



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: 23/enero/2020
Vigente hasta 23/enero/2022

.....



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	22/01/2020	04	1/195

Autores

Itzen Aguiñiga Sánchez

Lucila Álvarez Barrera

Carlos Castillejos Cruz

Uri Omar García Vázquez

Ana Laura Maldonado Tena

Ana Rocío Rivera Martínez

Sonia Rojas Chávez

Reynalda Roldán Pérez

Ana María Soriano Martínez

María Judith Villavicencio Macías



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	22/01/2020	04	2/195

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	3
OBJETIVOS	6
UNIDAD DE APRENDIZAJE 1. BIOLOGÍA MOLECULAR DE LA CÉLULA	7
Práctica 1. Diferencias estructurales entre la célula vegetal y animal	8
Práctica 2. Evaluación de la actividad enzimática de la amilasa salival	16
Práctica 3. Cuantificación de azúcares totales	23
Práctica 4. Cuantificación de proteínas en el plasma humano por el método de Bradford	28
Práctica 5. Extracción de ADN	33
UNIDAD DE APRENDIZAJE 2. EMBRIOLOGÍA ANIMAL	44
Práctica 6. Sistema reproductor y ciclo estral de la rata	45
Práctica 7. Gametogénesis	53
Práctica 8. Viabilidad de gametos	61
Práctica 9. Embriogénesis	72
UNIDAD DE APRENDIZAJE 3. PLANTAS SIN SEMILLA	82
Práctica 10. Técnicas de recolecta y preservación de Arquegoniadas no vasculares y vasculares	83
Práctica 11. Morfología y anatomía de Arquegoniadas no vasculares	89
Práctica 12. Morfología y anatomía de Arquegoniadas vasculares	94
Práctica 13. Morfología y anatomía de órganos vegetativos de angiospermas	99
UNIDAD DE APRENDIZAJE 4. PROYECTO DE INVESTIGACIÓN	104
CRITERIOS DE AVALUACIÓN	119
REGLAMENTO DEL LABORATORIO	120
Reglamento interno en aula	120
Reglamento salidas de campo	124
MANEJO DE RESIDUOS	136
ANEXOS	142



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	3/195

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 laboratorio de investigación formativa está dividido en 75% prácticas y 25% proyecto de docencia-investigación. El Laboratorio de Investigación Formativa 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 origen evolutivo y 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 la biología general, tiene un papel importante para 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. 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



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	22/01/2020	04	4/195

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.

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 tercer práctica de esta unidad denominada desarrollo embrionario, y 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.



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	22/01/2020	04	5/195

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, poseen tejidos especializados en el transporte de agua (xilema) y productos de la fotosíntesis (floema). Las prácticas a 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



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	22/01/2020	04	6/195

ello, son los LIF's. 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 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 la célula, desarrollo embrionario en animales, la estructura y la sistemática de plantas sin semilla, además de realizar un proyecto de investigación para desarrollar habilidades que integren al menos dos de las temáticas anteriores.

Particulares

Entender la estructura y el funcionamiento de la célula, su origen evolutivo, 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 modelos animales.

Analizar la morfología y determinar taxonómicamente los diferentes taxa 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
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	7/195

UNIDAD DE APRENDIZAJE 1

BIOLOGÍA MOLECULAR DE LA CÉLULA



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	8/195

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 pro, antes de; 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 eu, verdadero y 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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	9/195

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 (Figs. 1 y 2).

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% del



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	10/195

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 (Bruce *et al.*, 2011; Davies, 2000).

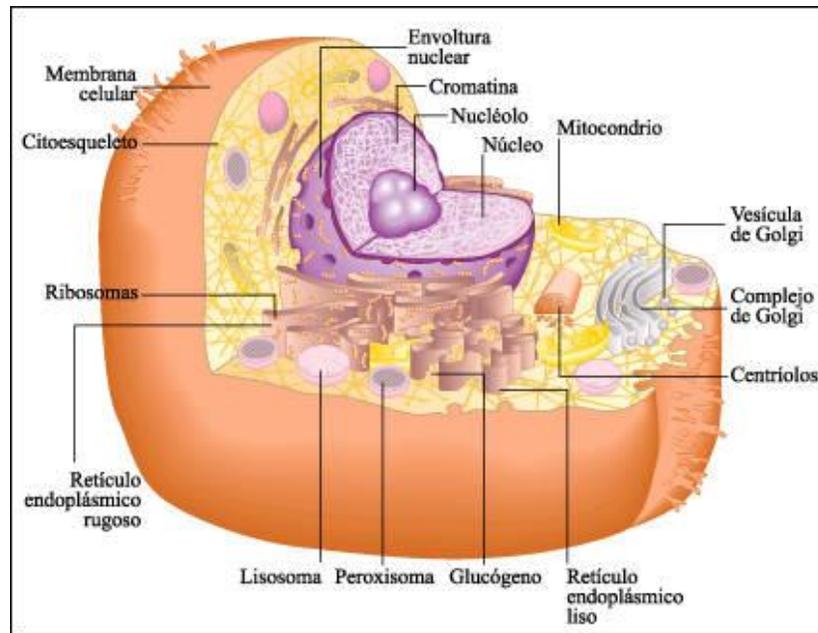


Figura 1. Estructura general de la célula animal (Tomado y modificado de Curtis, 2008).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	11/195

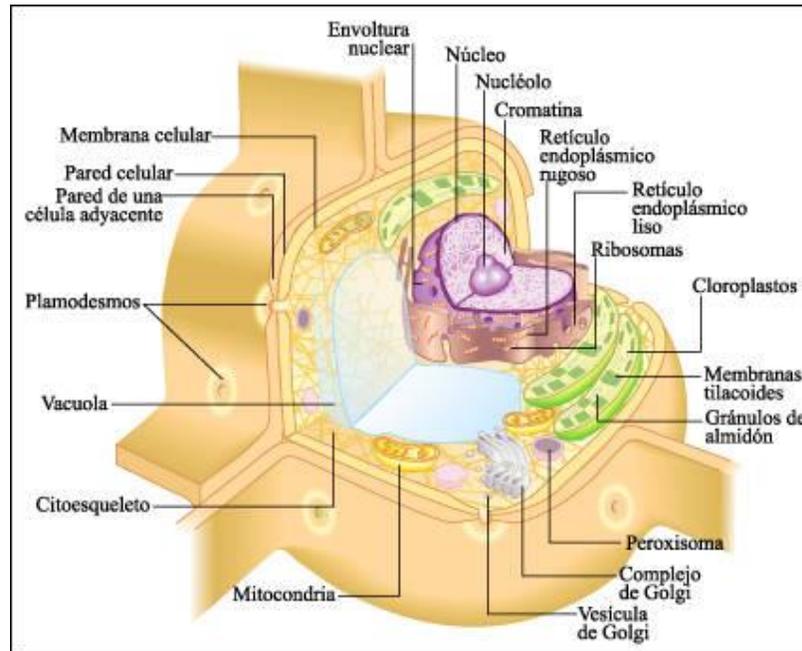


Figura 2. Estructura general de la célula vegetal (Tomado y modificado de Curtis, 2008).

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 (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



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	22/01/2020	04	12/195

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 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?



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	13/195

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Elodea sp

Pétalos y hojas

Un trozo de pollo cocido

Agua estancada

Sangre periférica

Saliva

Materiales diversos

Agujas de disección

Portaobjetos

Cubreobjetos

Caja de Petri

Frasco con gotero

Reactivos

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

Solución de grenetina al 1%

EQUIPO

Microscopio óptico

Estereoscopio

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	14/195

PROCEDIMIENTO

Células vegetales

- Separar una hoja de *Elodea* sp., colocarla en un portaobjeto y agregar una gota de agua.
- Colocar el cubreobjetos y observar al microscopio a seco débil, seco fuerte e inmersión.
- Esquematizar y describir las estructuras observadas.
- Hidratar un pétalo en una caja Petri con agua de la llave, realizar cortes transversales finos, colocar 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 que identifiques.

Células animales

- Cortar un trozo muy delgado de carne de pollo hervido y colócalo en un portaobjeto con una gota de agua.
- Con la ayuda de dos agujas de disección separar en hebras finas.
- Colocar el cubreobjetos y observar en el microscopio a seco débil, seco fuerte e inmersión.
- Remover el cubreobjetos, agregar una gota de solución de azul de metileno. Esperar 7 minutos, colocar el cubreobjetos y volver a observar.

Protozoarios

- En un portaobjetos colocar una gota de la solución de grenetina, encima de ella, una gota de agua estancada, realizar las observaciones a seco débil y fuerte. No utilizar el objetivo de inmersión sin colocar cubreobjetos.

RESULTADOS

El alumno deberá describir y esquematizar y las estructuras que distinga y describir



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	22/01/2020	04	15/195

las características de las células que forman los músculos: forma, aspecto, y si es posible, contabilice y registre los núcleos.

El alumno deberá describir y esquematizar las estructuras de cada tipo celular observado en la práctica.

El alumno deberá 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	22/01/2020	04	16/195

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 se conocen ARN catalíticos como las ribozomas que 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 (μmol ; 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 enzimáticas correspondientes son μU , nU y pU.



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	22/01/2020	04	17/195

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 α (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 α (1-4), pero los puntos de ramificación son enlaces α (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.

Cuando se incubaba saliva con almidón y se toman muestras a diferentes



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	22/01/2020	04	18/195

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).

La temperatura, pH, concentración enzimática y de sustrato e inhibidores alteran las velocidades de las reacciones catalizadas por las enzimas.

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 y metales afectan la velocidad de las reacciones catalizadas por la amilasa salival?
- 5.- ¿Qué es la constante de Michaelis Menten? ¿Cómo se obtiene gráficamente y qué indica?
- 6.- ¿Cómo se modifican los valores de K_m para los distintos tipos de inhibidores?
- 7.- ¿Cuál es la estructura del almidón?

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Saliva concentrada y filtrada

Materiales diversos

Tubos de ensaye de 13x100 y de 16x150

Probetas de 50 y 100 mL.

Vaso de precipitados de 50 mL.

Frasco gotero



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	19/195

Jeringa de 10 mL.

Baño de agua

Cronómetro

Gradilla

Reactivos

Solución de almidón al 3% en solución salina

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

Solución de yodo (Lugol: L₂KI)

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 o yodo.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	20/195

- 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.
- 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 oscuro (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	5	5´	0.5	90	



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	22/01/2020	04	21/195

- 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 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 refleja 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

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

El alumno deberá 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 a la velocidad de acción de la enzima. La dilución de la saliva puede variar conforme a la actividad de la enzima.



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	22/01/2020	04	22/195

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: 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.

PRÁCTICA 3



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	23/195

CUANTIFICACIÓN DE AZÚCARES TOTALES

OBJETIVO

Determinar la concentración de azúcares presentes en una muestra de plasma humano, mediante el método del fenol-ácido sulfúrico.

FUNDAMENTO TEÓRICO

Los carbohidratos son las biomoléculas más abundantes en la 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 de 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	22/01/2020	04	24/195

reacción del azúcar con otro reactivo. La formación de productos coloreados se puede determinar cuantitativamente por espectroscopía visible.

La glucosa libre en solución ácida fuerte forma un hemiacetal o aldehído cíclico. Este producto se une al fenol para producir un compuesto cromóforo con un máximo de absorbancia a 490 nm (Farías, 1999).

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 el blanco en la medición de absorbancia?

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

10 mL muestra sanguínea

Materiales diversos

Matraz Erlenmeyer 250 mL.

Matraz Erlenmeyer 100 mL.

Doce tubos de ensaye 125x16 mm.

Tubo vacutainer con heparina ($C_{26}H_{41}N_{10}$) o EDTA ($C_{10}H_{16}N_2O_8$)

Frasco con gotero

Pipeta 1 mL.

Pipeta 5 mL.

Reactivos

Glucosa 10 mg. ($C_6H_{12}O_6$)

Ácido sulfúrico 50 mL. (H_2SO_4)

Fenol 1 mL. (C_6H_5OH)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	25/195

EQUIPO

Centrífuga clínica

Espectrofotómetro

Balanza analítica

Balanza de dos platos

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío

PROCEDIMIENTO

Solución patrón: pesar 10 mg de glucosa previamente deshidratada, disolverla en 30 mL de agua destilada en matraz aforado y afore a 50 mL

Solución de fenol: disolver 0.5 mL de fenol en 10 mL en 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).



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	22/01/2020	04	27/195

RESULTADOS

De acuerdo con la construcción de la curva patrón y la obtención de la ecuación de la recta, realizar una intrapolación o extrapolación, según sea el caso de los valores de absorbancia obtenidos de las muestras de plasma. Los gráficos deben contener la ecuación de la recta linearizada y el coeficiente de correlación.

El alumno deberá 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.

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	28/195

PRÁCTICA 4

CUANTIFICACIÓN DE PROTEÍNAS EN EL PLASMA HUMANO POR EL MÉTODO DE BRADFORD

OBJETIVO

Cuantificar la cantidad de proteína total en una muestra de plasma humano.

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 al 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 fibrosas y globulares. Las primeras presentan cadenas lineales de polipéptidos,



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	22/01/2020	04	29/195

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.- ¿Cómo se clasifican las proteínas?
- 2.- ¿Cuál es la composición proteica en sangre?
- 3.- Explique la reacción de Bradford.

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

10 mL de muestra sanguínea



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	30/195

Materiales diversos

3 pipetas de 1 mL.

9 tubos de ensayo de vidrio 125x16

Tubo vacutainer de 10 mL con heparina (tapa verde)

Aguja y camisa para vacutainer

Ligadura

Reactivos

Cloruro de sodio 0.8 mg. (NaCl)

Albúmina 1 mg.

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

EQUIPO

Centrífuga clínica

Espectrofotómetro

Balanza de dos platos

Balanza analítica

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	31/195

PROCEDIMIENTO

Preparación de soluciones.

Solución salina: pesar 0.4 mg de NaCl y disolverlos en 50 mL de H₂O destilada.

Solución patrón: pesar 5 mg de albúmina, disolverla en 5 mL de solución salina en matraz aforado (1µg/µL).

Curva patrón (Fig. 1): en otro tubo de ensaye etiquetarlo como solución patrón de trabajo y tomar 2 mL de solución patrón. Preparar una serie de cinco tubos etiquetados del 1 al 5 y agregar 1 mL de solución salina. Del tubo de ensaye etiquetarlo como solución patrón de trabajo esta solución, extraer 1 mL y colocarlo en el tubo 1 de la serie de cinco tubos preparados previamente. Agitar ligeramente. Extraer 1 mL del tubo 1 y colocarlo en el tubo 2. Agitar ligeramente. Repetir este procedimiento hasta el tubo 5 de manera consecutiva, el cual quedará con un volumen de 2 mL, por lo que deben extraerse y desechar 1 mL (a este procedimiento se le llama dilución seriada). Al final todos los tubos deberán contener 1 mL.

Solución blanco: en un tubo de ensaye colocar 1 mL de solución salina.

Preparación de la muestra: extraer 10 mL de sangre periférica con un tubo vacutainer que contenga heparina. Centrifugar a 2000 rpm/5 min. Recuperar el sobrenadante (plasma) y desechar el paquete celular. Colocar 0.5 mL de plasma, en un tubo de ensaye, diluir con solución salina hasta 5 mL. De esta dilución (1:10) tomar 0.5 y 1 mL y colocar por separado en dos tubos de ensaye y completar a 5 mL.

Desarrollo del color: a todos los tubos: solución blanco, curva patrón y muestras agregar 1 mL de solución salina y 0.5 mL de reactivo de Bradford, homogeniza bien y dejar reposar por 5 min.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	32/195

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.

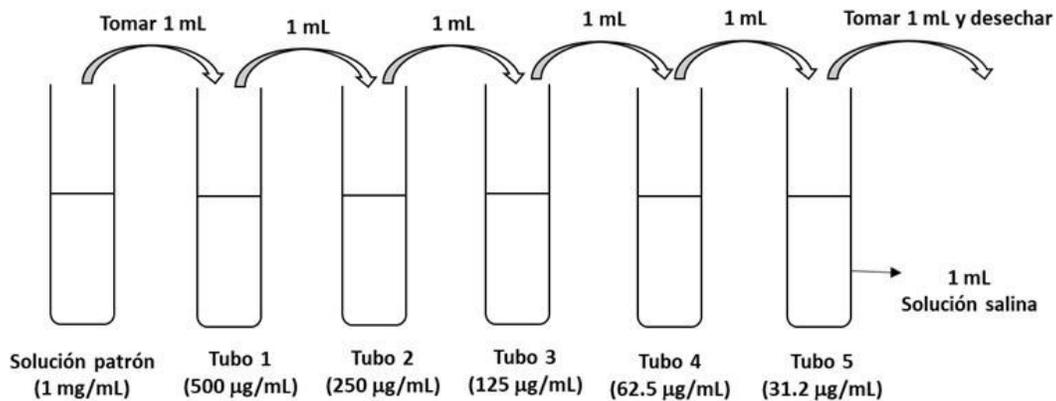


Figura 1. Elaboración de la curva patrón de albúmina.

RESULTADOS

Las lecturas de absorbancia obtenidas para la curva patrón se correlacionan en una gráfica indicando concentración vs. absorbancia. Las lecturas de las muestras son interpoladas y expresadas en mg/mL. Los gráficos deberán presentar la ecuación de regresión lineal 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	22/01/2020	04	33/195

PRÁCTICA 5 EXTRACCIÓN DE ADN

OBJETIVO

Extraer el ADN de diversos materiales biológicos e identificarlo por electroforesis en gel de agarosa.

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 ADN que 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 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 (Avice, 2004).

Los ácidos nucleicos son moléculas esenciales para las funciones de la célula. Existen dos tipos de ácidos nucleicos: el ácido desoxirribonucleico (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



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	22/01/2020	04	34/195

dos cadenas de nucleótidos unidas entre sí formando una doble hélice. Los 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.

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.

Los grupos fosfato están cargados negativamente y son polares, esto le confiere al ADN una carga negativa y lo hace altamente polar, características que se aprovechan durante la extracción. Los grupos fosfato tienen una fuerte tendencia a repelerse debido a su carga negativa, que permite disolver al ADN en soluciones acuosas y formar una capa hidratada alrededor de la molécula. Sin embargo, en presencia de etanol se rompe esta capa y quedan expuestos los grupos fosfato. En estas condiciones se favorece la unión con cationes, como Na^+ , que reducen las fuerzas repulsivas entre las cadenas de nucleótidos y permiten que el ADN precipite (Aras *et al.*, 2003).

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	35/195

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 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.

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.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	36/195

5.- Mencione las ventajas y las desventajas, que se presentan al utilizar el método tradicional y un kit comercial en la extracción de ADN.

6.- Durante la extracción de ADN, ¿con qué compuesto normalmente se precipita el ADN?

7.- ¿Qué es la electroforesis?

8.- ¿Cuál es la utilidad de utilizar la electroforesis en el análisis del ADN?

9.- ¿A qué longitud de onda se lee el ADN? ¿Por qué?

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Tejido vegetal (rizomas, hojas, tallos, entre otros), o tejido animal (hígado, músculo, bazo; sangre, entre otros)

Materiales diversos

Matraz Erlenmeyer de 250 mL estéril

Mortero con pistilo

Centrífuga clínica

Tubos ependorff estériles

Tubos vacutainer, agujas y camisa

Micropipetas de 10, 200 y 1000 μ L.

Puntas para micropipetas estériles de 10, 200 y 1000 μ L.

Reactivos

Hielo seco

Solución de cloruro de sodio 0.9% (NaCl)

DNAzol

Etanol absoluto (C_2H_5OH)

Hidróxido de sodio 8 mM. (NaOH)

Buffer TBE 1X ($[HOCH_2]_3CNH_2$)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	37/195

Revelador de ADN para electroforesis

Agarosa

Buffer de carga

Marcador de peso molecular de 100-1500 pb.

EQUIPO

Cámara de electroforesis con fuente de poder.

Transiluminador

Centrífuga clínica

Balanza analítica

Balanza de dos platos

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío

PROCEDIMIENTO

Colecta de la muestra: la colecta de la muestra y su manejo adecuados son indispensables para una extracción exitosa. En el Cuadro 3 se indican algunas recomendaciones sobre la colecta y el manejo de tejidos vegetales y animales. La colecta y manejo apropiado de la muestra permite obtener ADN íntegro y sin contaminantes.



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	22/01/2020	04	38/195

Cuadro 3. Recomendaciones sobre la colecta y manejo de algunos tejidos de plantas y animales.

Tipo de muestra	Colecta en campo/ Transporte de la muestra	Almacenamiento de la muestra previo a la extracción
Tejido vegetal: rizomas, hojas, tallos, entre otros.	En el tejido foliar, se recomienda colectar tejido joven pues contiene más células por unidad de peso que el tejido maduro y posee menos polisacáridos y polifenoles que dificultan la extracción. Una vez colectado, el tejido debe congelarse con hielo seco o en una bolsa ziploc con sílica gel.	Antes de proceder a la extracción almacenar el tejido a -70°C y evitar ciclos de congelación y descongelación. Se recomienda congelar varias muestras con la cantidad suficiente. En caso de usar sílica gel, esta debe cambiarse constantemente al virar de color, no debe desecharse y el contenido de humedad absorbido debe eliminarse en un horno para reutilizarse.
Tejido animal: hígado, músculo, bazo, entre otros.	Disectar el tejido y para facilitar su maceración fraccionarlo en porciones de 0.5×0.5 cm. Mantenerlo en hielo seco. Se puede deshidratar con etanol al 70%, pero este procedimiento degrada el ADN y acarrea contaminantes.	Las muestras deben almacenarse de acuerdo con el método de colecta utilizado, en etanol a 4°C o a -70°C en hielo seco.
Sangre	Utilizar agujas de calibre 20G, en tubo vacutainer con heparina o EDTA, homogenizar por inmersión 10 veces. Una vez obtenida la muestra es importante evitar movimientos bruscos.	Las muestras pueden mantenerse por unos días a 4°C después de su colecta. Si se congela la muestra a -20°C , debe descongelarse a temperatura ambiente.

Homogeneización del tejido: pesar 0.5 g de tejidos vegetales o animales, 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. Si usa tejido vegetal filtrar a través de una gasa estéril. En el caso de la sangre, ésta se diluye en una proporción 1:1, sangre: NaCl al 0.9% y se homogeniza.

La siguiente secuencia es la misma para cualquier tejido. Pasar el sobrenadante a un tubo y centrifugar a 2000 rpm/5 min, enseguida retirar el



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	39/195

sobrenadante, sin arrastrar el botón celular (Fig. 1). Agregar 1 mL de disolución de NaCl, pasar a un microtubo y centrifugar a 2000 rpm/5 min.



Figura1. Separación del botón celular del sobrenadante (Figura: Itzen Aguiñiga).

Lisis. Retirar el sobrenadante y adicionar 500 μ L de DNazol, homogenizar 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 (Fig. 2).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	40/195



Figura 2. Separación de ADN (Figura: Itzen Aguiñiga).

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 μ L de NaOH 8 mM.

Preparación de la agarosa: pesar 1 g de agarosa, agregar a un matraz que contiene 100 mL de buffer TBE 1X, calentar en el microondas por periodos de 10 segundos hasta que se disuelva por completo, una vez que la mezcla sea homogénea, agregar 20 μ 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 (Fig. 3). Enfriar hasta que solidifique el gel, se agrega buffer TBE 1X en la cámara hasta cubrir el gel (Fig. 4).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	41/195

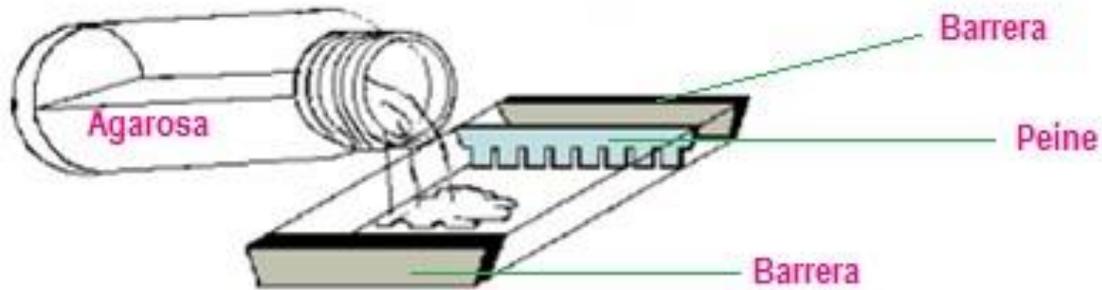


Figura 3. Vaciado de la agarosa en la cámara de electroforesis (Figura: Itzen Aguíñiga).

