



UES

Universidad Estatal de Sonora
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO

Fisiología Vegetal I

Laboratorio de Horticultura

Programa Académico
Plan de Estudios
Fecha de elaboración
Versión del Documento

Ingeniero en Horticultura
2021
16/06/2025
1er



Dra. Martha Patricia Patiño Fierro
Rectora

Mtra. Ana Lisette Valenzuela Molina
**Encargada del Despacho de la Secretaría
General Académica**

Mtro. José Antonio Romero Montaña
Secretario General Administrativo

Lic. Jorge Omar Herrera Gutiérrez
**Encargado de Despacho de Secretario
General de Planeación**

Tabla de contenido

INTRODUCCIÓN.....	3
IDENTIFICACIÓN	4
<i>Carga Horaria del alumno</i>	<i>4</i>
<i>Consignación del Documento.....</i>	<i>4</i>
MATRIZ DE CORRESPONDENCIA	5
NORMAS DE SEGURIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS	7
<i>Reglamento general del laboratorio</i>	<i>7</i>
<i>Reglamento de uniforme</i>	<i>7</i>
<i>Uso adecuado del equipo y materiales</i>	<i>7</i>
<i>Manejo y disposición de residuos peligrosos.....</i>	<i>8</i>
<i>Procedimientos en caso de emergencia</i>	<i>8</i>
RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA....	9
PRACTICA ELEMENTO DE COMPETENCIA I.....	9
PRÁCTICA DE LABORATORIO 1. Potencial hídrico de los tejidos vegetales.....	12
PRÁCTICA DE LABORATORIO 2. Observación de estomas y medida de la transpiración.....	15
PRÁCTICA DE LABORATORIO 3. Función reguladora de los estomas en las hojas.....	18
PRÁCTICA DE LABORATORIO 4. Contenido de agua en órganos de la Plantas.....	22
PRACTICA ELEMENTO DE COMPETENCIA II.....	25
PRÁCTICA DE LABORATORIO 5. Síntomas de deficiencias y toxicidad mineral.	27
PRÁCTICA DE LABORATORIO 6. Estructuras de absorción de agua y nutrientes.....	31
PRACTICA ELEMENTO DE COMPETENCIA III.....	35
PRÁCTICA DE LABORATORIO 7. Fotosíntesis.....	37
FUENTES DE INFORMACIÓN	41
NORMAS TÉCNICAS APLICABLES.....	42

INTRODUCCIÓN

Como parte de las herramientas esenciales para la formación académica de los estudiantes de la Universidad Estatal de Sonora, los manuales de práctica de laboratorio son elementos donde se define la estructura normativa de cada práctica y/o laboratorio, además de representar una guía para la aplicación práctica del conocimiento y el desarrollo de las competencias clave en su área de estudio. Su diseño se encuentra alineado con el modelo educativo institucional, el cual privilegia el aprendizaje basado en competencias, el aprendizaje activo y la conexión con escenarios reales.

Por tal motivo, el presente manual tiene como propósito guiar el desarrollo de prácticas de laboratorio referente a la asignatura de Fisiología Vegetal, fomentando un aprendizaje activo, significativo y basado en competencias. A través de actividades experimentales cuidadosamente diseñadas, se busca vincular la teoría con la práctica, estimular el pensamiento crítico y promover la adquisición de habilidades necesarias para el ejercicio profesional en el área de las ciencias hortícolas. Las prácticas de laboratorio son fundamentales para consolidar los conocimientos teóricos adquiridos en clase, facilitando la comprensión de los procesos fisiológicos de las plantas a través de la observación, análisis y experimentación. Este manual se justifica en la necesidad de ofrecer a los estudiantes una herramienta estructurada que permita el desarrollo de competencias disciplinares, profesionales y blandas, en concordancia con el modelo educativo institucional y el perfil de egreso del programa. Asimismo, permite el desarrollo de habilidades científicas, tecnológicas y sociales que favorecen la formación integral del estudiante.

Las competencias blandas que el alumno desarrollará son Comunicación científica oral y escrita, trabajo en equipo, responsabilidad, uso crítico de herramientas tecnológicas aplicadas a la investigación, pensamiento crítico y solución de problemas en contextos reales o simulados. Junto con las competencias disciplinares; comprensión de los principios básicos de la fisiología vegetal: fotosíntesis, respiración, transpiración, absorción de nutrientes, fotoperiodismo, etc, capacidad para realizar mediciones experimentales relacionadas con los procesos fisiológicos en plantas, aplicación de métodos científicos para la resolución de problemas experimentales, dominio de técnicas básicas de laboratorio y uso adecuado de instrumentos especializados. Finalmente, las competencias profesionales desarrolladas por el alumno serán aplicación de conocimientos fisiológicos en el análisis y mejora de cultivos, vinculación de datos fisiológicos con prácticas agronómicas sostenibles, entre otros.

IDENTIFICACIÓN

Nombre de la Asignatura		Fisiología Vegetal I	
Clave	051CP045	Créditos	5
Asignaturas Antecedentes		Plan de Estudios	2022

Área de Competencia	Competencia del curso
Implementar sistemas de producción hortícola sustentable de acuerdo con estándares y normas de calidad establecidas y esquemas de producción extensiva e intensiva, para el manejo óptimo de los cultivos hortícolas destinados a mercados nacionales e internacionales, mediante el análisis de problemas, innovación y organización.	Analizar los procesos fisiológicos con la finalidad de producir, manejar y mejorar los cultivos en el área hortofrutícola y ornamental, mediante la integración de los eventos involucrados en el desarrollo vegetativo de las plantas a través de la implementación del análisis de problemas para innovar las tecnologías existentes.

Carga Horaria de la asignatura

Horas Supervisadas			Horas Independientes	Total de Horas
Aula	Laboratorio	Plataforma		
0	2		1	3

Consignación del Documento

Unidad Académica	Unidad Académica Navojoa
Fecha de elaboración	16/06/2025
Responsables del diseño	Mari Carmen López Pérez
Validación Recepción	Coordinación de Procesos Educativos

MATRIZ DE CORRESPONDENCIA

Señalar la relación de cada práctica con las competencias del perfil de egreso

PRÁCTICA	PERFIL DE EGRESO
Práctica de laboratorio 1: El potencial hídrico de tejidos vegetales	Al finalizar esta práctica el estudiante será capaz de comprender y analizar los mecanismos de movimiento del agua en los tejidos vegetales, identificar los componentes del potencial hídrico y aplicar técnicas experimentales para su medición, mostrando responsabilidad en el trabajo colaborativo, el manejo de equipo de laboratorio y el respeto por las normas de seguridad y sustentabilidad ambiental.
Práctica de laboratorio 2: Observación de estomas y medida de la transpiración.	Al término de esta práctica el estudiante reconocerá la estructura estomática y cuantificará la transpiración en hojas, relacionando la apertura estomática con factores ambientales y desarrollando habilidades de observación microscópica y análisis de datos.
Práctica de laboratorio 3: Función reguladora de los estomas en las hojas.	Al concluir esta práctica el estudiante comprenderá la función fisiológica de los estomas en la regulación hídrica y gaseosa, experimentando con variables ambientales y fortaleciendo su capacidad de análisis e interpretación experimental.
Práctica de laboratorio 4: Contenido de agua en órganos de las Plantas	Al finalizar esta práctica el estudiante determinará el contenido relativo de agua en diferentes órganos vegetales, comprendiendo su relevancia en procesos fisiológicos y fortaleciendo su capacidad para evaluar condiciones de hidratación vegetal.
Práctica de laboratorio 5: Síntomas de deficiencias y toxicidad mineral	Al término de esta práctica el alumno identificará síntomas visuales asociados a deficiencias o toxicidades minerales, relacionándolos con procesos fisiológicos clave y desarrollando criterio para el diagnóstico nutricional en plantas.
Práctica de laboratorio 6: Estructuras de absorción de agua y nutrientes.	El estudiante reconoce las estructuras especializadas en la absorción radicular mediante observación directa y análisis

	funcional, vinculando forma y función con el proceso de nutrición vegetal.
Práctica de laboratorio 7: Fotosíntesis.	El estudiante analiza experimentalmente el proceso fotosintético, midiendo variables como producción de oxígeno o intercambio gaseoso, y comprendiendo su importancia en el metabolismo vegetal y la productividad agrícola.

