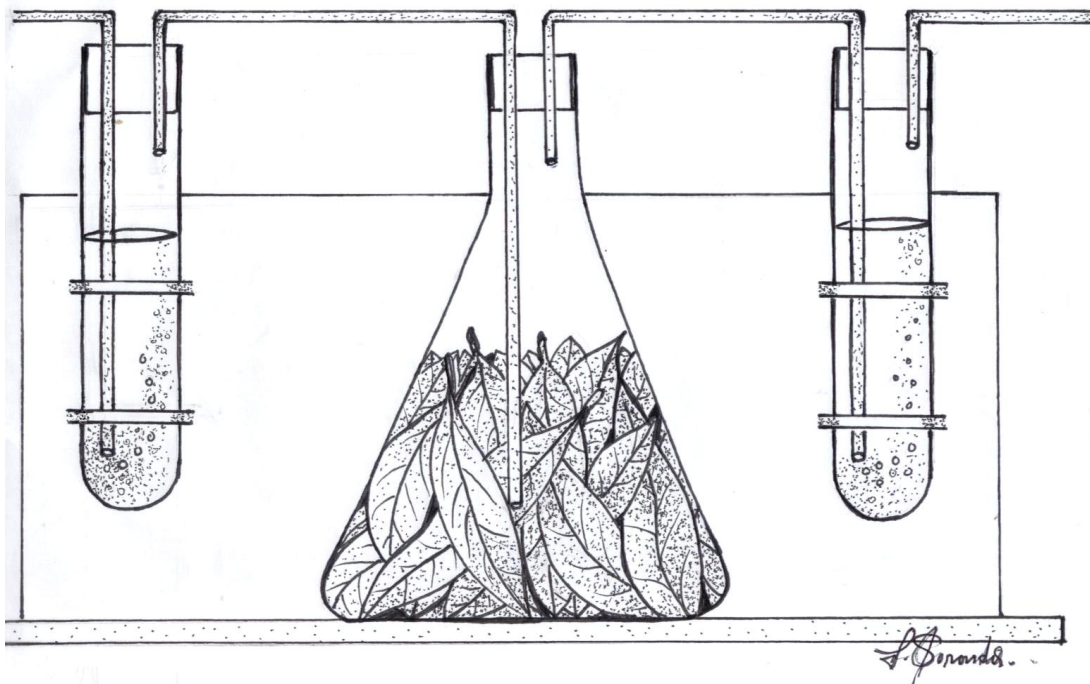




**UNIVERSIDAD CENTROCCIDENTAL
LISANDRO ALVARADO
DECANATO DE AGRONOMIA
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



MANUAL DE PRÁCTICAS FISIOLOGIA VEGETAL



TARABANA, ABRIL 2010

PREFACIO

El presente Manual corresponde a la más reciente revisión y actualización de las prácticas de Fisiología. En esta edición se incorporan nuevas experiencia en las sesiones de prácticas, y nuevas prácticas, así como también la renovación de las anteriores con base a la experiencia obtenida en el transcurso de los años de labores académicas. Los experimentos provienen de diversas fuentes, pero generalmente han sido adaptados y modificados por el autor. En otros casos provienen de la experiencia personal. Son experimentos clásicos para en la parte experimental de la asignatura. También se han renovado, casi en su totalidad, los aspectos introductorios de cada sesión de práctica.

Para algunas experiencias se incluye la tabla de resultados ya estructurada, para otras se le pide al alumno diseñarla y/o elaborar graficas. Otra novedad importante se relaciona con la incorporación de nuevo material gráfico, que sustituye figuras y cuadros anteriores para adaptarse a la metodología actualizada.

En cada sesión práctica se incluyen preguntas conducentes a la consolidación de conocimientos, haciendo referencia a aspectos aplicados o “de campo” y que en muchos casos no son deducibles directamente de los resultados experimentales; de esta manera se espera estimular al estudiante a la búsqueda de información y adquirir destrezas en la síntesis e interpretación de la misma. Por otra parte tambien se recomienda literatura, disponible en la biblioteca y/o por vía electrónica.

También se incluye como novedad, emplear los resultados de la práctica correspondiente a Factores que afectan el crecimiento vegetativo como base para la elaboración de la actividad de seminario, lo que constituye un aspecto completamente integrador.

Adicionalmente se renueva la introducción y normas del laboratorio e incorporan un aparte para explicar la metodología y cronogramas de trabajos y evaluaciones, así como tres apéndices: Elaboración de gráficas, Normas y recomendaciones básicas para las presentaciones de seminario y como hacer un reporte científico para la actividad de seminario.

Con estos cambios, el autor confía que la nueva versión será más agradable y ajustada a las necesidades de la asignatura. Así mismo, queremos expresar nuestro agradecimiento al Ing^o Leonel Sorondo por su colaboración desinteresada al dibujar los diagramas de las actividades.

María Elena Arboleda
Enero, 2010

PREFACIO

El presente Manual corresponde a la más reciente revisión y actualización de las prácticas de Fisiología. En esta edición se incorporan nuevas experiencias en las sesiones de prácticas, y nuevas prácticas, así como también se han renovado las anteriores con base a la experiencia obtenida en el transcurso de los años de labores académicas. Los experimentos provienen de diversas fuentes, pero generalmente han sido adaptados y modificados por el autor. En otros casos provienen de la experiencia personal. También se han renovado, casi en su totalidad, los aspectos introductorios de cada sesión de práctica.

Para algunas experiencias se incluye la tabla de resultados ya estructurada, para otras se le pide al alumno diseñarla y/o elaborar gráficas. Otra novedad importante se relaciona con la incorporación de nuevo material gráfico, que sustituye figuras y cuadros anteriores para adaptarse a la metodología actualizada.

En cada sesión práctica se incluyen preguntas conducentes a la consolidación de conocimientos, haciendo referencia a aspectos aplicados o “de campo” y que en muchos casos no son deducibles directamente de los resultados experimentales; de esta manera se espera estimular al estudiante a la búsqueda de información y adquirir destrezas en la síntesis e interpretación de la misma. Por otra parte también se recomienda literatura, disponible en la biblioteca y/o por vía electrónica.

También se incluye como novedad, emplear los resultados de la práctica correspondiente a Factores que afectan el crecimiento vegetativo como base para la elaboración de la actividad de seminario, lo que constituye un aspecto completamente integrador.

Adicionalmente se renueva la introducción y normas del laboratorio e incorporan un aparte para explicar la metodología y cronogramas de trabajos y evaluaciones, así como tres apéndices: Elaboración de gráficas, Normas y recomendaciones básicas para las presentaciones de seminario y como hacer un reporte científico para la actividad de seminario.

Con estos cambios, el autor confía que la nueva versión será más agradable y ajustada a las necesidades de la asignatura. Así mismo, queremos expresar nuestro agradecimiento al Ing^o Leonel Sorondo por su colaboración desinteresada al dibujar los diagramas de las actividades.

María Elena Arboleda
Enero, 2010

INSTRUCCIONES SOBRE EL MANUAL

El estudiante debe leer y tratar de comprender, hasta donde sea posible, las indicaciones de la practica a realizar, antes de entrar al laboratorio. La introducción de cada práctica contiene información general como contexto a las actividades, así como los objetivos de las mismas.

Los resultados de algunas de experiencias pueden observarse en la misma sesión de actividades, pero otras requieren de observaciones posteriores. Esto se debe, principalmente, al tiempo que requieren las plantas para su crecimiento y desarrollo, por lo que muchos procesos fisiológicos no se observan inmediatamente. Una vez montados los experimentos, el estudiante debe realizar las observaciones con las especificidades, frecuencia y en el lapso indicado para ello. Al finalizar cada experiencia, se encuentra un aparte para consolidación de conocimientos; el estudiante debe responder las preguntas realizadas, en su **cuaderno de práctica**.

Generalmente las experiencias se montan en grupos pequeños, lo que disminuye los requerimientos individuales para las observaciones. Sin embargo, los reportes, tablas, gráficas, cálculos, discusiones, etc. sobre los resultados, deben realizarse individualmente.

NORMAS DEL LABORATORIO DE FISIOLOGÍA VEGETAL.

1. El estudiante debe mantener el mismo grupo y sección, en el cual se inscribió al principio del semestre.
2. El alumno debe llegar puntualmente a la práctica, pasados 10 minutos podrá realizar la práctica sin derecho a asistencia, después de 15 minutos de iniciada la sesión, no se permitirá entrar al laboratorio.
3. La inasistencia al 20% de las actividades (incluyendo la consulta y exposiciones de seminarios) obliga a la pérdida de la materia.
4. Es obligatorio el uso de bata, en aceptables condiciones de higiene, para realizar las actividades en el laboratorio.
5. Se prohíbe fumar, comer y beber dentro del área del laboratorio. Se recomienda lavarse las manos antes y después de cada actividad.
6. Se deben mantener apagados los celulares, Black Berries, Ipod o equipo de naturaleza similar.
7. No se permite retirarse de la práctica sin causa justificada.
8. No se permite el tránsito o permanencia en el laboratorio de personas ajenas a la actividad programada.
9. Antes de realizar la práctica, se deben leer muy bien las instrucciones del manual a fin de evitar cometer errores que generalmente traen como consecuencia pérdida de tiempo (el cual no se recupera), materiales y reactivos (actualmente muy costosos).
10. El trabajo realizado en el laboratorio ya sea individual o en grupo, deberá ser de acuerdo a las instrucciones dadas al inicio de la sesión de trabajo y a las que se encuentren en la práctica correspondiente, si procede.
11. El personal técnico suministrara los reactivos y materiales que se utilizaran en cada práctica. En el caso de reactivos deben estar claramente identificados y cuando estos sean de uso común deben ser utilizados y regresados inmediatamente a su lugar o en su defecto utilizarlo solo en el sitio fijado para el reactivo en particular.
12. El alumno deberá hacerse responsable del buen uso de los materiales no desechables, como equipos y cristalería.
13. El área de trabajo debe quedar limpia y ordenada al finalizar la práctica.
14. El estudiante no debe sacar ni retirar materiales de los estantes sin previa autorización.
15. En caso de encontrar algún equipo, instrumento o materiales de laboratorio dañado, el estudiante debe avisar inmediatamente al profesor encargado de la práctica, técnico o auxiliar de laboratorio.

PROGRAMACION DE PRÁCTICAS

SEMANA	PRACTICA	
1		
2	POTENCIALES	
3	PÉRDIDA DE AGUA EN LAS PLANTAS	
4	FACTORES QUE AFECTAN TRANSPIRACION	
5	ABSORCIÓN	
6	Factores abióticos que afectan crecimiento vegetativo	
7	HORMONAS	
8	EXPLICACIÓN	
9	I EXAMEN PRACTICO	
10	NUTRICIÓN	
11	GERMINACIÓN	
12	RESPIRACIÓN	
13	Consulta seminario	
14	EXPLICACIÓN	
15	II Parcial Practico	
16	Presentación seminario	

EVALUACION

La evaluación de las actividades prácticas representa un 40% de la calificación final, distribuida como se especifica a continuación:

Actividad de Evaluación	Porcentaje (%)	Puntos netos
I Examen Práctico	15	3
II Examen Práctico	15	3
Seminario	10	2
Total	40	8

PRÁCTICA N° 1
DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL HÍDRICO Y CONTENIDO DE
AGUA DE UN TEJIDO VEGETAL DE UN TEJIDO VEGETAL

INTRODUCCIÓN

El concepto de potencial hídrico permite caracterizar la condición hídrica de un medio, bien sea celular, tisular y/o edáfico, además de ayudarnos a comprender y predecir la dirección y velocidad como se mueve el agua en el sistema suelo-planta-atmósfera. Es un concepto dinámico y sus valores cambian de acuerdo a las variaciones de sus componentes: potencial osmótico ($\Psi\pi$) y potencial presión (Ψ_p).

Existen varios métodos para determinar el valor del potencial hídrico de un tejido vegetal. La cámara de presión o de Scholander y el psicometro a termocupla son los más importantes. Existen otros, menos precisos pero clásicos para las practicas de Fisiología Vegetal, entre los que se encuentran: Método de cambio de masa (gravimétrico) y el método Chardakov (densitometrico). Estos se basan en el principio que un tejido vegetal colocado en un medio isotónico, ni gana ni pierde agua, estableciéndose un equilibrio hídrico en el cual sus potenciales hídricos se igualan, así Ψ solución será igual al Ψ del tejido vegetal. Posteriormente mediante la ecuación de Van Hoff se puede calcular el Ψ de la solución teniéndose entonces indirectamente, el Ψ del tejido vegetal.

OBJETIVOS

1. Observar los cambios de turgencia que ocurren en las células vegetales cuando están en contacto con medios hipertónicos, hipotónicos e isotónicos.
2. Determinar el potencial hídrico de tejidos vegetales mediante los métodos gravimétricos y densitométrico
3. Evaluar cada método en busca de fuentes de error.
4. Calcular el contenido hídrico de un tejido celular.
5. Diferenciar entre contenido de agua y potencial hídrico.

MATERIALES A UTILIZAR

Cebolla morada

Papas

Hojas de zebrina

Soluciones de sacarosa

Azul de Metileno

Balanza

Microscopio

Cubre objetos

Gotero

Pipeta Pasteur

Porta objetos

Sacabocados

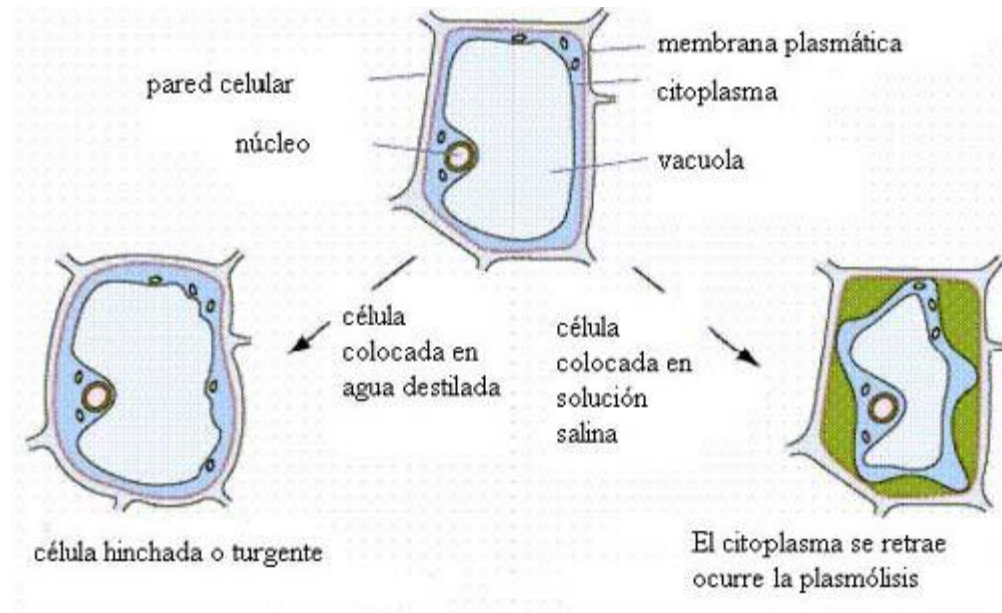
Tubos de ensayo

Vasos de precipitado

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Cambios de turgencia celular

1. Corte trozos de epidermis de cebolla morada y hojas de zebrina
2. Ponga cada trozo en un portaobjeto.
3. Añada en cada portaobjeto, con un gotero, soluciones de sacarosa de: 0.15 M, 0.35 M, 0.40 M, 0.80M; espere unos minutos y luego coloque sobre el tejido un cubreobjeto. Trabaje rápidamente, pero con cuidado para que el tejido no se deshidrate
4. Observe al microscopio, las condiciones celulares en cada solución.
5. Describa los cambios celulares observados entre las soluciones



Fuente: www.forest.ula.ve/~rubenhg/relahid/imagenes/imag5.jp

Figura 1. Cambios en la turgencia celular según el medio en contacto con el tejido

Experimento N° 2. Determinación del potencial hídrico mediante el método del cambio de masa (gravimétrico).