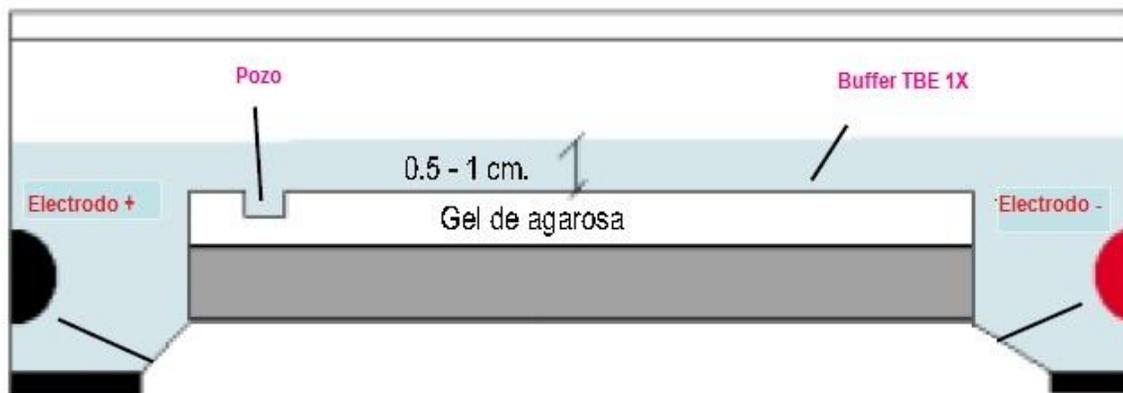


Figura 4. Vista horizontal del vaciado del TBE (Figura: Itzen Aguíñiga).

Corrimiento del gel de agarosa. En la cámara de electroforesis, cargar el gel de agarosa, agregar en el primer pozo 2 μ L del marcador de peso molecular estándar, el cual funcionará como testigo de peso molecular del ADN. Agregar 2 μ L de buffer de carga en papel parafina y 8 μ L del ADN extraído, homogenizar y, colocar con mucho cuidado la muestra en cada uno de los pozos del gel (Fig. 5).

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	42/195

fuente de poder y someter el gel a luz ultravioleta, para revelar el ADN, se toma una fotografía y se anotan los resultados.

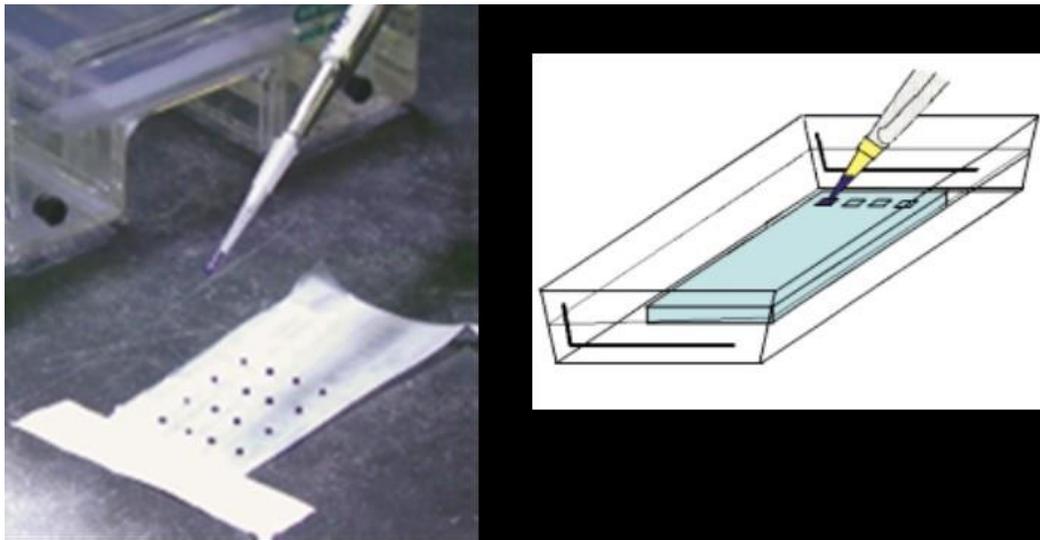


Figura 5. Carga de la muestra en el gel de agarosa (Figura: Itzen Aguiñiga).

RESULTADOS

Analizar la fotografía obtenida del gel y comparar la muestra con el marcador de peso molecular estándar y entre las diferentes muestras para determinar la integridad del ADN extraído.

Incluir en sus resultados la fotografía del gel de agarosa, describiendo las bandas que se observen. En caso de no haber obtenido banda de ADN, explique por qué.

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	43/195

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.



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	22/01/2020	04	44/195

UNIDAD DE APRENDIZAJE 2

EMBRIOLOGÍA ANIMAL



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	45/195

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,



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	46/195

2002, Tresguerres, 2003). Comienza el incremento en la secreción de estradiol (E2) por parte de los folículos y de progesterona (P4) 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 E2 y P4 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.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	47/195

Las hembras nacen con el canal vaginal cerrado, este recién se abre con un 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 de 15 a 50 días, 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	22/01/2020	04	48/195

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Ratas machos y hembras

Materiales diversos

Jaulas

Goteros con punta de forma o asa bacteriológica

Portas y cubre objetos

Tabla de disección

Estuche de disección

Algodón

Gasas

Reactivos

Solución salina: preparar una solución 0.85% de Cloruro de Sodio (NaCl)

Etanol al 96% (C₂H₅OH)

Colorante Giemsa: dilución 1:10 (V/V)

Éter ([C₂H₅]₂O)

Acetona (C₃H₆O)

Solución aclarante

Agua destilada

EQUIPO

Estereoscopio

Microscopio

Balanza granataria



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	22/01/2020	04	49/195

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

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.

Frotis vaginal

- Comprobar el sexo del animal e identificar las hembras, se sugiere marcar 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 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,



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	50/195

tomar con el gotero solución salina únicamente en la punta de éste (Anexo 1).

- Introducir en la vagina la punta del gotero aproximadamente unos 5 mm, presionar el bulbo y sin que salga la punta del gotero lavar la vagina, finalmente recuperar el líquido y retirar el gotero.
- Colocar a la hembra en la jaula; y depositar una gota en un portaobjetos.
- Repetir la operación todos los días con cada uno de los animales.
- Observar el frotis en fresco en el microscopio, (realizar la tinción) 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).
- Corroborar la fase del ciclo celular realizando la fijación y tinción del frotis de la siguiente manera:
 - Secar el frotis en la estufa.
 - Cubrir el frotis con etanol 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.

Diseción de aparatos reproductores

- Sacrificar al animal colocándolo en una cámara de CO₂ (ubicada en el bioterio).
- Verificar que el animal este muerto.
- 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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	51/195

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 3).
- Hacer la disección de todo el aparato reproductor femenino, pesarlo y fijarlo.
- En el caso de la rata macho realizar los mismos pasos hasta el número tres, cortar con las tijeras alrededor de los testículos de tal manera que los testículos se observen completamente.
- Continuar con la disección del resto del aparato reproductor masculino, identificar todas sus estructuras, pesarlo y fijarlo.

RESULTADOS

- Esquematice todas las fases del ciclo estral observadas en la rata
- Entregar el material biológico fijado y etiquetado correctamente.
- Esquematice el aparato reproductor femenino y masculino de la rata.

El alumno deberá 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:



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	22/01/2020	04	52/195

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.

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	22/01/2020	04	53/195

PRÁCTICA 7 GAMETOGÉNESIS

OBJETIVOS

Identificar en laminillas histológicas de ovario la estructura general de dicho órgano, las diferentes etapas de maduración en el proceso de foliculogénesis y ovogénesis así como la estructura del cuerpo lúteo.

Identificar en laminillas histológicas de testículo la estructura del tejido intersticial del testículo, especialmente las células de Leydig y en los túbulos seminíferos a las células de Sertoli, así como 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).

Gónadas

Ovarios (Anexo 4): Son órganos pares situados generalmente en la región posterior del abdomen a los lados de la línea media; sus funciones más importantes son: Producción de hormonas sexuales (estradiol, progesterona) y producción de los gametos (ovogénesis).

Su estructura general se puede dividir en tres áreas bien delimitadas que son:



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	22/01/2020	04	54/195

a) hilio ovárico, sitio por donde entran y/o salen vasos sanguíneos y nervios, b) Médula ovárica formada por estroma ovárico (tejido conectivo en sus diferentes variedades), vasos sanguíneos de mediano y pequeño calibre, c) corteza ovárica, formada por tejido conectivo, capilares y folículos ováricos, estos son estructuras encargadas de contener y madurar a los gametos femeninos (Junqueira y Carneiro, 2004).

Testículos (Anexo 4): 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 más importantes son: producción de hormonas sexuales (testosterona entre otras) y producción de los gametos (espermatogénesis).

Su estructura general se divide en dos compartimientos que son: a) tejido intersticial, que está constituido por tejido conectivo vasos sanguíneos (principalmente capilares) y células intersticiales o de Leydig productoras de testosterona, b) túbulos seminíferos en donde se encuentran las células de Sertoli (productoras de inhibina, activina y factor estimulante de las células intersticiales), y las células de la línea espermatogénica (Junqueira y Carneiro, 2004).

Ovogénesis

El proceso de maduración de los gametos femeninos está totalmente relacionado con la maduración de los folículos ováricos, por lo que se irá describiendo e interrelacionando ambos procesos.

La ovogénesis se lleva a cabo en la corteza ovárica y específicamente dentro del folículo ovárico, este proceso se inicia desde la etapa embrionaria aproximadamente a la sexta y séptima semana de desarrollo embrionario en humanos con la formación del folículo primordial que se encuentra constituido por una sola capa de células foliculares planas rodeando a una ovogonia. A partir de ésta estructura y



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	22/01/2020	04	55/195

de éste momento inicia la foliculogénesis y la ovogénesis las cuales se llevan a cabo en dos fases: la primera es denominada fase de maduración lenta que abarca hasta la pubertad. Durante dicho periodo, el folículo madura hasta originar al folículo primario (Anexo 5) caracterizado por estar formado por una sola capa de células foliculares poliédricas rodeando a un ovocito primario con aproximadamente 45 a 50 μm de diámetro; de lo anterior se deduce que la ovogonia maduró hasta la etapa de paquiteno en profase de la primera división meiótica (Gartner y Hiatt, 2007).

La segunda fase de maduración folicular y ovular se denomina etapa de maduración rápida y coincide con los ciclos estrales o el ciclo menstrual humano. Durante dichos ciclos los folículos sufren una serie de cambios estructurales y funcionales que culminan en la ovulación y la posterior formación del cuerpo lúteo. Para su estudio pueden ser clasificados de la siguiente manera: a) folículo secundario, b) folículo terciario y c) folículo maduro; que a continuación describiremos.

El folículo primario comienza a aumentar de volumen por la acumulación de nutrientes del ovocito primario y por el aumento en el número de capas de células foliculares dando como consecuencia la formación del folículo secundario o antral (Anexo 6), que se define como un folículo formado por un ovocito primario rodeado por dos o más capas de células foliculares sin antro folicular.

El folículo secundario continúa su maduración hasta transformarse en un folículo terciario o antral (Anexo 7) que se caracteriza por el aumento de tamaño y por su mayor complejidad, misma que a continuación se describe. Está constituido del interior hacia el exterior por un ovocito primario, rodeado de una estructura translúcida denominada zona pelúcida formada por carbohidratos de alto peso molecular siendo el más importante el ácido hialurónico además de proteínas marcadoras ovulares (ZP1, ZP2, ZP3). En el exterior de la zona pelúcida se encuentra la corona radiada formada por células foliculares modificadas en su estructura pasando de ser poliédricas a alargadas y dispuestas radialmente al ovocito. El folículo aumenta 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	22/01/2020	04	56/195

tamaño de manera importante por la aparición paulatina de otra estructura denominada antro folicular que a su vez contiene líquido folicular, por fuera de éste, las células foliculares que siguen proliferando se organizan para formar una nueva estructura denominada capa granulosa (por su aspecto al microscopio a poco aumento), entre ésta estructura y la corona radiada se encuentra el *Cumulus Oophorus*. En el exterior de la capa granulosa se localiza la teca interna altamente vascularizada que en conjunto con la capa granulosa son las responsables de la producción de estrógenos mediante el mecanismo de la doble célula doble hormona, finalmente, el folículo está delimitado del resto de las estructuras ováricas por la teca externa de tipo membranoso.

La etapa final de maduración folicular es el folículo maduro o terciario que es más periférica e incluso hace protusión en su superficie, el Cumulus Oophorus es pediculado y es de mayor tamaño; hasta aquí termina la maduración folicular.

El siguiente evento en el proceso de foliculogénesis y ovogénesis es la ovulación que está determinada por incremento en la concentración de hormona luteinizante, que se define como la ruptura del folículo maduro y la expulsión del ovocito. En dicho evento también el ovocito primario aumenta su velocidad de maduración y se transforma en ovocito secundario (en primates se detiene en metafase II) y solamente si hay fecundación se termina de madurar dicho folículo. El resto del folículo se queda en el ovario y se transforma en cuerpo lúteo (Anexo 8) productor de progesterona.

Folículos atrésicos son aquellos que en cada ciclo inician la maduración, pero no la terminan, si bien no llegan a la ovulación y no generan ovocitos tienen una función biológica muy importante que es la de contribuir en la producción de estrógenos.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	57/195

Espermatogénesis

A diferencia de la ovogénesis la espermatogénesis (Anexo 9) inicia en la pubertad, se lleva a cabo dentro de los túbulos seminíferos (Anexo 10) a partir de las espermatogonias de tipo “A”, que son las más periféricas dentro del túbulo seminífero (Anexo 11) y se reproducen por mitosis dando origen a un 50% de gonias A y a un 50% de espermatogonias de tipo B, asegurando así la celularidad tubular de gonias A y por tanto de gonias B con lo cual se asegura el proceso espermatogénico (Anexo 12) (Fortoul y Castell, 2013).

Las gonias B a su vez continúan el proceso espermatogénico reproduciéndose por mitosis generando a dos espermatocitos primarios que llevan a cabo la primera división meiótica y termina cuando se transforma en espermatocitos secundarios y después de una corta etapa de interfase caracterizada por carecer de fase “S”; lleva a cabo la segunda división meiótica que culmina cuando se transforma en una espermatida.

La espermatida inicia un proceso de maduración denominado espermiogénesis que consiste en la transformación de una célula de forma y dimensiones más o menos comunes a una especializada con una forma y dimensión muy características correspondientes al espermatozoide (Anexo 13). Las estructuras directamente involucradas en dicho evento son: a) el Aparato de Golgi que da origen al sistema acrosómico formado por la caperuza (que es un sistema membranoso) y el acrosoma, que junto con b) el núcleo (que ha perdido mucho volumen) forman la cabeza, c) el centriolo que se divide en un centriolo proximal formando el cuello y en uno distal que comienza a migrar formando el flagelo espermático y d) las mitocondrias que se reorganizan pierden volumen y forman la pieza intermedia del espermatozoide (Gartner y Hiatt, 2007).

La observación de cortes histológicos de testículo y ovario permitirá al alumno identificar las características estructurales de dichos órganos y de las fases 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	22/01/2020	04	58/195

maduración de los gametos masculinos y femeninos.

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

- 1.- Especifique los términos vida y viabilidad del óvulo y los espermatozoides en humano.
- 2.- Esquematice y especifique la regulación hormonal del eje hipotálamo hipófisis gónada.
- 3.- Especifique cuales son las funciones de las diferentes estructuras de un folículo terciario.
- 4.- Describa cuales son las funciones del sistema acrosómico.
- 5.- Investigue y describa las funciones de cada una de las hormonas producidas por las células de Sertoli.
- 6.- Elabore una tabla comparativa entre ovogénesis y espermatogénesis.

MATERIAL Y REACTIVOS

Materiales diversos

Papel seda dos hojas

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

EQUIPO

Microscopio óptico

Microscopio óptico con cámara



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	22/01/2020	04	59/195

Pantalla

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Gas

Vacío

PROCEDIMIENTO

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

El alumno elaborará los esquemas correspondientes a cada órgano observado, indicando las estructuras identificadas.

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

REFERENCIAS

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

Estrada, F., y Uribe, A. (2002). *Atlas de histología de vertebrados*. D.F., México: UNAM.

Fortoul, T., y Cartell, A. (2013). *Histología y biología celular* (3er ed.), D.F., México: Editorial Mc Graw Hill.



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	22/01/2020	04	60/195

Gartner, L., y Hiatt, J. (2007). *Texto atlas de histología* (3ª ed.), D.F., México: Editorial Mc Graw Hill.

Hildebrand, M. (1991). *Anatomía y embriología de los vertebrados*. D.F., México: Editorial Limusa.

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	22/01/2020	04	61/195

PRÁCTICA 8 VIABILIDAD DE GAMETOS

OBJETIVOS

Realizar la espermatobioscopia de una muestra de semen humano

Comparar los resultados obtenidos con los reportados por la Organización Mundial de la Salud (OMS).

FUNDAMENTO TEÓRICO

El semen es un fluido biológico que está constituido por espermatozoides y por una fase líquida denominada líquido seminal. El análisis de las características fisicoquímicas del líquido seminal, y de las características numéricas, estructurales y funcionales, de los espermatozoides se realiza mediante una metodología de laboratorio denominada espermatobioscopia que se desarrollará en esta práctica. Los espermatozoides se encuentran en valores de aproximadamente 5% del total del semen (espermatocrito).

Las células altamente especializadas cuya estructura se encuentra constituida por: a) cabeza compuesta por el sistema acrosómico (caperuza y casquete) y núcleo, b) cuello formado por el centriolo proximal, c) cuerpo o pieza intermedia donde se encuentran organizadas las mitocondrias y d) cola o flagelo que le confiere movilidad (Pawlina, 2016); en humano mide entre 50 a 60 μm de longitud, pero el diámetro máximo en la cabeza es de aproximadamente 3 μm (Fig. 1).

Los espermatozoides se producen en los testículos los cuales son glándulas mixtas, pares situadas generalmente en la región dorsal del abdomen. En la mayoría de los vertebrados e incluso en muchos invertebrados salvo en mamíferos, en los cuales se encuentran en la bolsa escrotal ya que en éstos animales la temperatura de espermatogénesis es menor, en humanos es de 35°C. Los espermatozoides se



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	62/195

producen específicamente en los túbulos seminíferos mediante el proceso de espermatogénesis (Fig. 2), que inicia en la pubertad bajo el influjo de las gonadotropinas y de la testosterona con la proliferación de las espermatogonias que a su vez después de una breve interfase forman a los espermaticitos secundarios, para dar origen a las espermátidas que por un proceso de maduración llamado espermiogénesis (Fig. 3) formarán finalmente al espermatozoide maduro estructuralmente (Gartner y Hiatt, 2007).

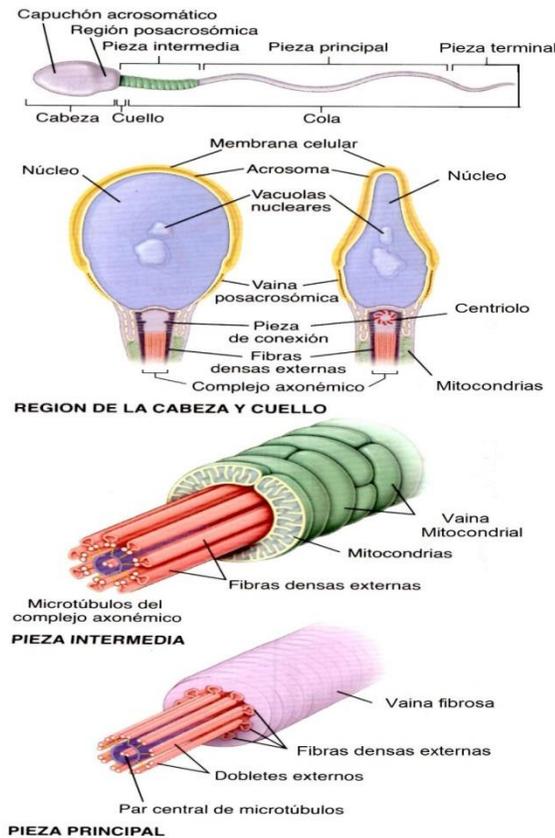


Figura 1. Diagrama del espermatozoide humano (tomado de Pawlina, 2016).

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	63/195

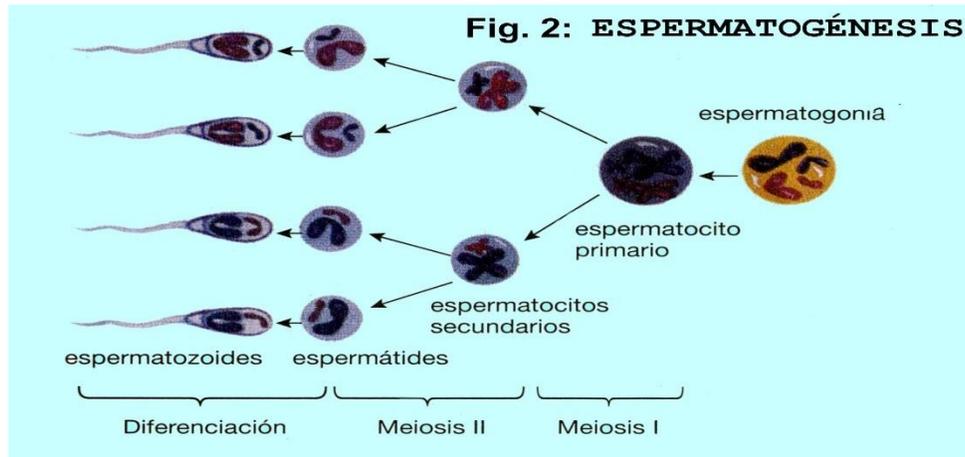


Figura 2. Espermatogénesis (tomado de Audersik y Audersik, 2002).

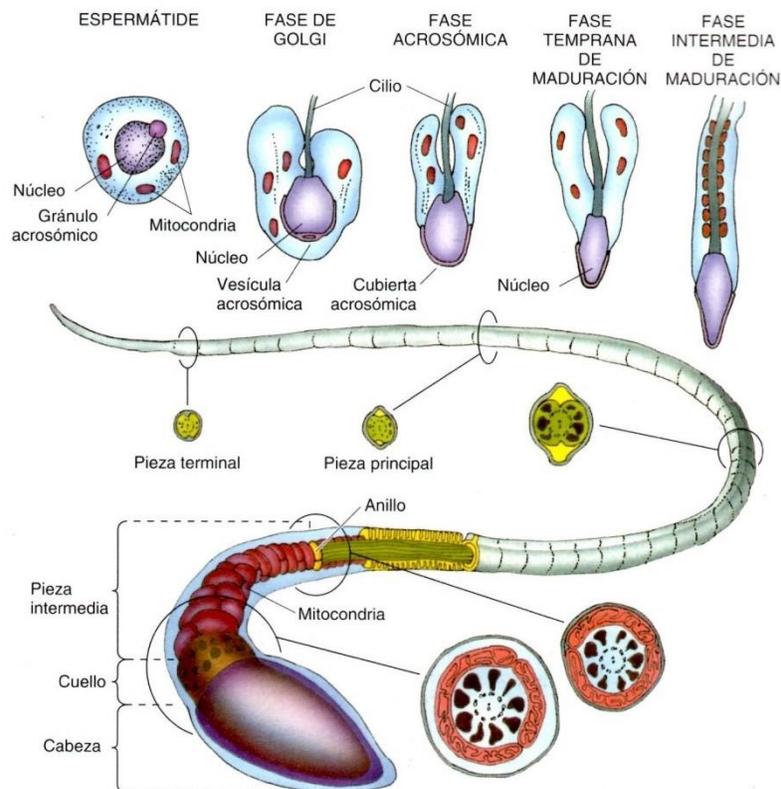


Figura 3. Espermiogénesis (tomado de Gartner y Hiatt, 2007).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	64/195

El líquido seminal es producido por diferentes estructuras del sistema reproductor masculino entre las que se encuentran a) el epidídimo y las glándulas de Cowper, b) las vesículas seminales y c) la próstata.

El epidídimo (Fig. 4) contribuye con un escaso volumen a la producción de líquido seminal básicamente su función es la de almacenar a los espermatozoides (más o menos 21 días) y madurarlos funcionalmente para que adquieran movilidad bajo influjo de la testosterona, aunque en todo el trayecto de las vías espermáticas no desarrollan movilidad activa por el pH ácido (6.5%) y por bajas concentraciones de oxígeno.