NORMAS DE SEGURIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS

Reglamento general del laboratorio

1. El laboratorio de Horticultura de la Universidad Estatal de Sonora, es el lugar destinado, para realizar la Docencia, Investigación y Vinculación, a través de la realización de Prácticas de cursos del Programa Educativo que así lo requieran, el análisis de materiales vegetales de investigación, así como la atención a visitantes internos y externos de la Universidad.
2. El Laboratorio tendrá un Encargado (a) el cual será nombrado por el Jefe de Carrera.
3. Todo alumno y personal de la Institución tiene derecho al uso del Laboratorio de Horticultura y cuando justifique en tiempo y horario el uso pertinente de las instalaciones y equipo.
4. No se permite el ingreso sin la autorización del docente o del encargado del laboratorio.
5. El laboratorio es un espacio formativo, por lo que debe mantenerse una actitud responsable y respetuosa en todo momento.
6. La buena funcionalidad del Laboratorio es responsabilidad de los Profesores, alumnos y personal administrativo que tenga cualquier tipo de acercamiento con el Laboratorio de Horticultura.
7. Las prácticas se inician a la hora señalada en el horario correspondiente, por lo que el alumno debe estar a tiempo. La tolerancia máxima será de 10 minutos, después de transcurrido este tiempo ya no se permitirá la entrada al laboratorio.
8. Está prohibido ingerir alimentos o bebidas dentro del laboratorio.
9. Mantener orden y limpieza en la estación de trabajo al iniciar y concluir cada práctica.
10. El estudiante debe firmar la bitácora de ingreso al laboratorio antes de iniciar con la práctica.
11. Se prohíbe fumar, comer y beber dentro del área del laboratorio. Se recomienda lavarse las manos antes y después de cada actividad.

Reglamento de uniforme

1. El uso de bata es obligatorio; debe ser de manga larga, abrochada completamente.
2. Ropa y calzado (preferiblemente cerrados, antiderrapantes) adecuados son necesarios para realizar las actividades en el laboratorio.

Uso adecuado del equipo y materiales

1. 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.

2. El alumno deberá hacerse responsable del buen uso de los materiales no desechables, como equipos y cristalería.
3. Si en la sesión de laboratorio, se ha utilizado el microscopio, este debe quedar perfectamente limpio, con la intensidad de la luz en el mínimo, con el cable enrollado, y con el objetivo de menor aumento orientado hacia la platina.
4. Material de laboratorio de otra índole podrá ser facilitado al exterior del laboratorio con identificación y resguardo del usuario.
5. Para el préstamo de algún material o equipo para uso externo del laboratorio será mediante el llenado de una ficha de préstamo, si el material o equipo no es devuelto se le negará la firma de la ficha de recursos humanos, además de cubrir el costo y quedando suspendido su derecho al uso de materiales y equipo de este Laboratorio.
6. Si se han utilizado laminillas permanentes, estas serán entregadas al docente responsable en perfecto estado. (Si por mal uso se llegaran a quebrar deberán cubrir el costo.)
7. Cada equipo dejará perfectamente limpia la mesa de trabajo, una vez finalizada la práctica.
8. Antes de usar cualquier equipo, leer el instructivo y recibir capacitación básica. No improvisar.
9. Todo equipo debe ser utilizado únicamente bajo supervisión docente.
10. Reportar inmediatamente cualquier daño o mal funcionamiento.
11. No retirar material del laboratorio sin autorización.
12. Es responsabilidad del usuario el buen uso, cuidado y limpieza de los materiales y equipo del Laboratorio al término de la actividad de docencia, investigación y/o vinculación que realice.
13. Cualquier daño causado al equipo de laboratorio, material y/o infraestructura, será cubierto por el usuario responsable.

Manejo y disposición de residuos peligrosos

1. Clasificar los residuos según su tipo: biológico, químico, punzocortante, etc.
2. Depositar los residuos en los contenedores específicos (rotulados). No verter sustancias en los lavabos sin autorización.
3. Usar guantes y materiales de protección al manipular residuos peligrosos.
4. En caso de duda, consultar al docente o al responsable del laboratorio.

Procedimientos en caso de emergencia

1. Identificar la ubicación de extintores, duchas de emergencia y salidas de evacuación.
2. En caso de accidente, conservar la calma y notificar de inmediato al responsable.
3. No mover a la persona accidentada sin conocimiento previo de primeros auxilios.
4. Si hay derrame químico, actuar según los protocolos establecidos en la práctica.
5. Participar activamente en simulacros de evacuación.

RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA

Elemento de Competencia al que pertenece la práctica	Indicar EC (I, II o III)
	Elemento de competencia I: Explicar las relaciones hídricas que se presentan a nivel celular en las plantas para comprender la importancia del agua en relación al crecimiento, desarrollo, y funcionamiento vegetal, en el área de producción hortícola, mediante el aprendizaje y responsabilidad, de acuerdo con investigaciones publicadas en el área de fisiología vegetal.

PRÁCTICA	NOMBRE	COMPETENCIA
Práctica No. 1	Potencial hídrico de los tejidos vegetales.	Determinar el potencial hídrico en tejidos vegetales mediante técnicas experimentales, conforme a procedimientos de investigaciones científicas actualizadas y siguiendo las normas de seguridad del laboratorio, para analizar la disponibilidad y movimiento del agua en las células vegetales y su impacto en el funcionamiento de las plantas, en el marco de una práctica de laboratorio, desarrollando pensamiento crítico.
Práctica No. 2	Observación de estomas y medida de la transpiración	Observar la estructura estomática y medir la transpiración en hojas vegetales mediante el uso del microscopio óptico y técnicas experimentales de cuantificación, conforme a protocolos de laboratorio, para comprender el papel de los estomas en la pérdida de agua y su influencia en el balance hídrico de las plantas, en una práctica de laboratorio, desarrollando pensamiento analítico.
Práctica No. 3	Función reguladora de los estomas en las hojas	Analizar la función reguladora de los estomas frente a diferentes condiciones ambientales utilizando datos experimentales obtenidos en laboratorio y referencias científicas actualizadas, con base en principios fisiológicos validados, para explicar cómo los estomas regulan la transpiración y el intercambio gaseoso en respuesta al entorno, durante una práctica experimental, desarrollando capacidad de argumentación.
Práctica No. 4	Contenido de agua en órganos de las	Determinar el contenido relativo de agua

	Plantas	en órganos vegetales empleando procedimientos experimentales estandarizados y registros cuantitativos bajo condiciones controladas de laboratorio, para valorar el estado hídrico de las plantas y su relación con la fisiología del crecimiento, en el análisis práctico de cultivos hortícolas dentro del curso de Fisiología Vegetal, desarrollando habilidades para la toma de decisiones basada en datos.
--	---------	--



UES

Universidad Estatal de Sonora
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

PRÁCTICAS DEL ELEMENTO DE COMPETENCIA I

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 1. Potencial hídrico de los tejidos vegetales
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Determinar el potencial hídrico en tejidos vegetales mediante técnicas experimentales, conforme a procedimientos de investigaciones científicas actualizadas y siguiendo las normas de seguridad del laboratorio, para analizar la disponibilidad y movimiento del agua en las células vegetales y su impacto en el funcionamiento de las plantas, en el marco de una práctica de laboratorio, desarrollando pensamiento crítico.

FUNDAMENTO TEÓRICO

El potencial hídrico (Ψ) es una medida de la energía libre del agua en un sistema y determina la dirección del movimiento del agua en las plantas. Se expresa en megapascales (MPa) y está compuesto por varios componentes: el potencial osmótico (Ψ_s), el potencial de presión (Ψ_p) y otros factores según el modelo. Las células vegetales absorben agua cuando su potencial hídrico es menor que el del medio externo. Esta práctica permitirá estimar el potencial hídrico de tejidos vegetales mediante el método gravimétrico utilizando soluciones de sacarosa de diferentes concentraciones, estableciendo así un modelo experimental del comportamiento hídrico celular.

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Material vegetal:** tubérculos de papa (*Solanum tuberosum*) almacenados a temperatura ambiente y a 4° C durante 7 días.
- Material de laboratorio:**
 - Sacabocados.
 - Bisturí.
 - 5 vasos de precipitados de 250 mL.
 - Balanza de precisión.
 - Papel de filtro.
 - Regla milimétrica.
 - Papel aluminio.
 - Cronometro.
 - Papel o sanitas.
- Disoluciones a preparar:** Preparar las siguientes disoluciones (volumen final 100 mL o 50 mL): 0.10, 0.20, 0.30, 0.40 y 0.50 M

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

- Preparación de soluciones:**
 - Etiquetar los vasos con las concentraciones de sacarosa (0.10, 0.20, 0.30, 0.40 y 0.50 M).

