

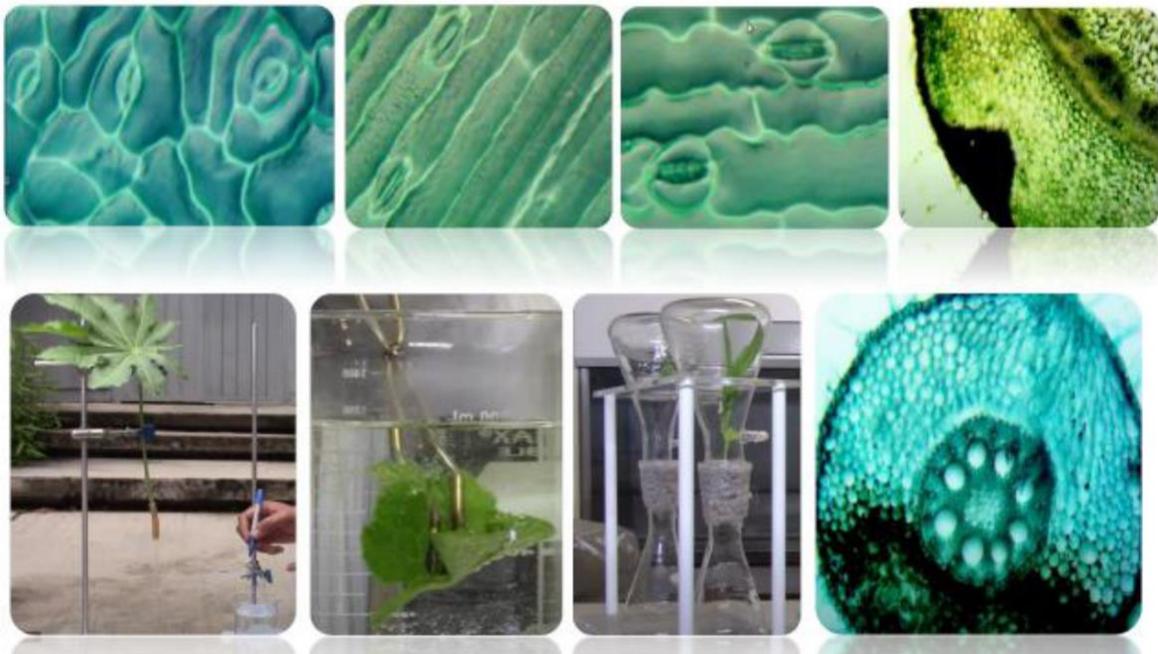


**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN  
NICOLÁS DE HIDALGO  
FACULTAD DE BIOLOGÍA**



**MANUAL DE PRÁCTICAS**

# **LABORATORIO DE FISIOLOGÍA VEGETAL**



**Irene Ávila Díaz**

**María de Lourdes Ballesteros Almanza**

**María Elena Granados García**

**Hugo Alejandro Farías Chagoya**

**Victoriano Roberto Ramírez Rodríguez**

**José Luis Abrego Aranda**

**Marco Aurelio Arciga Sosa**

**Norma Patricia Reyes Martínez**

**Rubén Hernández Morales**

**Morelia, Michoacán, México.**

**Agosto 2025**

## *PRESENTACIÓN*

Para que la especie humana logre un manejo y aprovechamiento, de los recursos vegetales, de forma sustentable y con un enfoque ecológico, es indispensable un conocimiento amplio e integrado de los diferentes niveles y aspectos de la vida de las plantas y el medio que les circunda.

La Fisiología Vegetal, al estudiar los diversos procesos o funciones de autotrofia, homeostasis y reproducción en los vegetales, constituye una asignatura fundamental en la extensa e interminable formación del Biólogo.

La experimentación en el laboratorio es una actividad esencial para el mejor entendimiento de los procesos y conceptos propios de la Fisiología Vegetal. De manera que, mediante la diligente realización de experimentos, la observación cuidadosa, el análisis de los datos observados en cada experimento y la revisión de literatura, se pretende que el estudiante logre los siguientes objetivos generales:

- I. Conocer varios aspectos morfológicos, anatómicos, orgánicos y tisulares de las plantas superiores.
- II. Observar directamente varios de los fenómenos discutidos en la parte teórica del curso.
- III. Ensayar algunas técnicas de laboratorio usadas en el estudio de los procesos fisiológicos de los vegetales.
- IV. Experimentar con aspectos del desarrollo de los vegetales, usando los conceptos y técnicas aprendidos en este y otros cursos.

***NORMAS DE PROCEDIMIENTO***  
***EN EL LABORATORIO DE FISIOLOGÍA VEGETAL***

- \_\_Mostrar interés y dedicación en cada una de las prácticas, mediante la lectura previa y comprensión de la práctica respectiva, lo cual favorecerá el entendimiento de la explicación del instructor del laboratorio.
  
- \_\_Obtener con anticipación el material biológico necesario para cada práctica, esmerándose en la realización y comprensión del experimento.
  
- \_\_Ser cuidadoso y diligente durante el desarrollo de las prácticas, para evitar accidentes, y para un óptimo aprovechamiento de la sesión.
  
- \_\_Usar bata y cubre bocas en cada sesión de laboratorio.
  
- \_\_Cada asistente al laboratorio contará con su Manual de Prácticas.
  
- \_\_Entregar en tiempo y forma un digno reporte de cada práctica realizada.

<b>Evaluación</b>	
Material y Asistencia	5%
Reportes de prácticas	20%
Examen final	15%
Total	40%

## ÍNDICE GENERAL

PRÁCTICA 1. MONTAJE Y MANEJO DE UN CULTIVO HIDROPÓNICO	1
PRÁCTICA 2. MEDIOS DE CULTIVO PARA TEJIDOS VEGETALES Y SU PREPARACIÓN	5
PRÁCTICA 3. CULTIVO <i>in vitro</i>	12
PRÁCTICA 4. POTENCIAL HÍDRICO	15
PRÁCTICA 5. DINÁMICA ESTOMÁTICA	19
PRÁCTICA 6. TRANSPIRACIÓN EN LOS VEGETALES	23
PRÁCTICA 7. LA FOTOSÍNTESIS	27
PRÁCTICA 8. IDENTIFICACIÓN DE PLANTAS C3 y C4	30
PRÁCTICA 9. VIABILIDAD Y GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE PLANTAS SUPERIORES	34
PRÁCTICA 10. EFECTO DE LA AUXINA EN EL CRECIMIENTO DE LA RAÍZ	38
PRÁCTICA 11. EFECTO DEL ÁCIDO GIBERÉLICO SOBRE EL CRECIMIENTO DE UNA PLANTA TIPO ROSETA	41

## PRÁCTICA 1. MONTAJE Y MANEJO DE UN CULTIVO HIDROPÓNICO

### INTRODUCCIÓN

El término hidroponía (“labor en agua”) se refiere a un sistema de producción de vegetales en el que las raíces de las plantas se riegan con una mezcla de elementos nutritivos esenciales disueltos en agua y en el que en lugar de “suelo” se utiliza material inerte como sustrato, o simplemente la misma solución nutritiva.

Los métodos de cultivo en hidroponía suele agruparseles en varias categorías:

- a) Cultivos en solución,
- b) Cultivos en grava,
- c) Cultivos en agregados inertes diversos,
- d) Técnicas misceláneas: aeroponía, cultivos verticales, película nutritiva o NFT (Nutrient Film Technique).

Cada una de estas categorías sólo son modificaciones para incrementar la eficiencia, reducir costos o adaptar el sistema a condiciones que obedecen a propósitos específicos.