Este método consiste en sumergir trozos iguales de un tejido suculento, previamente pesados, en soluciones de potencial hídrico conocido. Pasado un tiempo

se vuelve a determinar la masa de cada trozo. Aquel trozo que no cambie de masa, tendrá el mismo potencial hídrico de la solución en la cual había sido sumergido.

Procedimiento

1. Tome ocho tubos de vidrio y llénelos, hasta aproximadamente la mitad, con soluciones de sacarosa de 0.1M, 0.2M, 0.3M, 0.4M, 0.5M, 0.6M, 0.7M y 0.8 M. Identifique previamente los tubos con la concentración solución de sacarosa añadida.
2. Tome un sacabocados y extraiga ocho (8) trozos de papa de aproximadamente 2 cm de largo. Mantenga todas las secciones en una placa de petri tapado para evitar la deshidratación del tejido.
3. Péselos en forma individual y anote la masa inicial.
4. En la medida que vaya pesando, sumerja el cilindro de papa en cada solución de sacarosa. Coloque la gradilla con los tubos de ensayo en el espacio destinado para tal fin.
5. Después de 24 horas, extraiga el cilindro de papa y elimine cuidadosamente el exceso de líquido con papel absorbente. Pese nuevamente y anote la masa final.
6. Tome nota de la temperatura ambiente.
7. Complete la tabla a continuación:

Tabla 1. Efecto de la concentración de sacarosa en la variación de masa del tejido vegetal

Concentración de sacarosa (M)	Masa inicial (g)	Masa final (g)	Cambio de masa (final - inicial)	% de cambio de masa
0,1				
0,2				
0,3				
0,4				
0,5				
0,6				
0,7				
0,8				

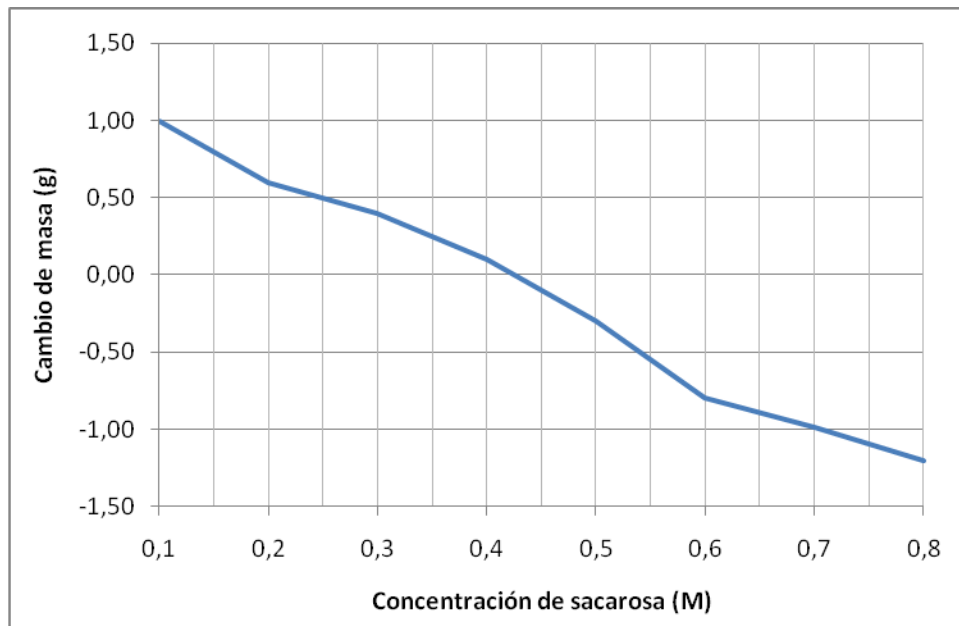
Determine el cambio de masa en porcentaje, mediante la fórmula:

$$\% \text{ de cambio de masa} = \frac{\text{masa final} - \text{masa inicial}}{\text{masa inicial}} \times 100$$

Nota: cuando el resultado de negativo, significa que el tejido perdió masa.

8. Grafique la relación entre el cambio de masa y la concentración de sacarosa. Interpole la concentración de sacarosa donde el cambio de masa haya sido cero. (ver figura 2).
9. Con la concentración de sacarosa obtenida en el paso anterior determine el potencial hídrico del tejido vegetal siguiendo las instrucciones dadas para su cálculo.

Figura 2. Relación entre el cambio de masa y la concentración de sacarosa



Ejemplo: El valor (por interpolación) donde el cambio de peso es cero es 0,425 M. Con esta concentración de sacarosa se calcula el Ψ del tejido vegetal.

Experimento N° 3. Determinación del potencial hídrico mediante el método de Chardakov (densitométrico).

Este método se basa en los cambios de densidad que ocurren en soluciones de potencial hídrico conocido cuando se introducen en ellas trozos de tejido vegetal. Si la densidad de una de las soluciones no cambia, entonces se asume que el tejido vegetal tiene el mismo potencial hídrico de dicha solución.

Procedimiento

1. Tome dieciséis tubos de ensayo y por pares llénelos, hasta aproximadamente la mitad, con soluciones de sacarosa de concentraciones 0.1M, 0.2M, 0.3M, 0.4M, 0.5M, 0.6M, 0.7M y 0.8 M. Identifique cada tubo de ensayo con la concentración correspondiente.
2. Con ayuda del sacabocados extraiga ocho (8) trozos de papa de aproximadamente 2 cm de largo y colóquelo en uno de los tubos que forman un par, para una concentración de sacarosa
3. En la medida que vaya cortando, sumerja el cilindro de papa en uno de los tubos por par para cada solución de sacarosa. Coloque la gradilla con los tubos de ensayo en el espacio destinado para tal fin.
4. Después de 24 horas, gradualmente por solución, extraiga los trozos de papa y elimínelos. Agregue una gota de azul de metileno al tubo de ensayo que contenía el material vegetal.
5. Usando una pipeta Pasteur o un gotero largo, vierta una gota de la solución de sacarosa coloreada en la no coloreada, pero de la misma concentración, con cuidado de no agitar (Figura 3).

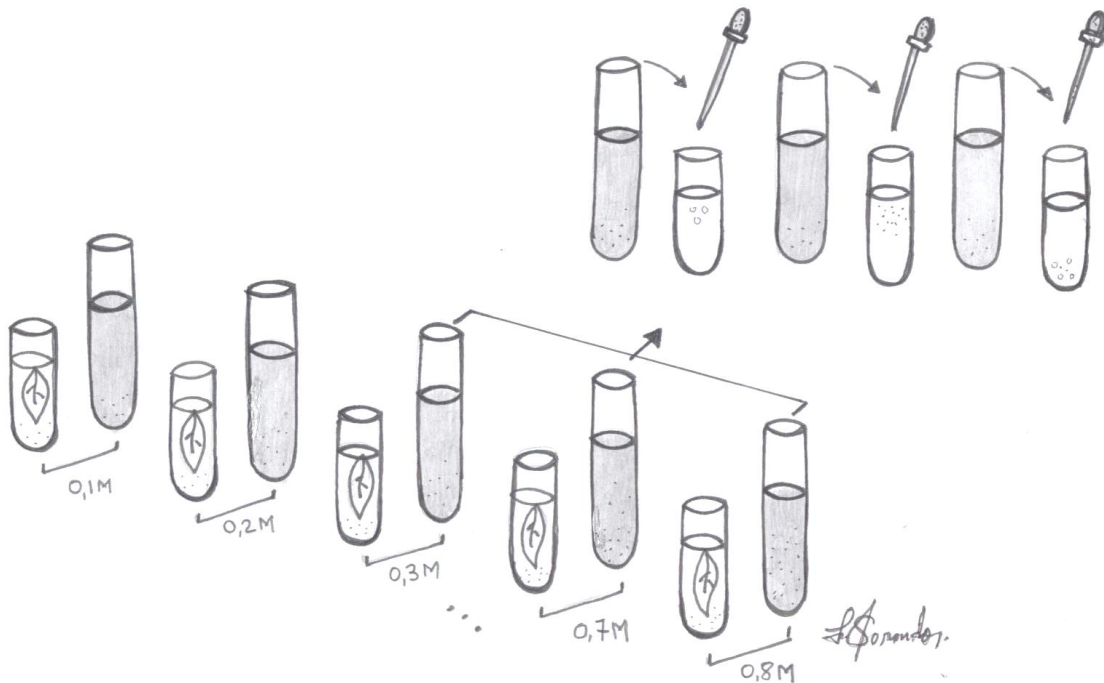


Figura 3. Esquema representativo Método Chardakov

6. Observe si la gota se va hacia el fondo, hacia la superficie o si permanece en el mismo sitio (Figura 4). Aquella concentración en la cual la gota se difunde se considera la solución isotónica. Anote los resultados en la tabla a continuación.
7. Anote la temperatura ambiente.
8. Calcule el potencial hídrico del tejido vegetal siguiendo las instrucciones dadas.

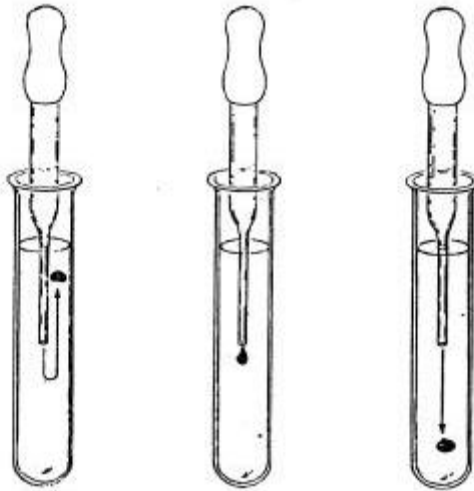


Figura 4. Esquema representativo del movimiento de la gota en el Método de Chardakov

Tabla 2. Efecto de la concentración de sacaros en el movimiento de la gota coloreada

Concentración de la solución de Sacarosa (M)	Movimiento de la gota
0.1	
0.2	
0.3	
0.4	
0.5	
0.6	
0.7	
0.8	

CALCULO DEL POTENCIAL HÍDRICO

En una solución abierta, a presión atmosférica, el potencial de presión (Ψ_p) siempre toma el valor de cero, de manera que su potencial hídrico (Ψ) es igual al potencial osmótico (Ψ_π).

Mediante la ecuación de Vant Hoff se puede calcular el potencial osmótico:

$$\Psi_\pi = -iRTC$$

Donde:

i = Constante de ionización de la solución: sacarosa = 1, NaCl = 1.8

R= Constante general de los gases: 0.082 l.atm/K.moles

ó 0.083 l.bar/K.moles ó 0,0082 MPa/Kmol

T= Temperatura absoluta en °K (K= °C + 273)

C= Concentración de la solución: moles de soluto / litro de agua.

Ahora bien, en un medio isotónico el potenciales hídricos de la solución es igual al potenciales hídricos del tejido, existiendo un equilibrio hídrico entre el medio y el tejido vegetal. Entonces al calcular el potencial hídrico de la solución isotónica tendremos el potencial hídrico del tejido vegetal, ya que en este único caso se cumple que: Ψ solución = Ψ tejido.

Experimento N° 4. Determinación del contenido de agua de un tejido vegetal

Procedimiento:

1. Extraer un cilindro de papa de aproximadamente 2 cm y pesarlo rápidamente (MF).
2. Colocar la muestra vegetal en un tubo de ensayo con agua destilada de manera que quede bien sumergido. Tapar el tubo.
3. Mantener el tubo tapado y en nevera por 24 hs.
4. Extraer el trozo de papa, secándola cuidadosamente con papel absorbente y pesarlo (MT)
5. Colocar el tejido vegetal en un sobre y llevar a estufa de secado por 48 horas a 85 C, posteriormente pesar (MS).
- 6.- Calcular el contenido relativo de agua mediante la formula

$$CRA = [(MF - MS)/(MT - MS)] \cdot 100$$

Donde: MF: masa fresco, MT: masa turgente, MS: masa seca

- 7.- Relacione el contenido de agua del tejido con el potencial hídrico.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

A.- Método de cambio de masa

- 1.- ¿Cual es el potencial hídrico del tejido vegetal?
- 2.- ¿Por qué el tejido gana masa? Que ocasiona este comportamiento?
- 3.- ¿Por qué el tejido pierde masa? Que ocasiona este comportamiento?
- 4.- Que concentraciones corresponden a un medio hipotónico y cuales a un medio hipertónico? Razone su respuesta.

B.- Método de Chardakov

- 1.- ¿Cual es el potencial hídrico del tejido vegetal?
- 2.- ¿Por qué la gota coloreada sube? Que ocasiona este comportamiento?
- 3.- ¿Por qué la gota coloreada baja? Que ocasiona este comportamiento?
- 4.- Que concentraciones corresponden a un medio hipotónico y cuales a un medio hipertónico? Razone su respuesta.

C.- Conocimientos Generales

- a. Que significa que un medio sea isotónico, hipertónico e hipotónico? Cuál es el sentido de movimiento de agua cuando las células están en contacto con cada una de ellos?
- b. Como se modifica el potencial hídrico celular y cada uno de sus componentes cuando las células se encuentran en contacto con un medio isotónico, hipertónico e hipotónico?
- c. Si una célula A con un potencial hídrico de $-1,5$ MPa se pone en contacto con una célula B con un potencial hídrico de $-0,4$ MPa. En cuál de las dos es mayor el potencial hídrico? Hacia donde ocurre el movimiento de agua? Que potencial hídrico tiene cada célula cuando se alcanza el equilibrio hídrico?
- d. Que similitudes y diferencias existen entre los métodos evaluados para determinar el potencial hídrico de un tejido vegetal.

LITERATURA RECOMENDADA

1. Azcón y Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana de España. Leer desde la página 27 a la 32.
2. <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/relahid/>
3. www.uni.edu/bergv/pp/downloads/water%20downloads/chardakov.ppt

PRÁCTICA N° 2

PERDIDA DE AGUA EN LAS PLANTAS

INTRODUCCIÓN

La pérdida de agua en las plantas puede ocurrir en forma líquida (gutación) o en forma gaseosa (transpiración) a través de los estomas, lenticelas y de la cutícula. La pérdida a través de las lenticelas y la cutícula es poca, situándose entre el 5 y el 10% de la pérdida total, siendo los estomas las estructuras de mayor importancia en la regulación de este proceso. A pesar de que ellos ocupan un área muy pequeña, aproximadamente entre el 1 y 2 % de la superficie total de la hoja, la eficiencia con la que se evapora el agua a través de ellos es tan alta, que llega a ser equivalente a un 60% del agua que se evaporaría de una superficie de agua libre, de las mismas dimensiones de la hoja.

Esta eficiencia tan característica guarda estrecha relación con la anatomía de los estomas y la difusión a través de pequeños orificios (leer encartado tomado del libro Fisiología de las plantas, Salisbury y Ross, 2000).