- Llenar cada vaso con 100 o 50 mL de la solución correspondiente.

2. Preparación de las muestras vegetales:

- Con ayuda de un sacabocados cortar cilindros de papa (aprox. 4–5 cm de largo y 1 cm de ancho).
- Envolver rápidamente los cilindros en papel humedecido.
- Después de obtener el número de cilindros deseado, pesar un par de cilindros (tan rápidamente como sea posible) y registrar el peso fresco total. Registrar el peso inicial.

3. Inmersión y espera:

- Introducir dos cilindros de papa en cada solución. Cubrir los vasos con papel aluminio.
- Dejar en reposo por una hora (preferiblemente 24 hr) a temperatura ambiente (20–25 °C aprox.).

4. Pesado final:

- Retirar los cilindros, secar cuidadosamente con papel (sin presionar), y pesar de nuevo.
- Registrar el peso final.

5. Seguridad:

- Usar guantes durante el manejo de muestras.
- Desechar las soluciones conforme a normas del laboratorio.

RESULTADOS ESPERADOS

- Tabla de peso inicial y peso final de cada cilindro.
- Cálculo del cambio porcentual en masa:

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

- Gráfica: % de cambio en masa vs. concentración de sacarosa.
- Determinación del punto de intersección con el eje X (pérdida neta = 0), que indica el potencial hídrico aproximado del tejido.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

1. ¿Qué concentración de sacarosa causó mayor ganancia de masa? ¿Y cuál causó pérdida?
2. ¿Qué significa el punto donde no hay ganancia ni pérdida de peso?
3. ¿Qué indica el valor de concentración de equilibrio respecto al potencial hídrico del tejido?
4. ¿Cómo se relaciona esta medición con el movimiento de agua a nivel celular?
5. ¿Qué implicaciones tiene este conocimiento para el riego o nutrición vegetal?

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Interpretar cómo el agua se mueve en función del gradiente de potencial hídrico.
- Reconocer la importancia del potencial hídrico en condiciones de campo: sequía, salinidad, absorción de agua.
- Reflexionar sobre cómo aplicar este conocimiento en prácticas agrícolas como el manejo del riego o selección de variedades resistentes.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. Cálculo del potencial osmótico teórico de las soluciones de sacarosa con la fórmula:

$$\Psi_s = -iCRT$$

$$\Psi_s = -iCRT$$

$$\Psi_s = -iCRT$$
(i = 1; C en mol/L; R = 0.0831 L·bar/mol·K; T en K)
 Para discutir su relación con el potencial hídrico.
2. Investigar qué sucede con el potencial hídrico en plantas bajo estrés salino o hídrico.
3. Diseñar una variación de la práctica para evaluar hojas en lugar de raíces.
4. El potencial hídrico del tejido es igual al potencial hídrico de la disolución de azúcar que no causa variación del peso en dicho tejido. Por consiguiente, el punto de intersección con el eje de abscisas de la línea obtenida representa el potencial hídrico del tejido. Explicar el fundamento de esta afirmación.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusión y referencias bibliográficas.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 2: Observación de estomas y medida de la transpiración.
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Observar la estructura estomática y medir la transpiración en hojas vegetales mediante el uso del microscopio óptico y técnicas experimentales de cuantificación, conforme a protocolos de laboratorio, para comprender el papel de los estomas en la pérdida de agua y su influencia en el balance hídrico de las plantas, en una práctica de laboratorio, desarrollando pensamiento analítico.

FUNDAMENTO TEÓRICO
<p>Los estomas son estructuras compuestas por células oclusivas que regulan el intercambio gaseoso entre la planta y el ambiente. A través de ellos ocurre la transpiración, proceso por el cual el agua es perdida como vapor desde los tejidos hacia la atmósfera, generando un gradiente que favorece la absorción de agua por las raíces. El control estomático es esencial para la regulación del balance hídrico y el enfriamiento de la planta.</p> <p>Observar los estomas y medir cuantitativamente la transpiración permite relacionar estructura y función fisiológica con el ambiente, mediante la elaboración de preparaciones para la observación de estomas al microscopio con la técnica denominada impresión de estomas.</p>

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS		
Material / Equipo	Cantidad	Observaciones
Microscopio óptico compuesto	1 por grupo	Aumento mínimo de 10x
Hojas frescas de plantas (diferentes especies)	2-3	Evitar hojas muy jóvenes o senescentes
Cinta transparente	1	Para levantar impresiones epidérmicas
Portaobjetos y cubreobjetos	5-6	Limpios y secos
Pincel o bisturí fino	1	Para manipular muestras
Esmalte transparente o pegamento PVC	1	Alternativa
Bolsa plástica transparente	1	Para cubrir hojas
Balanza electrónica (0.01 g)	1	Para pesar hojas
Cronómetro	1	Para medición temporal
Cámara digital o lente para celular	Opcional	Para registrar imágenes estomáticas
Sanitas	Varias	Para limpieza y secado de hojas

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA
La técnica a emplear se denomina Impresión de estomas.

a) Observación de estomas.

1. Seleccionar una hoja fresca de planta de hoja ancha. Las impresiones de los estomas deben sacarse inmediatamente después de cortadas las hojas e incluso en la misma planta.
2. Aplicar una tira de cinta transparente sobre el haz y envés y retirar cuidadosamente (la impresión contendrá la epidermis). Para mejores resultados:

La hoja debe cubrirse con una capa delgada con esmalte o pegamento para PVC (o poliestireno-xilol en forma líquida) del área foliar deseada, dejando secar por unos instantes (10 segundos aproximadamente), finalmente se retira la cinta (con la impresión epidérmica).

3. Colocar la cinta sobre un portaobjetos. Añadir cubreobjeto si es necesario.
4. Observar al microscopio con aumento de 10x, 40x o 100x (de acuerdo al tamaño del estoma) y dibujar la estructura observada o tomar fotografías.
5. Contar el número de estomas y células epidérmicas por campo visual y estimar la densidad estomática (número de estomas por mm²), de acuerdo a las siguientes formulas:

$$\text{Densidad estomática} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estomas}}{\text{Area del campo visual}}$$

$$\text{Área del campo visual} = \pi \times r^2$$

6. Además, determinar el índice estomático:

$$\text{Índice estomático} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estomas} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ de células epidérmicas} + \text{N}^\circ \text{ de estomas}}$$

b) Medición de la transpiración

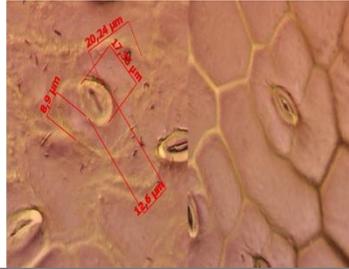
1. Seleccionar 2 hojas del mismo tamaño y especie.
2. Pesar cada hoja (peso inicial).
3. Cubrir una hoja con una bolsa plástica (control) y dejar la otra expuesta al aire.
4. Colocar ambas hojas en el mismo ambiente durante 60 minutos.
5. Retirar las hojas y pesar nuevamente (peso final).
6. Calcular la pérdida de masa por transpiración.