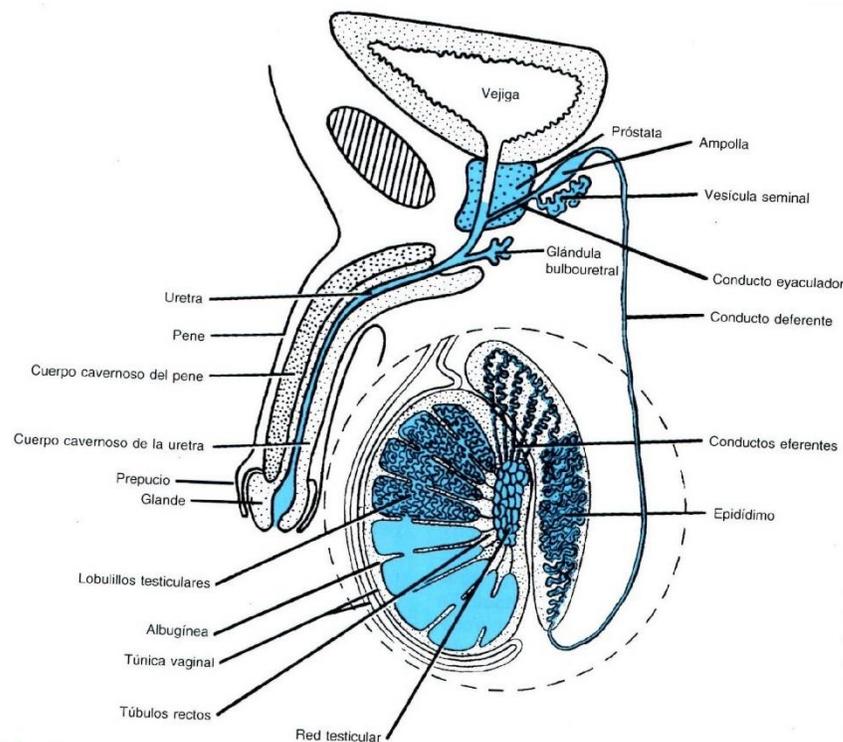


Figura 4. Aparato reproductor masculino (tomado y modificado de Junqueira y Carneiro, 2004).



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	22/01/2020	04	65/195

Las glándulas de Cowper o bulbouretrales o de Littré son dos pequeñas glándulas situadas a los lados de la porción final de la uretra membranosa, con forma de pequeñas hojas redondeadas (semejantes a lentejas), producen un líquido mucoso transparente rico en glucoproteínas, ácido glucorónico, ácido siálico, galactosa y galactosamina entre otras sustancias; su función es lubricar al conducto uretral durante el acto sexual (Junqueira y Carneiro, 2004).

Las vesículas seminales: Son glándulas músculo membranosas pares que en humano miden de 5 a 7 cm de longitud, de 1.5 a 3 cm de ancho y de 5 a 10 cm³ de capacidad variable de acuerdo a la actividad sexual y la edad, su conducto de desembocadura se une al conducto deferente para formar el conducto eyaculador que se introduce en la próstata (Pawlina, 2016).

Las vesículas seminales producen una secreción constante amarilla viscosa con un pH cercano a 7 conteniendo una gran cantidad de sustancias (Cuadro 1) con diferentes funciones y constituyen aproximadamente el 20% del total del líquido seminal.

La próstata es la glándula accesoria del sistema reproductor masculino más importante por su tamaño y secreción; es impar, en humano está situada en la cavidad pélvica (Curtis *et al.*, 2008), tiene forma de una castaña y sus dimensiones son: 3 cm de longitud, 4 cm de ancho y 2 cm de grosor, con un peso de 20 a 25 g.

La próstata tiene dos tipos de secreción una que inicia durante la pubertad, con un volumen de 0.5 a 2 mL por día, conocida como secreción de reposo que se elimina de manera imperceptible durante la micción; la otra se produce por un estímulo parasimpático durante la eyaculación en valores de 3 a 5 mL, siendo un líquido con un pH aproximado a 7.5, es opalescente, viscoso y contiene fosfatasa ácida así como otras sustancias (Cuadro 1). La próstata produce del 80% al 85% de agua del líquido seminal, contribuyendo a formar el medio de transporte de los espermatozoides (Pawlina, 2016).



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	22/01/2020	04	66/195

Cuadro1. Componentes de las glándulas sexuales accesorias.

Próstata	Vesículas seminales
Espermina, ácido cítrico, colesterol, fosfolípidos, fibrinolisin, fibrinogenasas, zinc, fosfatasa ácida, cloro, calcio. Todos estos compuestos constituyen un 20% del volumen del semen.	Fructosa, fosforilcolina, ergotionina, ácido ascórbico, flavina, prostaglandinas, potasio, sodio, nitrógeno. A estos corresponde un 60% del volumen total eyaculado.

La viabilidad y la vida de los gametos están determinadas por los factores estructurales y funcionales de las células germinativas y por la composición del medio que las contiene. Un método fácil, económico y demostrativo para determinar dichos factores en los gametos masculinos (espermatozoides) es la espermatobioscopía (Gallardo, 2007).

La espermatobioscopía es un método diagnóstico en el estudio de la pareja estéril en humanos, además es utilizado actualmente como una prueba de control de calidad de las muestras que entran y salen de los bancos de semen para la inseminación artificial, es también ampliamente utilizado en algunos animales de interés económico como los sementales (reses y cerdos entre otros), ya que es un método de evaluación de la calidad del semen directamente relacionada con la utilidad económica (OMS, 2001; Menkveld, 2010).

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 espermiogénico.
- 2.- Describa en detalle los mecanismos celulares que se llevan a cabo durante el proceso espermiogénico.
- 3.- Defina los términos esterilidad e infertilidad.
- 4.- Especifique las diferencias entre viabilidad y vida espermática y ovular indicando



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	67/195

para cada caso sus valores normales.

5.- ¿Qué significa el término reproducción asistida y cómo lo relaciona con la espermatobioscopia realizada?

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Semen

Materiales diversos

Papel seda

Termómetro

Cámara de Neubauer

Tubo de centrifuga cónico graduado

Vasos de precipitado de 10 mL y 250 mL.

Papel pH

Portaobjetos

Cubreobjetos 22 mmx40 mm.

Pipetas Pasteur con bulbo

Pipeta de Thoma para glóbulos blancos

Guantes de látex

Charola de plástico para inactivación del semen

Reactivos

Aceite de inmersión

Petrolato (C₂₀H₄₂O)

Solución de bicarbonato de sodio al 5% (NaHCO₃)

Colorante de Giemsa

Colorante Azul de Tripano (C₃₄H₂₈N₆O₁₄S₄) ó Eosina 2% - Nigrosina 2%

Hipoclorito de sodio al 5% (NaClO)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	68/195

EQUIPO

Microscopio compuesto

Estufa

Placa de calentamiento

SERVICIOS

Agua

Vacío

Servicio eléctrico

PROCEDIMIENTO

Examen físico del semen

- Obtención de la muestra. Después de un periodo de abstinencia sexual de una semana se obtiene el semen¹ por masturbación, recogiendo la muestra en un frasco de vidrio (vaso de precipitado de 20 mL) limpio, seco y de preferencia estéril que deberá mantenerse muy cercano a la temperatura corporal durante su transporte. Mantener la muestra en baño maría a 37°C durante todo el procedimiento
- Evaluación de la licuefacción del semen. En el momento de la eyaculación y minutos después, el semen tiene una alta viscosidad. Para evaluarla se introduce un palillo al semen y se retira lentamente, la muestra escurrirá en forma de hilo y luego de 30 min. se procede de la misma manera para que el semen escurra por goteo, lo cual indicará que se ha licuado por efecto de las fibrinolisinias presentes en el plasma, así como de aminopeptidasas y pepsina.
- Evaluación de volumen. Se coloca todo el eyaculado en un tubo de ensaye cónico de vidrio graduado y se registra el volumen.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	69/195

- Evaluación de pH. Se mide con papel pH y se anotan los valores encontrados.
- Evaluación de color. Observe y anote el color.
- Evaluación del olor. Determine el aroma y anote el resultado.

Examen microscópico

Movilidad espermática. Limpiar y desengrasar perfectamente los portaobjetos y cubreobjetos a utilizar, colocarlos en la estufa para mantenerlos a 37°C, trazar un círculo de vaselina en el portaobjetos en medio del cual se coloca una gota de semen y colocar un cubreobjetos. Evaluar la movilidad de los espermatozoides observando varios campos con el objetivo de 40x. Los espermatozoides tendrán espermodromia cuando se caractericen por tener una gran movilidad progresiva, es normal encontrar en el semen humano un 80% de espermatozoides móviles con una velocidad de aproximadamente 3 mm por min. Los espermatozoides que no cumplan éste último parámetro tendrán astenospermia y serán incapaces de fecundar.

Morfología espermática. Hacer el frotis tomando una muestra de semen con un palillo procediendo a extenderla en el centro de un portaobjetos, deje secar la laminilla y fijela con metanol durante 5 min concluido el tiempo de fijación se deja secar y se tiñe con Giemsa diluido 1 a 10 en agua por 15 min. Observar al microscopio a 10x, 40x y 100x, en éste último se cuentan 100 espermatozoides y se identifica las formas normales contra las anormales (Anexo 14).

Elabore una lista indicando el porcentaje de formas normales y anormales. En una muestra normal es común hallar hasta un 30% de espermatozoides alterados estructuralmente, el grado de aumento de formas anormales es directamente proporcional a las posibilidades de esterilidad.

Después de que el semen se a licuado se aspira en una pipeta de Thoma para glóbulos blancos hasta la marca de 0.5 y se llena con líquido de dilución (bicarbonato de sodio al 5%) hasta la marca de 11, se agita la muestra con la pipeta horizontal



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	22/01/2020	04	70/195

hasta su completa homogenización; deseche las 3 primeras gotas y después aplique la muestra por duplicado en una cámara de Neubauer (Anexo 15) deje reposar 3 min. para proceder al conteo en un microscopio compuesto en dos cuadrículas grandes (para leucocitos). La cantidad obtenida se multiplica por 100,000 y el resultado es el número de espermatozoides por mL. En una muestra normal de humano se encuentran 100 millones de espermatozoides por mL, un eyaculado normal es de 3.5 a 5 mL, por tanto, en cada eyaculado habrá de 350 a 500 millones de espermatozoides. Cuando se encuentran disminuidos dichos valores en un 30% o más aumentarán las posibilidades de esterilidad.

Evaluación de vitalidad de los espermatozoides de la muestra. Tomar una muestra de semen ya licuado y teñir con azul de tripano ó eosina-nigrosina y observar al microscopio a 10x, 40x y 100x verificando si el colorante tiñe o no tiñe a los espermatozoides. Los espermatozoides muertos o deteriorados fijan el colorante mientras que los vivos no.

Una vez terminada la práctica se procederá a inactivar al semen sumergiendo el material que haya estado en contacto con dicho fluido biológico en hipoclorito de sodio (blanqueador) por espacio de 30 min.

RESULTADOS

Elaborar una tabla de los valores obtenidos, con base en la tabla de referencia (Anexo 16) en donde anotará sus resultados y comparará con los valores de referencia reportados por la OMS (2010), Interpretar los resultados obtenidos.

El alumno deberá 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	22/01/2020	04	71/195

REFERENCIAS

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

Fortoul, T., Cartell, A. (2010). *Histología y biología celular*. D.F., México: Editorial Mc Graw Hill.

Gallardo, J. (2007). Evaluación del sistema antioxidante en el semen normal. *Revista de Investigación Clínica*, 59(1), 42-47.

Gartner, L., y Hiatt, J. (2007). *Texto atlas de histología* (3ª ed.), D.F., México: Editorial Mc Graw Hill.

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

Menkveld, R. (2010). Clinical significance of the low normal sperm morphology value as proposed in the fifth edition of the WHO Laboratory Manual for the Examination and Processing of Human Semen. *Asian Journal of Andrology*, 12(1), 47.

OMS, Organización Mundial de la Salud. (2001). *Para el examen del semen humano y de La interacción entre el semen y el moco cervical* (4ª ed.). Madrid, España: Editorial Panamericana.

Pawlina, W. (2016). *Histología texto y atlas, correlación con la biología molecular y celular* (7ª ed.). Barcelona, España: Editorial Wolters Kluwer.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	72/195

PRÁCTICA 9 EMBRIOGÉNESIS

OBJETIVO

Aplicar las técnicas, de obtención, tinción y preservación de embriones de pollo en diferentes etapas del desarrollo embrionario y por medio de la observación identificará las principales estructuras y órganos que se presentan 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 denominado 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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	73/195

organismos nunca detiene su desarrollo. Cada día reemplazamos más de un gramo de células de la piel, y nuestra médula 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).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	74/195

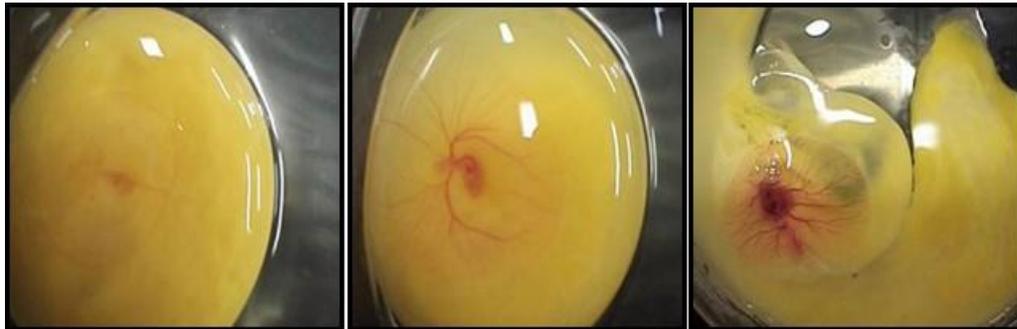


Figura 1. Observación de tres estadios del desarrollo vistos desde el polo animal (Foto: Raúl Zavala).

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 segmentación aparece centralmente en el blastodisco y otros surcos de segmentación siguen para crear un blastodermo de una sola capa (Fig. 1) 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



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	22/01/2020	04	75/195

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 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 17).

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

1.- ¿Qué tipo de segmentación experimentan las aves, los reptiles y los peces?



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	22/01/2020	04	76/195

Explique en qué consiste esta segmentación.

2.- ¿Qué es y qué función tiene la línea primitiva?

3.- ¿Cómo se lleva a cabo la formación del sistema nervioso?

4.- Proponga cinco organismos para trabajar en el laboratorio de embriología y diga las ventajas de estos.

5.- Defina los siguientes términos: fecundación, cigoto, desarrollo, somita, chalazas, vitelo, blastodisco, blastocele, línea primitiva, telolecito, albúmina, teratógeno, mutágeno y teratogénesis.

6.- Esquematice el huevo de un ave y de un mamífero y realice un cuadro comparativo de ambos indicando las ventajas y desventajas.

7.- ¿Cuáles son los momentos en que el embrión es más susceptible a los agentes teratogénicos (días, número de horas)?

8.- ¿Por qué es importante el estudio de los teratógenos en la investigación biomédica?

9.- ¿Cuáles son los principales agentes teratogénicos que afectan a la población humana.

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

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

Materiales diversos

Tijeras de punta fina

Pinzas de punta fina

Cucharilla perforada

Cristalizadores

Parrilla de calentamiento



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	22/01/2020	04	77/195

Termómetro

Cajas de Petri

Goteros

Matraces Erlenmeyer de 125 mL.

Vasos de precipitados de 250 mL.

Pizetas

Pincel

Navajas

Portaobjetos y cubreobjetos

Reactivos

Solución fijadora de Bouin (Picroformol). El cual contiene 75 mL de solución saturada de ácido pícrico ($C_6H_3N_3O_7$), 25 mL de formol comercial (CH_2O) y 5 mL de ácido acético glacial (CH_3COOH)

Suero fisiológico

Bálsamo de Canadá

Alcohol etílico absoluto (C_2H_5OH)

Soluciones alcohólicas a diferentes concentraciones (30, 50, 70, 75, 80, 85, y 90%)

Carmalumbre de P. Mayer. Disolver en caliente 10 gramos de alumbre potásico ($KAl[SO_4]_2 \cdot 12H_2O$) en 200 mL de agua destilada y adicionar un gramo de ácido carmínico ($C_{22}H_{20}O_{13}$). Enfriar la solución y filtrar; por último, añadir 0.2 gramos de ácido salicílico ($C_7H_6O_3$) o 1 mL de formol (CH_2O).

Alcohol acidulado. Se mezclan partes iguales de alcohol al 70% y HCl al 1%.

Xileno (C_8H_{10})

EQUIPO

Estereoscopios.

Incubadora.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	78/195

SERVICIOS

Agua.

Vacío

Energía eléctrica

Drenaje

PROCEDIMIENTO

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 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,



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	22/01/2020	04	79/195

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 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



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	22/01/2020	04	80/195

alcohol acidulado con la finalidad de eliminar el exceso de colorante. Deshidratar nuevamente los embriones, para esto se realizarán los cambios siguientes:

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

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 17 para determinar edad).

Entregar los cinco esquemas de los embriones de pollo indicando los nombres de 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	22/01/2020	04	81/195

órganos y estructuras observadas.

Investigar las principales etapas de desarrollo que ocurren en las primeras 48 horas.
El alumno deberá 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 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
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	82/195

UNIDAD DE APRENDIZAJE 3

PLANTAS SIN SEMILLAS



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	83/195

PRÁCTICA 10

TÉCNICAS DE RECOLECTA Y PRESERVACIÓN DE ARQUEGONIADAS NO VASCULARES Y VASCULARES

OBJETIVOS

Recolectar y herborizar briofitas, helechos y plantas afines

Aplicar en campo y laboratorio las técnicas de herborización para briofitas, helechos y plantas afines.

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 (Quesada *et al.*, 1999). 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. En esta práctica se describen y aplican algunas de las técnicas de recolección y herborización de briofitas, helechos y plantas afines.

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 cm² que incluya el esporofito. Se colocan en bolsas de papel de estraza con datos que incluyen el tipo



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	22/01/2020	04	84/195

de sustrato como un carácter para separar especies, tal como leño en descomposición, ramas, 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).

Los helechos y plantas afines 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 epífito, terrestre (epipétrico que crece sobre roca) o acuático. También se recomienda anotar el color del: rizoma, estípites, raquis, soros o sinangios (Arreguín-Sánchez *et al.*, 2004).

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. Las colecciones biológicas suponen un registro permanente de la biodiversidad y son el fundamento de investigaciones florísticas, sistemáticas, biogeográficas, etnobotánicas e incluso moleculares.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	85/195

Finalmente, 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, helechos y plantas afines) recolectadas en el campo

Materiales diversos

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)

Cartón corrugado

Tijeras de podar a una mano con doble filo

5 frascos de vidrio de 500 mL, con boca ancha y tapa de plástico

Etiquetas de papel albanene de 5x5 cm.

Agujas de disección

Cajas Petri



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	86/195

Reactivos

Fijador FAA (formol, ácido acético, alcohol etílico y agua). Para 100 mL, mezclar: 10 mL formol (CH_2O), 50 mL alcohol etílico 96% ($\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$), 5 mL ácido acético glacial (CH_3COOH) y 35 mL agua.

Fijador GAA (glicerina, agua y alcohol etílico). Para 100 mL, mezclar 30 mL glicerina ($\text{C}_3\text{H}_8\text{O}_3$), 25 mL agua y 45 mL alcohol etílico 96% ($\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$).

EQUIPO

GPS

Estereoscópico

Estufa de secado

Microscopio compuesto

Microscopio con cámara digital

Estereoscopio con cámara digital

Pantalla SMART-TV

SERVICIOS

Internet

Energía eléctrica

Drenaje

Agua

PROCEDIMIENTO

En la zona de estudio elegida se recolectarán especímenes de plantas no vasculares retirando con ayuda de una espátula, cuchillo o navaja un fragmento del gametofito de aproximadamente 10 cm^2 que incluya el esporofito y se colocarán en bolsas 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	22/01/2020	04	87/195

papel estraza; para helechos y plantas afines, 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. Tanto para briofitas como para los helechos y plantas afines 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 por medio de 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 y se reconocerán las estructuras morfológicas de cada grupo y en un cuadro comparativo se establecerán sus diferencias. Con el uso de claves dicotómicas (Anexo 19) 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 deberá entregar un informe, elaborado con base en el método experimental.

REFERENCIAS

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



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	22/01/2020	04	88/195

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

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/DOCUMENTEN/g08/d08207/d08207.htm>



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	89/195

PRÁCTICA 11

MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ARQUEGONIADAS NO VASCULARES

OBJETIVOS

Reconocer las diferencias morfológicas y anatómicas entre las briofitas e identificarlas taxonómicamente.

Describir la morfología de las briofitas (antocerotes, musgos y hepáticas).

Establecer las diferencias morfológicas y anatómicas de las briofitas.

Determinar taxonómicamente a nivel de género ejemplares de briofitas.

FUNDAMENTO TEÓRICO

Las plantas no vasculares, conocidas de manera general como briofitas en la actualidad están divididas en tres subclases: Marchantidae, 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 18); son plantas que con frecuencia se encuentran en ambientes húmedos de 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 tienen una posición filogenética basal entre las plantas que aún se conservan como linajes remanentes que sobreviven hasta hoy en día a partir de la espectacular radiación evolutiva de las plantas terrestres en el Devónico hace cerca de 400 millones de años. Estas plantas son componentes importantes de la



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	90/195

vegetación de muchas regiones del mundo, constituyen una gran parte de la biodiversidad de los bosques mixtos, turberas y tundras. Los tres linajes en conjunto 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). Además, las diferentes comunidades de briofitas ofrecen microhábitats que son críticos para la supervivencia de un gran número de microorganismos, como bacterias, algas, eucariotas unicelulares, protozoarios y numerosos grupos de invertebrados (Gerson, 1982). También son importantes como indicadores medioambientales (Giordano *et al.*, 2004) y han sido usadas para explicar e inferir el cambio climático prehistórico y validar los modelos climáticos actuales, así como indicadores potenciales del calentamiento global (Gignac, 2001).

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 distintas propuestas de clasificación de las plantas no vasculares? 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.- ¿Cuáles son las relaciones filogenéticas entre las plantas no vasculares? Esquematice.
- 5.- ¿Cuál es la importancia biológica, ecológica y económica de los distintos grupos de plantas no vasculares?



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	91/195

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

Muestras biológicas de briofitas con gametofitos y esporofitos recolectadas y fijadas en el campo

Materiales diversos

Agujas de disección

Cajas de Petri

Claves taxonómicas para briofitas (Anexo 23)

Portaobjetos

Cubreobjetos

Navaja de un solo filo

Pinzas de disección

EQUIPO

Microscopio óptico con cámara digital

Microscopio estereoscópico con cámara digital

Pantalla SMART-TV

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Internet

Drenaje

PROCEDIMIENTO

Con la ayuda de un microscopio compuesto y un estereoscopio, observe el material biológico procesado en el campo (deshidratado y preservado en GAA). Observe y diseque un antocerote, una hepática y un musgo, observe y dibuje sus características



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	22/01/2020	04	92/195

morfológicas; utilice claves taxonómicas especializadas (Anexo 19) y con base en la morfología del gametofito y esporofito determine taxonómicamente los diferentes taxones.

RESULTADOS

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

Construya un cuadro comparativo de los caracteres morfológicos observados en cada grupo y resalte las diferencias.

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

REFERENCIAS

Cox, C., B. Goffinet, 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., Glenny, 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.



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	22/01/2020	04	93/195

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

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

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

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	22/01/2020	04	94/195

PRÁCTICA 12

MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ARQUEGONIADAS VASCULARES

OBJETIVOS

Reconocer la morfológica y anatomía de los helechos y plantas afines e identificarlos taxonómicamente.

Analizar las características morfológicas de los helechos y las plantas afines.

Determinar taxonómicamente los helechos y las plantas afines con base en características morfológicas.

FUNDAMENTO TEÓRICO

En el mundo se estiman cerca de 10 000 a 11 000 especies de helechos y licofitos (Anexo 19 y 20 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 Lycophyta y Monilophyta. El primero con cerca de 1350 y 1600 especies con una Clase Lycopsidea en siete Órdenes Drepanophycales, Lepidodendrales, Pleuromeiales, Protolpidodendrales, Isoetales, Lycopodiales y Selaginellales y Monilophyta con cerca de 9000 y 11 500 especies en cuatro Clases Psilotopsida con dos Órdenes Psilotales y Ophiglossales; Equisetopsida con un Orden Equisetales; Marattiopsida con un Orden Marattiales y Polypodiopsida con siete Órdenes Osmundales, Hymenophyllales, Gleicheniales, Schizaeales, Salviniiales, Cyatheales y Polypodiales (Smith *et al.*, 2006).