No obstante, la tasa transpiratoria puede ser reducida por diversas resistencias encontradas a lo largo de todo el continuo suelo-planta-atmosfera. Entre estas resistencias corresponden a la planta las adaptaciones anatómicas estructurales como: características de la cutícula, presencia de tricomas, localización de los estomas, etc., que varían dependiendo del hábitat donde se desarrollen.

OBJETIVOS

1. Calcular y comparar la eficiencia de la evaporación de agua a través de pequeños orificios y una superficie libre.
2. Calcular y comparar la eficiencia de la pérdida de agua en las plantas y una superficie libre.
3. Comparar esta eficiencia comparando la transpiración con la evaporación a través de pequeños orificios.
4. Reafirmar que en las plantas existen adaptaciones para prevenir el exceso de pérdida de agua.

MATERIALES

Hojas de diferentes especies de plantas	Papel absorbente
Aceite	Papel aluminio
Agua	Rejillas
Alfileres	Vasos de plásticos
Balanza	

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Evaporación a través de orificios

Procedimiento

1. Tome dos (2) vasos plásticos y proceda de la siguiente manera:
Vaso N 1: Añada agua hasta completar dos terceras partes del vaso. Este hará la función de la superficie libre.
Vaso N 2: Añada la misma cantidad de agua y cubra toda la superficie del vaso con papel de aluminio. Con un alfiler haga cien (100) orificios en el papel de tal manera que queden uniformemente distribuidos.
2. Determine la masa inicial de cada uno de los vasos y colóquelos en el lugar indicado por su profesor, y dos (2) días después tome la masa final.
3. Calcule el agua evaporada en cada caso. Exprese esta cantidad en gramos y porcentaje.
4. Calcule el área evaporante de la superficie libre y de los orificios, usando las siguientes formulas: Área de un circulo = $\pi \cdot r^2$
5. Relacione el agua evaporada con la superficie evaporante (eficiencia) en cada sistema.
6. Anote los resultados en el cuadro anexo, intérpretelos y concluya.
7. ¿Que porcentaje representan los orificios con respecto al área libre?

Tabla 3. Agua Evaporada, superficie evaporante y eficiencia de evaporación en el sistema de superficie libre y con orificios.

Sistema	Agua evaporada (g)	Agua evaporada (%)	Superficie evaporante (cm ²)	Eficiencia de evaporación
Superficie libre (A)				
Orificios (B)				

Experimento N° 2. Eficiencia de los estomas en la evaporación del agua.

Procedimiento

1. Tome dos (2) vasos plásticos y una (1) hoja de jabillo suministrada y procesa de la siguiente manera:
Vaso N 1: Vierta agua pura hasta completar 2 terceras partes del vaso.
Vaso N 2: Añada la misma cantidad de agua que en el vaso anterior. Introduzca el peciolo de la hoja en el vaso con agua y añada aceite suficiente de tal manera que cubra la superficie del agua, para evitar la evaporación de la misma (Tenga cuidado de que la lamina de la hoja no este en contacto con el aceite.). El extremo del peciolo de la hoja debe quedar sumergido en el agua. Fije la hoja al vaso con un pedacito de tirro.
2. Determine la masa inicial de cada uno de los vasos y colóquelos en el lugar indicado por su profesor, y dos (2) días después tome la masa final.
3. Calcule el agua evaporada en cada caso. Exprese esta cantidad en gramos y porcentaje.
4. Calcule el área evaporante de la superficie libre y de la hoja. Para la superficie libre proceda como en el caso anterior. Para calcular el área evaporante de la hoja, calque la silueta de la hoja en una hoja de papel y emplee el método de la pesada. Una vez obtenga la superficie foliar, calcule la superficie evaporante sabiendo que el área estomática es aproximadamente 2% de la superficie foliar.
5. Relacione el agua evaporada con la superficie evaporante (eficiencia) en cada sistema.
6. Anote los resultados en el cuadro anexo, interpréte los y concluya.
7. ¿Que porcentaje representa el área estomática con respecto al área libre?

Tabla 4. Agua Evaporada, superficie evaporante y eficiencia de evaporación en el sistema de superficie libre y hoja

Sistema	Agua evaporada (g)	Agua evaporada (%)	Superficie evaporante (cm ²)	Eficiencia de evaporación
Superficie libre (A)				
Hoja (B)				

Calculo de la eficiencia de evaporación

- a. La eficiencia de evaporación puede ser determinada de varias maneras. Una de ellas es relacionando los gramos de agua que se pierden entre el área evaporante,

para tener cuantos gramos de agua se pierden por cada unidad de superficie evaporante.

- b. Otra forma sería establecer, por reglas de tres, si existe proporcionalidad entre el área evaporante y agua evaporada entre ambos sistemas para calcular cuanta agua se debería evaporar si existiera proporcionalidad. Calcular posteriormente la eficiencia mediante la fórmula:

$$\text{Eficiencia} = \text{lo que evaporó} / \text{lo que debería evaporar}$$

Experimento N° 3. Influencia de las características foliares en la pérdida de agua

Procedimiento

1. Tome una hoja de plantas de los siguientes tipos:
 - a. Acuáticas
 - b. Mesófitas
 - c. Higrófitas
 - d. Xerófitas
2. Séquelas cuidadosamente con papel absorbente y péselas inmediatamente. Colóquelas sobre una rejilla y déjelas en el lugar indicado por su profesor. Vuélvalas a pesar a las 24 horas.
Complete la siguiente tabla:

Tabla 5. Cambio de la masa fresca en especies de cuatro hábitats distintos

	Masa inicial (g)	Masa final (g)	Cambio de masa (inicial - final)	% de cambio de masa
Acuática				
Hidrófitica				
Mesófitica				
Xerofítica				

Determine el cambio de masa en porcentaje, mediante la fórmula:

$$\% \text{ de cambio de masa} = \frac{\text{masa final} - \text{masa inicial}}{\text{masa inicial}} \times 100$$

3. Interprete los resultados y concluya.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

- a) Que diferencias en los resultados podríamos esperar si las experiencias 1 y 2 se montaran después de las 5 de la tarde y se pesaran nuevamente a las seis de la mañana del día siguiente? Explique.
- b) ¿Qué otras resistencias a la transpiración presentan las plantas, además de las mencionadas en la introducción?

LITERATURA RECOMENDADA

1. Salisbury, F. y C. Ross. 2000. Fisiología de las Plantas. 1. Células: agua, soluciones y superficies. Paraninfo-Thomson Learning

PRACTICA N° 3 FACTORES QUE AFECTAN LA TRANSPIRACIÓN

INTRODUCCIÓN

Del total de agua absorbida por las raíces, menos del 5% es empleada en reacciones metabólicas, pues la mayor parte de ella se pierde por transpiración estomática. Así, en plantas de maíz se pueden consumir hasta 600 litros de agua para producir 1 kg de granos de maíz secos. No obstante, las plantas necesitan tomar el CO₂ atmosférico, a través de los estomas, para realizar el proceso fotosintético y cuando los estomas abren, el vapor de agua se escapa hacia la atmosfera.

Es por ello que en las plantas existen procesos complejos que permiten regular los movimientos estomáticos para equilibrar la pérdida de agua y la obtención de CO₂.

La transpiración está influenciada por la apertura estomática y por la diferencia de presión de vapor entre la hoja y la atmosfera, y estos son afectados por diversos factores ambientales como:

- 1. Agua:** El gradiente de potencial hídrico entre la hoja y la atmósfera, es de gran importancia en la apertura estomática, si la velocidad con que pierden agua las células guardas debido a la transpiración es mayor que la velocidad con que llegue el agua a las mismas, se producirá un déficit hídrico y el estoma tenderá a cerrarse; si este déficit es muy grande, el estoma se cerrará completamente. También, en la medida que la humedad del suelo sea menor, los estomas tenderán a cerrarse y la transpiración disminuirá.
- 2. Luz:** Los estomas generalmente abren en presencia de la luz y se cierran en la oscuridad. Por otra parte, en la medida que aumenta la intensidad de luz se calientan los tejidos vegetales y aumenta la temperatura ambiental, aumentando la transpiración.
- 3. Temperatura:** Su efecto es especialmente notorio a temperaturas extremas, es decir, cerca de 0° C y por encima de 30 – 35° C. A bajas temperaturas, cerca del punto de congelación, no ocurre la apertura estomática y por encima de 35° C, el estoma se cierra. Además, en la medida que la temperatura ambiental se incrementa, el aire puede contener más cantidad de agua en forma de vapor, lo cual se traduce en una mayor pérdida de agua por parte de las plantas
- 4. Viento:** Este promueve la transpiración al remover la capa de vapor de agua presente en el área que rodea la hoja, aumentando de esta manera el gradiente de difusión.

- 5. Humedad relativa:** La humedad relativa (HR) es la cantidad de humedad en forma de vapor de agua que contiene el aire en un determinado momento y temperatura, comparada con la cantidad de humedad que podría contener. En los espacios intercelulares de una hoja hidratada la humedad esta cercana al 100%. Cualquier reducción en el agua contenida en la atmósfera crea un gradiente para que el agua se mueva de las hojas a la atmósfera. A menor HR, menor contenido de humedad en la atmósfera y por lo tanto una mayor fuerza motriz para la transpiración. Cuando la HR es alta, la atmósfera contiene más humedad, lo que reduce la fuerza motriz para la transpiración.

Existen varios métodos que permiten medir la transpiración, uno de ellos es el cambio del color indicador o método del papel impregnado en cloruro de cobalto. Este método se basa en el cambio de color que experimenta el papel impregnado en cloruro de cobalto. Si el papel está seco se observa de color azul pero cuando se humedece se torna de color rosado. De esta manera, si se coloca en contacto con una superficie foliar la transpiración hará que el papel vire de color. La velocidad con la que ocurre este cambio es una medida de la velocidad de transpiración. Aunque es un método inexacto e indirecto, nos permite cumplir con los objetivos propuestos.

OBJETIVOS

1. Determinar como los factores ambientales (luz, temperatura, viento, humedad y disponibilidad) afectan la transpiración.
2. Medir la transpiración mediante el método del papel impregnado en cloruro de cobalto.
3. Enumerar los posibles errores al emplear el método del papel impregnado en cloruro de cobalto.

MATERIALES A UTILIZAR

Papel impregnado en cloruro de cobalto	Vidrios
Pinzas de Madera	Termo hidrómetro
Bolsas plásticas transparentes	Luxímetro

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Medida de la transpiración mediante el método del papel impregnado en cloruro de cobalto

1. Seleccione hojas que se encuentren en condiciones ambientales diferentes:
Sombra intensa, poca sombra, luz indirecta, pleno sol.
2. Tome una lámina de papel impregnado en cloruro de cobalto y colóquelo en la cara abaxial o adaxial de la hoja, según como le indiqué el profesor.
3. Recubra la hoja y el papel impregnado en cloruro de cobalto con dos (2) vidrios translucidos y sujételos con dos pinzas, como se muestra en la figura N° 5 .

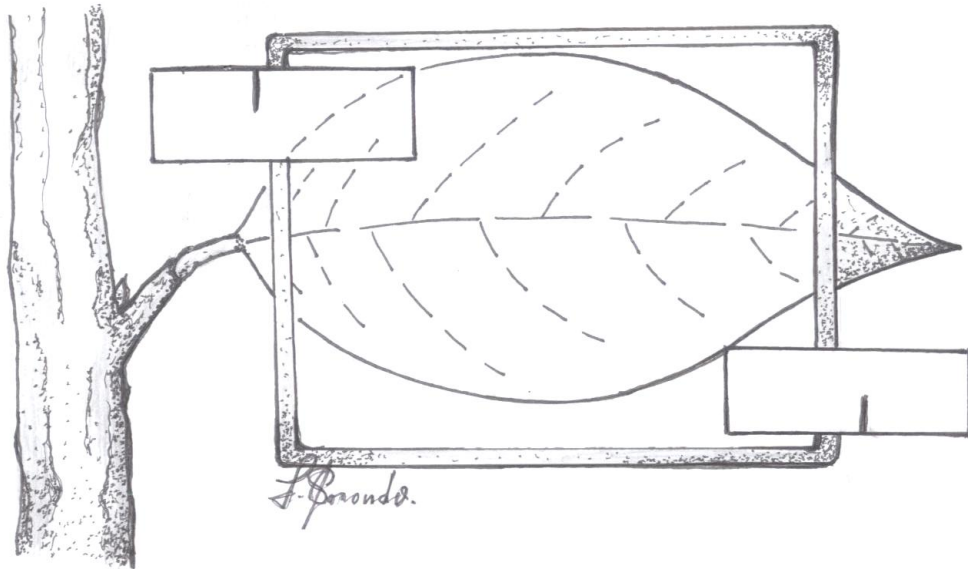


Figura 5. Hoja cubierta con el papel impregnado en cloruro de cobaltos y los vidrios

4. Una vez que coloque los vidrios, comience a medir el tiempo necesario para que el papel vire de color (de azul a rosado) distinguiéndose la silueta de la hoja
5. Anote los resultados en el cuadro anexo, intérpretelos y concluya.

Tabla 3. Efecto de la intensidad de luz en el tiempo de viraje del papel impregnado en cloruro de cobalto

Intensidad de luz	Tiempo de viraje		
	Mango	Yuquilla	Gramínea

Experimento N° 2. Efecto de los factores ambientales y la disponibilidad de agua en la transpiración

1. Tome las plantas suministradas por el profesor. Ubíquelas en diferentes condiciones de luminosidad
2. Fije una bolsa de plástico transparente a la planta con ayuda de una liga de goma.
3. Deje la planta expuesta a las condiciones de luminosidad por lo menos durante una hora. Pasado este tiempo verifique la cantidad de agua condensada dentro de la bolsa plástica.
4. Anote sus resultados e interprételos.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

- a) ¿ Que métodos pueden emplearse para medir la transpiración y en qué consisten cada uno de ellos?.
- b) ¿ Se recomendaría realizar esta práctica en un día lluvioso? Razone su respuesta.
- c) ¿Qué factores de la planta pueden afectar la transpiración?

