

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA**  
**COORDINACION DE FORMACION BASICA**  
**COORDINACION DE FORMACION PROFESIONAL Y VINCULACIÓN**  
**PROGRAMA DE UNIDAD DE APRENDIZAJE**

**I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN**

1. **Unidad Académica:** Facultad de ciencias
2. **Programa de estudio:** Licenciatura en biología
3. **Vigencia del plan:** 2008-1
4. **Nombre de la asignatura:** Morfología y fisiología vegetal
5. **Clave:**
6. HC 3 HL 3 CR 9
7. **Ciclo escolar:** 2008-1
8. **Etapas de la formación a la que pertenece:** Disciplinaria
9. **Carácter de la asignatura:** Obligatoria
10. **Requisitos para cursar la asignatura:** Biología vegetal

**Formuló:** Dr. Martín Escoto Rodríguez

**Vo. Bo.**

**Fecha:** 9 de Octubre de 2012

**Cargo**

## **II. PROPÓSITO GENERAL DE LA ASIGNATURA**

Se pretende que el alumno conozca los principios básicos de la estructura, forma y funcionamiento de las plantas y su relación con el medio ambiente. Esto es muy importante para la mejor comprensión de la ecología vegetal, la biogeografía y el manejo de los recursos vegetales.

Es un curso en el que se integran la física, la bioquímica, la biología celular, la anatomía, así como la ecología, para entender los procesos biológicos en la vida de las plantas y la relación entre forma y función en las plantas. Lo importante es la comprensión de los procesos fisiológicos en las plantas y la relación entre forma y función, y no la acumulación de todos los conceptos de fisiología, forma y anatomía de la plantas.

### III. COMPETENCIA (S) DEL CURSO

Comprender de manera crítica los principios físicos, químicos y biológicos básicos del funcionamiento de las plantas y su relación con el medio ambiente.

En la parte teórica del curso se adquieren la capacidad de síntesis, de análisis, articular conceptos, matemática, interpretar gráficas, diagramas, cuadros, ecuaciones, resolución de problemas, de autonomía, de planificación, de responsabilidad, memorización, de estudio.

El trabajo en el laboratorio es por equipo y en cada sesión de laboratorio se plantea una pequeña pregunta de investigación para resolver, de tal manera que se desarrolla la capacidad de trabajar en equipo, interactuar, discutir, argumentar, gestión de información y de recursos, planificar y organizarse.

El reporte es individual; con ello se adquiere la capacidad de planificar el trabajo, la competencia de comunicación (reportar los resultados), la capacidad de elaborar e interpretar gráficas, de interpretar resultados de pruebas estadísticas, de interpretar textos, la capacidad de argumentar, sustentar conclusiones, demostrar hipótesis, comprobar hechos, articular conceptos.

Se califica la puntualidad en la entrega del reporte, por ello se motiva la capacidad de iniciativa para trabajar con anticipación, capacidad individual para emprender actividades de planificación, ejecución y control autónomo.

Con el trabajo de investigación individual se adquieren competencias propositivas, es decir plantear y resolver problemas, formular proyectos, generar hipótesis, descubrir patrones, creativa, capacidad de usar el conocimiento adquirido en el curso para generar una pregunta de investigación.

#### IV. EVIDENCIA (S) DE DESEMPEÑO

Asistencia a clases con puntualidad

Resolución de 3 exámenes teóricos parciales

Resolución de 3 cuestionarios sobre artículos científicos asignados por el profesor.

Elaboración de 8 a 10 reportes de laboratorio en el que se analizan los datos generados durante la sesión práctica; se usan herramientas estadísticas básicas; se revisa literatura pertinente; se argumenta y se concluye objetivamente.

Se genera una pregunta de investigación en la que se utilizan técnicas de medición fisiológica aprendida durante el curso.

Elaboración de un reporte de una investigación de campo y/o laboratorio, desarrollada individualmente basada en una pregunta de investigación original, en la que se toman muestras vegetales con réplicas, se usa alguna técnica de medición aprendida durante las sesiones de laboratorio, se analizan los resultados usando herramientas estadísticas básicas y se concluye objetivamente.

## V. DESARROLLO POR UNIDADES

### UNIDAD I TRANSPORTE DE AGUA Y SOLUTOS

**Competencia:**

Comprender de manera crítica los principios físicos del movimiento del agua en el sistema suelo-planta-atmósfera, relacionar la forma y función de los órganos y tejidos involucrados, y analizar los controles que ejercen las plantas sobre el flujo del agua y las relaciones con el medio ambiente.