Los licofitos son actualmente plantas herbáceas, homospóricas (esporas masculinas y femeninas sin diferenciación morfológica) o heterospóricas (esporas



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	22/01/2020	04	95/195

masculinas y femeninas diferenciadas morfológicamente), con hábito 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 el haz de la hoja y raíces adventicias. Anteriormente se han clasificado con base en la presencia o ausencia de lígula que 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.

Los helechos son plantas vasculares que presentan tejidos de conducción en tallos y raíces organizados en estelas; 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. 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, subarborescente, trepador o arborescente.

En general, los helechos presentan un tallo horizontal modificado llamado rizoma, aunque también los hay erectos; 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 ya que forman soros que son conjuntos de esporangios; 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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	96/195

cuando tienen una y triletes cuando tienen tres.

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

- 1.- ¿Qué caracteres morfológicos son diagnósticos para *Psilotum*, *Lycopodium*, *Equisetum* y helechos?
- 2.- ¿Cuáles son las diferencias morfológicas entre helechos eusporangiados y leptoesporangiados?
- 3.- Esquematice las relaciones filogenéticas entre las plantas afines y los helechos.
- 4.- ¿Cuáles son las diferencias entre hojas microfílas y hojas megáfílas? Esquematice.
- 5.- ¿Cuál es la importancia biológica, ecológica y económica de los distintos grupos de helechos y plantas afines?

MATERIAL Y REACTIVOS

Material biológico

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

Materiales diversos

Agujas de disección

Cajas de Petri

Claves taxonómicas para para helechos y plantas afines (Anexo 23)

Portaobjetos

Cubreobjetos

Navaja de un solo filo

Pinzas de disección

EQUIPO

Microscopio óptico con cámara digital



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	22/01/2020	04	97/195

Microscopio estereoscópico con cámara digital

Pantalla SMART-TV

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Internet

Drenaje

PROCEDIMIENTO

Con la ayuda de un microscopio óptico o estereoscópico, observe y diseque el material biológico procesado (deshidratado y fijado). Analice las características morfológicas y anatómicas de los helechos y plantas afines. Utilice claves taxonómicas especializadas para su determinación taxonómica.

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 deberá entregar 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.).



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	22/01/2020	04	98/195

New York, USA: W. H. Freeman and Co.

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

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, S. (2014). *Introducción a las embriofitas*. D. F., México: Publicaciones Fomento Editorial, Coordinación de la Investigación Científica, UNAM.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	99/195

PRÁCTICA 13

MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA DE ÓRGANOS VEGETATIVOS DE ANGIOSPERMAS

OBJETIVOS

Observar las estructuras morfológicas y anatómicas de la raíz, el tallo y la hoja.

Analizar la estructura externa de tallo, raíz y la hoja.

Estudiar la morfología interna de la raíz, el tallo y la hoja.

Revisar raíces, tallos y hojas modificadas.

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 tales 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



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	22/01/2020	04	100/195

caliptra o cofia. En corte transversal, las raíces generalmente son circulares, en la parte externa se encuentra 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 al tallo, está delimitado por el 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 y predecible en el tallo y se denomina filotaxia (opuesta, alterna, verticilada). 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 corte 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 O₂, CO₂ 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 peciolo; muchas hojas carecen de peciolo y se dice que son sésiles. En



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	22/01/2020	04	101/195

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 foliolos, aunque puede estar profundamente lobada; la lámina de hojas compuestas se divide en foliolos y usualmente cada uno tiene su propio peciolo (Raven *et al.*, 1999). La estructura interna de las hojas es variable, principalmente en función a las rutas metabólicas fotosintéticas, en términos generales en un corte transversal podemos encontrar la epidermis donde puede haber una gran diversidad de tricomas, después encontramos el mesófilo y entre éste los haces vasculares (Anexos 20 y 21).

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

- 1.- Documente la morfología externa de la raíz el tallo y la hoja, distinga entre monocotiledóneas y eudicotiledóneas.
- 2.- Mencione los criterios para distinguir los foliolos, de una hoja simple.
- 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 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

Navaja de rasurar

Reactivos



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	102/195

Gelatina glicerinada. Mezclar: Gelatina sin sabor (5g), agua destilada (30 mL.), glicerina (35 mL.), cristales de fenol (0.7g). Disolver la gelatina en el agua tibia (35°C), posteriormente agregar la glicerina y los 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).

EQUIPO

Microscopio óptico

Microscopio estereoscópico

SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

Drenaje

Vacío

PROCEDIMIENTO

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 hoja de afeitar nueva, cortando como si todo fuera una unidad. Es conveniente mantener húmeda la superficie a cortar. Recoger los cortes en vidrio de reloj con agua destilada. Seleccionar los cortes más delgados bajo lupa.

Coloración 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 (5-6 veces). Pasar por alcohol 70%. Colorear con safranina diluida al 1% durante 2-5 minutos. Lavar con agua destilada. Montar con una gota de gelatina glicerinada.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	103/195

RESULTADOS

Entregar dibujos y esquemas rotulados de cada órgano observado

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

El alumno deberá 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.

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

Raven, P., Evert, R., y Eichhorn, S. (1999). *Biology of Plants*. New York, USA: W.H. Freeman and 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	22/01/2020	04	104/195

UNIDAD DE APRENDIZAJE 4

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	22/01/2020	04	105/195

LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA III

PROYECTO INTEGRAL DE INVESTIGACIÓN

Periodo 2020-2022

“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: Aguiñiga Sánchez Itzen
Álvarez Barrera Lucila
Castillejos Cruz Carlos
García Vázquez Uri Omar
Maldonado Tena Ana Laura
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	22/01/2020	04	106/195

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 como 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	22/01/2020	04	107/195

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

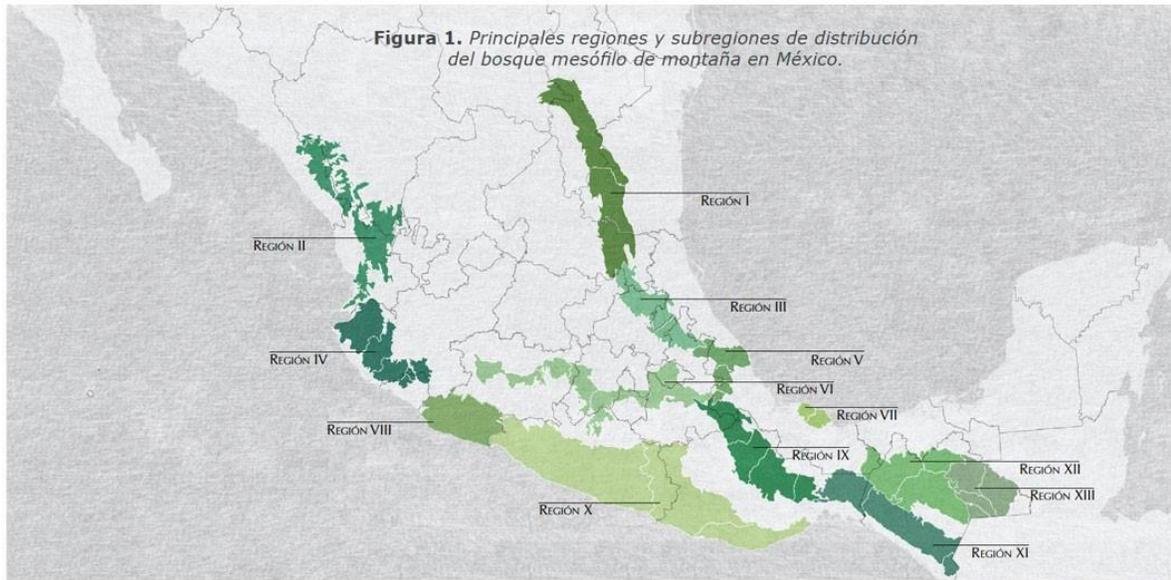


SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE INVESTIGACION FORMATIVA III

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	108/195



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).



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	22/01/2020	04	109/195

Muchas mujeres embarazadas toman diferentes plantas medicinales, en 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 esperma 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



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	22/01/2020	04	110/195

gobernadas por las estructuras de las moléculas y las propiedades químicas que se 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 nutrientes, 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 posteriores 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



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	22/01/2020	04	111/195

embrionario (Audersik *et al.*, 2012).

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.



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	22/01/2020	04	112/195

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	113/195

OBJETIVOS PARTICULARES

- Recolectar plantas sin semilla en un bosque mesófilo de montaña de las regiones III, V y VI propuestas por la CONABIO (2010).
- 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	22/01/2020	04	114/195

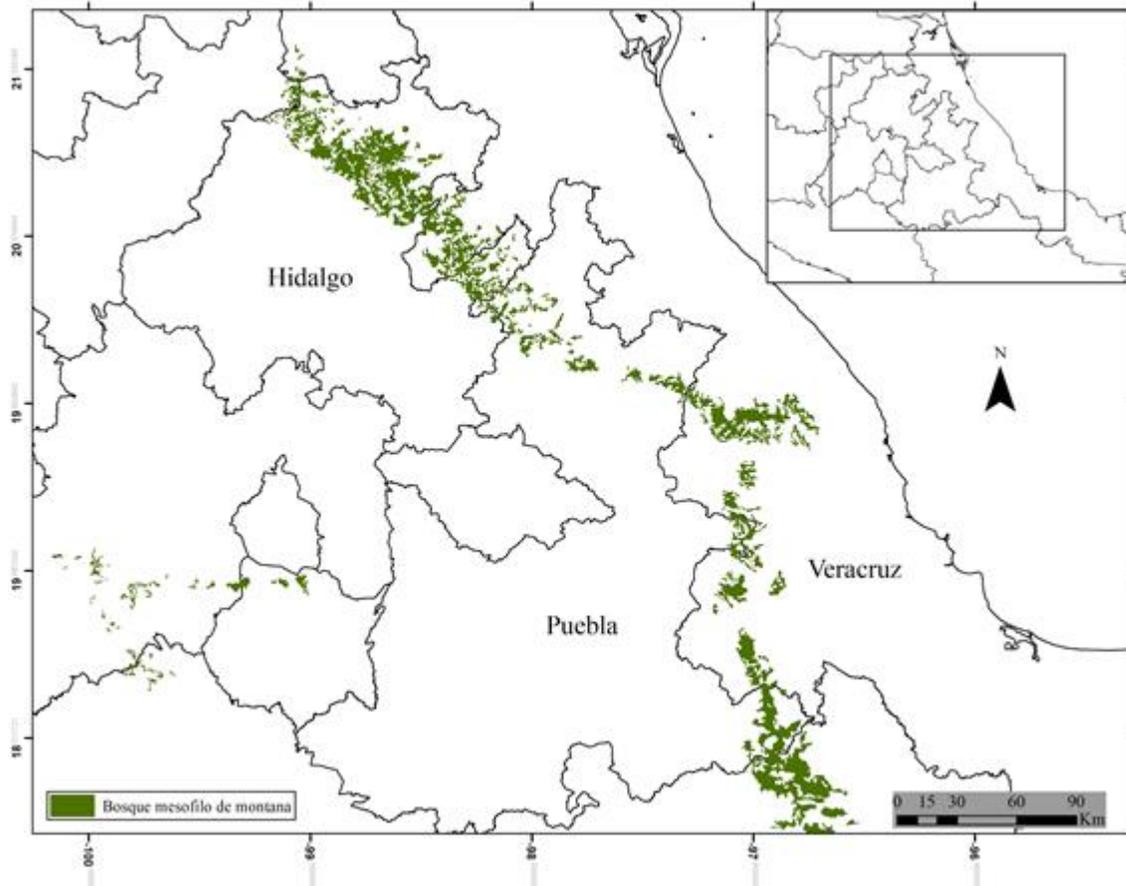


Figura 2. Distribución del bosque mesófilo de montaña en la región centro de México.

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	22/01/2020	04	115/195

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.



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	22/01/2020	04	116/195

Revista Internacional de Bio-Ciencias de la Ingeniería y la Tecnología-IJBEST, 2(3), 1-17.

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.



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	22/01/2020	04	117/195

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

Mehltreter, K., Walker, L. R., & Sharpe, J. M. (Eds.). (2010). *Fern ecology*. USA: Cambridge university press.

Mulia, 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.



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	22/01/2020	04	118/195

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 vasculares. *Catálogo florístico-taxonómico*. D. F., México: 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.



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	22/01/2020	04	119/195

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	22/01/2020	04	120/195

REGLAMENTO DEL LABORATORIO

REGLAMENTO 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,



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	22/01/2020	04	121/195

a menos que sea necesario.

9. Se usará la campana de extracción cuando se manipulen ácidos o sustancias tóxicas volátiles.
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.



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	22/01/2020	04	122/195

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 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.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	123/195

- Varillas de vidrio, diferentes tamaños (agitadores).
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Brocha pequeña.
- Etiquetas.
- 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



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	22/01/2020	04	124/195

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:



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	22/01/2020	04	125/195

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, 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.



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	22/01/2020	04	126/195

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 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;



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	22/01/2020	04	127/195

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,
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.



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	22/01/2020	04	128/195

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 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.



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	22/01/2020	04	129/195

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 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.



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	22/01/2020	04	130/195

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 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



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	22/01/2020	04	131/195

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 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.



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	22/01/2020	04	132/195

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 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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	133/195

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.



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	22/01/2020	04	134/195

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.



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	22/01/2020	04	135/195

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.

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 aboga 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.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	136/195

MANEJO DE RESIDUOS

Residuos Peligrosos Biológico-Infeciosos (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	22/01/2020	04	137/195

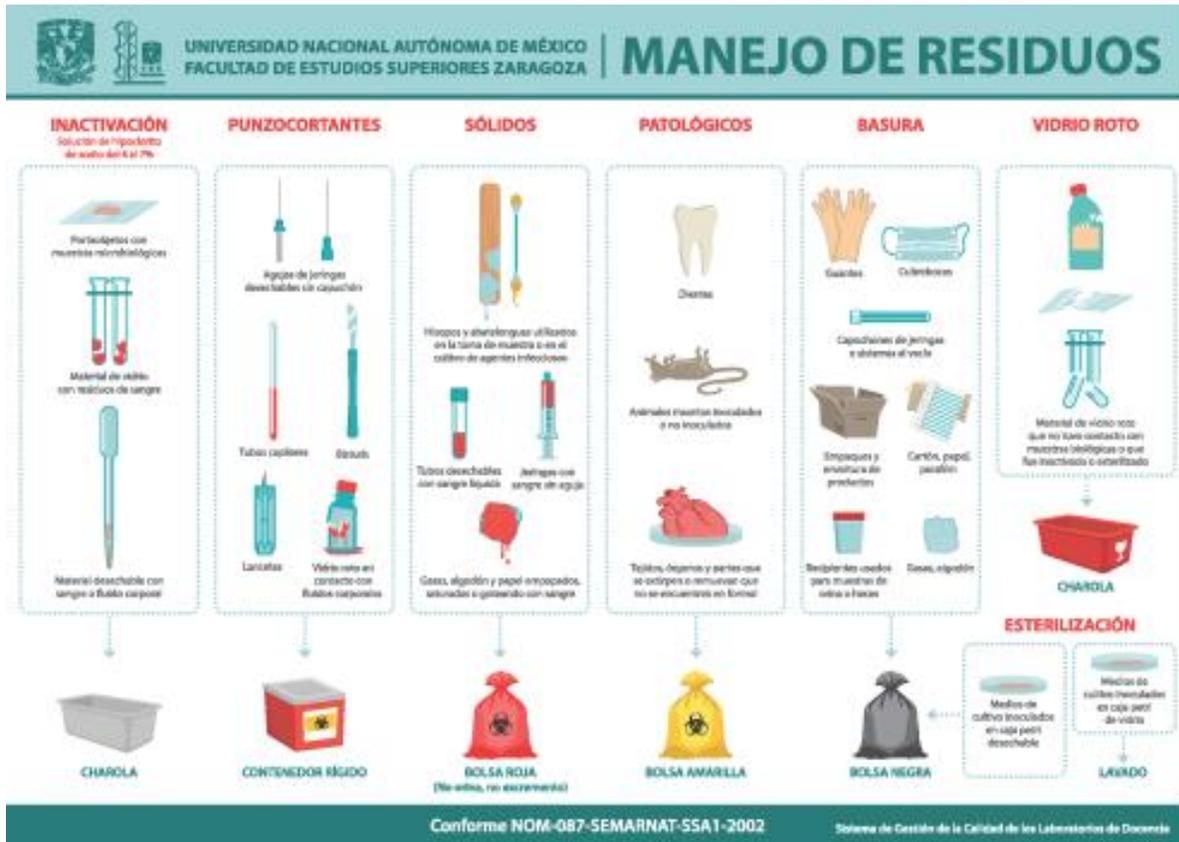


Figura 1. Manejo de residuos biológico infecciosos

- 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.
- Las bolsas deberán ser de polietileno de color rojo translúcido de calibre mínimo 200 y de color amarillo translúcido de calibre mínimo 300, impermeables y libres de cloro, además deberán estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico y la leyenda “RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	138/195

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
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	139/195

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO | RESIDUOS QUÍMICOS FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA



Figura 2. Etiquetado de residuos peligrosos.



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	22/01/2020	04	140/195

Control de cambios

Fecha de revisión	Versión	Descripción de la modificación	Sección
03/05/2007	1	Ninguna (versión original)	
10/06/2009	2	Ninguna (cada unidad de aprendizaje tenía por separado las prácticas o experimentos y el proyecto)	
28/07/2017	3	Ninguna (versión original para el SGC laboratorios de docencia de la FES Zaragoza)	
22/01/2020	4	<p>Corrección de redacción u omisiones o modificación en la numeración o formato incorrecto (portada, índice e introducción)</p> <p>Práctica 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13</p> <p>Corrección de redacción, omisiones o modificación en la numeración o adición de información o formato incorrecto</p> <p>Práctica 2: “El alumno deberá entregar un informe, elaborado con base en el método experimental”</p> <p>Práctica 3: Se modificó el título de Cuantificación de azúcares totales Se ajustaron cantidades de reactivos para microescala</p> <p>Práctica 4: Ajuste de volúmenes para microescala</p> <p>Práctica 5: Ajuste de % en masa</p> <p>Práctica 6: Se modificó el sustento teórico del ciclo estral</p> <p>Práctica 7: Se eliminó el apartado de gonoducto</p> <p>Práctica 8: Se modificaron los objetivos 1, 2 y 3 por uno que englobe todos. “Realizar la espermatobioscopia de una muestra de semen humano”</p> <p>Se adicionó el reactivo eosina-nigrosina</p> <p>Práctica 10: Se adicionó en lista de material y equipo microscopio con cámara digital y pantalla Smart TV, internet</p> <p>Práctica 11: Se eliminaros diferentes materiales</p> <p>Se adicionó en lista de material y equipo microscopio con cámara digital y pantalla Smart TV, internet</p> <p>Práctica 12: Se adicionó en lista de material y equipo microscopio con cámara digital y pantalla Smart TV, internet</p> <p>Práctica 13: Se eliminaros diferentes materiales y reactivos</p> <p>Se incluyó la unidad de aprendizaje 4: Proyecto de Investigación</p>	<p>Portada, 1, 2, 3</p> <p>8, 13, 14, 15, 16, 18, 19, 20, 23, 24, 25, 28, 33, 42, 45, 53, 54, 59, 61, 70, 72, 74, 83, 84, 85, 86, 87, 89, 90, 91, 92, 94, 97, 99, 100,</p> <p>21</p> <p>23, 25, 26,</p> <p>30</p> <p>36</p> <p>45</p> <p>53</p> <p>61</p> <p>67</p> <p>86</p> <p>91</p> <p>91</p> <p>96,</p> <p>101, 102,</p> <p>104</p> <p>119</p>



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	22/01/2020	04	141/195

Fecha de revisión	Versión	Descripción de la modificación	Sección
		En todas las prácticas se incluyeron los criterios de evaluación El reglamento de laboratorio se incluyó y modificó después de los criterios de evaluación Se incluyó reglamentos de salidas al campo Anexos 2, 15, 17, 18, 20, 23, Corrección de redacción, omisiones o modificación en la numeración o adición de información o formato incorrecto Anexo 23 Se eliminó la clave taxonómica a nivel de familias	120 124 157, 170, 172, 174, 176, 179, 181, 184, 185, 186, 187, 189, 190, 191, 192, 167



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE
INVESTIGACION FORMATIVA III



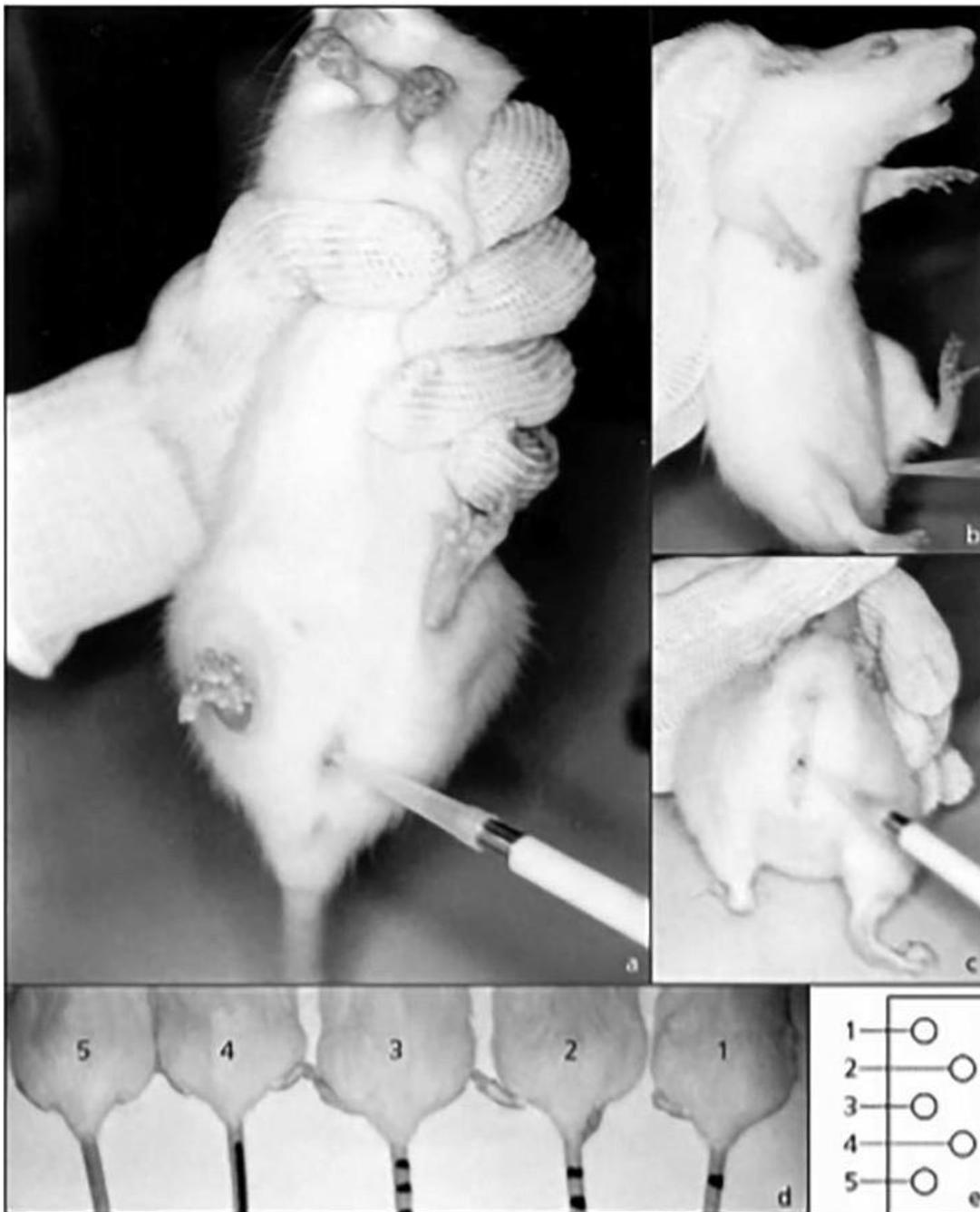
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	142/195

ANEXOS



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	143/195

Anexo 1.- Obtención de frotis vaginal de la rata (tomado y modificado de Marcondes et al., 2002).