LITERATURA RECOMENDADA

1. Azcón y Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana de España. Leer desde la página a la .
2. www.forest.ula.ve/~rubenhg/transpiracion/
3. http://croptechnology.unl.edu/viewLesson.cgi?min=1&max=8&topic_order=4&LessonID=1123617035
4. http://www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_12.htm

PRACTICA N° 4
ABSORCIÓN DE AGUA
(TEORIA TENSIÓN- COHESIÓN)

INTRODUCCIÓN

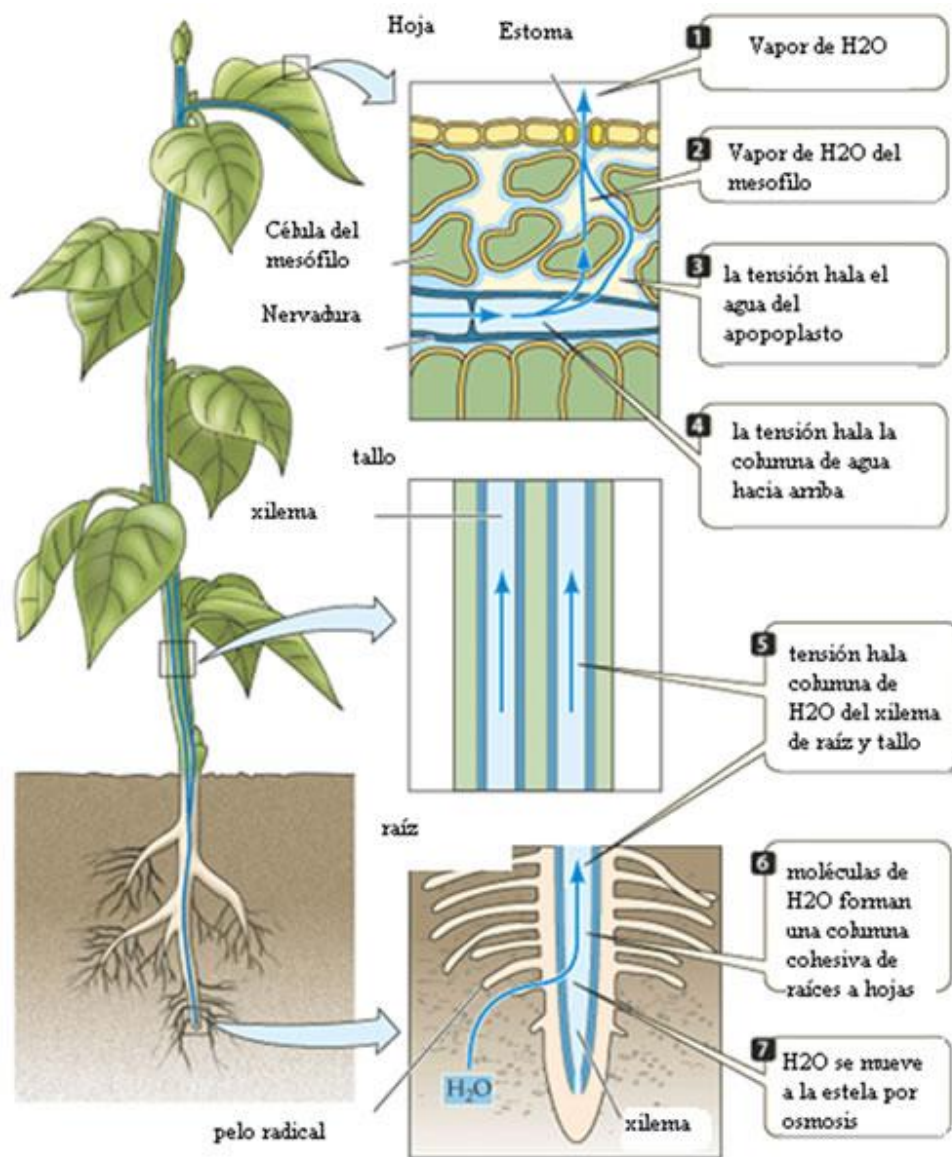
Para mantener el balance hídrico y la turgencia celular que posibilite las actividades bioquímicas, las plantas deben reponer el agua perdida por transpiración. El agua en el suelo se encuentra retenida principalmente por fuerzas mátricas, las cuales determinan su potencial hídrico. Para que se produzca el paso de agua desde el suelo hasta las raíces, debe existir un gradiente de potencial hídrico donde el potencial hídrico de la planta debe ser menor que el del suelo. Esta disminución del potencial hídrico de la planta puede ser provocado por disminución del potencial de presión ocasionado por el proceso transpiratorio (absorción pasiva) o por disminución del potencial osmótico (absorción activa), en las especies en las cuales se manifieste la presión radical.

De acuerdo a la teoría de la Tensión-Cohesión, cuando se evapora el agua en la superficie de las hojas, se produce una disminución del potencial hídrico de las células del mesófilo, que hace que el agua pase de las nervaduras hacia ellas. La pérdida de agua a nivel del xilema crea una tensión (presión negativa, menor que la presión atmosférica), que se transmite por todo el xilema y cuya magnitud depende de la intensidad transpiratoria.

Dado que las moléculas de agua se mantienen unidas por la fuerza de cohesión, y tienden a ascender y adherirse a las paredes del tubo xilemático, se forma y se mantiene una columna continua de moléculas de agua que es arrastrada por tracción, desde la solución del suelo al interior de las raíces, molécula por molécula. Así, la reducción del potencial hídrico a nivel de la superficie transpirante foliar se transmite a través del xilema hasta las raíces, donde la diferencia de potencial hídrico hará que el agua fluya desde el suelo hacia la planta.

OBJETIVOS

1. Demostrar que la evaporación del agua a nivel de las hojas es una de las causas del ascenso del agua.
2. Verificar que la absorción de agua depende de los factores ambientales.
3. Demostrar que el ascenso del agua, por transpiración, es un proceso físico.
4. Evaluar el efecto de la salinidad en la absorción de agua.



Fuente: www.forest.ula.ve/.../imagenes/fig8.jpg

Figura 6 . Esquema del mecanismo de absorción de agua por la teoría de la Tensión-cohesión

MATERIALES A UTILIZAR

Ramas de acacia	Hongo de yeso
Agua	Vaso de precipitado
Fucsina	Hojillas
Capilares	Tijera de podar
Frascos	Tirro
Plántulas de soya	Cloruro de Sodio
Algodón	Hilo Pabilo
Tapas de anime	Bolsas negras de polietileno

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Influencia de los factores ambientales en el ascenso de agua

1. Tome una rama de acacia, de las que se encuentran en un recipiente con agua.
2. Haga un segundo corte del tallo debajo del agua.
3. Con ayuda de bandas de goma cilíndricas, conecte la rama a un capilar de vidrio completamente lleno de agua (Figura A) y sumerja el extremo libre de éste en un vaso de colorante. Evite la formación de burbujas en el sistema.
4. Observe como es el ascenso del colorante.
5. Repita esta operación con las siguientes variantes: colocar una lámpara y secador de pelo cerca de las hojas, eliminar todas las hojas de la rama.
6. Anote sus resultados sobre la velocidad del ascenso del agua coloreada e interpréte los.
7. Contestar:
 - a) Por que las ramas deben estar en un recipiente con agua?
 - b) Para que se corta el tallo nuevamente, debajo del agua?
 - c) Que pasa si quedan burbujas de aire en el capilar? Como se llama este fenómeno?

Experimento N° 2. El ascenso del agua por transpiración como un proceso físico

1. Tome un hongo de yeso previamente saturado de agua y conéctelo a un capilar de vidrio lleno de agua (Figura B). Cuide que no haya burbujas de aire en el sistema.
2. Ponga el extremo libre del capilar en contacto con el colorante.
3. Observe como es el ascenso del colorante. Compare la velocidad del ascenso con los resultados obtenidos en la experiencia anterior.
4. Anote estos resultados y discusiones en el cuaderno de práctica.

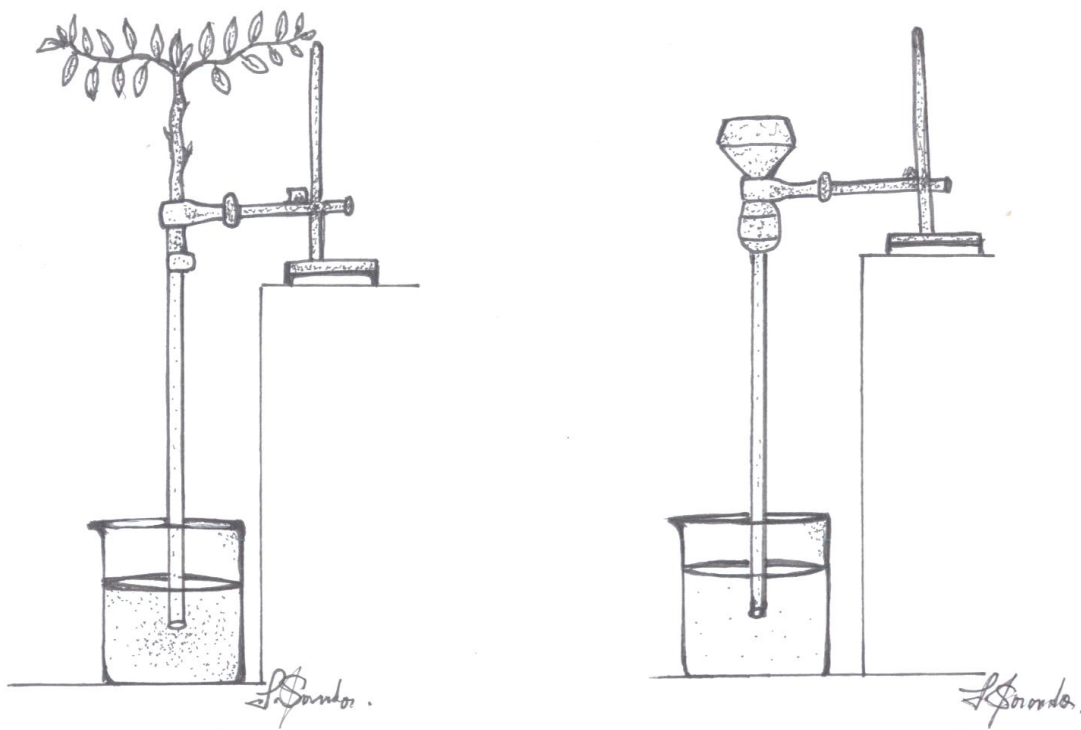


Figura . Esquema de los modelos demostrativos del ascenso del agua por Tensión cohesión

Experimento N° 3. Efecto de la salinidad en la absorción de agua

1. Llene dos frascos con cada una de las tres soluciones suministradas por el profesor.
2. Tome dos plántulas por frasco y envuelva cuidadosamente el tallo de las plántulas con una fajita de algodón.
3. Fije cada plántula en las aberturas del tapón de anime. Sujételas cuidadosamente una banda de goma.
4. Introduzca con sumo cuidado las raíces de las plántulas en los frascos correspondientes. Evite que el algodón entre en contacto con la solución.
5. Identifique claramente cada frasco con la solución correspondiente.
6. Recubra cada frasco con una bolsa de polietileno negro y colóquelos en el lugar indicado A y B.

7. Dos veces a la semana y por dos semanas, realice observaciones de la apariencia de las plantas en cada tratamiento y anótelos en su cuaderno de práctica. Interprete estos resultados.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

- a) ¿Qué significa que el ascenso del agua por transpiración es un proceso físico?
- b) Como varia el consumo de agua de un cultivo entre un día soleado y uno nublado? ¿Por qué?
- c) ¿Por qué no es conveniente fertilizar una planta si ha perdido su follaje?
- d) ¿Qué explicación tendría el hecho que durante los momentos del día cuando la transpiración es más rápida la presión las presiones en el xilema son menores?
- e) ¿Qué ocurría con el ascenso del agua coloreada si el sistema se llena con agua salina?

LITERATURA RECOMENDADA

- a) Taiz y Zeiger. 200. Fisiología Vegetal. Universitat Jaume I. Madrid. Material disponible en reproducción.
- b) http://www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_12.htm
- c) www.forest.ula.ve/~rubenhg/...xilema/index.html

PRACTICA N° 5 PRESION RADICAL

INTRODUCCIÓN

En algunas especies vegetales, y cuando la transpiración es mínima y los suelos se encuentran bien húmedos, se genera una presión hidrostática positiva en las raíces, ocasionada por la absorción de iones desde la solución del suelo y su acumulación en el xilema radical. Esta acumulación iónica reduce el potencial omótico del xilema radical, haciendo, a su vez, más negativo su potencial hídrico. La disminución del potencial hídrico genera una fuerza impulsora para la absorción de agua, y como las pérdidas por transpiración son mínimas, gradualmente aumenta la presión hidrostática hasta hacerse positiva.

Esta presión se denomina presión radical y puede alcanzar valores entre los 0,05 y 0,5 Mpa. El movimiento de agua, del suelo a las raíces, se realiza en forma pasiva, es decir sin gasto de energía metabólica, pero como se debe a la acumulación activa (con gasto de energía metabólica) de sales en el xilema, se le ha denominado mecanismo activo de absorción de agua.

Este se produce solamente en un grupo de especies (alrededor de 120) como la vid, maíz, tártaro, coleus, etc., y se manifiesta a través de la gutación y la exudación en tallos. La **gutación** es la salida de agua líquida a través de los hidátodos (orificios que se encuentran en el borde de las hojas de algunas especies), mientras que la **exudación** consiste en la salida de savia bruta a través de una incisión hecha en el tallo.

OBJETIVOS

5. Observar el fenómeno de exudación y gutación.
6. Evaluar como distintas condiciones edáficas pueden afectar la presión radical.

MATERIALES A UTILIZAR

Plantas de coleus, vid, maíz
Agua
Cloruro de sodio
Nitrato de potasio
Banda cilíndrica de goma
Campanas de vidrio

Tubo de vidrio en forma de "T"
Hojillas, Llave pinza
Manómetro
Tijera de podar
Pabilo
Tirro

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Exudación

Procedimiento

1. Tome la planta sembrada en un recipiente que le será suministrada por su profesor y proceda a cortar el tallo, aproximadamente, a 5 cm del suelo.
2. Tome un tubo de vidrio en forma de "T" y conecte uno de sus extremos al tocón de la planta con ayuda de la banda de goma.
3. En el extremo superior del cilindro en forma de "T" conecte un pedazo de banda y presiónela con una llave de pinza.
4. Conecte el extremo libre del cilindro de vidrio en forma de "T", un pedazo de banda de goma y ajuste bien con ayuda del pabilo
5. Ladeé un poco las conexiones hechas, abra la pinza y llene de agua el sistema cuidando de que no queden burbujas.
6. Conecte el extremo del manómetro a la banda de goma libre. Refuerce la conexión con hilo pabilo.
7. Si no han quedado burbujas de aire en el sistema, déjelo reposar sin moverlo y cuando estabilice el menisco del agua coloreada, marque en la escala con lápiz de grafito.
8. Al finalizar la práctica observe las variaciones en el menisco de agua coloreada.
9. Anote los resultados, intérpretelos y concluya.

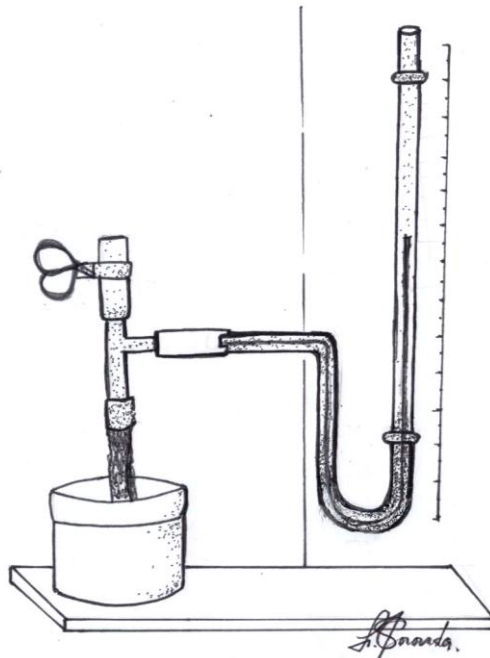


Figura 8. Modelo usado para observar la exudación

Experimento N° 2. Gutación

1. Tome cuatro recipientes con plántulas de maíz, cuyo suelo esté bien seco y proceda de la siguiente manera:
 - Recipiente N° 1: Déjela sin regar
 - Recipiente N° 2: Riéguela abundantemente con agua tibia
 - Recipiente N° 3: Riéguela abundantemente con agua fría
 - Recipiente N° 4: Riéguela con una solución de sales al 30% de NaCl+KNO₃
2. Coloque cada maceta debajo de una campana de vidrio previamente identificada por tratamiento.
3. Haga observaciones del proceso de gutación (donde se da, en que tratamiento se observa más rápido y en mayor cantidad). Anote sus resultados e intérpretelos con base a sus conocimientos de potencial hídrico y sus componentes.