RESULTADOS ESPERADOS

- Imágenes o esquemas de estomas bajo microscopio.
- Tabla con número de estomas por campo visual y estimación de densidad estomática.
- Tabla con peso inicial y final de las hojas, y cálculo del porcentaje de pérdida de agua.
- Comparación entre hoja cubierta (control) y hoja expuesta.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

1. ¿Cuál fue la densidad estomática observada en la hoja?
2. ¿Cuál fue el índice estomático observada en la hoja?
3. ¿Dónde se encuentran más estomas: en el haz o en el envés? ¿Por qué?
4. ¿Qué hoja presentó mayor pérdida de agua? ¿A qué se debe?
5. ¿Qué papel juegan los estomas en la regulación del balance hídrico?
6. ¿Qué factores ambientales podrían modificar la apertura estomática y la transpiración?
7. Fotografías de los estomas de la parte del haz (adaxial) o envés (abaxial):



CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Relacionar la estructura de los estomas con su función fisiológica.
- Comprender la importancia de la transpiración en el transporte de agua y nutrientes.
- Reflexionar sobre cómo las condiciones ambientales afectan el balance hídrico y el rendimiento vegetal, especialmente en cultivos agrícolas.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

- Investigar cómo se regula la apertura estomática por hormonas como el ácido abscísico.
- Diseñar un experimento alternativo que evalúe el efecto de la luz o la temperatura sobre la transpiración.
- Simular mediante modelos gráficos el transporte de agua desde raíces a hojas en condiciones de alta transpiración.
- De manera opcional se puede determinar las medidas (longitud y ancho) de estomas y células acompañantes con cámara integrada al microscopio y con algún programa.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> • Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio. • Rúbrica de reporte escrito.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión conclusión y referencias bibliográficas.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 3: Función reguladora de los estomas en las hojas.
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Analizar la función reguladora de los estomas frente a diferentes condiciones ambientales utilizando datos experimentales obtenidos en laboratorio y referencias científicas actualizadas, con base en principios fisiológicos validados, para explicar cómo los estomas regulan la transpiración y el intercambio gaseoso en respuesta al entorno, durante una práctica experimental, desarrollando capacidad de argumentación.

FUNDAMENTO TÉORICO	
<p>Los estomas son poros localizados principalmente en la epidermis inferior de las hojas, flanqueados por células oclusivas, cuya apertura y cierre se ve influenciada por estímulos ambientales como luz, temperatura, concentración de CO₂ y humedad. Esta regulación permite a las plantas controlar la transpiración y el intercambio gaseoso necesario para la fotosíntesis.</p> <p>El conocimiento de estos mecanismos es fundamental para comprender cómo las plantas mantienen su balance hídrico y energético, especialmente en condiciones variables del ambiente. De acuerdo a la observación de estructuras y disposición de los estomas en diversos tipos de plantas y mediante la inducción del movimiento estomático bajo diferentes condiciones.</p>	

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS	
<ul style="list-style-type: none"> • Plantas de diferentes especies en maceta. • Cámaras de plástico transparente o cajas Petri (Para crear microambientes controlados) • Lámpara de luz blanca • Higrómetro • Termómetro digital • Microscopio óptico compuesto • Portaobjetos, cubreobjetos • Humo • Cinta transparente o esmalte transparente • Reloj o cronómetro • Matraz u bolsa plástica. 	

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA	
------------------------------------	--

a) Preparación de condiciones ambientales

1. Colocar una planta en cada uno de los siguientes ambientes:

- Ambiente iluminado y seco (frente a lámpara)
- Ambiente oscuro (caja cerrada)
- Ambiente húmedo (cámara plástica con papel húmedo)
- Ambiente sin estrés hídrico (regar la maceta 1 hr antes de iniciar la práctica).
- Ambiente con estrés hídrico. Cortar una hoja de una planta y esperar (mínimo 20 minutos).
- Ambiente baja concentración de CO₂: colocar dentro de un matraz (o bolsa) la hoja de una planta, sin desprender la hoja de la planta.
- Ambiente alta concentración de CO₂: llenar de humo un matraz (o bolsa) y dentro de ella colocar una hoja de una planta, sin desprenderla de la planta.

Nota: dividir las condiciones entre los equipos.

2. Mantener las plantas en estas condiciones durante 1 o 2 horas.

b) Obtención de impresiones estomáticas

1. Pasada la hora, tomar una hoja de cada planta.
2. Aplicar cinta transparente en el haz y envés de la hoja, retirarla cuidadosamente y pegarla en un portaobjetos. O Aplicar una ligera capa de esmalte transparente (delgada y uniforme) en la hoja, dejar secar y colocar la cinta transparente, retirarla cuidadosamente y pegarla en un portaobjetos.
3. Observar al microscopio con aumento de 40x o 100 x.
4. Dibujar los estomas observados e indicar si están abiertos o cerrados.
5. Contar los estomas abiertos y cerrados por campo visual. Repetir el conteo en 3 campos.

c) Análisis del entorno

1. Medir la temperatura y la humedad relativa del ambiente donde estuvo cada planta.
2. Registrar en una tabla junto con los datos de apertura estomática.

RESULTADOS ESPERADOS

- Dibujo esquemático y fotografías de estomas abiertos y cerrados.
- Tabla con el número de estomas abiertos/cerrados por condición:

Tabla 1. Número de estomas abiertos y cerrados del haz y envés de la planta x.

Ambiente	Número de estomas	Haz		Envés	
		Abiertos	Cerrados	Abiertos	Cerrados
Iluminado y seco					
Ambiente oscuro					
Ambiente húmedo					
Ambiente sin estrés hídrico					
Ambiente con estrés hídrico					
Ambiente baja concentración de CO ₂					
Ambiente alta concentración de CO ₂					

- Comparación gráfica entre condiciones ambientales y estado estomático.
- Relación entre luz, humedad, temperatura y apertura estomática.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

1. ¿Qué condición ambiental favoreció la apertura estomática? ¿Por qué?
2. ¿Qué sucede con los estomas en condiciones de oscuridad o alta humedad?
3. ¿Qué implicaciones tiene el cierre estomático para la fotosíntesis y la transpiración?
4. ¿Cómo se refleja esta respuesta fisiológica en el balance hídrico de la planta?
5. ¿Qué relevancia tienen estos resultados en la producción agrícola bajo estrés ambiental?
6. ¿Se encontró diferencias en el número de estomas presentes en ambas caras de la hoja? Si/No. En caso de haber encontrado diferencias, ¿a qué crees que se deba?

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Comprender la función dinámica de los estomas como reguladores fisiológicos.
- Relacionar las respuestas estomáticas con el entorno en tiempo real.
- Reflexionar sobre aplicaciones en prácticas agrícolas (riego eficiente, cultivos protegidos, uso de bioestimulantes).
- Argumentar con base en evidencia experimental cómo las plantas adaptan su fisiología para sobrevivir.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. Investigar el papel del ácido abscísico (ABA) en el cierre estomático.
2. Simular un experimento con mayor duración para observar cambios diurnos-nocturnos en la apertura estomática.

3. Relacionar estos hallazgos con el concepto de eficiencia en el uso del agua (WUE).

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE	
Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> • Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio. • Rúbrica de trabajo de investigación.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusión y referencias bibliográficas.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 4: Contenido de agua en órganos de las Plantas
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Determinar el contenido relativo de agua en órganos vegetales empleando procedimientos experimentales estandarizados y registros cuantitativos bajo condiciones controladas de laboratorio, para valorar el estado hídrico de las plantas y su relación con la fisiología del crecimiento, en el análisis práctico de cultivos hortícolas dentro del curso de Fisiología Vegetal, desarrollando habilidades para la toma de decisiones basada en datos.

FUNDAMENTO TÉORICO
<p>El contenido de agua en tejidos vegetales es un indicador clave del estado hídrico y de la capacidad funcional de planta para mantener procesos fisiológicos como fotosíntesis, transpiración y transporte de nutrientes. Su variación refleja cambios en turgencia, estrés hídrico y crecimiento.</p> <p>En el caso específico de las semillas, es importante conocer su humedad en el momento de la comercialización, ya que, si se entrega semilla con humedad por encima del óptimo se tendrán pérdidas. Así mismo, se debe conocer la humedad del producto en el periodo de almacenamiento, ya que, el almacenamiento de semillas húmedas genera un ambiente propicio para el desarrollo de hongos y bacterias, los cuales en su proceso respiratorio incrementan la temperatura del granel y la pérdida de materia seca con la consecuente pérdida de calidad.</p> <p>La medición precisa de agua relativa seca/peso fresco permite evaluar su estado fisiológico y potencial rendimiento en cultivos.</p>

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS		
Material / Equipo	Cantidad	Observaciones
Órganos vegetales (hojas, tallos, raíces, semillas, flores)	3 de cada tipo	De plantas de cultivo homogéneo
Balanza electrónica	1	Precisión mínima 0.01 g
Estufa de secado o baño María	1	Temperatura controlada (70 °C ± 5 °C)
Desecador	1	Para estabilizar muestras post desecado
Pinzas, tijeras, papel absorbente	Varias	Para manipulación de muestra
Tubos o frascos de vidrio etiquetados	6–9	Identificación clara (hoja, tallo, raíz + frescas/secas)
Cronómetro o reloj	1	Para control de tiempos

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA
1. Preparación y pesado fresco (PF):

- Cortar segmentos representativos (~3–5 g) de hoja, tallo, flores y raíz. Las semillas enteras (Solo cuando las semillas sean grandes y/o con cubiertas gruesas, éstas deberán ser trituradas antes del secado).
 - Secar ligeramente con papel absorbente y pesar. Registrar PF.
2. **Secado de muestras:**
- Colocar muestras en estufa a 70 °C durante 48 h.
 - Transferir a desecador hasta que alcancen temperatura ambiente (30 minutos aproximadamente).
3. **Pesado seco (PS):**
- Pesar nuevamente para obtener PS.
 - Registrar los valores.
4. **Cálculo del contenido de agua relativo:**
- $$\% \text{ agua} = \frac{PF - PS}{PF} \times 100$$
5. **Precauciones:**
- Etiquetado cuidadoso para evitar confundir muestras.
 - Usar guantes y pinzas al manipular muestras.
 - No sobrecargar la estufa para garantizar secado uniforme.