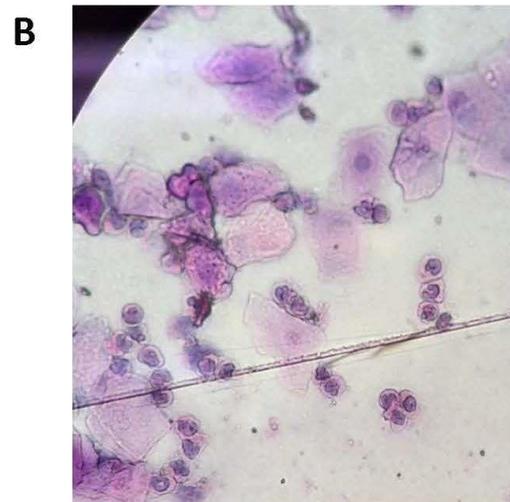


Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	144/195

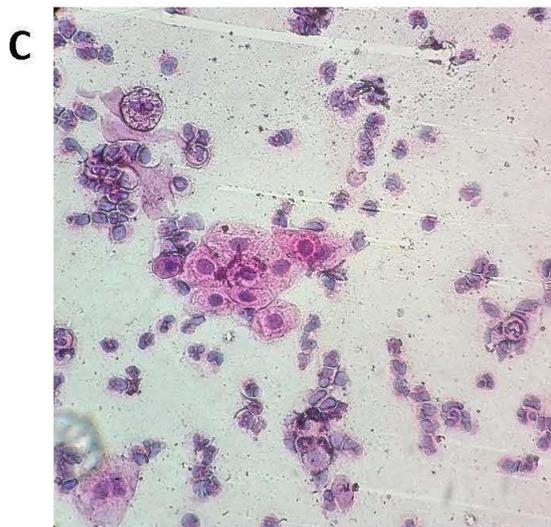
Anexo 2. En el día del estro, se observan células cornificadas o queratinizadas (A). En el metaestro se observan leucocitos y células cornificadas (B). En el diestro predominan los leucocitos y hay presencia de células nucleadas (C). En el proestro se observan células nucleadas (D). (Tomado y modificado de Zin et al.,2019).



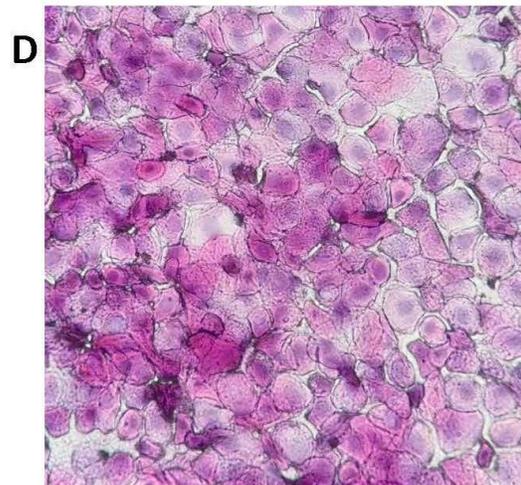
ESTRO



METAESTRO



DIESTRO

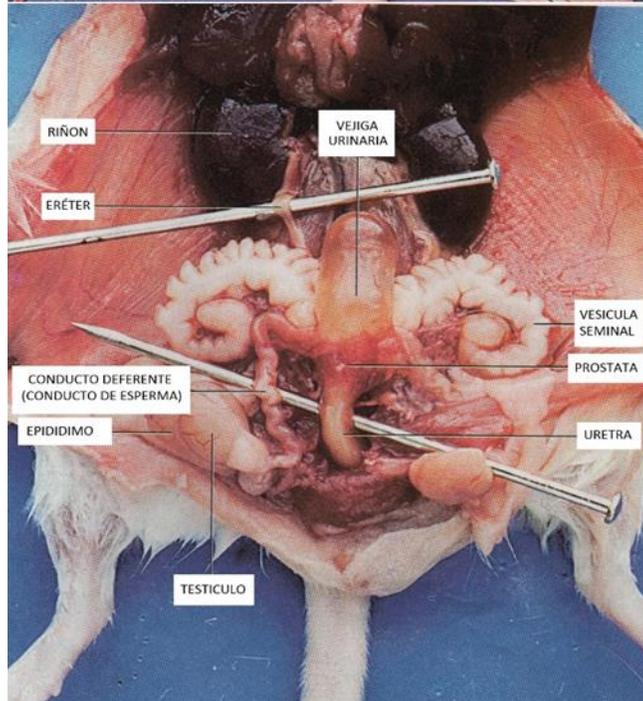
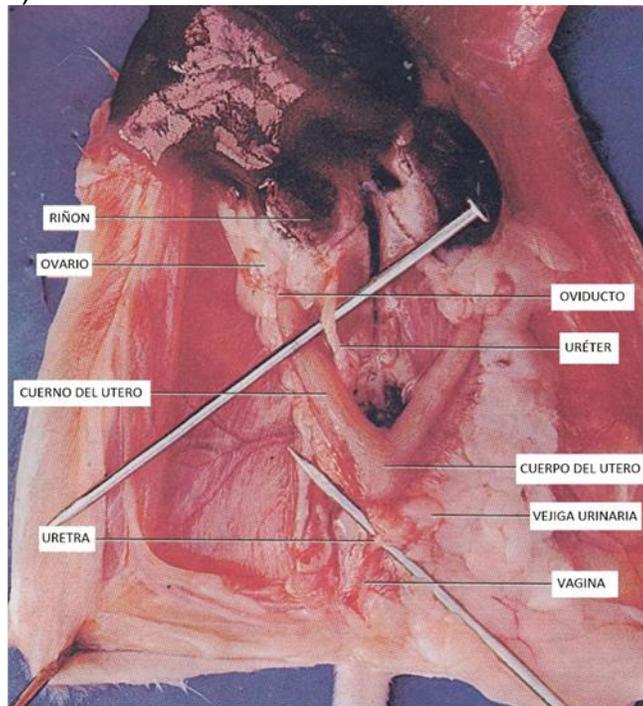


PROESTRO



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	145/195

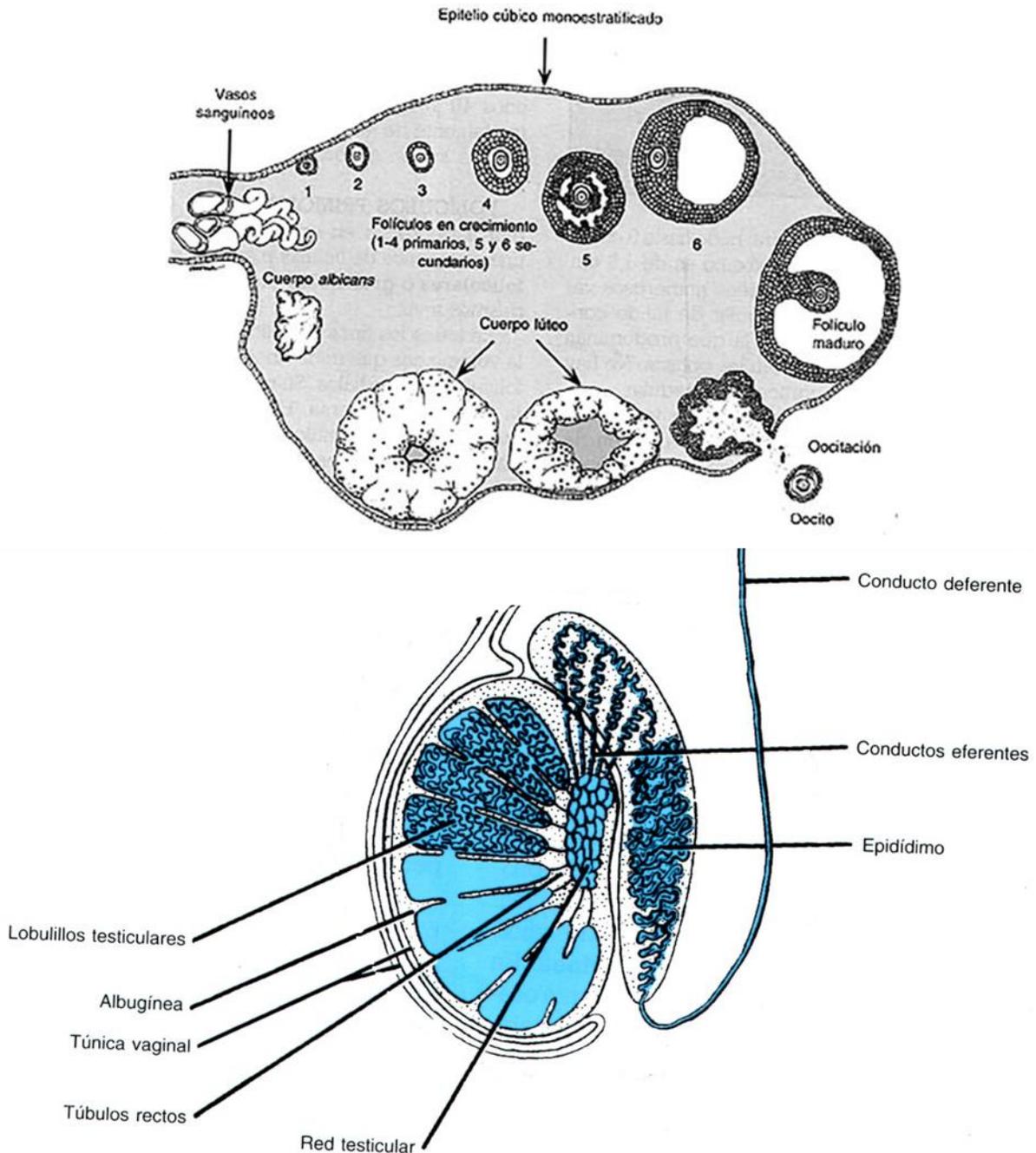
Anexo 3.- Vista ventral del sistema urogenital de hembra y macho de ratón (tomado y modificado de Perry y Morton, 1996).





Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	146/195

Anexo 4.- Esquema del ovario y testículo (tomado y modificado de Junqueira y Carneiro, 2004).

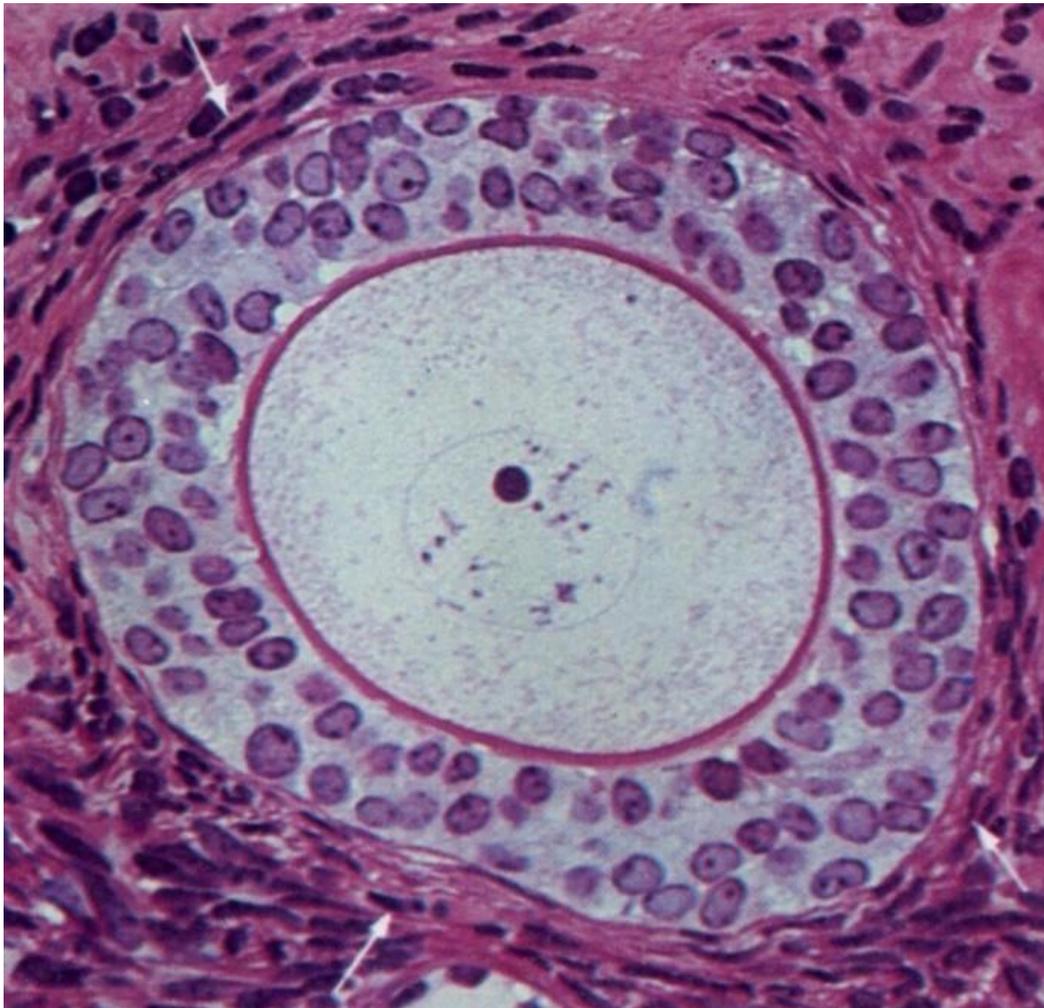


Anexo 5.- Folículo primario (tomado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/biocetis/>)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	147/195

atlas2013A/genitalfem1/genitalfem.html).

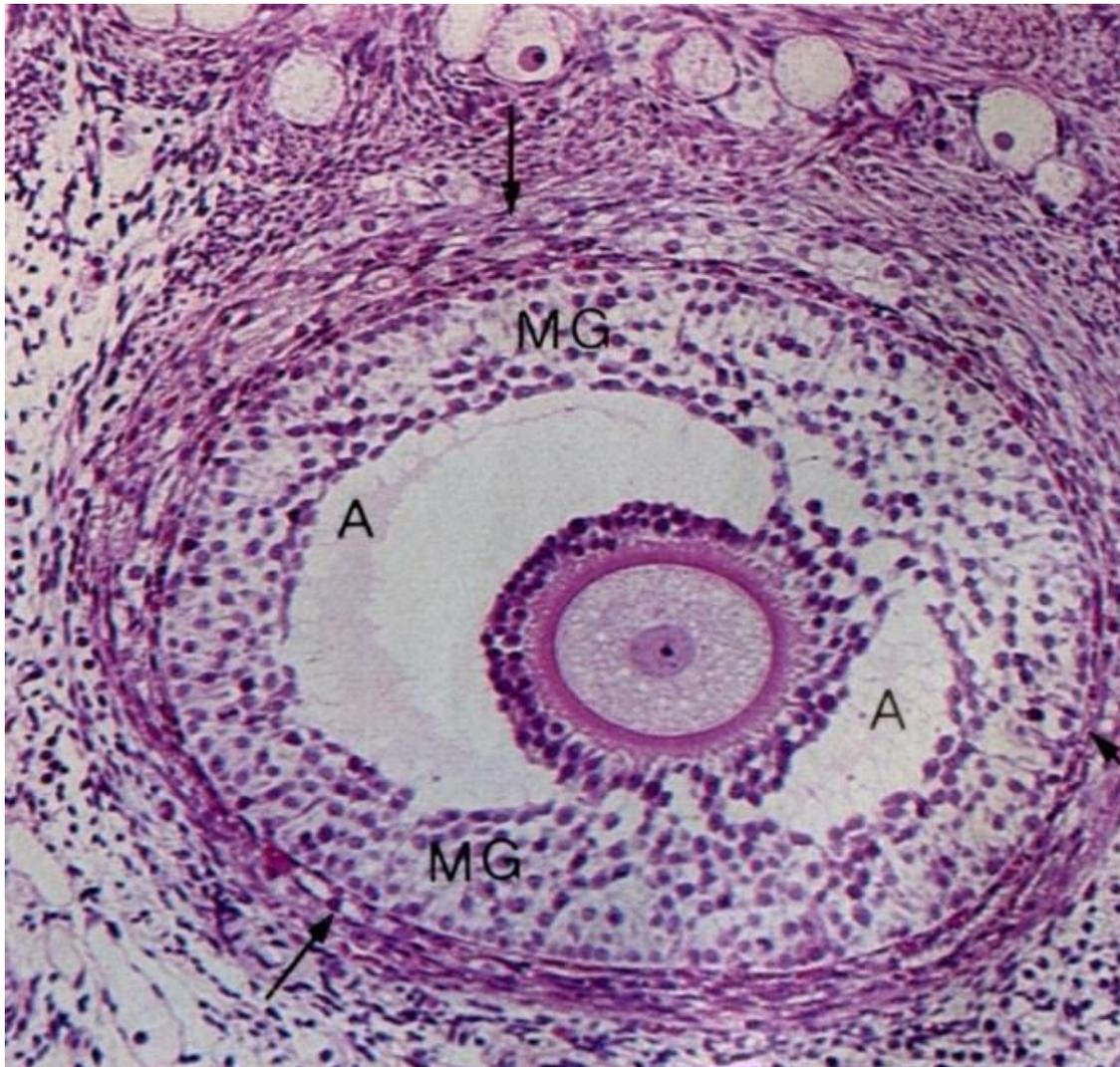


Anexo 6.- Folículo secundario (tomado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/>



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	148/195

biocetis/atlas2013A/genitalfem1/genitalfem.html). Flecha: tecas. MG: capa granulosa.
A: antro folicular.

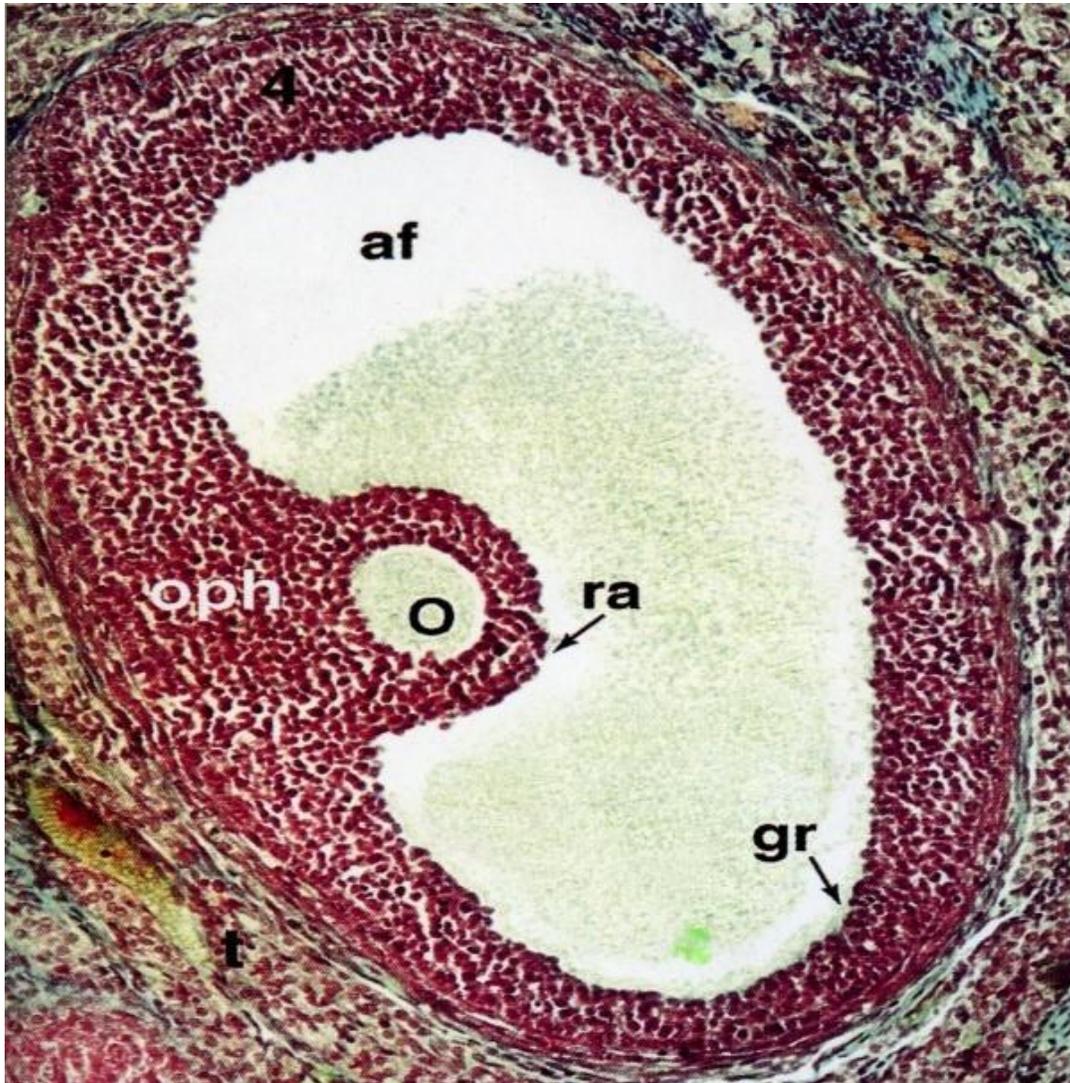


Anexo 7.- Folículo terciario (tomado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/biocetis/atlas2013A/genitalfem1/genitalfem.html>)
. o: ovocito. gr: células de la granulosa. af: antro folicular. ra: corona radiada. oph:



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	149/195

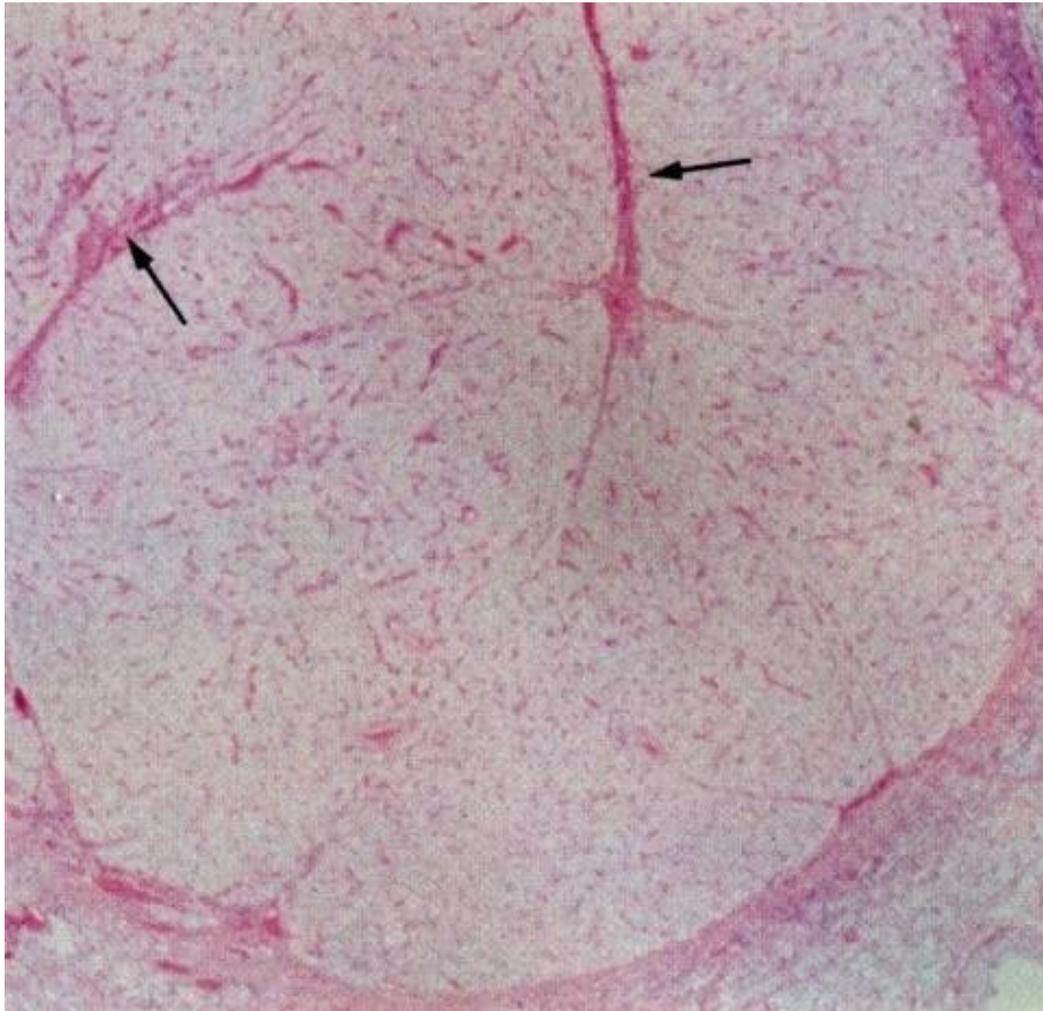
cúmulo oophoro.



Anexo 8.- Cuerpo amarillo (tomado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/biocetis/atlas2013A/genitalfem1/genitalfem.html>)
. Flecha: células luteinizantes.