Nota: Las plantas utilizadas en estos experimentos, han sido regadas previamente y mantenidas en la oscuridad durante dos (2) días con la finalidad de disminuir el proceso transpiratorio.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

- a) Que podríamos hacer en la experiencia 1, para hacer que los resultados se observen más rápido?
- b) Que causas pueden ocasionar que el menisco del agua coloreada en el manómetro descienda en lugar de subir?
- c) En un pastizal a las 6:00 de la mañana y después de un día de lluvia, el 85% de las plantas están gutando. Si el día es soleado e inspeccionamos el pastizal a la 1:00 de la tarde ¿que se podría esperar en relación a este proceso? Razone su respuesta?
- d) ¿Cuáles son las razones por las que este mecanismo no es el más aceptado para explicar la absorción de agua?

LITERATURA RECOMENDADA

1. Azcón y Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana de España (pag. 47 y 48).
2. Saldivar, R. 1999. Fisiología Vegetal. Editorial Trillas. México.
3. Pérez, F. y J. Martínez.1994. Introducción a la fisiología vegetal. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

PRACTICA N° 6

NUTRICION MINERAL

INTRODUCCIÓN

Aparte de la radiación solar, el anhídrido carbónico y el agua, las plantas necesitan de una serie de elementos minerales que le permitan crecer y desarrollarse normalmente. Estos elementos minerales los toma la planta del suelo, a través de las raíces, por medio de procesos activos y pasivos.

Solo un grupo de ellos es considerado esencial para el desarrollo de la planta, al cumplir con los criterios establecidos de esenciabilidad. Los elementos esenciales pueden dividirse según la cantidad que la planta necesita en macronutrientes y micronutrientes. Los macronutrientes son aquellos que las plantas los requieren en mayores cantidades y son: C, H, O, N, P, K, Ca, S, Mg. Los micronutrientes los requieren las plantas en menores cantidades y son Fe, Mn, Zn, B, Cu, Mo y Cl.

La deficiencia de alguno de estos elementos produce alteraciones en el crecimiento y desarrollo de las plantas, que se manifiestan a través de síntomas visuales diferenciales, y permiten determinar la necesidad funcional del nutriente.

Para determinar las necesidades de cada elemento mineral y la sintomatología de deficiencia, las plantas se establecen en medios artificiales donde está ausente el elemento en cuestión, siempre estableciendo comparaciones con lo observado para una solución completa en nutrientes.

OBJETIVOS

1. Determinar, mediante síntomas visuales, el elemento faltante en soluciones nutritivas problema.
2. Evaluar el efecto de la deficiencia de los elementos minerales sobre el crecimiento de la planta

MATERIALES

Frascos de un litro de capacidad	Bolsas de papel
Algodón	Ligas
Tapas de anime	Balanza
Bolsas negras de polietileno	Estufa
Agua destilada	Marcadores
Termómetro	Reglas
plántulas de maíz	Tijeras
Soluciones nutritivas	Luxímetro
Solución de cloro	Papel absorbente
Etiquetas	Bandejas
Cilindro graduado	Tirro

FASE EXPERIMENTAL

Experimento 1. Efecto de la nutrición mineral en el crecimiento de la planta

Procedimiento

1. Vierta aproximadamente 0,9 lts de cada solución nutritiva problema en los respectivos frascos.
2. Seleccione las plántulas y lave las raíces y séquelas con papel absorbente. Elimine el o los cotiledones.
3. Mida la altura de las plantas, longitud de raíces y número de hojas. Calcule los valores promedios para cada variable.
4. Coloque dos (2) plántulas en cada tapa. Sujételas cuidadosamente con algodón y una banda de goma.
5. Introduzca con sumo cuidado las raíces de las plántulas en los frascos correspondientes. Evite que el algodón entre en contacto con la solución.
6. Identifique claramente cada frasco
7. Marque el nivel inicial del líquido.
8. Recubra cada frasco con una bolsa de polietileno negro, identifíquelos y colóquelos en los mesones del cobertizo.

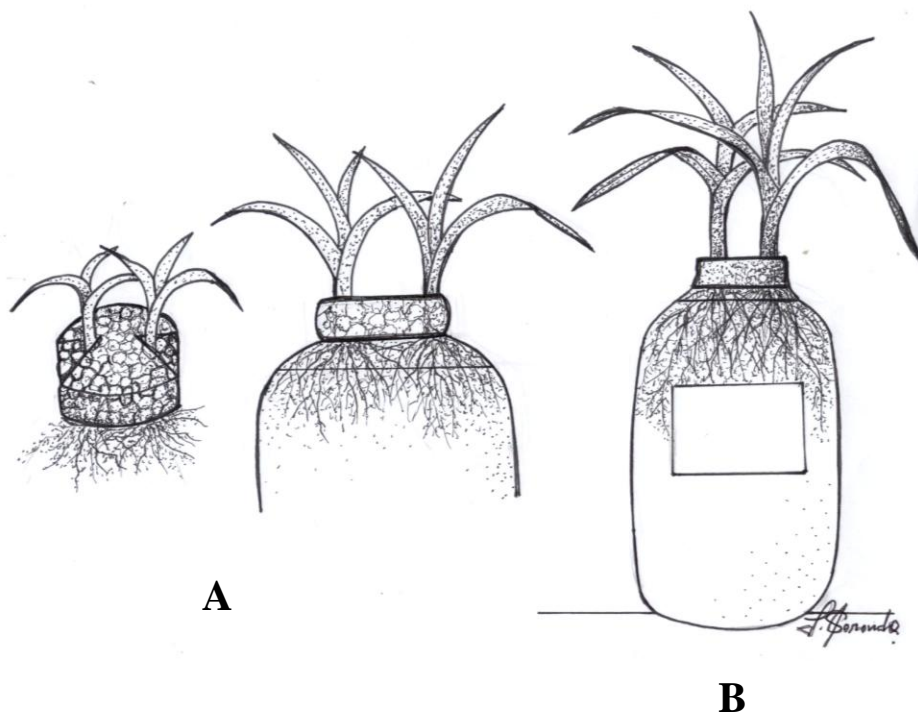


Figura 9. A) Colocación de las plántulas en la tapa de anime, B) Frasco identificado y sin colocar la bolsa plástica.

ACTIVIDADES POSTERIORES

A objeto de lograr una información confiable, se deben realizar las siguientes actividades:

1. Observe las plantas dos veces a la semana, comparándolas entre sí. Anote todos los síntomas que se vayan presentando en cada solución: diferencias en coloración, forma de las hojas, tamaño de las plantas, etc.
2. Cada dos días proceda a airear la solución y completar su nivel con agua.
3. En la medida que se vayan presentando los síntomas, determine cuál es la solución completa.
4. Realice un muestreo semanal siguiendo las instrucciones que se dan a continuación:
 - a. Tome dos frascos de su solución problema, desmonte las plantas y mida en cada una la altura, longitud de las raíces, área foliar y número de hojas.
 - b. Calcule el área foliar mediante la técnica de la pesada. Para ello tome dos hojas y calque las láminas foliares en una hoja de papel, recorte la figura calcada y pésela. Dibuje un cuadrado de 4 cm de lado en el mismo papel, recórtelo y péselo. Establezca relaciones con una regla de tres. No bote las láminas foliares.
 - c. Separe la parte aérea y radical de las plantas, cortando a nivel del cuello.
 - d. Coloque las partes por separado en bolsas. Las láminas foliares empleadas para el cálculo de área foliar introdúzcalas en la bolsa correspondiente para determinar la masa seca de la parte aérea.
 - e. Identificar cada bolsa con el tratamiento y luego colocarlas en una estufa a 70°C durante 24 horas.
 - f. Pasadas las 24 horas, volver a pesar para obtener la masa seca.
 - g. Estructure una tabla donde anotar los resultados obtenidos desde el montaje de la práctica. Grafique el comportamiento de la altura a lo largo de toda la experiencia y la masa seca aérea y radical. Seleccione la gráfica más apropiada para ello (Ver apéndice 1). En las gráficas compare siempre con los resultados de la solución completa, por lo que debe pedir los datos al grupo de compañeros responsable de esta solución.

CONSOLIDACIÓN DE CONOCIMIENTOS

1. Explique dos razones fisiológicas por las que debe airearse la solución nutritiva.
2. Con base a los síntomas observados en cada solución problema, complete los siguientes cuadros. Para determinar cuál es el elemento faltante según la sintomatología, debe consultar en la literatura sobre el tema.

Tabla 7. Sintomatología observada por solución

Solución N°	Síntomas Observados	Elemento faltante
1		
2		
3		
4		
5		
6		

Tabla 8. Agrupación de los elementos según los síntomas de deficiencia

Síntoma	Elementos minerales
Clorosis generalizada	
Clorosis intervenal	
Clorosis hojas nuevas	
Clorosis hojas maduras	
Acumulación de pigmentos	
Deformaciones foliares	
Senescencias de hojas maduras	

3. Explique, con base a las funciones del elemento mineral y sus características de distribución y movilidad, porque cada elemento produjo los síntomas observados.
4. Con que finalidad se determina la masa seca de las plantas. Razone su respuesta

LITERATURA RECOMENDADA

1. Azcón y Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana de España.
2. <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/nutricionmineral/>

PRACTICA N°7

LA RESPIRACIÓN DE LAS PLANTAS

INTRODUCCIÓN

La respiración es un proceso de oxido-reducción mediante el cual las moléculas orgánicas como carbohidratos, grasas, ácidos orgánicos y con menor frecuencia proteínas, son oxidadas hasta transformarse en CO_2 . Al mismo tiempo, el oxígeno (O_2) absorbido es reducido hasta formar agua, con la consiguiente formación de energía. Parte de esta energía se libera en forma de calor y parte de ellas queda atrapada en las moléculas de ATP que es utilizada posteriormente en muchos procesos esenciales en la vida vegetal. Así mismo, muchos compuestos intermediarios en el proceso de degradación de los sustratos respiratorios pueden servir de punto de partida para la síntesis de numerosos compuestos esenciales para la vida.

Este proceso ocurre en tres fases perfectamente definibles:

- a. La glicólisis: ocurre en el citoplasma
- b. El ciclo de Krebs: ocurre en las mitocondria y
- c. El transporte de electrones y la fosforilación oxidativa que ocurren también en la mitocondria.

La tasa respiratoria de una planta y de una semilla puede ser afectada por factores que pueden ser clasificados en internos y externos. Entre los factores internos podemos señalar algunas características de la planta como especie, edad, etc.; mientras que entre los factores externos podemos destacar la temperatura, la luz, los nutrientes del suelo, concentración de CO_2 y de oxígeno.

La respiración puede ser aeróbica y anaeróbica dependiendo de la presencia o ausencia del oxígeno. En el caso de la respiración aeróbica, el sustrato es degradado hasta CO_2 y H_2O siguiendo la vía del ciclo de Krebs, mientras que si la respiración es anaeróbica el sustrato es degradado hasta formar etanol (Fermentación alcohólica) o ácido láctico.

Existen varios métodos para medir la intensidad de este proceso tales como el método del hidróxido de bario y uno más sofisticado que consiste en la utilización del aparato de Warburg o del respirómetro de Gibson.

OBJETIVOS

1. Medir la intensidad respiratoria del material en estudio, mediante el método de hidróxido de bario.
2. Comparar las tasa de respiración de los tejidos vegetales en estudio.
3. Adquirir destreza para titular.
4. Verificar la influencia de la temperatura sobre la respiración.

MATERIALES

Semillas de maíz sin germinar	Capilares
Semillas de maíz germinadas	Fiolas
Semillas de ajonjolí germinadas	Tubos de ensayo
Semillas de Girasol germinadas	Vaso de precipitado
Semillas de leguminosa germinadas	Compresor
plántulas	Hornilla eléctrica
Parte aérea de plántulas	Respirómetros
Parte radical de plántulas	Termómetros
Hojas adultas	Ácido clorhídrico (1 N)
Hojas jóvenes	Fenolftaleina
Uvas	Hidróxido de bario y de sodio
Cambures	Sacarosa
Levadura	Tetrazolium

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Metodo del hidroxido de bario (Fig. 13)

Se utilizara un aparato para la medición del CO₂ .liberado

Procedimiento.

1. Coloque el material biológico en estudio, previamente pesado, en la fiola B del aparato para medición del liberado CO₂ .
2. Haga pasar una corriente de aire durante el tiempo señalado por el profesor.
3. Al cabo de ese tiempo, tome una alícuota de 10 ml. Agregue 1 ó 2 gotas de fenolftaleina. Titule con una solución de HCl 0,1 N, hasta que desaparezca el color rosado. Anote los ml. de HCl gastados.
4. Prepare un blanco: 10 ml de Ba(OH)₂ + Fenolftaleina y titule de igual forma.
5. Calcule los mg de CO₂/100g/hora, utilizando la siguiente fórmula

$$\text{mg de CO}_2 = D \times N \times 22^*$$

D = blanco - Muestra

N = Normalidad del acido utilizado

22 = Constante

*22 es el peso equivalente de CO₂ = (12 + 32)/ 2 = 44/2 = 22

6. Anote los resultados en el cuadro anexo, interprételos y concluya.

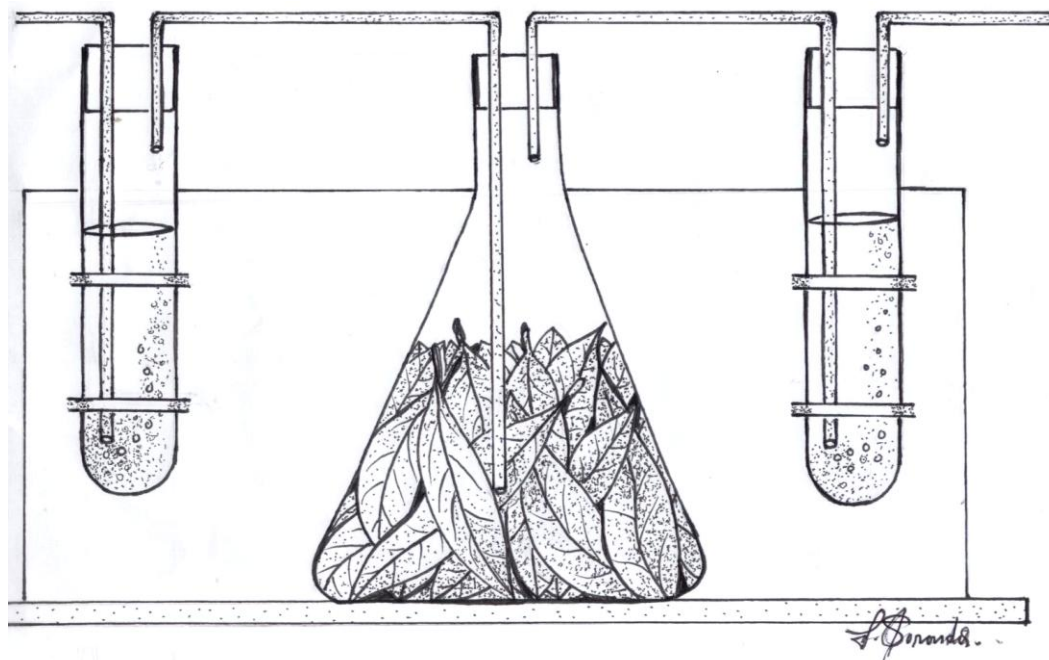


Figura 10 . Respirometro. Método del Hidróxido de Bario.