RESULTADOS ESPERADOS

- Peso fresco (PF) y peso seco (PS) para cada órgano.
- Cálculo de % agua relativa en hojas, tallos, flores, semillas y raíces.
- Tabla comparativa y gráfica de contenido hídrico por órgano.
- Fotografías del procedimiento de la práctica.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

- ¿Qué órgano tiene mayor contenido de agua? ¿Por qué fisiológicamente?
- ¿Hay diferencias significativas entre órganos? Relacionar con funciones anatómicas.
- ¿Qué refleja el contenido de agua respecto al estado hídrico de la planta?
- ¿Cómo se podría vincular esta información con prácticas de diagnóstico de estrés hídrico?
- ¿Qué decisiones agronómicas podrías sugerir con base en estos datos?
- ¿Existe una relación entre peso de las semillas y contenido de humedad de la semilla?

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Vincular los hallazgos con teorías sobre turgencia, absorción y transporte de agua.
- Reflexionar sobre la implicación del contenido hídrico para estrés, rendimiento y sanidad vegetal.
- Valorar cómo estos datos pueden orientar manejo de riego, selección varietal y monitoreo agronómico.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. Comparar porcentaje de agua en tejidos de plantas sometidas a déficit hídrico y con riego óptimo.
2. Investigar el contenido de solutos osmóticos en hojas con distinto contenido de agua.
3. Diseñar plan de diagnóstico de estrés hídrico en un cultivo comercial, usando este método como base.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> • Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio. • Rúbrica de reporte escrito.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusión y referencias bibliográficas.

RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA

Elemento de Competencia al que pertenece la práctica	Indicar EC (I, II o III)
	Elemento de competencia II: Relacionar la aplicación de los elementos esenciales en el desarrollo vegetal y su distribución para evitar desequilibrios metabólicos, alteraciones fisiológicas y enfermedades a través del análisis de problemas y el trabajo en equipo, en cultivos hortofrutícolas de acuerdo con lineamientos de los paquetes tecnológicos de nutrición.

PRÁCTICA	NOMBRE	COMPETENCIA
Práctica No. 5	Síntomas de deficiencias y toxicidad mineral	Identificar los síntomas visuales asociados a deficiencias o toxicidades minerales en plantas, de acuerdo con criterios diagnósticos establecidos en la literatura científica y siguiendo protocolos de observación sistemática, para reconocer desequilibrios nutricionales que afectan el metabolismo vegetal y proponer alternativas de corrección, dentro del laboratorio o en escenarios simulados, desarrollando habilidades de comunicación efectiva en equipo.
Práctica No. 6	Estructuras de absorción de agua y nutrientes.	Analizar las estructuras morfológicas especializadas en la absorción de agua y nutrientes en las raíces, utilizando técnicas de observación microscópica y macroscópica y conforme a principios anatómicos y fisiológicos, para comprender el papel de dichas estructuras en la nutrición vegetal, en prácticas orientadas a la producción hortofrutícola, desarrollando pensamiento crítico.



UES

Universidad Estatal de Sonora
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

PRÁCTICAS DEL ELEMENTO DE COMPETENCIA II

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 5: Síntomas de deficiencias y toxicidad Mineral
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Identificar los síntomas visuales asociados a deficiencias o toxicidades minerales en plantas, de acuerdo con criterios diagnósticos establecidos en la literatura científica y siguiendo protocolos de observación sistemática, para reconocer desequilibrios nutricionales que afectan el metabolismo vegetal y proponer alternativas de corrección, dentro del laboratorio o en escenarios simulados, desarrollando habilidades de comunicación efectiva en equipo.

FUNDAMENTO TEÓRICO

Además del agua, carbono, oxígeno, radiación que requieren la planta para realizar sus funciones metabólicas, la plantas requieren de los nutrientes minerales. Dependiendo de la cantidad requerida por la planta los nutrimentos se dividen en macro y microelementos y son fundamentales para el desarrollo vegetal, y su deficiencia o exceso puede provocar alteraciones fisiológicas, metabólicas o estructurales.

Los síntomas visuales, como clorosis, necrosis, enanismo, o deformación de hojas, permiten identificar desequilibrios nutricionales si se observan de forma sistemática y con base en guías diagnósticas confiables. Esta práctica fomenta la comprensión de la fisiología vegetal aplicada al diagnóstico nutricional, para intervenir oportunamente en cultivos hortofrutícolas.

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

1. Plantas con previo tratamiento o Plantas modelo con deficiencia o toxicidad y plantas en buen estado nutrimental (testigo).
2. Guía diagnóstica de deficiencias minerales.
3. Lupa o microscopio estereoscópico (opcional).
4. Cámara digital o teléfono con buena resolución.
5. Papel milimetrado / regla / balanza analítica.
6. Tubos de ensaye
7. Gradilla
8. Agujas de disección
9. Bisturí
10. Pinzas
11. Caja Petri
12. Reactivos para nitratos, fosfatos y potasio.

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. Observación inicial:

- Observar cuidadosamente cada planta o tejido vegetal (hojas, tallos, raíces).
- Registrar en la hoja de observación la presencia de síntomas (coloración, forma, textura, localización del daño).

2. Registro fotográfico y morfológico:

- Tomar fotografías claras de cada síntoma.
- Medir longitud, área foliar o peso de órganos afectados si es necesario.

3. Diagnóstico comparativo:

- Comparar cada síntoma con las guías diagnósticas de deficiencias y toxicidades minerales (N, P, K, Mg, B, Fe, etc.).
- Discutir en equipo las posibles causas.

4. Clasificación de síntomas:

- Determinar si los síntomas corresponden a deficiencia o toxicidad.
- Identificar el elemento relacionado y su papel fisiológico.

5. Propuesta de intervención:

- Diseñar un esquema de corrección: tipo de fertilizante, dosis, método de aplicación.
- Justificar la decisión con base en literatura y datos observados.

6. Precauciones:

- No manipular directamente las plantas afectadas sin guantes.
- Evitar contaminación cruzada entre muestras.

De manera opcional se puede determinar las deficiencias de nitratos, fosfatos y potasio de las muestras vegetales mediante la técnica de análisis foliar, para ello elaborar los siguientes reactivos:

COMPOSICIÓN QUIMICA DE LOS REACTIVOS PARA LA DETERMINACIÓN DE DEFICIENCIAS NUTRICIONALES	
REACTIVO	COMPOSICIÓN Y PREPARACIÓN
Nitratos	Disolver 1 g de difenilamida en 100 ml de ácido sulfúrico concentrado.
Fosfatos 1	Disolver 8 gr de molibdato de amonio en 200 ml de ácido clorhídrico al 63%, diluir la solución resultante en 4 volúmenes iguales.
Fosfatos 2	Oxalato de estaño o cloruro de estaño
Potasio 1	Disolver 5 g de cobaltonitrito de sodio, más 30 d de nitrito de sodio en poca agua, añadir 5 ml de ácido acético glacial y aforar a 100 ml con agua. Reposar esta solución por 5 días. Posteriormente añadir 5 ml de esta solución a otra que contenga 15 g de nitrato de sodio en 100 ml de agua. Ajustar pH a 5.0 con ácido acético.
Potasio 2	Alcohol etílico al 95%

1. Elegir hojas que posean un pecíolo bien delimitado porque la técnica está basada en el análisis de estas porciones foliares.
 - a) NITRATOS: Seleccionar 16 cilindros del pecíolo (1 mm de longitud) de las hojas a evaluar. Colocarlas en un tubo de ensaye y agregue unas gotas del reactivo detector de nitrato.
 - b) FOSFATOS: del mismo modo que en el procedimiento anterior. Colocar pecíolos en tubos de ensaye y agregue 5 gotas del primer reactivo, agite fuertemente por 1 minuto. Agregue una porción del segundo reactivo. Dicha porción debe ser la que se adhiera a la aguja de disección, mezcle fuertemente y observe el color. Agregue otra porción igual del segundo reactivo y nuevamente observe su coloración.

c) POTASIO: A los peciolo agregar 5 gotas del primer reactivo y mezclar, después de que hayan transcurrido 3 minutos observar la cantidad de precipitado o turbidez.

