



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA

MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

**Carrera de Biología**

Ciclo Intermedio

# **Manual del Laboratorio de Investigación Formativa V**

Aprobado por el Comité Académico de Carrera el 10 de marzo del 2020

Vigencia 10 de marzo del 2022



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	1 / 97

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA  
Carrera de Biología

## Laboratorio de Investigación Formativa V

Becerril Cruz Florencia  
Castillejos Cruz Carlos  
Cristóbal Guzmán Roberto  
Galindo Galindo Cristóbal  
García Santos Elvia  
Juárez Barrera Fabiola  
Peña Becerril Juan Carlos  
Romero Arredondo Juan  
Rosas Acevedo Hortensia  
Sánchez García Figueroa Francisca Leonora  
Vázquez Benítez Balbina



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	2 / 97

## Contenido

<b>INTRODUCCIÓN</b>	4
<b>OBJETIVOS</b>	6
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 1. ECOLOGÍA Y BIOGEOGRAFÍA</b>	7
Práctica 1. Descripción de localidades y zonas de estudio	8
Práctica 2. Tipos de muestreo y manejo de datos de poblaciones y comunidades biológicas. Parte 1	12
Práctica 2. Tipos de muestreo y manejo de datos de poblaciones y comunidades biológicas. Parte 2	15
Práctica 3. Estimación de la riqueza de especies (diversidad alfa, beta y gamma)	23
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 2. MORFOGÉNESIS Y FISIOLOGÍA DE PLANTAS CON SEMILLA</b>	28
Práctica 1. Morfología de semillas	29
Práctica 2. Germinación y viabilidad	35
Práctica 3. Latencia	42
Práctica 4. Desarrollo plantular	47
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 3. DIVERSIDAD DE INVERTEBRADOS TERRESTRES</b>	52
Práctica 1. Organismos edáficos	53
Práctica 2. Insectos asociados a plantas	58
<b>UNIDAD DE APRENDIZAJE 4. HERRAMIENTAS BIOTECNOLÓGICAS</b>	63
Práctica 1. Biosorción de azul de metileno y cristal violeta en <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	64
Práctica 2. Actividad bactericida de <i>Erythrina</i> sp.	69
Practica 3. Actividad alelopática de las partes aéreas de especies vegetales	76
<b>PROYECTO DE DOCENCIA-INVESTIGACIÓN</b>	81



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	3 / 97

<b>TEMÁTICAS GENERALES DE PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN DE LIF V</b>	<b>86</b>
<b>CRITERIOS DE EVALUACIÓN</b>	<b>88</b>
<b>FORMATO DEL INFORME DE LA PRÁCTICA Y PROYECTO</b>	<b>89</b>
<b>REGLAMENTO DE LABORATORIO</b>	<b>90</b>
<b>MANEJO DE RESIDUOS</b>	<b>94</b>
<b>CONTROL DE CAMBIOS</b>	<b>96</b>



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	4 / 97

## INTRODUCCIÓN

El Laboratorio de Investigación Formativa V del ciclo intermedio cuyo núcleo temático es la investigación en sistemas biológicos II, plantea conocer y analizar temas de las unidades de aprendizaje en Ecología y Biogeografía, Morfogénesis y Fisiología de Plantas con Semilla, Diversidad de Invertebrados Terrestres y Herramientas Biotecnológicas, a través de una serie de prácticas obligatorias en las que el alumno adquirirá las herramientas metodológicas científicas, que le permitan plantear y desarrollar un proyecto de docencia investigación en las disciplinas antes mencionadas.

En la unidad de aprendizaje de Ecología y Biogeografía, se hace énfasis en la distribución de taxones de flora y fauna. La Biogeografía Ecológica estudia la biodiversidad en el tiempo y el espacio, en esta disciplina se basan las prácticas que se realizarán en LIF V este manual, ya que esta disciplina usa técnicas como la determinación de la riqueza de especies y la tolerancia ecológica, que se basa más en la distribución espacial de los seres vivos en el momento actual. A partir de la aplicación de las prácticas de muestreo y caracterización ecológica en laboratorio y en campo, el alumno aprenderá a manejar datos, describir y caracterizar zonas de estudio con la finalidad de que se familiarice con algunos patrones biogeográficos primarios, los cuales se utilizan con más frecuencia para la valoración de la biodiversidad, enfocándose en la estimación de su tamaño (Diversidad alfa) y diferencia (Diversidad Beta).

El propósito de la unidad de aprendizaje de Morfogénesis y Fisiología de Plantas con Semilla es que el alumno sea capaz de distinguir y explicar mecanismos y procesos fisiológicos que regulan el desarrollo y crecimiento de plantas con semilla, a través de la aplicación de técnicas y métodos en laboratorio y campo. El desarrollo vegetal inicia con la formación de un cigoto; una serie de procesos ontogénicos convierte a ese cigoto en un embrión, evento paralelo a la formación de una semilla, estructura que representa en tiempo y espacio, cápsulas de vida. A partir de la semilla se originan las diferentes etapas del desarrollo vegetal. Cada una de ellas puede ser delimitada desde un punto de vista morfofisiológico. Así, en este manual se pretende que el alumno relacione las características morfológicas de la semilla con procesos fisiológicos de germinación, latencia, dispersión y desarrollo plantular; asimismo, conecta la estructura seminal con los eventos del desarrollo vegetal temprano.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>5 / 97</b>

En la unidad de aprendizaje de Diversidad de Invertebrados Terrestres se presenta un primer acercamiento al estudio de estos organismos con énfasis en el grupo de artrópodos, reconociendo sus las características básicas del grupo que les permiten colonizar diferentes tipos de hábitat, o explorar conductas diurnas y nocturnas, específicamente, las prácticas de este manual aluden a aquellas especies y organismos relacionados a ambientes fitófagos y edáficos. Aunque el estudio de los artrópodos puede abordarse en una vasta gama de posibilidades, aquí se ha hecho una selección que pretende reflejar la importancia de estos organismos en la estructura y función de las comunidades terrestres.

Las herramientas biotecnológicas, se definen como la aplicación y la optimización de sistemas biológicos y sus productos, para generar bienes y servicios. En la actualidad la biotecnología está presente en diferentes campos de la ciencia: en el área de alimentos (nutraceúticos y aditivos alimentarios) en agricultura ha permitido la obtención de nuevas variedades de cultivos y biopesticidas, en el campo de la salud la producción de fármacos y vacunas; en el área ambiental la remediación de sitios contaminados, el tratamiento y reutilización de aguas residuales, así como eliminación de gases y residuos tóxicos; en el sector pecuario se ha logrado la obtención de nuevas razas de ganado y el uso de animales para la producción de medicamentos y en el sector industrial obtención de colorantes, fragancias y cosmeceúticos, y en el sector energético ha permitido la generación de combustibles renovables como biogás, bioetanol y biodiesel. En este manual se proponen prácticas que le permitirán al estudiante tener un panorama de las aplicaciones vanguardistas de la biotecnología.

El LIF V es una asignatura integradora que incorpora 4 unidades de aprendizaje que sustentan un temario diverso para que el estudiante de forma individual o grupal desarrolle la habilidad para plantear, diseñar y ejecutar un proyecto de docencia-investigación relacionado con el objetivo general del LIF V. El proyecto de docencia-investigación debe ajustarse a los elementos de una metodología de investigación científica que promueva conocimientos, habilidades, destrezas, actitudes y valores en el área de conocimiento de la metodología de la investigación.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	6 / 97

## OBJETIVOS

Al finalizar el Laboratorio de Investigación Formativa V el alumno podrá:

Distinguir los diferentes tipos de muestreo para flora y fauna, así como las diferentes técnicas para la estimación de la biodiversidad.

Definir e identificar a través de la experimentación los procesos fisiológicos y de morfogénesis de diferentes etapas del desarrollo vegetal.

Reconocer la importancia ecológica del Phylum Arthropoda en la estructura y función de las conformaciones vegetales.

Conocer y aplicar herramientas biotecnológicas como una alternativa en la elaboración de productos útiles para la vida.

Plantear y ejecutar un proyecto de docencia-investigación en la temática de alguna de las unidades de aprendizaje que componen la asignatura basado en el objetivo de la materia y los elementos de la metodología de la investigación.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>7 / 97</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE 1. ECOLOGÍA Y BIOGEOGRAFÍA**



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	8 / 97

## PRÁCTICA 1. DESCRIPCIÓN DE LOCALIDADES Y ZONAS DE ESTUDIO

### OBJETIVOS

Interpretar cartas de clima, vegetación y topográficas a diferentes escalas, con el fin de describir patrones de variación del medio físico en una determinada localidad.

Distinguir los elementos geográficos como la fisiografía, cuenca hidrológica suelo y geoforma de una comunidad biológica.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La caracterización de localidades y áreas de estudio tiene como finalidad recabar datos para relacionar la biodiversidad con disciplinas como la biogeografía, ecología y sistemática. Para describir una localidad o zona de estudio se requiere inicialmente de una referencia física cartográfica, definida como un reticulado o una cuadrícula que tiene por objeto la ubicación geográfica de los datos espaciales, ya sea en coordenadas geográficas o en coordenadas proyectadas (Ramírez-Granados, 2011). La cartografía tiene por objetivo reunir y analizar datos y medidas de las diversas regiones de la Tierra y representar éstas gráficamente a una escala reducida, pero de tal modo que todos los elementos y detalles sean claramente visibles a fin de poner de manifiesto la configuración de la superficie terrestre (Raisz, 1985).

Un mapa es una representación geométrica plana simplificada y convencional, de toda la superficie terrestre o de parte de ella, dentro de una relación de similitud conveniente a la que se le llama escala. Es una representación de la superficie terrestre, a partir de una superficie curva hacia una superficie plana. Un mapa reproduce una imagen incompleta y simplificada del terreno. Es una construcción selectiva y representativa que implica el empleo de símbolos y signos apropiados.

La zona de estudio se delimita en función de los objetivos planteados en una determinada investigación. Una vez delimitada el área de estudio, se realiza una revisión de literatura para recabar información del medio físico y biológico. Para estudios que abarcan una gran extensión como las de dimensión regional, las imágenes de satélite con escalas pequeñas menores de 1: 100 000 son las más apropiadas, en cambio, si el estudio es local, se recomiendan escalas mayores de 1:100 000 (Ramírez-Granados, 2011).



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



### MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	9 / 97

La consulta de cartografía, ya sean cartas temáticas o examen de imágenes de sensores remotos es recomendable para decidir dónde realizar los muestreos biológicos, de acuerdo con la variabilidad ecológica (paisaje) y también es necesaria para planear el trabajo de campo.

Para caracterizar el clima de una región es necesario estudiar los fenómenos meteorológicos que se presentan en la misma en un lapso no menor de 10 años, a fin de poder determinar el estado medio atmosférico y conocer los factores y elementos que lo determinan. En México, el clima se define de acuerdo con la modificación por García (2004) para ajustar el sistema de Clasificación Climática de Köppen.

La clasificación de la vegetación de México propuesta por Rzedowski (1978) es una de las más utilizadas por los científicos en el país, agrupa a los principales tipos de vegetación de nuestro país de acuerdo con sus características fisiográficas, climáticas, edafológicas y fisonómicas. Cualquier estudio detallado de vegetación está basado en su descripción y análisis cualitativo y cuantitativo de las comunidades vegetales o de segmentos de vegetación que deben ser reconocidos en el campo. Los cuáles serán muestreados a través del análisis de subáreas representativas dentro de dichas comunidades (Quiñonez, 2009).

El estudio de la vegetación requiere del conocimiento de las especies presentes, la distribución y la abundancia relativa de cada una de ellas, así como indicar el hábito de crecimiento y los rasgos morfológicos de las especies más importantes y las características ambientales de la zona (Quiñonez, 2009). Por lo tanto, un estudio de vegetación incorpora los siguientes elementos:

- Composición florística. Consiste en un inventario de las especies presentes.
- Composición de formas biológicas. Consiste en las distintas expresiones adaptativas de las plantas, en respuesta a su medio ambiente.
- Estructura de la vegetación. Se define por el arreglo espacial de las especies y por la abundancia de cada una de ellas.

Hasta la fecha no existe un sistema de clasificación y nomenclatura de las comunidades vegetales de México que sea de uso común, esto ha traído como consecuencia que los estudiosos de esta disciplina hagan su propia interpretación del sistema que están usando y frecuentemente se hace una mezcla de los diferentes sistemas de clasificación, y puede llegar a ser un problema ya que origina ambigüedades.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	10 / 97

## MATERIAL Y REACTIVOS

Libreta de laboratorio

Lápiz, papel, goma y colores

Juego de mapas geográficos generales y detallados: mapamundi, mapas regionales y catastrales, topográficos y batimétricos.

Juego de mapas temáticos: carta de efectos climáticos carta de uso de suelo y vegetación, carta edafológica y carta turística.

Guías y cuestionarios para la descripción del ambiente en una comunidad biológica.

## EQUIPO

Cámara fotográfica

GPS

Binoculares

## SERVICIOS

Energía eléctrica

## PROCEDIMIENTO

En el laboratorio el estudiante examinará los mapas a su disposición, y realizará una tabla con las siguientes características: Título (tema y lugar), Autor, Escala, Fecha (1ra impresión), Tipo de mapa (geográfico o temático).

Con los mapas geográficos, el estudiante realizará una tabla donde verterá la siguiente información: Tipo de mapa (general o detallado). Símbolo y nombre del mapa, escala.

Con los mapas temáticos el estudiante elaborará una tabla que contenga lo siguiente: Información temática (símbolo y nombre), Tipo de información específica que proporciona (clima, uso de suelo, vegetación, escala, entre otros).

En la práctica de campo, el estudiante, pondrá en práctica los conocimientos adquiridos en el laboratorio para realizar una descripción del ambiente en la localidad de estudio. Indicará la región fisiográfica, la localización geográfica de estado, municipio y localidad, tipo de vegetación, suelo, relieve y coordenadas geográficas.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	11 / 97

## RESULTADOS

Presentar un informe de un mapa topográfico con los siguientes datos:

- De la localidad elegida, indicar las características principales como: tipo de vegetación, clima, pendiente, exposición dentro de las diferentes cartas topográficas.
- Indicar las coordenadas geográficas de dos sitios aleatorios en una determinada área.
- Indicar las diferentes características y elementos de la comunidad ecológica.
- Guía y cuestionarios resueltos.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

García, E. (2004). Modificaciones al sistema de Clasificación Climática de Koppen. Ciudad de México, México: Instituto de Geografía UNAM. Quinta Edición.

Quiñonez, M. M. (2009). Manual de prácticas de ecología de comunidades. Ciudad Juárez, México. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Raisz, E. (1985). Cartografía General. Barcelona, España: Omega S.A.

Ramírez-Granados, P. (2011). Elementos de Cartografía Matemática y su aplicación en la elaboración de las cartas geográficas. Revista Geográfica de América Central, 46,15-36.

Rzedowski, J. (1978). Vegetación de México. Ciudad de México, México: Limusa.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	12 / 97

## PRÁCTICA 2. TIPOS DE MUESTREO Y MANEJO DE DATOS DE POBLACIONES Y COMUNIDADES BIOLÓGICAS. Parte 1

### OBJETIVO

Aplicar un método directo de captura y recaptura en poblaciones biológicas.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

Son varias las razones que dificultan llevar a cabo un censo de una población, es decir, la enumeración completa de todos los individuos que componen esa población. Por esta razón es evaluar el tamaño de la población mediante técnicas de muestreo que implica estimar el tamaño de la población con base a una enumeración incompleta de los individuos que componen la población total. Una alternativa a los censos es estimar el tamaño de la poblacional a través de una muestra de la misma población. Trabajar con una muestra de la población tiene la ventaja de que es más rápido, más barato y los resultados obtenidos pueden ser más precisos, de modo que, si la muestra se elige correctamente, la información que se obtiene permite una estimación razonable de la situación de la población (Casal y Mateu, 2003).

Para muchas poblaciones de animales, la estimación del tamaño de la población se puede obtener contando directamente el número por unidad de área o por unidad de volumen. Para el caso de animales con formas móviles o silenciosas es difícil obtener directamente la densidad de individuos (Cox, 1967). La selección intencionada o muestreo por conveniencia consiste en un muestreo no aleatorio, por lo que suele presentar sesgos. El muestreo aleatorio puede realizarse de varias maneras. El muestreo aleatorio simple consiste en elegir cada uno de los individuos al azar mediante números aleatorios. El muestreo sistemático consiste en elegir el primer individuo al azar y el resto de manera sistemática. El muestreo aleatorio estratificado consiste en dividir la población en grupos en función de una característica determinada y realizar a continuación el muestreo proporcionalmente. Finalmente, el muestreo por conglomerados consiste en definir grupos de características semejantes e incluir en la muestra varios de estos grupos (Ramírez, 2006).



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	13 / 97

Algunos factores que afectan el muestreo son:

- Efecto de la disposición espacial y/o variación temporal de la población.
- Efectos metodológicos, instrumentales y personales.

Una de las técnicas más usadas en el muestreo es la de marcaje con una recaptura también conocida como la de Peterson o Lincoln Index. Esta técnica consiste en que una muestra de la población es capturada (M), marcada y regresada a la población original, estableciendo un cierto índice del total de los animales en la población. Se lleva un segundo muestreo (C), y se contabiliza el número de animales marcados recapturados en el segundo muestreo (R). El tamaño de la población (N) se calcula con la fórmula:

$$N = MC/R$$

Este método asume que la muestra extraída en la primera ocasión se reintegra y mezcla con el resto de la población antes del segundo muestreo. Una suposición de este método es que la muestra no influye en el comportamiento o desarrollo del organismo (Cox, 1967).

## MATERIAL Y REACTIVOS

Frijoles de dos colores diferentes  
Calculadora científica  
Bolsas de plástico oscuras  
Libreta

## EQUIPO

No aplica

## SERVICIOS

Energía eléctrica  
Agua



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	14 / 97

## PROCEDIMIENTO

Mediante el método de marcaje con una recaptura realizar un muestreo hipotético para poder estimar el tamaño poblacional, para ello a partir de la muestra X de frijoles de color negro, se colocan en una bolsa negra. Se extrae una muestra aleatoria de frijoles y se cuenta el número obtenido y que equivale al número de individuos de la muestra. Ese número será (M). Se substituyen los frijoles de la muestra obtenida por frijoles de otro color, por ejemplo, de color pardo y se introducen dentro de la bolsa negra. Se realiza un segundo muestreo, el número de frijoles capturados es (C). El número de frijoles pardos corresponde a (R). El tamaño de la muestra (N) se estima con la fórmula:

$$N = MC/R$$

## RESULTADOS

Una vez obtenido el tamaño de la población por el método de captura y recaptura, se discutirán las estimaciones registradas por los diferentes equipos de trabajo. El alumno indicara si el tamaño poblacional calculado por este método de muestreo se acerca al tamaño real de la población. Finalmente, se señalarán las ventajas y desventajas de este tipo de muestreo.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Casal, J. y Mateu, E. (2003). Tipos de Muestreo. Revista de Epidemiología y de Medicina Preventiva, 1, 3-7.

Cox G. W. (1967). Laboratory Manual of General Ecology. Chicago, USA: Brown Company Publishers.

Ramírez A. (2006). Ecología: métodos de muestreo y análisis de poblaciones y comunidades. Bogotá, Colombia: Editorial Pontifical Universidad Javeriana.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	15 / 97

## PRÁCTICA 2. TIPOS DE MUESTREO Y MANEJO DE DATOS DE POBLACIONES Y COMUNIDADES BIOLÓGICAS. Parte 2

### OBJETIVOS

Indicar la densidad de organismos aplicando el método de muestreo con área de cuadro al azar en comunidades biológicas.

Establecer los parámetros de abundancia, dominancia, frecuencia y valor de importancia con un método de muestreo sin área en comunidades vegetales.

Comparar las diferencias entre los métodos de muestreo con área y sin área.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

En Biología el concepto de diversidad se aplica en dos sentidos: (1) ecológico, como una propiedad de la estructura de una comunidad a nivel local, y (2) biogeográfico, como un ensamble de organismos cuya presencia en un lugar es producto de una historia evolutiva conjunta (Halffter y Morrone, 2005). Ambos conceptos se basan en diferentes supuestos sobre la naturaleza de los datos y los coeficientes para analizarlos (Moreno et al., 2001). A nivel ecológico, las medidas de diversidad se basan en el supuesto de que todos los individuos presentes en un lugar tienen la misma probabilidad de ser seleccionados en una muestra (Moreno, 2001). Por lo tanto, el diseño de muestreo para medirla debe considerar la selección aleatoria de los individuos dentro de una muestra. A nivel biogeográfico, los datos proceden directa o indirectamente de colecciones biológicas y son resultado del inventario de floras y faunas. Ello implica una selección sesgada de los individuos, determinados por el acceso a las áreas de estudio, los intereses del recolector y las artes de recolecta utilizadas. Por ello, el tratamiento de los datos requiere de un conjunto de procedimientos para reducir ese sesgo, es decir, volver aleatorio lo que de principio es sesgado.

La vegetación está caracterizada principalmente por su fisonomía, estructura y composición (Bautista, 2004). Para cuantificar estos atributos de la vegetación, existen al menos dos tipos de muestreo: con área y sin área, para ambos casos se requiere establecer una unidad de muestreo que depende del estrato de la vegetación que se quiera estudiar. Así, para el estudio del estrato herbáceo se recomienda trazar un cuadro u otra figura geométrica de 1 m<sup>2</sup>. Si la vegetación es



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	16 / 97

arbustiva, el tamaño del cuadrado puede ser de 100 a 200 m<sup>2</sup> metros cuadrados y si es arbórea el tamaño mínimo del cuadro será de una superficie mínima de 100 m<sup>2</sup> (Cox, 1967). La figura geométrica para delimitar el área a muestrear dependerá del tamaño y densidad de las plantas. La delimitación del tamaño del área mínima estará representada cuando en la gráfica de curva de acumulación de especies vs área se haga asintótica.

La estimación de algún parámetro de una comunidad involucra tres elementos principales:

- El parámetro de interés.
- La comunidad que está siendo muestreada.
- El método de muestreo.

Los parámetros de una población y comunidad son valores numéricos que resumen información del conjunto de organismos que integran. La técnica sin área utiliza la medida de la distancia entre plantas o la distancia entre plantas y un punto elegido al azar para conocer la distribución espacial de las plantas y su abundancia en un área. Estos métodos fueron desarrollados por el Laboratorio de Ecología Vegetal de Wisconsin (WPEL) y perfeccionados principalmente para el estudio del estrato arbóreo de las comunidades vegetales. La ventaja principal de estimar números de individuos por su distancia media, en vez de contarlos en cuadrados o bandas (como se haría en un muestro con área), es que no se necesita delimitar zonas lo cual, sobre todo en los estratos arbóreos puede resultar muy costoso por el tiempo requerido.

Una de las técnicas más utilizadas con base en las medidas de la distancia es el método de los Cuadros Centrados en un Punto. Esta técnica es útil para muestrear comunidades en las que los individuos se encuentran relativamente espaciados e.g comunidades en las que dominan árboles o arbustos, estas técnicas reducen los tiempos de trabajo (Mostacedo y Fredericksen, 2000).

## MATERIAL Y REACTIVOS

Bitácora o libreta de campo

Lápiz y goma



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	17 / 97

## EQUIPO

Calculadora

## SERVICIOS

Energía eléctrica

## PROCEDIMIENTO MUESTREO CON ÁREA

La figura 1.1 representa un modelo idealizado de una comunidad vegetal. A partir de los datos de plantas que se muestran en la figura y utilizando la técnica de muestreo por cuadro, determina los valores de densidad, dominancia, frecuencia y valor de importancia. Cada especie de planta está representada con diferente símbolo y cada individuo tiene su propio diámetro a la altura del pecho.

Para seleccionar los números al azar, se teclea el botón “random” de una calculadora científica, se eligen dos números, el primero para la coordenada de las x y el segundo para la coordenada de las y. De esta manera, se elige el cuadro resultante. Este procedimiento se repite hasta que la media o mediana y la dispersión tiendan a ser constantes, de esta manera se conocerá el área mínima que contiene a la mayoría de las especies (95%). Para construir la curva de acumulación se determina el número de especies del primer cuadro elegido al azar y se gráfica. Se duplica el área y se cuentan las nuevas especies no encontradas en el primer cuadro. Este procedimiento se hace iterativamente hasta que la curva de acumulación se vuelva asintótica. De esta manera, se establece el área del tamaño mínimo de muestra que representa el universo muestral. A continuación, se presentan las fórmulas para obtener cada uno de estos parámetros.

### Fórmulas para calcular el valor de importancia utilizando el método de cuadro

Densidad = No. De individuos por especie / área de muestreo

Densidad relativa = densidad para una especie / densidad para todas las especies X 100

Dominancia = área total basal o valores de cobertura-área / área muestreada

Dominancia relativa = dominancia de una especie / dominancia por todas las especies X 100



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	18 / 97

Frecuencia = No. De cuadrantes en que se presenta una especie / No. Total de cuadrantes muestreados

Frecuencia relativa = Valor de frecuencia para una especie / valor total de frecuencia para todas las especies

Valor de importancia = Densidad relativa + dominancia relativa + frecuencia relativa.

### PROCEDIMIENTO MUESTREO SIN ÁREA

En un tipo de vegetación determinado, seleccionar dos puntos al azar y unirlos para formar un transecto. En algunos casos es conveniente escoger puntos a lo largo de una serie de líneas transecto que crucen el área que se describe, utilizando para esto la cinta métrica para establecer puntos equidistantes. Cada línea transecto será la directriz. El punto localizado se señala con una estaca. La zona que rodea al punto de muestreo se divide en 4 partes iguales o cuadrantes. Estos no tienen límites. Se asigna a cada punto de muestreo y cuadros, números y letras respectivamente, de manera que pueda formar series identificables en los cálculos. En cada cuadro se busca el árbol más cercano al punto central, se identifica la especie y se mide la distancia entre éste y el punto. Se mide también el diámetro del tronco en cm a la altura del pecho (DAP o también conocido como diámetro normal) con la cinta métrica; si son varios tallos se suman sus medidas. Esto significa que se está midiendo el área basal (A.B.), dato del individuo para conocer su dominancia espacial en la comunidad. El procedimiento se finalizará cuando la curva de acumulación sea estable.

Una vez obtenidos los valores se pueden calcular los siguientes parámetros:

Distancia total = suma de las distancias de todos los individuos.

Distancia media = promedio de las distancias de todos los individuos.

Área media = (distancia total / número de individuos muestreados)<sup>2</sup>

Densidad absoluta total (# de árboles por unidad de área) = Unidad de Área deseada a estimar / Distancia media<sup>2</sup>

Dominancia absoluta = A.B. media de la especie x Número de árboles de la especie donde A.B. = Área basal = Diámetro del tronco (D.A.P.)



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	19 / 97

Frecuencia absoluta = (Número de puntos con la especie / Total de puntos muestreados) x 100

Densidad relativa = (Número de individuos de la especie / Número de individuos de todas las especies) x 100

Dominancia relativa = (Dominancia absoluta de la especie / Dominancia absoluta de todas las especies) x 100

Frecuencia relativa = (Frecuencia absoluta de la especie / Frecuencia absoluta de todas las especies) x 100

Valor de importancia (V.I.) = Densidad relativa + Dominancia relativa + Frecuencia relativa

## RESULTADOS

Con base a lo anterior, llenar el cuadro al final de la práctica con los valores obtenidos para cada especie de la figura 1.1

En la salida al campo o en los espacios verdes de la facultad realizar un muestreo de la vegetación mediante el método de punto en el cuadrante para muestreos sin área.

Con los datos obtenidos del muestreo con y sin área realizados en campo, calcular los parámetros mencionados en el procedimiento para estos muestreos.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	20 / 97

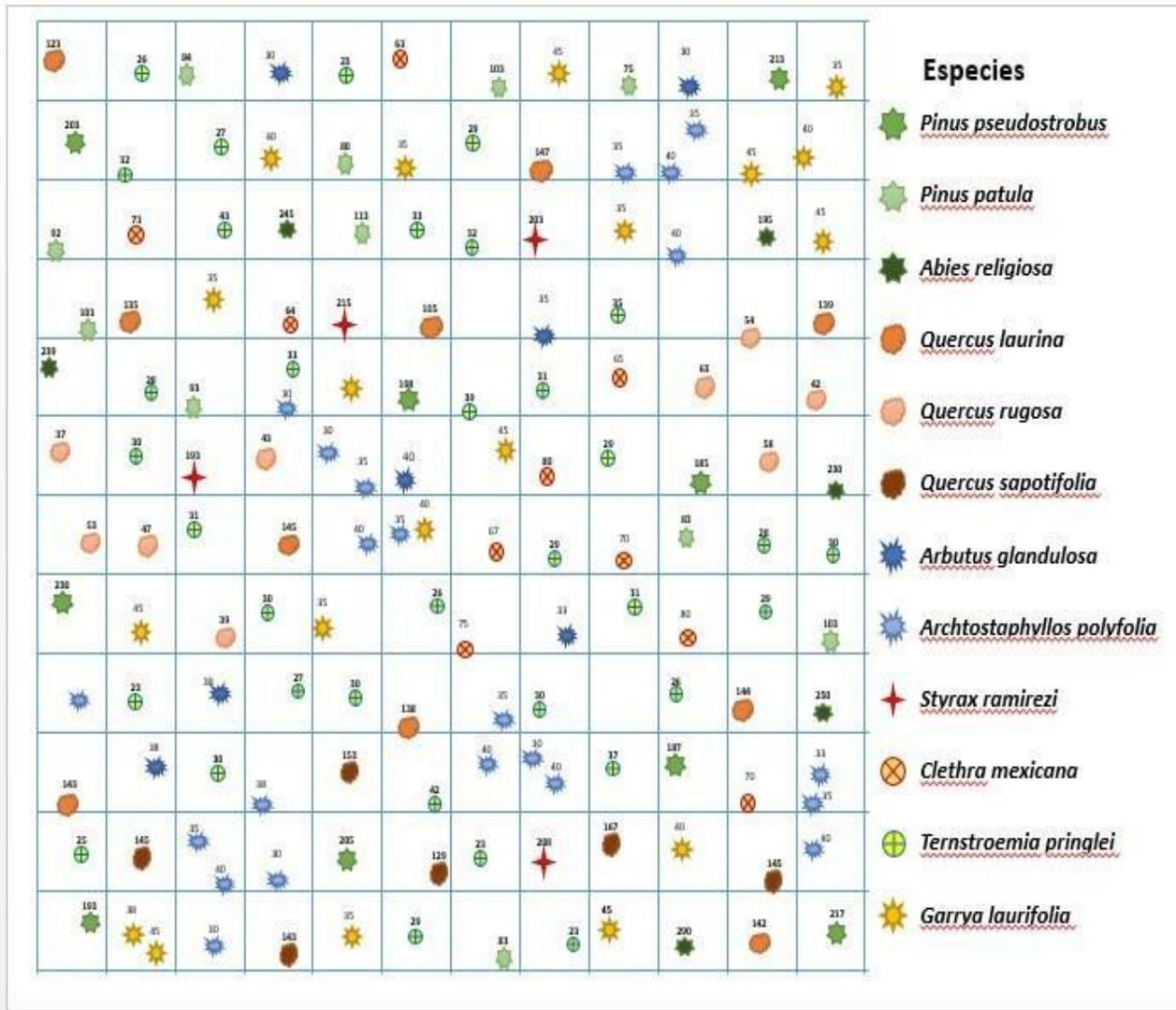


Figura 1.1 Diferentes tipos de plantas hipotéticas en un área.





SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	22 / 97

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Bautista, Z. F. (ed.). (2004). Técnicas de Muestreo para Manejadores de Recursos Naturales. Ciudad de México, México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Cox G. W. (1967). Laboratory Manual of General Ecology. Chicago, USA: Brown Company Publishers.

Halffter y Morrone (2005). Hacia una síntesis biogeográfica de México. Revista Mexicana de Biodiversidad. 72(2):

Moreno, A. G., Lavelle, P., Ordaz V. y Rodríguez, C. (2001). Diversidad y rol funcional de la macrofauna edáfica en los ecosistemas tropicales mexicanos. Acta Zoológica Mexicana, 1, 1-31.

Moreno, E. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. Zaragoza, España: M&T-Manuales y Tesis SEA.

Mostacedo, T y Fredericksen, S. (2000). Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal. Santa Cruz, Bolivia: El País. (pp. 12-15)



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	23 / 97

### PRÁCTICA 3: ESTIMACIÓN DE LA RIQUEZA DE ESPECIES (DIVERSIDAD ALFA, BETA Y GAMMA)

#### OBJETIVO

Determinar la diversidad alfa, beta y gama a partir de la matriz de datos adjunta en esta práctica.

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

La diversidad biológica se define como la variabilidad de organismos vivos de cualquier fuente, incluidos los ecosistemas terrestres, marinos y otros ecosistemas acuáticos, así como los complejos ecológicos de los que forman parte. La noción incluye diversidad dentro de una especie (diversidad genética), entre especies y entre ecosistemas.

El estudio de la diversidad a diferentes escalas de análisis se ha venido desarrollando desde hace más tiempo del que se ha reconocido explícitamente. En Biogeografía, el objeto de estudio ha sido la variación en la riqueza de especies entre grandes unidades biogeográficas y sus procesos.

Existe la idea más o menos generalizada de la necesidad de integrar factores que operan a distintas escalas para entender la diversidad local de especies (Ricklefs y Schluter, 1993). Se ha marcado el entendimiento de las interrelaciones entre las distintas escalas de análisis y su integración en una teoría unificada de la diversidad (Azovsky, 2000; Hubbell, 2000; Bell, 2001).

El conocimiento de la distribución de las especies puede contribuir a identificar las características ecológicas de ecosistemas y proponer estrategias que contribuyan a recuperar y mantener hábitats propicios para la recolonización. Los estudios sobre biodiversidad resultan útiles en la caracterización de comunidades ecológicas, ya que muestran la forma en que una comunidad se reparte los recursos ambientales, convirtiéndose en una herramienta de comparación y medición del efecto de las actividades humanas en los ecosistemas (Rodríguez y Vázquez-Domínguez, 2003).

La diversidad ecológica está integrada por tres componentes, alfa, beta y gamma, que esquematizan jerárquicamente la diversidad e incorporan el factor escala (Whittaker et al., 2001, Koleff, 2005). La diversidad gamma es el número de especies a nivel regional, la diversidad alfa, se define como el número de especies



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	24 / 97

a nivel local y la diversidad beta es, en su definición más general, la diferencia en composición de especies entre comunidades.

La diversidad puede expresarse como cantidad (riqueza) o cambio (diferencia), ambas expresiones son importantes para estimar la biodiversidad de un determinado paisaje, región o comunidad (Gaston, 2013).

Uno de los indicadores de la diversidad biológica más ampliamente estudiados es la diversidad alfa, y a partir de esta podemos obtener:

- Diversidad alfa puntual. Es el número de especies de un taxón indicador que se encuentra en un determinado punto o sitio de recolecta o muestreo.
- Diversidad alfa promedio. Es el promedio de valores puntuales con el mismo tipo de comunidad dentro de un paisaje.
- Diversidad alfa acumulada. Es la suma del número de especies encontradas en un mismo sitio, entre dos límites de tiempo.

## MATERIAL Y REACTIVOS

Calculadora Colección de datos

## EQUIPO

Computadora portátil

## SERVICIOS

Energía eléctrica

Agua

## PROCEDIMIENTO

Con base en el cuadro 2, que contiene especies de aves registradas en cinco localidades (a, b, c, d y e), con recolectas en diferentes tiempos (p. ej. a1, a2, a3, a4, a5), calcula la diversidad alfa acumulada de cada sitio, la diversidad alfa promedio, la diversidad gamma (global) y la diversidad beta (Whittaker et al., 2001).

Para calcular los diferentes índices:







MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	27 / 97

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Azovsky, A. I. (2000). Concept of scale in marine ecology; linking the orders or the words or the worlds? *Web Ecology*, 1, 28-34.

Bell, G. (2001). Neutral macroecology. *Science*, 293, 2413-2419.

Gaston, K. J. (2013). *Biodiversity: an introduction*. Oxford, USA: John Wiley & Sons.

Godfray, H.C. y Lawton, J. (2001). Scale and species number. *TREE*, 16, 400-404.

Hubbell, S. P. (2000). *The unified neutral theory of biodiversity and biogeography*. London, England: Princeton University Press.

Koleff, P. (2005). Conceptos y medidas de la diversidad beta. En: G.H. Halffter, J. Soberón, P. Koleff y A. Melic (Eds.), *Sobre diversidad biológica: el significado de las diversidades alfa, beta y gamma* (pp. 19-40). Zaragoza, España: Monografías Tercer Milenio.

Ricklefs, R. E. y Schluter, D. (1993). *Species diversity in ecological communities, historical and geographical perspectives*. Chicago, USA: University of Chicago Press.

Rodríguez, P. y Vázquez-Domínguez, E. (2003). Escala y diversidad de especies. En: Morrone J. J. y J. Bustos (eds). *Una perspectiva latinoamericana de la biogeografía*. (pp.109-114). Ciudad de México, México: Facultad de Ciencias, UNAM.

Whittaker, R. J. Willis, K. J. y Field R. (2001). Scale and species richness: Towards a general, hierarchical theory of species diversity. *Journal of Biogeography*. 28, 453-470.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>28 / 97</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE 2. MORFOGÉNESIS Y FISIOLOGÍA DE PLANTAS CON SEMILLA**



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	29 / 97

## PRÁCTICA 1. MORFOLOGÍA DE SEMILLAS

### OBJETIVOS

Identificar los componentes de una semilla botánica.

Distinguir los principales grupos de espermatofitas a partir de sus semillas.

Analizar la importancia de las partes de la semilla como base para distintos procesos morfológicos y fisiológicos.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La semilla es la unidad reproductiva que caracteriza a las espermatofitas. Una semilla verdadera o botánica es un óvulo maduro fecundado; está constituida por un embrión que es un esporofito diploide inmaduro, originado del cigoto, rodeado de tejido nutritivo y una cubierta seminal derivada de la maduración de los tegumentos del óvulo (Bareke, 2018). Como estructura de dispersión una semilla puede contar con múltiples apéndices que le faciliten este proceso por distintos medios, ya sea que los apéndices deriven y se formen a partir de la maduración de tejidos del óvulo, o de tejidos ajenos a este y propios del ovario, flor o estróbilos. En este segundo caso la semilla constituye parte de una unidad de dispersión conocida como diáspora (Nathan et al., 2012; Seale y Nakayama, 2020) y que al igual que el polen y la semilla botánica tiene un papel significativo en el flujo génico de las poblaciones vegetales (Rubio de Casas et al., 2012).

Cada componente de la semilla desempeña un papel indispensable en su mantenimiento y la reanudación del desarrollo del embrión que contiene. Partiendo del exterior de la semilla, encontramos la cubierta seminal, en una diáspora la cubierta seminal puede estar compuesta de tejidos del fruto fusionados a tejidos del óvulo. La cubierta seminal tiene características que se relacionan con la biología de cada especie, tales como: dureza, grosor, ornamentación, posición del hilo y micrópilo, y forma. Dependiendo de cada especie, la cubierta seminal puede cumplir con distintas funciones, como evitar la desecación de todos los tejidos al interior de la semilla, proteger al embrión de daños mecánicos, contener sustancias químicas que alejen a posibles depredadores, y regular el paso del agua propiciando o impidiendo la germinación.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	30 / 97

El tejido de almacenamiento puede ser muy diverso en las espermatofitas. Las angiospermas suelen presentar un tejido originado de su proceso de doble fecundación al cual se le denomina endospermo. Durante la maduración de la semilla, el embrión de varias dicotiledóneas puede consumir en su totalidad el endospermo, trasladando todas las reservas a los cotiledones o al eje embrionario. Algunas angiospermas incluso pueden presentar algún tejido de almacenamiento derivado de cierto tejido del óvulo, como el perispermo (remanente de la nucela), o apéndices derivados de tegumentos (Lu y Magnani, 2018). Las gimnospermas no forman endospermo, por lo que sus tejidos de reserva siempre derivan del óvulo. La importancia del tejido de almacenamiento recae en su contenido nutrimental y enzimático que puede sostener el desarrollo del embrión durante la germinación.

El embrión, es el nuevo esporofito que reanudará su desarrollo con la germinación, al reactivarse la actividad mitótica de los meristemas presentes en el eje embrionario (SAM y RAM). Existen ciertas diferencias entre la estructura básica de los diferentes embriones de espermatofitas, por ejemplo, la cantidad de cotiledones observables. Mientras que los embriones de angiospermas pueden presentar uno o dos cotiledones, las gimnospermas suelen de 2 hasta 18 cotiledones (Baraka, 2018).

## MATERIAL Y REACTIVOS

Semillas y diásporas. Una muestra de 15 a 20 semillas de:

Allium sp. (cebolla, cebollín) Lilium sp. (azucena, lili)

Cocos nucifera (coco)

Cucurbita spp (calabaza) o Cucumis melo (melón)

Helianthus annuus (girasol) o Dahlia sp. (dahlia)

Illicium verum (anis estrella)

Persea americana (aguacate) o Annona muricata (guanábana)

Phaseolus vulgaris (frijol)

Pinus cembroides (piñón) o Pinus spp.

Prunus persica (durazno) o Prunus sp. (ciruela) o Mangifera indica (mango)

Solanum lycopersicum (jitomate)

Zea mays (maíz) o Triticum sp. (trigo)

Vasos de precipitados

Pinzas de relojero



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	31 / 97

Agujas de disección

Bisturí

Papel milimétrico

Vernier

Cajas Petri

Safranina y azul de metileno

Frascos goteros

Piseta

Glosario botánico como el de Moreno (1984) o cualquier otro.

## EQUIPO

Microscopio estereoscópico

Cámara fotográfica

## SERVICIOS

Agua

Energía eléctrica

## PROCEDIMIENTO

### *Observación de la morfología externa*

1. A partir de una muestra de 10 semillas para cada especie obtén los siguientes parámetros:

- Tamaño: indicar el valor promedio y su respectiva medida de dispersión del largo y ancho.
- Forma: usa un glosario botánico para calificar estructuras tridimensionales.
- Tipo de semilla: según la posición y orientación del micrópilo y el hilo.
- Ornamentación de la cubierta seminal: usa un glosario botánico para registrar la textura visual no táctil.
- Color: emplea la carta de color Munsell para tejidos vegetales

2. Fotografía o realiza esquemas a color de las especies observadas y señala todos los componentes de su morfología externa observada. Incluye las escalas correspondientes.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	32 / 97

### *Disección de las semillas*

1. Remoja una parte de tu muestra de semillas (2 a 5 semillas) al menos 8 horas antes de tu práctica para ablandar sus tejidos. Ayúdate de un bisturí o una navaja y realiza un corte longitudinal atravesando el hilo y el micrópilo de la semilla.
2. Observa con el microscopio estereoscópico. Puedes utilizar un colorante como safranina o azul de metileno para teñir y resaltar las estructuras internas y distinguirlas de forma más clara.
3. Fotografía o realiza esquemas a color de las especies observadas señalando los tejidos de almacenamiento y las partes del embrión. Ubica: meristemos (RAM, SAM), radícula, hipocótilo, plúmula, coleóptilo, coleorriza y cotiledones de ser el caso. Incluye las escalas correspondientes.

### *Evaluación de la morfología*

1. Según las partes observadas en cada especie indica si se trata de una semilla botánica o una diáspora. Justifica tu respuesta.
2. De acuerdo con las características de cada componente observado discute qué papel podría cumplir en la dispersión, protección mecánica, protección contra depredadores, hidratación de los tejidos al interior de la semilla, intercambio de gases, nutrición para el desarrollo del embrión.
3. Agrupa las semillas utilizadas en esta práctica. Explica el criterio empleado para los agrupamientos.
4. Al finalizar la práctica, coloca las semillas empleadas en los contenedores de basura orgánica.

## **RESULTADOS**

Completa los cuadros 2.1 y 2.2 con las observaciones hechas en la morfología externa e interna de las semillas.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	33 / 97

Cuadro 2.1. Características externas de las semillas

<b>Especie:</b>			
<b>Familia</b>			
<b>Semilla botánica o diáspora</b>			
<b>Tamaño</b>			
<b>Forma</b>			
<b>Tipo de semilla</b>			
<b>Ornamentación</b>			
<b>Color</b>			
<b>Fotografía o esquema</b>			

Completa el cuadro 2.2 con las características internas de las semillas.

Cuadro 2.2. Características internas de las semillas

<b>Especie:</b>			
<b>Familia</b>			
<b>Tipo de embrión</b>			



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	34 / 97

<b>Número de cotiledones</b>			
<b>Tejido de reserve</b>			
<b>Fotografía o esquema</b>			

### BIBLIOGRAFÍA CITADA

Baraka, T. (2018). Biology of seed development and germination physiology. *Adv. Plants Agric. Res*, 8(4), 336-346.

Lu, J. y Magnani, E. (2018). Seed tissue and nutrient partitioning, a case for the nucellus. *Plant Reproduction*, 31, 309-317.

Nathan, R., Klein, E., Robledo, J. J. y Revilla, E. (2012). Dispersal kernels: review. En J. Clobert, M. Baguette y T. G. Benton (Eds.). *Dispersal Ecology and Evolution* (187-210). Oxford, England: Oxford University Press.

Moreno, N. (1984). *Glosario Botánico Ilustrado*. Xalapa, México: Compañía Editorial Continental.

Rubio de Casas, R. Willis, C. G. y Donohue, K. (2012). Plant dispersal phenotypes: a seed perspective of material habitat selection. En J. Clobert, M. Baguette y T. G. Benton (Eds.). *Dispersal Ecology and Evolution* (171-184). Oxford, England: Oxford University Press.

Seale, M. y Nakayama, N. (2020). From passive to informed: mechanical mechanisms of seed dispersal. *New Phytologist*, 225, 653-658.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	35 / 97

## PRÁCTICA 2. GERMINACIÓN Y VIABILIDAD

### OBJETIVOS

Señalar las diferencias entre los conceptos de germinación y viabilidad

Ejecutar pruebas de germinación y viabilidad

Interpretar los resultados de germinación y viabilidad en un contexto morfofisiológico

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La germinación es un conjunto de procesos que inician con la imbibición, que es la entrada de agua a la semilla y termina cuando una parte del embrión emerge (Matilla, 2008; Rajjou et al., 2012). El mecanismo de germinación implica alteraciones morfológicas y fisiológicas que conducen a la activación del embrión (Miransari y Smith, 2014). Para que una semilla pueda germinar es necesario que sea viable, es decir, que presente la capacidad de generar una nueva planta. Cuando una semilla es viable y se encuentra en condiciones ambientales apropiadas de humedad, temperatura, luz y oxígeno, germinará y su estado se cataloga como quiescente.

La absorción de agua por parte de la semilla produce alteraciones en la permeabilidad de las membranas celulares y una pérdida de solutos y metabolitos de bajo peso molecular. En esta fase también se pierden sustancias inhibitoras de germinación y ácido abscísico (ABA). Durante la fase inicial de hidratación, se reactiva la actividad metabólica, uno de los aspectos más relevantes es la producción de ATP a través de la respiración y también adquiere importancia el ciclo de las pentosas-fosfato y la glicólisis. Hay síntesis y reparación de ADN mitocondrial. La emergencia radicular marca el fin de la germinación.

Para que se efectúe la germinación, cada especie vegetal tiene sus propios requerimientos de humedad, temperatura, oxígeno y luz. La humedad es el factor más importante para disparar la germinación, los niveles de agua requeridos son variables para cada especie. El movimiento del agua del suelo hacia el interior de la semilla depende de la diferencia entre el potencial hídrico de la semilla seca y la humedad del suelo (Chong et al., 2002). En general, la semilla seca tiene un alto potencial hídrico (-100 a -200 mPa), debido a las propiedades coloidales de la cubierta seminal. Una vez que el ingreso de agua a la semilla es continuo, se activan



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	36 / 97

enzimas almacenadas y estimula la síntesis de otras que hidrolizan y transforman algunos compuestos reservados (Kozlovski y Pallardy, 1997).

Las temperaturas requeridas para la germinación varían ampliamente entre especies, generalmente son más bajas para especies de zonas templadas que para zonas tropicales (Kozlowski y Pallardy, 1997). La germinación ocurre en intervalos de temperatura dentro del cual se encuentra la temperatura óptima donde ocurre la máxima germinación en menor tiempo. La temperatura afecta la tasa de absorción del agua y la tasa de los procesos metabólicos como la translocación de nutrimentos y hormonas.

Algunas semillas requieren de un estímulo luminoso para germinar, mientras que en otras se inhibe la germinación con la radiación luminosa. Las semillas pequeñas suelen requerir luz para la germinación. La percepción de la señal luminosa es mediada por el fitocromo. Las semillas dispersadas bajo el dosel, muchas veces son insensibles a la luz, aunque la exposición al rojo lejano bajo la cubierta vegetal induce a la germinación (Fitter y Hay, 2002).

Durante la germinación, las semillas requieren de altas concentraciones de oxígeno que funciona como el primer aceptor de electrones en la respiración.

La germinación es un evento crucial que impacta en la estructura y composición de las comunidades vegetales, debido a la estrecha relación que tiene este proceso en el establecimiento, abundancia relativa, fluctuaciones anuales en el número y patrones espaciales de distribución de plantas (Kitajima, 2007).

## MATERIAL Y REACTIVOS

Agitador

Agua destilada

Algodón.

Aproximadamente 250 semillas o diásporas de una especie de angiosperma listada en la Práctica 1. Morfología de la semilla

Aspersor

Cajas Petri desechables o charolas de plástico

Cloruro de tetrazolio

Espátula

Goteros

Hipoclorito de sodio



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	37 / 97

Jabón líquido para trastes  
Navaja de afeitar o bisturí  
Papel aluminio  
Papel filtro  
Pipeta de 1 mL  
Vasos de precipitados  
Vidrio de reloj

### **EQUIPO**

Microscopio estereoscópico  
Balanza analítica  
Cámara fotográfica

### **SERVICIOS**

Agua  
Energía eléctrica

### **PROCEDIMIENTO**

#### *Prueba de germinación*

1. Formar de manera aleatoria de 3 a 4 lotes con 20 a 30 semillas cada uno, dependiendo de la disponibilidad del material vegetal.
2. En el caso de que las semillas no sean certificadas, se lavarán en una solución jabonosa y posteriormente se agitarán durante 15 minutos en una solución de hipoclorito de sodio al 15%. Al cabo de este tiempo, las semillas se enjuagarán 3 veces con abundante agua destilada y se formarán los grupos como se indica en el punto 1.
3. Acomodar las semillas de cada lote en cajas Petri o charolas de plástico dependiendo del tamaño de las semillas. Usar una charola o caja Petri por lote. Colocar de manera ordenada las semillas en sus respectivos recipientes sobre una capa de algodón y papel filtro. Tapar las semillas con otra capa de papel filtro.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	38 / 97

4. Con un aspersor humedecer las semillas hasta que el algodón y el papel filtro alcancen el punto de saturación. Colocar todos los lotes bajo las mismas condiciones de luz y temperatura.
5. Revisar diariamente el número de germinaciones en cada lote. El criterio de germinación empleado dependerá del tipo de semilla o diáspora que se utilice (Ejemplo: surgimiento observable de la radícula de 5 mm). Este criterio debe establecerse al inicio de la prueba.
6. Sucediada la germinación, trasplantar cada individuo según se indica en la Práctica 3. Desarrollo de la plántula.
7. Transcurridos 30 días del inicio de la prueba, recoger las charolas o cajas Petri que aún tengan semillas sin germinar. Desechar todos los residuos biológicos como residuos orgánicos, mientras que el algodón y el papel filtro como residuos inorgánicos. Si las charolas y las cajas Petri se encuentran en buenas condiciones, lavar y secar para su uso el siguiente semestre, en caso contrario se desechar como un residuo inorgánico.

*Prueba de viabilidad*

1. Remojar las semillas durante al menos 8 horas antes de la práctica. Formar aleatoriamente de 2 a 3 lotes con 20 a 30 semillas cada uno.
2. Abrir cada semilla para exponer al embrión, procurando no dañarlo.
3. Colocar los embriones de cada lote en una caja Petri o charola de plástico, dependiendo del tamaño de las semillas.
4. Cubrir los embriones con una solución de 0.5% de cloruro de tetrazolio e inmediatamente después forrar los contenedores con papel aluminio para evitar el contacto directo con la luz.
5. Mantener los lotes de embriones en un lugar cálido. Transcurridas 2 horas revisar la tinción de los embriones.
6. Observar los diferentes patrones de tinción de los embriones con ayuda de un microscopio estereoscopio. Fotografía o esquematiza. Por lote contar el número de semillas teñidas.
7. Si transcurridas las 2 horas no se observa ninguna tinción, mantén la prueba durante 24 horas. Pasado ese tiempo repetir el paso 6.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	39 / 97

8. Desechar todos los restos vegetales como residuos orgánicos.

## RESULTADOS

### Prueba de germinación

1. Por lote calcula los datos de germinación acumulada de cada día hasta la finalización de la prueba. La germinación acumulada es igual al número de germinaciones totales registradas hasta determinado día (Cuadro 2.3).

Cuadro 2.3. Cálculo de valores de germinación acumulada por día

Germinaciones diarias				————>	Germinaciones acumuladas			
Días	Lote 1	Lote 2	Lote 3		Días	Lote 1	Lote 2	Lote 3
1	0	0	0	————>	1	0	0	0
2	0	1	0	————>	2	0+0=0	0+1=1	0+0=0
3	1	0	2	————>	3	0+1=1	1+0=1	0+2=2
4	1	1	0	————>	4	1+1=2	1+1=2	2+0=2
...	...	...	...		...	...	...	...

2. Calcula el promedio de la germinación acumulada por día para todos los lotes con su respectiva medida de dispersión (Ver Cuadro 2.4).

Cuadro 2.4. Cálculo de valores promedio y medida de dispersión por día.

Germinaciones acumuladas				————>	$\bar{x}$ $= \frac{1}{n} \sum_{i=1}^n x_i$	$s = \sqrt{\frac{1}{N-1} \sum_{i=1}^N x_i^2}$	
Días	Lote 1	Lote 2	Lote 3		Días	Promedio	Desviación estándar
1	0	0	0	————>	1	0	0
2	0	1	0	————>	2	0.33	0.57
3	1	2	2	————>	3	1.66	0.57
4	2	2	2	————>	4	2	0
...	...	...	...		...	...	...



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	40 / 97

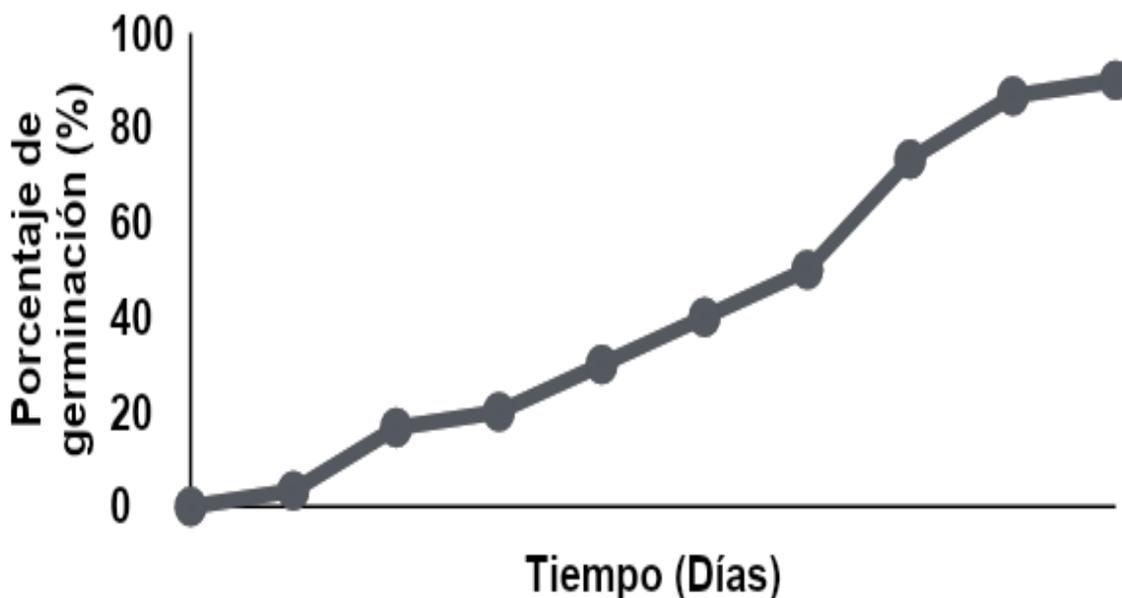
3. Con los datos de promedio obtenidos calcula el porcentaje de germinación promedio por día con su respectiva medida de dispersión (Ver figura 2.1). Considera que:

$$\% \text{ de germinación} = \frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Total de semillas del lote evaluado}} \times 100$$

4. Incluye solo la gráfica obtenida en el punto 3 en tu informe de laboratorio. Registra el porcentaje de germinación para tu especie y el rango de tiempo que tardó en germinar.

*Prueba de viabilidad*

1. Dependiendo de los patrones de tinción observados en los embriones, establece un criterio basado en los porcentajes de tejido o las estructuras teñidas para definir cuando un embrión es viable o no. Esquematiza o añade fotografías de los patrones de tinción observados.



Gráfica 2.1. Ejemplo de una curva de germinación acumulada.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	41 / 97

2. Calcula el porcentaje de viabilidad como el número de semillas teñidas por lote. Considera la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de viabilidad} = \frac{\text{Número de semillas teñidas}}{\text{Total de semillas del lote evaluado}} \times 100$$

3. Calcula el promedio del porcentaje de viabilidad de los lotes que empleaste. Regístralo con su respectiva medida de dispersión.

4. Compara los porcentajes de viabilidad y germinación obtenidos para tu especie. Explica sus similitudes o diferencias.

### BIBLIOGRAFÍA CITADA

Chong, C., Bible, B. B. y Ju, H. (2002). Germination and Emergence. En Pessaraki, M. (ed.). Handbook of Plant and Crop Physiology. New York, USA: Eastern Hemisphere Distribution.

Fitter, A. H. y Hay, R. K. M. (2002). Environmental Physiology of Plants. 3ed. New York, USA: Academic Press.

Kozlowski, T. T., Pallardy, S. G. (1992). Growth Control in Woody Plants. San Diego, USA: Academic Press.

Matilla, A. J. (2008). Desarrollo y germinación de las semillas. En Azcón-Bieto, J. y M. Talón (eds.). Fundamentos de Fisiología vegetal (537-558). Madrid, España: McGraw Hill.

Miransari, M. y Smith, D. L. (2014). Plant Hormone and seed germination. Environmental and Experimental Botany 99, 110-121.

Rajjou, L., Duval, M., Gallardo, K., Catusse, J., Bally, J. Job, C. y Job, D. (2012). Seed germination and vigor. Annu. Rev. Plant Biol. 63, 507-533.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	42 / 97

### PRÁCTICA 3. LATENCIA

#### OBJETIVOS

Distinguir la presencia de latencia en un lote de semillas

Aplicar diferentes tratamientos pregerminativos para eliminar la latencia a un lote de semillas

#### FUNDAMENTO TEÓRICO

La latencia puede definirse como el bloqueo que tiene lugar en una semilla viable que le impide completar la germinación en condiciones ambientales favorables. La latencia evita que las semillas germinen en tiempos que podrían ser desfavorables para la germinación y posterior establecimiento de la planta.

La latencia se divide en primaria o secundaria, según que la capacidad germinativa de una semilla esté bloqueada antes o después de su dispersión. La latencia primaria en las semillas ortodoxas está determinada por el ABA. Este tipo de latencia se elimina a través de un tratamiento de frío (estratificación), luz, ácido giberélico (AG3), etileno y óxido nítrico. Estos procedimientos reducen la forma activa del ABA e incrementan la capacidad germinativa.

Existen varios sistemas de clasificación de latencia de las semillas. Baskin y Baskin (2004) proponen dos tipos generales de latencia de la semilla, endógena y exógena. En la latencia endógena algunas de las siguientes características impiden la germinación: (1) embriones inmaduros, (2) inhibidores químicos, y (3) limitaciones fisiológicas. Mientras que en la latencia exógena algún producto químico o característica de alguna estructura, incluyendo el endospermo o el perispermo, cubiertas seminales o de las paredes del fruto que cubren el embrión. Las siguientes son posibles efectos en la germinación de los tejidos que cubren el embrión: (1) la interferencia con la absorción de agua, (2) interferencia con el intercambio de gas, (3) la prevención de la salida de los inhibidores del embrión, y (4) la restricción mecánica.

Cada tipo de latencia contiene varias categorías (Busso, 2013; Orozco y Sánchez, 2013). Para contener las diferentes categorías de latencia se ha desarrollado un sistema jerárquico de clasificación. El sistema cuenta con seis niveles jerárquicos (división, subdivisión, clase, subclase, nivel y tipo), con la división siendo el más alto y el tipo el más bajo. Este sistema cuenta con cinco clases de latencia.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	43 / 97

Entre los tratamientos para romper la latencia endógena se encuentra la separación de los embriones del endospermo, o la extirpación de los cotiledones debido a que pueden contener sustancias inhibitorias que se transportan a la radícula donde el crecimiento es inhibido (Bewley et al., 2013). Otros tratamientos son la estratificación y la aplicación de sustancias químicas.

La latencia exógena es provocada por la cubierta seminal, por lo que para eliminarla se debe modificar, quitar, dañar o debilitar la cubierta seminal, lo cual se logra con la técnica de escarificación. Existen varios tipos de escarificación (Hartman et al., 2013), como la mecánica, ácida y remojo en agua. En ocasiones se presenta más de un tipo de latencia, denominada latencia doble o combinada.

## MATERIAL Y REACTIVOS

Ácido sulfúrico

Agitador

Agua destilada

Algodón

Aproximadamente 300 semillas o diásporas de una especie de angiosperma listada en la Práctica 1. Morfología de la semilla

Aproximadamente 250 semillas o diásporas de una especie de angiosperma listada en la Práctica 1. Morfología de la semilla

Aspersor

Cajas Petri desechables o charolas de plástico

Goteros

Hipoclorito de sodio

Jabón líquido para trastes

Lija de agua

Navaja de afeitar o bisturí

Papel filtro

Pipeta de 1 mL.

Vasos de precipitados

Vidrio de reloj



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	44 / 97

## EQUIPO

Balanza analítica  
Agitador con mosca  
Cámara fotográfica

## SERVICIOS

Agua  
Energía eléctrica

## PROCEDIMIENTO

### *Tratamientos pregerminativos*

1. Antes de realizar cualquier tratamiento pregerminativo analiza la morfología de tu semilla o diáspora y establece una hipótesis de latencia sobre tu especie en la cual consideres máximo tres tipos de latencia.
2. Si tus semillas no son certificadas, lávalas como indica el punto 2 de la Práctica 2. Germinación y viabilidad.
3. Forma de 2 a 3 lotes de 20 a 30 semillas por cada tipo de latencia que se probará. Incluye adicionalmente de 2 a 3 lotes de 20 a 30 semillas que se usarán como testigo.
4. Basándote en el Cuadro 2.5, elige tres tratamientos pregerminativos para tu especie. La elección del método dependerá de la especie elegida y de la hipótesis planteada. El tiempo de los métodos también dependerá de cada especie, se recomienda revisar estudios de caso para afinar el método.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	45 / 97

Cuadro 2.5. Ejemplos de tratamientos para romper algunos tipos de latencia.

Tipo de latencia	Tratamiento
<b>Física</b>	Cortar, perforar o abrir un orificio en la cubierta seminal con cuidado de no dañar el embrión.
<b>Física</b>	Escarificación mecánica con una lija.
<b>Física</b>	Escarificación con ácido sulfúrico concentrado.
<b>Química</b>	Remojo prolongado y reiterativo en agua.
<b>Morfológica</b>	Remojo en agua caliente y secado.
<b>Combinada</b>	Mezclar los tratamientos de dos tipos de latencia.

5. Cada tratamiento se llevará a cabo en los 2 o 3 lotes formados en el punto 3. Un grupo de lotes no tendrá tratamiento.
6. Acomoda los lotes de semillas o diásporas en capas Petri o charolas de plástico según se indica en los puntos 3 y 4 de la Práctica 2. Germinación y viabilidad.
7. Considerando los puntos 5 y 6 de la Práctica 2. Germinación y viabilidad, obtén los datos necesarios para elaborar una curva de germinación de los lotes de cada tratamiento realizado y el testigo.
8. Transcurridos 30 días del inicio de la prueba, recoger las charolas o cajas Petri que aún tengan semillas sin germinar. Desechar todos los desechos biológicos como residuos orgánicos, mientras que el algodón y el papel filtro como desechos inorgánicos. Si las charolas y las cajas Petri se encuentran en buenas condiciones, lavar y secar para su uso el siguiente semestre, en caso contrario se desechar como un residuo inorgánico.

## RESULTADOS

1. Basándote en las instrucciones para la elaboración de una curva de germinación que se exponen en los resultados de la Práctica 2. Germinación y viabilidad, realiza una gráfica en la que se observe la



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	46 / 97

curva de germinación de los diferentes tratamientos realizados y del testigo.

2. Obtén el porcentaje de germinación por tratamiento y compáralos entre sí y con el testigo. Explica las diferencias o similitudes entre este porcentaje, y entre los tiempos de germinación.
3. Discute si se cumplió la hipótesis o no, así como sus posibles implicaciones.

### BIBLIOGRAFÍA CITADA

Baskin, C. C. y Baskin, J. M. (2014). Types of Seeds and Kinds of Seed Dormancy. Recuperado de: <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780124166776000032>.

Bewley, J.D., Bradford K., Hilhorst, H. y Nonogaki, H. (2013). Seeds Physiology of Development, Germination and Dormancy. 3rd ed., New York, USA: Springer.

Busso, C. A., (2013). From Seed Germination to Young Plants : Ecology, Growth and Environmental Influences. Hauppauge, N.Y.: Nova Science Publishers, Inc.

Hartman, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., Geneve, R., y Kester, D. E. (2013).

Plant Propagation: Principles and Practices. Pearson New International Edition 8th ed. Englewood Cliffs, U.K. Pearson.

Miransari, M. y Smith, D. L. (2014). Plant Hormone and seed germination. Environmental and Experimental Botany 99, 110-121.

Orozco, A. y Sánchez, M.E. (2013). Quiescencia y latencia. En J. Márquez-Guzmán, J, Collazo-Ortega M, Martínez Gordillo M, Orozco-Segovia A, Vázquez-Santana S. (eds.). Biología de Angiospermas. (pp. 223-232). Ciudad de México, México: UNAM.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	47 / 97

## PRÁCTICA 4. DESARROLLO PLANTULAR

### OBJETIVOS

Reconocer y describir las etapas del desarrollo plantular

Caracterizar el desarrollo plantular en monocotiledóneas y eudicotiledóneas

Describir los procesos de organogénesis durante el desarrollo plantular

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La formación de una plántula representa la diferenciación de grupos celulares, con potencialidades fisiológicas destinadas a una función específica dentro de la planta. El embrión seminal constituye una estructura organizada y relativamente diferenciada, ya que existen diferencias entre el meristemo apical del tallo y de la raíz. Una vez que la semilla germina, las células embrionarias se multiplican, alargan y forman tejidos y órganos. A los cambios graduales y progresivos en tamaño (crecimiento), estructura y función (diferenciación) que hace posible la transformación de un cigoto en una planta completa se define como desarrollo o morfogénesis (Segura, 2008).

El desarrollo vegetal se divide en dos procesos denominados crecimiento y diferenciación (Segura, 2008; Taiz y Zeiger, 2010). El crecimiento se define como el incremento en el volumen celular, o aumento en el número de células; es un fenómeno cuantitativo y susceptible para medirse en términos de aumento de longitud, diámetro o peso (Azcón-Bieto y Talón, 2000; Öpik y Rolfe, 2005). Paralelamente al crecimiento, las células presentan modificaciones en su estructura relacionada con su función; es decir, se desarrollan células especializadas o diferenciadas. Estos cambios son más difíciles de medir o cuantificar.

El crecimiento por aumento de volumen celular no discrimina dirección en el espacio, salvo en el caso de los pelos radicales (Vicente y Legaz, 2000) y el tubo polínico (Salisbury y Ross, 2000) que sólo aumenta de área en la punta; en cambio el crecimiento en el número de células tiene en las fanerógamas dos direcciones, uno en longitud, o crecimiento primario, originado en los meristemos apicales y otro secundario o en grosor, asentado en meristemos secundarios o laterales.

En la mayoría de las especies, la germinación termina con la emergencia de la radícula o raíz embrionaria provocada por una elongación celular. Después de la germinación y durante el desarrollo plantular se conjuntarán los dos procesos que



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	48 / 97

determinan el crecimiento: la división y la elongación celulares (Taiz y Zeiger, 2010). La división celular está controlada por proteínas ciclinas y quinasa dependientes de las ciclinas que actúan en colaboración con auxinas, citocininas, ácido abscísico y sacarosa para iniciar la replicación del ADN o bien la fase mitótica (Cooper y Hausman, 2006; Taiz y Zeiger, 2010). Después de un ciclo de división, una de las células hijas permanece como meristemática mientras otra se diferencia. Para algunos casos, esta etapa es anterior al ciclo mitótico, en la fase G<sub>2</sub>, donde ocurre una diferenciación citoplásmica que separa dos zonas celulares diferenciadas, una de ellas recibe la mayor densidad de organelos celulares. El otro patrón de determinación funcional es posterior a la mitosis, donde una de las células hijas perderá la mayor parte de los organelos citoplásmicos, incluso el núcleo, y la otra célula se conservará sin cambio, iniciando así una diferenciación metabólica (Hopkins y Hüner, 2004; Segura, 2008).

La elongación celular depende de la pared celular, cuya rigidez condiciona el crecimiento de las células. Durante la elongación, la pared celular primaria pierde parte de su rigidez y se extiende gracias a la fuerza generada por la presión de turgencia. La posterior entrada de agua permite que se incremente el volumen celular. La pérdida de rigidez en la pared celular está asociada con actividad de las auxinas que promueven la producción de proteínas expansinas que modifican la estructura de la celulosa. Este proceso es reversible, ya que la pared celular se vuelve rígida nuevamente (Nakajima y Benfey, 2002; Cooper y Hausman, 2006).

Las células del meristemo apical del tallo sufren divisiones celulares y diferenciación para formar distintos tipos celulares. En monocotiledóneas, la división periclinal de las células meristemáticas más externas, conduce a la formación de una yema que por elongación y división dará lugar a una hoja. Las primeras divisiones se localizan en la región comprendida entre el nudo y la base del entrenudo, después la actividad meristemática se restringe a la región de la base de cada entrenudo e inmediatamente arriba del nudo mismo. A estas regiones se les conoce como meristemas intercalares, porque se intercalan entre regiones de células más viejas que no se dividen (Salisbury y Ross, 2000). En dicotiledóneas, la monocapa más externa conserva el plano anticlinal de división y son las capas celulares más internas las que se dividen periclinalmente.

Existen dos patrones de desarrollo plantular, el epigeo donde los cotiledones se elevan sobre el hipocótilo y se tornan fotosintéticos, y el hipogeo donde los cotiledones permanecen en el suelo por una elongación del epicótilo. En este último



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	49 / 97

esquema los cotiledones funcionan como estructuras de almacenamiento de reservas.

Entre los factores ambientales que interactúan con el desarrollo de la plántula se encuentra la humedad, temperatura y la luz. Esta última es la variable más importante, en especial la luz roja.

El desarrollo de las plantas es un proceso coordinado e integrado a través de gran número de señales, entre las que se encuentran las hormonas, así, estas sustancias controlan la división celular, crecimiento y diferenciación. Las concentraciones de las hormonas están influenciadas a su vez por factores ambientales (Öpik y Rolfe, 2005; Leck et al., 2008).

## MATERIAL Y REACTIVOS

30 semillas de Canna o Agave o Zea mays o cualquier otra monocotiledónea.

30 semillas de Helianthus annuus o Phaseolus o Citrus o cualquier otra eudicotiledónea.

3 vasos de precipitados de 250 mL

3 cajas Petri

Algodón, papel filtro

1 aspersor manual

Plumón indeleble

Solución de cloro al 1%

Detergente líquido

Pinzas de disección

Tierra negra y agrolita

Macetas de plástico de 8 pulgadas de altura

Papel milimétrico o vernier

## EQUIPO

Microscopio estereoscópico

Estufa bacteriológica

Cámara fotográfica

## SERVICIOS

Agua



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	50 / 97

Energía eléctrica

## PROCEDIMIENTO

Colocar las semillas solicitadas en una solución de cloro al 1% durante 20 a 30 minutos. Enjuagar con agua potable hasta eliminar trazas del cloro. En cajas Petri que contengan en la base una capa de algodón de 1 cm de grosor y sobre ésta una capa de papel filtro, se colocarán las semillas desinfectadas, sobre las mismas se colocará otra capa de papel filtro. Se regará con agua potable hasta quedar humedecidas. Evitar la condición de sobresaturación.

Las semillas germinadas se trasplantarán a macetas de 8 pulgadas que tendrán un sustrato conformado por tierra negra y agrolita en partes iguales de volumen/volumen. Regar con agua potable y con la frecuencia necesaria para mantener una capacidad de campo.

Registrar por día los cambios observados en el desarrollo de cada una de las especies. Indicar el tamaño del brote y de las hojas, señalar los cambios de coloración de los órganos diferenciados y su forma. Informar sobre las características de los cotiledones y qué tipo de desarrollo se observa (epigeo o hipogeos). Registrar cada uno de los eventos del desarrollo con fotografías digitales o con dibujos.

## RESULTADOS

Graficar las etapas del desarrollo plantular con relación en el tiempo.

Indicar las partes de las plántulas formadas para cada una de las dos especies.

Elaborar una secuencia fotográfica o de dibujos que contenga: la estructura de la semilla, germinación, crecimiento de raíz y diferenciación de raíces secundarias, emergencia del epicótilo, desarrollo del epicótilo, elongación del hipocótilo, emergencia y desarrollo de hojas y yemas foliares.

Elaborar un cuadro comparativo que relacione el tiempo promedio para la emergencia de las distintas estructuras en cada especie empleada.

Indicar si el desarrollo es epigeo o hipogeos.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	51 / 97

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Azcón-Bieto, J. y Talón, M. (2000). Fundamentos de fisiología vegetal. Madrid, España: McGraw-Hill-Interamericana.

Cooper, G.M. y Hausman, R. E. (2006). La Célula. Madrid, España: Marbán.

Hopkins, W. G. y Hüner, N. P. (2004). Introduction to Plant Physiology. New Jersey, USA: John Wiley & Sons.

Leck, M.A. y Outred, H.A. Seedling natural history. (2008). En: M.A. Leck, V.T. Parker y R.L. Simpson. Seedling Ecology and Evolution. (pp. 17-55). Cambridge, England: Cambridge University Press.

Nakajima, K. y Benfey, P. N. (2002). Signaling in and out: control of cell division and differentiation in the shoot and root. The Plant Cell, (14), 5265-5276.

Öpik, H. y Rolfe, S. (2005). The Physiology of flowering plants. Cambridge, England: Cambridge University Press.

Salisbury, F. B. y Ross, C. W. (2000). Fisiología de las plantas. Vol 3. Desarrollo de las plantas y fisiología de las plantas. Madrid, España: Thompson-Paraninfo.

Segura, J. (2008). Introducción al desarrollo. Concepto de hormona vegetal. En Azcón-Bieto y Talón, J. M. (Eds.). Fundamentos de Fisiología vegetal. (pp. 537-558). Madrid, España: McGraw Hill.

Taiz, L. y Zeiger, E. (2010). Plant Physiology. Massachusetts, USA: Sinauer Associates, Inc.

Vicente, C. C. y Legaz, M. E. (2000). Fisiología vegetal ambiental. Madrid, España: Síntesis.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>52 / 97</b>

**UNIDAD DE APRENDIZAJE 3. DIVERSIDAD DE  
INVERTEBRADOS TERRESTRES**



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	53 / 97

## PRÁCTICA 1. ORGANISMOS EDÁFICOS

### OBJETIVOS

Determinar la diversidad (riqueza y abundancia) de taxones en diferentes tipos de suelo.

Determinar y comparar la distribución de la fauna registrada en los horizontes edáficos.

Identificar los diferentes Phylum de Macroinvertebrados terrestres que habitan en el suelo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

En el suelo se encuentran insectos u otros organismos que se desplazan por la superficie y los que viven dentro a profundidades variables. El suelo es la base de la que dependen todos los seres vivos ya que los fotosintetizadores (autótrofos) obtienen los elementos necesarios para su desarrollo, que sirven de sostén para todos los demás organismos que al consumirlos y metabolizarlos obtienen energía que utilizan para cubrir sus necesidades tales como: mantenimiento de tejidos, reproducción y crecimiento. El suelo es dinámico, ya que constantemente se está desgastando y formando. El desgaste esta dado por la extracción de nutrientes y otros elementos, los cuales deben de ser sustituidos para mantener invariables sus características bióticas y abióticas. La velocidad de formación y mantenimiento edáfico están en función de diferentes factores (p. ej. el tipo de material parental, climáticos, temporales). Bajo la compleja interacción de estos factores, el suelo se va diferenciando en estratos con características físicas, químicas y biológicas particulares. En términos generales una de las principales funciones de los organismos edáficos (bacterias, hongos, protozoos, túrbelaríos, nematodos, rotíferos, anélidos, tardígrados, anélidos, moluscos y artrópodos entre otros), es la degradación de la materia orgánica del suelo y conversión en nutrientes aprovechables para las plantas (Lavelle, 2000).

Para la mejor comprensión de la actividad de la fauna edáfica se ha intentado su subdivisión ecológica con base en dos aspectos: su situación en el suelo y su permanencia. Por su situación en el suelo se clasifican en: epiedafones (habitan en la superficie del suelo, zona epigea), hemiedafones (ocupan la primera capa del suelo, abundante materia orgánica, zona hemiedáfica) y euedafones (capa profunda de suelo mineral, zona euedáfica). Por su permanencia en el tiempo se han dividido



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	54 / 97

en: geobiontes (pasan toda su vida en el suelo), y geofilos (pasan solo una parte de su ciclo de vida en el suelo). Por otra parte, tradicionalmente han sido separados en cuatro grupos con base a su tamaño y microhábitat: microfauna (organismos no mayores a 100 micras), mesófauna (el tamaño va de 100 a 2000 micras), macrofauna (animales de más de 2000 micras) y megafauna (vertebrados).

La importancia de la fauna edáfica quedo demostrada por Doran y Zeiss (2000) quienes manifiestan que estos organismos frecuentemente son utilizados como indicadores de la salud y calidad de los suelos. Para reconocer estos dos parámetros es necesario cuantificar algunas de las propiedades ecológicas tales como: su riqueza específica, diversidad, abundancia, distribución y estabilidad de la comunidad. Lo anterior parte del hecho que estos animales son muy susceptibles a las perturbaciones causadas al suelo por problemas climáticos y sobre todo por influencia antropogénica. En este sentido, al analizar los parámetros ecológicos señalados, las variaciones de organismos edáficos indicarán diferentes grados de calidad o deterioro del suelo (Brown et al., 2001). Bajo esta perspectiva, esta práctica tiene como finalidad que los alumnos determinen abundancia y diversidad de animales edáficos, que reconozcan y apliquen métodos de extracción (campo-laboratorio) y se actualicen en el manejo de claves científicas de identificación taxonómica.

## **MATERIAL Y REACTIVOS**

Palas de jardinería  
Bolsas herméticas de plástico  
Marcadores indelebles  
Pinzas de punta fina  
Lupa  
Embudos de aluminio Foco de 20 W  
Etanol 70%  
Cernidores de diferente malla  
3 frascos de vidrio de boca ancha de 200 mL.

## **EQUIPO**

Microscopio estereoscópico  
Soporte para montar los embudos



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	55 / 97

## SERVICIOS

Energía eléctrica Agua

## PROCEDIMIENTO

Trabajo de campo. Para realizar la práctica se seleccionarán un área de suelo de 50 cm<sup>2</sup>. En primera instancia y de forma manual y/o con ayuda de pinzas de disección se recolectarán todos los organismos invertebrados epiedafones representantes de la macrofauna edáfica. Los ejemplares recolectados serán sacrificados en una solución de etanol al 70%. En el caso de organismos hemiedafones y euedafones resulta indispensable la extracción de las muestras de suelo. Posterior a la colecta de los organismos epiedafones, para cada área se recolectarán dos muestras de suelo a los 0-10 y 11-20 cm de profundidad y serán colocadas en bolsas de plástico de cierre hermeticodon. Cada recipiente será etiquetado con los datos de localidad, fecha y profundidad. Además, se indicará el nombre de los colectores, procedencia de la muestra y profundidad. Cada bolsa será marcada con un código previamente establecido para su traslado al Laboratorio de la Facultad.

Trabajo de laboratorio. Las muestras de suelo serán procesadas en proporciones equivalentes para cada uno de los métodos de extracción de organismos, que se clasifican en dos grupos: mecánicos y dinámicos.

### Mecánicos

Cernido seco. Los animales pueden separarse en tamaños con la ayuda de cernidores de diferente luz de malla.

Lavado de suelo. Se usa en combinación con métodos de flotación o sedimentación, para esto la muestra de suelo se lava a través de una malla y luego se favorece la flotación de los organismos mediante el agregado de soluciones (detergente) que dan alta gravedad específica.

### Dinámicos

Los insectos son obligados a abandonar sus microhábitats del suelo por la aplicación de algún agente externo, tales como el calor o la humedad, en ambos casos se recomienda, que el incremento (temperatura) y pérdida de agua (deseccación) se lleve a cabo gradualmente, de tal manera que les permita a los organismos escapar hacia los recipientes en donde serán colectados. Sin embargo,



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	56 / 97

este procedimiento a pesar de ser uno de los más empleados ya que permite el procesamiento de una gran cantidad de material, tiene el inconveniente del comportamiento del insecto y de su resistencia al calor y desecación.

Cernidor. El procedimiento más simple consiste en expandir la muestra de suelo sobre una bandeja y calentarla por debajo en baño maría, esto obliga a los insectos a subir a la superficie en donde serán colectados o contados.

Embudo de Berlesse. Es uno de los métodos más adecuados para extraer micro, meso y macrofauna del suelo, hojarasca, musgos, líquenes y guano. Los embudos (plástico o metal) se colocan sobre soportes de madera o bien sobre un tripié cuando la muestra de suelo es poca. En el extremo superior del embudo se coloca un foco de 20 o 40 W. La muestra de suelo se coloca en la parte media del embudo sostenida por una pequeña malla de alambre. La punta del embudo se introduce en la tapa de un frasco el cual contiene alcohol al 70%, que servirá como fijador de los organismos. El foco va calentando gradualmente la muestra de suelo, los organismos empiezan a desplazarse hacia partes más profundas de la muestra de suelo en busca de mayor humedad y menor temperatura, terminan cayendo por el cuello del embudo al frasco colector.

Identificación. Una vez recolectados los organismos, estos serán identificados y separados por Phylum con ayuda de un microscopio estereoscópico y las siguientes claves taxonómicas para la identificación de principales Phylum de Macroinvertebrados terrestres:

- 1a. Con exoesqueleto de quitina Artrópodos
- 1b. Sin exoesqueleto de quitina (cuerpo blando) 2
- 2a. Cuerpo segmentado 3
- 2b. Cuerpo sin segmenta r 4
- 3a. Cuerpo plano Platelminfos
- 3b. Cuerpo anillado Anélidos
- 4a. Cuerpo cilíndrico Nemátodos
- 4b. Cuerpo dividido en tres regiones Moluscos



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	57 / 97

Finalmente, para cada Phylum se determinará el número de morfoespecies recolectadas. Una vez identificados los organismos, el alumno comparará las muestras provenientes de los diferentes tipos de suelo y estratos.

## RESULTADOS

El alumno elaborará una base de datos en la cual registrará para cada organismo, Región, Phylum y método de colecta/extracción. A partir de la base de datos, el alumno reportará por medio de una tabla la riqueza y abundancia relativa de los organismos edáficos invertebrados por Phylum, estrato y por método de extracción.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Brown, G. G., Fragoso, C., Baroisi, I., Rojas, P., Patrón, J. C., Bueno, L., Moreno, A. G., Lavelle, P., Ordaz V. y Rodríguez, C. (2001). Diversidad y rol funcional de la macrofauna edáfica en los ecosistemas tropicales mexicanos. *Acta Zoológica Mexicana*, 1, 1-31.

Doran, J. W. y Zeiss, M. R. (2000). Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology*, 15, 3–11.

Lavelle, P. (2000). Ecological challenges for soil science. *Science*, 165, 73-86.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	58 / 97

## PRÁCTICA 2. INSECTOS ASOCIADOS A PLANTAS

### OBJETIVOS

Identificar y analizar los ensambles de macroinvertebrados acuáticos asociados a especies de la familia de Pontederiaceae.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

Las macrófitas acuáticas libres o arraigadas están presentes en remansos de arroyos y ríos (Ringuelet, 1962). Su presencia en estos cuerpos lenticos aumenta la complejidad del hábitat aportando una mayor riqueza y densidad de invertebrados asociados a estas plantas en relación con la fauna asociada a los sedimentos. Lo anterior se debe a que la estructura de esta vegetación como su sistema radicular, hojas y flores dan soporte, refugio contra depredadores, alimento y reproducción para una gran variedad de taxones, especialmente los organismos epifitos que las colonizan (Lot y Novelo, 2005). Los organismos heterótrofos que ocupan estos hábitats pueden clasificarse por su tamaño en microfauna (menores a 1 mm, e.g. protozoos, rotíferos y microcrustáceos), macroinvertebrados (mayores a 1 mm) representados por caracoles, insectos, arácnidos, anfípodos, plenarias sanguijuelas, oligoquetos, moluscos, crustáceos entre otros (Ladueña-Fernández, 2002; Roldan y Ramírez 2008). Sin embargo, el grupo más ampliamente distribuido en las aguas continentales son insectos (por ejemplo, efemerópteros, plecópteros, odonatos, hemípteros, coleópteros, trocópteros y dípteros (Fernández, 2002; Brendonck et al., 2003).

Los estudios relacionados con las composiciones específicas de organismos epifitos asociados a plantas de la familia Pontederiaceae no se ha explorado ampliamente en nuestro país, sin embargo, se reconoce que la especie *Eichhornia crassipes* ocupa un lugar importante entre las comunidades hidrófilas de agua dulce. Este lirio invasor es una macrofitas flotante con una amplia distribución en la zona centro, la vertiente del Pacífico y del Golfo de México, en zonas templadas y subtropicales, principalmente de las cuencas hidrológicas de los ríos Lerma-Chapala-Santiago, Balsas, Pánuco y Bravo (CONABIO, 2015). Su alto potencial adaptativo (altas tasas de reproducción sexual y asexual) ha desplazado a otras plantas nativas y endémicas ya que en sus áreas de distribución son escasos o no están presentes depredadores naturales. Por estas características y su amplia distribución la especie a sido objeto de algunos estudios en donde se abordan



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	59 / 97

diferentes tópicos ecológicos (Salcedo, 1978; Santacruz-Barrera, 2011; Ramírez-Rojas, 2002).

Actualmente los remanentes de la cuenca lacustre en la ciudad de México están representados por canales de los antiguos lagos de Xochimilco y Chalco en donde *E. crassipes* desplazó a plantas nativas y ocupa un lugar importante en el ecosistema. La gran abundancia de la especie en la mayoría de los canales se explica en parte por la ausencia de depredadores naturales por lo que es considerada como una plaga. A pesar de ello, en algunos canales es la única planta hidrofítica y representa el principal refugio para el mantenimiento y funcionalidad de las comunidades zooplancton y macrofaunísticas del antiguo lago de Xochimilco (Rocha-Ramírez et al., 2014). Bajo esta perspectiva la presente práctica tiene finalidad que los alumnos determinen la diversidad organismos de epifitos y sus interacciones interespecíficas, utilicen algunos indicadores de diversidad alfa, que conozcan y apliquen los métodos de extracción (campo y laboratorio) y se familiaricen en el uso de claves para identificación taxonómica.

## MATERIAL Y REACTIVOS

Red de cuchara para pesca  
Bolsas de plástico  
Botes de plástico (20 L)  
Charolas de disección  
Cajas de Petri  
Agujas de disección  
Pinzas de disección  
Tres frascos de 100 mL  
Etanol (70%)  
Bisturí (o navaja)  
Calculadora

## EQUIPO

Microscopio estereoscópico

## SERVICIOS

Energía eléctrica Agua



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	60 / 97

## PROCEDIMIENTO

Trabajo de campo. Para esta práctica se obtendrán tres organismos por equipo del lirio *E. crassipes* que serán colectados en los canales de Xochimilco; para tal objeto se recomienda realizar recorridos en las orillas de uno de los canales para seleccionar tres sitios diferentes con abundancia de lirios y fácil recuperación.

En cada sitio se colectará un individuo con ayuda de una red de cuchara para pesca, cuidando que la planta este completa, de buen tamaño y con la mayor cantidad de raíces posibles. Las muestras se guardarán temporalmente en bolsas de plástico junto con el agua del canal de donde se extrajeron. Para su traslado al laboratorio de la facultad se recomienda colocar las muestras en contenedores (botes de plástico de 20 L) con agua en donde permanecerán hasta concluir la práctica.

Trabajo de laboratorio. En el laboratorio los organismos de *E. crassipes* serán colocadas en charolas de disección; con la ayuda de bisturí (o navaja) la planta será seccionada en partes manipulables. Con ayuda de pinzas y agujas de disección, las partes de la planta obtenidas serán colocadas en cajas de Petri donde se extraerán los invertebrados más grandes y que pueden ser observados a simple vista, estas mismas muestras serán procesadas con el estereoscopio. Todos los ejemplares obtenidos se guardarán y fijarán en frascos con alcohol al 70%. Durante todo este periodo de trabajo se recomienda la toma de fotografías de los animales epifitos ya que algunos varían su color al contacto con el alcohol.

Una vez recolectados los organismos, estos serán identificados y separados a nivel de orden y si es posible hasta familia con ayuda de un microscopio estereoscópico y claves taxonómicas especializadas (McGavin, 2000). Finalmente, para cada Orden se determinará el número de morfoespecies recolectados, así como el número de organismos por morfoespecie.

## RESULTADOS

El alumno elaborará una base de datos en la cual registrará todas las morfoespecies de macroinvertebrados colectadas e indicará el número de individuos encontrados de cada una de las tres plantas.

En otra tabla comparativa se indicará la riqueza específica de macroinvertebrados de cada lirio y el índice de diversidad alfa de Shannon-Wiener.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	61 / 97

Finalmente se estimará la similitud entre las muestras con base en el coeficiente de similitud de Sorensen (índice de diversidad Beta).

Discutir los resultados en función de las similitudes y diferencias de macroinvertebrados entre los lirios colectados y compararlos con otros trabajos de investigación relacionados.

### BIBLIOGRAFÍA CITADA

CONABIO. (2015). Método de Evaluación Rápida de Invasividad (MERI) para especies exóticas en México. *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, 1883. Ficha técnica, CONABIO. 1-15 p. Recuperado de: <http://www.biodiversidad.gob.mx>.

Brendonck, L., Maes, J., Rommens, W., Dekezas, N. y Nihwatiwa T. (2003). The impact of water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) in a euryhaline subtropical. *Species Diversity. Archiv für Hydrobiologie*, 158(3), 389-405.

Fernández, L. R. (2012). Los macroinvertebrados acuáticos como indicadores del estado ecológico de los ríos. *Páginas de Información Ambiental. Universidad de Salamanca. España*. 39: 24-29.

Lot, A. y Novelo, A. (2005). Iconografía y estudio de plantas acuáticas de la Ciudad de México y sus alrededores. UNAM. Instituto de Biología. 206p.

McGavin, G. C, (2000). Manuales de identificación de insectos arañas y otros artrópodos terrestres. Ed. OMEGA. Barcelona. 256 p.

Ramírez-Rojas, J. (2002). Invertebrados asociados al sistema radicular de lirio acuático durante octubre 2000 a marzo 2001 en el Sistema Lagunar de Alvarado Veracruz. Tesis de Licenciatura.

Ringuelet, R. A. (1962). Promoción de los recursos ícticos de las aguas continentales de la Argentina. *Diana, Buenos Aires Argentina*, año 21 (250, octubre), 118-130 p.

Rocha-Ramírez A., Robles-Valderrama, E. y Ramírez-Flores, E. (2014). Invasive alien species water hyacinth *Eichhornia crassipes* as abode for macroinvertebrates in hypertrophic Ramsar Site, Lake Xochimilco, Mexico. *Journal of Environmental Biology*, 35(6), 1071-1080.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>62 / 97</b>

Salcedo, S. V. (1978). Fluctuación de las poblaciones de fauna asociadas a lirio acuático y su relación con contaminación en el lago de Xochimilco. México D.F. Tesis de Licenciatura (Biólogo) Facultad de Ciencias UNAM. 53p.

Santacruz-Barrera, J. R. (2011). Invertebrados Asociados a *Eichhornia crassipes*, en el lago de Xochimilco. México D.F. Tesis de Licenciatura (Biólogo) UNAM. FES Iztacala, 51p.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>63 / 97</b>

## **UNIDAD DE APRENDIZAJE 4. HERRAMIENTAS BIOTECNOLÓGICAS**



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	64 / 97

## PRÁCTICA 1. BIOSORCIÓN DE AZUL DE METILENO Y CRISTAL VIOLETA EN *Saccharomyces cerevisiae*.

### OBJETIVO

Evaluar la capacidad de adsorción del azul de metileno por la biomasa de *Saccharomyces cerevisiae*

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La biotecnología es una herramienta que ha permitido en el área ambiental la remediación de sitios contaminados, el tratamiento y reutilización de aguas residuales, así como eliminación de gases y residuos tóxicos (Zouboulis y Moussas 2011). La biorremediación se define como el empleo de organismos vivos para degradar contaminantes y convertirlos en compuestos menos tóxicos o no tóxicos (Gadd 2004). Los organismos que se pueden emplear en la biorremediación son plantas, hongos, bacterias, (Zouboulis y Moussas 2011) algas (Zeraatkar et al., 2016) y protozoos (Kamika y Momba 2015). Es una herramienta biotecnológica de bajo costo (Fomina y Gadd, 2013).

Las levaduras han beneficiado a los humanos por milenios, tienen importancia alimenticia, médica y agrícola. Se han empleado para preparar alimentos y bebidas fermentadas, en la industria se emplean para la producción de etanol, proteínas unicelulares, enzimas y metabolitos de alto peso molecular. Más recientemente se han empleado como agentes de biocontrol, en la biorremediación y como indicadores ambientales (Johnson y Echavarri-Erasun 2011).

La biosorción es la captación de compuestos orgánicos e inorgánicos por una biomasa (viva o muerta) vía mecanismos fisicoquímicos tales como la adsorción y el intercambio iónico. En células vivas la actividad metabólica puede afectar el mecanismo de biosorción debido a los cambios de pH, la biosorción puede actuar como un núcleo de formación de minerales estables. También puede ocurrir que, vía el transporte de membrana, algunos cationes se acumulan dentro de las células, lo cual dependerá de la afinidad y especificidad del catión (Gadd 2004).

En la actualidad la presencia de colorantes en aguas residuales se ha convertido en una importante fuente de contaminación del agua, el azul de metileno es uno de los colorantes más utilizados en la industria textil y del papel, se emplea también en microbiología e incluso tiene usos domésticos (teñir temporalmente cabello), este colorante es nocivo tanto para la salud humana como para la vida acuática. El cristal violeta es un colorante de amplio uso, se utiliza en la industria



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	65 / 97

textil, de los plásticos, del papel, farmacéutica, cosméticos y alimentos. Debido a su amplio uso como resultado más de 50 000 toneladas de pigmentos orgánicos son desechadas al ambiente. Se sabe que es un agente carcinogénico y mutagénico (Cheruiyot et al 2019).

El proceso de degradación del azul de metileno es lento, y en dicho proceso se pueden formar compuestos carcinogénicos. En lo que respecta a la vida acuática ambos colorantes inducen efectos que van desde aumentar la turbidez del agua, lo que dificulta la localización de alimento para los peces y otros organismos, así mismo reduce la fotosíntesis (Abdallah y Taha 2012; Spagnoli et al., 2017; Cheruiyot et al, 2019) y por lo tanto la concentración de oxígeno disuelto.

## MATERIAL Y REACTIVOS

- 100 g de levadura seca
- 200 mg de azul metileno
- 200 mg de cristal violeta
- 500 mL de agua destilada
- 3 matraces Erlenmeyer de 50 mL
- 1 probeta de 50 mL
- 3 vidrios de reloj
- 1 agitador de vidrio
- 1 espátula de laboratorio
- 8 cajas de Petri
- 1 matraz Kitasato de 250 mL
- 1 embudo Buchner
- 1 manguera para vacío
- 1 soporte universal
- 1 pinza de tres dedos con nuez

## EQUIPO

Balanza analítica

## SERVICIOS

- Vacío
- Agua
- Energía eléctrica



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	66 / 97

## PROCEDIMIENTO

### PREPARACIÓN DE LAS DISOLUCIONES DEL COLORANTE

Se preparan tres soluciones de 5 mL de azul de metileno y tres soluciones de 5 mL de cristal violeta con concentraciones de 2, 4 y 6 mg/L.

### ADSORCIÓN DE AZUL DE METILENO Y CRISTAL VIOLETA

Para evaluar la capacidad de adsorción de *Saccharomyces cerevisiae* (levadura) se pesan 5 g de la levadura y sobre ella se coloca 1 mL de la disolución (cada colorante y concentración debe hacerse por separado), se cubre perfectamente el colorante con la levadura y se deja en reposo 20 min, posteriormente se colocan los agregados en un embudo Buchner acoplado a un matraz Kitasato, para filtrar al vacío, los agregados se lavan con 25 mL de agua destilada. Se realizan 5 repeticiones por cada concentración. La biomasa sobrante se pesa para determinar (por diferencia de pesos) la cantidad de biomasa que se requiere para adsorber el colorante en cada caso.

### ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados de la cantidad de biomasa necesaria para adsorber al colorante dependiendo de su comportamiento serán analizados con una prueba Kruskal Wallis o un análisis de varianza y una prueba de agrupación de medias.

### RESULTADOS

Los resultados se registrarán de acuerdo al cuadro 1.

Cuadro 1. Formato de registro de resultados

Repetición	Cantidad de biomasa (g)
1	
2	
3	
4	
5	
Media $\pm$ ES	



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	67 / 97

Graficar los resultados de biomasa utilizada para adsorber los colorantes, se presentan las medias  $\pm$  ES y se indica si existen diferencias estadísticas entre las concentraciones y los colorantes.

Describir los resultados con base al análisis estadístico.

Se pueden incluir fotografías pertinentes.

### ACTIVIDADES PREVIAS

#### Cuestionario

1. Define que es la biorremediación
2. ¿Cuáles son los diferentes tipos de biorremediación?
3. ¿Qué es la contaminación ambiental?, indique la problemática del agua en México
4. ¿Qué es un colorante?
5. ¿Qué tipos de colorantes existen?
6. ¿Qué es una levadura y cuáles son sus características?
7. ¿Qué usos se les han dado a las levaduras?
8. Describa a *Saccharomyces cerevisiae*
9. Defina qué es un material recalcitrante y qué es mineralización.
10. ¿Qué pasa si se agrega más cantidad de colorante al adsorbente?
11. ¿Cuál es la estructura química del azul de metileno y el cristal violeta?

#### Literatura citada

Abdallah R. y S. Taha 2012. Biosorption of methylene blue from aqueous solution by nonviable *Aspergillus fumigatus*. *Chemical Engineering Journal*, 195–196: 69–76

Cheruiyot G.K., W.C. Wanyonyi, J.J. Kiplimo, E.N. Maina. 2019 Adsorption of toxic crystal violet dye using coffee husks: Equilibrium, kinetics and thermodynamics study. *Scientific African* 5: 1- 11



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>68 / 97</b>

Fomina M. y G.M. Gadd 2013 Biosorption: current perspectives on concept, definition and application 2014. Bioresource Technology 160:3-14.

Gadd G. M., 2004. Microbial influence on metal mobility and application for bioremediation. Geoderma, 122:109-119.

Johnson E. A. y C. Echavarri-Erasun. 2011. Yeast Biotechnology. pp. 21

Kamika I. y m. n. b. Momba 2015. Effect of nickel on nutrient removal by selected indigenous protozoan species in wastewater systems. Saudi Journal of Biological Sciences, 22 (2):147-156.

Spagnoli A. A., D. A. Giannakoudakis, S. Bashkova. 2017. Adsorption of methylene blue on cashew nut shell based carbons activated with zinc chloride: The role of surface and structural parameters. Journal of Molecular Liquids, 229:465-471.

Zeraatkar K., H. Ahmadzadeh, A. F Talebi, N. R. Moheimani, M. P. McHenry. 2016. Potential use of algae for heavy metal bioremediation, a critical review. Journal of Environmental Management, 181: 817-831

Zouboulis A. y P. A. Moussas. 2011. Groundwater and soil pollution: Bioremediation. Aristotle University. 1037-1044



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	69 / 97

## PRÁCTICA 2. ACTIVIDAD BACTERICIDA DE *Erythrina* sp.

### OBJETIVO

Evaluar la actividad bactericida del extracto de alcaloides de *Erythrina* sp.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

En el género *Erythrina* se agrupan árboles tropicales y subtropicales, de distribución cosmopolita. En México a las especies de este género se les conoce como “colorín” y tradicionalmente se han empleado las semillas, las flores, las hojas y la corteza por sus propiedades sedantes (Argueta et al., 1994). Se sabe que contiene diferentes alcaloides como erysovina, erysodina, erysopina y  $\alpha$  y  $\beta$ -erythroidanos, Erytraline (García-Mateos et al., 1996; Osawa et al., 2009).

Los alcaloides representan uno de los grupos más importantes de metabolitos secundarios (MS) que se encuentran en las plantas (Aniszewski, 2015). Diferentes familias vegetales sintetizan alcaloides entre ellas están Cactaceae, Chenopodiaceae, Fabacea, Fumariaceae, Nymphaceae, Papaveraceae y Ranunculaceae (Shamma, 2012). Los alcaloides se caracterizan porque son compuestos básicos que contienen nitrógeno; biosintéticamente se originan a partir de aminoácidos y muestran efectos fisiológicos diversos en los humanos (Kutchan, 1995; Aniszewski, 2015). Pelletier (1983) define a los alcaloides como compuestos cíclicos que contienen nitrógeno en un estado de oxidación negativa, cuya distribución es limitada en los organismos vivos. Desde el aislamiento e identificación de la morfina de *Papaver somnifera* en 1806 se han aislado cerca de 12 000 alcaloides.

Algunos autores han demostrado la actividad antibacterial de alcaloides sobre bacterias como *Salmonella typhi*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Xanthomonas campestris* y *Aeromonas hydrophila* (Britto et al., 2011; Karamoko et al., 2012).

### MATERIAL Y REACTIVOS

250 g de semillas de *Erythrina* sp  
Cepa bacteriana *Bacillus subtilis*  
Licuadora Industrial



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	70 / 97

8 matraces erlenmeyer 250 mL  
8 embudos buchner  
4 embudos de separación 250 mL  
4 embudos de cristal de tallo corto  
10 cajas de petri de 10 cm de diámetro  
1 tubo de ensayo  
Hisopos  
Asas bacteriológicas  
Hexano 1L  
Metanol 20 mL  
Acetato de etilo 1L  
Ácido tricloroacético 100 g  
Hidróxido de sodio 50 g  
Agar Mueller-Hinton 76 g  
Caldo nutritivo Mueller-Hinton 10 g  
Cloruro de bario 0.5 g  
Ácido sulfúrico 1 mL  
Agua destilada 2 L

## EQUIPO

Centrifuga  
Rotavapor  
Autoclave  
Balanza analítica  
Placa de calentamiento  
Recirculador  
Incubadora

## SERVICIOS

Vacío  
Agua  
Energía eléctrica  
Gas  
Electricidad



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	71 / 97

## PROCEDIMIENTO

### PREPARACIÓN DEL EXTRACTO CRUDO DE ALCALOIDES

250 g de semillas de *Erythrina* spp se muelen y se desengrasan con 1 L de hexano por 72 h, se separa el hexano por filtración a vacío. Posteriormente la harina desengrasada se homogeniza con 200 mL de ácido tricloracético al 5%, durante 20 minutos a temperatura ambiente. La mezcla se filtra a vacío y la extracción se hace dos veces más, los tres sobrenadantes se vuelven a filtrar. Al sobrenadante se le añaden gotas de una solución saturada de hidróxido de sodio hasta pH básico. Los alcaloides se extraen con acetato de etilo (3 X 300 mL) en un embudo de separación. Se recupera la fase orgánica y se lleva a sequedad en un rotavapor. Calcular el rendimiento del extracto de alcaloides.

### PREPARACIÓN DEL MEDIO DE CULTIVO

Se emplea medio de cultivo para bacterias (agar Mueller Hinton), este se prepara como indica el fabricante, se preparan seis cajas por equipo. Cada caja de Petri se llenará con 20 mL de medio de cultivo. Los medios de cultivo se esterilizan en autoclave por 15 minutos en condiciones estándares.

### ACTIVACIÓN DE LAS CEPAS

La cepa bacteriana (*Bacillus subtilis*) se activará, para lo cual se siembra en cajas Petri con medio de cultivo permitiendo la multiplicación de las bacterias.

### PREPARACIÓN DEL INÓCULO

Una vez que la cepa sea activada, se inoculará con ella un tubo de ensayo con caldo nutritivo para ajustar su turbidez con el tubo 1 de la escala de estándares nefelométricos de McFarland (cuadro 1) que corresponde a  $3 \times 10^8$  cél/mL-1. Posteriormente se colocan alícuotas de 0.3 mL de dicha suspensión sobre cajas Petri con medio de cultivo, se distribuye uniformemente el inóculo por toda la superficie de la caja rotando aproximadamente 60 grados. Se colocan discos estériles de papel filtro (6.0 mm) impregnados con 20 µL del extracto de alcaloides y un disco impregnado con metanol (como control negativo). Finalmente, las cajas se incuban a 37 °C por un periodo de 48 horas.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	72 / 97

Cuadro 1. Escala de McFarland.

Tubo	BaCl <sub>2</sub> (1%)	H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> (1%)	UFC/MI
1	0.1	9.9	3 x 10 <sup>8</sup>
2	0.2	9.8	6 x 10 <sup>8</sup>
3	0.3	9.7	9 x 10 <sup>8</sup>
4	0.4	9.6	1.2 x 10 <sup>8</sup>
5	0.5	9.5	1.5 x 10 <sup>8</sup>
6	0.6	9.4	1.8 x 10 <sup>8</sup>
7	0.7	9.3	2.1 x 10 <sup>8</sup>
8	0.8	9.2	2.4 x 10 <sup>8</sup>
9	0.9	9.1	27 x 10 <sup>8</sup>
10	1.0	9.0	30 x 10 <sup>8</sup>

## PREPARACIÓN DE LOS SENSIDISCOS CON LOS EXTRACTOS

Una vez que se tenga el extracto de los alcaloides, se preparan los sensidiscos, los cuales se harán con círculos de papel filtro de aproximadamente 6.0 mm de diámetro; estos sensidiscos se impregnan con el extracto de alcaloides a concentraciones de 10, 100 y 1000 µg/20µl. Se usará un control negativo (un disco impregnado con metanol) y un control positivo (cloranfenicol en metanol). La colocación de los discos se hace inmediatamente después de inocular las bacterias en el medio bajo condiciones estériles.

En cada caja coloque en el centro el control positivo, y alrededor el control negativo y cada una de las concentraciones del extracto de alcaloides. Se realizan 3 repeticiones por cada concentración. Se incuban las cajas a 37°C por un período de 48 h.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	73 / 97

## EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD BACTERICIDA DE LOS EXTRACTOS

A las 24 y 48 horas de incubación se evalúa la respuesta del extracto sobre las bacterias en estudio; se registrará el diámetro en mm del halo de inhibición (de donde termina el sensidisco hasta donde termina el halo de inhibición) en cada caso.

## RESULTADOS

Los datos de los resultados (medida de los halos de inhibición) serán presentados en un cuadro como el que se muestra a continuación (Cuadro 2).

Cuadro 2. Formato de registro de resultados

Cepa bacteriana/repetición	Halos de inhibición (mm)	
	24 h	48 h
1		
2		
3		
	Media $\pm$ EE	Media $\pm$ EE

Los datos de las variables respuesta serán analizados según su comportamiento con una prueba de Kruskal Wallis o Análisis de Varianza y una prueba de agrupación de medias Tukey ( $p < 0.05$ ).

También puede incluir las fotografías pertinentes.

## Actividades previas

## Cuestionario

1. Investigar las propiedades físicas y químicas de todos los reactivos utilizados en esta práctica.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	74 / 97

- ¿Cuál es la función del acetato de etilo en la práctica?
- Indique los principales tipos de alcaloides
- Explique por qué se realiza una extracción ácido-base.
- Indique la ruta biosintética de los alcaloides.
- ¿Cuáles son las características de las bacterias oportunistas?
- Dibujar un diagrama del rotavapor y explicar su funcionamiento.
- Indique dos métodos de extracción de alcaloides
- ¿Qué reveladores cromatográficos se pueden usar para visualizar alcaloides?
- Indique y explique tres métodos para evaluar la actividad bactericida.
- Describa al microorganismo *Bacillus subtilis* indicando también si es patógena para el humano.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Aniszewski, T. (2015). *Alkaloids, Chemistry, Biology, Ecology, and Applications*. Amsterdam, Holand: Elsevier.
- Argueta, V. A., Cano, L. y Rodarte, M. (1994). *Atlas de las Plantas de la Medicina tradicional mexicana*. Ciudad de México, México: Instituto Indigenista
- Britto, A. J., D. H. Sheeba, S. R. Sebastián. (2011). Antibacterial activity af a few medicinal plants against *Xanthomona campestris* and *Aeromonas hydrophila*. *J. of Biopesticides*, 4:57-60
- García-Mateos R., Lucas, B. y Zendejas, M., Soto-Hernández, M., Martínez, M., Sotelo, A. (1996). Variation of total nitrogen, nonprotein nitrogen content, types of alkaloids at different stages of development in *Erythrina Americana* seed. *J. Agric. Food Chem*, 44:2987-2991.
- Karamoko O., T. Karim, D. Idrissa, C. Adama. (2012). Evaluation of the antibacterial activities of the aqueous extract, alkaloids and flavonoids from *Abrus precatorius* Linn, (Fabaceae), *J. of Chemical and Pharmaceutical Research*, 4:4795-4799.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>75 / 97</b>

Kutchan, M. T. (1995). Alkaloids biosynthesis. The basis for the metabolic engineering of medical plants. *The plant cell*, 7: 1059-1070

Ozawa, M., Etoh, T., Hayashi, M., Komiyama, K., Kishida, A. y Ohsaki, A. (2009). TRAIL-enhancing activity of *Erythrinan alkaloids* from *Erythrina velutina*. *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters*, 19: 234–236.

Pelletier, S. W. (1983). The nature and definition of an alkaloid. In *alkaloids: Chemical and biological perspective*. Vol. I. Pelletier, S. M. (ed). Wiley, New York, (pp1-31).

Shamma, M. (2012). The isoquinoline alkaloids chemistry and pharmacology. *Organic chemistry, a series of monographs*. London, England: Academic Press Verlag Chemie. Vol.25.



Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	76 / 97

### **PRACTICA 3. ACTIVIDAD ALELOPÁTICA DE LAS PARTES AÉREAS DE ESPECIES VEGETALES**

#### **OBJETIVO**

Evaluar la actividad alelopática del extracto de las partes aéreas de la especie asignada

#### **FUNDAMENTO TEÓRICO**

La alelopatía es un proceso por medio del cual las plantas se proporcionan a sí mismas una ventaja competitiva colocando fitotoxinas en su ambiente cercano. La definición formal de alelopatía es “cualquier efecto directo o indirecto dañino o beneficioso que ejerce una planta sobre otra a través de la producción de compuestos químicos que escapan al ambiente” (Birkett et al., 2001; Tran Dang et al., 2005).

Una planta con potencial alelopático es la planta “donadora” mientras que la planta en la vecindad a la que afectan los compuestos alelopáticos de la planta donadora es la “planta receptora”. Las plantas donadoras y receptoras pueden afectarse una a la otra a través de la alelopatía y la competencia. Los efectos combinados de estas dos interacciones se nombran “interferencia”. En las interacciones alelopáticas, las plantas donadoras liberan sustancias fitotóxicas en el ambiente para afectar el crecimiento de las plantas receptoras, mientras que, en interacciones competitivas, un nutriente al ser removido del ambiente por una planta genera una deficiencia, de manera que los nutrientes que antes estaban disponibles se reducen para las otras plantas (Wu et al., 2001).

Para encontrar sustancias alelopáticas se han utilizado extractos de hojas, tallos y raíces que liberan compuestos químicos al contacto con el agua, aunque también se puede hacer uso de disolventes orgánicos como metanol.

Los bioensayos se definen como la evaluación de la potencia de un compuesto por medio de su aplicación y su respuesta sobre el sujeto de prueba. A partir de los años 1940s y 1950s, se han realizado numerosos bioensayos para evaluar la actividad alelopática de diferentes compuestos. El más usado es la germinación de semillas, que se lleva a cabo en cajas Petri, con papel filtro como soporte. La mayor parte de los bioensayos de alelopatía evalúan la bioactividad por



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	77 / 97

el efecto en la germinación y en el crecimiento de la plántula. Se aceptan estos parámetros como medidas indirectas de otros procesos fisiológicos afectados por la interacción química (Zamorano, 2006).

### **MATERIAL Y REACTIVOS**

550 semillas de lechuga

400 g de material vegetal fresco de la especie seleccionada

Matraz balón esmerilado con junta 24/40 con refrigerante

Soporte universal

Pinzas de 3 dedos con nuez

Perlas de ebullición Cristalizadores

Matraces erlenmeyer de diferentes capacidades

Una manguera de látex para agua y una para vacío

Matraz kitasato

Embudo büchner Papel filtro

Tina de plástico

Metanol 1 L

Agua destilada 2 L

2,3,5 cloruro de trifeniltetrazolio (0.5 g/100 mL)

cajas Petri de 60 mm de diámetro

### **EQUIPO**

Estereoscopio Balanza analítica

Balanza granataria

Rotavapor

Incubadora

Bomba recirculadora de agua

Placa de calentamiento

### **SERVICIOS**

Vacío

Agua

Energía eléctrica



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	78 / 97

## PROCEDIMIENTO

### PRUEBA DE VIABILIDAD CON TETRAZOLIO (CLORURO DE 2,3,5-TRIFENIL TETRAZOLIO).

Tomar una muestra de 50 semillas de lechuga, las cuales se colocan en un frasco ámbar pequeño, se agregan 2 mL de la solución de cloruro de tetrazolio al 1%, proteger de la luz y mantener a temperatura ambiente durante 24 horas. Transcurridas las 24 h remover la solución, lavar las semillas y mantener en agua durante la evaluación. Registrar el número de semillas teñidas y calcular el porcentaje de viabilidad.

### EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ALELOPÁTICA

Las partes aéreas de la planta se secan a la sombra y a temperatura ambiente, posteriormente se muelen; 100 g del material vegetal seco y molido se extrae a reflujo por 30 minutos con 300 mL de metanol. Se separan los tejidos vegetales por filtración a vacío y se concentra el extracto en el rotavapor.

Para evaluar la actividad alelopática del extracto metanólico se usan semillas de lechuga; estas se desinfectan con hipoclorito de sodio al 5% (v/v) por 5 min y se lavan con agua destilada. Para evaluar el efecto del extracto sobre la germinación de las semillas se preparan soluciones del extracto en agua destilada en concentraciones de 0.0 (testigo) 5, 10 y 20 mg/mL. Se colocan 25 semillas en cada caja de Petri sobre papel filtro, se adicionan 12 mL de cada concentración. Las cajas (5 por tratamiento) se incuban 24, 48 y 72 h en la oscuridad a 25 °C y se registran las semillas germinadas para cada tratamiento.

### ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El diseño experimental es completamente al azar con cinco repeticiones por tratamiento y la variable respuesta es la germinación de semillas. Los datos de la variable respuesta serán analizados según su comportamiento con una prueba de Kruskal Wallis o Análisis de Varianza y una prueba de agrupación de medias Tukey ( $p < 0.05$ ).



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	79 / 97

## RESULTADOS

1. Los resultados se registrarán de acuerdo con el formato del cuadro 1.

Cuadro 1. Formato de registro de resultados

Caja	Número de semillas germinadas		
	24 h	48 h	72 h
1			
2			
3			
4			
5			
		Media + ES	Media + ES

2. Graficar los resultados de germinación, se presentan las medias + ES y se indica si existen diferencias estadísticas con respecto al control.
3. Describir los resultados con base al análisis estadístico.
4. Incluir los resultados de la prueba de viabilidad. Se pueden incluir las fotografías pertinentes.
5. Incluir los resultados del rendimiento del extracto.

## Actividades previas

### Cuestionario

1. Dé la descripción botánica de lechuga.
2. Dé la descripción botánica de la especie utilizada
3. ¿Qué es un metabolito secundario?
4. ¿Qué es un metabolito primario?
5. Describa el proceso de germinación.
6. ¿Qué es una semilla?
7. ¿Cuáles son las diferencias entre metabolito primario y metabolito secundario?
8. ¿Qué compuestos se han aislado de las hojas de la especie seleccionada?
9. ¿Qué usos medicinales se le han dado a su planta?
10. ¿Por qué se usan como modelo las semillas de lechuga?
11. ¿Qué es un herbicida?
12. ¿Cuál es el fundamento científico de la prueba del cloruro de tetrazolio?



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	80 / 97

13. ¿Qué son las fitoalexinas? ¿Qué las diferencias de las sustancias alelopáticas?
14. Elabore un esquema del equipo que se utiliza para calentar a reflujo y explique cómo funciona.
15. ¿Cuál es la utilidad del calentamiento a reflujo?
16. ¿Qué es la ecología química?
17. ¿Para qué se utiliza el rotavapor y cuáles son las ventajas de usarlo?

### BIBLIOGRAFÍA CITADA

Birkett, M. A., Chamberlain, K., Hooper, A. M., Pickett, J. A. (2001) Does allelopathy offer real promise for practical weed management and for explaining rhizosphere interactions involving higer plants? *Plant and soil*, 232: 31-39.

Tran Dang, X., Tawata, S., Tran Dang, K. y Chung, M. (2005). Biological control of weeds and plant pathogens in paddy rice by exploiting plant allelopathy: an overview. *Crop Protection*, 24:197–206.

Wu, H., Pratley, J., Lemerle, D., Haig, T. y An, M. (2001). Screening methods for the evaluation of crop allelopathic potential. *The Botanical Review*, 67: 403-415.

Zamorano, C. (2006). Alelopatía: Un Nuevo Reto en la Ciencia de las Arvenses en el Trópico. *Agronomía*, 14: 7-15.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>81 / 97</b>

## **UNIDAD V. PROYECTO DE DOCENCIA- INVESTIGACIÓN**



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	82 / 97

## OBJETIVOS DEL PROYECTO

El Laboratorio de Investigación Formativa V (LIF V) es parte del área de conocimiento de Metodología de la Investigación del Plan de Estudios 2006. Esta área tiene como objetivo principal enseñar al estudiante a saber qué es la investigación biológica a saber, hacer la investigación biológica y saber ser investigador o estar en la esfera de la investigación. De ahí que el nombre de proyecto de docencia-investigación, implica un componente de enseñanza enlazado con la metodología de la investigación. Con base en este contexto, el objetivo de la unidad V del LIF V, es identificar los elementos que conforman una investigación, adquirir las destrezas y habilidades para hacer una investigación en el núcleo temático de Sistemas biológicos II, constituidos por 4 unidades de aprendizaje que son Ecología y Biogeografía, Morfogénesis y Fisiología de Plantas con Semilla, Diversidad de Invertebrados y Herramientas Biotecnológicas. Debido a que las 4 áreas de aprendizaje antes mencionadas pertenecen a la asignatura LIF V, se busca que el alumno desarrolle el proyecto interdisciplinario y que incorpore en el desarrollo de su proyecto el mayor número de unidades de aprendizaje del LIF V.

En el desarrollo del proyecto de docencia-investigación, el alumno adquirirá las destrezas y habilidades para identificar una problemática, delimitar un tema de estudio, establecer las preguntas científicas a contestar o resolver, formular objetivos, desarrollar diseños experimentales, recopilar y manejar datos, analizar información y enunciar conclusiones. Además, manejará todos los aspectos anteriores de forma secuencial, sintética y sistematizada para comunicarse eficientemente de forma escrita y oral ante sus pares y en la comunidad académica.

## FORMACIÓN DE EQUIPOS DE TRABAJO

En la primera sesión del laboratorio denominada presentación, los profesores a cargo del laboratorio, exponen de forma general la temática ligada a cada unidad de aprendizaje a fin de que el alumno tenga conocimiento sobre la temática que versa cada unidad y proponga un proyecto a desarrollar. A los alumnos se les instruye para que conformen equipos de proyecto, así como también que el número de equipos o estudiantes agrupados por unidad de aprendizaje sea de preferencia equitativo. Así mismo se les informa que el tema de investigación que hayan seleccionado o propuesto de acuerdo con sus intereses y capacidad creativa deberá estar acorde con el objetivo general de la unidad y el de la asignatura y que en lo posible desarrollen proyectos interdisciplinarios.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	83 / 97

Una vez definido el tema general del proyecto, los alumnos se comunicarán con el asesor principal para iniciar el desarrollo de este. El asesor principal llevará el registro de las actividades de los integrantes del equipo o equipos que tenga a su cargo a manera de un cronograma de actividades planificado.

### ETAPAS DEL PROYECTO DE DOCENCIA-INVESTIGACIÓN

**Búsqueda de información.** De acuerdo con el proyecto a desarrollar, los integrantes de los equipos de proyecto con asesoría del profesor compilarán y sistematizarán información actualizada o histórica si es el caso. Con el acopio de información, el estudiante identifica metodologías relacionadas con su tema de elección, además de permitirle clasificar, contextualizar y categorizar esa información en la estructura del proyecto.

**Elaboración del anteproyecto.** El asesor principal guiará al equipo de proyecto para que elabore un anteproyecto con base a los elementos que lo componen: título, introducción, justificación, hipótesis, objetivos, material y método, cronograma de actividades. El asesor principal guiará a los estudiantes para conformar y delimitar el contenido de cada uno de los rubros de un anteproyecto.

**Exposición del anteproyecto.** En las sesiones de exposición de anteproyecto de la planeación del LIF V, los equipos de proyecto, expondrán ante el grupo y profesores sus anteproyectos. Con esta actividad los alumnos refuerzan los conocimientos de conceptos, principios y hechos relacionados con su investigación y refuerza habilidades como la síntesis y diferenciación. También le permite fortalecer destrezas como la de expresarse convenientemente y defender una postura científica. Entre las actitudes y valores, destaca aceptar la crítica fundamentada y actuar a favor de la mejora continua.

**Seminario de avance del proyecto.** Aproximadamente a mediados del semestre, los equipos de proyecto presentarán una exposición de los avances de su investigación, donde además de la estructura básica del anteproyecto, indicarán los resultados preliminares y de ser posible un análisis incipiente de sus resultados. Se hará énfasis en el grado de desarrollo de la investigación y la capacidad del estudiante para solventar el desarrollo del proyecto ante circunstancias adversas. En la exposición de avance del proyecto se fortalece la habilidad de análisis y las actitudes y valores de cooperación y trabajo en equipo.



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



### MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	84 / 97

Exposición final. Al final del semestre, los equipos de proyecto expondrán sus proyectos de investigación con todos sus elementos. A los rubros del anteproyecto, se agregará resultados, análisis de resultados y conclusiones.

Informe escrito. La elaboración del proyecto de investigación quedará documentada por escrito desde la construcción del anteproyecto. Conforme se avanza en el desarrollo de la investigación se irán anexando resultados y después análisis de resultados y por último se agregarán las conclusiones. El acervo de referencias bibliográficas se irá incrementando a lo largo de la investigación hasta terminar el informe escrito que será entregado por equipo de proyecto. La estructura del informe incluirá 1) carátula con datos de la institución y laboratorio, nombre del proyecto, autores, asesor, fecha de entrega, 2) resumen, 3) introducción, 4) hipótesis, 5) objetivos, 6) material y método, 7) resultados, 8) discusión de resultados, 9) conclusiones y 10) referencias citadas.

#### **ELEMENTOS DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN QUE DEBE CONTENER EL INFORME ESCRITO**

**Título.** Se debe identificar y delimitar el tema de estudio y expresarlo en una frase concisa que manifieste el sentido de la investigación. Indicar en el título las variables que se considerarán, en qué niveles de organización, por ejemplo, celular, individuo, especie, población, comunidad, ecosistema, paisaje o región y dónde se llevará a cabo. Behar (2008) recomienda omitir abreviaturas, fórmulas químicas y términos de dudoso significado.

**Resumen.** Este rubro expresa en un máximo de 300 palabras la síntesis organizada de la investigación. Se recomienda incluir un par de líneas de cada uno de los componentes o elementos de la investigación. La lectura del resumen permitirá contestar las preguntas ¿qué se quiere estudiar? ¿para qué? ¿en dónde? ¿cómo? ¿cuándo? El resumen se escribe en tiempo pretérito y sin referencias bibliográficas (Behar, 2008)

**Introducción.** Este elemento contiene el fundamento teórico y conceptual que dará significado al planteamiento de la investigación y que se realizará teniendo en cuenta el conocimiento previamente construido para que quede insertado en una estructura teórica ya existente (Cortés y León, 2004). La consulta de bibliografía es relevante para recopilar información sobre el problema planteado.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	85 / 97

**Justificación.** Una vez identificado un problema de conocimiento, la justificación suele plantearse en función de incrementar o mejorar la información en torno al tema de investigación y sobre todo dar respuesta al problema planteado y resolver la incertidumbre de nuestro conocimiento.

**Hipótesis.** Una forma ligada al planteamiento del problema es a través de la formulación de una pregunta de investigación que considere los límites temporales y espaciales y tienen que estar relacionadas con el objeto de investigación (Cabezas et al., 2018). El protocolo para establecer un proyecto de investigación es un proceso dirigido a responder una o varias preguntas científicas. A partir de la creación de la o las preguntas científicas, se expresarán suposiciones o predicciones en torno a las preguntas planteadas. La hipótesis es requerida para aquellas investigaciones cuyas preguntas científicas debe ser sometidas a prueba. Una hipótesis presupone el conocimiento de las variables que se medirán en la investigación. Así, debe reconocer que la variable independiente es aquella que el investigador desea medir, es decir representa la causa, mientras que la variable dependiente es el efecto y depende de la variable independiente.

**Objetivos.** Se formulan en consideración al problema planteado. Los objetivos deben ser observables y medibles. Se redactan en tiempo verbal infinitivo, de forma precisa y clara, con verbos que pueden ser constatados, por ello deben evitarse verbos como comprender, conocer o entender. Un error común es confundir los objetivos con procedimientos (Jiménez, 1998), o acciones que son parte del desarrollo de la investigación, como realizar el análisis de los datos, u ordenar la metodología.

**Material y métodos.** Se describen las actividades y procedimientos para cumplir con los objetivos. En este elemento se incluye la descripción del área de estudio, su delimitación y ubicación geográfica, tipo de vegetación y clima entre otros. Se indica el diseño experimental, incluido el tratamiento estadístico.

**Resultados.** Deben ser breves y claros. La descripción de figuras y cuadros debe evitar la redundancia. Se informa de los resultados obtenidos para cubrir los objetivos propuestos. No deben ocultarse o alterar los resultados con la finalidad de que encajen bien.

**Discusión de resultados.** Establecer los principios, relaciones o generalizaciones que los resultados indican. Mostrar cómo se concuerdan o no los resultados o interpretaciones con los resultados antes publicados. En el análisis de



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	86 / 97

resultados se debe integrar la significancia de la investigación y las posibles consecuencias teóricas del trabajo.

**Conclusiones.** Es la confirmación o rechazo de las hipótesis planteadas al inicio de la investigación (Behar, 2008). Se basan en la validez y fiabilidad de los resultados para analizar el universo estudiado. No deben indicarse sugerencias ni recomendaciones.

**Referencias citadas.** Debe registrarse de acuerdo con un formato recomendado. Las referencias deben presentarse como una lista ordenada alfabéticamente por el apellido del autor de todas las referencias contenidas en el texto del informe.

## LITERATURA CITADA

Behar, R. D. (2008). Metodología de la Investigación. Bogotá, Colombia: Editorial Shalom

Cabezas, M. E., Andrade, N. D. y Torres, S.J. (2018). Introducción a la Metodología de la Investigación. Sangolquí, Ecuador: Universidad de las Fuerzas Armadas.

Cortés, C. M. y Iglesias, L. M. (2004). Generalidades sobre Metodología de la Investigación. Ciudad del Carmen, México: Universidad Autónoma del Carmen.

Jiménez, P. R. (1998). Metodología de la Investigación. Elementos básicos para la Investigación Clínica. La Habana, Cuba: Editorial Ciencias Médicas.

## TEMÁTICAS GENERALES DE PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN DE LIF V

A manera de ejemplo se indican modelos de proyectos de investigación con temáticas de cada una de las unidades de aprendizaje.

Unidad 1. Ecología y Biogeografía:

Patrones ecológicos y biogeográficos de grupos funcionales de flora y fauna con énfasis en artrópodos y plantas con semilla.

Unidad 2. Morfogénesis y Fisiología de Plantas con Semilla:

Efecto de las variables ambientales en la eco fisiología del desarrollo vegetal de plantas con semilla



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
<b>SGC-FESZ-BIO-ML05</b>	<b>05/03/2020</b>	<b>3</b>	<b>87 / 97</b>

Patrones de distribución de interacciones de plantas con semilla y artrópodos

Respuestas morfogénicas y fisiológicas frente a diversos factores del entorno  
(nutrimentales, climáticos, bióticos)

Unidad 3. Diversidad de invertebrados

Patrones de diversidad de artrópodos en una localidad determinada

Unidad 4. Herramientas Biotecnológicas

Prospección biotecnológica.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	88 / 97

**CRITERIOS DE EVALUACIÓN**

Tipo de evaluación	Criterios/ Aspectos a evaluar	Justificación	Ponderación en la calificación final	Instrumentos de evaluación
<b>Diagnóstica</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Expectativas y motivaciones</li> <li>Conocimientos previos</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Conocer los intereses del estudiante sobre lo que quiere aprender en el laboratorio y las áreas que lo conforman, para su aprendizaje significativo.</li> <li>Conocer el nivel de información acerca de los temas que se revisaran en cada área que conforma el laboratorio, con el objetivo de cubrir todos los temas de las áreas de aprendizaje que conforman el laboratorio.</li> </ol>	1-2.....	<ol style="list-style-type: none"> <li>Cuestionario mixto</li> <li>Prueba objetiva de respuesta corta (Batería)</li> </ol>
<b>Formativa</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Asistencia y puntualidad</li> <li>Ejercicios y realización de prácticas de laboratorio</li> <li>Tareas</li> <li>Participaciones</li> <li>Diseño de un proyecto de investigación</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Motivar en el estudiante un papel de responsabilidad y de participación activa, trabajando en equipo y respetando a sus compañeros y profesores.</li> <li>Generar en el estudiante conocimientos mediante la comprensión de conceptos generales en el diseño de un proyecto de investigación, así como la habilidad para organizarlos y sintetizarlos.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>10%</li> <li>10%</li> <li>3-4 10%</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Lista de asistencia.</li> <li>Reporte de prácticas y Escala de calificación.</li> <li>Registro de asistencia.</li> <li>Registro de participaciones</li> <li>a) Registro de asistencia b) Escala de calificación</li> </ol>
<b>Sumativa</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Realización de un proyecto de investigación.</li> <li>Ejercicio recapitulativo</li> <li>Autoevaluación</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>Valorar los conocimientos adquiridos sobre el tema de investigación desarrollado durante el semestre.</li> <li>Evaluar los conocimientos adquiridos en la asignatura.</li> <li>Analizar que tanto le servirá el aprendizaje adquirido en el Laboratorio de LIF V.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>30%</li> <li>30%</li> <li>.....</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>a) Entrega de un informe escrito del proyecto de investigación. b) Exposición oral del proyecto de investigación. c) Escala de calificación</li> <li>a) Rubrica b) Batería 3. Diferencial semántico.</li> </ol>



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	89 / 97

El alumno deberá acreditar todas las unidades y proyecto para aprobar el Laboratorio de Investigación Formativa V.

## FORMATO DEL INFORME DE LA PRÁCTICA Y PROYECTO

### PRÁCTICA

1. Título de la práctica realizada
2. Introducción
  - a. Una cuartilla máxima y debe ser diferente a la de la práctica y sin subtemas
3. Hipótesis
4. Objetivos
  - a. Los mismos de la práctica
5. Materiales y método
  - a. Se redactará en prosa y en tiempo verbal pasado
  - b. No se incluirán listas de materiales y reactivos
6. Resultados
  - a. Incorporar los elementos recomendados en la práctica
  - b. Todos los cuadros deberán llevar un encabezado
  - c. Las figuras deberán tener un pie de figura
  - d. Todos los cuadros y figuras deberán estar citados en el texto
  - e. Los resultados deberán ser descritos en el texto
7. Análisis de resultados
  - a. Se debe explicar el porqué de los resultados (explicación científica)
8. Conclusiones
  - a. Deberán ser redactadas con base en los objetivos e hipótesis planteada.
9. Literatura citada
  - a. Las referencias citadas en el texto serán colocadas en esta sección. Se utilizará el formato APA.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	90 / 97

## REGLAMENTO DE LABORATORIO

### I. NORMAS DE TRABAJO O CONDICIONES GENERALES

1. El uso de batas durante las prácticas es obligatorio.
2. Queda estrictamente prohibido fumar, introducir y/o consumir alimentos y/o bebidas.
3. Muestras o material biológico que se coloquen en anaqueles, mesas, refrigeradores y estufas, deberán ser etiquetados correctamente.
4. Soluciones preparadas, colorantes, reactivos, etc., 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 lo preparó).
5. Durante la primera semana de cada mes se hará una revisión de mesas, anaqueles, refrigeradores y estufas, las muestras que no tengan identificación serán desechadas.
6. Los reactivos sobrantes de las prácticas se entregarán al interlaboratorio o se colocarán en la mesa lateral debidamente etiquetados para ser llevados al centro de acopio.
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.
9. Se usará la campana de extracción cuando sean manejados ácidos o sustancias tóxicas volátiles.
10. NO deberán guardarse los reactivos que se proporcionen para el desarrollo de la práctica ya que el uso es para todos.
11. Prohibida la entrada a los INTERLABORATORIOS a toda persona ajena.
12. El material devuelto al interlaboratorio, deberá estar limpio y seco.
13. El material deteriorado por los alumnos deberá reponerse en una semana, de lo contrario, el comodato será remitido a la Secretaria Técnica para la sanción correspondiente.



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	91 / 97

14. El horario de servicio de los interlaboratorio se encontrará expuesto en las ventanillas de cada laboratorio, en caso de que el servicio se encuentra suspendido se deberá informar al Técnico Académico o a la Secretaría Técnica, quién procederá a reanudar el servicio.
15. En caso de que el equipo de laboratorio no funcione, deberá reportarse de inmediato al asesor o al Técnico Académico para su revisión.
16. El equipo de laboratorio y campo se usará hasta que se esté seguro de su manejo o con la ayuda del asesor, en caso contrario, solicitar ayuda del técnico académico.
17. Cada grupo de trabajo deberá contar con el material básico que se enlista al final, éste no será proporcionado por el interlaboratorio.
18. Para el material y equipo de campo deberá hacerse la solicitud por lo menos con 24 horas de anticipación con un horario de 10:00 a 14:00 y de 16:00 a 18:00 h.
19. El material y equipo de campo se deberá entregar limpio a más tardas 24 horas después de la práctica, en caso contrario, el alumno se hará acreedor a una suspensión temporal del servicio.
20. Al término del semestre se tendrá acceso a los laboratorios solamente las dos semanas siguientes al término del mismo, después de esa fecha el laboratorio se mantendrá cerrado hasta el inicio de clases del siguiente semestre (excepto el L- 302).
21. Al inicio del semestre, el técnico académico asignará gavetas a los equipos de alumnos de cada grupo. Los que se harán responsables de ellas hasta el final del semestre.
22. Cada equipo de trabajo mantendrá únicamente la gaveta que le fue asignada y no podrá tomar ninguna otra, aunque esté desocupada.
23. Se deberán desocupar y dejar limpias las gavetas a más tardar al finalizar la segunda vuelta de exámenes finales del semestre respectivo, en caso contrario se abrirán y el material que se encuentra pasará a formar parte de la Carrara (excepto los alumnos de séptimo semestre).
24. Durante el inventario, no se dará servicio de préstamo de material, para lo cual 8 días antes se colocará un letrero comunicando el período de inventario para que sea prevista cualquier necesidad.



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	92 / 97

25. El alumno está obligado a tener su seguro de vida antes de cualquier salida a campo, en caso contrario no podrá asistir a la práctica.
26. Los profesores y los laboratoristas están autorizados a reprender a los alumnos que comentan desmanes o hagan mal uso de las instalaciones.
27. No se prestará material ni quipo a los alumnos en ausencia del profesor correspondiente.
28. Se verá trabajar únicamente en el horario asignado al grupo. Cuando la práctica requiera de más tiempo, el profesor informará a la Secretaría Técnica.
29. Se podrá proporcionar material extra sólo en 3 ocasiones durante la práctica.

## II. NORMAS PARA EL PRÉSTAMO DE MATERIAL

1. Se tramitará la credencial de laboratorio al inicio de semestre, la convocatoria se publicará con 15 días de anticipación. No habrá prórroga.
2. El préstamo será personal, nadie podrá solicitar material con credencial de otra persona.
3. El préstamo de material, quipo y reactivos para los alumnos, será **EXCLUSIVAMENTE CON LA CREDENCIAL DE LABORATORIO** y con el comodato debidamente autorizado.
4. La solicitud de préstamo de reactivos, material y de reactivos **ESPECIALES**, deberán contener todos los requisitos que indica el comodato.
5. Solicitud que no presente datos completos, no será atendida (Nota: en la sección de reactivos, favor de colocar la cantidad real de consumo).
6. Al recibir material, verificar que se encuentre en buenas condiciones y en caso contrario, hacer las aclaraciones.
7. La autorización del material, equipo y reactivos será de la siguiente forma:
  - a. Autorización por un plazo no mayor a 12 horas con firmar del profesor responsable del grupo o la práctica.
  - b. Autorización por un plazo mayor a 24 horas con firma del profesor responsable del grupo o la práctica y del Secretario Técnico e indicar la fecha de entrega.



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



### MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	93 / 97

8. El préstamo de material a los profesores será por medio de comodato y credencial. Si los profesores son externos se requiere autorización de la Secretaría Técnica. En ambos casos se especificará la fecha de entrega y el área de ubicación.

### **MATERIAL QUE NO PROPORCIONA EL INTERLABORATORISTA**

- Espátula
- Manguera para mechero y vacío.
- Estuche de disección.
- Papel seda para lentes de microscopios.
- Varilla de vidrio. Diferentes tamaños (agitadores)
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Brocha pequeña
- Etiquetas
- Botellas de plástico de 1000 y 500 mL
- Rejilla con tela de asbesto.

### **III. REFERENTE A LAS SANCIONES**

1. El comodato se remitirá a la Secretaría Técnica y se suspenderá el servicio por una semana cuando:

- a. Sobrepasen la fecha de entrega de material y no hayan solicitado su autorización.
- b. No realicen su trámite de credencial en las fechas establecidas y no pasen a tiempo a recogerla.
- c. El material de campo no se hay entregado después de 24 horas de haber regresado de la práctica.
- d. El alumno no ha devuelto los reactivos el mismo día que los solicito.

2. Se suspenderá el servicio totalmente cuando el alumno sea reincidente.

La finalidad de este reglamento es proporcionar un mejor aprovechamiento de los recursos existentes en la formación académico y seguridad de todos, por lo que, si existe alguna anomalía en el servicio no considerada en el presente, favor de comunicarla a la Secretaría Técnica o a la Jefatura de Carrera.



MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	94 / 97

MANEJO DE RESIDUOS

Los residuos químicos derivados de las prácticas deben etiquetarse como lo muestra la siguiente figura, además de colocarlos en el área de color amarillo destinada en cada laboratorio.



El sobrante de semillas, vegetales o plantas no contaminados deberá colocarse en el área de composteo. Los materiales contaminados o tóxicos serán colocados en bolsas y sellados. La bolsa deberá estar etiquetada señalando su procedencia.



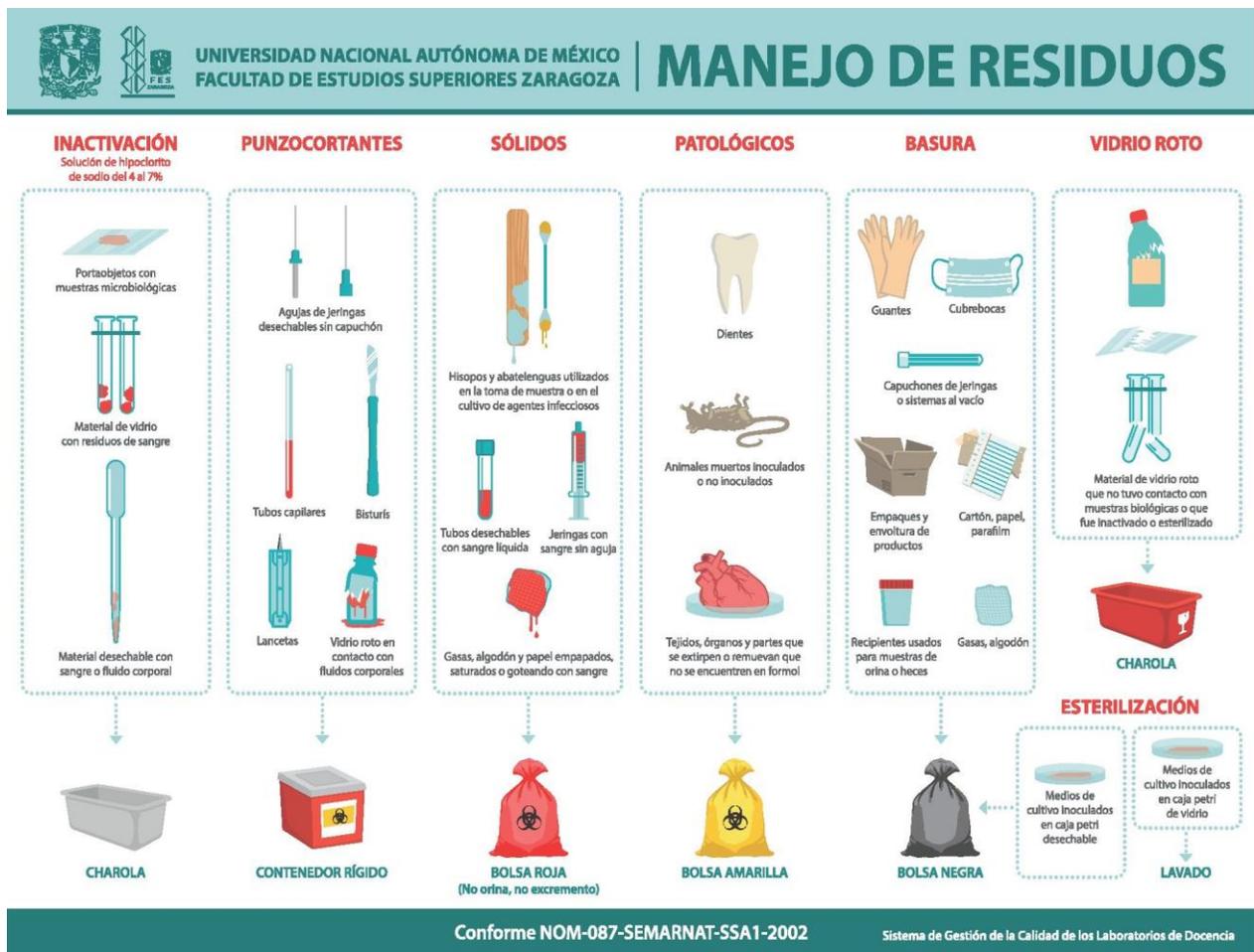
SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	95 / 97

El confinamiento de los residuos punzocortantes será de acuerdo con la presente figura, los contenedores rojos deben mantenerse en el área de residuos en la sección roja. Las bolsas rojas y amarillas deben solicitarse al interlaboratorio y en su defecto a la coordinación del ciclo.





MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	96 /97

## Control de cambios

Fecha de revisión	Versión	Descripción de la modificación	Sección
	1	Ninguna todos tenían manual por unidad de aprendizaje y decidieron que no podían iniciar de cero ya que había trabajo previo	
	2	Ninguna (versión original para el SGC laboratorios de docencia de la FES Zaragoza)	
05/03/2020	3	<p>Se modificó redacción en el índice, así como el número de prácticas, la práctica 2 ahora en esta versión será práctica 1, también la práctica 3. Se modificó el título de la práctica 2 y 3 de la Unidad de Aprendizaje 2. Práctica 1 de la Unidad de aprendizaje 3. Se modificó el título de la práctica de invertebrados fitófagos.</p> <p>Se eliminó la práctica de artrópodos nocturnos.</p> <p>Se eliminó la práctica de insectos aéreos.</p> <p>Se incluyó el proyecto docencia-investigación, por formar parte de la evaluación del laboratorio.</p> <p>Se incorporó la parte introductoria del proyecto de docencia investigación, así como el objetivo.</p> <p>La descripción de localidades y zonas de estudio debe abordarse antes que las prácticas de las unidades de aprendizaje.</p> <p>Se mejoró la redacción de los objetivos y del fundamento teórico.</p> <p>Se incluyó material.</p>	<p>Pg. 2</p> <p>Pg. 4 y 5</p> <p>Pg. 7</p> <p>Pg. 9</p>



SISTEMA DE GESTIÓN DE LA CALIDAD DE LOS  
LABORATORIOS DE DOCENCIA



MANUAL DEL LABORATORIO  
DE INVESTIGACIÓN FORMATIVA V

Código	Fecha de elaboración o revisión	Versión	Página
SGC-FESZ-BIO-ML05	05/03/2020	3	97 /97

Fecha de revisión	Versión	Descripción de la modificación	Sección
05/03/2020	3	<p>Primero se debe muestrear poblaciones y después comunidades.</p> <p>Modificación de redacción a procedimientos, objetivos, número de figuras y cuadros.</p> <p>Incorporación de objetivos de aprendizaje de unidad 3, mejora en la redacción del fundamento teórico.</p> <p>En la unidad 3 se incorporó material y reactivos, modificación del procedimiento, de la bibliografía y del título de una práctica.</p> <p>Cambio en la redacción, objetivos, material, bibliografía.</p> <p>Se sustituye por la práctica 1: Biotransformación de acetato de etilo con levaduras de panadería por Biosorción de azul de metileno y cristal violeta en <i>Saccharomyces cerevisiae</i>.</p> <p>Modificación de títulos, procedimientos, material y reactivos, cepas bacterianas, bibliografía e incorporación del fundamento teórico en la unidad de Herramientas Biotecnológicas.</p>	<p>Pg. 12</p> <p>Pg. 12, 14, 15, 18, 31</p> <p>Pg. 31</p> <p>Pg. 32-40, 43 y 44</p> <p>Pg. 54, 56, 59, 60, 62</p> <p>Pg. 68</p> <p>Pg. 70-75, 77-79</p>