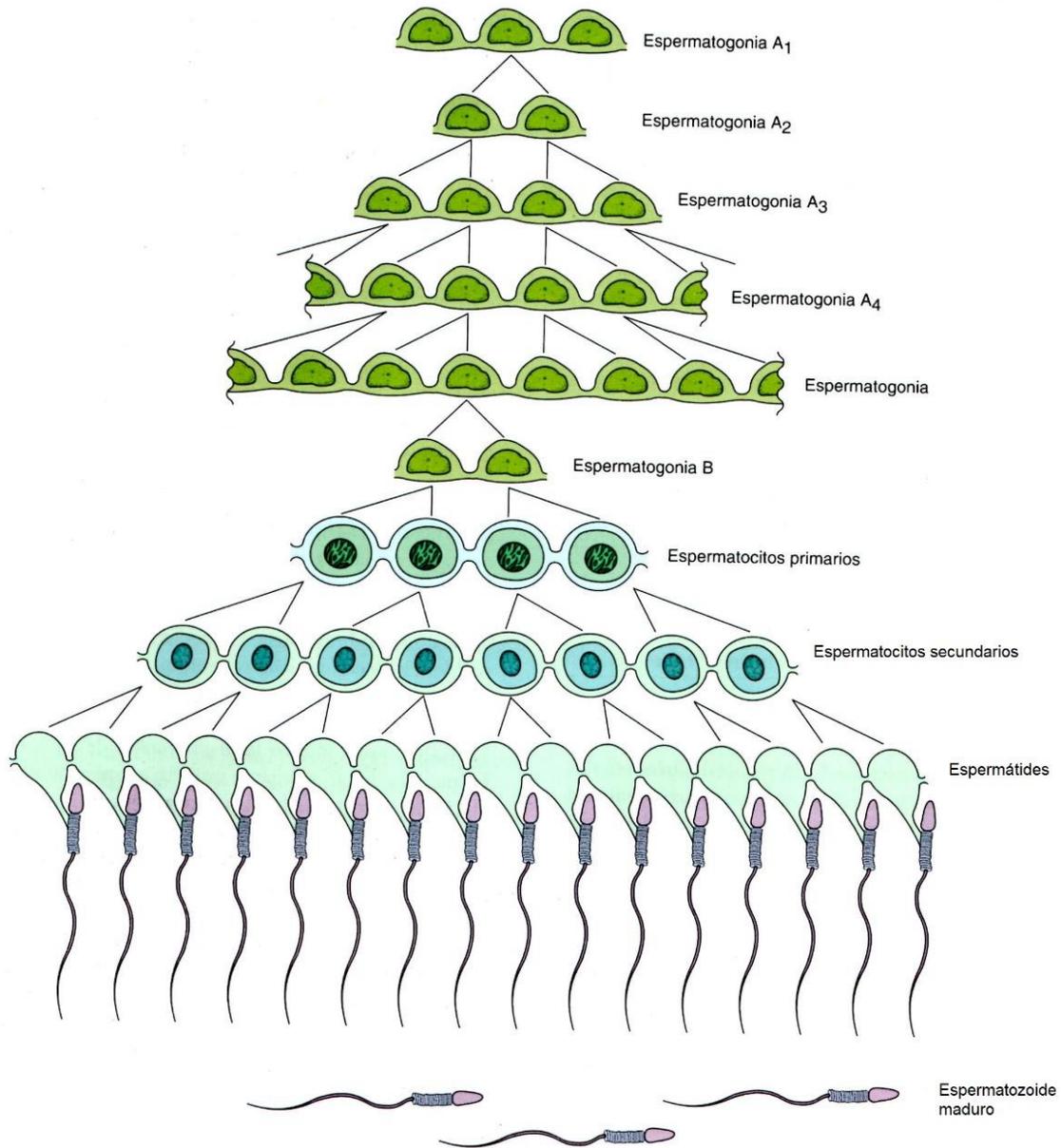
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	150/195



Anexo 9.- Espermatogénesis y puentes citoplasmáticos (tomado y modificado de Gartner y Hiatt, 2007).



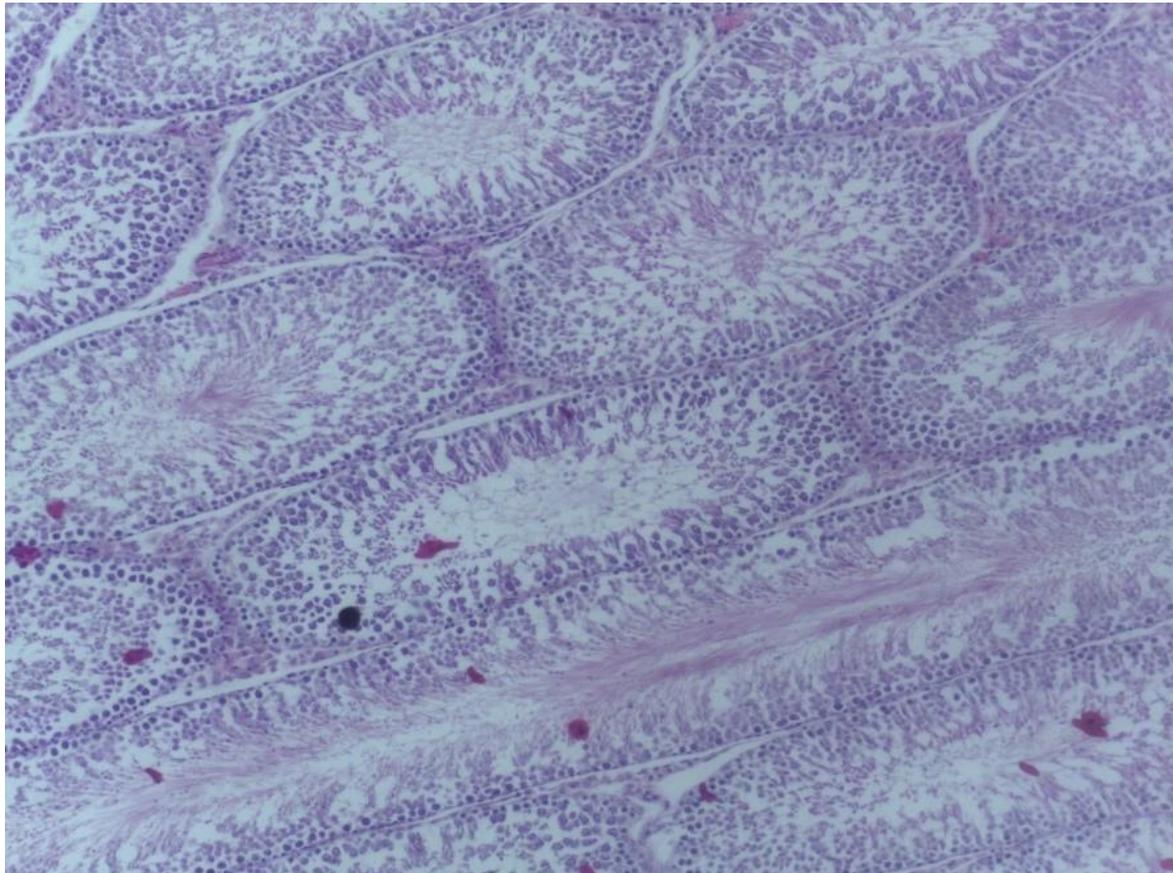
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	151/195



Anexo 10.- Túbulo seminífero (Foto: Itzen Aguiñiga).



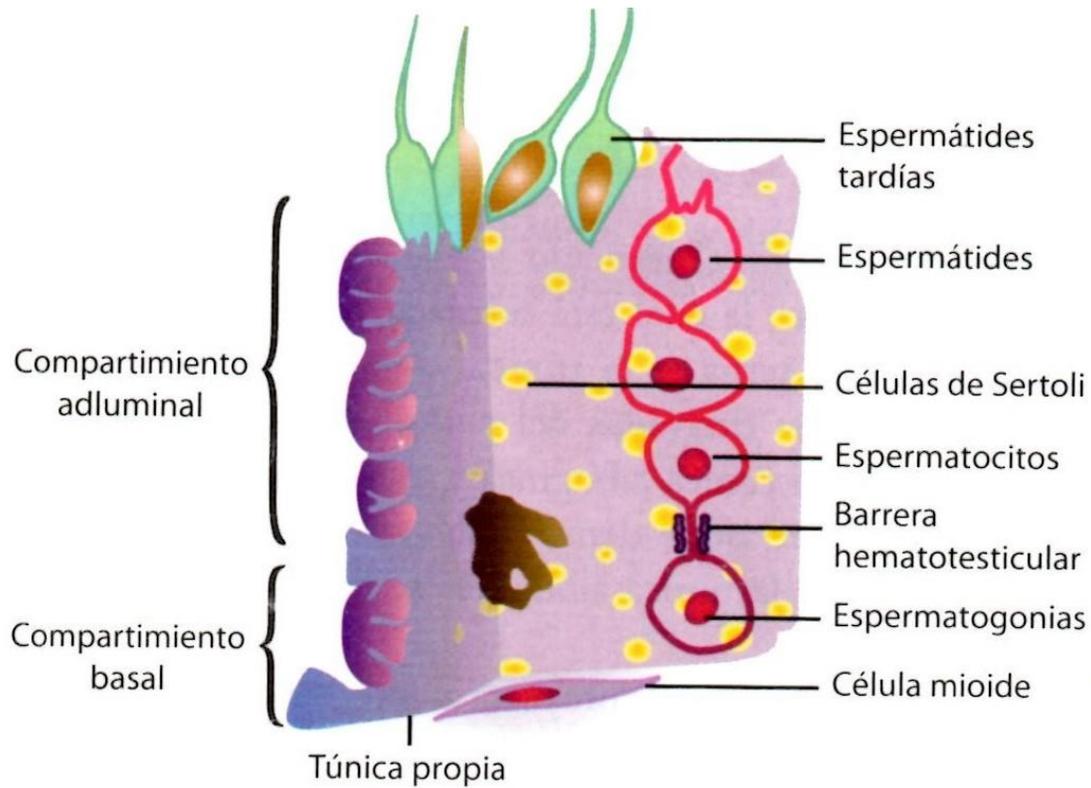
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	152/195



Anexo 11.- Esquema de epitelio seminífero (tomado de Fortoul y Castell, 2010).



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	153/195

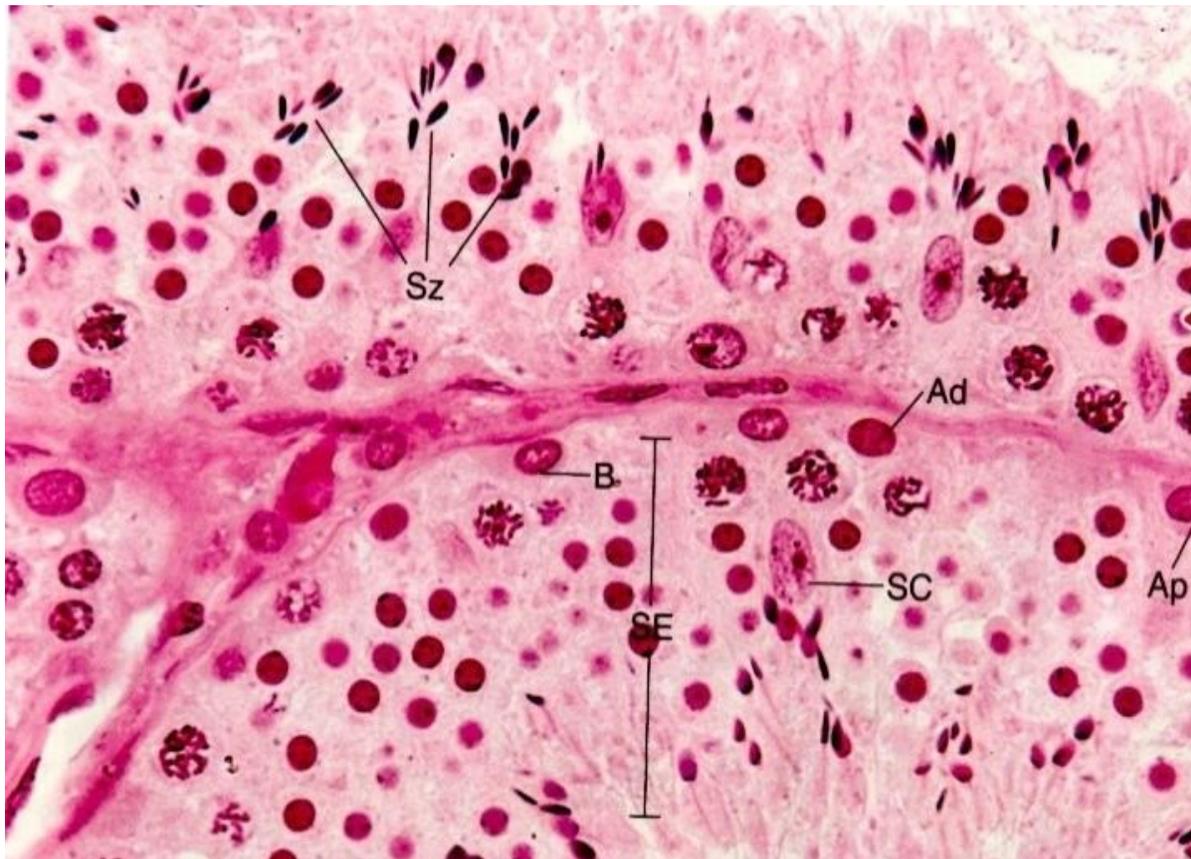


Anexo 12.- Túbulos seminíferos (tomado y modificado de Gartner y Hiatt, 2007). Ap: espermatogonia pálida A. Ad: espermatogonia obscura A. B: espermatogonia B. SC:



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	154/195

célula de Sertoli. Sz: espermatozoides.

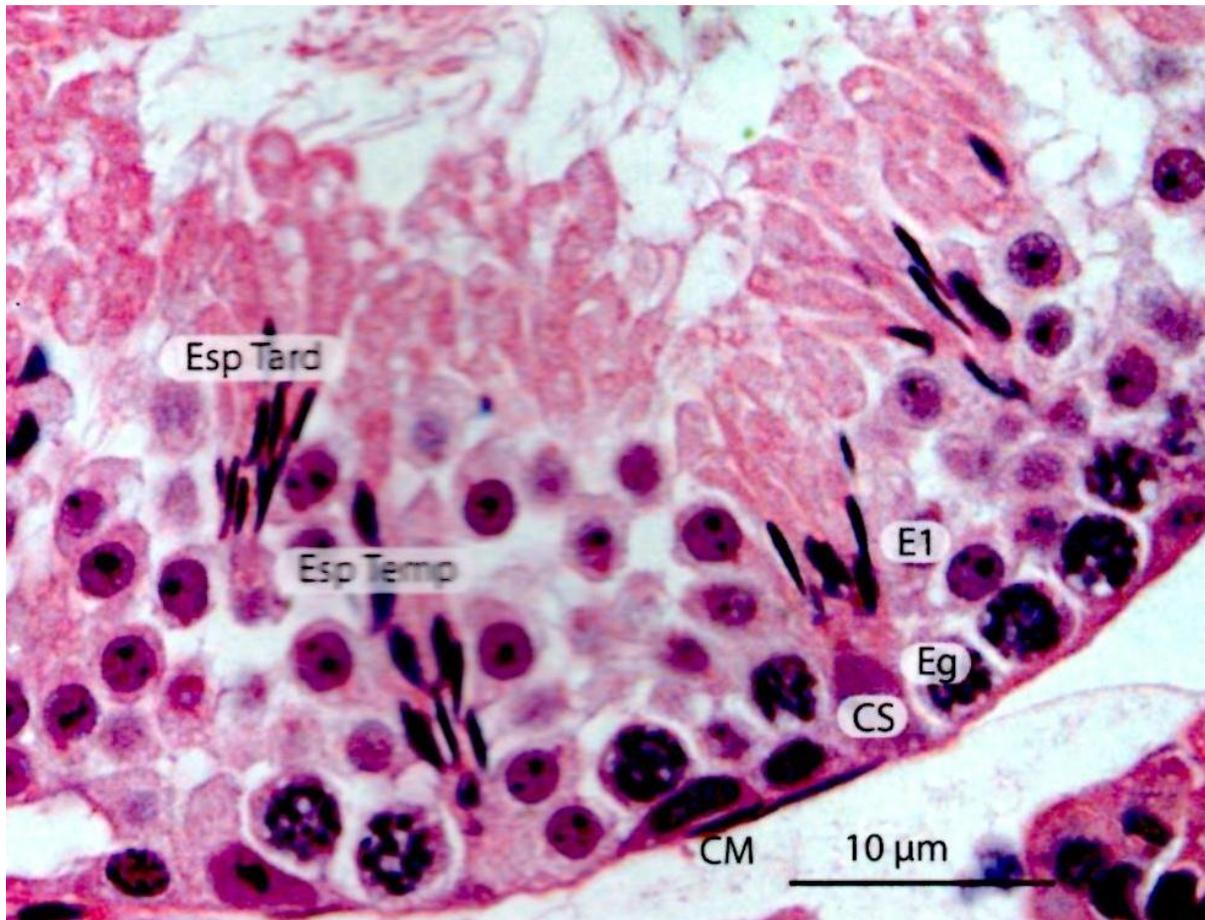


Anexo 13.- Esquema de epitelio seminífero (tomado de Fortoul y Castell, 2010). CS: célula de Sertoli. Eg: espermatozoides. E1: espermatozoides primarios. Esp Temp:



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	155/195

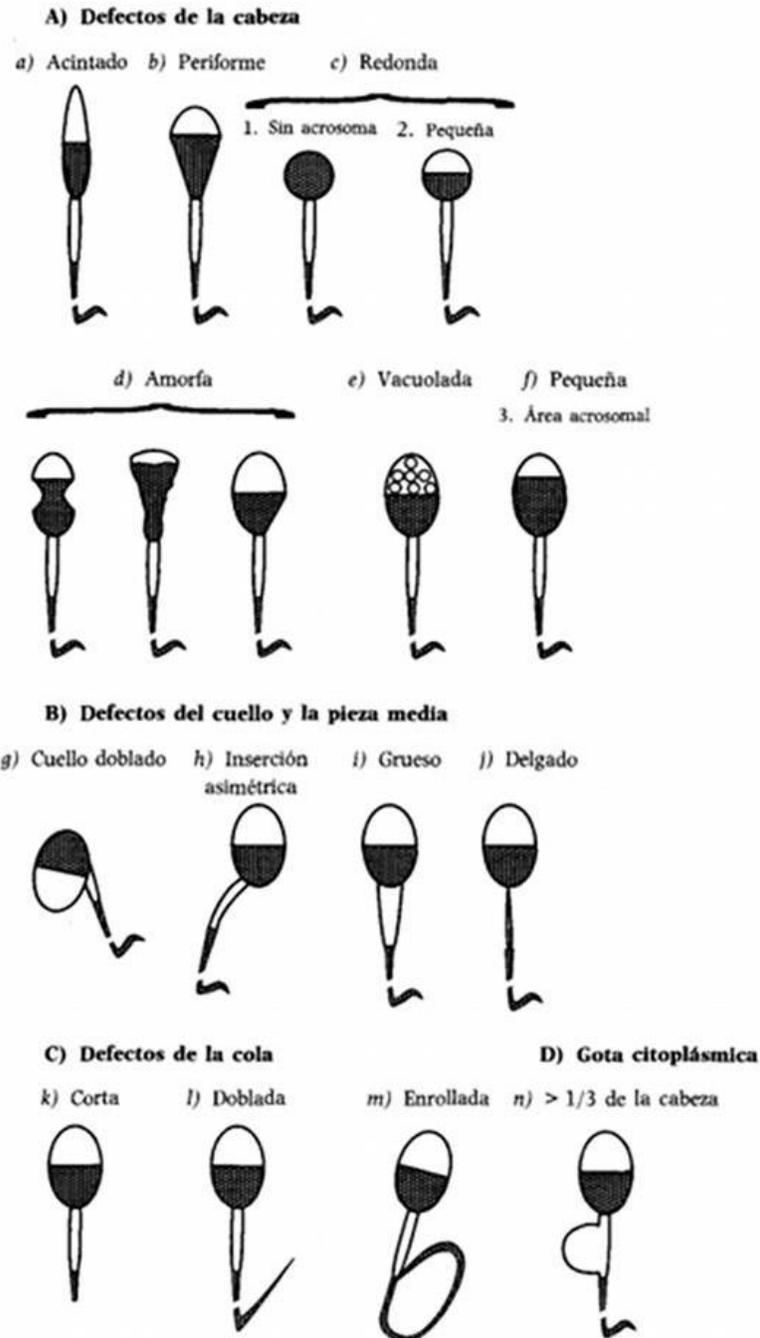
espermátides tempranas. Esp Tard: espermátides tardías. CM: células mioides.



Anexo 14.- Anomalías estructurales de los espermatozoides (tomado de OMS, 2001).



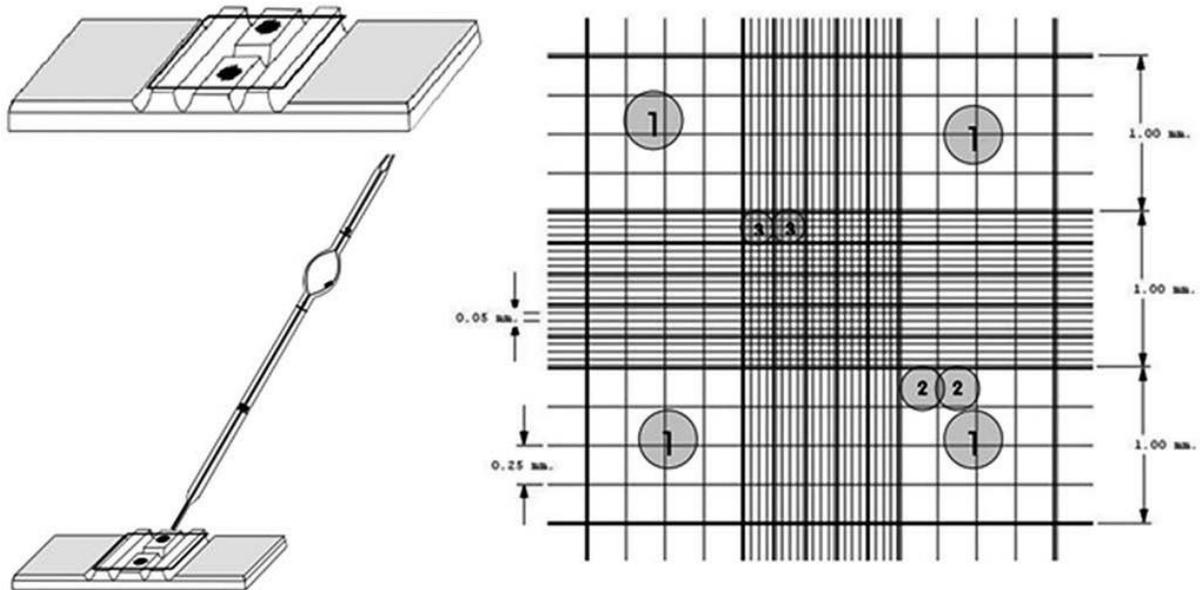
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	156/195



Anexo 15.- Cámara de Neubauer (tomado y modificado de ficha técnica celeromics).
1) Cuadrantes que se deben contar.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	157/195



Anexo 16.- Valores de referencia valores de la espermatobioscopía (tomado y modificado de Menkveld, 2010).



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DE
INVESTIGACION FORMATIVA III



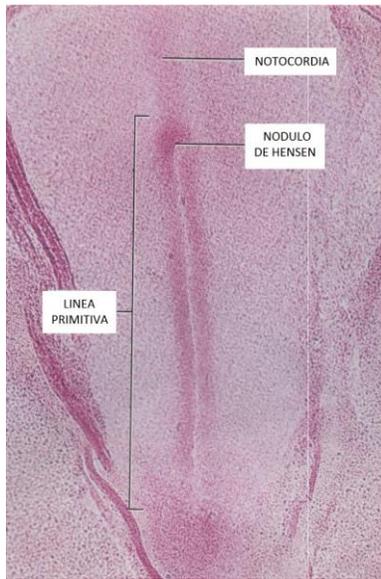
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	158/195

Licuación del semen al inicio	Viscoso escurre en hilo
Licuación del semen a los 30 min	Líquido escurre en gotas
Volumen	3.5 mL a 5 mL
pH	7.5 a 8.0
Color	Blanco opalescente
Olor	Ocre sui generis
Espermatocrito	5% a 7%
Movilidad	Alta mínimo 80% móviles
Morfología formas normales	Mínimo 70%
Morfología formas anormales	No más de 30%
Vitalidad a las 6 hrs.	90%
Vitalidad a las 12 hrs	50%
Vitalidad a las 24 hrs	10%
Recuento promedio	100 millones por mL
Recuento mínimo	50 a 60 millones por mL

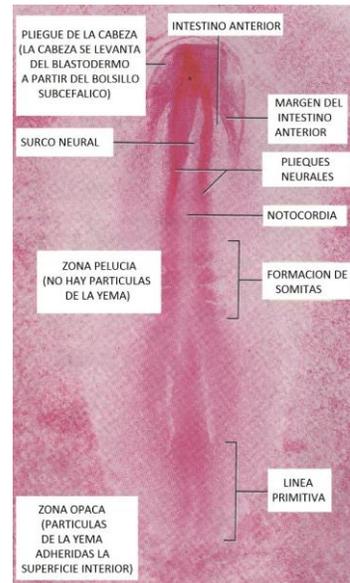
Anexo 17.- Desarrollo embrionario (tomado y modificado de Perry y Morton, 1996).