ELEMENTO	COLOR O PRECIPITADO			
		Exceso	Adecuado	Deficiente
Nitrógeno		Azul oscuro	Azul pálido	Incoloro acompañado por un verde pálido en el follaje.
Fosforo	Abundante Azul oscuro	No deficiente Azul medio	Deficiente leve Azul claro	Moderadamente muy fuerte Ninguna
Potasio	Abundante o adecuado Precipitado denso	Deficiente Medio	Moderada clara	Muy fuerte Ninguna

RESULTADOS ESPERADOS

- Registro de síntomas con descripciones detalladas.
- Fotografías de evidencia con anotaciones.
- Diagnóstico nutrimental con sustento bibliográfico.
- Propuesta de corrección técnica viable y documentada.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

- ¿Qué patrones comunes observaste entre las distintas plantas?
- ¿Qué elementos estuvieron más comúnmente deficientes o en exceso?
- ¿Cómo se manifiesta fisiológicamente la deficiencia de un nutriente como el nitrógeno o el hierro?
- ¿Qué errores de manejo pudieron haber causado estos desequilibrios?
- ¿Cómo puede aplicarse este diagnóstico a nivel productivo en campo?
- ¿Varía la absorción de los nutrientes con la edad de la planta con la disponible en el medio en que se cultiva?

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Relación entre síntomas visuales y funciones fisiológicas de nutrientes.
- Importancia del diagnóstico temprano para evitar pérdidas productivas.
- Aplicabilidad del conocimiento a la gestión hortofrutícola.
- Valoración del trabajo en equipo y la discusión técnica como medios para mejorar la toma de decisiones.
- Compartir y discutir los resultados obtenidos por los diferentes equipos de su grupo.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. **Ejercicio de diagnóstico inverso:** Presentar imágenes sin información y pedir diagnóstico argumentado.
2. **Diseño de ficha técnica:** Elaborar una ficha de corrección nutricional para el caso analizado.
3. **Investigación dirigida:** Buscar en bases de datos científicas artículos sobre la fisiología de deficiencias minerales.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> • Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio. • Rúbrica de trabajo de investigación.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusión y referencias bibliográficas.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 6: Estructuras de absorción de agua y nutrientes.
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Analizar las estructuras morfológicas especializadas en la absorción de agua y nutrientes en las raíces, utilizando técnicas de observación microscópica y macroscópica y conforme a principios anatómicos y fisiológicos, para comprender el papel de dichas estructuras en la nutrición vegetal, en prácticas orientadas a la producción hortofrutícola, desarrollando pensamiento crítico.

FUNDAMENTO TEÓRICO

Desde el punto de vista fisiológico las plantas necesitan a los tejidos conductores para la distribución de agua y sustancias orgánicas, son tejidos que funcionan como soporte a modo de esqueleto y sostén de la parte aérea de la planta, además permiten la comunicación entre diferentes partes de la planta. La organización de los tejidos conductores en el tallo, raíz y la hoja es diferente, ya que están formados por distintos tipos de células. La mayor parte de los tipos celulares de los tejidos conductores se originan a partir de las mismas células meristemáticas. Por ello el xilema y el floema se encuentran físicamente próximos en toda la planta.

El agua primeramente hace contacto con las raíces. Estos tejidos poseen adaptaciones como raíces laterales, pelos radiculares y cápsulas radicales que maximizan la absorción de agua y nutrientes del suelo. Estas estructuras aumentan la superficie de contacto y facilitan la captación por ósmosis y transporte activo, integrándose a los procesos fisiológicos del crecimiento y nutrición de la planta. Su estudio permite comprender cómo el sistema radicular influye directamente en la productividad y el estado nutricional de los cultivos.

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

Material / Equipo	Cantidad	Observaciones
Plantas hortofrutícolas jóvenes	3–5 plantas	Misma especie, bien desarrolladas
Microscopio estereoscópico	1 por grupo	Aumento 40–100x
Microscopio compuesto	1 por grupo	Aumento 400x
Portaobjetos y cubreobjetos	Varios	Limpios y etiquetados
Cinta adhesiva o esmalte transparente	1 rollo	Para impresiones radiculares basales
Pinzas finas, bisturí, tijeras	Varias	Para manipulación de raíces
Lupa de mano	1	Para observación macroscópica
Cámara digital (opcional)	1	Para registro de imágenes
Regla milimetrada	1	Para medir longitudes
Preparaciones permanentes de raíz, tallo y hoja de diferentes especies de monocotiledóneas y dicotiledóneas. O en su lugar, diversas fotografías de la Histología raíz, tallo y hoja vegetales.	1	Opcional. Proporcionado por el encargado de laboratorio o profesor.

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. Recolección y limpieza:

- Cavar cuidadosamente alrededor de la planta para extraer raíces de 1–2 plantas sin dañarlas.
- Lavar suavemente con agua para eliminar el suelo.

2. Observación macroscópica:

- Utilizar lupa estereoscópica para identificar raíces principales, laterales y nudos.
- Medir longitudes y anotar observaciones sobre grosor, ramificación y color.

3. Impresión de la epidermis de la raíz:

- Colocar cinta adhesiva sobre una zona basal de la raíz limpia.
- Retirar con cuidado la impresión.
- Pegar la cinta en portaobjetos, cubrir con cubreobjetos y observar en microscopio compuesto.

4. Observación microscópica:

- Estudiar la presencia de pelos radiculares: longitud, densidad y tamaño.
- Hacer dibujos esquemáticos y medidas a escala.
- De las preparaciones permanentes, observar al microscopio en 10x y 40 x, siguiendo el procedimiento normal para la colocación, enfoque y observación, con cada una de las laminillas. O en su caso, observar detenidamente las fotografías proporcionadas.
- Identifique en cada caso las estructuras observadas (apoyándose con los esquemas anexos):

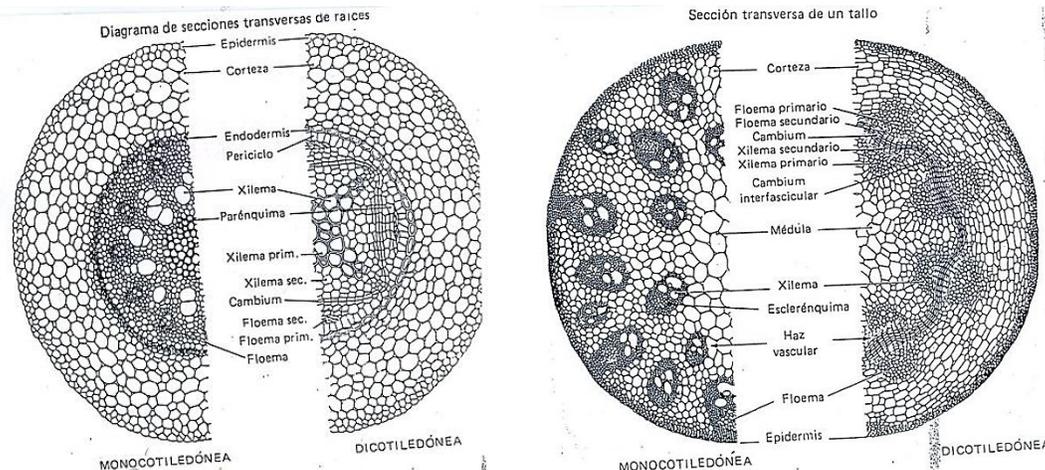
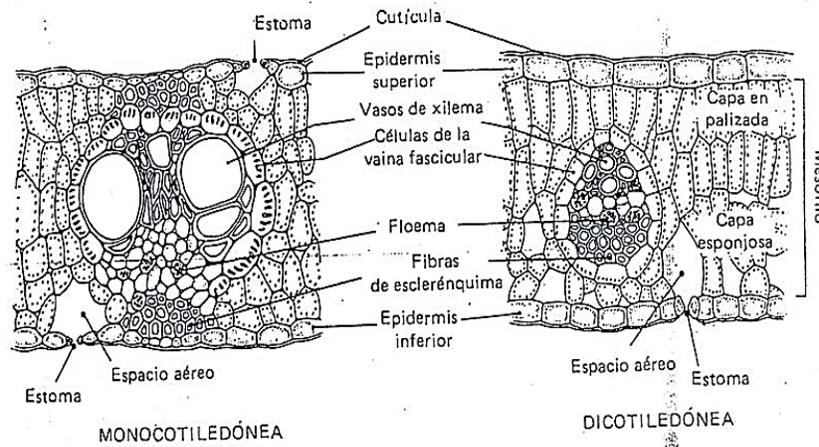


Diagrama de la sección transversal de una hoja



5. Registro fotográfico:

- Documentar las muestras con cámara digital.