### CONTENIDO TEMÁTICO

**Duración**

- |   |           |
|---|-----------|
| 1. Introducción a la forma y estructura de las plantas (Órganos y tejidos vegetales).                     | 1.5 horas |
| 2. Características del agua y procesos de transporte.   | 1.5 horas |
| 3. Potencial hídrico y relaciones hídricas en células.  | 1.5 horas |
| 4. Morfo-anatomía de la raíz; absorción de agua por la raíz; presión de raíz.                             | 1.5 horas |
| 5. Xilema: anatomía y transporte de agua (cohesión- tensión).   | 2 horas   |
| 6. Morfo-anatomía de la hoja; transpiración.  | 1.5 horas |
| 7. Límite hidráulico en el tamaño de las plantas (hipótesis de la limitación hidráulica).                 | 1 hora    |
| 8. Adaptaciones y aclimataciones morfológicas del tallo, raíz y hojas relacionadas al transporte de agua. | 2 horas   |
| 9. Nutrición mineral y transporte de solutos.   | 1.5 horas |

<p><b>UNIDAD II METABOLISMO</b></p>	<p><b>Competencia:</b> Comprender de manera crítica los principios físicos y químicos del metabolismo fotosintético, relacionar la forma y función de los tejidos involucrados, y analizar los controles que ejercen las plantas sobre el transporte de azúcares, su acumulación y la elaboración de metabolitos secundarios.</p>
<p><b>CONTENIDO TEMÁTICO</b></p>	
	<p style="text-align: center;"><b>Duración</b></p> <p>10. Fotosíntesis I: reacciones lumínicas. <span style="float: right;">1.5 horas</span></p> <p>11. Fotosíntesis II: fijación del carbono <span style="float: right;">2.5 horas</span></p> <p style="padding-left: 20px;">11.1. Ciclo C<sub>3</sub></p> <p style="padding-left: 20px;">11.2. Fotorrespiración.</p> <p style="padding-left: 20px;">11.3. Ciclo C<sub>4</sub>; anatomía Kranz.</p> <p style="padding-left: 20px;">11.4. Metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM).</p> <p>12. Fotosíntesis III: consideraciones morfo-anatómicas, fisiológicas y ecológicas. <span style="float: right;">2 horas</span></p> <p>13. Floema: anatomía y transporte de azúcares. <span style="float: right;">2 horas</span></p> <p>14. Respiración y metabolismo de lípidos. <span style="float: right;">1 hora</span></p> <p>15. Tejidos y estructuras de almacenamiento. <span style="float: right;">1 hora</span></p> <p>16. Asimilación de nutrientes minerales; ciclos del nitrógeno y fósforo. <span style="float: right;">1 hora</span></p> <p>17. Metabolitos secundarios y defensa. <span style="float: right;">2 horas</span></p>

<p><b>UNIDAD III</b>  <b>CRECIMIENTO Y</b>  <b>DESARROLLO</b></p>	<p><b>Competencia:</b>  Comprender de manera crítica los principios físicos, químicos y biológicos del crecimiento y desarrollo de las plantas; relacionar factores ambientales, sensores en las plantas y señales químicas con el crecimiento y desarrollo de las plantas.</p>
<p><b>CONTENIDO TEMÁTICO</b></p>	
	<p><b>Duración</b></p>
<p>18. Estructura y expansión de la pared celular; pared primaria y secundaria.</p>	<p>1.5 horas</p>
<p>19. Crecimiento y desarrollo; meristemas; tejidos primario y secundario.</p>	<p>1.5 horas</p>
<p>20. Germinación y morfología de plántulas.</p>	<p>1 hora</p>
<p>21. Fitocromo y luz roja. Control de la floración.</p>	<p>1.5 horas</p>
<p>22. Respuestas a la luz azul.</p>	<p>1.5 horas</p>
<p>23. Auxinas y tropismos en las plantas; dominancia apical.</p>	<p>2 horas</p>
<p>24. Giberelinas, citocininas y brasinoesteroides.</p>	<p>2 horas</p>
<p>25. Etileno y ácido abscísico; razón raíz-vástago.</p>	<p>2 horas</p>
<p>26. Arquitectura de las plantas.</p>	<p>1 hora</p>

## VI. ESTRUCTURA DE LAS PRACTICAS

No. de Práctica	Competencias:	Descripción	Material de Apoyo	Duración
1.- Tensión de tallos en plantas.	Identificar el xilema en los tallos. Probar la existencia de tensión del agua en el xilema. Comparar el movimiento del agua en el sentido acropétalo y el basipétalo. Aplicar una técnica de medición del área de las hojas.	Se eligen dos especies. Se cubren las hojas con cinta adhesiva. Se corta el tallo bajo el nivel del agua coloreada con azul de metileno. Se llevan al laboratorio las secciones antes y después del corte y se observan bajo el estereoscopio. Se mide la distancia a la que llegó el azul de metileno hacia ambos lados del corte. Se pegan las láminas de las hojas en una hoja de papel blanco con un pedazo de papel milimétrico. Se escanea. Se usa un software para medir área de la hoja.	Microscopio estereoscópico. Escáner. Software de medición de áreas. Azul de metileno	6 horas (dos sesiones de 3 horas)

<p>2.- Potencial hídrico por el método de Shardaikov y por el método del cambio de volumen o masa.</p>	<p>Practicar el método de Shardaikov y el método del cambio de masa para la determinación de potencial hídrico en órganos suculentos de las plantas. Comparar el potencial hídrico en dos especies vegetales. Interpretar cambios en el potencial hídrico de tejidos a través de cambios de densidad del tejido o de la solución de sacarosa a la que estuvieron expuestos.</p>	<p>Se obtienen segmentos de tejidos suculentos. Se pesan y colocan en tubos de ensayo con sacarosa a diferentes concentraciones. Se dejan en las soluciones por una hora. Se agregan gotas con azul de metileno de soluciones equivalentes de sacarosa y se observan los cambios de densidad de la soluciones. Se vuelve a pesar el tejido, se calcula el cambio de masa y mediante una regresión lineal y la ecuación de Van't Hoff se determina el potencial hídrico del tejido.</p>	<p>Soluciones de sacarosa a 10 diferentes concentraciones. Gradilla y tubos de ensayo. Balanza analítica</p>	<p>3 horas</p>
<p>3.- Potencial de presión del xilema por el método de la cámara de presión Scholander-Hammel.</p>	<p>Practicar la técnica de la cámara de presión Scholander-Hammel para la determinación del potencial de presión en tallos o peciolo de las plantas. Emplear una técnica de medición del índice masa-área de las hojas. Comparar el potencial de presión en dos especies vegetales. Relacionar el potencial de presión con el índice masa-área foliar.</p>	<p>Se comparan dos especies. Se tapan las láminas de las hojas con bolsas de plástico y se corta en la base del peciolo. Se introduce la lámina en la cámara y se deja entrar gas. Se identifica el punto de equilibrio de presión al observar la salida de agua en el corte del peciolo.</p>	<p>Cámara de presión Scholander-Hammel. Tanque de gas nitrógeno. Horno. Higrómetro para medir humedad relativa. Balanza analítica</p>	<p>3 horas</p>

<p>4.- índice y densidad estomática por el método de la impresión en esmalte para uñas.</p>	<p>Aplicar el método de la impresión en esmalte para uñas para la determinación de la densidad e índice estomático. Emplear una técnica para medir inclinación de la hoja. Comparar el índice y densidad estomática en el haz y envés de la misma hoja, así como en diferentes especies. Relacionar la distribución de estomas con la inclinación de la hoja. Calcular el área de observación en un microscopio.</p>	<p>Se eligen dos especies con orientación de hoja distinta. Se mide la inclinación de la hoja con un clinómetro. Una porción de la hoja de un cm<sup>2</sup> se cubre con esmalte para uñas. Una vez seco se separa el esmalte con un pedazo de cinta adhesiva. Se monta en un portaobjetos y se observa bajo el microscopio. Se cuenta el número de células epidérmicas y de estomas, y con ello se calcula el índice estomático. Se mide el campo de observación con un micrómetro y se calcula la densidad estomática.</p>	<p>Microscopio óptico. Clinómetro. Portaobjetos. Micrómetro.</p>	<p>6 horas (dos sesiones de 3 horas)</p>
<p>5.- Contenido de clorofila en hojas.</p>	<p>Aplicar una técnica para la extracción de clorofilas. Identificar y cuantificar clorofilas a y b por medio de espectrofotometría. Manipular la centrifuga y el espectrofotómetro.</p>	<p>Se colectan hojas de dos especies. Se obtiene una porción de 1cm<sup>2</sup> de hoja. Se agrega la muestra y acetona al 80% a un mortero y se pulveriza. La muestra se vierte en un tubo de ensayo, se centrifuga, y se separa el sobrenadante. Éste se coloca en el espectrofotómetro y se mide la absorbencia a 3 diferentes longitudes de onda. Utilizando la ecuación de Porra se obtiene la concentración de clorofila a, b y total.</p>	<p>Gradilla Tubos de ensayo Pipetas Mortero Centrífuga Espectrofotómetro Balanza analítica</p>	<p>3 horas</p>

<p>6.- Acidez en plantas CAM.</p>	<p>Aplicar dos técnicas para cuantificar la acidez en tejido vegetal. Practicar la titulación. Identificar el vire de una sustancia indicadora. Manipular la centrífuga y el potenciómetro. Comparar el nivel de acidez en plantas CAM durante la mañana y la tarde. Interpretar los cambios de acidez en plantas CAM.</p>	<p>Se colecta tejido de plantas suculentas a dos horas distintas del día. Se obtiene una porción de 2.5g de muestra. Se agrega la muestra y agua a un mortero y se tritura. La muestra se vierte en un tubo de ensayo, se centrifuga, y se separa el sobrenadante. Se mide el pH de la muestra con el potenciómetro. Asimismo, se mide la acidez por medio de titulación con NaOH al 0.01N.</p>	<p>Gradilla Tubos de ensayo Pipetas Mortero Centrífuga Bureta Potenciómetro Fenolftaleína Balanza analítica</p>	<p>3 horas</p>
<p>7.- Tejidos de hojas, tallos y raíz. Anatomía Kranz.</p>	<p>Aplicar una técnica para preparar tejido vegetal para observación en microscopio. Manipular el microtomo. Identificar tejidos en hojas, tallos y raíz.</p>	<p>Observar laminillas preparadas con tejidos vegetales. Preparar un corte de hoja con anatomía Kranz. Poner el tejido en el criostato y cortar con el microtomo. Montar el tejido en el portaobjetos.</p>	<p>Microscopio óptico Microtomo Portaobjetos Portaobjetos con tejidos vegetales ya preparados</p>	<p>3 horas</p>

<p>8.- Antocianinas en flores y hojas.</p>	<p>Diferenciar entre antocianinas de betalaínas por cambios de color a diferentes pH. Identificar la presencia de antocianinas y cuantificarlas por medio de espectrofotometría. Emplear la filtración con vacío como método de separación. Manipular el espectrofotómetro.</p>	<p>Se compara el efecto del pH en col roja y betabel. Ambas se muelen y se filtran empleando vacío. Se prueba además una muestra problema de pétalos. La presencia de antocianinas en la muestra problema se comprueba con los cambios de color característicos de las antocianinas, también presentes en la col roja. Se dejan muestras de pétalos en metanol acidificado por 24 horas. Éstas se colocan en el espectrofotómetro y se mide la absorbencia a una longitud de onda característica para antocianinas. Utilizando una ecuación se obtiene la concentración de antocianinas.</p>	<p>Gradilla Tubos de ensayo Mortero Matraz kitazato Embudo buchner Espectrofotómetro ácidos y bases Material vegetal con betalaínas y antocianinas</p>	<p>3 horas (en dos sesiones de 2 y 1 hora)</p>
--	---	--	--	--

<p>9.- Promoción del crecimiento de coleóptilos con auxinas y su relación con la acidez de la pared celular.</p>	<p>Aplicar una técnica de germinación sin sustrato. Identificar el coleóptilo en plántulas. Analizar el efecto de las auxinas en el crecimiento del coleóptilo. Comparar el nivel de acidez en coleóptilos con crecimiento y sin crecimiento. Interpretar los cambios de acidez durante el crecimiento de la pared celular.</p>	<p>Se germinan varias semillas de maíz en un frasco sin sustrato. Se obtienen porciones de coleóptilo de 2 cm de largo, se cortan las puntas. Se colocan las muestras en cajas de petri con solución de auxinas y se comparan con un blanco. Con un potenciómetro se mide el pH de ambos tratamientos. Se dejan las muestras con agitación intermitente por 24 horas. Con un potenciómetro se mide nuevamente el pH de ambos tratamientos. Se mide la longitud de cada uno de los segmentos de coleóptilo con un vernier.</p>	<p>Cajas de petri Vernier IAA Potenciómetro Semillas de maíz</p>	<p>3 horas (dos sesiones de 1.5 horas)</p>
--	---	---	--	--

<p>10.- Transferencia de tejidos vegetales cultivados in vitro.</p>	<p>Identificar el callo de tejidos vegetales in vitro. Emplear la técnica aséptica para transferir tejidos vegetales en la campana de flujo laminar. Interpretar el efecto de las hormonas vegetales en el desarrollo de tejidos cultivados in vitro.</p>	<p>Se prepara el medio MS con auxinas y citocininas a diferentes concentraciones. Se esterilizan en autoclave tubos con el medio MS, cajas de petri, pinzas y bisturí. Se obtienen muestras de callo de un cultivo in vitro previamente preparado. Se desinfecta la campana de flujo laminar con alcohol al 70%. Se esterilizan las pinzas y el bisturí con la flama de un mechero de alcohol. Se obtiene un pedazo de callo y se secciona en varias porciones. Éstas se transfieren a diferentes tubos con MS. Se mantienen en un cuarto de crecimiento con control de luz y temperatura.</p>	<p>Campana de flujo laminar Cuarto de crecimiento con control de luz y temperatura Medio MS con fitohormonas Pinzas Bisturí Mechero de alcohol</p>	<p>3 horas (se requiere de varias sesiones de laboratorio para que se puede trabajar por grupos reducidos)</p>
---	---	--	--	--

## VII. METODOLOGÍA DE TRABAJO

Con el propósito de que el proceso enseñanza-aprendizaje cumpla los objetivos establecidos, el curso está dividido en cuatro partes: teoría, lectura de artículos, laboratorio y trabajo de investigación.

En las clases se presentan datos que apoyan a las principales teorías o hipótesis, se discute el porqué se apoya esa teoría y porqué se descartan otras. Se hace énfasis en el proceso lógico de la investigación científica. Se interpretan gráficas, ecuaciones y resultados.

Se realizarán 10 prácticas de laboratorio cuyo método será proporcionado por el coordinador de la modalidad de aprendizaje. El trabajo en el laboratorio es por equipo y en cada sesión de laboratorio se plantea una pequeña pregunta de investigación para resolver. Cada equipo es responsable de generar sus ideas de investigación, de organizar y distribuir el trabajo y las actividades en el laboratorio, así como de compartir sus datos.

El reporte de laboratorio es individual. El alumno tendrá una semana de margen para analizar los resultados y reportar en un formato técnico previamente detallado por el coordinador de la modalidad de aprendizaje. Se usan herramientas estadísticas básicas, se revisa literatura pertinente, se argumenta y se concluye objetivamente. Todo lo anterior es primero explicado detalladamente por el coordinador de la modalidad.

Antes del último tercio del semestre el alumno entregará un anteproyecto de lo que será su trabajo de investigación individual. Con la asesoría del coordinador de la modalidad de aprendizaje se orientará al alumno para desarrollar una pregunta problema que sea relevante y factible de contestar usando equipos y laboratorios disponibles en la facultad de ciencias. La investigación puede ser de campo y/o laboratorio y basada en una pregunta de investigación original, en la que se toman muestras vegetales con réplicas, se usa alguna técnica de medición aprendida durante las sesiones de laboratorio, se analizan los resultados usando herramientas estadísticas básicas y se concluye objetivamente. El alumno tendrá el último tercio del semestre para llevar a cabo esta actividad de investigación individual.

### VIII. CRITERIOS DE EVALUACIÓN DE LA ASIGNATURA

Tres exámenes parciales (uno por unidad).....	55 %
Reportes de laboratorio (la forma de reportar los resultados y el formato de cada reporte será indicado a detalle por el coordinador de la modalidad). .....	25 %
Trabajo de investigación (se evaluará el reporte de un trabajo de investigación individual diseñado por el mismo alumno bajo la asesoría del coordinador de la modalidad). .....	15 %
Participación (lectura de un artículo científico por unidad).....	5 %

### IX. BIBLIOGRAFÍA

Básica	Complementaria
<p>Taiz y Zeiger. 2006. Plant Physiology. Fourth Edition, Sinauer Associates, Inc., Publishers. Sunderland, MA, U.S.A. 764 pp.</p> <p>Evert, R. F. 2006. Esau's Plant anatomy: meristems, cells, and tissues of the plant body: their structure, function, and development. 3rd Edition, John and Wiley Sons, Inc. Hoboken, New Jersey, U.S.A. 601 pp.</p> <p>Bell A.D. y A. Bryan. 2008. Plant form: an illustrated guide to flowering plant morphology. Timber Press, Portland, OR, U.S.A. 431 pp.</p>	<p>Lambers, H., F. S. Chapin III y T. L. Pons. 1998. Plant Physiological Ecology. Springer, New York, U.S.A. 540 pp.</p>