### OBJETIVOS

1. Conocer el manejo básico de un cultivo hidropónico.
2. Obtener, mediante el cultivo hidropónico, parte del material biológico requerido en varias de las prácticas del laboratorio de Fisiología Vegetal.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Dos charolas de plástico de diferente tamaño.
- Agrolita.
- Mechero de Bunsen.
- Varilla de vidrio.
- Semillas germinadas de dos especies vegetales, una dicotiledónea y otra monocotiledónea. (Maíz, frijol, trigo, chícharo, cebada, haba, garbanzo, rábano, calabaza, entre otras).

## Reactivos:

- Agua destilada.
- Solución nutritiva de Hoagland, compuesta por las soluciones siguientes:

**Solución A**

<i>Reactivo</i>	<i>gramos/litro</i>
$\text{KH}_2\text{PO}_4$ (fosfato de potasio monobásico)	0.14
$\text{KNO}_3$ (nitrato de potasio)	0.51
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (nitrato de calcio)	1.18
$\text{MgSO}_4$ (sulfato de magnesio)	0.49

**Solución B**

<i>Reactivo</i>	<i>gramos/litro</i>
$\text{H}_3\text{B}_3\text{O}_3$ (ácido bórico)	0.60
$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ (cloruro de manganeso)	0.40
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (sulfato de zinc)	0.05
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ (sulfato de cobre)	0.05
$\text{H}_2\text{MoO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ (ácido molíbdico)	0.02

**Solución C:**

<i>Tartrato de hierro</i>
$\text{FeSO}_4$ al 0.5% + ácido tartárico al 0.4%

## Preparación del cultivo hidropónico.

1. Con una varilla de vidrio caliente hacer varias perforaciones en la base de la charola chica.
2. En la charola chica (perforada en su base) colocar la agrolita necesaria para cubrir llenarla hasta un centímetro abajo del borde.
3. Humedecer la agrolita con solución nutritiva.
4. Nivelar bien la superficie de la agrolita y sobre esta trazar una cuadrícula. En cada vértice de la cuadrícula sembrar una semilla previamente germinada.
5. Colocar la charola con el cultivo dentro de la charola grande, para que esta última reciba los excedentes de la solución nutritiva.
6. Etiquetar la charola chica con los datos siguientes: semestre, sección, equipo, semillas sembradas y fecha.

Preparación de la solución nutritiva.

1. Las tres soluciones se preparan con agua destilada.
2. Pesar las cantidades correspondientes de cada una las sales para preparar las Soluciones B y C, y disolverlas en las cantidades respectivas de agua destilada. Guardarlas en frascos ámbar o cubrirlos con papel aluminio y mantenerlas en refrigeración.
3. Preparar la Solución A en el momento que se vaya a regar el cultivo y adicionarle las cantidades respectivas de las Soluciones B y C según se muestra en la siguiente tabla:

Solución A	Solución B	Solución C
1000 ml	1 ml	1 ml

Nota: regar el cultivo 2 veces por semana.

### CUESTIONARIO

1. ¿Por qué se usa agua destilada en la preparación de la solución nutritiva?

---

---

---

2. ¿Qué tipos de sales se utilizan en la preparación de la solución nutritiva?

---

---

---

3. ¿Qué utilidad pueden tener los cultivos hidropónicos en la Fisiología Vegetal?

---

---

---



## PRÁCTICA 2. MEDIOS DE CULTIVO PARA TEJIDOS VEGETALES Y SU PREPARACIÓN

### INTRODUCCIÓN

Un medio de cultivo es una solución que proporciona los elementos y sustancias que requiere un tejido u organismo para mantener alguna o todas sus funciones biológicas. Para el cultivo de tejidos vegetales existen diversos medios establecidos, dependiendo del uso u objeto de estudio (MS, B5 y White, descritos en la Tabla 1).

Por lo tanto, los medios de cultivo pueden variar en la composición química y en el estado físico requerido (sólidos, semisólidos o líquidos). También se les clasifica según la finalidad para la que se destine el medio:

Medios de adaptación.  
Medios de multiplicación.  
Medios de enraizamiento.  
Medios de conservación.

En general, un medio de cultivo está constituido por macro y micronutrientes, azúcares, vitaminas, aminoácidos, y por reguladores de crecimiento vegetal, los cuales siempre se disuelven en agua desionizada.

Para la obtención de medios semisólidos se requiere adicionar un gelificante (agar) en concentraciones que van desde 0.60 % hasta 1.2 %. El pH del medio debe estar entre 5.7 y 5.8, aunque este puede variar conforme al objetivo del estudio.

La preparación de los medios de cultivo comprenden los siguientes pasos generales:

1. Cálculo y peso de reactivos.
2. Preparación de soluciones concentradas.
3. Preparación del medio de cultivo.
4. Calibración del pH.
5. Adición del agar.
6. Envasado del medio de cultivo.
7. Esterilizado.

Soluciones concentradas.

Las soluciones concentradas son esenciales dado que se almacenan en refrigeración y facilitan la preparación de los medios. En las siguientes

tablas se muestra una lista de preparación de soluciones concentradas (con agua desionizada) para la elaboración del medio MS (Murashige y Skoog, 1962).

Tabla. CONSTITUYENTES DE LOS MEDIOS DE CULTIVO MS, B5 y WHITE (mg/l)

COMPONENTE	MS	B5	WHITE
(NH <sub>4</sub> ) SO <sub>4</sub>		134	
(NH <sub>4</sub> ) NO <sub>3</sub>	1650		
KNO <sub>3</sub>	1900	2500	80
Ca (NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>			300
CaCl <sub>2</sub> · 2H <sub>2</sub> O	440	150	
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	370	250	720
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>			200
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> · H <sub>2</sub> O		150	16.5
KCl			65
FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	27.8	27.8	
Na <sub>2</sub> EDTA	37.3	37.3	
Fe <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub>			2.5
MnSO <sub>4</sub> · 4H <sub>2</sub> O	22.3		7.0
MnSO <sub>4</sub> · H <sub>2</sub> O		10.0	
ZnSO <sub>4</sub> · H <sub>2</sub> O	8.6	2.0	3.0
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	6.2	3.0	1.5
HI	0.83	0.75	0.75
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O	0.25	0.25	
CuSO <sub>4</sub> · 5H <sub>2</sub> O	0.025	0.025	
CoCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	0.025	0.025	
Myo-Inositol	100	100	
Ac. Nicotínico	0.5	1.0	0.5
Piridoxina HCl	0.5	1.0	0.1
Tiamina HCl	0.1	10.0	0.1
Glicina	2.0	3.0	
Ac. Pantoténico			1.0
Sacarosa	30,000	20,000	20,000
pH	5.7 - 5.8	5.5	5.5

### *Preparación de reguladores de crecimiento.*

Los reguladores de crecimiento (auxinas y citocininas) se preparan en soluciones concentradas y deben mantenerse a temperatura de congelación. Se pueden preparar en moles o en mg/l.

### *Preparación de auxinas (AIA, ANA, 2,4-D, AIB).*

Se pesan en tubos de ensaye, se añaden gotas de solución básica (KOH 1N), y se agita suavemente hasta disolución total. Finalmente, aforar con agua desionizada.

**Preparación de citocininas (BA, KIN, 2iP)**

Se pesan en tubos de ensaye, se añaden gotas de solución ácida (HCl 1N), se agita suavemente hasta la disolución total. Por último, aforar con agua desionizada.

Tabla. SOLUCIONES CONCENTRADAS PARA EL MEDIO MS

SOLUCIÓN	Volumen	Cantidad	Alicuota
Reactivos	(ml)	(g)	(ml) <sup>1</sup>
<b>SOLUCIÓN I</b>	<b>50</b>		<b>1</b>
CaCl <sub>2</sub> · 2H <sub>2</sub> O		25	
<b>SOLUCIÓN II</b>	<b>250</b>		<b>1</b>
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O		9.25	
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>		4.25	
<b>SOLUCIÓN III</b>	<b>100</b>		<b>5</b>
FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O		0.577	
Na <sub>2</sub> EDTA		0.745	
<b>SOLUCIÓN IV</b>	<b>100</b>		<b>1</b>
MnSO <sub>4</sub> · 4H <sub>2</sub> O		1.69	
ZnSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O		1.059	
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>		0.62	
KI		0.083	
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O		0.025	
CuSO <sub>4</sub> · 5H <sub>2</sub> O		0.0025	
CoCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O		0.0025	
<b>SOLUCIÓN V (*)</b>	<b>250</b>		<b>10</b>
Myo-Inositol		2.5	
Ac. Nicotínico		0.0125	
Piridoxina HCl		0.0125	
Tiamina HCl		0.0025	
Glicina		0.05	
<b>SOLUCIÓN VI</b>	<b>250</b>		<b>10</b>
(NH <sub>4</sub> ) NO <sub>3</sub>		41.25	
KNO <sub>3</sub>		47.50	

(\*): Guardar la solución a temperatura de congelación.

1: Cantidad en ml para preparar 1000 ml de medio.

**Métodos de cultivos in vitro para la micropropagación.**

Seleccionar las plantas donadoras de explantes (segmentos de plantas), las cuales deben presentar características óptimas de cultivo, libres de enfermedades y en estado de baja productividad (poca proliferación de brotes, flores o frutos). Los explantes a usar en la micropropagación también deben ser cuidadosamente seleccionados. Esto significa usar explantes o tejido cuyo grado de diferenciación se asemeje al tejido parenquimatoso, es decir, tejidos con células que presentan poca lignificación y poco grado de vacuolización.

Se han utilizado explantes de toda la planta:

- Yemas, meristemos, peciolo, hoja y tallo.
- Cotiledones y embriones.
- Anteras, ovarios, polen, raíz, etc.

Actualmente se dispone de bastante literatura sobre especies propagadas in vitro, donde se reportan el medio empleado, el tipo de explante usado, las condiciones de esterilización, de incubación y de esterilización. Cuando se trabaja con especies silvestres o de las cuales no hay información, debe de iniciarse con la experimentación de los denominados "barridos hormonales", usando diferentes tipos de explantes, medios de cultivo, reguladores de crecimiento y condiciones de cultivo.

### **Preparación del área de siembra.**

La preparación del área de siembra es una tarea sencilla pero requiere se realice con diligencia y exactitud para prevenir al máximo la contaminación. Ya sea que se cuente con campana de flujo laminar o con algún sustituto (mecheros de flama alta), se recomienda observar las siguientes precauciones:

1. El área debe estar aislada de corrientes de aire y del tránsito de personas.
2. El área debe ser de materiales fáciles de limpiar.
3. Debe poseer excelente iluminación.
4. Contar con mecheros de gas, mecheros de alcohol, herramientas de disección, algodón y etanol al 70%.

### **Lavado y desinfección del explante.**

Independientemente del tipo de explante, para su lavado y desinfección se utiliza un detergente biodegradable (extrán), agente germicida (alcohol etílico) y el agente desinfectante hipoclorito de sodio (cloro comercial). Los rangos de concentración y tiempos de exposición más usados son:

Sustancia	Concentración	Tiempo de tratamiento (minutos)
EXTRÁN	5 gotas/100 ml	5
ETANOL	70%	2-5
HIPOCLORITO DE SODIO	10-20% de concentración comercial	10-20

Luego de la desinfección, los explantes se someten a lavados continuos (3) con agua destilada estéril en el área aséptica.

### Disección del explante.

Los cortes deben realizarse en el área aséptica sobre cajas de petri, tomando las siguientes precauciones:

- Hacer los cortes entre 0.1 y 0.5 cm de tamaño.
- Evitar dañar severamente al explante.
- Evitar oxidación y deshidratación.
- Sembrar rápidamente en el medio de cultivo respectivo.

### Condiciones de incubación.

Las condiciones de incubación dependerán de la respuesta esperada, del tipo de explante, y de la especie vegetal; aunque las condiciones generales son de 16 h de luz de lámpara fluorescente y 25° C. En ocasiones se requiere oscuridad.

### OBJETIVO

Conocer y ensayar una técnica para la preparación de medios de cultivo, para el cultivo in vitro de tejidos vegetales.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Autoclave
- Vaso de precipitados de 500 ml
- Matraz Erlenmeyer de 500 ml
- Agitador
- Balanza

- Pipetas
- Papel aluminio grueso
- 10 frascos tipo "Gerber"
- KOH 1N
- Medio B
  - 250 ml de medio nutritivo MS + 1 mg/l ANA + 1mg/l BA
  - 0.7 g de agar/100 ml
  - 3 g de sacarosa/100 ml
  - pH 5.75

En un vaso de precipitado de 500 ml vaciar 200 ml de agua desionizada y añadir las alícuotas de las soluciones concentradas (según se indica en la Tabla 2), agregar la sacarosa, agitar, adicionar 0.25 ml de ANA (1 mg/l) y 0.25 ml de BA (1 mg/ml), medir pH (ajustar con KOH 1N), aforar a 250 ml y en un matraz Erlenmeyer de 500 ml agregar el agar. Fundir por 1 minuto a 121° C y 1.5 kg/cm<sup>2</sup> de presión. Vaciar en frascos "Gerber" (20 ml/frasco), sellar con papel aluminio doble y esterilizar por 20 minutos a 121° C y 1.5 kg/cm<sup>2</sup> de presión.

## RESULTADOS

Indicar el porcentaje de contaminación de tus frascos con medio de cultivo.

---

---

---

---

## CUESTIONARIO

1. ¿Por qué se usa agua desionizada en la preparación de las soluciones concentradas?

---

---

---

---

2. ¿Cuál etapa puede considerarse como más crítica o compleja en la preparación de los medios de cultivo?, y ¿Por qué?

---

---

---

---



## PRÁCTICA 3. CULTIVO *in vitro*

### INTRODUCCIÓN

A pesar de que todos los cultivos de tejidos se originan de órganos o de sus secciones, la organización del progenitor no siempre se mantiene durante el desarrollo *in vitro*. Sin embargo, un cultivo de órganos tiene el objetivo de alcanzar, a partir de una estructura organizada, la morfología y la fisiología que lo identifican con los órganos de su especie.

La mayoría de los trabajos se han realizado con primordios de hojas de helecho canela (*Osmunda cinnamomea*), además de primordios muy pequeños de plantas como el "Girasol" (*Helianthus* sp) y el "Tabaco" (*Nicotiana* sp). Los primordios de hoja requieren de un medio nutritivo muy simple para completar su desarrollo.

Las hojas que crecen en cultivo desde el primordio hasta la madurez tienen una forma típica, pero disminuyen tanto en tamaño como en su complejidad morfológica. La reducción en tamaño es el resultado de un decremento en el número celular y no en el tamaño de las células.

El cultivo de hojas se ha usado también en la propagación masiva. Por ejemplo, en el "cafeto" se usan secciones de hoja para obtener embriones somáticos vía formación de un callo intermediario; y con secciones de hoja de "violeta africana" se ha experimentado para obtener brotes, y posteriormente enraizarlos para una multiplicación clonal rápida.

### OBJETIVOS

1. Observar los diferentes estados de desarrollo y la formación de órganos, tales como brotes y raíces, en respuesta al desarrollo de las secciones de hoja de "violeta africana".
2. Demostrar el potencial morfogenético del tejido de hoja en esta especie vegetal.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- 3 vasos con agua destilada estéril
- Un matraz Erlenmeyer de 100 ml
- Una probeta de 100 ml
- Un vaso de precipitado de 100 ml

- 2 cajas Petri estériles
- 2 hojas grandes de "violeta africana"
- Frascos con Medio B

Se usarán hojas jóvenes de violeta africana, de apariencia sana y que no estén dañadas de la lámina; también se utilizarán los peciolo.

### Desinfección de las hojas.

Lavarlas con Extrán (5 gotas en 100 ml de agua) por 5 minutos, sumergirlas en etanol al 70% por 2 minutos y, sumergirlas en cloro comercial al 10% por 10 minutos. Por último, en área aséptica, enjuagar 3 veces con agua destilada estéril.

### Siembra del explante.

En una caja de petri, hacer cortes de hoja de aproximadamente 1 cm<sup>2</sup>, redondos o cuadrados, y sembrar 5 de estos cortes en la superficie del medio de cada frasco. Tapar los frascos con papel aluminio doble y sujetarlo con "Kleen Pack". Incubar en luz a 25° C.

## RESULTADOS

Reportar para cada frasco los cambios ocurridos, cada cuatro días, en los fragmentos de hoja sembrados en el medio, hasta cubrir un total de 28 días.

## CUESTIONARIO

1. ¿Por qué se usan hojas de violeta?

---

---

---

---

2. ¿Con qué objetivo se desinfectan las hojas?

---

---

---

---

3. Cita otras cinco especies vegetales que pudieran usarse en el cultivo *in vitro* de plantas.

---

---

---

---



## PRÁCTICA 4. POTENCIAL HÍDRICO

### INTRODUCCIÓN

El potencial hídrico, es una variable que permite estimar la velocidad con la cual se transportan los líquidos en un organismo vegetal, considerando para ello diferentes factores que pueden influir en el transporte de agua, sabia o bien de sales minerales.

Dicha variable está relacionada con la disponibilidad de agua en el medio en el que crece y se desarrolla el organismo vegetal, manifestando una gama de respuestas fisiológicas al estrés hídrico. Entre las que destacan; la reducción del diámetro celular, un escaso desarrollo de las hojas y la reducción del área foliar. Afectando el metabolismo al aumentar la actividad hidrolítica de las enzimas.

Existen diferentes métodos para medir el potencial hídrico, entre los más comunes se encuentra la bomba de presión Scholander, registrando lecturas con el manómetro en megapascales (MPa), sin embargo, existen otros métodos no especializados que se basan en la pérdida de agua de los tejidos vegetales al someterse a un gradiente de concentración de solutos.

En el desarrollo de la actividad experimental, se pondrán a prueba dos métodos indirectos que permiten determinar y observar el potencial hídrico de un tejido vegetal por medio de un análisis cuantitativo (método gravimétrico) y un análisis cualitativo (método densimétrico).

### OBJETIVOS

Determinar el potencial hídrico de un organismo vegetal por medio del método gravimétrico y el método densimétrico.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Balanza analítica
- Termómetro
- Regla de plástico graduada
- 12 tubos de ensaye
- 1 gradilla
- 1 navaja
- 1 sacabocados
- 1 tubérculo de papa
- Toallas interdobladadas

- Azul de metileno
- Solución de sacarosa (0.05 M, 0.15 M, 0.25 M, 0.5 M, 0.75 M 0.85 M)
- Probeta graduada
- Dos gradillas
- Pinzas curvas
- Charolas de aluminio de 3 cm de largo y ancho
- Agua destilada

## Procedimiento

### A) Método gravimétrico

1. Registrar la temperatura de la sacarosa en °C.
2. Numerar los tubos del 1 al 6.
3. Transferir 10 mL de cada solución de sacarosa en cada tubo por duplicado.
4. Remover la cáscara del tubérculo de papa.
5. Con el sacabocados, extraer una porción del tubérculo de papa (1 cm de largo).
6. Pesar cada uno de los cilindros de papa extraídos anteriormente.
7. Transferir los cilindros de papa en cada uno de los tubos.
8. Dejar reposar 1 hora.
9. Transcurrido el tiempo, extraer la muestra del tubo, remover el exceso de líquido con una toalla interdoblada y pesar de nuevo cada cilindro de la porción del tubérculo.
10. Realizar los cálculos solicitados.

### B) Método densimétrico

1. Colocar una gota de azul de metileno en la solución de sacarosa de cada tubo donde se encontraban los cilindros de papa.
2. Extraer una gota de cada solución con colorante y transferirla a los tubos duplicado con la solución de sacarosa.
3. Observar sin agitar la densidad de la gota.
4. Interpretar las observaciones, relacionando la densidad de la sacarosa con el colorante y la pérdida de agua del tubérculo.

## RESULTADOS

En las tablas siguientes anotar los datos obtenidos en el desarrollo de la práctica.

Tubo	Concentración de Sacarosa (M)	Peso inicial de la muestra de tubérculo (g)	Peso final de la muestra de tubérculo (g)	Cambio de peso en %	Potencial hídrico
1					
2					
3					
4					
5					
6					

Ecuaciones:

$$\text{Cambio de peso en \%} = \frac{\text{Peso final} - \text{Peso inicial}}{\text{Peso inicial}} * 100$$

$$\text{Potencial hídrico} = - (x) * (0.0821) * (y) * (1.0116 \text{ atm})$$

Dónde:

X = concentración de la solución de sacarosa (mol/Kg)

0.0821 = constante de los gases

Y = temperatura de la sacarosa (K)

K=°C+273

1.0116 atm = presión de la ciudad de Morelia Potencial hídrico en MPa

En la siguiente tabla considerar en la sección de interpretación la figura que se presenta posteriormente.

Tubo	Concentración de Sacarosa (M)	Movimiento de la gota	Interpretación
1			
2			
3			
4			
5			
6			



## PRÁCTICA 5. DINÁMICA ESTOMÁTICA

### INTRODUCCIÓN

Los estomas son un mecanismo homeostático que regula las demandas de absorción del CO<sub>2</sub> así como la pérdida de agua. La mayor parte del agua transpirada por una planta es a través de los estomas. Este proceso está controlado por la planta, aunque impuesto por el medio. Por ello, se espera que existan controles de retroalimentación mediante los cuales el H<sub>2</sub>O y el CO<sub>2</sub> determinen la apertura y cierre de los estomas. Hay otros factores, como la luz y la temperatura, que también afectan el movimiento de las células estomáticas.

### OBJETIVOS

1. Observar estructura y disposición de los estomas en diversos tipos de plantas.
2. Inducir el movimiento estomático bajo diferentes condiciones.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Microscopio compuesto.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Tres matraces Erlenmeyer.
- Un vaso de precipitado de 2,000 ml.
- Algodón.
- Un cigarro.
- Navajas.
- Barniz para uñas (incoloro).
- Plantas del cultivo hidropónico.

Método:

Nota 1. Una hora antes de iniciar la práctica regar el cultivo hidropónico.

Nota 2. Observar en el microscopio la estructura, disposición y abundancia relativa de estomas en el haz y envés, tanto de una hoja de monocotiledónea como de una hoja de dicotiledónea.

Nota 3. Para hacer las preparaciones de las epidermis de la hoja y poder observar los estomas usar el método del "colodión" para hojas de monocotiledóneas y el método del "raspado" para dicotiledóneas.

Colocar la preparación en el portaobjetos agregando una gota de agua sobre esta antes de colocar el cubreobjetos.

Nota 4. Realizar los dibujos (o las fotografías) y aportar los datos que se piden en la sección de RESULTADOS.

**Baja concentración de CO<sub>2</sub>.** Colocar dentro de un matraz la hoja de una planta de dicotiledónea, sin desprender la hoja de la planta, dejándola así por dos horas.

**Alta concentración de CO<sub>2</sub>.** Llenar de humo de cigarro un matraz Erlenmeyer y colocar dentro de dicho matraz la hoja de una planta dicotiledónea, sin desprenderla de la planta, dejándola así por dos horas.

Transcurridas las dos horas cortar las hojas de ambos tratamientos y obtener la epidermis inferior de las dos hojas bajo el agua para evitar la deshidratación de las dos preparaciones. Observarlas en el microscopio en 40x para contar el número total de estomas en el campo de observación y también el número de estomas abiertos en el mismo campo.

**Sequía.** Cortar una hoja de una planta dicotiledónea y esperar 20 minutos. De esa hoja realizar una preparación de la epidermis inferior y contar el número de estomas abiertos y número total de estomas en un campo de observación (40x).

**Alta humedad.** Cortar una hoja de dicotiledónea y obtener una preparación de epidermis inferior bajo el agua; en esta preparación contar el número de estomas abiertos y el número total de estomas en el campo de observación.

## RESULTADOS

1. Reportar esquemas de la estructura y distribución de los estomas:
2. Elaborar una tabla donde se compare el número de estomas por campo visual en haz y envés tanto de monocotiledóneas como de dicotiledóneas.
3. En la siguiente tabla aportar los datos que se te piden de estomas abiertos y total de estomas en el envés de las hojas de dicotiledónea, observados bajo cuatro condiciones diferentes.

**ESQUEMAS DE LA ESTRUCTURA Y DENSIDAD DE ESTOMAS DE UNA MONOCOTILEDÓNEA**

HAZ	ENVÉS
-----	-------

**ESQUEMAS DE LA ESTRUCTURA Y DENSIDAD DE ESTOMAS DE UNA DICOTILEDÓNEA**

HAZ	ENVÉS
-----	-------

**TABLA DE LA DENSIDAD DE ESTOMAS Y SU ABERTURA EN LA SECCIÓN DEL ENVÉS DE LA HOJA**

	Baja concentración de CO <sub>2</sub>	Alta concentración de CO <sub>2</sub>	Sequía	Humedad
Número total de Estomas				
Número de estomas abiertos				
Número de estomas cerrados				

## CUESTIONARIO

1. ¿Existe alguna relación entre el número de estomas/cm<sup>2</sup> y la especie de planta?

---

---

---

---

2. Mencionar tres diferencias sobre la estructura y distribución de estomas entre plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas.

---

---

---

---

3. ¿Qué otros factores, además del agua y el CO<sub>2</sub>, influyen en la dinámica estomática?

---

---

---

---

4. Explicar el efecto de la concentración del CO<sub>2</sub> en movimiento estomático.

---

---

---

---

## REFERENCIAS

(Mínimo tres documentos académicos, estructuradas en formato APA con el enlace URL, HTML o DOI, indicando las páginas de consulta)

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

## PRÁCTICA 6. TRANSPIRACIÓN EN LOS VEGETALES

### INTRODUCCIÓN

La transpiración consiste en la pérdida de moléculas de agua por la parte aérea de los vegetales. La liberación de estas moléculas puede seguir varios caminos: las células epidérmicas, las lenticelas o los estomas.

Son varios los factores que determinan la tasa de transpiración. Estos factores pueden ser ambientales (luz, temperatura, humedad relativa, entre otros) o intrínsecos a la planta (área foliar, estructura cuticular, ubicación y abundancia de estomas, etc.).

Se han usado diversos métodos para demostrar y/o medir la transpiración. El método del "potómetro" sirve para medir la velocidad de transpiración y el método del cloruro de cobalto para demostrarla. Ambos métodos son sencillos.

### OBJETIVOS

1. Medir, con el auxilio de un potómetro la velocidad de transpiración de una planta madura.
2. Observar cualitativamente el fenómeno de la transpiración usando el método del cloruro de cobalto.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Soporte universal con dos pinzas para bureta.
- Vaso de precipitado de 2,000 ml.
- Mechero Bunsen o Fisher.
- Tubo de vidrio de 50 cm.
- Manguera para mechero de 10 cm.
- Marcador o plumón.
- Regla de geometría.
- Papel filtro.
- Cuatro portaobjetos.
- Clips grandes.
- Solución de cloruro de cobalto (3%).

- Planta con hojas grandes y delgadas como el "tabaquillo" (*Nicotiana glauca*) o la "higuerilla" (*Ricinus communis*).

A) Método del potómetro:

1. Doblar el tubo de vidrio en cada uno de sus extremos en sentido opuesto.
2. Insertar la manguera de 10 cm en uno de los extremos del tubo de vidrio.
3. Sumergir el tubo en agua para que su interior quede lleno de agua, sin burbujas.
4. Sin sacar el tubo del agua inserta en la manguera unida al tubo la planta por la base de su tallo.
5. Sacar todo del agua (tubo de vidrio+ manguera+ planta). Si el agua dentro del tubo no se sale por gravedad, está listo para usarse; caso contrario hay que hacer todo el montaje de nuevo.
6. Cuando el aparato está listo, introducir una burbuja en el tubo con agua, esta burbuja deberá ser mayor que el diámetro interior del tubo.
7. Introducir el extremo libre del tubo en un recipiente con agua, procurando que la burbuja quede en el primer doblez del tubo.
8. Fijar el aparato en un soporte universal, cuidando que la parte media del tubo quede horizontal y marcar con un plumón la posición inicial de la burbuja.
9. Marcar la posición de la burbuja en el tubo cada 5 minutos hasta tener 4 o 5 marcas en el interior del laboratorio; enseguida llevar todo el aparato para colocarlo en condiciones de luz directa del sol y marcar cada 5 minutos la posición de la burbuja.
10. Desmontar el aparato y medir las distancias entre las marcas en el tubo. Además, medir el diámetro interno del tubo de vidrio.
11. Calcular el área foliar de la planta que se usó en el potómetro. Para esto, pesar  $3\text{ cm}^2$  de hoja, anotar el peso, y ahora pesar todas las

hojas de la planta incluyendo los 3 cm<sup>2</sup> ya pesados; y por regla de tres calcular el área foliar total.

B) Método del cloruro de cobalto:

1. Sumergir dos tiras de papel filtro en una solución de cloruro de cobalto (al 3%) y secarlas cerca de la flama del mechero hasta que se tornen azules, cuidando no quemar el papel.
2. Colocar de forma rápida los dos papeles azules en una hoja de una planta "in situ" que sea de la misma especie de la que se usó en el potómetro, uno en el haz y el otro en el envés de la misma hoja. Empezar a medir el tiempo para registrar los cambios en la coloración de ambos papeles. Cubrir ambos papeles con un portaobjetos cada uno y sujetarlos con clips.
3. Registrar el tiempo que tardan en virar de color ambos papeles, primero de azul a blanco y luego de blanco a rosa pálido.

RESULTADOS

A) Método del potómetro:

Anotar los datos que se necesitan en la tabla siguiente, y a partir de estos datos construir una gráfica con dos curvas: la de tiempo contra volumen transpirado y la de tiempo contra tasa transpiratoria.

TIEMPO (minutos)	DISTANCIA (cm)	VOLUMEN TRANSPIRADO (cm <sup>3</sup> ) ( $\pi * r^2 * d$ )	TASA TRANSPIRATORIA (Vol./área/tiempo )

En la tabla siguiente anotar los tiempos observados para los cambios de coloración en el papel filtro impregnado con la solución de  $\text{CoCl}_2$  (al 3%).

Cambio de color	Haz (segundos)	Envés (segundos)
Azul a blanco		
Blanco a rosa		

### CUESTIONARIO

1. Menciona ventajas y desventajas del método del potómetro.

---

---

---

---

2. ¿Cómo influyen la luz y la temperatura sobre la velocidad de transpiración en las plantas?

---

---

---

---

3. ¿Qué ventajas y desventajas ofrece la transpiración a los vegetales?

---

---

---

---

### REFERENCIAS

(Mínimo tres documentos académicos, estructuradas en formato APA con el enlace URL, HTML o DOI, indicando las páginas de consulta)

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

## PRÁCTICA 7. LA FOTOSÍNTESIS

### INTRODUCCIÓN

La fotosíntesis es el proceso por el cual las plantas capturan la energía luminosa y la transforman en energía química. La energía luminosa absorbida por la clorofila y pigmentos accesorios, es una serie compleja de reacciones en las que existe transferencia de electrones de la clorofila a otras moléculas. En las algas y plantas superiores, a partir de CO<sub>2</sub> y H<sub>2</sub>O, en presencia de luz se desprende oxígeno molecular y se forman hidratos de carbono como la glucosa.



### OBJETIVO

Demostrar el intercambio de gases en la fotosíntesis.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

a) Captura de gas en tubo invertido

- Recipiente transparente de 4 litros de capacidad.
- Embudo de vidrio.
- Tubo de ensaye.
- Marcador o plumón.
- Ácido acético.
- Bicarbonato de sodio.
- Fenolftaleína (1% en etanol al 60%).
- Planta acuática (Elodea o Hydrilla).

Método de tubo invertido:

1. En el recipiente de 4 litros vaciar una solución de bicarbonato de sodio al 1% en cantidad suficiente para cubrir totalmente al embudo colocado en el fondo del recipiente. Sacar el embudo y agregar a la solución de bicarbonato un poco de solución de fenolftaleína hasta que la solución de bicarbonato se torne de color rosa tenue. Ahora, agregar gotas de ácido acético a la solución de bicarbonato hasta que pierda el color rosa, quedando incolora.

2. Introducir en la solución de bicarbonato a la planta (Elodea o Hydrilla) y el embudo boca abajo, de manera que la planta quede dentro del cono del embudo.
3. Sobre el tallo del embudo colocar boca abajo un tubo de ensaye lleno de la solución del mismo recipiente.
4. Mantener todo el sistema (solución de bicarbonato, planta y embudo con tubo) en condiciones de laboratorio por 45 minutos, marcando en el tubo cada 15 minutos el espacio ocupado por la burbuja en crecimiento dentro del tubo.
5. Llevar el sistema a la luz directa del sol para marcar en el tubo, cada 15 minutos, los aumentos de tamaño de la burbuja por 45 minutos.
6. Observar posibles cambios en la coloración de la solución.
7. Con el auxilio de agua y una pipeta graduada de 1 ml (1/100), medir en el tubo de ensaye el volumen ocupado por la burbuja en cada una de las marcas.

## RESULTADOS

1. Aportar los datos de la siguiente tabla.

TIEMPO (minutos)	GAS ACUMULADO EN EL TUBO	
	En el laboratorio	Luz directa del sol
15		
30		
45		

2. Construir una gráfica con los datos de la tabla anterior.





## PRÁCTICA 8. IDENTIFICACIÓN DE PLANTAS C3 y C4

### INTRODUCCIÓN

Los aspectos morfológicos y anatómicos de los vegetales están estrechamente relacionados con los aspectos fisiológicos y estos a su vez dependen del ambiente en donde se habitan tales plantas.

En el proceso fotosintético de las plantas superiores se ha encontrado que existen variantes en la fijación de CO<sub>2</sub>, que muestran aspectos que hacen más eficiente este proceso o se adaptan mejor a las condiciones de un medio cambiante.

En las plantas C3 la RuDP tiene la desventaja de que sólo capta el CO<sub>2</sub> cuando hay altas concentraciones de este gas; cosa que no ocurre en las plantas C4, donde la PEP es muy eficiente a bajas concentraciones de CO<sub>2</sub>.

Una forma de diferenciar entre las plantas C3 y las C4 es a través de su anatomía, dado que las hojas de plantas C3 presentan células de parénquima en empalizada, y las plantas C4 tienen células de la vaina del haz y células del mesófilo, conformando una anatomía especial llamada tipo Kranz.

Otra manera de identificar ambos tipos de vegetales es por el patrón de acumulación del almidón en las hojas. En las plantas C4 las células de la vaina del haz realizan el ciclo de Kalvin, en cambio, en las plantas C3 los azúcares se acumulan en las células del parénquima (empalizada y esponjoso). Por lo tanto, si se extraen los pigmentos de una hoja y se tiñe el almidón con lugol, se esperaría que en las plantas C4 se tiñesen preferentemente las nervaduras de la lámina por lo que se formaría una especie de red; por su parte en las plantas C3 se teñiría uniformemente la lámina.

### OBJETIVOS

1. Identificar plantas C3 y C4 a través del patrón de distribución de almidón en la lámina foliar.
2. Observar diferencias anatómicas entre las hojas de plantas C3 y C4.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Microscopio estereoscópico.
- Microscopio compuesto.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Matraz Erlenmeyer.
- Caja de Petri.
- Baño María.
- Navajas.
- Alcohol al 80%.
- Lugol.
- Hojas frescas de frijol, trigo, maíz, quelite, pasto y verdolaga.

Método:

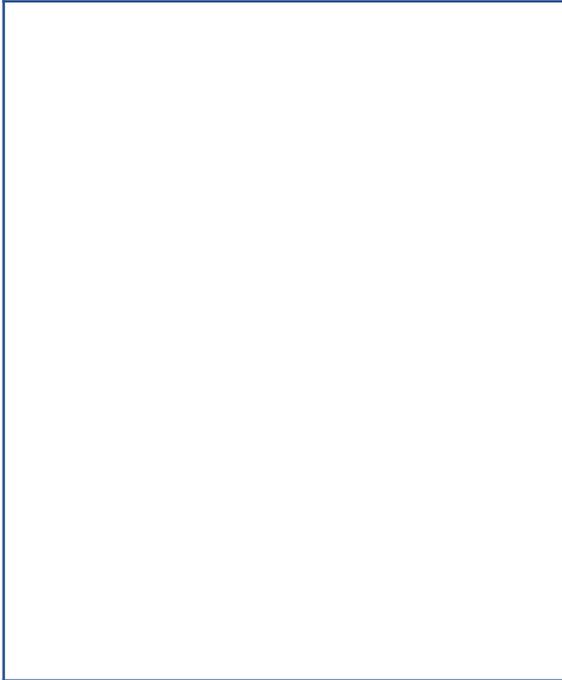
1. Sumergir las hojas por un minuto en agua en ebullición.
2. Colocar las hojas hervidas en alcohol (al 80%) en un matraz Erlenmeyer y ponerlo en baño maría hasta que las hojas pierdan totalmente el color verde. Cambiar el alcohol del matraz cuantas veces sea necesario para lograr una extracción óptima de los pigmentos de las hojas.
3. Pasar las hojas decoloradas a una caja de petri con agua por cinco minutos.
4. Tirar el agua de la caja de petri. Cubrir las hojas, en la caja, con la solución de lugol por cinco minutos; y lavar las hojas con agua para quitarles el exceso de lugol.
5. Observar las hojas en el microscopio estereoscópico para determinar el patrón de tinción de almidón en cada una de las hojas tratadas.

Tomar otro grupo de hojas de las mismas especies de plantas que se usaron en el método de tinción de almidón y realizar cortes transversales para observar en el microscopio compuesto la anatomía transversal de cada tipo de hoja. Realizar los dibujos respectivos.

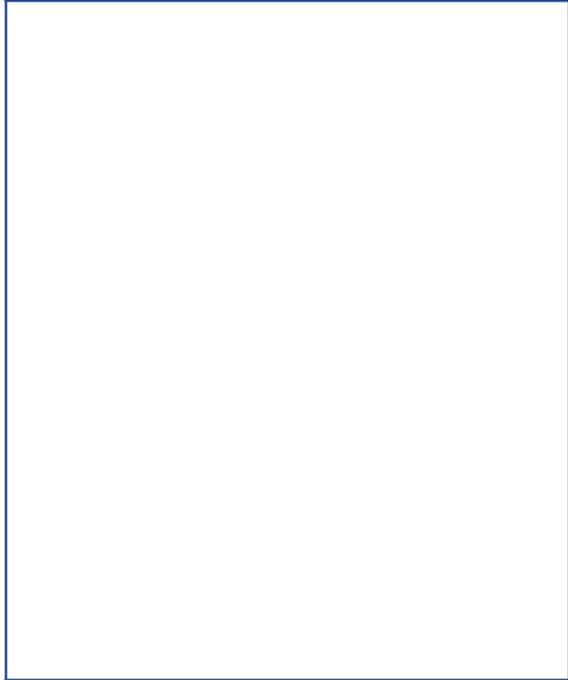
## RESULTADOS

### ESQUEMA DEL PATRÓN DE TINCIÓN DE ALMIDÓN

PLANTAS C3

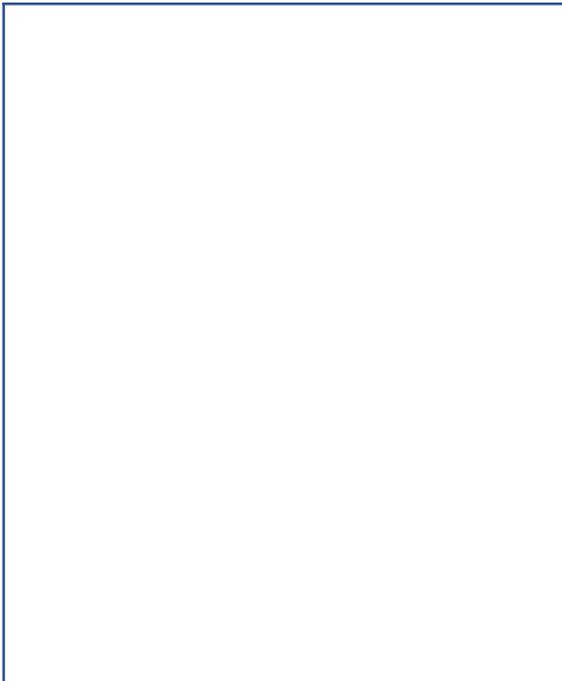


PLANTAS C4

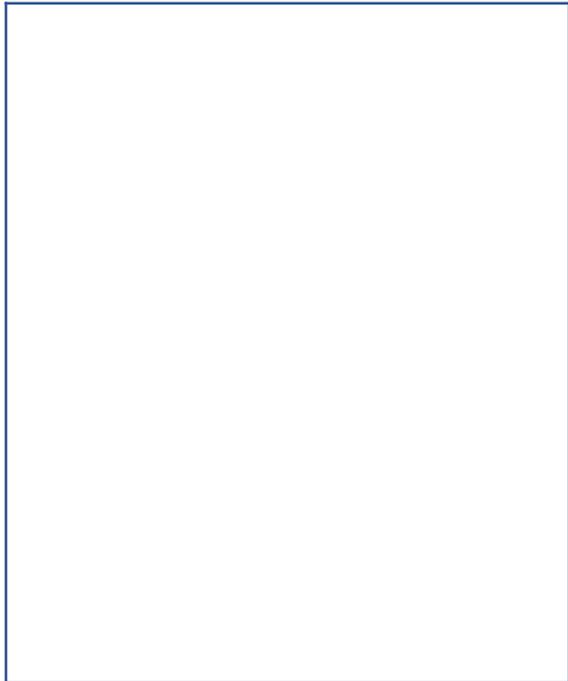


### ESQUEMA DE LA ANATOMÍA TRANSVERSAL DE LA HOJA

PLANTAS C3



PLANTAS C4





## PRÁCTICA 9. VIABILIDAD Y GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE PLANTAS SUPERIORES

### INTRODUCCIÓN

La germinación de las semillas consiste en la reiniciación del desarrollo del embrión hasta el establecimiento de la plántula. El tiempo que la semilla conserva su capacidad para germinar (viabilidad), una vez que es producida por la planta, depende principalmente de la especie, aunque también influyen factores externos. Es común expresar la viabilidad en porcentaje de semillas germinadas a determinada edad.

Muchas semillas viables germinan tan pronto se presentan las condiciones externas favorables (humedad, temperatura o luz), mientras que otras no lo hacen debido a factores internos, es decir, tales semillas presentan latencia. Esta latencia puede deberse a varios mecanismos como: dureza de la testa, inhibidores químicos, requerimiento de un periodo de baja temperatura (estratificación), o impermeabilidad de la testa al oxígeno y al agua.

### OBJETIVOS

1. Determinar viabilidad en semillas.
2. Demostrar el efecto de la impermeabilidad de la testa durante la latencia.
3. Comprobar el efecto de inhibidores y estimuladores químicos sobre la germinación.

### MATERIALES Y MÉTODOS

Material por equipo:

- Siete platos desechables.
- Navajas
- Servilletas de papel.
- Solución de NaCl 0.3 M. (PM/10 x 3/1000ml)
- Solución de Tiourea al 0.5%. (5g/1000ml)
- Solución de 2, 3, 5 trifenil-tetrazolium (0.2%). (0.1g/50ml) 50 semillas de alfalfa.
- 50 semillas de cebada.
- 200 semillas de lechuga.

Métodos:

A) Determinación de viabilidad.

1. Seleccionar 20 semillas de cebada, previamente sumergidas en agua por un mínimo de 2 horas.
2. De las veinte, colocar 10 en un plato que contenga 5 servilletas de papel y adicionarles agua. Cubrir el plato con papel aluminio y luego de 4 días verificar el porcentaje de germinación.
3. Las 10 semillas restantes cortarlas por la mitad y colocarlas en una caja de petri; adiciona la solución de Tetrazolium sobre las semillas partidas y cubrir la caja con papel aluminio. Luego de una hora contar las semillas que se tiñeron de un color rojizo.

B) Efecto de la testa sobre la latencia.

1. Seleccionar 20 semillas de alfalfa y, de estas, colocar 10 en un plato que contenga 5 servilletas de papel y adicionar agua suficiente para humedecerlas.
2. A las 10 semillas restantes practicarles una pequeña fisura en la testa, procurando no cortar al embrión, y colocarlas en plato con 5 servilletas de papel húmedas.
3. Cubrir ambos platos con papel aluminio; y a los 7 días verificar y registrar los porcentajes de germinación de ambos tratamientos.

C) Efecto de compuestos químicos sobre la germinación.

1. Colocar en un plato 5 servilletas de papel y, sobre estas, colocar 50 semillas de lechuga; ahora adicionar la solución de tiourea sobre las semillas. Cubrir el plato con papel aluminio y a las 24 horas cambiar las 50 semillas a otro plato que contenga servilletas de papel humedecidas sólo con agua, cubriendo nuevamente el plato con papel aluminio.
2. En otro plato colocar 5 servilletas de papel y 50 semillas de lechuga, adicionando la solución de NaCl y cubrir el plato con papel aluminio.
3. En un plato más, colocar 5 servilletas de papel y 50 semillas de lechuga, humedeciendo las servilletas sólo con agua y, por último, cubrir el plato con papel aluminio.
4. A los tres días, registrar los porcentajes de germinación de cada uno de los tres tratamientos.

## RESULTADOS

Suministrar los datos requeridos en las siguientes tablas.

### Semillas de CEBADA

	Prueba directa (GERMINACIÓN)	Prueba indirecta (TETRAZOLIUM)
Viabilidad (%)		

### Semillas de ALFALFA

	Semillas sin fisura	Semillas con fisura
Germinación (%)		

### Semillas de LECHUGA

	Tiourea	NaCl	Agua
Germinación (%)			

## CUESTIONARIO

1. ¿Por qué se tornan rojizas las semillas tratadas con tetrazolium?

---



---



---



---

2. Interpreta los resultados sobre el efecto de la testa en la latencia.

---



---



---



---

3. ¿Cuáles fueron los efectos de la tiourea y el NaCl sobre la germinación?

---



---



---



---



## PRÁCTICA 10. EFECTO DE LA AUXINA EN EL CRECIMIENTO DE LA RAÍZ

### INTRODUCCIÓN

La evidencia experimental parece indicar que el crecimiento de la raíz generalmente está controlado por la auxina. La concentración óptima de AIA necesaria para el desarrollo de la raíz es muy baja.

En la raíz, así como en otros tejidos, es muy probable que el tipo y velocidad de desarrollo dependa no sólo de la presencia de fitorreguladores, sino del balance entre ellos.

### OBJETIVOS

1. Observar el efecto de la auxina sobre el crecimiento de la raíz.
2. Ensayar la preparación de soluciones seriadas.

### MATERIALES Y MÉTODO

Material por equipo:

- Dos probetas de 100 ml.
- Cuatro vasos de precipitado de 200 ml.
- Pipetas graduadas de 5 o 10 ml.
- Papel aluminio.
- Regla de 30 cm.
- Solución de auxina (0.1 ppm).
- Cinco platos desechables.
- Servilletas de papel.
- 150 semillas de lechuga, germinadas.

Método:

Poner a germinar las 150 semillas de lechuga tres días antes de la práctica.

1. Marcar los cinco platos indicando la concentración de auxina en cada uno (0.00, 0.10, 0.01, 0.001 y 0.0001 ppm).
2. Colocar en cada plato una pila de 5 servilletas de papel.
3. Vaciar en cada plato, sobre las servilletas, la solución de auxina respectiva; en el plato marcado como 0.00 sólo adicionar agua.
4. De las 150 semillas germinadas, seleccionar 100 plántulas que tengan raíces de tamaños similares, y repartirlas en grupos de 20

por plato. Cubrir los 5 platos con papel aluminio y dejarlos así por 24 horas, aproximadamente.

- Al día siguiente, medir la longitud de la raíz de cada una de las 20 plántulas de cada plato. Calcular la media para cada uno de los 5 tratamientos.

## RESULTADOS

- Completar la siguiente tabla.

Concentración de AIA (ppm)

	0.1	0.01	0.001	0.0001	0.00
Media de la longitud de 20 raíces de cada tratamiento					

- Con los datos de la tabla construir una gráfica.



- Discutir los resultados obtenidos.

---

---

---

---



## **PRÁCTICA 11. EFECTO DEL ÁCIDO GIBERÉLICO SOBRE EL CRECIMIENTO DE UNA PLANTA TIPO ROSETA**

### **INTRODUCCIÓN**

La mayoría de las actividades fisiológicas de los vegetales están reguladas por un conjunto de sustancias denominadas fitorreguladores o reguladores del crecimiento, cuyos efectos en las plantas son variados.

El estudio de los efectos de estos fitorreguladores ha permitido conocer algunos aspectos de la fisiología de las plantas, y su utilización ha beneficiado al campo de la agricultura.

### **OBJETIVOS**

1. Observar el efecto del ácido giberélico en una planta tipo roseta.
2. Ensayar la preparación de soluciones seriadas.

### **MATERIALES Y MÉTODO**

Material por equipo:

- Dos probetas de 100 ml.
- Cuatro vasos de precipitado de 200 ml.
- Dos pipetas graduadas de 5 o 10 ml.
- Solución de ácido giberélico, a 100 ppm.
- 6 platos desechables.
- Servilletas de papel.
- 200 semillas de lechuga, germinadas.

Método:

Poner a germinar 200 semillas de lechuga tres días antes de la práctica. A partir de la solución de ácido giberélico de 100 ppm preparar cuatro diluciones: 10.0 ppm, 1.0 ppm, 0.1 ppm y 0.01 ppm.

1. Marcar los seis platos indicando la concentración de ácido giberélico en cada uno (100.0, 10.0, 1.0, 0.1, 0.01 y 0.00 ppm).
2. Colocar en cada plato una pila de 5 servilletas de papel.
3. Vaciar en cada plato, sobre las servilletas, la solución de ácido giberélico respectiva; en el plato marcado como 0.00 sólo adicionar agua.

- De las 200 semillas germinadas, seleccionar 120 plántulas que tengan tamaños similares, y repartirlas en grupos de 20 por plato. Cubrir cada uno de los platos con otro plato y dejarlos bajo luz difusa por 5 días, aproximadamente. Diariamente revisar que las servilletas tengan suficiente humedad, sí no, adicionar un poco de agua.
- Al final de los cinco días medir la longitud de los 20 hipocotilos de cada tratamiento. Calcular la media para cada uno de los 6 tratamientos.

## RESULTADOS

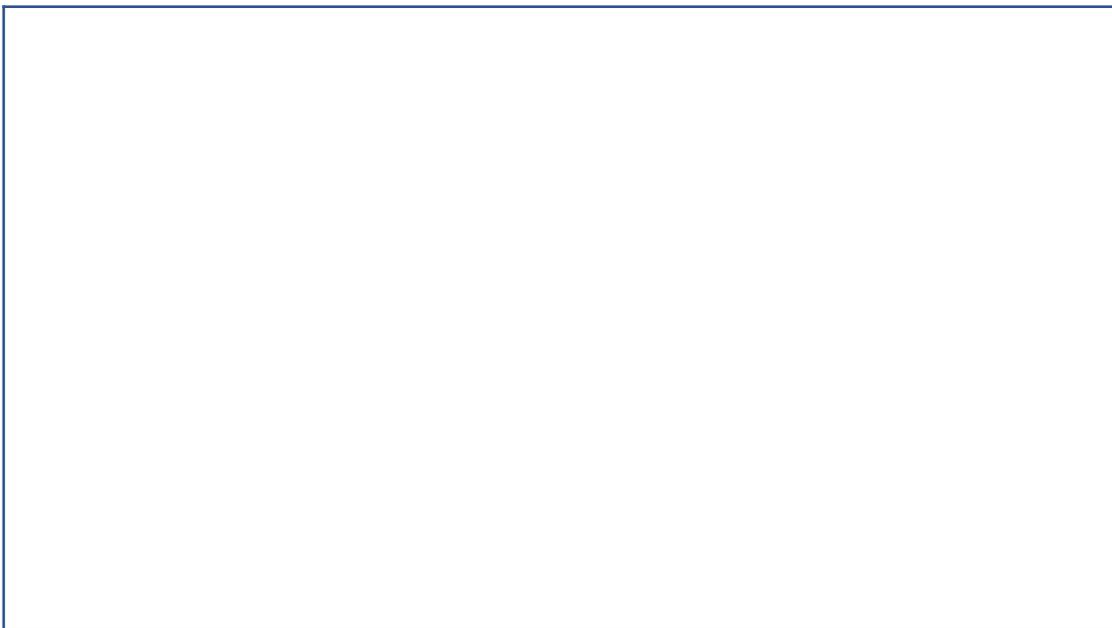
- Completar la siguiente tabla:

Concentración de ácido giberélico (ppm)

	100.00	10.00	1.00	0.10	0.01	0.00
Media de la longitud de 20 hipocotilos de cada tratamiento						

---

- Con los datos de la tabla construir una gráfica.



## CUESTIONARIO

1. ¿Por qué se usan semillas de lechuga en este experimento?

---

---

---

2. Discutir los resultados.

---

---

---

3. ¿Qué otros efectos tiene el ácido giberélico en los vegetales?

---

---

---

4. Menciona las aplicaciones del ácido giberélico en la agricultura.

---

---

---

## REFERENCIAS

(Mínimo tres documentos académicos, estructuradas en formato APA con el enlace URL, HTML o DOI, indicando las páginas de consulta)

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---