Tabla 9. Intensidad respiratoria de diferentes tejidos vegetales

MATERIAL VEGETAL	mg de CO₂ /100gde muestra/hora
Semillas de maíz sin germinar	
Semillas de maíz germinadas	
Semillas de ajonjolí germinadas	
Semillas de girasol germinadas	
Semillas de leguminosa germinadas	
Plántulas de maíz	
Parte aérea de plántulas	
Parte radical de plántulas	
Hojas adultas de mango	
Hojas jóvenes de mango	
Cambur	
Uvas	

Experimento N° 2. Influencia de la temperatura en el proceso de la respiración (Fig.)

1. Prepare una solución de azúcar al 20%.
2. Tome dos tubos de ensayo y en uno de ellos vierta 50 ml de la solución de azúcar y añada 5 g de levadura. Al otro tubo añada solamente la solución de azúcar.
3. Sumerja ambos tubos a un vaso de precipitado que contenga agua. Realice el montaje según lo mostrado en la figura 23. Cuenten el número de burbujas que se desprenden en ambos tubos.
4. Añada hielo al vaso de precipitado donde se encuentran los tubos y deje que la temperatura se estabilice en 10°C . Cuenten el número de burbujas en un intervalo de 20 segundos y mida la temperatura nuevamente.
5. Luego coloque el vaso de precipitado que contiene los tubos sobre una hornilla eléctrica y caliente hasta alcanzar 20 , 40 y 50°C . Anote el número de burbujas en cada caso.
6. Discuta los resultados obtenidos.

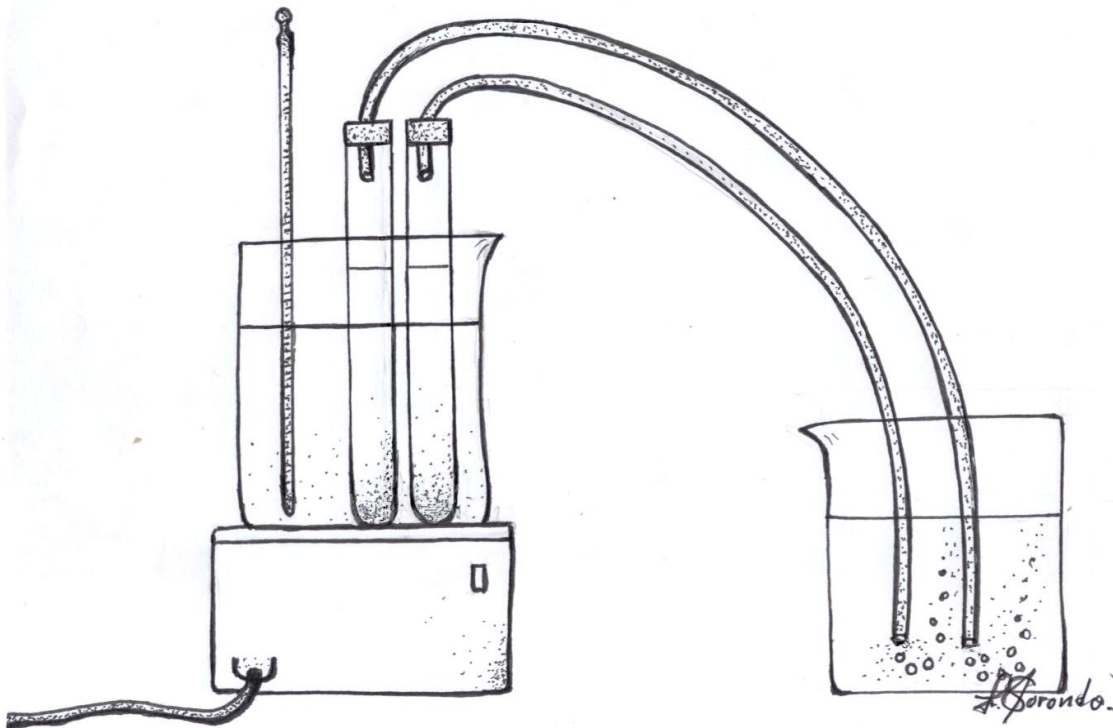


Figura 11. Modelo para determinar el efecto de la temperatura en la respiración

Tabla 10. Efecto de temperatura en la emisión de burbujas por el proceso de respiración

		Número de burbujas									
temp.	20 °C	25 °C	30 °C	35 °C	40 °C	45 °C	50 °C	55 °C	60 °C	65 °C	
Azúcar + levadura											
Azúcar											

CONSOLIDACION DE CONOCIMIENTOS

1. ¿Qué cambios experimentaría la tasa de respiración de los tejidos vegetales si estuviesen almacenados a bajas temperaturas? Razone su respuesta.
2. Grafique y explique el efecto de la temperatura en la respiración.
3. ¿Qué relación existe entre la tasa respiratoria y el manejo postcosecha de frutos y vegetales?

PRACTICA N° 8

LAS HORMONAS Y EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

INTRODUCCIÓN

Los reguladores del crecimiento se definen como sustancias orgánicas que actúan a bajas concentraciones promoviendo, inhibiendo y modificando el crecimiento y desarrollo de una planta. Los compuestos denominados reguladores son numerosos y de naturaleza variable. Ellos son clasificados en hormonas naturales y sintéticas, retardantes sintéticos y herbicidas sintéticos.

El primer grupo está compuesto por: las auxinas, giberelinas, citocininas, ácido abscísico y el etileno. A todos ellos por ser compuestos sintetizados por las plantas, se les denomina Hormonas Vegetales.

Las auxinas son sustancias producidas en pequeñas cantidades en la región apical de los tallos, coleótilos y en los ápices de las raíces. Ellas estimulan la elongación de tallos, la actividad cambial, la partenocarpia, la formación de raíces adventicias y el desarrollo de los frutos.

Las giberelinas promueven la germinación de las semillas y la floración en plantas de días largos. Su síntesis aparentemente se realiza en sitios similares a los de las auxinas, pero no necesariamente al mismo tiempo. Las hojas jóvenes, los embriones en desarrollo y los ápices de las raíces son conocidos como sitios de producción de las giberelinas.

Las citocininas constituyen un grupo de hormonas vegetales que promueven la división celular y previenen el envejecimiento de las plantas. Ellas parecen actuar a nivel de los ácidos nucleicos y su síntesis, aparentemente está localizada en el sistema radical de la planta.

El estudio de la latencia ha revelado la existencia de otros grupos de sustancias que inhiben el crecimiento de las plantas, como es el caso del ácido abscísico que ha sido clasificado como hormona debido a que es sintetizado por la planta, actúa en muy bajas concentraciones y produce efectos fisiológicos observables y cuantificables.

Finalmente, el etileno es un gas liberado por la planta que afecta su crecimiento, de allí su clasificación como hormona vegetal. Interviene en numerosos procesos fisiológicos tales como: la maduración de frutos, inhibición del alargamiento de los entrenudos, fenómeno de epinastia, etc.

OBJETIVOS

1. Observar el efecto del ácido indol butírico (AIB) en la dominancia apical.
2. Observar el efecto del ácido indol butírico (AIB) en la abscisión de hojas.
3. Observar el efecto de las auxinas en el enraizamiento.
4. Evaluar el efecto del etileno en el crecimiento de las plántulas.
5. Evaluar el efecto del ácido giberélico en el crecimiento de las plántulas.

MATERIALES

Ramas de las plantas de mango	Campana de vidrio
Plántulas de caraota	Hojillas
Manzana o cambur maduro	Vasos desechables
Ácido indol butírico (AIB)	Marcadores
Ácido giberélico (AG3)	Reglas
Lanolina	Atomizadores

FASE EXPERIMENTAL

Experimento N° 1. Efecto del ácido indol butírico en la dominancia apical.

Procedimiento

1. Tome tres plantas de las asignadas por su profesor y proceda a aplicar los siguientes tratamientos:
Rama A: Testigo
Rama B: Corte la yema apical. Coloque pasta de lanolina con ácido Indol butírico
Rama C: Corte la yema apical y coloque pasta de lanolina
Rama D: Corte la yema apical sin aplicar nada
Nota: no olvide identificar el árbol seleccionado y las ramas con sus respectivos tratamientos.
2. Haga observaciones semanales durante treinta días, anote los resultados de desarrollo de las ramificaciones laterales en su cuaderno de práctica e intérpretelos.

Experimento N° 2. Efecto del ácido indol butírico en la abscisión de hojas

Procedimiento

1. Tome tres ramas del árbol de mango seleccionado. Proceda a aplicar los siguientes tratamientos:
Rama A: Testigo.

Rama B: Elimine todas las laminas foliares, dejando los pecíolos. En cada punto de corte coloque pasta de lanolina con ácido Indol butírico.

Rama C: Elimine todas las laminas foliares, dejando los pecíolos. En cada punto de corte coloque pasta de lanolina.

Rama D: Elimine todas las laminas foliares, deje los peciolos, sin aplicar nada.

Nota: no olvide identificar el árbol seleccionado y las ramas con sus respectivos tratamientos.

3. Haga observaciones 2 veces por semana durante dos semanas, anote los resultados de caída de peciolos en su cuaderno de práctica e intérpretelos.

Experimento 3. Efecto de las auxinas en la formación de raíces adventicias

Procedimiento

1. Tome dos vasos de precipitado. Uno de ellos llénelo, hasta el nivel indicado por su profesor, con agua y otro con solución auxínica.
2. Cubra los vasos con papel de aluminio con cuidado de no derramar el contenido de los vasos
3. Perfore el papel de aluminio para hacer tres orificios.
4. Corte tres plántulas de caraota a un centímetro del cuello de la planta e introdúzcalas cuidadosamente en los orificios. Asegúrese que el extremo del tallo quede sumergido en el líquido.
5. Coloque las plantas en el lugar indicado por su profesor.
6. A la semana examine las plántulas para observar si hubo o no emisión de raíces adventicias.
7. Anote los resultados de la caída de los peciolos en su cuaderno de práctica e intérpretelos.

Experimento N° 4. Efecto del ácido giberélico en el crecimiento de las plantas

Procedimiento

1. Tome el número de recipientes con plántulas de caraotas indicado por su profesor, riéguelas y espere que el agua en exceso drene.
2. Aplique a cada lote de plántulas el tratamiento correspondiente, es decir ácido giberélico a la concentración establecida.

T_0 = Testigo

T_1 = 200 ppm de AG_3

T_2 = 300 ppm de AG_3

T_3 = 450 ppm de AG_3

3. Semanalmente, y por dos semanas, mida el alargamiento de cada entrenudo hasta el tercero, contados desde el nudo cotiledonar hacia el ápice. Observe área foliar de las hojas nuevas.
4. Anote los resultados en su cuaderno de práctica, completando una tabla como a continuación

5. Con los promedios de cada tratamiento elabore una grafica de barras.
6. Con ayuda de la literatura interprete los resultados.

Tabla 11 . Efecto de las giberelinas en el crecimiento de plántulas de caraota

Alargamiento de entrenudos (cm)	T ₀ Testigo	T ₁ (200 ppm)	T ₂ (300 ppm)	T ₃ (450 ppm)
Primero				
Segundo				
Tercero				
Promedio				

Experimento 4. Efecto del etileno en el crecimiento vegetativo de las plantas

1. Tome el número de recipientes con plántulas de caraotas indicado por su profesor, riéguelas y espere que el agua en exceso drene.
2. Divida las plántulas en dos lotes:
Lote A: Testigo
Lote B: Tratadas
3. Coloque el **Lote A** dentro de una pecera de vidrio invertida.
4. Coloque el **Lote B** dentro de una pecera de vidrio invertida junto con dos manzanas proceso de maduración.
5. Deje ambas peceras en los mesones del laboratorio.
6. Cada dos días compare las plántulas del tratamiento y del testigo. Anote todas las diferencias que observe entre los dos lotes.

CONSOLIDACION DE CONOCIMIENTOS

- a) ¿Qué es la dominancia apical? ¿qué rol cumplen las auxinas y las citocininas en este proceso y cómo lo hacen?
- b) ¿Qué rol cumplen las auxinas y el etileno en la abscisión de órganos y cómo lo hacen?
- c) Usted es un productor de cítricos ¿Qué tratamiento hormonal pudiera emplear para facilitar la cosecha?
- d) Explique la base científica del refrán “Una manzana podrida daña a las demás”
- e) Que se conoce como respuesta triple del etileno?

LITERATURA RECOMENDADA

1. Azcón y Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana de España.
2. http://exa.unne.edu.ar/depar/areas/biologia/fisiologia.vegetal/public_html/Reguladores%20general.pdf
3. http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/crecimiento_vegetal/

PRACTICA N° 9

LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS

INTRODUCCIÓN

La germinación desde el punto de vista fisiológico, son el conjunto de procesos que se inician con la penetración del agua a la semilla y finaliza con la salida de la radícula. En el transcurso de la germinación se distinguen tres fases: la absorción del agua, la reactivación del metabolismo y la iniciación del crecimiento.

La primera fase es la imbibición, que se define como la absorción de agua por parte de los coloides de la semilla y se expresa generalmente en términos de porcentaje de agua absorbida. La segunda fase corresponde a una intensa actividad metabólica donde se incrementan procesos de síntesis y activación enzimática, respiración celular, etc. La germinación termina con el desarrollo de la radícula y su protusión fuera de las cubiertas seminales.

El proceso de geminación es afectado por un conjunto de factores, tanto internos como externos. Entre los factores internos se cuentan los tegumentos (testa), el estado fisiológico del embrión y la presencia de inhibidores. Los factores externos son: el agua, la luz, el oxígeno y la temperatura, principalmente.

El agua es un factor de gran importancia en la germinación, por cuanto la semillas maduras presentan generalmente un bajo contenido de humedad (5 - 10%), por lo tanto, la suplencia de agua a las mismas se hace necesaria no solo para que ocurra el ablandamiento de los tegumentos, sino para hidratar los tejidos y pueden activarse los procesos metabólicos que desencadenaran el crecimiento del embrión.

La influencia de la luz en la germinación es variable, Dependiendo del tipo de dependencia a este factor, las semillas se pueden clasificar en tres grandes grupos:

1. Semillas cuya germinación es promovida por la presencia de luz (fotoblasticas positivas)
2. Semillas cuya germinación es inhibida por la presencia de luz (fotoblasticas negativas)
3. Semillas que germinan en presencia o ausencia de la luz (indiferentes).

En cuanto a la temperatura, se tienen valores máximos, mínimos y óptimos, dependientes de la especie vegetal. Este factor puede afectar tanto la velocidad como la magnitud de la germinación.

OBJETIVOS

1. Verificar la viabilidad de un lote de semillas.
2. Verificar que los tejidos en procesos de división y crecimiento celular poseen una elevada actividad respiratoria.
3. Evaluar la influencia de la temperatura en la germinación.
4. Determinar la influencia de la luz en la germinación.
5. Evaluar el efecto de las giberelinas en la germinación.
6. Evaluar el efecto de la salinidad en la germinación.

MATERIALES

Semillas de diferentes especies	Papel absorbente
Acido giberelico	Papel aluminio
Agua destilada	Cápsulas de petri
Tetrazolium	Pipetas
Nevera	Cloruro de sodio

FASE EXPERIMENTAL.

Experimento N° 1. Prueba del tetrazolium

Procedimiento

1. Tome tres (3) lotes de semillas: germinadas, quiescentes y secas a 105°C.
2. Coloque cada lote por separado en una solución de 2,3,5 clorofenil tetrazolium (Tenga el cuidado de mantenerla en la oscuridad para evitar su inactivación).
3. Observe al cabo de 60 minutos las áreas coloreadas en las semillas y plántulas. Compare entre las tres condiciones.
4. Anote sus resultados, intérpretelos y concluya.

Experimento n° 2. Efecto de la temperatura sobre la germinación

Procedimiento

1. Tome seis (6) cápsulas de petri y colóquele a cada una papel absorbente.
2. Coloque en cada una de ellas cincuenta (50) semillas de las especies en estudio, agregue el agua necesaria para humedecer el papel.
3. Identifique cada cápsula.
4. Coloque las cápsulas en las siguientes condiciones:
 - (a) Temperatura ambiente.
 - (b) a 10 °C (nevera)
5. Observe cada día el número de semillas germinadas en cada caso y elimínelas. Repita la operación durante siete (7) días.

6. Exprese los datos en porcentaje, Grafique y compare los resultados obtenidos, discútalos y concluya.

Experimento N° 3. Efecto de la salinidad sobre la germinación.

Procedimiento

1. Tome cuatro (4) cápsulas de Petri y colóqueles papel absorbente.
2. Disponga ordenadamente cincuenta (50) semillas de las especies en estudio, en cada una de ellas.
3. En una de las capsulas de cada especie, humedezca el papel con agua destilada y en la otra con solución salina (8 dS/m).
4. Coloque todas las cápsulas en el estante correspondiente.
5. Observe cada día el número de semillas germinadas en cada caso y elimínelas. Repita la operación durante siete (7) días.
6. Exprese los resultados en porcentaje. Grafique y compare los resultados obtenidos, discútalos y concluya.

Experimento N° 4. Efecto de la luz sobre la germinación

Procedimiento

1. Tome cuatro (4) cápsulas de Petri y colóqueles papel absorbente.
2. Disponga ordenadamente cincuenta (50) semillas de la especie en estudio, en cada una de ellas, agrégueles agua destilada suficiente para humedecer el papel.
3. Tome tres (3) de las cápsulas y cúbralas con papel aluminio. Deje la otra descubierta.
4. Coloque todas las cápsulas a temperatura ambiente.
5. Haga observaciones cada 48 horas en la cápsula expuesta a la luz.
6. Cuando en la capsula destapada tenga 20 o más semillas germinadas, destape la primera de las capsulas. Regrese a su lugar, la capsula que no tenia papel de aluminio y descarte la capsula que destapó.
7. Al día siguiente destape las segunda de las capsulas y cuente las semillas germinadas hay en cada caso. Proceda como el día anterior.
8. Destape la última de las capsulas al siguiente día y cuente las semillas germinadas en cada caso.
9. Presente los datos como porcentaje de germinación. Grafique y compare los resultados entre tratamientos, intérpretelos y concluya.

Recuerde descartar las capsulas que vaya destapando.

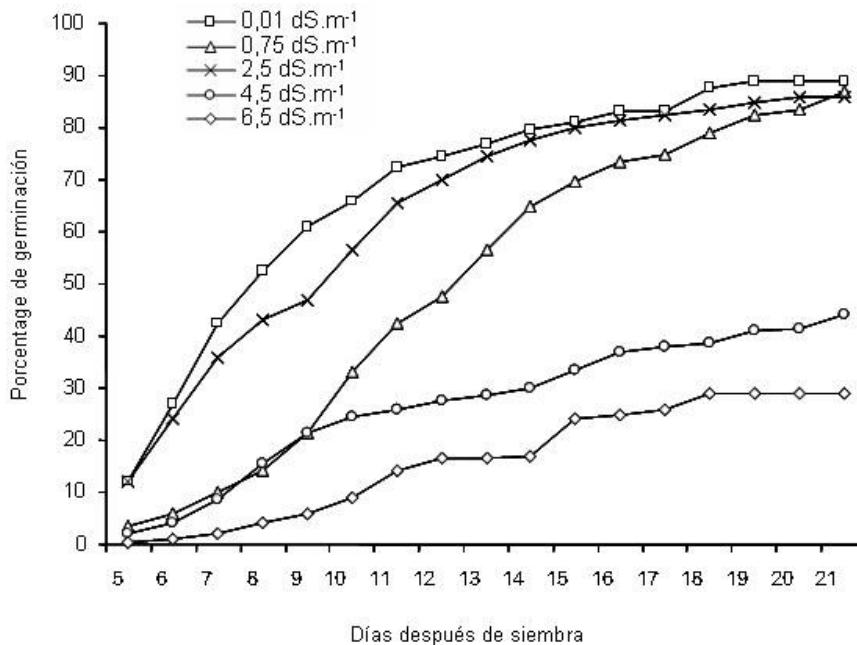
Experimento N° 5. Efecto de las giberelinas sobre la germinación

Procedimiento

1. Tome tres cápsulas de petri y colóqueles papel absorbente.
2. Disponga ordenadamente de cincuenta (50) semillas de la especie en estudio, en cada una de ellas.
3. Aplique los siguientes tratamientos:
Cápsula A: Agua destilada en la luz (se emplea la misma capsula que siempre se mantuvo destapada en el experimento anterior)
Cápsula B: Agua destilada en la oscuridad
Cápsula C: Acido giberélico (300 ppm) en la luz
Cápsula D: Acido giberélico (300 ppm) en la oscuridad.
4. Las cápsulas en la oscuridad deben ser cubiertas con papel de aluminio de manera que no penetre la luz.
5. Haga observaciones cada dos días. Cuando en la capsula destapada con agua tenga 20 o más semillas germinadas cuente el numero de semillas germinadas que hay en cada capsula.
6. Presente los datos como porcentaje de germinación. Grafique y compare los resultados entre tratamientos, intérpretelos y concluya.

CONSOLIDACION DE CONOCIMIENTOS

- a) ¿Que diferencias existen entre germinación y desarrollo de la semilla?
- b) ¿Con cuál de las actividades se cumplió el segundo objetivo de la práctica? Razone su respuesta.
- c) De dos ejemplos de especies con rango estrecho entre temperaturas para germinación y dos con rango amplio. ¿Qué pueden significar esas diferencias para la obtención de plántulas?.
- d) ¿Como se denomina el fotoreceptor que capta el estímulo lumínico que induce la germinación?
- e) ¿Por qué se descartan las capsulas a medida que se van destapando?
- f) La aplicación de giberelina es un tratamiento que se aplica para romper condiciones de latencia. ¿Qué es la latencia y que tipos de latencia pueden slventar con esta práctica?
- g) Interprete la siguiente grafica:



Fuente: Meza et al. (2007)

Figura 12. Efecto de la salinidad en e porcentaje de germinación de semillas de parchita

LITERATURA RECOMENDADA

1. Hartmant y Kester. Propagación de plantas.1989.
2. Flores-Vindas. E. 1999. La planta. Estructura y Función. Volumen II. Libro Universitario Regional (LUR). Costa Rica. (Leer capítulo XX, pag 773 hasta 783).
3. www.euita.upv.es/VARIOS/BIOLOGIA/.../tema_17.htm
4. www.slideshare.net/.../modulo-14-la-germinacin - Estados Unidos.
5. www.revista-mm.com/rev67/forestal_latencia.pdf (Para latencias)

LITERATURA CITADA

1. Meza, N., Arizaleta, M. y D. Bautista. 2007. Efecto de la salinidad en la germinación y emergencia de semillas de parchita (*Passiflora edulis f. flavicarpa*). Rev. Fac. Agron. (LUZ). 24: 69-80

PRACTICA 10

FACTORES QUE AFECTAN EL CRECIMIENTO VEGETATIVO

INTRODUCCION

El crecimiento y desarrollo de las plantas son procesos sumamente complejos que son afectados, positiva o negativamente, por una gran variedad de factores ambientales, y la respuesta de los individuos ante estos factores es altamente variable.

Además de la sintomatología visual que se pueda presentar, existen variables numéricas con las cuales se puede evaluar y medir crecimiento y a su vez calcular índices matemáticos que permiten analizar de manera más acertada el efecto del ambiente en el crecimiento.

Con esta práctica se espera que el estudiante observe, interprete y analice, integrando los conocimientos adquiridos, el efecto de algunos factores ambientales en el crecimiento vegetativo, familiarizándose, además, con algunos parámetros establecidos para evaluarlo en forma matemática.

OBJETIVOS

1. Evaluar el efecto de la intensidad de luz en el crecimiento de plantas
2. Evaluar el efecto de la salinidad en el crecimiento de plantas
3. Evaluar el efecto del estrés hídrico en el crecimiento de plantas
4. Calcular diferentes índices de crecimiento

MATERIALES A UTILIZAR

Plántulas de maíz, caraotas y pimentón sembradas en recipientes	
Cloruro de sodio	Reglas milimetradas
Agua	Vernier
Radiómetro	Medidor SPAD

FASE EXPERIMENTAL

Se conformaran 6 grupos de trabajo, máximo de cuatro estudiantes, de los cuales uno debe ser nombrado coordinador de grupo.

El docente asignará a cada grupo los tratamientos (factor ambiental) y la especie a evaluar.

El manejo y mantenimiento del ensayo es responsabilidad de todos y cada unos de los integrantes del equipo de trabajo. El coordinador de grupo programará la aplicación de tratamientos, riegos (si son necesarios), mediciones y demás actividades relacionadas con la actividad. RECUERDE QUE DE ESTA ACTIVIDAD SE REALIZARÁ EL SEMINARIO.

PRACTICA 10

FACTORES QUE AFECTAN EL CRECIMIENTO VEGETATIVO

Experimento 1. Efecto del estrés hídrico

Procedimiento

1. Seleccionar e identificar 4 bolsas plásticas con plántulas de caraota y/o maíz, según le haya asignado el profesor.
2. Medir los valores iniciales de altura de plantas, diámetro de tallo, número de hojas para caracterizar el material vegetal.
3. Aplicar dos tratamientos de riego: cada dos días (testigo) y cada cuatro días (estrés hídrico).
4. Al grupo le corresponde el tratamiento de riego cada cuatro (4) días, aplicando agua hasta drenaje libre.
5. El tratamiento testigo será llevado por los profesores y serán ellos quienes manejen este tratamiento. El grupo sólo hará las mediciones semanales correspondientes. **RECORDAR QUE SOLO EL TRATAMIENTO TESTIGO SERA LLEVADO POR EL DOCENTE.**
6. Semanalmente deben tomarse medidas de: altura de todas las plantas por tratamiento, número de hojas por planta, área foliar (método de la pesada) de tres hojas elegidas al azar entre todas las plantas y contar el número de plantas muertas.
7. La quinta semana, adicionalmente en cada planta se medirán: diámetro de tallo, valores SPAD, longitud del sistema radical y se determinará masa fresca y seca de raíces y tallos.

Experimento 2. Efecto del estrés salino

Procedimiento

1. Seleccionar e identificar 4 bolsas plásticas con plántulas de caraota y/o maíz, según le haya asignado el profesor.
2. Medir los valores iniciales de altura de plantas, diámetro de tallo, número de hojas para caracterizar el material vegetal.

3. Se aplicaran dos tratamientos de salinidad: sin sales (testigo) y riego cada dos días con una solución salina (NaCl) en concentración de 6 dS/m.
4. Al grupo le corresponde el tratamiento de riego con una solución salina (NaCl).
5. El tratamiento testigo será llevado por los profesores y serán ellos quienes manejen este tratamiento. El grupo sólo hará las mediciones semanales correspondientes. RECORDAR QUE SOLO EL TRATAMIENTO TESTIGO SERA LLEVADO POR EL DOCENTE.
6. Semanalmente deben tomarse medidas de: altura de todas las plantas por tratamiento, numero de hojas por planta, área foliar (método de la pesada) de tres hojas elegidas al azar entre todas las plantas y contar el número de plantas muertas.
7. La quinta semana, adicionalmente en cada planta se medirán: diámetro de tallo, valores SPAD, longitud del sistema radical y se determinará masa fresca y seca de raíces y tallos

Experimento 3. Efecto de la irradiancia

Procedimiento

1. Seleccionar e identificar 4 bolsas plásticas con plántulas de caraota y/o maíz, según le haya asignado el profesor.
2. Medir los valores iniciales de altura de plantas, diámetro de tallo, número de hojas para caracterizar el material vegetal.
3. Se aplicaran dos tratamientos de irradiancia: sin sombra (testigo) y con sombra (112 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$).
4. Al grupo le corresponde el tratamiento de sombra.
5. El tratamiento testigo será llevado por los profesores y serán ellos quienes manejen este tratamiento. El grupo sólo hará las mediciones semanales correspondientes. RECORDAR QUE SOLO EL TRATAMIENTO TESTIGO SERA LLEVADO POR EL DOCENTE.
6. Semanalmente deben tomarse medidas de: altura de todas las plantas por tratamiento, longitud de entrenudos, numero de hojas por planta, área foliar (método de la pesada) de tres hojas elegidas al azar entre todas las plantas y contar el número de plantas muertas.
7. La quinta semana, adicionalmente en cada planta se medirán: diámetro de tallo, valores SPAD, longitud del sistema radical y se determinará masa fresca y seca de raíces y tallos

MEDIDAS DE CRECIMIENTO

Determinación del área foliar: determine el área foliar de cada hoja empleando el método de la pesada. Para ello tome dos calque las láminas foliares en una hoja de papel, recorte la figura calcada y pésela. Dibuje un centímetro cuadrado en el mismo papel, recórtelo y péselo. Establezca relaciones mediante una regla de tres. No bote las laminas foliares.

Para extraer el sistema radical: De golpecitos suaves al recipiente para aflojar el sustrato. De vuelta al pote gradualmente para que vaya saliendo el sustrato y trate de sacar las plantas tirando ligeramente de ellas. Trabaje cuidadosamente para no dañar el sistema radical. Posteriormente lave las raíces para eliminar restos de sustrato. Realice esta actividad en el lugar indicado por el profesor y coloque el sustrato y el recipiente en el sitio correspondiente. Ayude a mantener el cobertizo limpio y en orden.

Contenido de agua en base al peso seco, se calcula mediante la fórmula:

$CA = [(MF - MS)/MF] \times 100$ donde: CA: contenido de agua, MF: peso fresco, MS: peso seco

Porcentaje de plantas muertas, se calcula mediante la fórmula:

$\%PM = [(PM/PT) \times 100]$ donde: %PM: porcentaje de plantas muertas, PM: plantas muertas, PT: Plantas totales

CALCULO DE INDICES DE CRECIMIENTO

Con los parámetros de crecimiento medidos en la última semana se calcularán los siguientes índices de crecimiento, como a continuación se especifica:

a. Índice de área foliar (IAF)

$IAF = AF/AP$ donde: AF = área foliar (cm²) por planta; AP= área de proyección (cm²), **el área de proyección será informada por el profesor.**

b. Ganancia neta de Materia seca

$GMS = MsT2 - MsT1 / \text{Tiempo total} = \text{g/día}$

Donde: MsT2= masa seca total final (g), MsT1= masa seca total inicial (g), T= tiempo (días, semanas). La masa seca total se calcula sumando la masa seca radical más la masa seca aérea

c. Tasa de crecimiento en altura

$TCAI = (Alt2 - Alt1) / (t2-t1) = \text{cm/día}$

Donde: Alt2=altura semana 2, Alt1= altura semana 1, T= tiempo en días. Este parámetro debe calcularse para cada una de las semanas evaluadas.

d. Tasa de crecimiento en area foliar

$$TCAF = (AF 2 - AF 1) / (t2-t1) = \text{cm}^2/\text{dia}$$

Donde: AF 2= área foliar 2, AF= área foliar 1, T= tiempo en días. Este parámetro debe calcularse para cada una de las semanas evaluadas.

e. Cociente de área foliar (CAF)

$$CAF = AFT / MsT = \text{cm}^2/\text{g}$$

Donde: AFT= área foliar total por planta (cm²), MsT= masa seca total (g). El área foliar total por planta se obtiene multiplicando el número de hojas por el área foliar promedio

f. Relación raíz/parte aérea (MsR/MsPA)

Donde: MsR= masa seca radical (g), MsPA= masa seca parte aérea(g)

LITERATURA RECOMENDADA

1. http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/crecimiento_vegetal/

APENDICE I REPRESENTACIONES GRAFICAS

A continuación se presentan algunas sugerencias para la construcción de graficas. El autor no pretende dictar cátedra en la materia. Son sólo directrices elementales con las que se pretende que el estudiante tenga un conocimiento básico para su elaboración.

Como elaborar una grafica

Los resultados cuantitativos de las actividades prácticas, se pueden presentar, generalmente, en gráficas. Esto ayuda a organizar mejor los datos, y facilita su visualización, lectura e interpretación.

Las graficas permiten conocer rápidamente la variación de una respuesta (variable dependiente) en función de un factor (variable independiente), o permite obtener datos no conocidos por interpolación. Estas figuras pueden mostrar relaciones, comparaciones y distribuciones de un conjunto de datos.

Existen muchos tipos de graficas: de línea, barras, circulares, dispersión, etc., y la tecnología informática facilita hoy, muchas herramientas para su construcción. En nuestras sesiones de práctica solicitaremos elaborar graficas sencillas, que pueden construirse, inclusive, de forma manual si no se cuenta con otro recurso.

Se debe tener presente que:

- a) Las graficas son una función y por lo tanto grafican valores en función de una variable.
- b) La variable dependiente siempre va en el eje de las Y, la variable independiente se ubica en el eje de las X.

- c) La escala de los ejes de coordenadas puede variar de acuerdo a la necesidad que se tenga y característica de los datos.

Elementos de una grafica

Las graficas siempre deben presentar:

- a) Un titulo general que indique que representa la grafica.
- b) Identificación de las variables en su respectivo eje con las unidades de medida correspondientes
- c) La leyenda que explica lo que representan las líneas o barras
- d) Serie de datos representados en líneas o barras

Además, toda gráfica debe ir acompañada de su explicación o interpretación, que no es lo mismo que su lectura. La lectura de la grafica es indicar la tendencia de los datos, como se comporta la variable dependiente en relación con la independiente, la interpretación es explicar las razones por las cuales se están presentando esas tendencias.

Tipos de graficas más comunes

Graficas de líneas: generalmente se emplean cuando se estudia la tendencia de una variable a lo largo del tiempo. Tambien permiten representar proyecciones. En una gráfica de línea cada valor o dato representa un punto y la serie de datos se usa para producir una línea (Figura).

Graficas de barras: Este tipo de grafica sirve para comparar y tener una representación de la diferencia de frecuencias o de intensidad de la característica numérica de interés. Se utiliza cuando los datos pertenecen a categorías diferentes y se quiere comparar el tamaño relativo de de ellas en un mismo momento en el tiempo. La altura de cada barra representa el valor promedio de la variable de interés (Figura).

Graficas circulares: El mejor uso para una gráfica circular es la comparación de los porcentajes de una suma de varios números representados. La gráfica completa es la suma, y cada número es representado por cada uno de los pedazos (Figura).

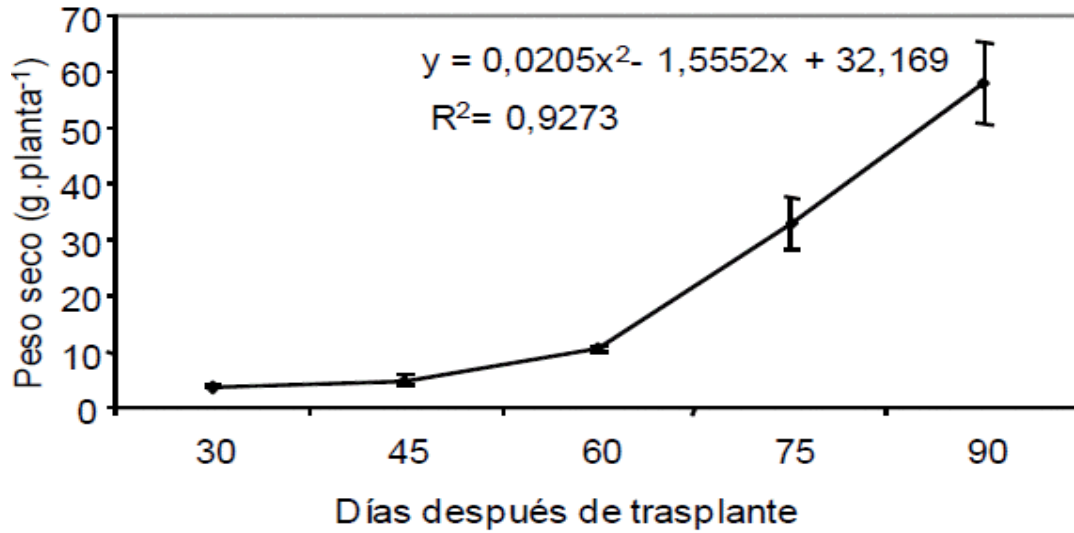
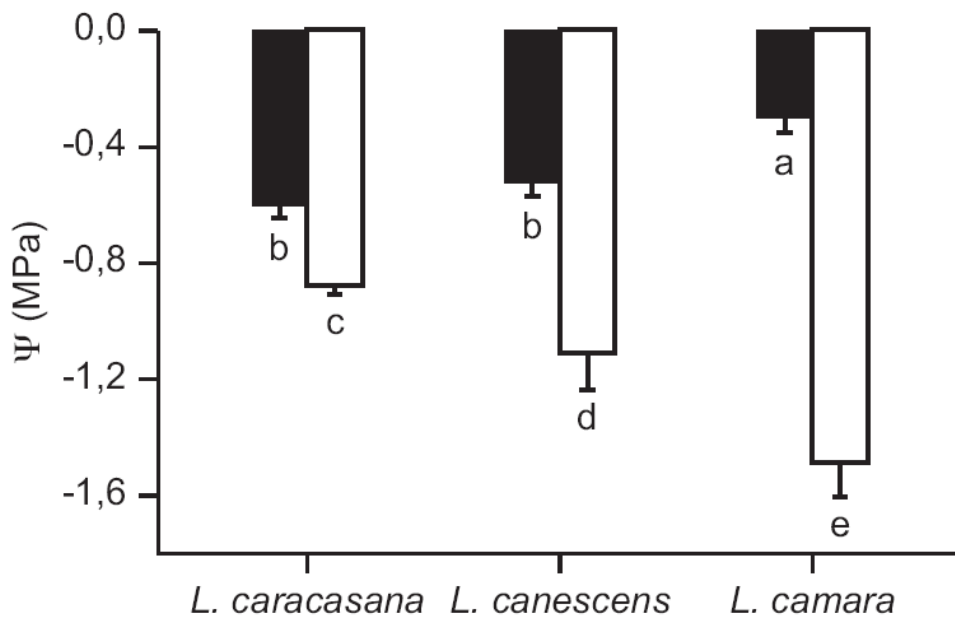


Figura 2. Peso seco promedio de las plantas de pimentón durante su ciclo de crecimiento. Las barras verticales indican el error estándar.



2. Potenciales hídricos (ψ) en plantas control (■) y plantas con déficit hídrico (□) en especies del género *Lantana*. Letras diferentes indican diferencias significativas. Cada valor representa la media \pm ES, n = 5.

PENDICE 2

NORMAS Y RECOMENDACIONES PARA LA PRESENTACIÓN DEL SEMINARIO

Para este lapso académico se considerará como actividad de seminario la presentación pública de los resultados obtenidos, y sus discusiones, en la práctica de Factores que afectan el crecimiento vegetativo.

Entre los objetivos de esta actividad se encuentran:

- ✓ Proveer al estudiante de conocimientos actualizados en el área de Fisiología Vegetal, ya que deberá manejar herramientas (metodologías, unidades, terminología, etc) actualizadas.
- ✓ Reforzar e integrar ideas, conceptos y/o conocimientos adquiridos.
- ✓ Inicialo en la búsqueda de información confiable y valida académicamente
- ✓ Permitir que el alumno entre en contacto con literatura científica especializada y se familiarice con la presentación y análisis de los resultados de una investigación.
- ✓ Mejorar la habilidad de expresión oral del estudiante. Esta estrategia de evaluación permite adiestrar al estudiante en presentaciones orales publicas, lo cual será de valiosa contribución para la exposición de seminarios en diferentes asignaturas, ponencias de trabajos de investigación en eventos a los cuales tenga la oportunidad de asistir, defensa de trabajo de grado, etc.

NORMAS PARA LA EXPOSICION DE SEMINARIOS

- La actividad de seminario contempla una parte escrita y una parte de exposición oral, las cuales no son independientes entre sí.
- El trabajo escrito del seminario deberá ser entregado en la fecha publicada por los profesores. Su atraso en la entrega afectara negativamente su evaluación.
- El trabajo escrito tiene un valor máximo de 10 ptos, siempre y cuando el estudiante realice la exposición oral.
- La presentación oral tiene un valor máximo de 10 puntos.
- La técnica de presentación oral quedará a discrecionalidad del grupo, se contara con un video beem para ello. Cada estudiante debe presentar al menos los resultados y discusiones para dos variables como mínimo. Cada integrante del equipo es responsable de realizar la parte de su exposición, pero todos y cada uno de los integrantes del equipo deben estar en conocimiento de todas los resultados y discusiones de todas las variables evaluadas.
- Los estudiantes deben asistir de manera obligatoria a las consultas programadas para esta actividad. La asistencia se considerara como parte de la evaluación del mismo. El grupo también puede emplear las horas de consulta de cada una de las profesoras para seminario.

El seminario se estructurara incluyendo: Título, Introducción, Objetivo(s), Resultados y Discusión, Conclusiones, Literatura Consultada, Anexos (ver apéndice 3).

- Los estudiantes deberán estar preparados para la exposición de seminario en la fecha acordada en la programación. No se dará prórrogas para la exposición, esta evaluación no tiene diferido.
- Es obligatoria la asistencia a la totalidad de las sesiones de seminario por grupo de práctica, por lo cual influirá en su calificación además de considerarse para la contabilización de la asistencia a práctica.

RECOMENDACIONES PARA REALIZAR LAS FIGURAS (TABLAS Y GRAFICAS)

- a) Siempre trabaje con los valores promedios de los datos.
- b) Los resultados generalmente se presentan organizados en tablas o grafica. No se emplean las dos figuras para una misma cosa.
- c) Las figuras complementan al texto, sin duplicar su contenido.
- d) Prefiera las figuras simples, mantenga un formato similar, sin detalles y/o colores que distraigan mucho al lector o la audiencia.
- e) No muestre demasiada información en una sola figura. Estas deben ser fáciles de leer y entender y del tamaño adecuado para que todo el auditorio distinga bien la información.

RECOMENDACIONES PARA LA EXPOSICIÓN DE SEMINARIOS

- a) Dedique el tiempo necesario para la búsqueda, recopilación y organización de la información
- b) Trate de preparar adecuadamente las ayudas audiovisuales (amplíe las figuras, coloque títulos a graficas y tablas, coloque los títulos en los ejes de las graficas, etc). Esto facilitará su exposición.
- c) Cíñase a los tiempos establecidos para su exposición. Se recomienda practicar previamente para ajustarla al tiempo dado.
- d) Recuerde que la mayor parte de la audiencia, conoce menos que usted sobre el tópico presentado por el expositor. Prepare su exposición para esa audiencia.
- e) Solicite la ayuda del profesor para que lo asesore y oriente en su trabajo.
- f) Estar nervioso es una condición normal antes o durante la presentación del seminario. A medida que adquiere experiencia en la presentación, se adquiere seguridad.

- g) Si prepara su exposición con suficiente antelación, tendrá seguridad y confianza al momento de realizarla.
- h) Si le realizan alguna pregunta u observación, recuerde que la misma no es con intención de perjudicarlo. Si el trabajo no da respuesta a la pregunta hecha, trate de dar alguna explicación con lo aprendido en clases.

Material elaborado por la prof. María Elena Arboleda. Solo para fines docentes y sujeto a modificación.

MEAE/18012010

APENDICE 3

COMO HACER UN REPORTE CIENTIFICO

La investigación científica es una de las posibles labores profesionales de un Ingeniero Agrónomo. La manera de poder comunicar las experiencias en esta área es elaborar documentos (artículos, presentaciones y/o reportes) de la manera apropiada. Existen varias maneras de presentar nuestra investigación, pero generalmente siempre se incluyen:

Título: Debe presentar de manera precisa y clara el tema o motivo de la investigación.

Introducción: en esta parte se describe el problema investigado y su importancia de una manera breve. Se presenta un análisis corto de aspectos generales y antecedentes relacionados con la situación en estudio.

Objetivo(s): este debe ser claro, preciso y debe centrarse claramente sobre el conocimiento que se desea o deba obtenerse, si es posible debe mencionarse la técnica a seguir.

Materiales y métodos: debe describirse en detalle el material y equipo empleado en la investigación. Esta sección debe ser escrita explícitamente de tal manera que otro investigador pueda repetir fácilmente el experimento o la metodología de la investigación.

Resultados y Discusión: esta sección del seminario se redacta en tiempo pasado y aquí se reportan todas las observaciones y datos experimentales resultantes de la investigación en la práctica de factores que afectan el crecimiento vegetativo.

Se recomienda el uso de gráficas y /o cuadros para que el lector obtenga una rápida visualización de los datos, pero éstas deben contener toda la información pertinente y ser presentada de manera clara. Las gráficas y/o cuadros deben tener su numeración y título. En nuestro caso particular, con los datos de altura se debe realizar una gráfica que represente el comportamiento de esta variable en el tiempo, comparándola con el testigo. También se presentará en grafica de línea continua la tasa de crecimiento en altura y en área foliar calculada como se explica en la práctica de crecimiento vegetativo. El resto de las once variables (práctica crecimiento vegetativo) queda a discreción del grupo presentarlas en tablas o gráfica, siempre comparando con el valor del tratamiento control que será suministrado por su profesor.

La discusión es el análisis e interpretación que hacen los autores de los resultados obtenidos. Se deben considerar los principales hallazgos en la investigación realizada por el alumno, y compararlos (similitudes o contradicciones) con otras publicaciones científicas donde se evalúen aspectos similares a los de su trabajo y los fundamentos teóricos que pudieran explicar los resultados. Es indispensable consultar la bibliografía pertinente y actualizada y cada referencia debe llevar la cita bibliográfica empleada.

Conclusiones: presentar de manera resumida las principales conclusiones a la que se llegó a través de la discusión de resultados.

Literatura Consultada: al final se debe indicar la bibliografía consultada siguiendo para el efecto las normas utilizadas en la elaboración del trabajo de grado.

Anexos: en este apartado, al final del informe, se pueden agregar información no relevante, pero que puede servir como referencia. Un poster o artículo científico, no contempla este aparte.

Material elaborado por la prof. María Elena Arboleda. Solo para fines docentes y sujeto a modificación.