6. Precauciones:

- Manejar raíces con cuidado para no romper estructuras.
- Etiquetar correctamente cada muestra.
- Desinfectar accesorios tras su uso.

RESULTADOS ESPERADOS

- Fotografías y dibujos de raíces con descripción de morfología.
- Tabla con medidas (longitud raíz principal, densidad de pelos radicales).
- Impresión microscopio mostrando pelos radicales y epidermis.
- Fotografías y dibujos de las estructuras histológicas de las partes de las plantas.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

1. ¿Cuál es la estructura más eficiente para absorción de agua y nutrientes en tu muestra?
2. ¿Qué relación existe entre densidad de pelos radicales y absorción?
3. ¿Cómo se modula la ramificación radicular con relación a prácticas de cultivo?
4. ¿Qué diferencias estructurales encontró en las especies observadas a nivel de raíz, tallo y hoja?
5. ¿Cómo influye el tipo de estructura en los distintos procesos fisiológicos de las plantas fanerógamas? Explique y dé ejemplos.
6. ¿Qué implicaciones tienen estas características durante déficit hídrico o nutricional?
7. ¿Cómo aplicas este conocimiento en manejo agronómico (fertirriego, enraizamiento de esquejes)?

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Las estructuras radiculares observadas favorecen la absorción por su tamaño y forma.
- Relación entre adaptación morfológica y eficiencia en nutrición vegetal.
- Importancia de evaluar raíces para mejorar rendimiento en cultivos hortofrutícolas.
- Reflexión sobre el pensamiento crítico al evaluar estructuras y su productividad.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. Preparar un informe comparativo de raíces de diferentes cultivos (tomate vs. lechuga).
2. Investigar cómo responde la morfología radicular a fertilización o salinidad.
3. Diseñar un protocolo de propagación por esquejes con énfasis en formación de raíces.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Cráterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> • Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio. • Rúbrica de reporte escrito.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión y referencias bibliográficas.

RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA

Elemento de Competencia al que pertenece la práctica	Indicar EC (I, II o III)
	Elemento de competencia III: Analizar la interacción entre los procesos fisiológicos, a través del aprendizaje, para el desarrollo vegetativo de plantas, producción de energía, asimilación de nutrientes, crecimiento y diferenciación en cultivos de interés económico de acuerdo con las teorías, investigaciones en relación a la fisiología vegetal.

PRÁCTICA	NOMBRE	COMPETENCIA
Práctica No. 7	Fotosíntesis.	Evaluar la actividad fotosintética de tejidos vegetales mediante parámetros fisiológicos medibles, utilizando técnicas experimentales en investigaciones científicas, cumpliendo criterios de precisión en la toma de datos, para interpretar la relación entre la fotosíntesis y el desarrollo de cultivos de interés económico, en prácticas de laboratorio, orientadas a la comprensión de procesos fisiológicos integrados, desarrollando habilidades para la resolución de problemas científicos.



UES

Universidad Estatal de Sonora
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

PRÁCTICAS DEL ELEMENTO DE COMPETENCIA III

NOMBRE DE LA PRÁCTICA	Práctica de laboratorio 7. Fotosíntesis
COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA	Evaluar la actividad fotosintética de tejidos vegetales mediante parámetros fisiológicos medibles, utilizando técnicas experimentales en investigaciones científicas, cumpliendo criterios de precisión en la toma de datos, para interpretar la relación entre la fotosíntesis y el desarrollo de cultivos de interés económico, en prácticas de laboratorio, orientadas a la comprensión de procesos fisiológicos integrados, desarrollando habilidades para la resolución de problemas científicos.

FUNDAMENTO TEÓRICO
<p>La fotosíntesis es un proceso fisiológico esencial en las plantas mediante el cual convierten la energía lumínica en energía química, almacenada en forma de carbohidratos. Ocurre en los cloroplastos, específicamente en la membrana de los tilacoides principalmente en las células del mesófilo de las hojas, las clorofilas son los pigmentos encargados de absorber la luz solar, e implica dos fases: la luminosa o ciclo C3 (captura de luz y producción de ATP y NADPH) y la oscura o ciclo de Calvin Benson-Bassham (fijación del CO₂).</p> <p>Este proceso está directamente relacionado con la producción de biomasa, el crecimiento vegetal, y la eficiencia en cultivos agrícolas. Su medición permite inferir el estado fisiológico de las plantas y su capacidad productiva bajo distintas condiciones ambientales.</p>

MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS		
Material/reactivo/equipo	Cantidad	Especificaciones
Hojas frescas de cualquier cultivo	3	En buen estado, sin daños visibles
Lámpara LED o fuente de luz artificial o luz solar	1	1000 lux aprox. con intensidad regulable
Cámara de medición de intercambio gaseoso	1	Opcional
Vasos de precipitados	3	250 ml
Agua destilada	500 ml	A temperatura ambiente
Bicarbonato de sodio (NaHCO ₃)	5 g	Como fuente de CO ₂ disuelto
Detergente líquido	1 gota	De cualquier marca
Cronómetro	1	Digital o de celular
Sacabocado o perforador	1	Cualquier material que corte en discos las hojas
Termómetro ambiental	1	Rango 0–50 °C
Papel aluminio	1	Cantidad suficiente para cubrir el vaso

PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

La técnica que se empleará se denomina Discos de hojas flotantes o flotación fotosintética:

1. Preparación del medio de reacción:

- a) En un vaso de precipitados disolver 5 g de bicarbonato de sodio en 500 mL de agua destilada.
- b) A la solución de bicarbonato de sodio añadir una gota de detergente líquido.
- c) Etiquetar el vaso de precipitado con la solución de bicarbonato y detergente.

2. Preparación de las hojas:

- Cortar pequeños discos o fragmentos de hojas frescas (20), con ayuda de un sacabocados o perforador.

3. Colocación de los discos de hojas al interior de la jeringa.

- Retirar el émbolo de la jeringa y transferir con cuidado los discos de las hojas (10) al cuerpo o cilindro de la jeringa. Agitar o tocar suavemente el cilindro de la jeringa en el banco de laboratorio para recoger los discos en la parte inferior (cerca de la abertura) del cilindro.
- Volver a colocar el émbolo en el cilindro de la jeringa. Empujar el émbolo hasta que quede un pequeño volumen de aire y discos de hojas en el cilindro. Se debe tener cuidado de no dañar los discos de hojas.
- Absorber con la jeringa un pequeño volumen de solución de bicarbonato de sodio (4-5 ml). Mover o golpear suavemente la jeringa para suspender los discos de hojas en la solución.
- Colocar un dedo sobre la abertura de la jeringa firmemente, tirar hacia atrás del émbolo lentamente para crear un vacío y mantenerlo así durante 10 segundos. Realizar alrededor de 4 veces hasta que los discos de las hojas se hundan o estén en el fondo de la jeringa.
- Mientras se mantiene el vacío, agitar los discos de hojas para suspenderlos en la solución. Girar la jeringa hasta dejarla en posición vertical y lentamente dejar que el émbolo retroceda para liberar la aspiradora.
- Una vez que todos los discos se hayan hundido, retirar el émbolo del cilindro de la jeringa. Agitar y colocar rápidamente los discos y la solución en el vaso con la solución de bicarbonato y detergente.
- Colocar el vaso debajo de la luz ubicada a unos 15 cm de distancia y comenzar a tomar el tiempo, hasta observar que los discos floten en la solución.

