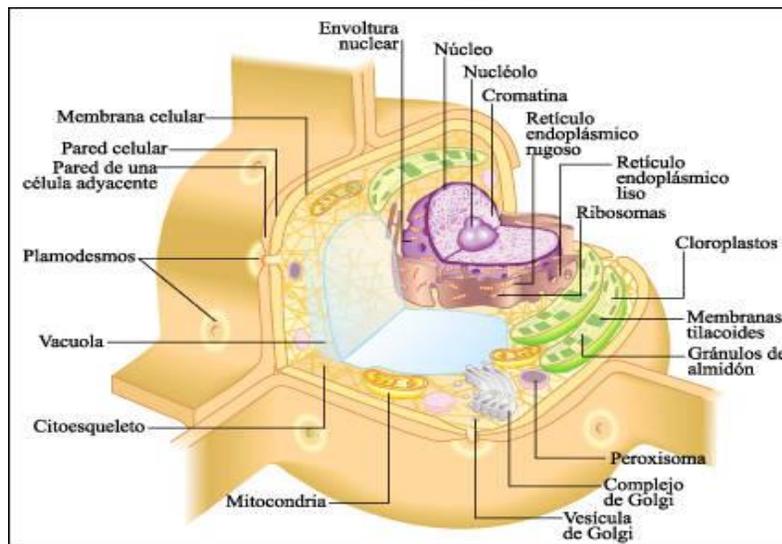
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	135/168

## Anexo 1. Biología molecular de la célula

### A. Célula animal



### B. Célula vegetal



**Figura 1.** Estructura general de la célula animal y vegetal (Tomado y modificado de Curtis, 2008).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	136/168

**A**



**B**

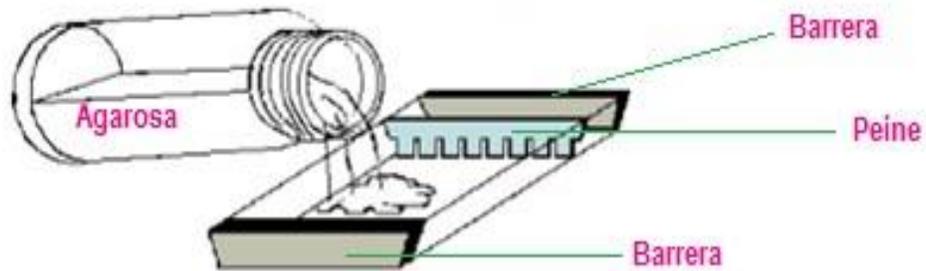


**Figura 2. A.** Separación del botón celular del sobrenadante. **B.** Separación de ADN.

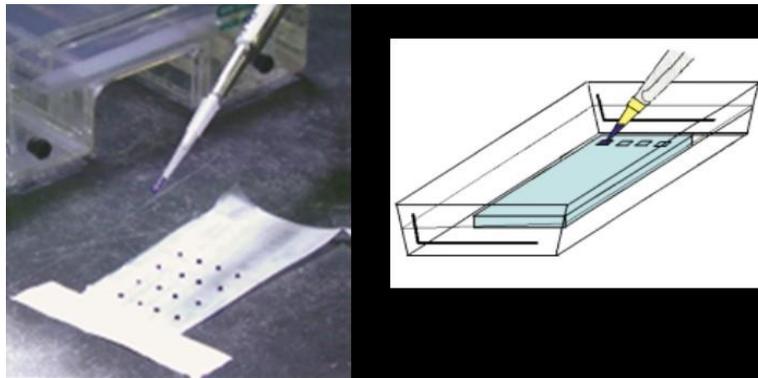


Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	137/168

**A**



**B**

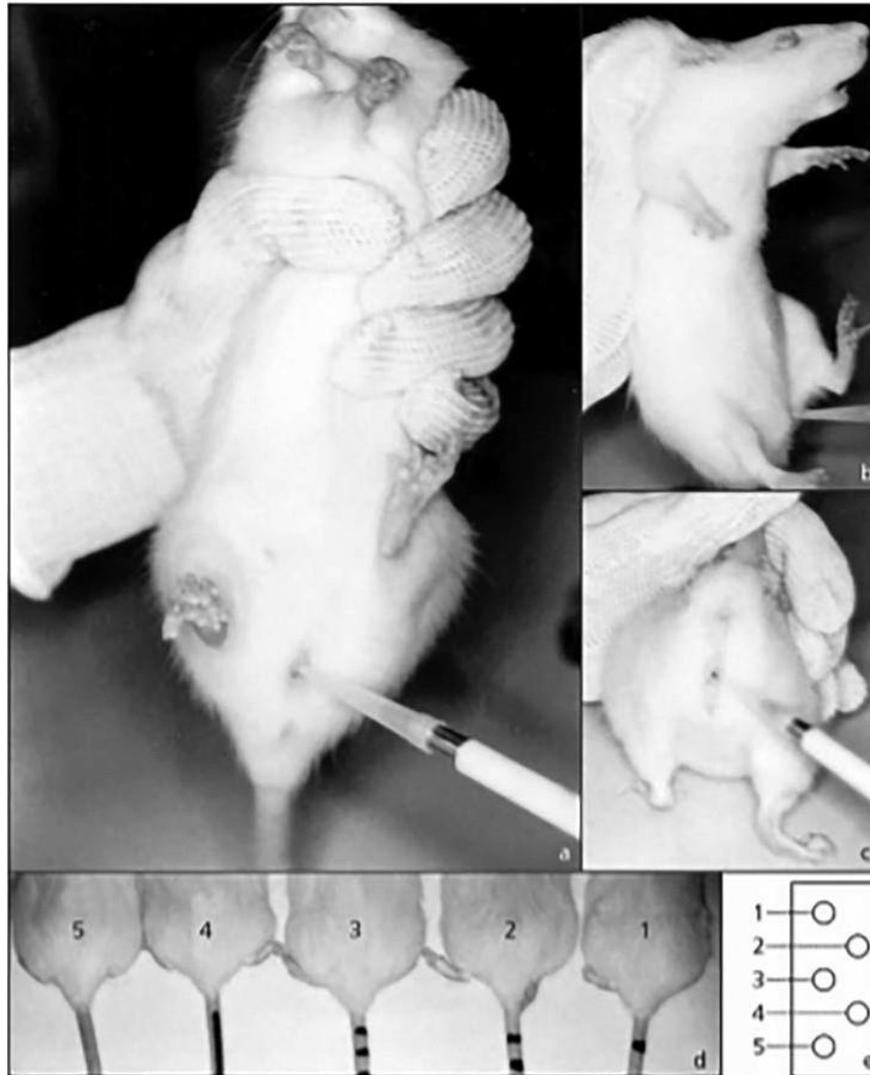


**Figura 3. A.** Vaciado de la agarosa en la cámara de electroforesis. **B.** Carga de la muestra en el gel de agarosa.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	138/168

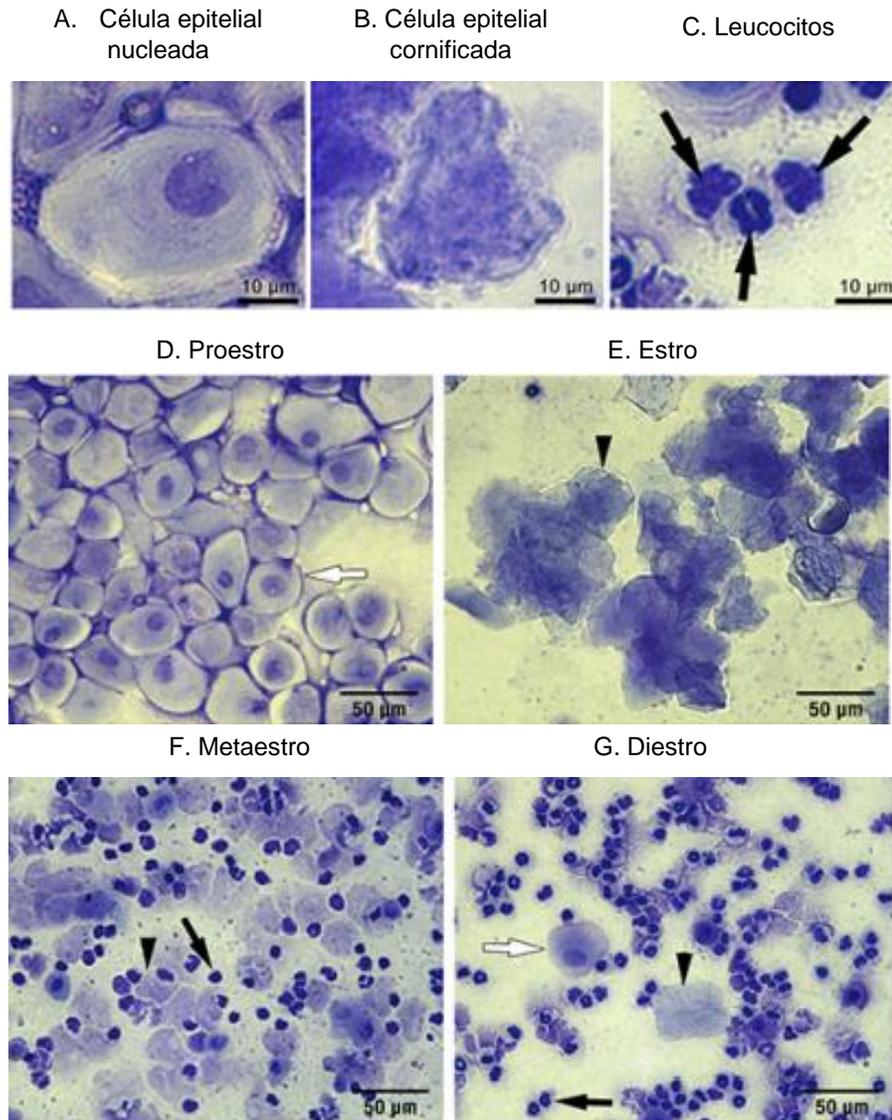
## Anexo 2.- Embriología animal



**Figura 1.** Obtención de frotis vaginal de la rata (Tomado y modificado de Marcondes *et al.*, 2002).



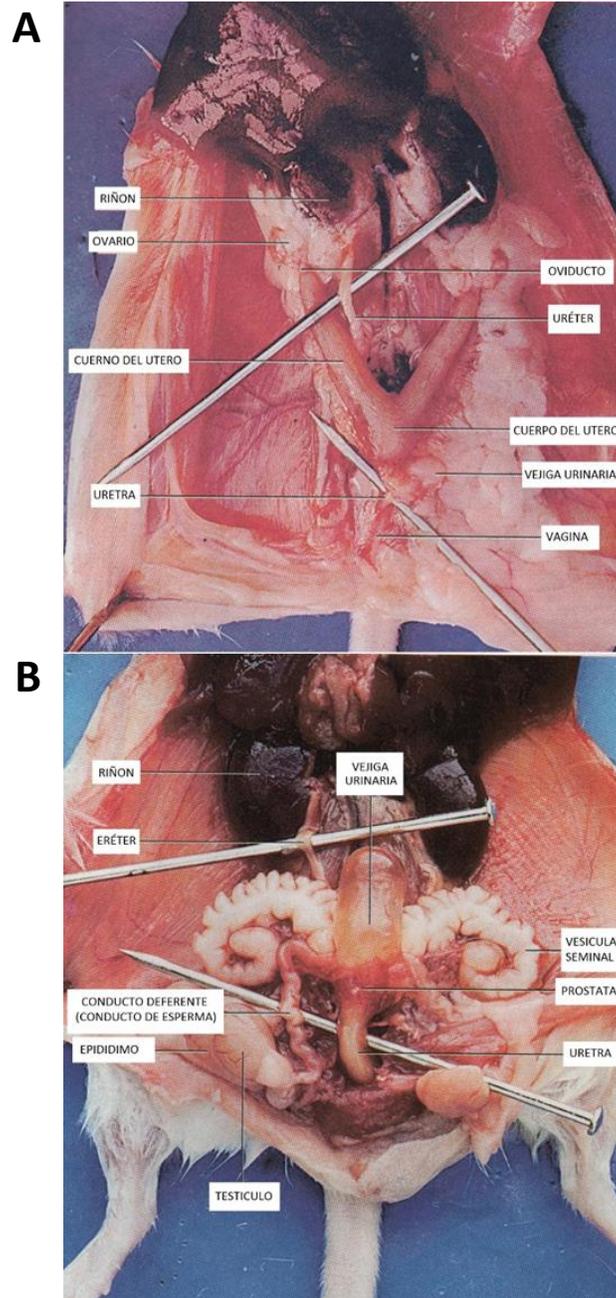
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	139/168



**Figura 2.** Se pueden observar los tres tipos principales de células en frotis vaginales: (A) células epiteliales nucleadas, (B) células epiteliales escamosas cornificadas y (C) leucocitos. La proporción de estos tipos de células presentes en el frotis se puede utilizar para identificar, el día del ciclo estral en el que se encuentran los roedores hembras. (D) proestro, (E) estro, (F) metaestro o (G) diestro. Las puntas de flecha negras en E, F y G señalan células epiteliales escamosas cornificadas representativas. Las flechas negras en C, F y G señalan leucocitos. Las flechas blancas en D y G resaltan las células epiteliales nucleadas representativas. (Tomado y modificado de McLean *et al.*, 2012).



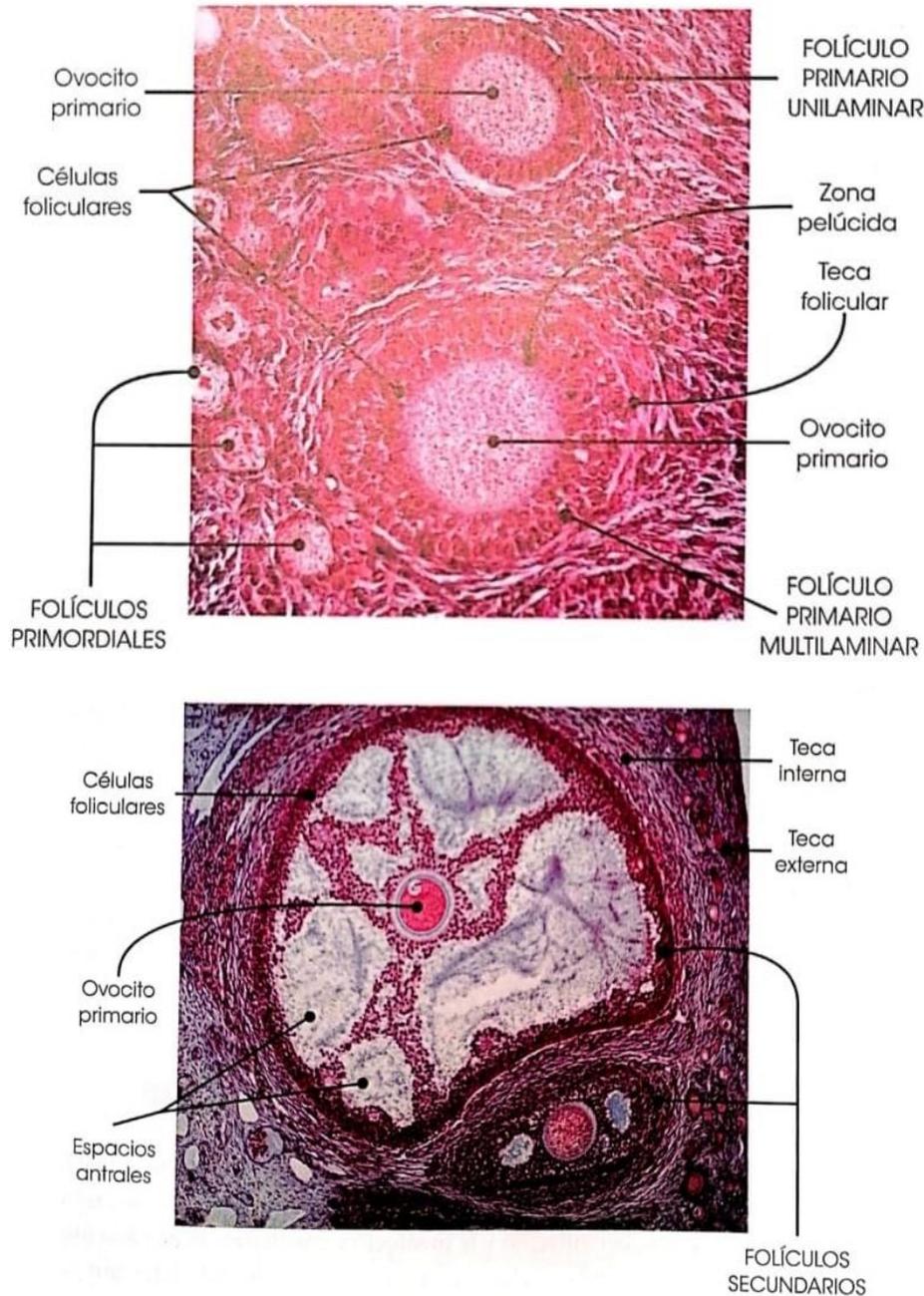
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	140/168



**Figura 3.** Vista ventral del sistema urogenital de hembra y macho de ratón (Tomado y modificado de Perry y Morton, 1996).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	141/168

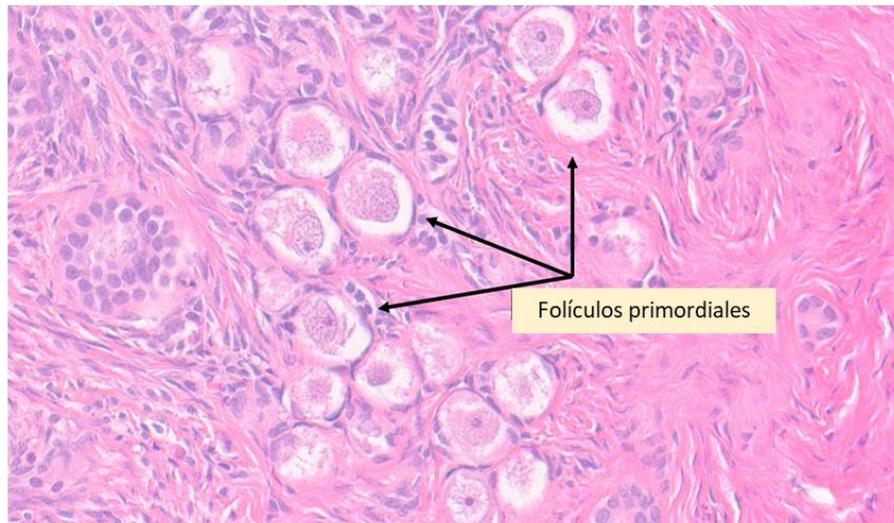


**Figura 4.** Folículos ováricos. Cortes histológicos. (Tomado de Arteaga y Garcia, 2018).

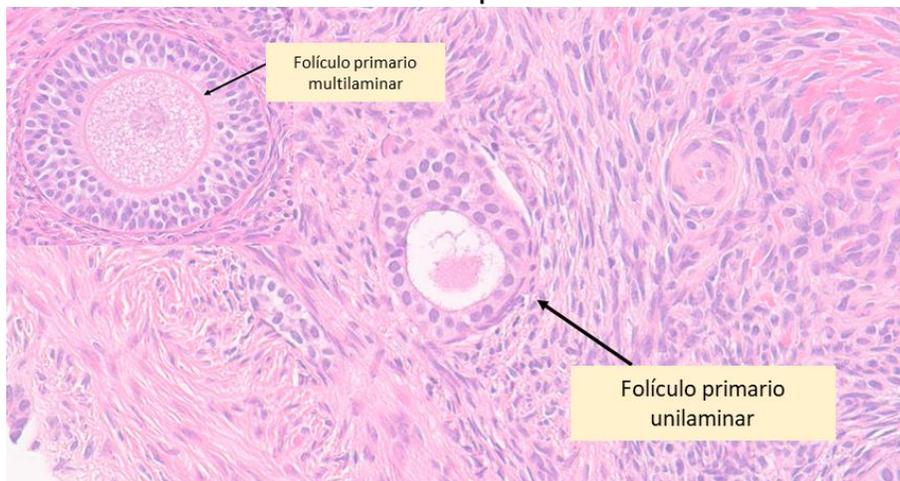


Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	142/168

### A. Folículos primordiales



### B. Folículo primario

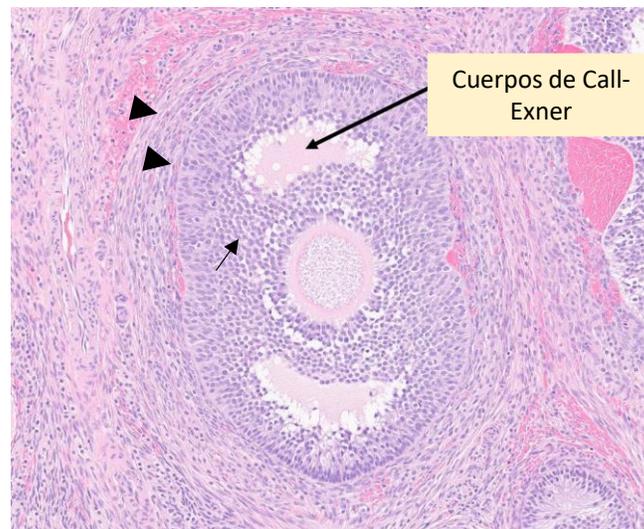


**Figura 5. A.** Estado inicial del desarrollo folicular. Ovocitos rodeados por una sola capa de células foliculares aplanadas. **B.** Las células que rodean al ovocito comenzaron a proliferar y se transformaron en células cubicas que reciben el nombre de células de la granulosa. Dependiendo del número de capas de células de la granulosa a los folículos primarios se les clasifica en unilaminares o multilaminares. (Tomado y modificado de Jennings & Premanandan, 2020).

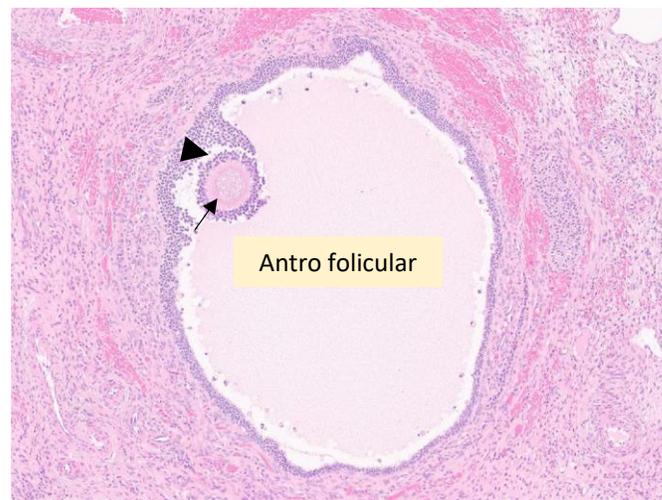


Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	143/168

### C. Folículo secundario



### D. Folículo preovulatorio o antral

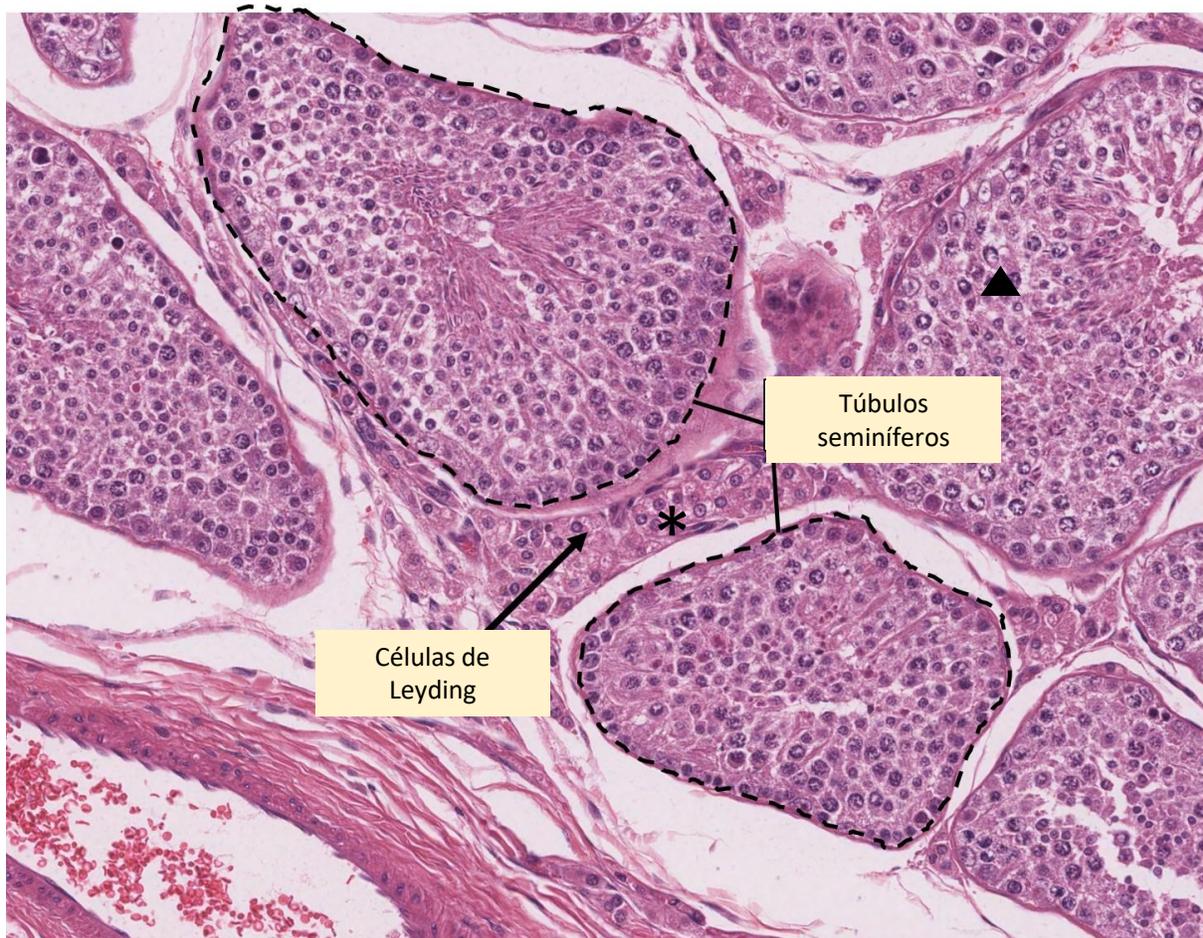


**Figura 5. Continuación. C.** Folículo secundario, se forman los cuerpos de Call- Exner los cuales darán lugar al antro folicular en el folículo preovulatorio. Además, se observa un mayor número de células de capas de granulosa que rodean al ovocito (flecha negra), así como las capas de las células de la teca interna y externa (puntas de flecha). **D.** Folículo preovulatorio, representa el estado final del desarrollo folicular. El tamaño del folículo sobrepasa las 1000 micras, se presenta el antro folicular, el ovocito se ubica en la periferia del folículo (flecha negra) y se forma el *cumulus oophorus* (punta de flecha). (Tomado y modificado de Jennings & Premanandan, 2020).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	144/168

## Túbulos seminíferos

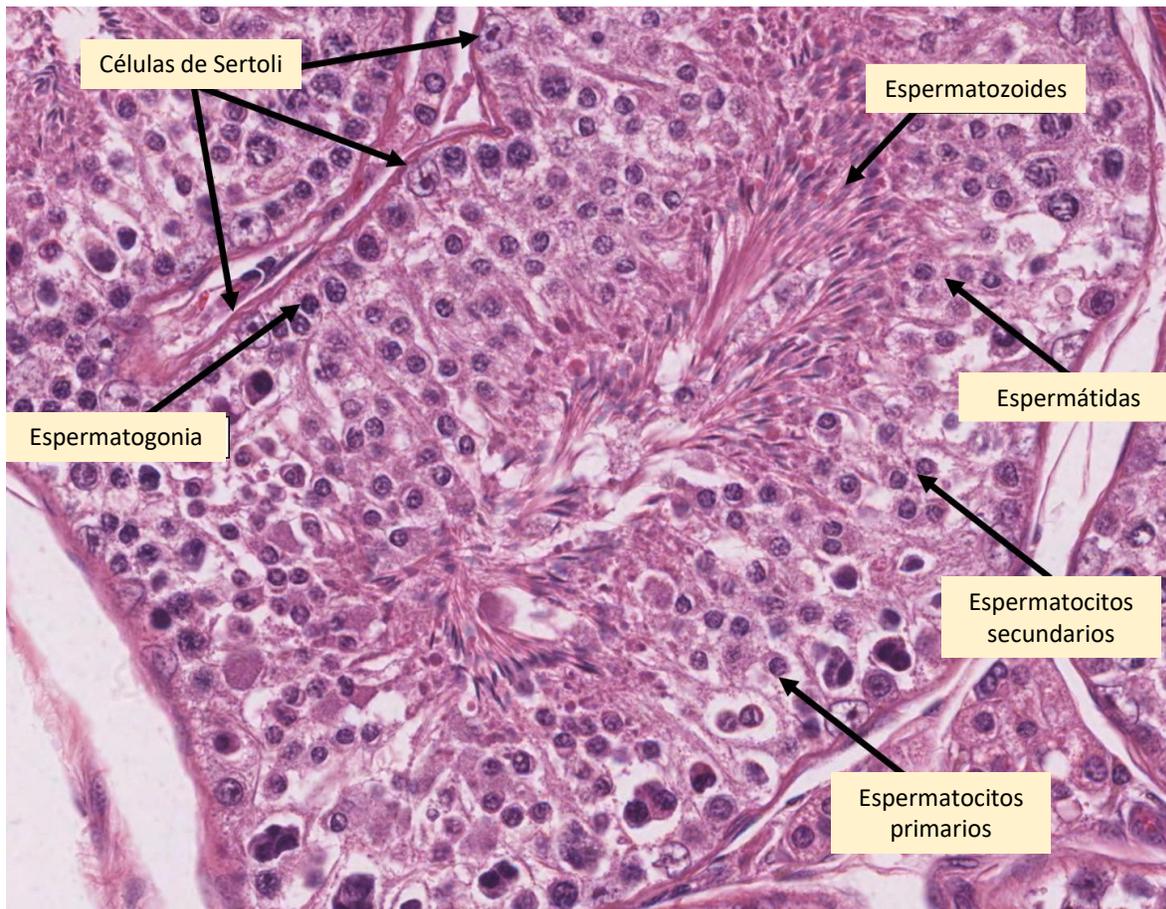


**Figura. 6.** Túbulos seminíferos. Las líneas punteadas denotan la periferia de los túbulos seminíferos (compartimento tubular; indicado con punta de flecha). Las células de Leydig se encuentran dentro del compartimento intersticial (indicado con un asterisco). (Tomado y modificado de Jennings y Premanandan, 2020).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	145/168

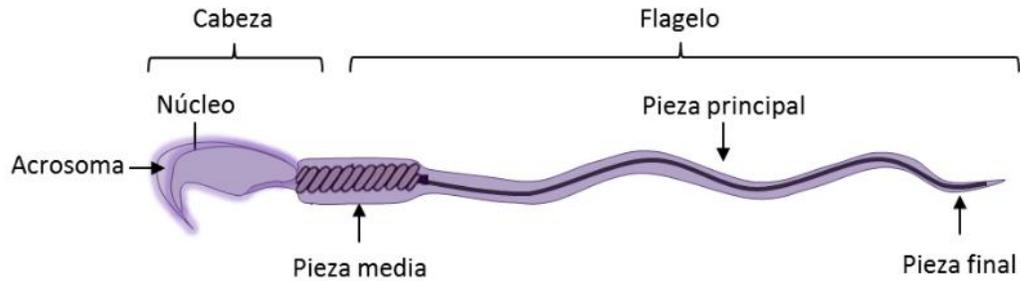
### Capas del epitelio espermatogénico



**Figura 7.** Túbulo seminífero. Las flechas representan la ubicación de cada una de las capas del epitelio espermatogénico, formado por los diferentes tipos celulares: espermatogonias, espermatocitos primarios, secundarios, espermátidas, espermatozoides y células de Seroli (Tomado y modificado de Jennings & Premanandan, 2020).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	146/168



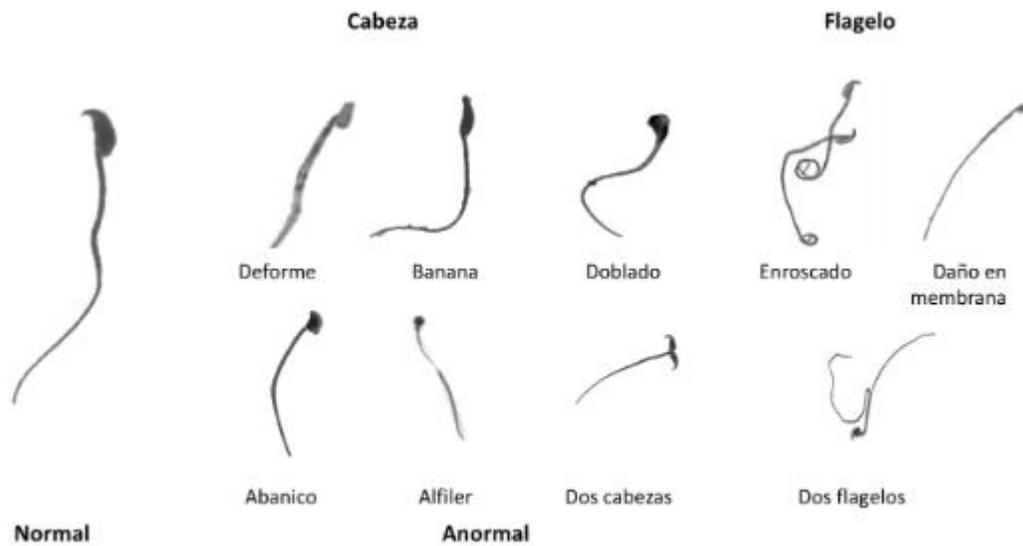
**Figura 8.** Espermatozoide de rata macho o ratón (Tomada y modificada de Darszon *et al.*, 2005).



**Figura 9.** Extracción de los espermatozoides.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	147/168



**Figura 10.** Morfología espermática de la rata macho (Tomado y modificado de Sakamoto & Hashimoto, 1986; La Maestra *et al.*, 2015).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	148/168

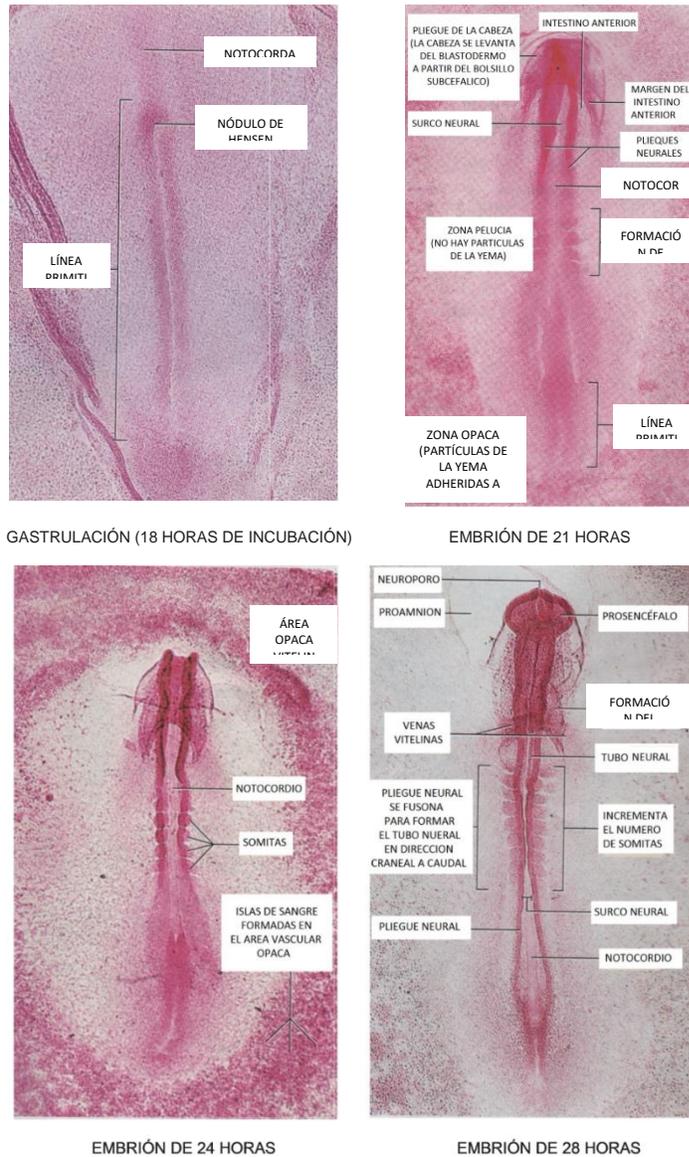
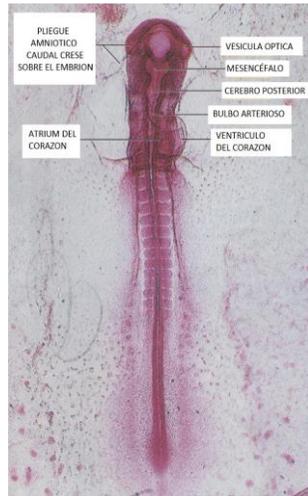


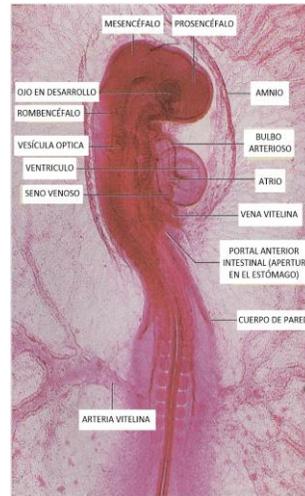
Figura 11. Desarrollo embrionario (Tomado y modificado de Perry y Morton, 1996).



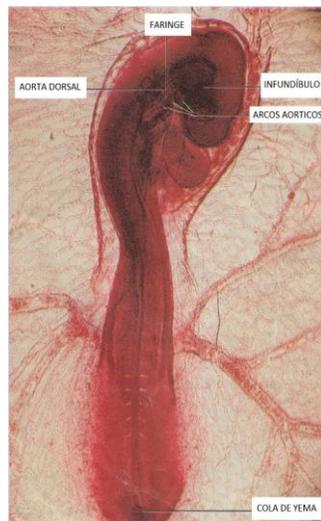
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	149/168



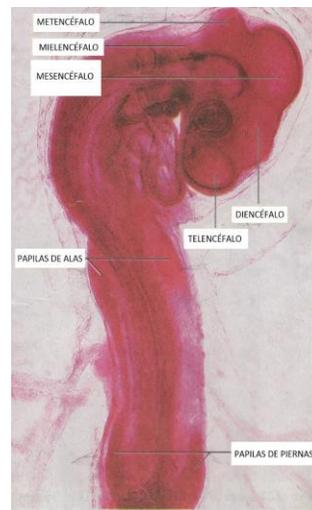
EMBRIÓN DE 38 HORAS



EMBRIÓN DE 44 HORAS



EMBRIÓN DE 48 HORAS



EMBRIÓN DE 72 HORAS

Figura 12. Desarrollo embrionario (Tomado y modificado de Perry y Morton, 1996).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	150/168

### Anexo 3. Plantas sin semillas

**Anexo 3.** Claves taxonómicas para la determinación de plantas sin semillas.

#### I. Antocerotes y hepáticas (Delgadillo y Cárdenas, 1990).

1. Plantas taloides.
  2. Células del gametofito con un cloroplasto grande; cápsula cilíndrica.....*Anthoceros*
  2. Células del gametofito con numerosos cloroplastos pequeños; cápsula esférica uovoide.
    3. Superficie dorsal del gametofito sin áreas poligonales ni poros.....*Dumortiera*
    3. Superficie dorsal del gametofito con áreas poligonales y poros.
      4. Conceptáculos presentes en plantas maduras.
        5. Conceptáculos en forma de copa.....*Marchantia*
        5. Conceptáculos en forma de media luna.....*Lunularia*
      4. Conceptáculos ausentes en plantas maduras.
        6. Cámaras aéreas del gametofito en una hilera; receptáculos femeninos apicales, no elevados.....*Targionia*
        6. Cámaras aéreas del gametofito en varias hileras; receptáculos femeninos elevados.....*Asterella*
1. Plantas foliosas.
  7. Anfigastrios similares en tamaño y forma a los filidios dorsales.....*Herberta*
  7. Anfigastrios más pequeños que los filidios dorsales o ausentes.
    8. Filidios dorsales con la inserción anterior dirigida hacia el lado ventral del caulidio; anfigastrios generalmente presentes.....*Plagiochila*
    8. Filidios dorsales con la inserción anterior dirigida hacia el lado dorsal delcaulidio; anfigastrios generalmente presentes.
      9. Base de los filidios con una vita clara.....*Bryopteris*
      9. Base de los filidios sin vita.....*Porella*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	151/168

### II. Musgos (Delgadillo y Cárdenas, 1990).

1. Musgos acrocárpicos, es decir, con caulidios generalmente erectos, órganos sexuales y esporofitos en la punta del caulidio o en sus ramificaciones.
  2. Filidios dísticos a lo largo del caulidio.....*Fissidens*
  2. Filidios, en tres o más hileras.
    3. Filidios en tres hileras evidentes, las laterales grandes y ovadas, las dorsales más pequeñas y estrechas.....*Epipterygium*
    3. Filidios en más de tres hileras evidentes.
      4. Filidios vegetativos dimorfos.
        5. Caliptra persistente sobre la cápsula, con aberturas longitudinales; borde intramarginal (teniola) generalmente presente.....*Calymperes*
        5. Caliptra decidua, cuculada; teniolas generalmente ausentes.....*Syrrophodon*
      4. Filidios vegetativos no dimorfos.
        6. Células superiores del filidio con papilas.
          7. Células del filidio con papilas apicales; base de los caulidios densamente tomentosa.
            8. Base del filidio envainante, lisa, sin células alares diferenciadas.....*Bartramia*
            8. Base del filidio no diferenciada, plegada con células alares diferenciadas.....*Breutelia*
          7. Células del filidio con papilas sobre el lumen; base del caulidio no densamente tomentosa.
            9. Margen del filidio entero.
              10. Filidios sin costa, cápsula sin peristoma, dehiscencia por cuatro líneas longitudinales.....*Andreaea*
              10. Filidios con costa, cápsula con peristoma.
                11. Células del filidio con 4 a 5 papilas grandes de forma circular o de media luna; células basales rectangulares que forman un grupo hialino a cada lado de la costa.....*Tortula*
                11. Células del filidio con 1 a 2 papilas pequeñas circulares o en forma de medialuna; células basales cuadradas o casi así con cloroplastos.....*Orthotrichum*
            9. Margen del filidio serrulado o fuertemente dentado.
              12. Margen del filidio recurvado, ápice fuertemente dentado; células papilosas en ambos lados.....*Leptodontium*
              12. Margen del filidio plano, ápice serrulado, subtubuloso; células dorsales papilosas.....*Leucoloma*
    6. Células superiores del filidio sin papilas.
      13. Costa con lamelas.
        14. Cápsula prismática, lámina del filidio doblada hacia arriba y hacia adentro.....*Polytrichum*
        14. Cápsula más o menos cilíndrica, lámina del filidio aplanada o cóncava.
          15. Filidios con células muy alargadas en el borde.....*Atrichum*
          15. Filidios sin células alargadas en el borde.....*Pogonatum*
      13. Costa sin lamelas.
        16. Costa ancha que ocupa un tercio de la base del filidio.
          17. Lámina reducida a la base de la costa.....*Octoblepharum*
          17. Lámina bien desarrollada.
            18. Plantas blanquecinas, filidios compuestos principalmente por células hialinas.....*Leucobryum*
            18. Plantas verdes, filidios compuestos principalmente por células con cloroplastos.....*Campylopus*
        16. Costa estrecha que ocupa menos de un tercio de la base del filidio.
          19. Filidios con un pelo hialino apical.....*Grimmia*
          19. Filidios sin pelo apical.
            20. Margen del filidio con 2-3 hileras de células muy alargadas.
              21. Gametofito con caulidios rastreros alargados, filidios muy espaciados y ramificaciones erectas con filidios aglomerados.....*Plagiomnium*
              21. Gametofito solo con caulidios erectos.....*Bryum*
            20. Margen del filidio sin células diferenciadas.
              22. Células basales del filidio de pared gruesa, sinuosa o perforada.
                23. Filidios más o menos ligulados, mucronados, en seco torcidos en espiral alrededor del caulidio.....*Schlotheimia*
                23. Filidios lanceolados, no mucronados, en seco crispados.....*Ptychomitrium*
              22. Células basales del filidio de pared delgada, no perforada.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	04/02/2022	05	152/168

- 24. Filidios crispados al secarse, con base auriculada, de 2 a 4 esporofitos por periquecio.....*Symblepharis*
- 24. Filidios no crispados al secarse, plantas con un solo esporofito porperiquecio.
  - 25. Filidios curvados hacia un lado o erectos al secarse, con una puntalarga y rígida; cápsula cilíndrica, erecta.....*Atractylocarpus*
  - 25. Filidios agregados en roseta, sin una punta rígida; cápsula piriforme, inclinada.....*Funaria*
- 1. Musgos pleurocárpicos, con caulidios postrados, los órganos sexuales femeninos y los esporofitos aparecen lateralmente sobre caulidios o sus ramificaciones.
  - 26. Caulidios dendroides, como pequeños árboles o ramificados en un plano como la hojade un helecho.
    - 27. Filidios con un borde de células muy alargadas.....*Hypopterygium*
    - 27. Filidios no bordeados.
      - 28. Caulidios postrados, regularmente pinnados.
        - 29. Filidios torcidos hacia un lado, con el ápice curvo; células lisas.....*Hypnum*
        - 29. Filidios erectos, con el ápice recto; células con papilas.....*Thuidium*
      - 28. Caulidios erectos, ramificaciones concentradas hacia la punta del caulidio.
        - 30. Filidios sin costa o con costa corta y doble.....*Renauldia*
        - 30. Filidios con costa simple, bien desarrollada.
          - 31. Filidios plegados longitudinalmente, cápsula inmersa.....*Pterobryon*
          - 31. Filidios lisos, cápsula exerta.
            - 32. Margen del filidio serrulado o entero, filidios de las ramificaciones rodeandotodo el caulidio, yemas frecuentemente sobre los caulidios.....*Pireella*
            - 32. Margen del filidio serrado o dentado, filidios de las ramificaciones frecuentemente en un solo plano, yemas ausentes.....*Porotrichum*
    - 26. Caulidios no dendroides ni frondosos.
      - 33. Caulidios colgantes, muy alargados, generalmente epifitos.
        - 34. Filidios en un solo plano.
          - 35. Filidios asimétricos, ondulados.....*Neckera*
          - 35. Filidios simétricos, lisos.....*Phyllogonium*
        - 34. Filidios dispuestos alrededor del caulidio.
          - 36. Filidios dispuestos en hileras espiraladas.....*Orthostichidium*
          - 36. Filidios dispuestos en hileras no espiraladas.
            - 37. Filidios frecuentemente cóncavos.
              - 38. Parte distal de la lámina del filidio doblada hacia arriba y adentro, células lisas, las alares claramente diferenciadas.....*Squamidium*
              - 38. Parte distal de la lámina del filidio erecta, células con 1 a 2 papilas en cada lado,las células alares escasamente diferenciadas.....*Meteorium*
            - 37. Filidios más o menos aplanados.
              - 39. Filidios anchos, cordiformes en la base, células pluripapilosas.....*Papillaria*
              - 39. Filidios estrechos, con base decurrente, células lisas.....*Dendropogonella*
      - 33. Caulidios erectos o postrados, cortos, plantas de diversos sustratos.
        - 40. Filidios en un solo plano aparente.....*Homalia*
        - 40. Filidios en varias hileras alrededor del caulidio.
          - 41. Células de los filidios lisos.
            - 42. Filidios con un borde diferenciado.
              - 43. Borde engrosado, formado por dos capas de células.....*Pyrrhobryum*
              - 43. Borde formado por células alargadas.
                - 44. Filidios con dos costas.....*Lepidopilum*
                - 44. Filidios con una costa.....*Daltonia*
            - 42. Filidios sin borde diferenciado.
              - 45. Filidios vegetativos dimorfos.....*Racopilum*
              - 45. Filidios vegetativos no dimorfos.
                - 46. Costa sinuosa en el tercio superior del filidio.....*Herpetineuron*
                - 46. Costa recta, doble o ausente.
                  - 47. Células distales de la lámina del filidio muy alargadas.....*Entodon*
                  - 47. Células distales de la lámina del filidio ovales, cortas.....*Cryphaea*
        - 41. Células del filidio con papilas.
          - 48. Filidios con costa.
            - 49. Pared de las células del filidio muy engrosada, sinuosa.....*Prionodon*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código                   | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página         |
|--------------------------|---------------------------------|---------|----------------|
| <b>SGC-FESZ-BIO-ML03</b> | <b>04/02/2022</b>               | 05      | <b>153/168</b> |

- 49. Pared de las células del filidio no sinuosa.
- 50. Filidios dirigidos hacia un lado, ondulados, células con papilas dorsales en los extremos apicales.....*Rhytidium*
- 50. Filidios rectos, no ondulados, células con numerosas papilas en series longitudinales.....*Trachypus*
- 48. Filidios sin costa.
- 51. Esporofito con seta larga, no cubierto por el periquecio.....*Braunia*
- 51. Esporofito con seta muy corta, cubierto por el periquecio.
- 52. Filidios vegetativos con una punta hialina, los del periquecio con filamentos marginales.....*Hedwigia*
- 52. Filidios vegetativos sin una punta hialina, los del periquecio con el margen entero.....*Cryphaea*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 154/168 |

### III. Licofitas y helechos (Mickel y Smith, 2004).

Modificada y traducida por Carlos Castillejos y Sonia Rojas

1. Plantas sin hojas (presenta enaciones no vasculares) o raíces; tallos ramificados dicotómicamente; esporangios triloculares..... *Psilotum*
1. Plantas con hojas, raramente carecen de raíces; esporangios uniloculares.
  2. Hojas simples con una sola vena sin ramificar.
  3. Hojas en verticilos de 10-50 que forman vainas en los nodos; tallos huecos y estriados.... *Equisetum*
  3. Hojas arregladas espiralmente o rara vez en verticilos de 4; tallos sólidos, no estriados.
  4. Hojas principalmente de 3-30 cm de largo, semejantes a pastos; acuáticas o en estanqueseefimeros.
    5. Hojas circinadas en ápices jóvenes, en rizomas cortos o largos que son filiformes y rastreros; esporangios en esporocarpos globosos que se encuentran en el rizoma..... *Pilularia*
    5. Hojas no circinadas, agrupadas entallos cortos parecidos a cormos; esporangios embebidos en la base de la hoja, no separados en esporocarpos globosos..... *Isoetes*
  4. Hojas de menos de 3 cm de longitud, diferentes a pastos; plantas terrestres o epifitas, no acuáticas.
  6. Estróbilos angulados (4); hojas oblongas a ovadas; heterospóricas..... *Selaginella*
  6. Estróbilos redondeados en sección transversal o esporangios en las axilas de hojas sinmodificar; hojas con el ápice puntiagudo, usualmente lineares; homospóricas.
    7. Esporangios que nacen en axilas de hojas no modificadas, no en estróbilos distintos, o si están en estróbilos distintos, estos epifitos; tallos horizontales ausentes; brotes agrupados en forma vertical; plantas epifitas o terrestres..... *Huperzia*
    7. Esporangios que nacen en las axilas de las hojas modificadas que forman estróbilos distintos; tallos horizontales presentes, con brotes verticales a lo largo del rizoma; plantas terrestres.
    8. Estróbilos que nacen en pedúnculos frondosos o en ramas laterales; si es en los pedúnculos, estos con hojas no reducidas muy juntas..... *Lycopodiella*
    8. Estróbilos que nacen en pedúnculos distintos; los pedúnculos con hojas reducidas y remotas..... *Lycopodium*
2. Hojas complejas, venación ramificada.
  9. Plantas acuáticas, flotando en la superficie del agua.
    10. Frondas de más de 5 cm de largo, divididas pinnadamente; homospóricas..... *Ceratopteris*
    10. Frondas de menos de 2 cm de largo, redondeadas a ovadas; heterospóricas.
      11. Frondas de 1 a 2 mm de largo, con papilas pequeñas de 0.1 mm de largo en el haz..... *Azolla*
      11. Frondas de 1 a 2 cm de largo con pelos en el haz, estos agrupados en cuatro, fusionados desde su base..... *Salvinia*
  9. Plantas terrestres, epipétricas, epifitas o enraizadas en arena, lodo o en agua encharcada.
    12. Frondas parecidas a un trébol, pinnas cuatro-obovadas en el ápice de un estípite largo; plantas heterospóricas, con esporangios en la base de los estípites, los esporangios ovoides o globosos parecidos a una nuez..... *Marsilea*
    12. Frondas simples o varias veces divididas, algunas veces con numerosas pinnas que nacen de forma lateral; plantas homospóricas, con esporangios en el envés o en proyecciones especializadas en el ápice de la lámina.
      13. Esporangios que nacen en espigas erectas (raramente horizontal) o panículas agrupadas cerca de la base de la lámina o del estípite.
      14. Estructuras fértiles erectas dos, raramente horizontales; modificadas de las dos pinnas basales, por lo general dos por fronda; esporangios con anillo apical; rizoma en la superficie del suelo; raíces endurecidas..... *Anemia*
      14. Estructura fértil erecta una (raramente 6 a 8 en plantas epifitas); esporangios que carecen de anillo; rizoma frecuentemente subterráneo (raro en epifitas); raíces carnosas.
      15. Lámina compuesta, la porción fértil paniculada..... *Botrychium*
      15. Lámina simple (o dicotómicamente ramificada en epifitas); la porción fértil es una espiga (si es epifita con 6 a 8 espigas)..... *Ophioglossum*
  13. Esporangios en el envés de la fronda o al menos no en espigas erectas o panículas, agrupadas desde la base de la fronda o estípite; algunas veces se desarrollan en láminas modificadas o partes de esta.
    16. Frondas (pero no rizomas) trepadoras, raquis enredándose en otras plantas, esporangios unidos al indusio..... *Lygodium*
    16. Frondas no trepadoras (escandente o que forma marañas en pocos géneros); esporangios no unidos al indusio, indusio si presente, cubre a los grupos de esporangios.
    17. Lámina ramificándose dicotómicamente; plantas de más de 15 cm de alto; terrestres.
      18. Frondas de menos de 5 cm de alto, sin brotes o con crecimiento continuo en las axilas de las ramificaciones; esporangios en apéndices con forma de bandera o dedos en el ápice de la lámina; plantas raras.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 155/168 |

19. Frondas fértiles simples.....*Actinostachys*  
19. Frondas fértiles pinnadas.....*Schizaea*
18. Fronda de 0.7 a 4 m de alto, con brotes o crecimiento continuo en las axilas de las ramificaciones; frondas terminales ramificadas y pectinadas; esporangios desarrollándose en soros redondos en el envés de la fronda; plantas comunes.
20. Venas ramificándose una vez entre la costa y el margen; escamosas en el envés, al menos en las venas principales; rizoma escamoso; soros generalmente con 4 a 6 esporangios.
21. Apice de la fronda siempre latente con dos grandes pinnas bipinnadas o pinnada-pinnatisectas; escamas enteras en yemas latentes, color paja, de 6 a 8 por 1.5 a 2.5 mm; esporas tetraédricas.....*Diplazium*
21. Apice de la fronda con yemas latentes sucesivas y segmentos más allá de la última pinna dicotómica; escamas en yemas latentes, ciliadas, anaranjada-castañas, menos de 3 por 1 mm; esporas bilaterales.....*Sticherus*
20. Venas ramificadas de 2 a 3 veces entre la costa y el margen; glabra en el envés, a menudo glauca; rizoma piloso; soros generalmente con más de 6 esporangios.
22. Frondas con divisiones subtendidas por pinnas accesorias; pinnas con ramificación igual, ejes teretes; esporas tetraédricas.....*Dicranopteris*
22. Frondas ramificadas sin pinnas accesorias; pinnas ramificándose desigualmente para producir un par alternado de pinnulas; ejes y estípites con crestas delgadas; esporas bilaterales.
17. Láminas no ramificándose dicotómicamente (o si se ramifican, entonces epifitas y de menos de 5 cm de alto).
23. Láminas carnosas con estipulas conspicuas en su base; esporangios de soros fusionados para formar un sinangio.
24. Láminas una vez pinnadas; frondas dimórficas, sinangios lineares, embebidos en la lámina; rizoma obviamente trepador; estipulas semejantes a escamas.....*Danaea*
24. Láminas de 2 a 4 veces pinnada; frondas monomórficas; sinangios oblongos en el envés, semejantes a una almeja abierta; rizomas horizontales a erectos, no obviamente trepadores; estipulas grandes, carnosas.....*Marattia*
23. Láminas membranáceas a coriáceas; frondas careciendo de estipulas en la base; esporangios no fusionados en un sinangio.
25. Frondas fértiles y estériles dimórficas (holodimórficas) o láminas parcialmente dimórficas (hemidimórficas, pinnas fértiles y estériles diferentes en la misma lámina).
26. Láminas fértiles, simples, bilobadas o ramificándose dicotómicamente (*Elaphoglossum peltatum*).
27. Láminas estériles con una sola célula de grosor, ápices usualmente extendidos y radicantes.....*Trichomanes*
27. Láminas firmes de más de una célula de grosor; ápices no radicantes.
28. Esporangios que cubren todo el envés de la lámina fértil.....*Elaphoglossum*
28. Esporangios con soros discretos.....*Microgramma*
26. Láminas fértiles pinnatífidas, una vez pinnadas o más divididas.
29. Láminas estériles una vez pinnada o menos divididas.
30. Láminas estériles pectinadas o pinnatífidas.
31. Apice del rizoma y base del estípite con escamas; esporas bilaterales, monoletes.....*Blechnum*
31. Apice del rizoma y base del estípite sin escamas o pelos; esporas globosas, tetraédricas, triletes.....*Plagiogyria*
30. Láminas estériles completamente pinnadas.
32. Venas enmarañadas.
33. Soros marginales, protegidos por el margen reflexo; rizomas pobremente desarrollados.....*Ceratopteris*
33. Soros que cubren totalmente el envés de la lámina fértil, o protegidos por el margen fuertemente enrollado de la lámina que es similar a las cuentas de un rosario; rizomas fuertemente desarrollados
34. Láminas fértiles de 2 a 3 veces pinnadas.....*Onocleopsis*
34. Láminas fértiles una vez pinnadas.
35. Plantas de 2 a 3 m de alto, en pantanos; esporas globosas, triletes.....*Acrostichum*
35. Plantas de menos de 2 m de alto, acuáticas, terrestres o hemiepifitas; esporas reniformes, monoletes.....*Bolbitis*
32. Venas libres.
36. Plantas hemiepifitas, con rizomas trepadores de árboles; láminas fértiles una vez pinnadas.....*Lomariopsis*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 156/168 |

- 36. Plantas terrestres, rizomas no trepadores; láminas fértiles dos veces pinnadas.....*Olfersia*
- 29. Láminas estériles más de una vez pinnadas.
- 37. Rizoma y base del estípite con pelos.....*Osmunda*
- 37. Rizoma y base del estípite con escamas.
- 38. Plantas hemiepífitas; láminas fértiles sin tejido laminar.....*Polybotrya*
- 38. Plantas terrestres; frondas fértiles con algo de tejido laminar.
- 39. Soros marginales, protegidos por el margen recurvado; lámina fértil solo en su porción distal (un tercio), glabro.....*Llavea*
- 39. Soros redondeados a elongados en el envés de la lámina, margen no frecuentemente recurvado; lámina fértil con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
- 25. Frondas monomórficas o cercanamente así.
- 40. Soros marginales a submarginales en la lámina.
- 41. Soros marginales en copas marginales o submarginales, tubos o depresiones submarginales que revisten el margen, margen de la lámina no recurvado.
- 42. Lámina muy delgada (una célula de grueso); receptáculo elongado, filiforme, frecuentemente proyectándose más allá de la copa o tubo soral; involucre (indusio) bivalvado o tubular.
- 43. Involucre bivalvado; receptáculo sin sobresalir.....*Hymenophyllum*
- 43. Involucre tubular o cónico; receptáculo frecuentemente sobresaliendo más allá del involucre.....*Trichomanes*
- 42. Lámina generalmente de más de una célula de grueso; receptáculo poco elongado, no filiforme; involucre (indusio) bivalvado, parecido a una copa o linear.
- 44. Estípite grueso, trepador, suberecto o erecto y con forma de tronco, con pelos; frondas grandes; indusio grueso.
- 45. Estípite que forma troncos verticales de 1 a 2 m de alto.....*Dicksonia*
- 45. Estípite robusto, rastrero o suberecto, brotes que emergen del suelo.
- 46. Estípite rastrero; lámina más o menos tres veces pinnada, costa y costulas elevadas, ligeramente surcadas, las costillas (si hay) no decurrentes en el eje del siguiente orden.....*Cibotium*
- 46. Estípite erecto, parecidos a troncos pero muy cortos; lámina de 4 a 5 veces pinnada; costa y costulas profundamente sulcadas hacia el envés, surco flanqueado por prominentes costillas decurrentes sobre el eje del siguiente orden.....*Culcita*
- 44. Estípite delgado, rastrero, con escamas o pelos, si erecto, entonces las frondas no son grandes; indusio delgado, no coriáceo.
- 47. Frondas pequeñas, de menos de 25 cm de largo; plantas epífitas....*Loxoscaphe*
- 47. Frondas grandes, de 30 a 200 (500) cm de largo; plantas terrestres.
- 48. Soros continuos a lo largo del margen, mucho más largo que ancho....*Lindsaea*
- 48. Soros interrumpidos, cortos, menos de dos veces el largo que el ancho.
- 49. Soros ligeramente escasos en el envés; rizoma escamoso.....*Saccoloma*
- 49. Soros en el margen de la lámina; rizoma con escamas o pelos.
- 50. Frondas arqueadas, no trepadoras, láminas 2 a 3 veces divididas, los segmentos no lineares, de más de 5 mm de ancho; rizoma con pelos.....*Dennstaedtia*
- 50. Frondas erectas o trepadoras, láminas finamente disectas, de 4 a 5 veces pinnadas, los segmentos lineares, de 1 a 2 mm de ancho; rizomas escamosos.
- 51. Frondas de 1.7 a 5 m de longitud, trepadoras; soros sobre una vena simple.....*Odontosoria*
- 51. Frondas de 20 a 60 cm de longitud, erectas; soros sobre 1 a 4 venas.....*Sphenomeris*
- 41. Soros no en receptáculos marginales, pero más bien protegidos por el margen recurvado de la lámina o soros abiertos sin protección ya sea de un verdadero o falso indusio.
- 52. Rizoma usualmente largo, rastrero, piloso; frondas grandes, usualmente de 1 m o más de largo; estípites ramificados algunas veces a partir de su base.
- 53. Venas reticuladas.....*Histiopteris*
- 53. Venas libres.
- 54. Rizoma corto, rastrero, suculento; lámina membranácea; estípite y lámina pilosos.....*Lonchitis*
- 54. Rizoma largo, rastrero, semejante a una cuerda, firme; lámina delgada a coriácea; estípite y lámina pilosas a glabras.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 157/168 |

55. Soros continuos; falso indusio o éste cubriendo ligeramente al soro; rizoma muy profundo; esporas tetraédricas; ejes inermes.....*Pteridium*
55. Soros discontinuos; sin indusio; rizoma en el nivel del suelo; esporas bilaterales; ejes frecuentemente espinosos.....*Hypolepis*
52. Rizoma corto, rastrero a erecto con escamas; frondas pequeñas a grandes; estípite sin ramificaciones desde la base.
56. Lámina entera a profundamente lobulada, pero no una vez pinnada o más dividida.
57. Lámina profundamente palmatilobada.....*Doryopteris*
57. Lámina no lobulada.
58. Plantas terrestres; lámina con venas reticuladas y venillas incluidas.....*Tectaria (panamensis)*
58. Plantas epifitas o epipétricas; lámina con venas reticuladas sin venillas incluidas.
59. Lámina linear elíptica, de 9 a 12 mm de ancho, con 2 a 4 hileras de areolas entre la costa y el margen.....*Ananthacorus*
59. Lámina linear, de 1 a 4 mm de ancho, con una sola hilera de areolas entre la costa y el margen.
60. Estípite pardo rojizo; esporas bilaterales.....*Radiovittaria*
60. Estípite verdoso a amarillento; esporas tetraédricas, raramente bilaterales.....*Vittaria*
56. Lámina una vez pinnada a varias veces pinnada dividida.
61. Esporangios protegidos por un indusio; no por el tejido de la lámina.....*Adiantum*
61. Esporangios no protegidos por el indusio, protegidos por un segmento modificado y reflejo del margen o no.
62. Soro con paráfisis; aristas usualmente en la parte superior del raquis donde las pinnas se separan; principalmente helechos grandes, frondas de más de 80 cm de largo; esporas con reborde ecuatorial.....*Pteris*
62. Soros sin paráfisis; aristas ausentes; frondas de menos de 60 cm de largo; esporas sin reborde ecuatorial.
63. Estípite y raquis con densas escamas anchas; segmentos parecidos a un collar de cuentas; esporas bilaterales; estípite con varios haces vasculares; plantas que habitan grandes altitudes.....*Polystichum (speciosissimum)*
63. Estípite y raquis con escamas angostas o sin ellas; segmentos raramente parecidos a un collar de cuentas (unas pocas especies de *Cheilanthes*); esporas tetraédricas; estípite con 1 a 2 haces vasculares; plantas que habitan elevaciones bajas o altas.
64. Surco adaxial del estípite y raquis densamente clavado-hirsuto, menor que 0.5 mm, unicelulares, clavados, rígidos; margen de la lámina con proyecciones más allá de un falso indusio.....*Mildella*
64. Surco adaxial del estípite y raquis no densamente clavado-hirsuto; pelos, si presentes, usualmente flexuosos, septados; falso indusio ausente.
65. Estípite de color paja a pardo claro, o si atropurpúreo, ellos glabros o con pelos septados flexuosos de 0.5 a 0.6 mm de largo; pinnas ternadas o simple pinnadas con menos de 5 pares de segmentos; ejes sin escamas.....*Pellaea*
65. Estípite atropurpúreo o castaño, o si claro, ellos glandular viscosos; pinnas no ternadas, raramente sólo pinnadas; ejes frecuentemente con escamas en *Cheilanthes*.
66. Lámina glabra; ejes atropurpúreos, delgados a cartáceos; soros discretos, usualmente muchos en los últimos segmentos.
67. Lámina digitada (las pinnas crecen a partir del ápice del estípite) o pinnadas; segmentos obtusos, oblongos; superficie abaxial de los segmentos con pelos clavados, blancos, diminutos.....*Adiantopsis*
67. Lámina pinnadamente dividida; segmentos acuminados, lineares, de 0.5 a 1.3 mm de ancho; superficie abaxial de los segmentos glabra.....*Aspidotis*
66. Lámina con escamas, pelos o glabras; soros continuos, o si discretos, láminas firmes a coriáceas.
68. Envés de la lámina farinosa; indusio marginal ausente.....*Notholaena*
68. Envés de la lámina sin harina, o si está presente, entonces con indusio marginal conspicuo; indusio marginal usualmente presente aunque algunas veces pobremente diferenciado.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III

| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 158/168 |

69. Lámina pinnada a cuadripinnada; segmentos lineal lanceolados parecidos a un collar de cuentas; venas inconspicuas o conspicuas, raramente prominentes; indusio continuo a interruptor, ancho o angosto, más o menos plano o en forma de S hacia el margen.....*Cheilanthes*
69. Lámina pinnada pinnatifida a bipinnada por arriba de la pinna basal; venas prominentes; indusio continuo, ancho, convexo, involuto, enrollado como si envolviera completamente al esporangio.....*Cheiloplecton*
40. Soros en el envés de la lámina, a lo largo de las venas, venas medias, o esparcidos en toda la superficie de la lámina.
70. Soros (esporangios) extendidos que cubren todo el envés; indusio ausente.
71. Lámina simples.....*Elaphoglossum*
71. Lámina dividida.
72. Lámina con farina blanca o amarillo pálido en el envés.....*Pityrogramma (trifoliata)*
72. Lámina sin farina en el envés.
73. Frondas grandes (2 m o más de largo), coriáceas; rizoma cortamente rastrero, robusto; plantas de pantanos.....*Acrostichum*
73. Frondas generalmente de menos de 1 m de largo; rizoma largo, rastrero, delgado; plantas de bosques.
74. Venas reticuladas; plantas terrestres, epifitas.....*Bolbitis*
74. Venas libres; plantas hemiepifitas.....*Lomariopsis*
70. Soros discontinuos usualmente a lo largo de las venas, pero no extendidos en todo el envés; indusio presente o ausente.
75. Soros alargados a lo largo de las venas y rara vez los esporangios esparcidos ligeramente o en grupos pequeños, sin indusio.
76. Lámina simple, no lobulada o pequeña y ramificada en el ápice; rizomas usualmente con escamas clatradas; plantas epifitas, raramente epipétricas.
77. Esporangios distribuidos esparcidamente (ligeramente en grupos pequeños) en el envés de la lámina.....*Anetium*
77. Esporangios densamente dispuestos en soros a lo largo de las venas.
78. Soros en surcos, paralelos cerca del margen de la lámina y extendidos a lo largo de toda su longitud o por lo menos en el tercio distal.
79. Soros en 1 a 4 (ó 6) líneas.
80. Soros en cada lámina, dispuestos en una sola línea en surcos a lo largo de toda la costa.....*Cochlidium*
80. Soros en cada lámina en 4 (ó 6) líneas (2 ó 3 líneas a cada lado de la costa).....*Polytaenium*
79. Soros en dos líneas (una a cada lado de la costa).
81. Lámina de 1 a 4 mm de ancho; una línea de areolas entre la costa y el margen; plantas generalmente epifitas.
82. Estípite pardo rojizo; esporas bilaterales.....*Radiovittaria*
82. Estípite verdoso o amarillento; esporas tetraédricas raramente bilaterales.....*Vittaria*
81. Lámina de 9 a 12 mm de ancho; de 2 a 4 líneas de areolas entre la costa y el margen; plantas generalmente epipétricas.
83. Soros a lo largo de toda la longitud de la lámina.....*Ananthacorus*
83. Soros confinados al tercio distal de la lámina.....*Neurodium*
78. Soros no extendidos por completo a lo largo de la lámina, paralelos a la costa o en un ángulo con la misma o siguiendo el patrón de venación.
84. Lámina pequeña, menos de 4 cm de largo, ramificada.....*Hecistopteris*
84. Lámina grande, nunca ramificada.
85. Escamas del rizoma no clatradas o ligeramente clatradas y bicoloras; lámina con escamas diminutas.....*Pleopeltis*
85. Escamas del rizoma clatradas, claras; lámina sin escamas.
86. Costa extendiéndose hasta el ápice de la lámina.....*Loxogramme*
86. Costa sin extenderse hasta el ápice de la lámina
87. Lámina delgada a coriácea, pero no carnosas; soros superficiales o en surcos; paráfisis ausente; esporas tetraédricas; escamas del rizoma de 2 a 4 mm de largo, menos de 1 mm de ancho; láminas de 1.5 a 2 mm de ancho en la base.....*Polytaenium*
87. Láminas carnosas; soros cortos y paralelos uno de otro, embebidos en la lámina, raramente superficiales; paráfisis abundante, cortos (0.3 a 0.5



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 159/168 |

- mm de largo), rojizos; esporas bilaterales; escamas del rizoma 10 a 12 por 1.5 a 2 mm; láminas (2-) 6 a 7 mm de ancho en la base.... *Scoliosorus*
76. Lámina de profundamente lobada a tripinnada; rizoma frecuentemente carece de escamas clatradas; plantas terrestres o epipétricas.
88. Rizoma con tricomas.
89. Lámina anchamente elíptica a dentada, 3 a 4 veces pinnada, no permanentemente circinada en el ápice..... *Eriosorus*
89. Lámina linear-lineares, una vez pinnada, más o menos permanentemente circinada en el ápice..... *Jamesonia*
88. Rizoma con escamas.
90. Lámina simple palmatilobada.
91. Venas reticuladas; esporangios sobre las venas dispuestos en 2/3 de la longitud total de la lámina..... *Hemionitis*
91. Venas libres o reticuladas; esporangios restringidos a la parte distal (1/3 a 2/3) de las venas..... *Bommeria*
90. Lámina una vez pinnada o más veces divididas.
92. Láminas lineares, pinnadas a pinnado-pinnatífidas no pedadas, las pinnas densamente escamosas en el envés, escamas que cubren totalmente la superficie de la lámina..... *Astrolepis*
92. Láminas lineares, lanceoladas, ovadas o pedadas, 1 a 3 veces pinnadas, las pinnas no densamente cubiertas de escamas, o si las tienen, las láminas más de dos veces pinnadas.
93. Láminas con el envés cubierto de farina blanca o amarilla pálida.
94. Láminas pedadas, pinnado-pinnatífidas por arriba del par proximal; Baja California..... *Pentagramma*
94. Láminas no pedadas, bipinnadas a bipinnatífidas arriba de la pinna proximal; muy raras en Baja California.
95. Frondas de 10 a 30 cm de alto; últimos segmentos estipitados en segundo orden..... *Argyroschosma*
95. Frondas de 30 a 200 cm de alto; últimos segmentos adnados..... *Pityrogramma*
93. Lámina sin farina en el envés.
96. Últimos segmentos sobre estípites de segundo orden, discretos; estípites y raquis castaños a atropurpúreos o negros..... *Argyroschosma*
96. Últimos segmentos no sobre estípites de segundo orden, no discretos; estípite y raquis color pajizo o así.
97. Fronda de 2 a 25 cm de largo; lámina dos veces pinnada a cuatro veces pinnada-pinnatífida..... *Anogramma*
97. Frondas de (12-) 20 a 200 más cm de largo; láminas pinnas a pinnadas-pinnatífidas, rara vez 2 veces pinnada.
98. Láminas pinnado-pinnatífidas con tricomas aciculares..... *Thelypteris*
98. Láminas pinnadas o pinnado-pinnatífidas a 2 veces pinnadas; tricomas, si están presentes no aciculares.
99. Láminas una vez pinnadas; soros extendidos en casi toda la longitud de las venas..... *Hemionitis*
99. Láminas pinnadas-pinnatífidas a dos veces pinnadas en la base; soros limitados a la porción distal (1/3 a 1/2) de las venas..... *Hemionanthes*
75. Soros redondos a reniformes u oblongo-elípticos, si son elongados, están a lo largo de las venas, generalmente con indusio.
100. Soros costales, elongados.
101. Soros continuos a lo largo de la costa; láminas una vez pinnadas o menos veces divididas..... *Blechnum*
101. Soros discontinuos a lo largo de la costa, semejante a una cadena; láminas pinnado-pinnatífidas..... *Woodwardia*
100. Soros no costales, que nacen entre la vena media y el margen.
102. Soros elongados.
103. Soros en forma de gancho sobre la porción distal de la vena, con forma de herradura, ocasionalmente espalda con espalda en ambos lados de la vena.
104. Venas inconspicuas, libres; soros continuos, distribuidos a lo largo de un lado de la vena, rodeando la porción distal de la misma, soros con forma de herradura..... *Didymochlaena*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 160/168 |

104. Venas conspicuas, libres o reticuladas; soros algunas veces dobles, pero entonces sin rodear la porción distal de la vena.
105. Frondas muy grandes (2 a 3 m de longitud), una vez pinnadas; venas libres, reticuladas, cerca de la vena media y del margen.....*Hemidictyum*
105. Frondas de menos de 1 m de longitud, de 1 a 3 veces pinnadas; venas libres o reticuladas, pero no ambas condiciones en la misma pinna.
106. Soros uno por vena, que nacen en un solo lado de la vena o forman un gancho sobre las venas.....*Athyrium*
106. Soros, al menos alguno, dobles, el indusio espalda con espalda en la misma vena.....*Diplazium*
103. Soros simples, o si son dobles, estos cara a cara más que espalda con espalda.
107. Lámina simple a tres veces pinnada; un solo soro por vena.
108. Lámina pinnado-pinnatífida; láminas y escamas del rizoma frecuentemente con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
108. Lámina simple a tres veces pinnada; láminas y escamas del rizoma por lo común glabras, sin pelos aciculares (excepto *Asplenium pumilum*).
109. Venas libres; láminas simples a tres veces pinnadas.....*Asplenium*
109. Venas en reticuladas; láminas simples.
110. Indusio presente; láminas sin escamas.....*Holodictyum*
110. Indusio ausente; láminas con escamas diminutas en el envés.....*Pleopeltis*
107. Láminas simples; la mayoría de los soros dobles cara a cara en venas adyacentes.
111. Láminas linear-lanceoladas, de 7 a 24 cm de longitud, 4 a 8 veces más larga que anchas; estípites verdes.....*Asplenium*
111. Láminas flabeladas, de 2 a 6 cm de longitud, tan anchas como largas; estípites atropurpúreos.....*Schaffneria*
102. Soros redondos (a ligeramente oblongos).
112. Helechos arborescentes, con troncos de 2 a 20 m de alto, frecuentemente con frondas grandes; indusio globoso, con forma de copa o escama, soros sujetos en la base o indusio ausente.
113. Escamas del estípites lineares, blanquecinas, con dientes marginales, cortos, negro; células de la escama de forma, tamaño y orientación uniforme; indusio globoso.....*Sphaeropteris*
113. Escamas del estípites anchamente ovadas a lineares, blanquecinas a atropurpúreas, sin dientes marginales negros (excepto en *Cyathea bichenata* y *C. myosuroides*); células de la escama diferentes en tamaño, forma y orientación (*C. myosuroides* algunas veces ligeramente así); indusio globoso, con forma de copa o escama, o ausente.
114. Escamas del estípites, raquis y costa sin tricomas aciculares negros; base del estípites no espinosa, o si tiene espinas, estas no de color negro..*Cyathea*
114. Escamas del estípites, raquis y costa con tricomas aciculares, negros, setosos; base del estípites, generalmente espinosa, las espinas negras y rígidas.....*Alsophila*
112. Helechos no arborescentes; indusio variado o ausente.
115. Frondas grandes, de 2 a 4 m de largo; rizomas con escamas o tricomas.
116. Soros con indusio en forma de disco; rizomas con escamas.....*Cnemidaria*
116. Soros sin indusio; rizoma con tricomas densos y largos.
117. Frondas de 3 a 4 veces pinnadas, envés glauco.....*Lophosoria*
117. Frondas una vez pinnada, envés no glauco.....*Metaxya*
115. Frondas generalmente de menos de 2 m de largo; rizoma con escamas.
118. Láminas simples; estípites claramente articulado sobre filopodios de 5 a 10 (-30) mm de largo; venas libres, más o menos paralelas; soros con indusio.....*Oleandra*
118. Láminas simples a varias veces divididas; estípites no articulados, o si lo están, entonces se desprenden fácilmente del rizoma, sin filopodios, o si están presentes, estos de menos de 5 mm de longitud; venas libres o anastomosadas, no paralelas; soros con indusio o sin él.
119. Lámina simples a una vez pinnada; sin indusio.
120. Frondas con tricomas largos, o glabras; esporas tetraédricas, verdes.
121. Hidatodos ausentes o inconspicuos en el haz.



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 161/168 |

122. Láminas simples subdimórficas, la lámina estéril y por lo menos la porción estéril de la lámina fértil serrada-dentada.....*Cochlidium (serrulatum)*
122. Láminas simples a pinnadas, no subdimórficas, no diferenciadas en porciones estériles y fértiles.
123. Soros en hojas jóvenes con paráfisis conspicuos y globosos, estos más o menos blanquecinos, algunas veces amarillentos.....*Cerademia*
123. Soros sin paráfisis globosos y conspicuos.....*Enterosora*
121. Hidatodos presentes en los ápices de las venas del haz.
124. Láminas simples, repandas o al menos serrada-dentadas en la hoja estéril, o en la porción estéril de la hoja fértil; setas castañas ausentes.....*Cochlidium*
124. Láminas profundamente lobadas a pinnadas en la porción fértil; tricomas frecuentemente ramificados; setas castañas presentes o ausentes.
125. Escamas del rizoma fuertemente clatradas, algunas veces iridiscentes, enteras, sin cilios o setas marginales, pero algunas veces glandular en el ápice; rizomas largos o cortamente rastreros, dorsiventral; estípites y/o raquis generalmente con setas castañas.....*Melpomene*
125. Escamas del rizoma clatradas o no, cuando clatradas, estas generalmente con pelos marginales; rizomas compactos y simétricos radialmente o algunas veces cortamente rastrero; estípites y/o raquis con setas castañas o pelos hialinos.
126. Venación de las pinas simple o con una ramificación sencilla acroscópica; láminas de menos de 1 cm de ancho, lineares.
127. Escamas del rizoma clatradas, negruzcas a pardas; venas de las pinas simples; setas castañas ausentes en los ejes y en las láminas.....*Lellingeria*
127. Escamas del rizoma concoloras, doradas a castañas, no clatradas; venas de las pinas simples o con una ramificación simple acroscópica; setas castañas generalmente presentes en el raquis y en lámina.....*Micropolypodium*
126. Venación de las pinas ramificada más de una vez; láminas de más de 1 cm de ancho, lineares a angostamente ovadas.
128. Escamas del rizoma clatradas, setosas; soros generalmente ligeros o profundamente hundidos; estípites y raquis con pelos y/o pequeñas setas hialinas de 0.1 a 0.3 mm de largo, sin setas castañas; rizoma radialmente simétricos.....*Lellingeria*
128. Escamas del rizoma no clatradas; soros superficiales (no hundidos); estípites y raquis con setas castañas, generalmente de más de 0.5 mm de largo; rizomas cortamente rastreros a ascendentes, frecuentemente dorsiventrales...*Terpterpsichore*
120. Frondas con escamas, al menos en la base, o glabras; esporas bilaterales, doradas o blanquecinas.
129. Láminas simples.
130. Soros en una hilera en cada lado de la costa.
131. Soros redondos, con paráfisis ramificada filamentosas.....*Microgramma*
131. Soros ovales a elongados, con paráfisis peltada en forma de escama (a menudo desprendidas cuando el soro madura).....*Pleopeltis*
130. Soros en 2 o más hileras en cada lado de la costa.
132. Soros en 2 hileras entre la vena media y la lateral; soros sin paráfisis; esporangios glabros.....*Campyloneurum*
132. Soros en una hilera entre la vena media y la lateral; soros con paráfisis; esporangios con pelos multicelulares.....*Niphidium*
129. Láminas pinnatifidas, pinnadas, o más veces divididas.
133. Venas libres.
134. Escamas del rizoma peltadas, clatradas o no; estípites acanalado, color paja raramente oscuro; láminas pinnatifidas, pectinadas o



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE  
INVESTIGACION FORMATIVA III



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 162/168 |

- completamente pinnadas a partir de la base de la lámina.....*Polypodium*
134. Escamas del rizoma basalmente unidas, nunca clatradas; estípites teretes, negro a pardo-rojizo; láminas pectinadas...*Pectum*
133. Venas reticuladas.
135. Soros con paráfisis peltados, parecidos a escamas, (a menudo desprendiéndose cuando el soro madura).....*Pleopeltis*
135. Soros con paráfisis filamentosos o ramificados, o paráfisis ausente.
136. Soros en las uniones de dos venas; areolas costales sin venas incluidas, algunas areolas adicionales sin venas incluidas, otras sólo con una vena incluida, y otras más con dos venas incluidas; soros sin paráfisis; esporangios glabros.....*Phlebodium*
136. Soros terminales sobre venas libres, areolas con una vena incluida; soros con paráfisis o sin ellas; esporangios glabros o setosos.....*Polypodium*
119. Láminas de 1 a 4 veces pinnadas; soros comúnmente con indusio (si no hay indusio, las láminas más de una vez pinnadas).
137. Indusio que forma una capucha o copa basal.
138. Indusio en forma de capucha.....*Cystopteris*
138. Indusio en forma de copa o con 4 lóbulos aplanados bajo del soro, los lóbulos algunas veces fimbriados.....*Woodsia*
137. Indusio reniforme, peltado o ausente.
139. Venas reticuladas.
140. Estípites con dos haces vasculares; láminas con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
140. Estípites con más de dos haces vasculares; láminas sin tricomas aciculares.
141. Venas anastomosándose solo hacia el margen de la pinna; láminas coriáceas.....*Phanerophlebia*
141. Venas fina y abundantemente anastomosadas a lo largo de la pinna; láminas herbáceas a cartáceas.....*Tectaria*
139. Venas libres.
142. Indusio peltado (algunas veces se marchita y cae tempranamente).
143. Frondas de 7 a 10 cm de largo; láminas pinnada-pinnatifida.....*Adenoderris*
143. Frondas de (-15) 30 a 200 cm de largo; lámina 1 a 3 veces pinnada.
144. Lámina de 2 a 3 veces pinnada, si una vez pinnada, más de 20 pares de pinnas por hoja (*Polystichum acrostichoides*, *P. munitum*) o menos de 2.5 cm de largo (*P. muenchii*) y no reducidas proximalmente.....*Polystichum*
144. Lámina una vez pinnada, menos de 20 pares de pinnas por hoja, o si más de 20 pares entonces de 2 a 5 pares de pinnas proximales reducidas.
145. Pinnales proximales no cortas o deflexas; pinnas menos de 20 pares por hoja.....*Phanerophlebia*
145. Pinnales proximales de 2 a 5 pares, algo cortas y deflexas; pinnas 30 o más pares por hoja.....*Cyclopeltis*
142. Indusio reniforme o ausente.
146. Base del estípites con dos ramas vasculares; láminas con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
147. Lámina 2 veces pinnada-pinnatifida.....*Macrothelypteris*
147. Lámina simple o pinnada a pinnada-pinnatifida.....*Thelypteris*
146. Base del estípites con más de dos ramas vasculares; lámina sin tricomas aciculares.
148. Láminas una vez pinnada.
149. Pinnales delgadas, oblongas a cercanamente deltadas, a menudo abscisas, frecuentemente con puntos limosos en el haz; soros con indusio; plantas con delgados pero fuertes estolones.....*Nephrolepis*



# SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

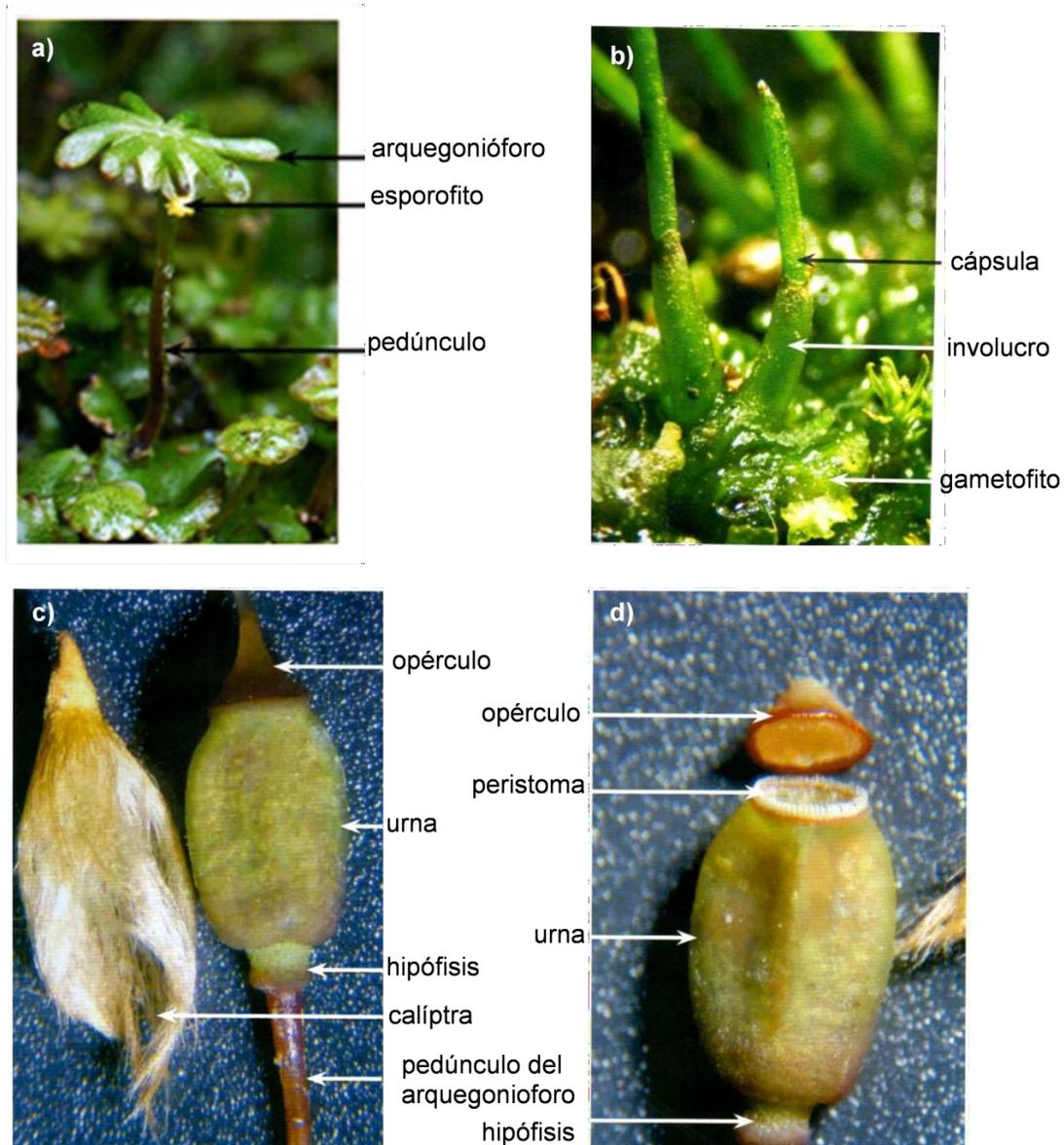


| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 163/168 |

149. Pinnas coriáceas, ovadas a linear-lanceoladas, no abscisas, sin puntos limosos en el haz; soros sin indusio; plantas sin estolones.....*Phanerophlebia*
148. Láminas más de una vez pinnadas.
150. Láminas catádromas, al menos en su porción proximal.
151. Tricomas de más de 0.5 mm de largo en los ejes del haz, blanquecinos, aciculares, redondos al menos en su base; venas basales basicópicas que surgen de la costa en lugar de la costula; ápice de las venas en el haz, con forma de clava; indusio ausente.....*Megalastrum*
151. Tricomas de menos de 0.5 mm de largo en los ejes del haz, rojizos, con ápices romos, aplanados, células adyacentes retorcidas; venas basales basicópicas que surgen de la costula; ápices de las venas en el haz, no con forma de clava; indusio presente o ausente.
152. Yema del raquis presente cerca del ápice de la lámina.....*Lastreopsis*
152. Yema del raquis ausente.
153. Raquis y costa en el haz con tricomas pluricelulares, cortos, rojizos.....*Ctenitis*
153. Raquis y costa en el haz sin tricomas pluricelulares, cortos, rojizos.....*Dryopteris*
150. Láminas anádroma.
154. Indusio ausente.
155. Láminas pinnada a pinnada-pinnatífida; segmentos redondeados o agudos en el ápice.....*Stigmatopteris*
155. Láminas de 2 a 4 veces pinnadas.
156. Segmentos redondos en el ápice.....*Megalastrum*
156. Segmentos espinulosos o mucronados en el ápice.....*Polystichum*
154. Indusio presente.
157. Láminas de 3 a 4 veces pinnada; segmentos mucronados, verde oscuros.....*Arachniodes*
157. Láminas de 2 a 3 veces pinnada; segmentos verdes a verde amarillento, con ápice agudo a acuminado, pero no mucronado.....*Dryopteris*



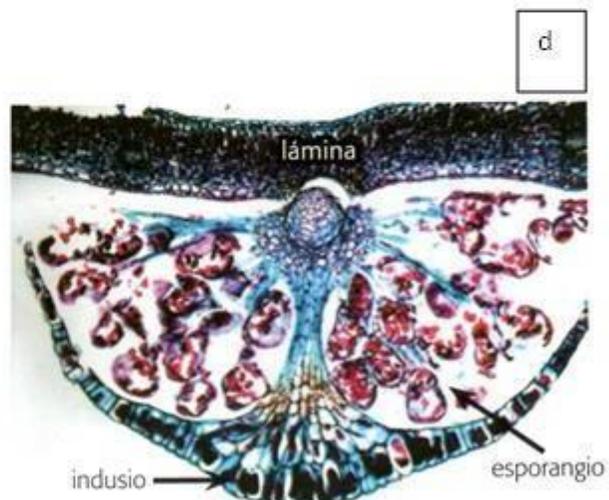
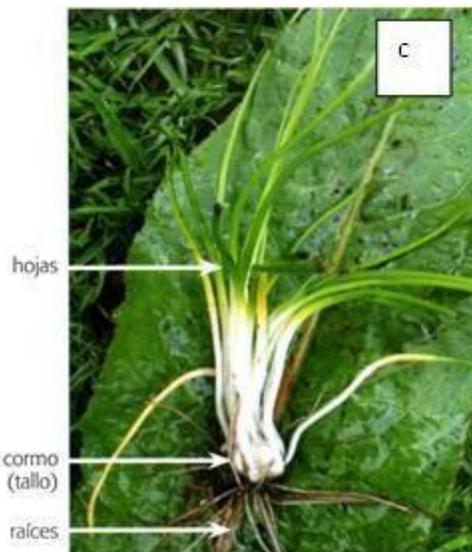
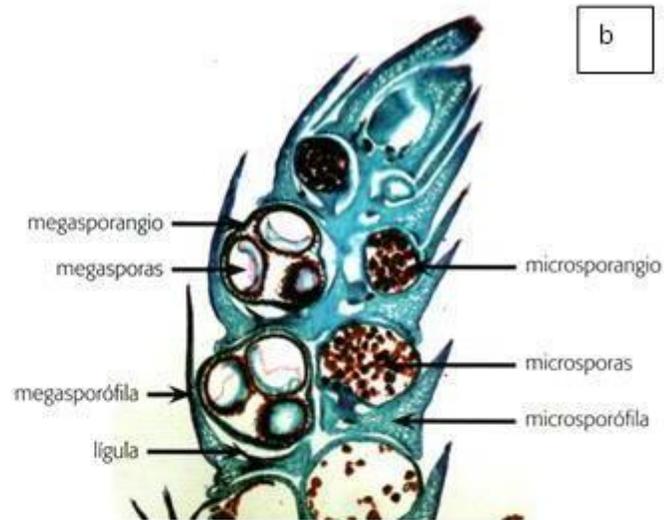
| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 164/168 |



**Figura 1.** Briofitas. a) *Marchantia polymorpha* L., b) *Anthoceros* sp., c y d) *Polytrichum* sp. (Tomado de Mendoza y Ceja 2014).



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 165/168 |



**Figura 2.** Licofitas y helechos. a) *Psilotum* sp., b) *Selaginella* sp., c) *Isoëtespringlei* Underw. y d) sección transversal de un soro (Tomado de Mendoza y Ceja, 2014).



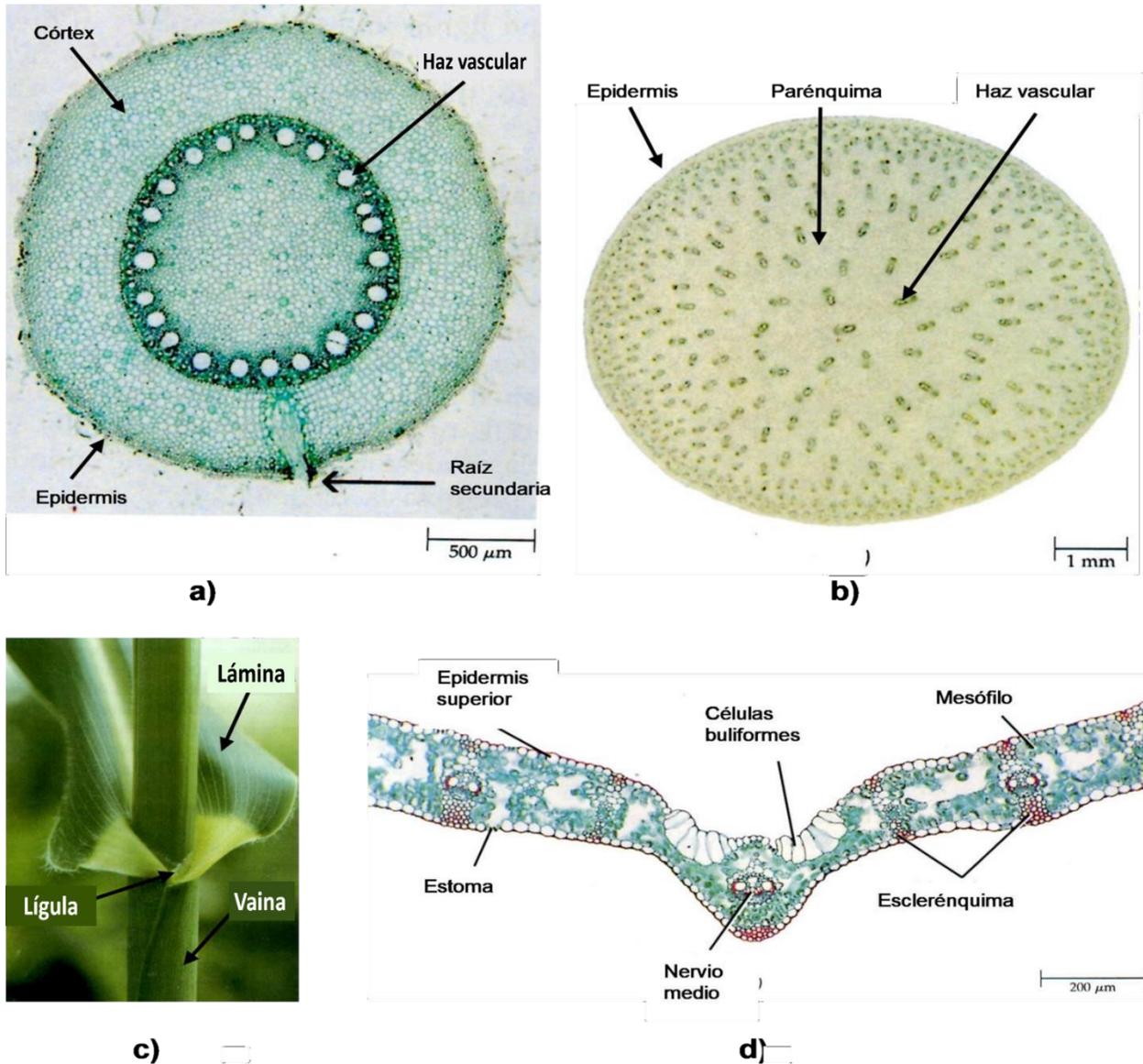
| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 166/168 |



**Figura 3.** Licofitas y helechos. a) *Lycopodium* sp., b) *Selaginella* sp., c) *Equisetum arvense* L. con detalle del estróbilo, d) *Polypodium* sp. fronda con soros y escamas, e) soros desnudos en *Polypodium* sp. y f) soros costales en *Blechnum* sp. (Fotografías: Carlos Castillejos).



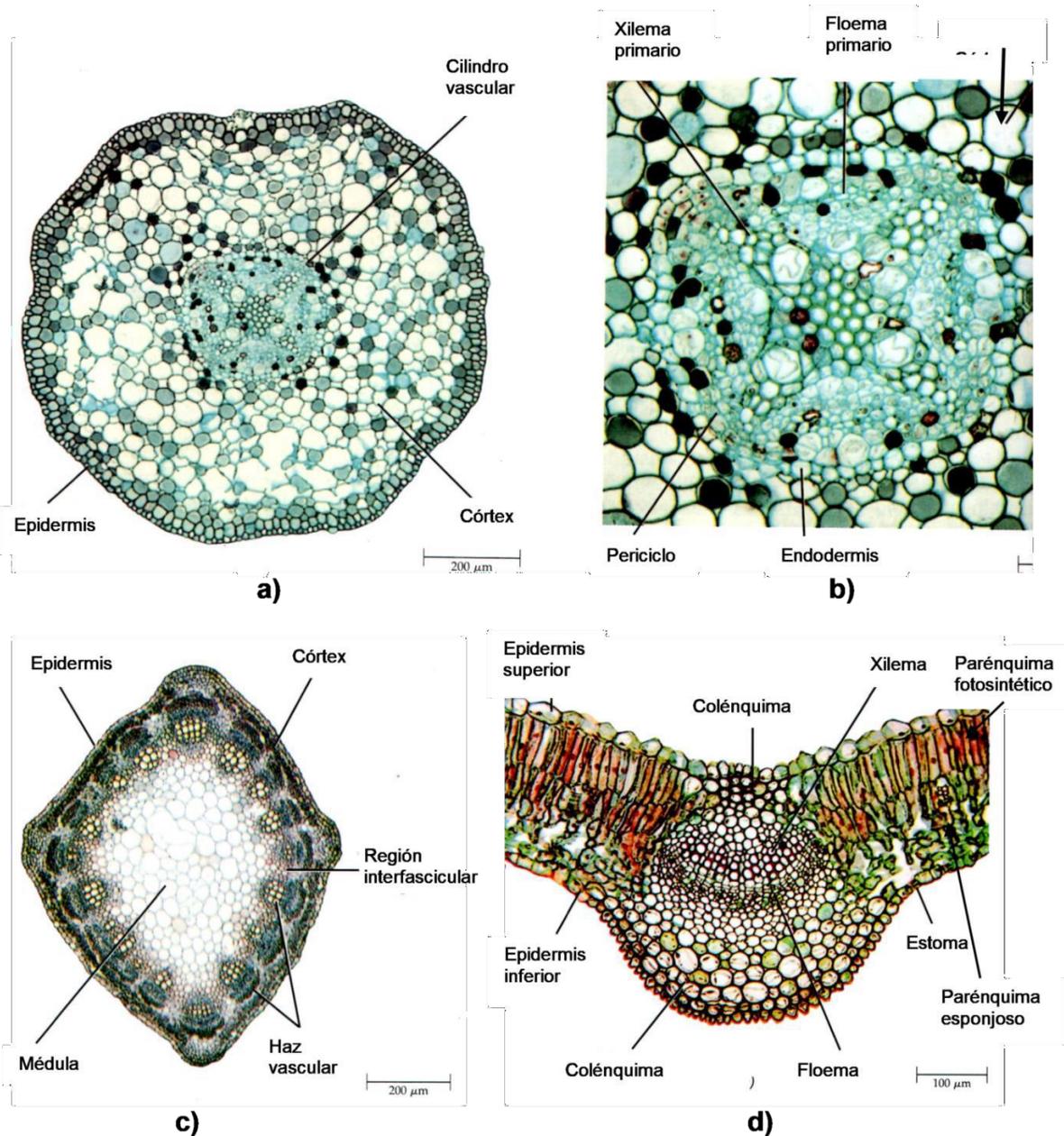
| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 167/168 |



**Figura 4.** Monocotiledónea. a) sección transversal de raíz, b) sección transversal de tallo, c) morfología de la hoja y d) sección transversal de la lámina. (Tomado y modificado de Raven *et al.*, 1999).



| Código            | Fecha de elaboración o revisión | Versión | Página  |
|-------------------|---------------------------------|---------|---------|
| SGC-FESZ-BIO-ML03 | 04/02/2022                      | 05      | 168/168 |



**Figura 5.** Eudicotiledónea con crecimiento primario, a) sección transversal de raíz, b) cilindro vascular de raíz, c) sección transversal de tallo y d) sección transversal de hoja (Tomado y modificado de Raven et al., 1999).