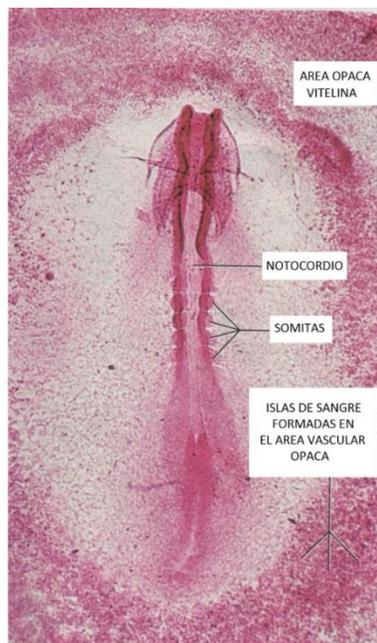
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	159/195



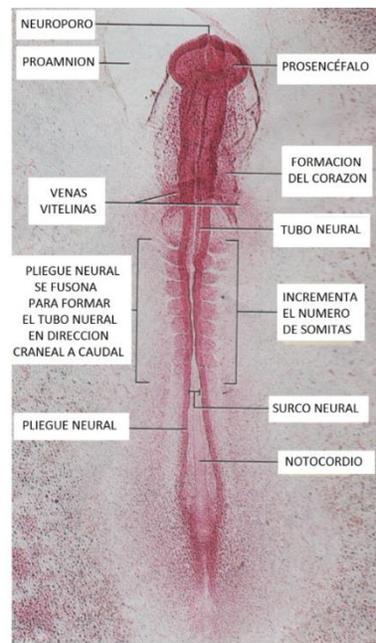
GASTRULACIÓN (18 HORAS DE INCUBACIÓN)



EMBRIÓN DE 21 HORAS



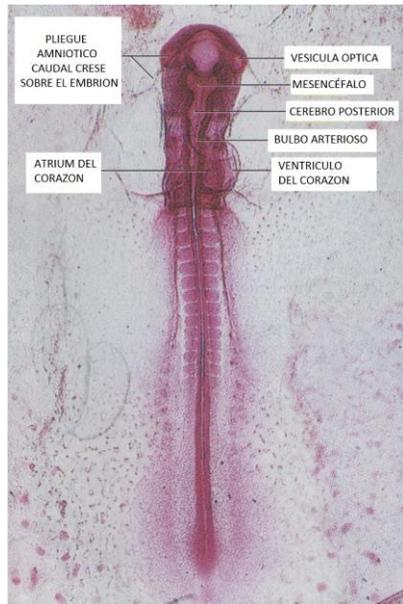
EMBRIÓN DE 24 HORAS



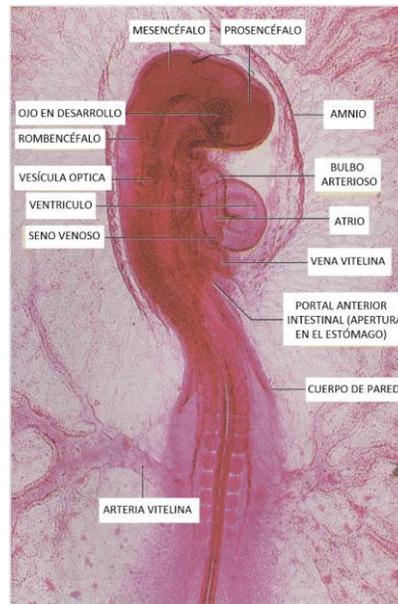
EMBRIÓN DE 28 HORAS



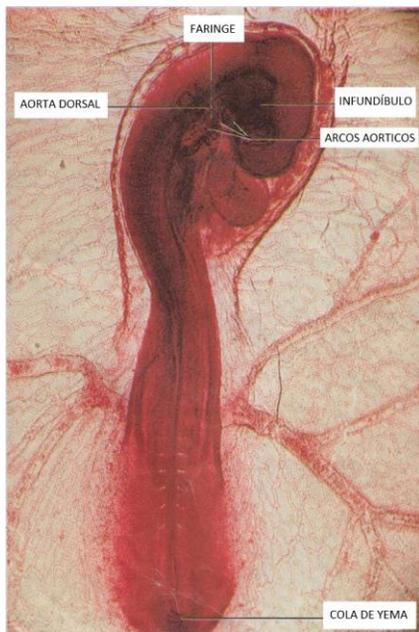
Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	160/195



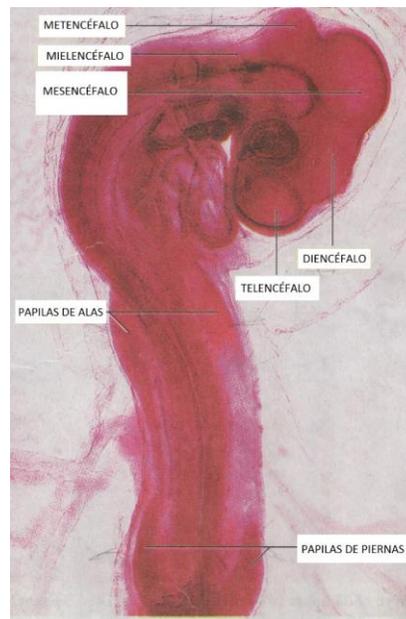
EMBRIÓN DE 38 HORAS



EMBRIÓN DE 44 HORAS



EMBRIÓN DE 48 HORAS

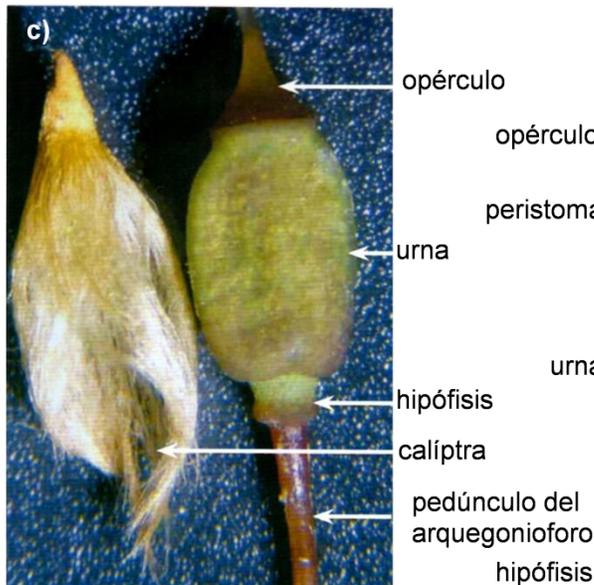
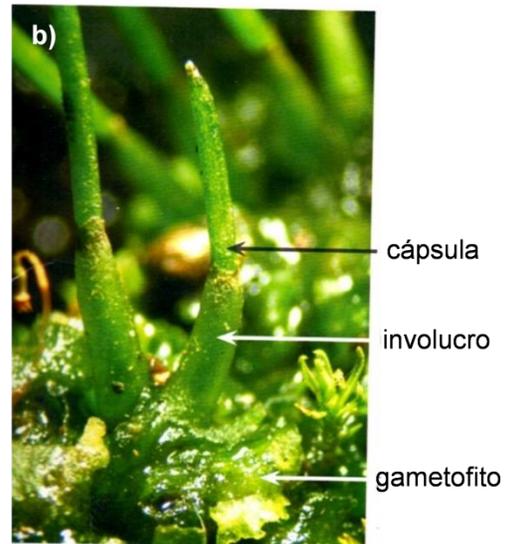
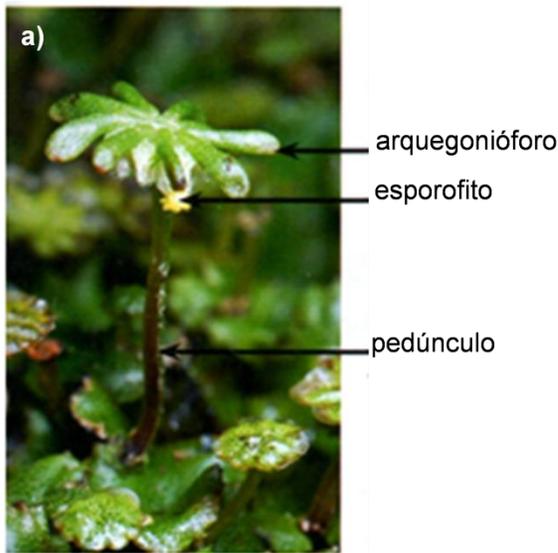


EMBRIÓN DE 72 HORAS



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	161/195

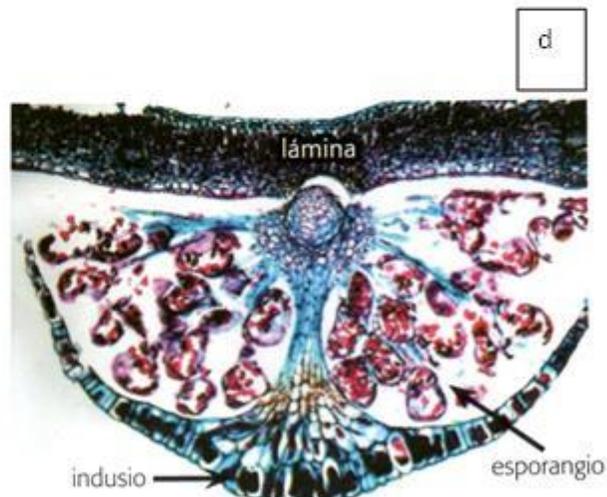
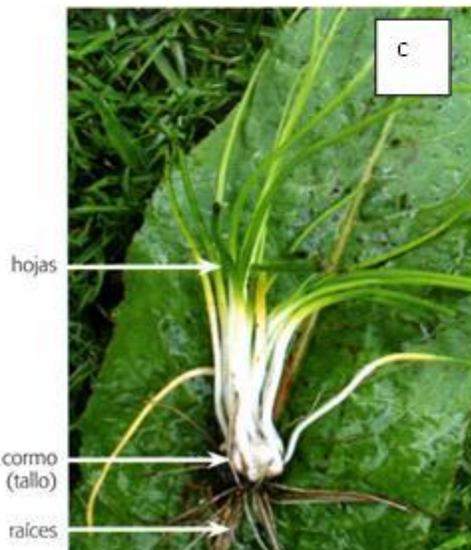
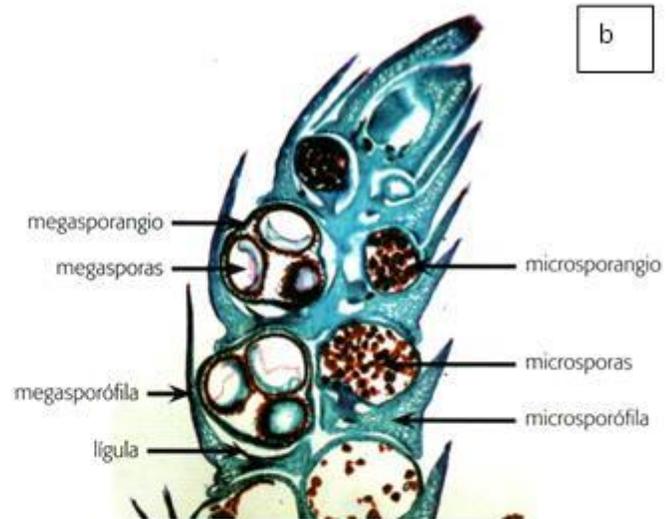
Anexo 18.- Briofitas. a) *Marchantia polymorpha* L. b) *Anthoceros* sp. c y d) *Polytrichum* sp. (Tomado de Mendoza y Ceja 2014).





Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	162/195

Anexo 19.- Helechos y plantas afines. a) *Psilotum* sp. b) *Selaginella* sp. c) *Isoetes pringlei* Underw. d) Corte transversal de un soro (tomado de Mendoza y Ceja, 2014).



Anexo 20.- Helechos y plantas afines. a) *Lycopodium* sp. b) *Selaginella* sp. c)



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	163/195

Equisetum arvensis con detalle del estróbilo d) *Polypodium* sp fronda con soros y escamas e) Soros desnudos en *Polypodium* sp. f) soros costales en *Blechnum* sp. (Fotografías: Carlos Castillejos).

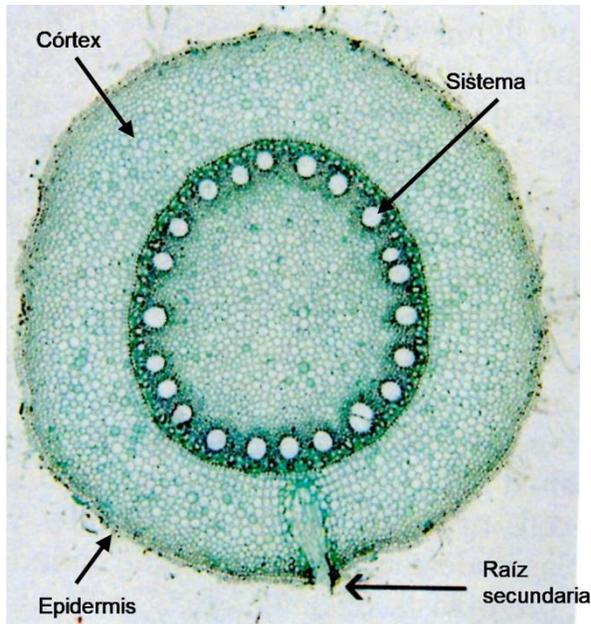


Anexo 21.- Monocotiledónea, a) corte transversal de raíz, b) corte transversal de tallo, c)

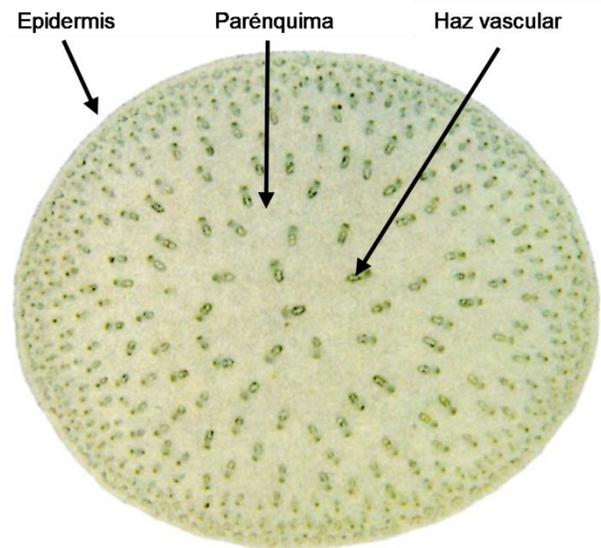


Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	164/195

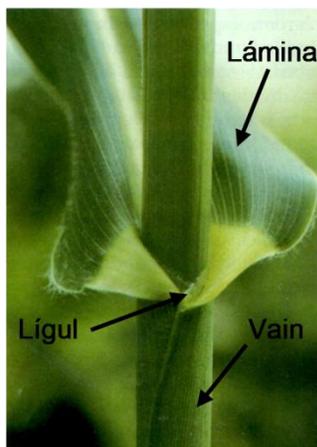
morfología de la hoja, d) corte transversal de la lámina (tomado y modificado de Raven et al., 1999).



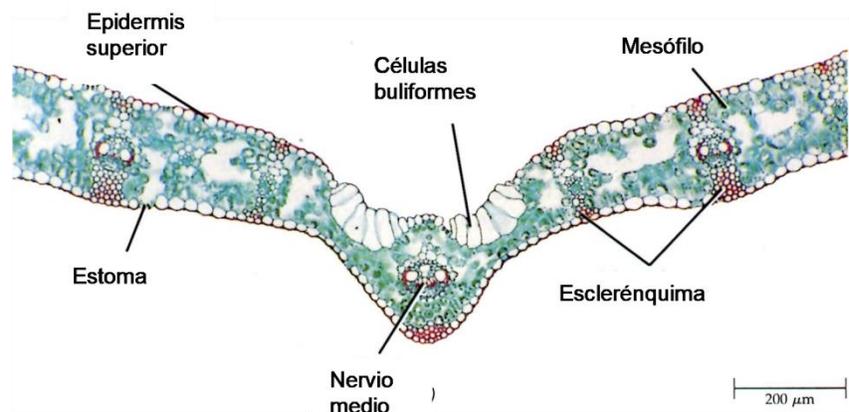
a)



b)



c)



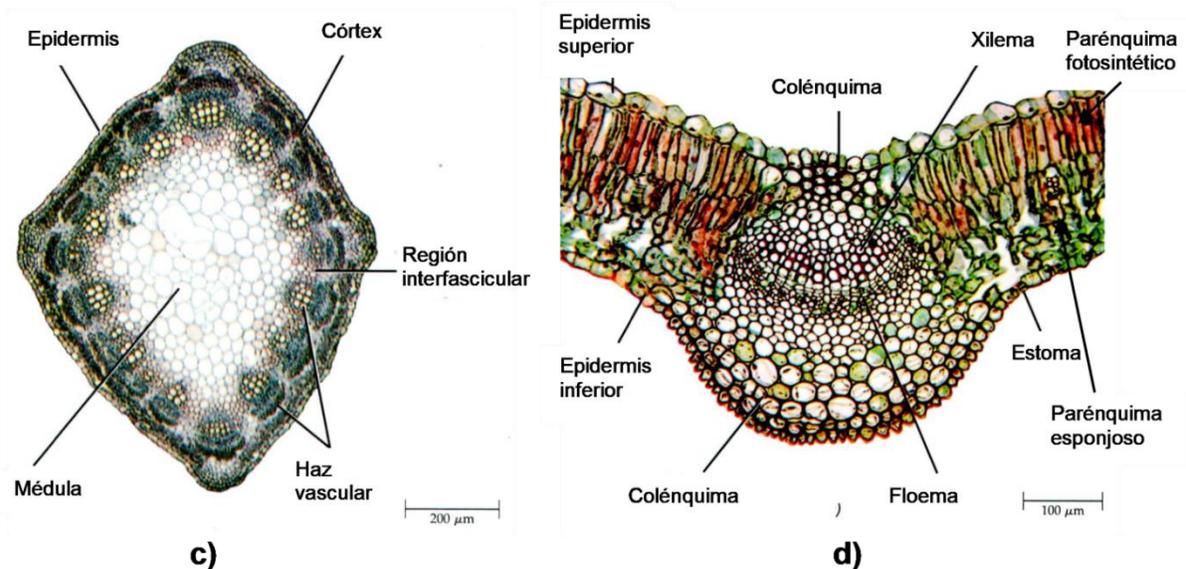
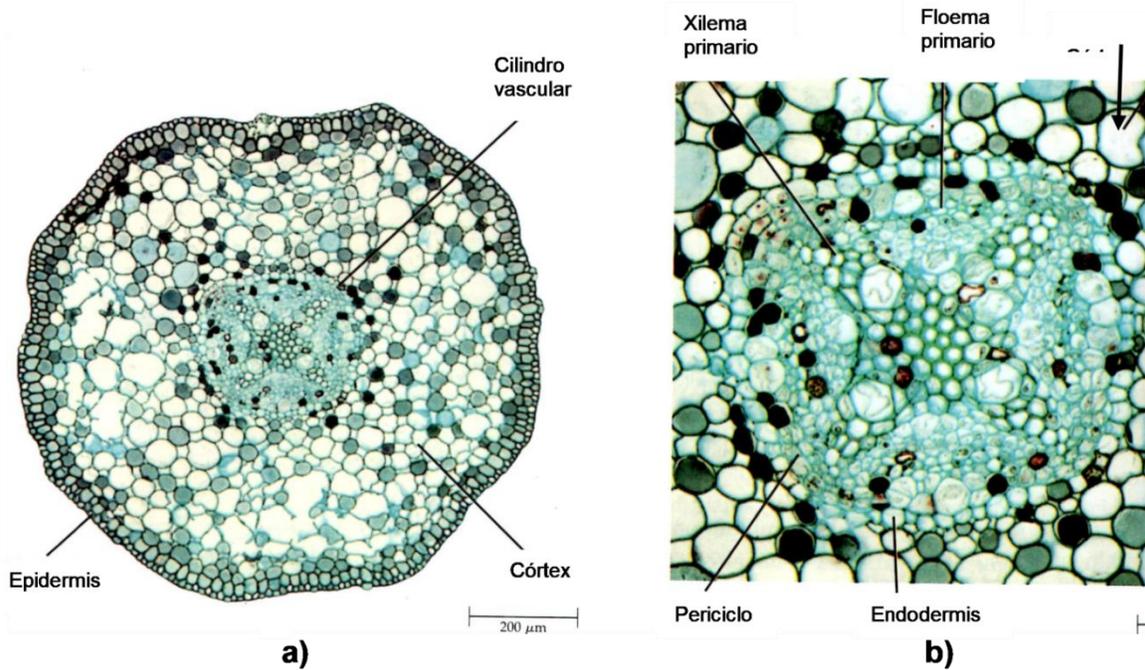
d)

Anexo 22.- Eudicotiledónea con crecimiento primario, a) corte transversal de raíz, b) cilindro



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	165/195

vascular de raíz, c) corte transversal de tallo, d) corte transversal de hoja (tomado y modificado de Raven et al., 1999).





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	22/01/2020	04	179/195

Anexo 23.- Claves taxonómicas para la determinación de plantas sin semillas

Géneros de Antocerotes y Hepáticas

1. Plantas taloides.

- 2. Células del gametofito con un cloroplasto grande; cápsula cilíndrica.....*Anthoceros*
- 2. Células del gametofito con numerosos cloroplastos pequeños; cápsula esférica u ovoide.
 - 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 del caulidio; anfigastrios generalmente presentes.
 - 9. Base de los filidios con una vitta clara.....*Bryopteris*
 - 9. Base de los filidios sin vitta.....*Porella*



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	180/195

Géneros de Musgos

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.....*Syrrhopodon*
 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 diferenciada.....*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 4-5 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 1-2 papilas pequeñas circulares o en forma de media luna. 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.



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	22/01/2020	04	181/195

- 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 lingulados, 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.
- 24. Filidios crispados al secarse, con base auriculada, 2-4 esporofitos por periquecio.....*Symblepharis*
- 24. Filidios no crispados al secarse, plantas con un solo esporofito por periquecio.
- 25. Filidios curvados hacia un lado o erectos al secarse, con una punta larga 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 hoja de 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 exserta.
- 32. Margen del filidio serrulado o entero, filidios de las ramificaciones rodeando todo el caulidio, yemas frecuentemente sobre los caulidios.....*Pirella*



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	22/01/2020	04	182/195

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 1-2 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 dístales de la lámina del filidio muy alargadas.....*Entodon*
47. Células dístales 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*
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.



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	22/01/2020	04	183/195

- 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*

Clave de Hepáticas, Antocerotes y Musgos tomada y modificada de Delgadillo y Cárdenas (1990).

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



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML03	22/01/2020	04	184/195

Géneros de Helechos y plantas afines

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 estanques efímeros.
 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 en cortos tallos 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 epífitas, 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 sin modificar; hojas con el ápice puntiagudo, usualmente lineares; homospóricas.....*Lycopodium*
 2. Hojas complejas, venas ramificadas.
 7. Plantas acuáticas.
 8. Frondas de menos de 2 cm de longitud; plantas flotantes en agua o sobre lodo.
 9. Frondas de 1-2 cm de longitud, tricomas en el haz.....*Salvinia*
 9. Frondas de 0.1-0.2 cm de longitud, glabras.....*Azolla*
 8. Frondas de más de 5 cm de longitud; plantas enraizadas en el lodo (flotando libremente solo en *Ceratopteris*).
 10. Frondas con 4 pinnas en el ápice del estípote, semejante a un trébol; heterospóricas, esporangios parecidos a nueces, en la base del estípote.....*Marsilea*
 10. Frondas con muchas pinnas, diferentes a un trébol; homospóricas, con esporangios en el envés.
 11. Plantas generalmente de menos de 0.5 m de alto, 2-3 pinnadas, membranáceas; frondas dimórficas; soros marginales.....*Ceratopteris*
 11. Plantas de 2-5 m de alto, 1-vez pinnadas, coriáceas; frondas monomórficas; soros que cubren todo el envés de la fronda.....*Acrostichum*
 7. Plantas terrestres, epipétricas o epífitas.
 12. Esporangios que nacen en espigas erectas o panículas desde cerca de la base de la fronda.
 13. Porciones fértiles 2 en panículas erectas; plantas no carnosas; rizoma en la superficie del suelo; raíces endurecidas.....*Anemia*
 13. Porción fértil 1, erecta (raramente 6-8 en epífitas); planta carnosa; tallo subterráneo (raramente en epífitas); raíces carnosas.
 14. Fronda simple (en epífitas ramificada dicotómicamente); la porción fértil es una espiga (6-8 espigas en epífitas).....*Ophioglossum*
 14. Fronda compuesta, la porción fértil paniculada.....*Botrychium*
 12. Esporangios en el envés de la fronda o al menos no en espigas erectas o panículas desde la base de esta, algunas veces se desarrollan en frondas modificadas o partes de esta.



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	22/01/2020	04	185/195

15. Frondas trepadoras, raquis enredándose en otras plantas.....*Lygodium*
15. Frondas no trepadoras.
16. Fronda ramificándose dicotómicamente, plantas de más de 15 cm de alto; terrestres.
17. Fronda de menos de 0.5 m de alto, en forma de abanico; carecen de brotes o crecimiento continuo en las axilas de las ramificaciones; esporangios desarrollándose en apéndices semejantes a una bandera con puntas ramificadas; raras; presentes en bosques de umbrales.....*Schizaea*
17. Fronda de 0.7 a 4 m de alto, con brotes o crecimiento continuo en las axilas de las ramificaciones; frondas terminales ramificadas pectinadas; esporangios desarrollándose en soros redondos en el envés de la fronda; comunes; frecuentemente en hábitats soleados.
18. Venas ramificadas una vez entre la costa y el margen; escamosas en el envés, al menos en las venas principales; rizoma escamoso; soros generalmente con 4-6 esporangios.....*Gleichenia*
18. Venas ramificadas 2-3 veces entre la costa y el margen; glabra en el envés, a menudo glauca; rizoma piloso; soros generalmente con más de 6 esporangios.....*Dicranopteris*
16. Frondas sin ramificarse dicotómicamente (o si se ramifican, entonces epífitas y de menos de 5 cm de alto).
19. Frondas carnosas con estipulas conspicuas en su base; esporangios de soros fusionados para formar un sinangio.
20. Láminas 1-vez pinnadas; frondas dimórficas, sinangios lineares, embebidos en la lámina; rizoma obviamente rastrero; estipulas semejantes a escamas.....*Danaea*
20. Láminas de 2-4 veces pinnadas; frondas monomórficas; sinangios, en el envés, oblongos, semejantes a una almeja abierta; rizomas con gran cantidad de estipulas carnosas.....*Marattia*
19. Frondas membranáceas a coriáceas pero no conspicuamente carnosas; sin estipulas; esporangios sin fusionarse para formar un sinangio.
21. Frondas fértiles y estériles diferentes, completa o parcialmente dimórficas.
22. Lámina fértil, simple o bilobada.
23. Lámina estéril uniestratificada (helechos membranáceos), ápice usualmente extendido y radicante; soros en copas marginales.....*Trichomanes*
23. Lámina estéril de más de una célula de grueso; ápice no radicante; soros en todo el envés de la lámina.
24. Lámina estéril simple.....*Elaphoglossum*
24. Lámina estéril ramificada dicotómicamente, finamente dividida.....*Peltapteris*
22. Lámina fértil compuesta.
25. Lámina estéril 1-vez pinnada o pinnatisecta.
26. Lámina estéril, pectinada o pinnatifida.
27. Plantas terrestres de elevaciones altas; lámina de textura delgada.....*Plagiogyria*
27. Plantas terrestres o trepadoras, de elevaciones medias; lámina coriácea.....*Blechnum*
26. Lámina estéril pinnada.
28. Venas reticuladas.
29. Fronda fértil 1-vez pinnada.....*Bolbitis*



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	22/01/2020	04	186/195

- 29. Fronda fértil 2-3 veces pinnada.....*Onocleopsis*
- 28. Venas libres.
 - 30. Plantas hemiepífitas, con rizoma trepador; lámina delgada; fronda fértil pinnada.....*Lomariopsis*
 - 30. Plantas terrestres; lámina coriácea; fronda fértil bipinnada.....*Olfersia*
- 25. Lámina estéril más de 1-vez pinnada.
 - 31. Rizoma y lámina cubiertos con tricomas.....*Osmunda*
 - 31. Rizoma y base del estípote cubiertos con escamas.
 - 32. Plantas hemiepífitas; frondas fértiles sin tejido laminar.....*Polybotrya*
 - 32. Plantas terrestres; frondas fértiles con algo de tejido laminar.
 - 33. Soros marginales, protegidos por el margen recurvado en el tercio terminal de la fronda fértil; lámina glabra.....*Llavea*
 - 33. Soros redondeados en el envés de la lámina, margen no recurvado; toda la fronda es fértil; lámina con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
- 21. Frondas monomórficas.
 - 34. Soros marginales a submarginales en la fronda.
 - 35. Soros marginales en copas submarginales, tubos o depresiones submarginales que revisten el margen, margen de la fronda no recurvado.
 - 36. Lámina delgada (una célula de grueso); receptáculo elongado, frecuentemente protegido más allá de la copa soral o tubo; involucreo bivalvado o tubular.
 - 37. Involucreo tubular; receptáculo usualmente sobresaliendo más allá del involucreo.....*Trichomanes*
 - 37. Involucreo bivalvado; receptáculo no sobresaliente.....*Hymenophyllum*
 - 36. Lámina generalmente de más de una célula de grueso; receptáculo poco elongado; involucreo bivalvado, parecido a una copa o depresión.
 - 38. Estípote grueso, piloso; frondas grandes, coriáceas; indusio coriáceo.
 - 39. Estípote delgado erguido y largo de 1-2 m de alto.....*Dicksonia*
 - 39. Estípote grueso, rizoma rastrero o caudice erecto, a que apenas emerge por arriba.
 - 40. Estípote erecto, parecidos a troncos pero muy cortos; lámina de 4-5 pinnada; costa y costulas profundamente surcada hacia el envés, surco flanqueado por prominentes costillas decurrentes sobre el eje del siguiente arreglo.....*Culcita*
 - 40. Estípote rastrero; lámina más o menos tripinnada; costa y costulas en realce o sólo ligeramente estriadas, costillas (si tiene) no decurrentes sobre el eje del siguiente arreglo.....*Cibotium*
 - 38. Estípote delgado, rastrero o si erecto, las frondas cortas y coriáceas; indusios delgado, no coriáceo.
 - 41. Frondas pequeñas, de menos de 0.25 m de largo; 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	22/01/2020	04	187/195

- epífitas.....*Loxoscaphe*
41. Frondas grandes, de 0.3-2 (-5) m de longitud; plantas terrestres.
42. Soros continuos a lo largo del margen, mucho más largo que ancho*Lindsaea*
42. soros interrumpidos, cortos, menos de dos veces el largo que el ancho.
43. Soros escasos en la parte posterior del margen; rizoma escamoso.....*Saccoloma*
43. Soros en el margen.
44. Frondas trepadoras, finamente divididas, 4-5 veces pinnadas, segmentos lineares, menos de 1 mm de ancho; rizoma escamoso.....*Odontosoria*
44. Frondas arqueadas, no trepadoras, 2-3 veces pinnadas, segmentos no lineares, de más de 5 mm de ancho; rizomas pilosos.....*Dennstaedtia*
35. Soros no en receptáculos marginales falsos, pero raramente protegidos por el margen recurvado de la lámina o soros abiertos sin protección ya sea de un verdadero o falso indusio.
45. Rizoma usualmente largo, rastrero, piloso; frondas grandes, usualmente de 1 m o más de largo; ramificaciones, si presentes, aparecen desde la base del estípite.
46. Venas reticuladas.....*Histiopteris*
46. Venas libres.
47. Rizoma corto, rastrero, suculento; lámina membranácea; estípite y lámina pilosos.....*Lonchitis*
47. Rizoma largo, rastrero, semejante a una cuerda, firme; lámina delgada a coriácea.
48. Soros continuos; falso indusio o éste cubriendo ligeramente al soro; rizoma muy profundo; esporas triletas; ejes inermes.....*Pteridium*
48. Soros discontinuos; sin indusio; rizoma en el nivel del suelo; esporas bilaterales; ejes frecuentemente espinosos.....*Hypolepis*
45. Rizoma corto, rastrero a erecto; frondas de pequeñas a grandes; ramificaciones cuando presentes, surgen del estípite.
49. Lámina entera a profundamente lobulada.
50. Lámina profundamente palmatilobada.....*Doryopteris*
50. Lámina no lobulada.
51. Plantas terrestres; lámina con venas reticuladas y venillas incluidas; de 60-120 cm de largo.....*Dictyoxiphium*
51. Plantas epífitas o epipétricas; lámina con venas reticuladas sin venillas incluidas; frondas principalmente de 10-40 cm de largo.
52. Lámina linear, 1-4 mm de ancho, con una sola hilera de areolas entre la costa y el margen.....*Vittaria*
52. Lámina linear elíptica, 9-12 mm de ancho, con 2-4 hileras de areolas entre la costa y el margen.....*Ananthacorus*



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	22/01/2020	04	188/195

49. Lámina pinnada a varias veces pinnada.
53. Esporangios protegidos por un indusio.....*Adiantum*
53. Esporangios protegidos por el margen recurvado de la lámina, falso indusio.
54. 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 anillo ecuatorial.....*Pteris*
54. Aristas ausentes; frondas de menos de 60 cm de largo; esporas sin anillo ecuatorial.
55. Estípites y raquis con densas escamas anchas; pinnas parecidas a un collar de cuentas; plantas que habitan grandes altitudes; esporas bilaterales; estípites con varios haces vasculares.....*Plecosorus*
55. Estípites y raquis con escamas angostas o sin escamas; pinnas raramente parecidos a un collar de cuentas (unas pocas especies de *Cheilanthes*); plantas que habitan elevaciones bajas o altas; esporas tetraédricas; estípites con 1-2 haces vasculares.
56. Surco adaxial del estípites y raquis densamente clavado-hirsuto; un falso margen proyectado más allá del falso indusio.....*Mioldella*
56. Surco adaxial del estípites y raquis no densamente clavado-hirsuto; sin falso margen.
57. Estípites de color paja a pardo claro, o si atropurpúreo (casi negro), entonces glabro y las pinnas ternadas o simplemente pinnadas con hasta 5 pares de segmentos; ejes sin escamas.....*Pellaea*
57. Estípites atropurpúreo o castaño, o si blanco, entonces glandular-viscoso; pinnas no ternadas, raramente sólo pinnadas; ejes frecuentemente con escamas.
58. Lámina glabra; ejes atropurpúreos; soros discretos, cortos, no continuos; lámina membranácea a coriácea.....*Adiantopsis*
58. Lámina escamosa, pilosa o glabra; ejes atropurpúreos a castaños (o blancos); soros continuos, o si discontinuos, lámina de firme a coriácea.
59. Lámina pinnada a cuatripinnada; segmentos parecidos a un collar de cuentas a lineares; venas inconspicuas o conspicuas, raramente prominentes; indusio continuo a interrumpido, ancho o angosto, más o menos planos, membranáceos.....*Cheilanthes*
59. Lámina por arriba de la pinna basal 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	22/01/2020	04	189/195

- pinnada-pinnatífida a bipinnada; segmentos deltoides o ampliamente lanceolados a oblongo-lanceolados; venas prominentes; indusios continuos, anchos, convexos, coriáceos.....*Cheiloplecton*
34. Soros en el envés de la lámina, a lo largo de las venas, venas medias, o esparcidos en el envés.
60. Soros extendidos que cubren todo el envés.
61. Lámina sin dividir.....*Elaphoglossum*
61. Lámina dividida.
62. Frondas grandes (2 m o más de largo), coriáceas; rizoma corto, robusto; plantas de pantanos.....*Acrostichum*
62. Frondas generalmente de menos de 1 m de largo; rizoma largo, rastrero, delgado.
63. Plantas hemiepipíticas; venas libres.....*Lomariopsis*
63. Plantas terrestres; venas reticuladas.....*Bolbitis*
60. Soros discontinuos o a lo largo de las venas, pero no extendidos en todo el envés.
64. Soros elongados a lo largo de las venas y sin indusio.
65. Lámina simple, no lobulada o pequeña y ramificada (en *Hecistopteris*); epífitas o raramente epipétricas; usualmente con escamas clatradas.
66. Soros en surcos largos extendiéndose a través de la fronda.
67. Soros en dos hileras (una a cada lado de la costa).
68. Lámina de 1-4 mm de ancho; 1 hilera de areolas entre la costa y el margen; generalmente epífitas.....*Vittaria*
68. Lámina de 9-12 mm de ancho; 2-4 hileras de areolas entre la costa y el margen; generalmente epipétricas.....*Ananthacorus*
67. Soros en 1 ó 4 (o 6) hileras.
69. Soros en una línea dentro de un surco sobre la vena media.....*Cochlidium*
69. Soros en 4 (-6) hileras.....*Antrophyum*
66. Soros no extendidos por completo a lo largo de la fronda, elongados hacia la costa o en un ángulo con la misma o siguiendo el patrón de venación.
70. Lámina pequeña, menos de 4 cm de largo, ramificada.....*Hecistopteris*
70. Lámina grande, nunca ramificada.
71. Escamas del rizoma no clatradas; lámina con escamas diminutas.....*Pleopeltis*
71. Escamas del rizoma clatradas; lámina glabra.
72. Costa extendiéndose hasta el ápice de la lámina.....*Loxogramme*
72. Costa sin extenderse hasta el ápice de la lámina.....*Antrophyum*



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	22/01/2020	04	190/195

- 65. Lámina de profundamente lobada a tripinnada.
 - 73. Rizoma con tricomas.
 - 74. Lámina linear, 1-vez pinnada, más o menos permanentemente circinada en el ápice.....*Jamesonia*
 - 74. Lámina anchamente elíptica a deltoide, 3-4 pinnada, no permanentemente circinada en el ápice...*Eriosorus*
 - 73. Rizoma con escamas.
 - 75. Lámina simple, palmatilobada.
 - 76. Venas en reticuladas; esporangios que corren por las venas en la mayor parte de su longitud.....*Hemionitis*
 - 76. Venas libres o reticuladas; esporangios limitados de un tercio a dos tercios en la porción terminal de las venas.....*Bommeria*
 - 75. Lámina compuesta.
 - 77. Soros cerca del margen.....*Cheilanthes*
 - 77. Soros en la parte media o lo largo de las venas.
 - 78. Lámina farinosa en la parte inferior.
 - 79. Frondas de 1-2 m de alto; pinnas ternadas.....*Trismeria*
 - 79. Frondas de menos de 1 m de alto; frondas pinnadas.....*Pityrogramma*
 - 78. Fronda no farinosa en la parte inferior.
 - 80. Fronda bi a tripinnada; frondas de 2-20 cm de largo.....*Anogramma*
 - 80. Fronda pinnada a pinnada-pinnatífida; frondas de 30-100 cm de largo.
 - 81. Fronda 1-vez pinnada, glabra; soros de 5-14 mm de longitud; venas reticuladas.....*Hemionitis*
 - 81. Fronda pinnada-pinnatífida, con tricomas aciculares; soros de 1-4 mm de longitud; venas libres o reticuladas.....*Thelypteris*
- 64. Soros redondeados a reniformes o elongados a lo largo de las venas, generalmente con indusio, o si no, entonces con soros redondeados.
 - 82. Soros costales, elongados.
 - 83. Soros continuo a lo largo de la costa; frondas hasta de 1 m de largo.....*Blechnum*
 - 83. Soros discontinuos a lo largo de la costa, semejante a una cadena; frondas de 1.5-2.5 m de largo.....*Woodwardia*
 - 82. Soros no costales que nacen entre la vena media y el margen.
 - 85. Soros elongados.
 - 85. Soros en una línea paralela a la vena formando un gancho en su porción distal, ocasionalmente espalda con espalda en ambos lados de la vena.
 - 86. Venas inconspicuas; soros distribuidos a lo largo de un lado de la vena, rodeando la porción distal de la misma.....*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	22/01/2020	04	191/195

86. Venas conspicuas; soros a veces dobles, pero entonces sin rodear la porción distal de la vena.
87. Frondas muy largas (2-3 m de largo), 1-vez pinnadas; venas libres cerca de la vena media y reticuladas cerca del margen; soros largos.....*Hemidictyum*
87. Frondas de menos de 1 m de largo, de 1-3 pinnadas; venas libres o reticuladas, pero no las dos condiciones en la misma pinna.
88. Soros dispuestos al final de la vena secundaria.....*Athyrium*
88. Soros en dos líneas paralelas en la vena secundaria, dispuestos espalda con espalda.....*Diplazium*
85. Soros en una o dos líneas, si dos líneas, entonces cara a cara más que espalda con espalda.
89. Fronda simple a tripinnada; un solo soro.
90. Fronda pinnada-pinnatífida; plantas terrestres; frondas con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
90. Fronda simple a tripinnada; plantas epífitas o epipétricas, raramente terrestres; principalmente glabras, nunca con tricomas aciculares.
91. Venas libres; lámina simple a tripinnada.....*Asplenium*
91. Venas en reticuladas; lámina simple.....*Holodictyum*
89. Fronda simple; la mayoría de los soros dobles cara a cara en venas contiguas.
92. Fronda linear-lanceolada, de 7-24 cm de longitud, 4-8 veces más larga que ancha; estípote verde.....*Phyllitis*
92. Fronda flabelada, de 2-6 cm de longitud, más ancha que larga; estípote purpúreo.....*Schaffneria*
84. Soros redondos (a ligeramente oblongos).
93. Helechos arborescentes, usualmente con frondas grandes; indusio en forma de copa o disco o sin él; tronco corto a varios metros de alto.
94. Frondas pinnadas-pinnatífidas; venas poco reticuladas (especialmente uniéndose en ondulaciones entre los lóbulos de las pinnas); tronco de 0-0.5 m de alto.....*Cnemidaria*
94. Frondas bipinnadas-pinnatífidas a tripinnadas-pinnatífidas; venas libres, tronco de 1-20 m de alto.....*Cyathea*
93. Plantas no arborescentes.
95. Frondas largas, de 2-4 m de largo; rizomas con densos tricomas.....*Lophosoria*
95. Frondas generalmente de menos de 2 m de largo; con o sin indusio; rizoma con escamas.



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	22/01/2020	04	192/195

96. Frondas simples; claramente articuladas sobre filopodios; hábito trepador o arbustivo; soros con indusio..... *Oleandra*
96. Frondas simples a divididas; si están articuladas, entonces se desprenden fácilmente del rizoma, sin filopodios.
97. Frondas simples a 1-vez pinnada, sin indusio.
98. Frondas con tricomas o glabras; esporas triletes, verdes.
99. Escamas del rizoma pardas a negras (clatradas), doradas, o sin ellas; frondas usualmente con tricomas rígidos, pardo-rojizos; soros discretos, en una sola hilera a cada lado de la costa; paráfisis ramificados..... *Grammitis*
99. Escamas del rizoma pardas; frondas glabras; soros confluentes en un cenosoro costal o discreto cercano a la costa, sin paráfisis..... *Cochlidium*
98. Frondas con escamas, al menos en la base, o glabras; esporas bilaterales, doradas.
100. Lámina simple.
101. Soros en una hilera en cada lado de la costa.
102. Soros redondos, con paráfisis filamentosos, a veces ramificados; frondas monomórficas o dimórficas..... *Microgramma*
102. Soros ovales a elongados, peltados, paráfisis escamosos (tempranamente deciduos); frondas monomórficas a subdimórficas..... *Pleopeltis*
101. Soros en 2 o más hileras en cada lado de la costa.
103. Soros en 2 hileras entre las venas laterales principales; soros redondos, sin paráfisis; esporangios glabros *Campyloneurum*
103. Soros en una hilera entre las venas laterales principales; soros de oblongos a redondos, paráfisis (esporangios abortados) presentes; esporangios con tricomas multicelulares..... *Niphidium*



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	22/01/2020	04	193/195

100. Lámina pinnatífida, pinnada o más dividida.
104. Venas libres.
105. Escamas del rizoma peltadas, clatradas o no; estípite acanalado, color paja raramente oscuro; frondas pectinadas a lobuladas.....*Polypodium*
105. Escamas del rizoma basalmente unidas, nunca clatradas; estípite terete, negro a pardo-rojizo; frondas pectinadas.....*Pecluma*
104. Venas reticuladas.
106. Soros con paráfisis peltados, parecidos a escamas (con frecuencia tempranamente deciduos).....*Pleopeltis*
106. Soros con paráfisis de ramificados a filamentosos, o sin ellos.
107. 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*
107. Soros terminales sobre venas libres, areolas con una vena incluida; soros con paráfisis o sin ellos; esporangios glabros o setosos.
108. Fronda regularmente pinnatífida a pectinada, glabra o escamosa.....*Polypodium*
108. Fronda irregularmente pinnatífida, densamente escamosa.....*xPhlebodium*
97. Frondas de 1-4 veces pinnada, principalmente con indusio (las especies más de una vez pinnadas sin indusio).
109. Indusio unido en su base, con forma de capucha o copa.
110. Indusio en forma de capucha.....*Cystopteris*
110. Indusio en forma de copa o con 4 lóbulos planos debajo del



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	22/01/2020	04	194/195

- soro.....*Woodsia*
109. Indusio unido lateralmente (reniforme), peltado o sin indusio.
111. Venas reticuladas.
112. Estípite con dos haces vasculares; fronda con tricomas aciculares.....*Thelypteris*
112. Estípite con más de dos haces vasculares; sin tricomas aciculares.
113. Venas ocasionalmente anastomosadas; frondas coriáceas....*Phanerophlebia*
113. Venas abundante y finamente anastomosadas; frondas delgadas, no coriáceas.....*Tectaria*
111. Venas libres.
114. Indusio peltado.
115. Lámina de 2-3 pinnada.....*Polystichum*
115. Lámina 1-vez pinnada.
116. Base de la pinna equilateral, redondeada a cuneada.....*Phanerophlebia*
116. Base de la pinna fuertemente inequilateral, hacia la mitad fuertemente cordada y se imbrica con el raquis.....*Cyclopeltis*
114. Indusio reniforme o sin él.
117. Estípite con dos ramas; tricomas aciculares en la fronda..*Thelypteris*
117. Estípite con más de 2 ramas; sin tricomas aciculares.
118. Fronda 1-vez pinnada.
119. Pinnas delgadas, oblongo a estrechamente deltadas, usualmente auriculadas, a veces con puntos blanquecinos; soros con indusio; plantas a veces estoloníferas.....*Nephrolepis*
119. Pinnas coriáceas, ovadas a linear-lanceoladas, no todas auriculadas, sin puntos blanquecinos; soros sin indusio; plantas sin estolones....*Phanerophlebia*



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	22/01/2020	04	195/195

- 118. Frondas más de 1-vez pinnada.
- 120. Fronda catádroma.
- 121. Raquis con yemas cerca del ápice.....*Lastreopsis*
- 121. Raquis sin yemas.....*Ctenitis*
- 120. Fronda anádroma.
- 122. Sin indusio.
- 123. Fronda pinnada a pinnatífida; venas adyacentes que casi se tocan.....*Stigmatopteris*
- 123. Fronda bipinnada a tripinnada; venas adyacentes nunca aproximándose una a otra.....*Polystichum*
- 122. Indusio presente; venas sin aproximarse una a la otra.
- 124. Fronda 3-4 veces pinnada; segmentos mucronados, verde oscuros.....
.....*Arachniodes*
- 124. Fronda bipinnada a tripinnada; segmentos verde a verde-amarillento, con puntas agudas a acuminadas pero no mucronadas.....
.....*Dryopteris*

Clave de géneros para Pteridofitas, traducida de Mickel y Beitel (1988).

Mickel, J. T. y Beitel, J. M. (1988). *Pteridophyte flora of Oaxaca, Mexico*. Vol. 46. Memoirs of the New York Botanical Garden. New York.