4. Condiciones iniciales:

- Colocar el vaso bajo una lámpara LED (encendida a máxima intensidad) o a plena luz solar.
- Registrar la temperatura ambiente y del agua.

5. Mediciones:

- Iniciar el cronómetro y observar si los discos comienzan a flotar (indicador de producción de oxígeno).

- Usar un sensor de oxígeno (si está disponible) para cuantificar la concentración de O₂ disuelto cada 2 minutos por 10 minutos.
- 6. Condición sin luz:**
- Posteriormente cubrir el vaso de precipitado con los discos y solución de bicarbonato y jabón con papel aluminio durante 30 minutos.
 - Verificar que los discos se hayan ido al fondo del vaso, registrar resultados.
 - Medir la variación de O₂ y comparar.
- 7. Seguridad y manejo:**
- Usar guantes durante la manipulación.
 - No ingerir ningún reactivo. Evitar contacto directo con ojos o mucosas.

RESULTADOS ESPERADOS

- Tiempo que tardan los discos en flotar (minutos).
- Tiempo que tardan los discos en hundirse al fondo del vaso en oscuridad.
- Concentración de oxígeno disuelto (ppm o mg/L) en condiciones con luz y sin luz.
- Comparación entre condiciones de luz, oscuridad y tipo de hoja (si se varía).

ANÁLISIS DE RESULTADOS

1. ¿Qué condiciones favorecen una mayor producción de oxígeno?
2. ¿Cómo se relaciona el tiempo de flotación con la intensidad fotosintética?
3. ¿Qué diferencias se observaron entre la condición con luz y sin luz?
4. ¿Cómo afecta la disponibilidad de CO₂ (bicarbonato) en el proceso?
5. Relacionar los datos obtenidos con la teoría del ciclo de Calvin y la fase luminosa.

CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

- Explicar cómo los resultados obtenidos validan los principios de la fotosíntesis.
- Reflexionar sobre cómo se podrían aplicar estas mediciones en el manejo de cultivos hortofrutícolas y ornamentales.
- Considera factores ambientales que podrían modificar la tasa fotosintética en campo.

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. Investiga tres factores ambientales que afectan la fotosíntesis (temperatura, CO₂, intensidad lumínica) y justifica su efecto fisiológico.
2. Realiza un análisis comparativo de la fotosíntesis en plantas C₃, C₄ y CAM.
3. Simula con datos hipotéticos cómo variarían la fotosíntesis si se duplica la intensidad lumínica.

EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE	
Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> • Asistencia 30% • Registro y análisis adecuado de datos 10% • Participación activa y trabajo en equipo 10% • Presentación del reporte escrito 60%
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de reporte de práctica de laboratorio.
Formatos de reporte de prácticas	Portada, índice, introducción, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusión y referencias bibliográficas.

FUENTES DE INFORMACIÓN

1. Alonso, J. R. 2011. Manual de Histología Vegetal. Ediciones Mundi-Prensa. España. 326 p.
2. Azcón-Bieto J, Talón M. (2000). Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill Interamericana. Madrid Barceló Coll J y cols (2000). Fisiología Vegetal. Pirámide.
3. Baskin, C. C., Yrog J. M. 2001. Seeds. Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination. Academic Press. San Diego. 666 p.
4. Bhatla, S. C., & Lal, M. A. (2023). *Plant physiology, development and metabolism*. Springer Nature.
5. Biblioteca Digital Universidad Estatal de Sonora. <http://biblioteca.ues.mx/>
6. Campbell, N.A. & Reece, J.B. 2007. Biología general. Editorial Médica Panamericana, S.A. 1392 p.
7. Chamman, H.D. y P.F. A Pratt. 1973. Métodos de análisis para suelos plantas y agua, Editorial Trillas, S.A. México. (De la edición de ingles de 1966
8. Lallana, V.H. y Lallana, M.C. 2003. Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal. Facultad de Ciencias Agropecuarias – UNER. pp: 32-35.
9. Larque-Saavedra; Trejo-López; 1990. Manual de prácticas de Fisiología Vegetal. Ed. Trillas. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México. 1° Edición
10. Megías Pacheco, Molist García Pilar, Pombal Diego Manuel A. Atlas de Histología Vegetal y animal. <http://mmegias.webs.uvigo.es/presentacion.php>
11. Parés, J.; Arizaleta, M.; Sanabria, M.; García, G. 2008. Effect of salinity levels on the stomatal density, stomatal index and leaf thickness of *Carica papaya* L. *ACTA BOT. VENEZ.* 31 (1): 27-34.
12. Reinhold Co. New York
13. Ros A, Calderón AA, Muñoz R (1994). Measuring water conductivity coefficients in plant tissues. *J. Biol. Educ.* 28: 83-85
14. Slavik, B. 1974. Methods of studing plantwater relations. Springer-Verlag. New York
15. Stevenson F y Mertens. 1980. Anatomía Vegetal. Editorial Limusa 1ª. México.
16. Universidad Autónoma de Chapingo. 1982. Manual de Prácticas de Laboratorio de Fisiología Vegetal Impresión Mimeografica. Chapingo Mexico.
17. Video demostrativo de la técnica Discos de hojas flotantes o flotación fotosintética: <https://www.exploratorium.edu/snacks/photosynthetic-floatation>
18. Willan, R.L. 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales. FAO. 20/02. Roma, Italia. 502 p.
19. Witham FH., Blaydes DF, Devlin RM (1971). Experiments in Plant Physiology. Van Nostrand
20. Zhan, X., & Zhu, Y. (2025). Abiotic Stress and Mechanisms of Stress Tolerance in Vegetable Crops. In *Growth Regulation and Quality Improvement of Vegetable Crops: Physiological and Molecular Features* (pp. 183-224). Singapore: Springer Nature Singapore.

NORMAS TÉCNICAS APLICABLES

Normas Oficiales Mexicanas (NOM)

1. **NOM-003-STPS-1999:**
Condiciones de seguridad e higiene en el uso de insumos fitosanitarios o fertilizantes:
economia.gob.mx+5gob.mx+5dof.gob.mx+5sidofqa.segob.gob.mx+15economia.gob.mx+15catalogonacional.gob.mx+15
≥ Fundamental para prácticas con fertilizantes o agroquímicos en laboratorio.
2. **NOM-010-STPS-2014:**
Prevención y control de riesgos por agentes químicos en el entorno laboral:
gob.mxsidof.segob.gob.mx+3es.wikipedia.org+3es.wikipedia.org+3
≥ Establece protocolos para manejo seguro de reactivos, ventilación y equipo de protección.
3. **NOM-026-STPS-2008:**
Colores y señales de seguridad e higiene en tuberías y áreas de manejo:
≥ Relevante para señalización en zonas de laboratorio (extintores, rutas de evacuación).
4. **NOM-007-STPS-2000:**
Condiciones de seguridad en instalaciones y equipo agrícola
catalogonacional.gob.mx+2dof.gob.mx+2sidofqa.segob.gob.mx+2conahcyt.mx+15catalogonacional.gob.mx+15catalogonacional.gob.mx+15
≥ Aplica al uso de equipo de cultivo o riego en campo o laboratorio.

Normas Internacionales (ISO / ISO-IEC)

1. **ISO/IEC 17025:**
Requisitos para la competencia de los laboratorios de ensayo y calibración
conahcyt.mxgob.mx+12en.wikipedia.org+12en.wikipedia.org+12
≥ Base técnica para asegurar trazabilidad y confiabilidad en resultados experimentales.
2. **ISO 45001:**
Sistema de gestión de seguridad y salud ocupacional
en.wikipedia.orgen.wikipedia.org+1sidof.segob.gob.mx+1
≥ Aplica a gestión de riesgos laborales en el laboratorio (peligros físicos, químicos, ergonómicos).

Normas fitosanitarias (SENASICA / SAGARPA)

- **NOM-FITO series:** regulan campañas cuarentenarias, manejo de plagas y uso de fitosanitarios
sidofqa.segob.gob.mx+3es.wikipedia.org+3economia.gob.mx+3economia.gob.mx+5gob.mx+5gob.mx+5
≥ Importantes cuando se manejen plantas, suelos o agentes fitopatológicos.



UES

Universidad Estatal de Sonora
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu