



Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de biología vegetal

Ana María López Gutiérrez
Juan Diego Marín Montoya
Liliana Isaza Valencia
Lina María Gómez López
Miguel Alfredo Ruíz López



Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de biología vegetal

Ana María López Gutiérrez

Juan Diego Marín Montoya

Liliana Isaza Valencia

Lina María Gómez López

Miguel Alfredo Ruíz López



Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria
Colección Textos Académicos
2024

Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de biología vegetal / Ana María López Gutiérrez y otros. – Pereira : Editorial Universidad Tecnológica de Pereira, 2024. 166 páginas : ilustrado. -- (Colección Textos académicos).

e-ISBN: 978-958-722-921-9

1. Botánica 2. Biología celular 3. Biología molecular 4. Fisiología vegetal 5. Técnicas de laboratorio

CDD. 581.46

Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de biología vegetal

© Ana María López Gutiérrez

© Juan Diego Marín Montoya

© Liliana Isaza Valencia

© Lina María Gómez López

© Miguel Alfredo Ruíz López

© Universidad Tecnológica de Pereira

e-ISBN: 978-958-722-921-9

Universidad Tecnológica de Pereira
Vicerrectoría de Investigaciones, Innovación y Extensión
Editorial Universidad Tecnológica de Pereira
Pereira, Colombia

Imagen de cubierta: Miguel Alfredo Ruíz López (*Erythrina edulis*, chachafruto, poroto, balú)

Coordinador editorial:

Luis Miguel Vargas Valencia

luismvargas@utp.edu.co

Teléfono (606) 313 7381

Edificio 9, Biblioteca Central Jorge Roa Martínez

Cra. 27 No. 10-02 Los Álamos, Pereira, Colombia

www.utp.edu.co

Montaje y producción

Tomás Flórez Calle

Universidad Tecnológica de Pereira

Pereira, Risaralda, Colombia.

Reservados todos los derechos

SECCIÓN 3.

Fisiología Vegetal	101
Práctica 3.1. Velocidad de Transporte por el Xilema	103
Práctica 3.2. Extracción y Actividad de Pigmentos Fotosintéticos ...	109
ANEXO A. Tablas para Registro de Datos	115
Práctica 3.3. Desarrollo y Diferenciación de Plantas: Etapas Fenológicas.....	116
Práctica 3.4. Determinación del Potencial Hídrico	122
Práctica 3.5. Biología y Germinación de las Semillas	128
Práctica 3.6. Técnicas de Análisis de Crecimiento en Plantas	134
ANEXO B. Medición de Área Foliar.....	140

SECCIÓN 4.

Cosecha y Postcosecha	145
Práctica 4.1. Medición de Azúcares en Frutas y Hortalizas con Diferentes Grados de Madurez.....	147
Práctica 4.2. Encurtidos no Fermentados	159
Práctica 4.3. Conservación de Frutas y Hortalizas en Aceites y Almíbares.....	165

Lista de tablas

Tabla 1.	Tabla para completar. Práctica 1.1.....	31
Tabla 2.	Material vegetal a utilizar. Práctica 1.2.....	37
Tabla 3.	Material vegetal. Práctica 1.4.....	62
Tabla 4.	Pigmentos extraídos por cada tipo de muestra. Práctica 3.2....	112
Tabla 5.	Resultados de absorbancia. Práctica 3.2.....	115
Tabla 6.	Lecturas de actividad fotosintética. Práctica 3.2.....	115
Tabla 7.	Registro de lecturas Práctica 3.4.....	126
Tabla 8.	Tiempos de cocción para escaldado de algunas hortalizas. Práctica 4.2.....	157

Lista de figuras

Figura 1.	Órganos y tejidos de una planta.....	33
Figura 2.	Estructura interna del tallo de dicotiledónea (<i>Helianthus annuus</i>)	39
Figura 3.	Estructura interna del tallo de monocotiledónea (<i>Zea mays</i>)	40
Figura 4.	Estructura externa de las hojas	41
Figura 5.	Partes de la hoja.....	45
Figura 6.	Tipos de hojas compuestas	46
Figura 7.	Limbo lineal	47
Figura 8.	Limbo hastada	47
Figura 9.	Limbo cordiforme.....	48
Figura 10.	Limbo ovalado.....	48
Figura 11.	Limbo escamiforme.....	49
Figura 12.	Limbo lanceolado	49
Figura 13.	Limbo elíptico	50
Figura 14.	Nervadura penninervia	50
Figura 15.	Nervadura Palminervia.....	51
Figura 16.	Nervadura Paralelinervia.....	51
Figura 17.	Nervadura Palmeada.....	52
Figura 18.	Sésiles.....	52
Figura 19.	Pecioladas.....	53
Figura 20.	Borde entero	53
Figura 21.	Borde dentado.....	54
Figura 22.	Borde ondulado	54
Figura 23.	Borde lobulado	55

Figura 24.	Borde aserrado.....	55
Figura 25.	Hojas con disposición opuesta	56
Figura 26.	Hojas con disposición connata	56
Figura 27.	Hojas con disposición en roseta basal	57
Figura 28.	Hojas con disposición verticilada.....	57
Figura 29.	Hojas con disposición alterna.....	58
Figura 30.	Estructura de la flor	61
Figura 31.	Estructura de los frutos simples carnosos.....	64
Figura 32.	Bosque muy húmedo montano- Holdridge	68
Figura 33.	Descripción de las partes de un árbol.....	69
Figura 34.	Modelo de arquitectura vegetal	76
Figura 35.	Formas de copas de los árboles	77
Figura 36.	Proceso de cultivo de tejidos	83
Figura 37.	Tipos de propagación vegetativa	91
Figura 38.	Varetas de cítricos para extracción de yemas	96
Figura 39.	Procedimiento para la injertación.....	97
Figura 40.	Injertos de púa terminal en aguacate	99
Figura 41.	Injertos de púa lateral	99
Figura 42.	Intercambio gaseoso por los estomas en plantas	104
Figura 43.	Tejido de xilema. Corte longitudinal y corte transversal... 104	
Figura 44.	Imágenes asociadas al procedimiento.	106
Figura 45.	Tejidos de xilema de <i>Apium graveolens</i>	107
Figura 46.	Absorbancia de luz visible por parte de los cloroplastos... 110	

Figura 47.	Obtención y filtración de extractos etanólicos de pigmentos fotosintéticos.....	112
Figura 48.	Mediciones con medidor portátil de clorofila.....	113
Figura 49.	Fases de crecimiento del arroz (<i>Oryza sativa</i>)	117
Figura 50.	Movimiento del agua en células vegetales	123
Figura 51.	Ciclo de vida de una planta angiosperma.....	129
Figura 52.	Germinación de frijol <i>Phaseolus vulgaris</i>	130
Figura 53.	Niveles de organización biológica.....	135
Figura 54.	Medición de la biomasa fresca (A y B) y secado de plantas (C)	138
Figura 55.	Procedimiento para descargar e instalar el programa ImageJ	140
Figura 56.	Ejemplo de imagen de hoja para ser introducida en el programa ImageJ.....	141
Figura 57.	Procedimiento para cargar imagen en el sistema	141
Figura 58.	Procedimiento para ajustar la escala y ajustar la imagen ..	142
Figura 59.	Procedimiento para medir el área foliar	143
Figura 60.	Escala de maduración de guayaba (<i>Psidium guajava</i>)	149
Figura 61.	Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>) de mesa sin epidermis...	150
Figura 62.	Medición de firmeza con penetrómetro análogo en guayaba (<i>Psidium guajava</i>).....	151
Figura 63.	Frascos de vidrio para conservas con sus dimensiones	155
Figura 64.	Diagrama de flujo del proceso.....	155
Figura 65.	Preparación de hortalizas para encurtidos	156
Figura 66.	Tomates deshidratados en aceite de oliva.....	161
Figura 67.	Frutas en almíbar.....	162

Agradecimientos

Los autores expresan sus más sinceros agradecimientos
a la Universidad Tecnológica de Pereira,
a la Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria
y a todas las personas que realizaron sus aportes
a través de fotografías, imágenes y procesos de revisión.

Presentación

Los manuales, protocolos u otros mecanismos para documentar procedimientos son una forma de compartir años de estudio y experiencia acumulada por parte de personas que han consagrado su vida a un tema en particular. Escribir este tipo de documentos no es algo trivial, requiere tiempo y esfuerzo lograr poner de forma ordenada y concisa abundante información teórica y complejos procedimientos llenos de detalles, y mucho más, cuando se quiere acompañar de ejemplos concretos y sencillos. Es precisamente lo que hace el presente manual, el cual se construye a partir de la ilustración de una serie de prácticas que inician con conceptos y elementos básicos teóricos que ambientan al lector sobre el tema, y presenta los objetivos, materiales y procedimientos necesarios para llevarla a cabo cada práctica. No obstante, se encuentra un valor añadido que lo diferencia de otros manuales, y es la influencia académica, ya que el lector, a través de ejercicios e ilustraciones, se siente acompañado y llevado de la mano por un profesor experto en el tema en todo el ciclo de aprendizaje.

El manual presenta al inicio unas normas básicas de seguridad para trabajar en laboratorio, y empieza con el estudio de la forma y estructura de las plantas, la organización celular de los tejidos vegetales, su desarrollo y

sus funciones, pasando por técnicas de propagación vegetal y, abarcando incluso, procesamiento agroindustrial de alimentos.

Este documento es un gran esfuerzo que merece reconocimiento porque, además de compartir su conocimiento, los autores estimulan y animan a estudiar la biología vegetal, e invitan a mejoras, dejando abierta la puerta para su complemento con nuevo conocimiento y experiencias que lo puedan enriquecer de forma continua.

Los lectores de hoy en día cuentan con la gran fortuna de contar con información a la mano, solo tecleando algunas palabras en un buscador en internet logran tener acceso a decenas de documentos relacionados con el tema de interés. Recuerdo que durante mis años en la universidad me tomó meses poder tener acceso al Manual de laboratorio de fisiología vegetal de Ludwig Muller que había sido publicado y lanzado 30 años antes por el IICA en Costa Rica. La gran riqueza no está en la cantidad de información que tenemos a la mano, sino en poder estudiarla y aprovecharla de la mejor manera posible, así que invito a su lectura juiciosa y cuidadosa, pero sobre todo a disfrutar esta pieza que comparten los autores de forma generosa con todos nosotros.

Jeimar Tapasco

Científico principal. Alianza Bioversity & CIAT
Colombia

Introducción

Ana María López Gutiérrez
Miguel Alfredo Ruíz López

Las plantas son los seres vivos más notorios en casi cualquier paisaje terrestre. Quizá la característica más destacada de las plantas es su color verde, el cual proviene de la presencia de la clorofila, un pigmento que desempeña un papel crucial en la fotosíntesis. Este proceso les permite a las plantas aprovechar la energía de la luz solar para convertir el agua y el dióxido de carbono en azúcares, de allí que las plantas sean el grupo más abundante, representando cerca del 80% de la biomasa de la tierra (Bar-On *et al.*, 2018). Sin embargo, la clorofila y la fotosíntesis no son exclusivas de las plantas, porque también se presentan en muchos tipos de protistas y procariontes.

A medida que las plantas sobreviven, crecen y se reproducen, alteran e influyen el paisaje y la atmósfera de la Tierra en formas que son enormemente beneficiosas para el resto de los habitantes del planeta, incluidos los seres humanos. Estos también obtienen beneficios adicionales al explotar de manera activa las plantas. Los complejos ecosistemas que albergan la vida terrestre no podrían mantenerse sin la ayuda de las plantas, ya que estas realizan aportes vitales al alimento, aire, suelo y agua que sostienen la vida en tierra firme.

Los ancestros de las plantas fueron protistas fotosintéticos, probablemente similares a las algas verdes modernas conocidas como carofíceas; los cuales estuvieron restringidos a hábitats acuáticos, que les representaban múltiples ventajas. Por ejemplo, en el agua, un cuerpo está sumergido en una solución rica en nutrimentos, está sostenido por una fuerza de flotación y no es probable que se seque. Además, la vida en el agua facilita la reproducción, porque los gametos (células sexuales) y cigotos (células sexuales fecundadas) pueden transportarse mediante corrientes acuáticas o impulsarse mediante flagelos.

A pesar de los beneficios de los ambientes acuáticos, las primeras plantas surgieron en hábitats terrestres. En la actualidad, la mayoría de las plantas viven en el medio terrestre. La transición a tierra trajo muchas ventajas para ellas, incluido el acceso a la luz solar sin impedimento del agua que puede bloquear sus rayos y el acceso a nutrimentos contenidos en las rocas superficiales. Sin embargo, el moverse a tierra firme también impuso algunos retos: las plantas ya no podían depender de los ambientes acuáticos para brindar sostén, humedad, acceso a nutrimentos y transporte para los gametos y cigotos. Como resultado, la vida en el medio terrestre ha favorecido en las plantas la evolución de rasgos que ayudan a superar estos desafíos ambientales: estructuras que dan sostén al cuerpo y permiten conservar y transportar el agua y los nutrimentos a toda la planta, y procesos que dispersan los gametos y cigotos por métodos que son independientes del agua.

Según Mazoyer y Roudart (2010), al final del Paleolítico, hace 12.000 años, tras cientos de miles de años de evolución biológica y cultural, las sociedades humanas llegaron a fabricar utensilios cada vez más variados, refinados y especializados, gracias a los cuales, habían desarrollado una vida de cazadores recolectores, adaptada a los entornos más diversos. Esta especialización se acentuó en el Neolítico, y fue durante este último periodo de la prehistoria, que varias de estas sociedades, entre las más avanzadas de la época, iniciaron la transición de la depredación a la agricultura. Hace alrededor de 10.000 años, el ser humano consolidó un largo periodo de observación y aprendizaje, que le permitió domesticar las plantas (y animales) y aprendió a seleccionarlas y cultivarlas para su uso y provecho. Desde entonces, las plantas se han utilizado en la alimentación, para la producción de madera, resinas, aceites, combustibles, tejidos y otros productos de uso industrial. Muchos de los compuestos activos de los medicamentos son extraídos a partir de plantas y, en los procesos de domesticación de los

animales de traspasio se utilizan plantas forrajeras para su alimentación. Se considera que el desarrollo de las sociedades agrícolas y más recientemente, el auge de la agricultura moderna, han provocado una disminución del número total de especies vegetales de las que depende la alimentación humana. De las 250.000 especies de plantas con flores, menos de 5.000 son utilizadas como alimento de forma habitual (Khoury, *et al.*, (2014).

El 25 de septiembre de 2015, la Organización de las Naciones Unidas (ONU) propone la adopción, a 15 años, de un conjunto de objetivos globales para erradicar la pobreza, proteger el planeta y asegurar la prosperidad para todos como parte de una nueva agenda de desarrollo sostenible. Los llamados “Objetivos del desarrollo sostenible (ODS)” proponen, entre otros, el fin de la pobreza, la erradicación del hambre, la educación de calidad y el trabajo digno. Como es sabido, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) sitúa a Colombia dentro de los 7 países del orbe que poseen tierras agrícolas tanto para atender su demanda doméstica de alimentos como para exportarlos durante la gran demanda que se avizora en el mundo, en las próximas décadas.

El documento *Harvesting Prosperity: Technology and Productivity Growth in Agriculture* del Banco Mundial (Funglie *et al.*, 2019), de manera general, resalta los siguientes determinantes del crecimiento de la productividad total de factores agropecuarios (Parra-Peña y Puyana, 2021):

1. La Investigación, Desarrollo e Innovación (I+D+i)
2. Un entorno propicio para la adopción de la tecnología (la extensión agropecuaria, la formación y capacitación, etc.).
3. Las reformas a los mercados de factores (como la tierra y trabajo).
4. El crecimiento del empleo no agropecuario en el área rural (como respuesta a la diversificación de los ingresos).

En ese orden de ideas, la Universidad, de acuerdo con su misión, está llamada a contribuir en los factores 1 y 2 descritos por el Banco Mundial. La Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria (FCAA) de la Universidad Tecnológica de Pereira integra diversas disciplinas del ámbito agroindustrial en sus programas de pregrado y posgrado, permitiendo la inclusión productiva basada en los lineamientos existentes en la misión para la transformación del campo. La FCAA está orientada hacia el desarrollo científico y tecnológico de la agroindustria, abriendo las puertas para la innova-

ción del sector productivo agroindustrial, desde su producción primaria, teniendo un enfoque social y sostenible en sus propuestas. Los pregrados que pertenecen a la FCAA son las Tecnologías de Producción en las áreas hortícola y forestal y las Ingenierías en Procesos Agroindustriales y Sostenibles de las Maderas, en todos ellos, la formación en Biología Vegetal es transversal a todas las áreas.

Este manual reúne prácticas de laboratorio y de campo aplicables al área de Biología Vegetal dentro de los procesos formativos de pregrado de la FCAA. Para su uso, se ha dividido en 4 secciones y 18 prácticas, las cuales pueden ser aplicadas en las asignaturas de Biología Vegetal, Fisiología Vegetal y Postcosecha y Producción agrícola. Las secciones desarrolladas en este manual son: Sección 1. Morfología e Histología Vegetal, Sección 2. Propagación y Micropropagación Vegetal, Sección 3. Fisiología vegetal y Sección 4. Cosecha y Postcosecha.

Este Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de biología vegetal, pretende ser una guía, para que tanto profesores como estudiantes puedan tener una base procedimental. No consideramos que estas prácticas sean definitivas, más bien, que sirvan como partida para provocar el pensamiento crítico y que puedan ser complementadas con la experiencia de los que las desarrollan.

Bibliografía

Bar-On, Y.M., Phillips, R., & Milo, R. (2018). *The biomass distribution on Earth. Proceedings of the National Academy of Sciences*. 115(25), 6506-6511.

Funglie, K., Gautam, M., Goyal, A., & Maloney, W. F. (2019). *Harvesting prosperity: Technology and productivity growth in agriculture*. World Bank Publications.

Khoury, C. K., Bjorkman, A. D., Dempewolf, H., Ramirez-Villegas, J., Guarino, L., Jarvis, A. & Struik, P. C. (2014). *Increasing homogeneity in global food supplies and the implications for food security. Proceedings of the national Academy of Sciences*. 111(11), 4001-4006. Mazoyer, M., & Roudart, L. (2010). *Histórias das agriculturas no mundo. Do neolítico à crise contemporânea*. Universidad Estatal Paulista (UNESP).

Mazoyer, M., & Roudart, L. (2010). *Histórias das agriculturas no mundo. Do neolítico à crise contemporânea*. Universidad Estatal Paulista (UNESP).

ONU. (2015). *Documento final de la cumbre de las Naciones Unidas para la aprobación de la agenda para el desarrollo después de 2015*. ONU.

Parra-Peña, R. I. & Puyana, R. (2021). *Análisis de la productividad del sector agropecuario en Colombia y su impacto en temas como: encadenamientos productivos, sostenibilidad e internacionalización, en el marco del programa Colombia más competitiva*. FEDESARROLLO.

Normas de Seguridad en los Laboratorios

El trabajo en un laboratorio involucra el uso de equipos, reactivos químicos y otros elementos, que pueden generar riesgos físicos, químicos y biológicos de manera directa o indirecta a los presentes en el lugar y, en general a la comunidad que está alrededor de las instalaciones donde se realizan estas actividades, por esto se hace necesario conocer estos riesgos para prevenir cualquier tipo de accidente.

El conocer y aplicar las normas de bioseguridad siempre en el laboratorio es indispensable, para hacer de este un lugar seguro y, así, evitar accidentes.

Normas Generales

- La puntualidad es importante para iniciar la práctica de laboratorio a la hora definida, el respeto por quienes están en el laboratorio y alto sentido de responsabilidad por las personas y por las instalaciones. Se define como tiempo máximo de espera para el ingreso de los estudiantes al laboratorio 10 minutos después de la hora asignada, pasado este tiempo no se recibe al estudiante en la práctica.

- No se puede realizar la práctica de laboratorio sin la presencia del docente.
- Cada estudiante o grupo de trabajo es responsable de su área de trabajo, como también del material y equipo usado.
- Los asistentes al laboratorio deben lavarse las manos antes, durante el desarrollo de las actividades de las prácticas programadas y tras acabar la práctica de laboratorio.
- El laboratorio debe permanecer limpio y ordenado.
- Se debe garantizar el correcto manejo y disposición de los residuos químicos y biológicos.
- El monitor es un apoyo fundamental para la realización de la práctica, pero el docente es el responsable del desarrollo de la misma, el cual debe definir con antelación los requerimientos en cuanto a materiales, reactivos y equipos necesarios para el desarrollo de esta actividad.
- El material quebrado o reactivo contaminado será asumido por el estudiante o equipo de trabajo involucrado en el evento. Su reposición será fundamental para la expedición del respectivo paz y salvo al final del semestre.
- Los siguientes equipos siempre deben ser manejados en presencia del docente responsable y encargado del laboratorio: microscopio con cámara, viscosímetro, colorímetro, actividad de agua, balanza de humedad y espectrofotómetro.
- Se define en consenso el uso del celular únicamente como herramienta de trabajo y, en este caso, el docente asignará un estudiante encargado de su uso con este fin.
- Los estudiantes no están autorizados a trabajar solos en el laboratorio.
- La ejecución de las prácticas de laboratorio del semestre está programada con antelación, por lo tanto, el cambio o modificación de una de ellas debe ser concertado con antelación.

Normas de Conducta Básica

- El acceso al laboratorio estará limitado al personal autorizado a la práctica asignada, no debe ingresar personal ajeno a ella.

- Para el ingreso al laboratorio, los estudiantes deben estar siempre acompañados del docente o monitor.
- Comer, beber, fumar y aplicarse cosméticos está formalmente prohibido en el área de trabajo del laboratorio, así como el almacenamiento de comida o bebidas. Excepcionalmente, habrá prácticas de evaluación sensorial donde no podrá haber presencia de sustancias que puedan representar un riesgo químico o biológico para el personal.
- El estudiante debe usar sólo el material y los equipos asignados para su práctica.
- Antes de ingresar al laboratorio, el estudiante debe conocer con exactitud la práctica a realizar, de esta manera, se evitarán accidentes por desconocimiento o improvisación. La mejor norma de seguridad es la buena planeación de la práctica de laboratorio.
- Se debe desarrollar la disciplina de identificar y marcar las muestras, trabajos y/o elementos utilizados en el desarrollo de la práctica de laboratorio.
- Es responsabilidad del personal del laboratorio y del respectivo docente, hacer cumplir siempre las normas de seguridad establecidas para el uso del laboratorio.

Normas de Bioseguridad

- Usar siempre bata de laboratorio, que debe ser de manga larga, con puño y que cubra hasta el inicio de la rodilla, y llevarla cerrada.
- Está prohibido el uso de pantalones cortos o rotos, faldas, zapatos de tacón, zapatos abiertos, sandalias o zapatos hechos de tela.
- Siempre utilice los lentes de protección cuando esté trabajando con sustancias químicas que tengan riesgo de salpicaduras y equipos cortopunzantes. Recuerde que los equipos de protección mínima son guantes, tapabocas y lentes de protección.
- No se deben usar lentes de contacto sin la protección de gafas.
- Recoja el pelo largo y la ropa muy floja.
- No se debe usar joyería en el laboratorio.
- Está rigurosamente prohibido pipetear con la boca, siempre utilice la pipeta con la pera de succión.

- Todas las personas asistentes a la práctica deben poner especial cuidado en evitar el contacto de la piel con material potencialmente infeccioso o corrosivo; con este fin se deben usar guantes. Estos guantes siempre serán desechados en el recipiente para tal fin antes de salir del laboratorio, jamás se saldrá del laboratorio con los guantes puestos ni con ellos se debe coger el teléfono, tocar las hojas de consulta o de examen ni las manijas de las puertas.
- Transite de manera pausada por el laboratorio, trate de anticipar el movimiento de sus compañeros, no juegue, grite o haga bromas en este lugar; así evitará accidentes.
- Los derrames, accidentes y/o incidentes deben ser informados inmediatamente al profesor de la práctica o a la persona encargada del laboratorio, para hacer el respectivo registro, atención y solución de la situación.
- Conozca de antemano los peligros de los compuestos con los que se va a trabajar, se debe leer la etiqueta y la hoja de seguridad antes de utilizar un producto químico.
- Es muy importante concientizar a los estudiantes sobre la importancia de informar los errores cometidos para corregir y evitar un posible accidente o daño contra la salud, así como el cumplimiento de las normas de bioseguridad.
- Si usted se desinfecta con alcohol, por favor, ubíquese a una distancia prudente del fuego o en ciertos casos del mechero.
- Es responsabilidad de todos los asistentes a las prácticas de laboratorio, conocer la ubicación y el manejo de los elementos de seguridad, como alarmas, salidas de emergencias, regaderas, equipos para combatir siniestros, así como también los procedimientos establecidos para actuar en caso de presentarse una emergencia.
- Los objetos con punción (agujas, hojas de bisturí, cristales rotos, etc.) deben depositarse en contenedores adecuados.
- Todas las superficies de trabajo se deben limpiar y desinfectar antes de iniciar la práctica y siempre que se produzca un derrame.
- En el área de trabajo no se debe colocar material de escritorio, libros y celulares, ya que estos se pueden contaminar.

- Siempre que en una práctica de laboratorio se liberen gases, sustancias o vapores peligrosos en concentraciones o cantidades altas, las normas generales de seguridad para estos establecen la obligatoriedad de utilizar campanas de extracción de vapores.

Manejo de Equipos

- Los equipos se deben operar bajo la supervisión del docente responsable de la práctica, para evitar riesgos personales o daños al equipo.
- Si no se tiene conocimiento en el momento del uso del equipo, se debe solicitar apoyo en el manejo de este al personal del laboratorio.
- Cada vez que se utilice un equipo se debe diligenciar el formato del uso de este, por el monitor encargado.
- Hay equipos que solo podrán ser manejados por los docentes, dada la finalidad del equipo, como son: el viscosímetro, colorímetro, microscopio con cámara digital y el espectrofotómetro.

Disposición de Residuos Químicos y Biológicos

La Universidad Tecnológica de Pereira en el año 2015, expidió la Resolución 956 “Por medio de la cual se adopta el Plan Institucional para la Gestión Integral de Residuos Sólidos en la Universidad Tecnológica de Pereira”, el cual es un documento guía frente a la gestión de los residuos peligrosos y el cumplimiento de los requisitos legales que se le exige a la Institución como ente generador.

El Plan de Gestión Integral para el Manejo de Residuos Generados en la Atención en Salud y otras Actividades - *PGIRASA* tiene como objetivo establecer de manera unificada, organizada y coherente los estándares de métodos, procedimientos y actividades que garanticen el cumplimiento de lo establecido en el decreto 780 de 2016, decreto 1076 de 2015 y la Resolución 1164 de 2002 del Ministerio del Medio Ambiente, el cual reglamenta el Manual de Procedimientos para la Gestión Integral de Residuos generados en la atención en salud.

Según la Resolución 956 de 2015 de la Universidad Tecnológica de Pereira es pertinente aclarar las siguientes definiciones:

Residuo o Desecho: Es cualquier objeto, material, sustancia, elemento o producto que se encuentra en estado sólido, semisólido, o es un líquido o gas contenido en recipientes o depósitos, cuyo generador descarta, rechaza o entrega porque sus propiedades no permiten usarlo nuevamente en la actividad que lo generó o porque la legislación o la normatividad así lo estipula.

Residuo o Desecho Peligroso: Es aquel residuo o desecho que por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, tóxicas, inflamables, infecciosas o radioactivas puede causar riesgo o daño para la salud humana y el ambiente. Asimismo, se consideran residuos o desechos peligrosos los envases, empaques y embalajes que hayan estado en contacto con ellos.

Para la adecuada gestión de los residuos, es responsabilidad de cada dependencia generadora, en este caso, los laboratorios de Docencia de la Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria, realizar una Gestión Integral de los Residuos Sólidos, fundamentándose en cuatro componentes:

1. Prevención y minimización
2. Manejo Interno Ambientalmente Seguro
3. Manejo Externo Ambientalmente Seguro
4. Ejecución, Seguimiento y Ejecución del Plan

Dentro de este plan, se destacan las siguientes acciones:

- Los laboratorios de docencia de la Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria cuentan con un funcionario encargado de capacitar, tramitar y orientar las actividades relacionadas con la disposición final de residuos peligrosos de origen químico y/o biológico.
- Cada laboratorio de docencia cuenta con canecas plásticas de pedal, de colores blanco, negro y rojo, para la disposición clasificada de los residuos.
- Cada semestre, se realizan procesos de capacitación a los estudiantes, docentes y monitores sobre las responsabilidades y acciones descritas en el “Plan Institucional para la Gestión Integral de Residuos Sólidos en la Universidad Tecnológica de Pereira”.
- La disposición de guantes, tapabocas, batas desechables y otros desechos de tipo biosanitario debe realizarse en bolsa plástica de color rojo debidamente etiquetada y respetando los horarios y rutas

de recolección establecidas por la Universidad Tecnológica de Peireira (UTP). Los formatos pueden ser descargados de la página del Centro de Gestión Ambiental de la UTP (<https://www2.utp.edu.co/centro-gestion-ambiental/gestion-de-residuos-solidos.html>). En el caso de objetos corto punzantes como lancetas, jeringas o cuchillas de bisturí, el tipo de recipiente utilizado para la segregación de los residuos tienen la siguiente normatividad:

- Contenedores de plástico rígido (guardianes), en polipropileno de alta densidad u otro polímero que no contenga P.V.C, para garantizar seguridad en su disposición final.
- Resistentes a la ruptura y la perforación por elementos cortopunzantes.
- Poseer tapa hermética de seguridad ajustable o de rosca, de boca angosta, de tal forma que al cerrarse quede completamente hermético.
- Rotular de acuerdo con la clase de residuo.
- Livianos y de capacidad no mayor a 2.9 litros.

Bibliografía

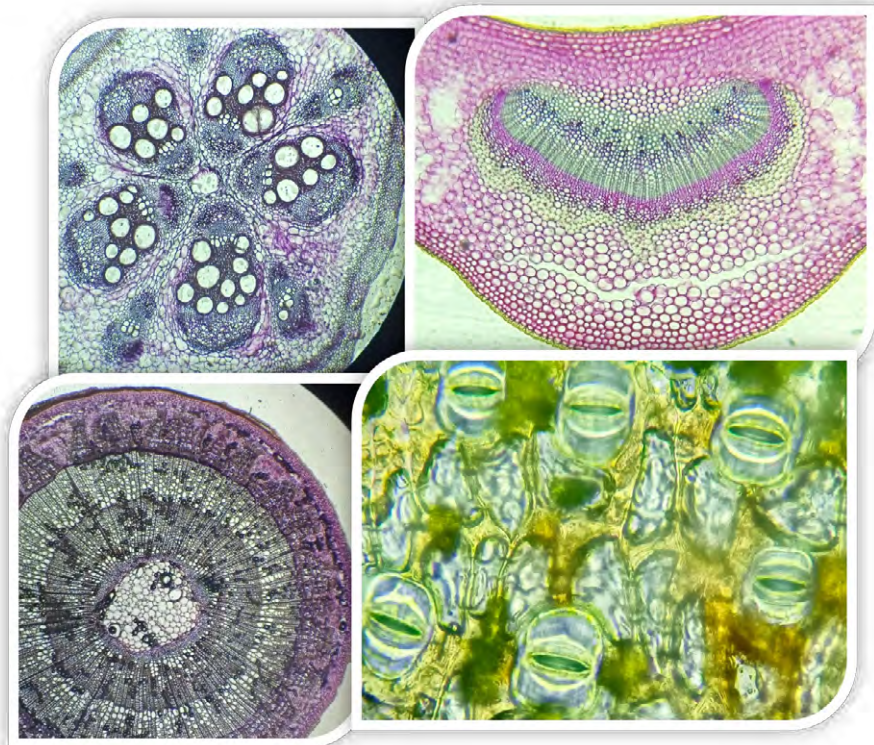
Centro de Gestión Ambiental (2020). *Plan para la gestión integral de residuos generados en la atención de salud y otras actividades de la Universidad Tecnológica de Pereira*. Versión 05. Universidad Tecnológica de Pereira.

Pública, F. (2016). Decreto 780 de 2016 Sector Salud y Protección Social.

Bogotá, C. D. C. (2015). Decreto Único Reglamentario 1076 del 26 de mayo de 2015. Sector Ambiente y Desarrollo Sostenible.

Ministerio de Salud. Ministerio del Medio Ambiente. (2002). Resolución 1164 de 2002.

Morfología e Histología Vegetal



Práctica 1.1. Observación de Tejidos Vegetales

Introducción

La histología es el estudio de los tejidos. El tejido es una asociación de células que tienen un origen común y que, en conjunto, cumplen las mismas funciones. Las células vegetales que constituyen las plantas pueden ser:

Células vivas: encargadas del crecimiento de la planta, fotosíntesis, respiración, almacenamiento de sustancias y reparación de daños.

Células muertas: sus paredes celulares engrosadas y lignificadas proporcionan soporte y resistencia a la planta y forman vasos conductores para la savia bruta (Deblón *et al.*, 2007).

Los tejidos celulares se pueden clasificar en dos grandes grupos:

1. **Tejidos meristemáticos o embrionarios:** están formados por células pequeñas y redondeadas de paredes delgadas, con grandes núcleos y pequeñas vacuolas. Su función principal es, crecer, dividirse y dar origen a todos los demás tejidos, por eso se los llama tejidos formadores. Se hallan en todas las partes del vegetal en vía de crecimiento, y pueden ser primitivos o secundarios.

Meristemas primitivos: Responsables del crecimiento del embrión en la semilla y del crecimiento en longitud de la planta. Se localizan en la raíz y en las yemas del tallo (apicales en el extremo y axilares como base de futuras hojas y ramas).

Meristemas secundarios: Sus células proceden de otras células adultas que recuperan temporalmente la capacidad de reproducirse. Responsables del crecimiento en grosor de la planta y de formar nuevos vasos conductores.

- 2. Tejidos permanentes, definitivos o adultos:** están compuestos por células que ya no se pueden dividir, se halla en el seno de los órganos viejos o ya formados. Distintos tipos de estos tejidos se agrupan en sistemas, que se extienden por todas las partes de la planta.

Tradicionalmente, estos tejidos se agrupan en tres sistemas: sistema de protección (epidermis y peridermis), fundamental (parénquima, colénquima y esclerénquima) y vascular (xilema y floema).

El sistema de protección está formado por tejidos (la epidermis y la peridermis), que recubren todo el vegetal y desempeñan una función parecida a la de la piel en los animales. Las células de estos tejidos se revisten de cutina, suberina y ceras para disminuir la pérdida de agua. Entre las formaciones epidérmicas se encuentran los estomas que tienen como función principal controlar la transpiración y regular el intercambio gaseoso, Un estoma está formado por dos células provistas de clorofila, de forma arriñonada o semilunar. (Células oclusivas). Se unen por su parte cóncava dejando un pequeño orificio llamado ostiolo.

El sistema fundamental lleva a cabo funciones metabólicas y de sostén. Una gran proporción de los tejidos vivos de las plantas está representada por el parénquima, el cual realiza diversas funciones, desde la fotosíntesis hasta el almacenamiento de sustancias.

Para mantenerse erguidas sobre la tierra y mantener la forma y estructura de muchos órganos las plantas tienen un sistema de sostén representado por dos tejidos: colénquima y otro más especializado denominado esclerénquima, de este modo el tallo puede mantenerse erguido y sostener las ramas, y las hojas pueden resistir la violencia del viento.

Las principales diferencias entre el Colénquima y el esclerénquima son:

Colénquima

- a) Células vivas
- b) Células prismáticas y alargadas.
- c) Membrana celulósica y flexible, espesada en los ángulos.
- d) Se encuentran en tallos y ramas jóvenes, pecíolo, pedúnculos florales.
- e) Resistencia y flexibilidad

Esclerénquima

- a) Células muertas
- b) Células cortas
- c) membrana lignificada y dura, engrosada uniformemente, pero provista de poros.
- d) Se halla en órganos definitivos: tallos o ramas viejas.
- e) Tejido sostén por excelencia. (Di Fulvio *et al.*, 2012)

Sistema **Vascular**: uno de los hechos más relevantes en la evolución de las plantas terrestres es la aparición de un sistema vascular capaz de comunicar todos los órganos del cuerpo de la planta. El sistema vascular está formado por dos tejidos: xilema, que conduce fundamentalmente agua, y floema, que conduce principalmente sustancias orgánicas en solución. Sólo hablamos de verdaderos tejidos conductores en las plantas vasculares.

El xilema es un tejido formado por varios tipos de células huecas (muertas), que presentan una pared celular gruesa y agujereada. La función del xilema es la conducción de agua y minerales desde la raíz hasta las hojas. Esta solución se conoce a menudo con el nombre de «savia bruta» y llega a todas las células del vegetal. El movimiento del agua en el xilema es rápido: puede alcanzar, en un día cálido de verano, velocidades de hasta 60 centímetros por minuto.

El floema es un tejido formado por células vivas que reparte los nutrientes orgánicos, especialmente los azúcares producidos por la fotosíntesis (savia elaborada) desde las hojas al resto de la planta, su tamaño es menor que el de las células del xilema.

El movimiento de nutrientes dentro del floema, el de sacarosa, principalmente, es unidireccional y más lento que el movimiento de la savia bruta del xilema. Sólo alcanza 2,5 centímetros por minuto. Estos nutrientes posteriormente se almacenan en frutos, semillas o incluso en la raíz (Pacheco *et al* 2017).

Objetivos

- Observar con ayuda del microscopio tejidos vegetales.
- Identificar y diferenciar tejidos vegetales de crecimiento, sostén, conducción y producción fotosintética.

Materiales

- Microscopio
- Placas de Xilema y Floema
- Placas de Parénquimas
- Placas Colénquima y esclerénquima

Procedimiento

1. Observación de células de parénquima en empalizada y parénquima lagunoso:

Ubique la placa sobre el microscopio y con el objetivo 4x escoja un área del tejido delgada donde se puedan diferenciar claramente las células. A continuación, realice observaciones cambiando el objetivo a 10x y, por último, en 40x

Dibuje lo observado identificando las células:

2. Observación de células epidérmicas y vasculares:

Realice observaciones de la muestra facilitada por el docente en diferentes objetivos, empezando siempre de menor a mayor (4x, 10x, 40x), identifique y diferencie los vasos conductores, el xilema por el que circula la savia bruta y el floema por el que circula la savia elaborada, poniendo en práctica el fundamento teórico visto en clase.

Dibuje lo observado:

3. Identificación de tejidos parenquimatosos:

Inicie las observaciones con el objeto de menor aumento, haciendo un recorrido desde la corteza a la zona interna para que se logre obtener una visión general del montaje usado.

En la observación con el aumento menor se pueden observar estas distintas capas:

1. **Cutina:** capa cerosa externa de las plantas que las protege de la desecación.
2. **Epidermis:** formada por una capa de células.
3. **El parénquima cortical:** formado por varias capas de células.
4. **El parénquima medular:** células con membrana celulósica.

Dibuje lo que observa al microscopio identificando los tejidos y células nombradas anteriormente:

4. Observación de placas de traqueidas, clorénquima, colénquima y esclerénquima.

Observe al microscopio las láminas que contienen estos tejidos e identifique los diferentes tipos de células. Dibuje lo observado:

5. Investigue sobre tejidos vegetales y complete la Tabla 1

Tabla 1
Tabla para completar. Práctica 1.1

Tejido	Función
Epidermis	
Parénquima	
Clorénquima	
Colénquima	
Esclerénquima	
Xilema	
Floema	

Bibliografía

Delbón, N., Cosa, M. T., & Dottori, N. (2007). *Anatomía de órganos vegetativos en Flouencia campestris y F. oolepis (Asteraceae), con especial referencia a las estructuras secretoras.*

Di Fulvio, T. E., Dottori, N., Cosa, M. T., Bruno, G., Pericola, N., Hadid, M., Stiefkens, L. & Losano, A. (2012). *Manual de Técnicas de Histología Vegetal. Cátedra de Morfología Vegetal.* Universidad Nacional de Córdoba.

Esau, K. (1982). *Anatomía de las plantas con semilla.* Editorial Hemisferio Sur.

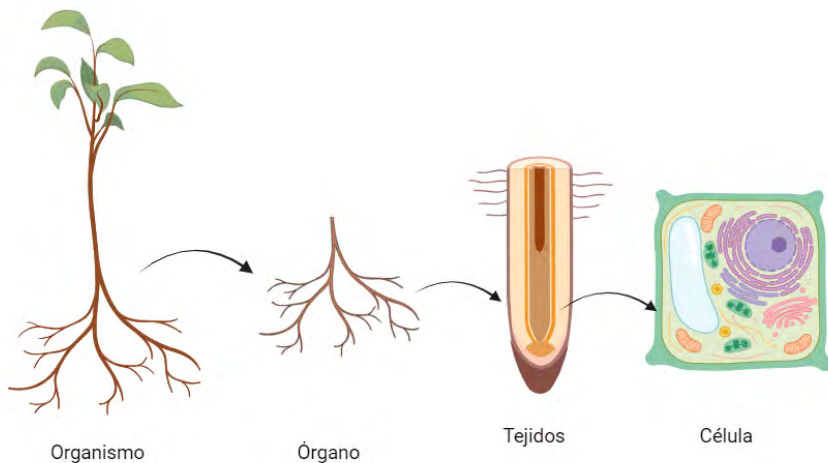
Pacheco, M. M., Diego, M. A. P., & García, P. M. (2017). *Atlas de Histología vegetal y animal. Alambique: Didáctica de las ciencias experimentales.* 90, 76-77. <https://mmegias.webs.uvigo.es/descargas/v-sosten.pdf>

Práctica 1.2. Morfología Interna y Externa de Monocotiledóneas y Dicotiledóneas

Introducción

Las plantas vasculares están compuestas por diferentes tipos de células, que, a su vez, componen diferentes tejidos simples y complejos, que dan origen a los órganos en los cuales la planta desarrolla las funciones fisiológicas (Figura 1).

Figura 1
Órganos y tejidos de una planta



Fuente: Creado en BioRender.com

La raíz cumple con la función de anclaje, absorción, almacenamiento y, en algunos casos, funciones específicas. El hábito de crecimiento de la raíz es un carácter generalmente utilizado para lograr describir taxonómicamente las plantas, y se distinguen dos tipologías principales. La mayoría de las plantas gimnospermas y dicotiledóneas presentan un sistema axonomorfo compuesto por una raíz principal, lo cual les permite alcanzar mayores profundidades, posibilitando la consecución de recursos y aumentando su expectativa de vida. Por su parte, las monocotiledóneas presentan un sistema radicular fasciculado, el cual se caracteriza por el desarrollo de múltiples raíces desprendidas desde el tallo directamente y no de otra raíz, lo cual le permite mayores tasas de crecimiento en tiempos cortos.

El tallo es la estructura encargada de brindar soporte mecánico a las ramas, hojas, flores y frutos que puedan desarrollar las plantas, facilitando el desarrollo de las actividades fisiológicas como la fotosíntesis o la reproducción. Adicionalmente, el tallo es el encargado de conducir todo tipo de sustancias (agua, minerales, hormonas, alimentos) comunicando la parte subterránea de la planta con la zona aérea. Esta estructura permite diferenciar taxonómicamente las plantas, ya que en las gimnospermas y dicotiledóneas se encuentran distribuidos los haces vasculares agrupados generando el crecimiento secundario de la planta a través de una estructura llamada cambium vascular o meristema secundario, de esta forma, es posible generar el leño o madera presente en árboles y arbustos. Por su parte, las monocotiledóneas generan haces vasculares dispersos y en gran cantidad, lo cual les permite un crecimiento acelerado, pero vidas más cortas en comparación con los árboles.

Las hojas de las plantas son los órganos donde se presenta mayor nivel de actividades fisiológicas, ya que en su mayoría están diseñadas para desarrollar el proceso fotosintético y la transpiración, estas varían de igual forma, permitiendo la clasificación taxonómica. En dicotiledóneas las hojas presentan una amplia gama de formas y tamaños, caracterizándose por tener una nervadura principal y una venación reticulada con múltiples ramificaciones y patrones. Mientras tanto, las monocotiledóneas presentan una nervadura principal y una venación paralela a esta, facilitando el rápido desplazamiento de sustancias.

Algunas estructuras que se analizarán en el desarrollo del presente laboratorio se definen a continuación:

Tejido dérmico: formado por la epidermis, proporciona la cubierta exterior y carece de cutícula, su función principal es la de proteger los tejidos internos de la planta, regular el ingreso y salida de sustancias.

Tejido fundamental: se encuentra en forma de corteza en algunas raíces y en otras como médula.

Parénquima cortical: células con paredes delgadas que dejan espacios intercelulares irregulares y almacenan sustancias.

Endodermis: capa de células prismáticas que rodean el cilindro central, estas poseen paredes inicialmente de celulosa y con su maduración se deposita suberina formando la banda de Caspary.

Periciclo: tejido parenquimático que posee paredes delgadas y se encuentra después de la endodermis hacia el interior de la raíz, es allí donde se originan las raíces laterales. En esta zona se ubica el felógeno y parte del cambium vascular.

Tejidos vasculares: floema y xilema, encargados del transporte de sustancias.

Cambium vascular: tejido meristemático de paredes delgadas y varias células de espesor, que rodea el xilema y lo separa del floema. Este tejido recibe el nombre de meristema secundario y es el encargado de producir nuevos haces vasculares que permiten el crecimiento en diámetro de las plantas.

Yemas: son estructuras formadas por tejido meristemático y se clasifican de acuerdo con la estructura a la que darán origen así: yemas foliares a tallos y hojas, yemas florales a flores, yemas mixtas a flores y hojas.

Corteza: tejido complejo que forma un cilindro debajo de la epidermis y extendido hacia adentro hasta el floema primario.

Parénquima: tejido conformado por células isodiamétricas de paredes delgadas con espacios intercelulares, con función de almacenamiento.

Colénquima: células alargadas de extremos puntiagudos, paredes engrosadas en sus esquinas, con frecuencia poseen cloroplastos, sirven de tejido de refuerzo dándole fortaleza al tallo sin restarle flexibilidad.

Esclerenquima: tejido de soporte que brinda soporte a la planta, su espesor y resistencia aumenta debido a la acumulación de lignina, se presentan dos tipos de células esclerenquimáticas; las esclereidas y las fibras.

Médula: parénquima incoloro de membranas delgadas, ubicado en la parte interna del cilindro central.

Estomas: estructura conformada por diferentes tipos de célula, el cual tiene como finalidad permitir el intercambio gaseoso y la regulación de la temperatura a través del proceso de evapotranspiración.

Mesófilo: es una estructura compleja ubicada entre la epidermis superior e inferior de la hoja. Está conformada por el parénquima clorenquemático o en empalizada y el parénquima esponjoso.

Objetivos

1. Reconocer las estructuras internas y externas de raíces, tallos y hojas.
2. Identificar las diferencias en las estructuras vegetativas en plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas.

Materiales

- Microscopio
- Estereoscopio
- Lupa
- Láminas portaobjetos
- Láminas cubreobjetos
- Vidrio reloj
- Cajas de Petri
- Tabla de disección
- Pincel
- Aguja de disección
- Cuchillas de afeitar nuevas y/o bisturí
- Gotero
- Papel lente
- Algodón

Reactivos y/o Colorantes

- Safranina: 0,2 % acuoso
- Verde brillante: 0.2 % acuoso
- Etanol-Xilol

Precaución: los reactivos son nocivos por ingestión, inhalación y en contacto con la piel.

Material Vegetal

Tabla 2
Material vegetal a utilizar. Práctica 1.2.

Nombre Vulgar	Nombre Científico
Raíz (8 días de germinación)	
Frijol	<i>Phaseolus vulgaris</i>
Maíz	<i>Zea mays</i>
Tallo Maduro	
Higuerilla	<i>Ricinus communis</i>
Naranja	<i>Citrus sinensis</i>
Altamisa	<i>Ambrosia artemisifolia</i>
Girasol	<i>Heliantus annus</i>
Pasto kikuyo	<i>Pennisetum clandestinum</i>
Hojas Maduras	
Maíz	<i>Zea mays</i>
Habano o adelfa	<i>Nerium oleander</i>
Cafeto	<i>Coffea arabica</i>
Pasto kikuyu	<i>Pennisetum clandestinum</i>
Azucena	<i>Lilium candidum</i>

Procedimiento

Ocho días previos al desarrollo de la observación en laboratorio se deben germinar semillas de frijol y maíz. En un recipiente poco profundo se debe disponer de algodón, el cual debe ser humedecido, sobre este sustrato se

dispondrán, por lo menos, 10 semillas completas de las especies a estudiar y de forma separada, es importante resaltar la importancia de mantener la humedad del sustrato.

Estructura externa de la raíz

1. Retire cuidadosamente las plántulas germinadas del algodón, asegurándose de no dañar las estructuras adheridas al sustrato.
2. Sobre una caja de Petri y con ayuda del estereoscopio observe, identifique y describa las estructuras presentes en cada uno de los ejemplares.

Estructura interna de raíz de dicotiledónea

1. Separe una porción de raíz de la zona pilífera o de maduración de la plántula de frijol y realice cuidadosamente varios cortes transversales.
2. En una caja de Petri con agua destilada deposite los cortes realizados previamente y seleccione los más translúcidos.
3. Aplique Safranina durante 10 segundos y rápidamente elimine el exceso de colorante depositándolos posteriormente en una caja de Petri que contenga agua destilada o corriente para evitar su deshidratación.
4. En una lámina portaobjetos deposite las muestras para observación y cubra con cubreobjetos, elimine el exceso de agua y lleve a observación microscópica 4x, 10x, 40x.
5. Observe, identifique y describa las siguientes estructuras: epidermis, corteza, endodermis, periciclo, xilema y floema.

Estructura interna de raíz de monocotiledónea

1. De una plántula de maíz, separe una porción de raíz en buen estado, use la región de la zona pilífera.
2. Proceda como en la práctica anterior hasta efectuar el montaje al microscopio.
3. Observe, identifique y describa las siguientes estructuras: epidermis, exodermis, corteza, endodermis, periciclo, xilema, floema, y médula.

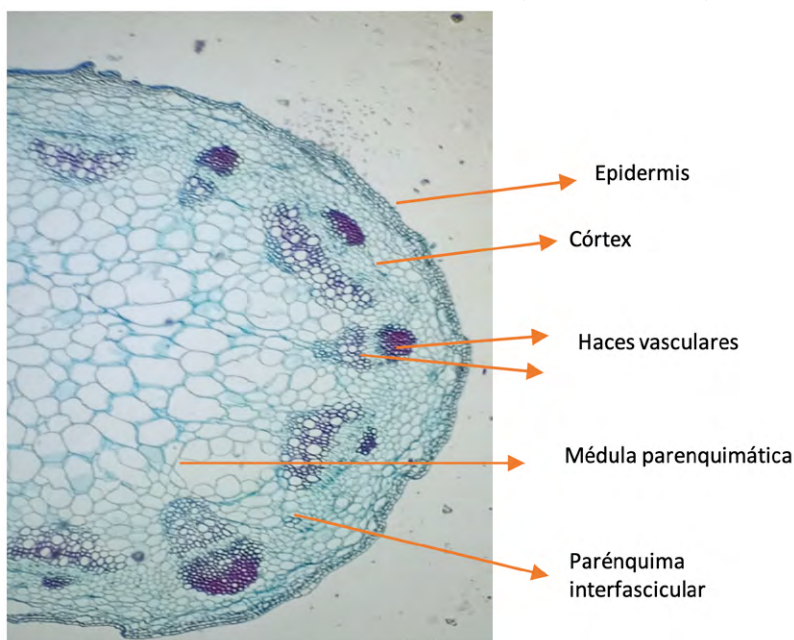
Estructura externa del tallo

1. Identifique una muestra de higuera o una rama de naranjo en buen estado y en la cual se pueda observar dos hojas continuas.
2. Con ayuda del estereoscopio y lupa, identifique las partes constituyentes del tallo: nudo, entrenudo, axila, yema terminal, yemas axilares.
3. Observe y describa.

Estructura interna del tallo en una dicotiledónea herbácea:

Figura 2

Estructura interna del tallo de dicotiledónea (Helianthus annuus)



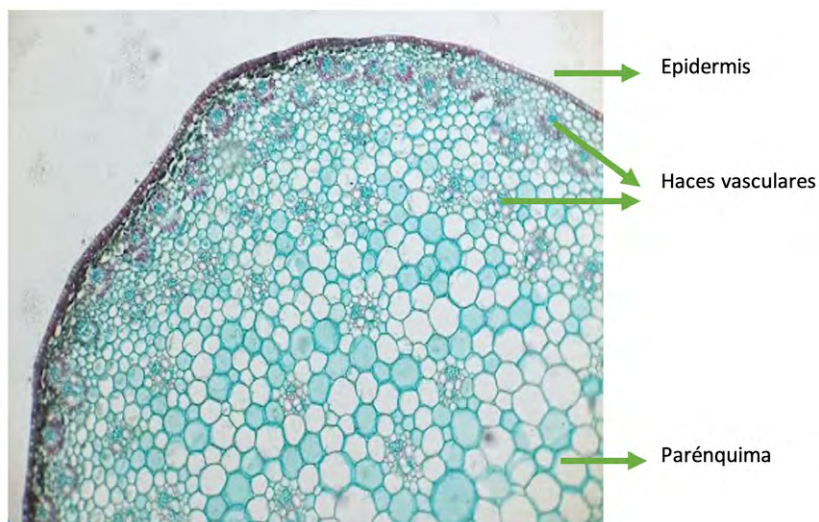
Fuente: Fotografía de Ana María López (2023)

1. Tome una muestra de Altamisa o Girasol e identifique la zona más blanda de la planta ubicada entre la parte media y el ápice del tallo.
2. Realice varios cortes transversales y dispóngalos sobre una caja de Petri con agua y seleccione los más translúcidos.
3. Realice una tinción simple con Safranina acuosa durante 10 segundos, eliminado el exceso de colorante llevando los cortes hasta una caja de Petri con agua destilada.

4. Elimine el exceso de agua, cubra con Lámina cubreobjetos y lleve a observación microscópica de menor a mayor aumento.
5. Observe, identifique y describa los siguientes tipos de tejidos (de afuera hacia adentro), epidermis, corteza (colénquima, parénquima cortical, clorénquima), esclerénquima, floema primario, cambium vascular, xilema primario y médula.
6. Con muestras no utilizadas en la observación inicial realice una tinción doble para lo cual se debe aplicar Safranina acuosa durante 15 segundos. Elimine el exceso de colorante.
7. Posterior a la tinción con Safranina agregue unas gotas de verde brillante durante 5 segundos, lave rápidamente para evitar la eliminación de la primera tinción.
8. Siga los pasos anteriores hasta llevar a observación microscópica de menor a mayor aumento.
9. Identifique los tejidos mencionados anteriormente (Figura 2).
10. Observe, dibuje y describa.

Figura 3

Estructura interna del tallo de monocotiledónea (Zea mays)



Fuente: Fotografía de Ana María López (2023)

1. Tome una planta de pasto kikuyo o de maíz tierno y realice múltiples cortes transversales.
2. Como en los tratamientos anteriores realice un montaje únicamente con coloración simple o safranina acuosa.
3. Realice observación microscópica de menor a mayor aumento.
4. Identifique los siguientes tipos de tejidos: epidermis, esclerénquima, tejido fundamental (corteza, médula), haces vasculares dispersos (floema y xilema primarios) (Figura 3). Estas plantas no desarrollan tejidos secundarios, sus tejidos son primarios a partir de células del meristema apical, no poseen cambium vascular.
5. Observe, dibuje y describa.
6. Dibuje aparte un haz conductor completo y señale sus estructuras.

Estructura externa de la hoja

1. Observe en detalle y con la ayuda de un estereoscopio una hoja de especie dicotiledónea como puede ser café, habano u otra, identifique las estructuras externas (Figura 4).
2. Tome una hoja de maíz, azucena u otra de monocotiledónea y proceda como en el paso anterior.

Figura 4

Estructura externa de las hojas



Nota: A: monocotiledónea (*Zea mays*). B: dicotiledónea (*Coffea arabica*).

Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Estructura interna en hoja de dicotiledónea

1. Tome un cuadro de la parte media de una hoja en buen estado fitosanitario y realice un corte que incluya la nervadura central.
2. Realice cortes muy delgados de esta zona y dispóngalos en una caja de Petri que contenga agua, elija los más translúcidos y aplique Safranina durante 10 segundos, posteriormente retire el exceso de colorante y colóquelo sobre una lámina porta objetos, cubra el tejido, seque el agua sobrante y lleve a observación microscópica de menor a mayor aumento.
3. Observe, identifique y describa las siguientes estructuras: epidermis superior e inferior, cutícula, parénquima en empalizada, parénquima esponjoso, haces vasculares (Xilema y floema), vaina del haz y células guardianas.

Estructura interna en hoja de monocotiledónea

1. Tome una hoja de azucena, pasto Kikuyo o de otra monocotiledónea en buen estado y replique el procedimiento anterior.
2. Observe, identifique y describa las siguientes estructuras: epidermis superior e inferior, cutícula, mesófilo, haces vasculares, vainas del haz y células guardianas.

Observación de estomas

1. Tome una hoja de heliconia y sumérjala en agua durante 10 minutos.
2. Cuidadosamente separe una pequeña porción epidérmica de la superficie inferior de la hoja.
3. Realice un montaje y observe microscópicamente de menor a mayor aumento.
4. Observe, identifique, dibuje y describa.

Cuestionario

- ¿Cuáles son las zonas o regiones principales que constituyen una raíz?
- Elabore un cuadro comparativo de las características externas e internas de raíces, tallos y hojas de monocotiledóneas y dicotiledóneas.

- Explique por lo menos 4 tipos de raíces modificadas y sus funciones.
- Describa 3 tipos de modificaciones del tallo
- Explique la función del cambium vascular

Bibliografía

- Burguer, L., & Richter, H. (1991). *Anatomía da madeira São Paulo: nobel*, 154 p.
- Dkhar, J. & Pareek, A. (2014). *What determines a leaf's shape*. *EvoDevo*, 5. 5-47.
- Font Quer, P. (1963). *Diccionario de botánica*. Diccionarios Labor.
- Mahecha, V. G. E. (1997). *Fundamentos y metodología para identificación de plantas. Proyecto BIOPACÍFICO*. Ministerio del Medio Ambiente, PNUD GEF.
- Megías M, Molist P. & Pombal M.A. (2017) *Atlas de histología vegetal y animal*. <http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html>.
- Uribe Álvarez, F. (1991). *Botánica General*. Editorial Universidad de Antioquia.

Práctica 1.3. Morfología de la Hoja

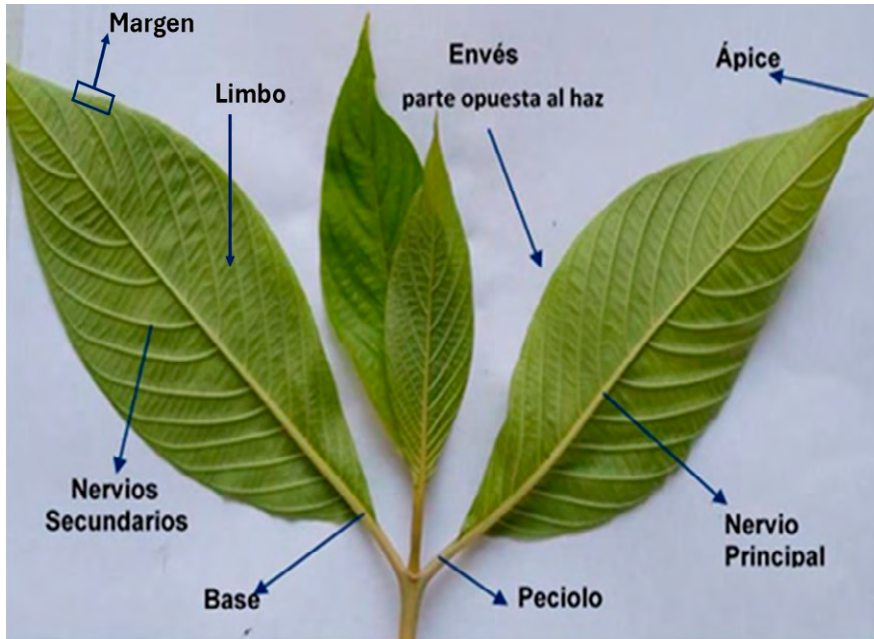
Introducción

Una planta está constituida por la raíz, el tallo, las flores, los frutos y las hojas. Cada una de estas estructuras cumple una función específica en ella.

Las hojas, los principales órganos fotosintéticos (Figura 5) de las plantas, se componen de un peciolo y un limbo. El peciolo une el limbo al tallo o rama. El limbo consta de una epidermis externa cubierta por una cutícula resistente al agua; células mesofilicas, que tienen cloroplastos y realizan la fotosíntesis, y haces vasculares de xilema y floema, que transportan agua, minerales y productos fotosintéticos hacia y desde la hoja. La epidermis está perforada por poros ajustables llamados estomas que regulan el intercambio de gases y agua (Audersirk *et al.*, 2013). Al hacer un corte transversal en la lámina de una hoja, se distinguen los tejidos epidérmicos, el mesófilo o tejido fotosintético y los tejidos conductores (Jensen y Salisbury, 1994)

Existen distintos tipos de hojas, según el criterio que se utilice para clasificarlas: el limbo, la morfología del limbo, el peciolo, la nervadura, la morfología de la margen, etc.

Figura 5
Partes de la hoja



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Objetivo

- Identificar y clasificar según su morfología los diferentes tipos de hojas colectadas.

Materiales

Hojas de diferentes especies de plantas colectadas en la Universidad Tecnológica de Pereira.

Procedimiento

Realice observaciones macroscópicas del material vegetal disponible y clasifíquelo teniendo en cuenta las siguientes características (recuerde que una misma hoja puede presentar dos o más).

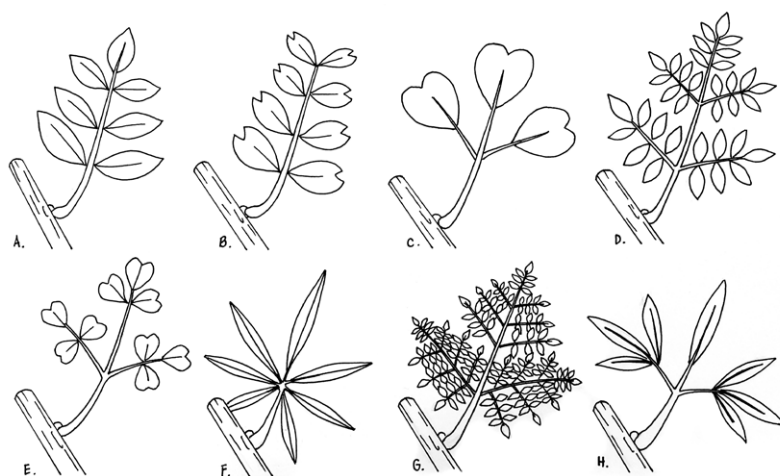
Las hojas se pueden clasificar:

a) Hojas según el limbo:

Simples: en estas el limbo se puede encontrar sin partir o bien, partido, pero sin que las divisiones lleguen al nervio principal.

Compuestas: en estas, las divisiones alcanzan al nervio principal. A las distintas secciones que se forman, que son especies de hojas, se las conoce bajo el nombre de folíolos.

Figura 6
Tipos de hojas compuestas



Jhordan Alarcón
2022

Nota. A. Imparipinnada, B. Paripinnada, C. Trifoliada, D. Bipinnada, E. Biternada, F. Digitada, G. Tripinnada, H. Pedada.

Fuente: Dibujo original de Jhordan Alarcón (2023)

b) Hojas según la morfología del limbo:

Lineal: es similar a una cinta por ser alargada y angosta. La proporción entre largo y ancho es de 10: 1 o más.

Figura 7
Limbo lineal



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Hastada: su forma está asociada con la alabarda, aquella arma que utiliza hacha y lanza de manera combinada.

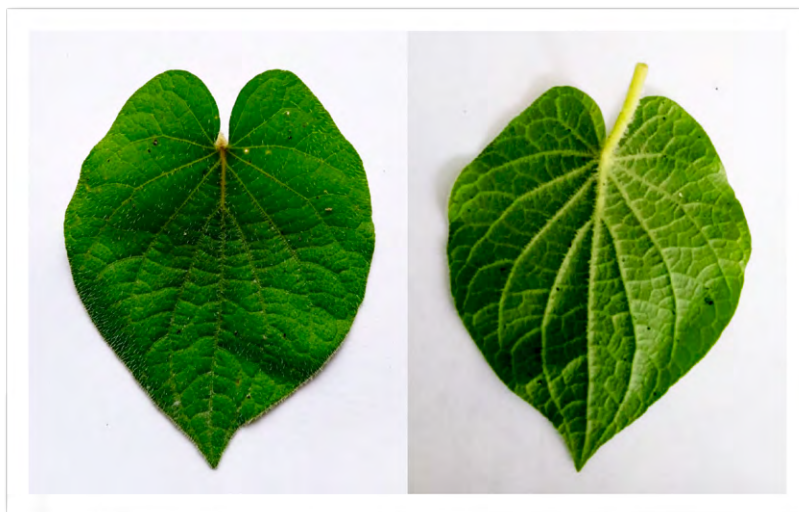
Figura 8
Limbo hastada



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Cordiforme: como su nombre indica, es semejante a un corazón.

Figura 9
Limbo cordiforme



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Oval: es ovalada.

Figura 10
Limbo ovalado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Escamiforme: similar a una aguja por su forma.

Figura 11
Limbo escamiforme



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Lanceolada: se la asocia con la forma de las lanzas. La relación entre el ancho y la longitud es 3:1 o mayor

Figura 12
Limbo lanceolado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Elíptica: en el centro más ancha y en forma de punta en ambos extremos.

Figura 13
Limbo elíptico



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

c) Hojas según su nervadura:

Penninervia: en estas hojas existe un nervio central del que nace el resto.

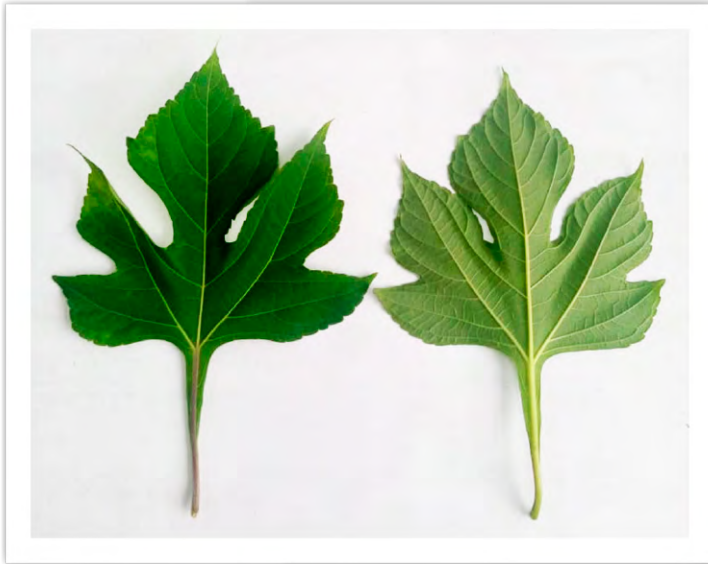
Figura 14
Nervadura penninervia



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Palminervia: cuando el pecíolo está ramificado en distintos nervios.

Figura 15
Nervadura Palminervia



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Paralelinervia: los nervios son paralelos entre sí y parten desde el pecíolo.

Figura 16
Nervadura Paralelinervia



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Palmeada: en estas hojas existe más de un nervio principal que se ramifica, adquiriendo una forma similar a los dedos de la mano.

Figura 17
Nervadura palmeada

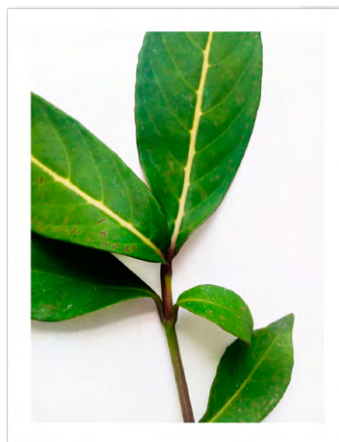


Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

d) Hojas según su pecíolo:

Sésiles: son aquellas hojas que carecen de pecíolo, por tanto, el limbo crece desde la rama directamente.

Figura 18
Sésiles



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Pecioladas: estas hojas, en cambio, sí poseen pecíolo, del que surge el limbo.

Figura 19
Pecioladas



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

e) Hojas según la morfología de su margen:

Enteras: son aquellas cuyo margen es liso.

Figura 20
Borde entero



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Dentadas: su margen contiene formas puntiagudas, similares a dientes.

Figura 21
Borde dentado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Onduladas: sus márgenes tienen entrantes poco marcadas.

Figura 22
Borde ondulado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Lobuladas: poseen salientes y entrantes ondulados.

Figura 23
Borde lobulado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Aserradas: poseen pequeñas formas puntiagudas de manera inclinada.

Figura 24
Borde aserrado



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

f) Hojas según su disposición en el tallo:

Opuestas: cuando crecen dos hojas por nudo, de forma opuesta, una de cada lado del tallo.

Figura 25
Hojas con disposición opuesta



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Connatas: son similares a las anteriores, aunque carecen de pecíolo.

Figura 26
Hojas con disposición connata



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

En roseta basal: La contracción de los entrenudos del tallo se disponen de forma muy ajustadas unas junto a otras, dando un aspecto de hojas verticiladas sin serlo.

Figura 27

Hojas con disposición en roseta basal

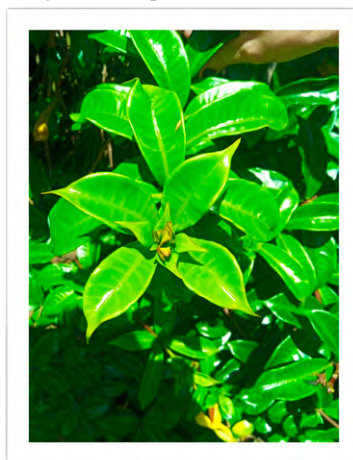


Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Verticiladas: confirman una hélice alrededor del tallo y crecen en grupos mayores de tres.

Figura 28

Hojas con disposición verticilada



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Alternas: crecen de a una por nudo y se ubican cada una a un lado del tallo de manera alterna.

Figura 29
Hojas con disposición alterna



Fuente: Fotografía de Lina María Gómez (2023)

Bibliografía

Audersirk, T., Audersirk, G. & Byers, B. (2013). *Biología: La vida en la tierra. Con Fisiología*. Novena edición. Pearson Educación de México.

Jensen, W.A. & Salisbury, F.B. (1994). *Botánica*. Segunda edición. Mc Graw Hill.

Práctica 1.4.

Morfología de las Estructuras Reproductivas Sexuales de las Plantas Angiospermas

Las flores son las estructuras reproductoras de las angiospermas que se producen a partir del esporofito diploide. Una flor completa, como la de una petunia, una rosa o un lirio consta de cuatro series de hojas modificadas: sépalos, pétalos, estambres y carpelos. Los sépalos se ubican en la base de la flor. Hay dos grupos principales de plantas con flores: dicotiledóneas y monocotiledóneas. En las dicotiledóneas, los sépalos por lo común son verdes y semejantes a hojas, mientras que en las monocotiledóneas éstos por lo general se asemejan a los pétalos. En ambos casos, los sépalos rodean y protegen al capullo de la flor en tanto se desarrollan las tres estructuras restantes. Justo arriba de los sépalos están los pétalos, que a menudo son de colores brillantes y fragantes a fin de anunciar la ubicación de la flor a los agentes polinizadores potenciales (Audesirk *et al.*, 2013).

Las estructuras reproductivas masculinas, los estambres, están ubicados justo por encima de los pétalos. Cada estambre por lo común consta de un filamento delgado que lleva una antera que produce el polen. En el centro de la flor están una o más estructuras reproductivas femeninas, llamadas carpelos. Un carpelo típico tiene una forma parecida a un florero, con un estigma pegajoso montado encima de un estilo alargado. La polinización

ocurre cuando el polen de la antera de un estambre cae sobre el estigma de un carpelo. El estilo conecta al estigma con el ovario bulboso en la base del carpelo. En el interior del ovario hay uno o más óvulos; un gametofito femenino se desarrolla en el interior de cada óvulo. Después de la fecundación, cada óvulo se convertirá en una semilla, que consiste en una pequeña planta embrionaria y alimento almacenado para el embrión. El ovario se convertirá en un fruto con las semillas en su interior (Audesirk et al., 2013). El fruto no solo alberga y protege las semillas en sus primeros estadios, sino que, en muchos casos, es la diáspora que propicia la dispersión de las semillas que lleva en su seno (Invernón *et al.*, 2012).

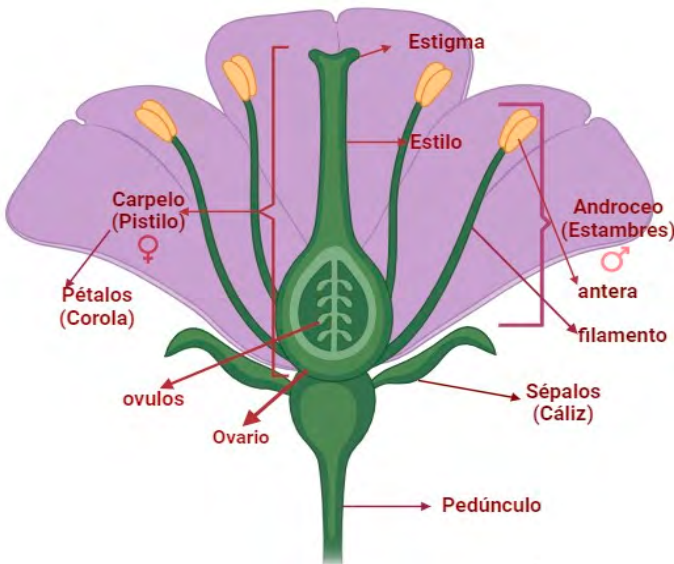
La reproducción sexual permite a las plantas aumentar la diversidad genética y adquirir capacidades diferenciadas a partir de los aportes de los progenitores quienes pueden contar con capacidades que facilitan la adaptación a la variación del entorno como clima, suelo, patógenos, entre otros (Nabors, 2005), a pesar de los altos costos energéticos para la planta ya que en el proceso se deben desarrollar los verticilos florales fértiles (androceo y gineceo) los cuales contienen espermatozoides (polen) y ovocélulas, además de los verticilos florales estériles (cáliz y corola) (Azcon Bieto y Talón, 2008). Esta estructura reproductiva genera individuos vegetales con gran capacidad adaptativa a las variaciones ambientales garantizando los procesos de mejoramiento y evolución de las plantas a través de procesos de fertilización cruzada

Una vez se presenta la fecundación de las ovocélulas dispuestas en el ovario de la flor, se forman las semillas e inicia el proceso de desarrollo del fruto en las plantas angiospermas, el cual puede contener varias estructuras de la flor (Nabors, 2005). El fruto tiene varias funciones, protege las semillas del entorno y depredadores a través del aislamiento del medio y el contenido de sustancias que impiden la ingesta por parte de predadores; posteriormente a través de la maduración, el fruto proporciona incentivos para los dispersores de semillas, generando grandes cantidades de azúcares, vitaminas y otras sustancias, las cuales adicionalmente pueden considerarse un sustrato en el proceso posterior a la germinación de la semilla y adicionalmente protege a la semilla en los procesos de digestión de los depredadores a través del endocarpio, el cual puede ser altamente lignificado o presentar grandes cantidades de celulosa no digerible (Megias *et al.* 2023).

Así pues, las estructuras reproductivas sexuales de las plantas angiospermas pueden ofrecer características únicas que coadyuvan en los procesos de clasificación de las plantas, permiten acceder a alimentos y otras sustancias útiles para la especie humana y otras especies animales y permiten aumentar la diversidad genética y biológica a través de los procesos de polinización cruzada.

Una flor típica, completa y perfecta presenta las estructuras que se muestran en la Figura 30.

Figura 30
Estructura de la flor



Fuente: Creado en BioRender.com

Los frutos tienen formas diferentes muchas de las cuales son adaptaciones a una variedad de mecanismos de dispersión. Según la disposición de los carpelos en la flor, pueden ser simples, agregados o múltiples. Los frutos simples son los más diversos: cuando maduran pueden ser blandos y carnosos o secos. Los frutos se pueden clasificar en dehiscentes o indehiscentes, según se abran o no a la madurez y liberen las semillas (Curtis *et al.*, 2008).

Frutos simples: son los derivados de un solo ovario.

Carnosos: baya (hesperidio y pepónide), drupa, y pomo.

Secos dehiscentes: legumbres, folículos, lomentos, cápsulas, silicuas.

Secos indehiscentes: cariósipide, aquenio, sámaras, nuez.

Frutos compuestos: derivados de más de un ovario, el cual puede ser perteneciente a la misma flor o a flores diversas, también pueden interpretarse como infrutescencias, y que están formados de pequeños frutos.

Agregados: provenientes de una sola flor con varios pistilos. Pueden ser Polidrupas (mora), Poliaquenio (Fresa) y Cinodorrón (rosa).

Múltiples: proveniente de varias flores, que forman un fruto que se fusiona en la madurez del fruto. Pueden ser: Sicono (breva) y Sorosis (Piña).

Tabla 3
Material vegetal. Práctica 1.4

<i>Nombre común</i>	<i>Nombre científico</i>
FLORES	
Flores de san Joaquín	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>
Flores de rosa	<i>Rosa</i> sp
FRUTOS	
Durazno	<i>Prunus persica</i>
Tomate	<i>Solanum lycopersicum</i>
Uva	<i>Vitis vinifera</i> L.
Papaya	<i>Carica papaya</i>
Manzana	<i>Malus domestica</i>
Pepino	<i>Cucumis sativus</i>
Aguacate	<i>Persea americana</i>
Naranja dulce	<i>Citrus sinensis</i>
Ciruella	<i>Prunus domestica</i>
Aceituna	<i>Olea europae</i>
Fríjol	<i>Phaseolus vulgaris</i>
Maíz	<i>Zea mays</i>
Mora	<i>Rubus glaucus</i>
Piña	<i>Ananas comosus</i>
Higuerillo	<i>Ricinus communis</i>
Fresa	<i>Fragaria vesca</i>
Pera	<i>Pyrus communis</i>
Plátano	<i>Musa</i> sp
Mango	<i>Mangifera indica</i>
Breva	<i>Ficus carica</i>

Procedimiento

Estructura externa de la flor

1. Observe detalladamente la estructura floral, dibuje y describa cada uno de los verticilos florales y contabilice el número de componentes de cada uno.
2. Separe los sépalos y pétalos y analice la estructura del gineceo, para ello realice un corte transversal y observe los óvulos ubicados en espacios llamados lóculos, distinga la placenta, dibuje y describa.
3. Examine el androceo con los estambres unidos en un solo cuerpo.

Observación de granos de polen

1. Una vez observado los estambres, note un polvillo amarillo depositado en las anteras, golpee suavemente esta estructura contra un portaobjeto y llévelo para observación microscópica de menor a mayor aumento.
2. Observe, dibuje y describa.

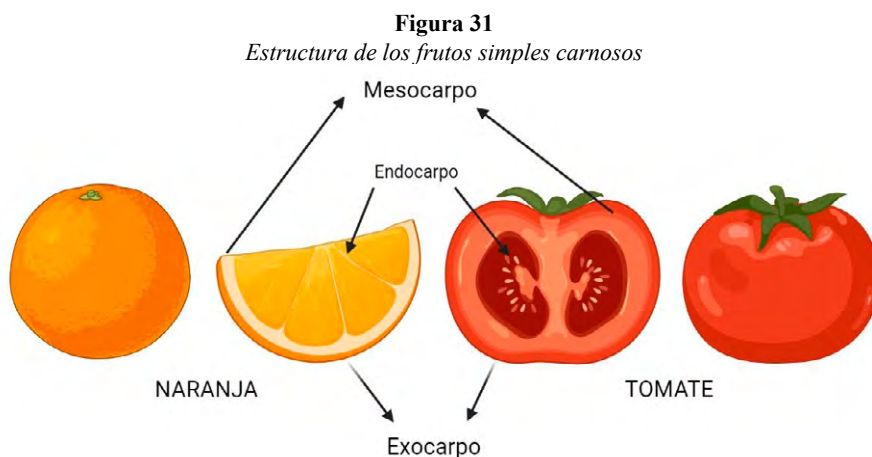
Observación de vacuolas

1. Reserve uno de los pétalos desprendido de la estructura floral, rasgue suavemente o corte con un bisturí una porción epidérmica.
2. Disponga de esa muestra delgada sobre el portaobjetos y agregue una gota de agua.
3. Lleve a observación microscópica, note las vacuolas grandes muy coloreadas, ocupando un gran espacio del citoplasma celular.
4. Observe, dibuje y describa.

Estructura del fruto

1. Tome un fruto de durazno o mango en buen estado y realice un corte transversal en la zona central del fruto y separe las partes.
2. Observe, dibuje y describa los tejidos constituyentes; identificando cada una de las estructuras de pericarpio de un fruto carnoso simple (baya).

Clasificación de los frutos



Frutos simples carnosos en baya:

1. Disponga de frutos en buen estado de las siguientes especies: tomate, uva, papaya, manzana, naranja y pepino.
2. Observe sus características externas y note la diferencia en el exocarpo (Figura 31)
3. Realice cortes transversales y longitudinales profundos, logrando separar mitades y observe, dibuje y describa sus partes constituyentes del mesocarpo y el endocarpo.
4. Utilice la descripción morfológica y las figuras para la identificación.
5. Clasifique los frutos carnosos en bayas, pepónide y hesperidio.

Frutos simples carnosos en drupa:

1. Utilice frutos de durazno, ciruela, aceituna o mango.
2. Observe sus características externas.
3. Realice cortes transversales y longitudinales profundos, logrando separar mitades y observe, dibuje y describa sus partes constituyentes del mesocarpo y el endocarpo.

Frutos simples secos dehiscentes en legumbres

1. Disponga de varios frutos de frijol o guama (en vaina).
2. Realice un corte poco profundo por la sutura ventral y observe detenidamente.
3. Otros, ábralos por la sutura dorsal y describa la diferencia entre ambos cortes.
4. Observe, dibuje y describa tanto el fruto como las semillas; utilice la descripción morfológica y las figuras para la descripción.

Frutos compuestos agregados

1. Disponga en buen estado de mora, frambuesa, guanábana y fresa.
2. Observe detenidamente y dibuje sus estructuras externas.
3. Realice cortes ecuatoriales y longitudinales centrales profundos y describa la parte interna. Observe, dibuje y describa.

Frutos compuestos múltiples

1. Utilice frutos de piña, brevas o higuera.
2. Observe, dibuje y describa sus estructuras externas.
3. Realice un corte ecuatorial y otro longitudinal central y observe, dibuje y describa.

Cuestionario

- ¿Cuál es la guía del néctar de una flor y cuál es su importancia en el proceso de la polinización?
- ¿A qué se le denomina perianto de una flor?
- ¿Cuál es la función de la placenta en el ovario floral?
- Enumere 6 tipos de inflorescencia y describa su función.
- Enumere algunas utilidades de flores a nivel alimenticio medicinal e industrial.
- Explique la importancia agrícola del proceso de polinización.

Bibliografía

- Audersirk, T., Audersirk, G. & Byers, B. (2013). *Biología: La vida en la tierra. Con Fisiología*. Novena edición. Pearson Educación de México.
- Azcón-Bieto, J., & Talón, M. (2003). *Fundamentos de fisiología vegetal*. McGrawHill. Universitat de Barcelona.
- Curtis, H., Barnes, S., Schnek, A., & Massarini, A. (2008). *Curtis Biología*. Séptima edición. Médica Panamericana.
- Invernón, V., González, M., López, E., Arnelas, I. & Devesa, J. (2012). *Manual de laboratorio de Botánica. El fruto*. Reduca (Biología). Serie Botánica, 5(2): 1-14.
- Megías M, Molist P, Pombal MA. *Atlas de histología vegetal y animal*. <http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html>.
- Nabors, M. W. (2006). *Introducción a la Botánica*. 267-278.

Práctica 1.5. Identificación Vegetal

Introducción

Cuando se camina por un bosque, o por un sendero arbolado, es posible que usted mire las flores, las hojas, las ramas y encuentre similitudes y diferencias o, incluso, que usted se pregunte cuál es nombre de aquel árbol o de aquella planta (Figura 32). Este tipo de curiosidad y deseo de conocer, entender y clasificar las plantas viene intrigando a la humanidad desde tiempos antiguos. Organismos fotosintéticos surgieron desde muy temprano en la historia de nuestro planeta y hay pruebas de que su presencia inició una transformación en la atmósfera, que permitió el surgimiento de la vida tal y como la conocemos actualmente. Las plantas han sido proveedoras de alimento, materiales de construcción y medicinas a lo largo de la historia, sin contar con que mantienen una atmósfera llena de oxígeno vital para nuestra sobrevivencia. La lista de plantas útiles crece a cada día, en la medida en que se descubren alimentos, maderas, fibras, gomas, tintes, así como una gran cantidad de fármacos.

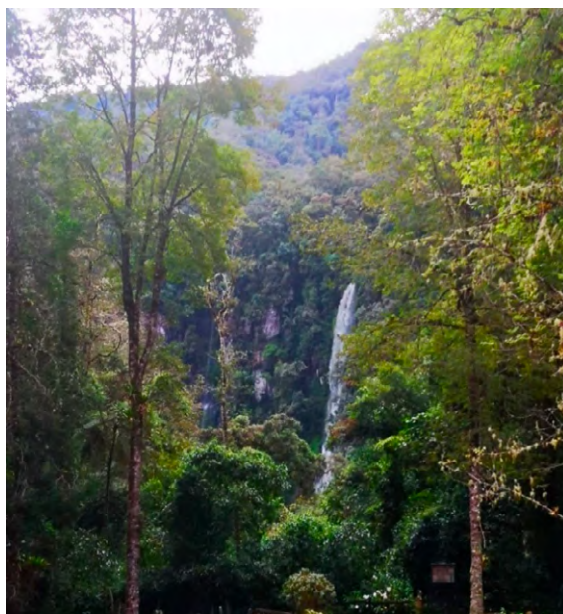
En cada país o región se les dan nombres a las plantas, algunas veces en relación con su uso o como referencia a alguna de sus características, por lo cual existen un gran número de nombres para la misma planta, lo

que constituye una barrera para la comunicación de conocimientos. Para resolver este problema, cada organismo ha sido clasificado y nombrado con un nombre científico, un nombre en latín que lo identifica en cualquier lugar del mundo. Pero la clasificación botánica supone mucho más que dar un nombre a una planta, envuelve agrupar y categorizar, para dar una organización jerárquica.

La clasificación moderna tuvo inicio con los trabajos de Carl Linneo a mediados del siglo XVI. Linneo nombraba las plantas con base en palabras descriptivas, frases de hasta 12 palabras que describen la planta; sin embargo, una forma abreviada fue finalmente adoptada, en la cual la primera palabra designaba el género y la segunda la especie.

Figura 32

Bosque muy húmedo montano- Holdridge



Fuente: Fotografía de Miguel Ruiz (2022)

Objetivos

- Distinguir estructuras vegetales.
- Identificar diferencias entre plantas.

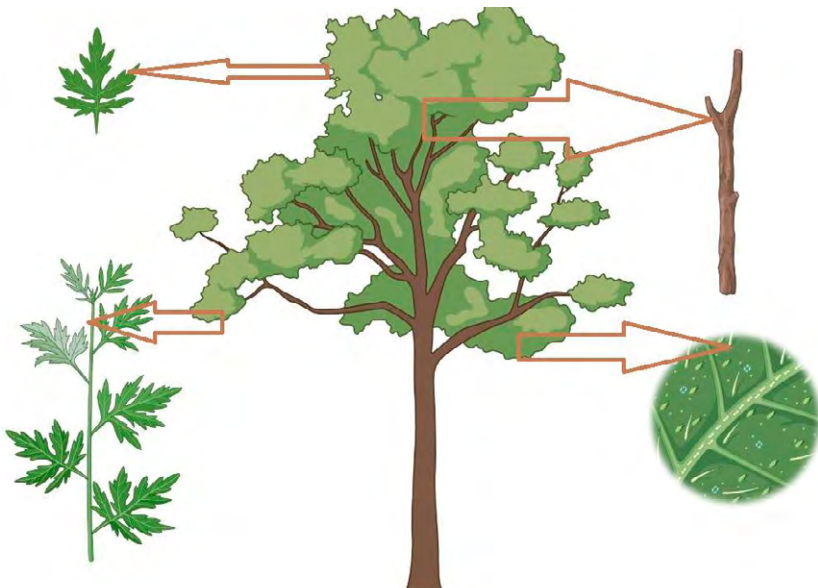
Material vegetal

Para el desarrollo de esta práctica, deben ser encontradas las siguientes plantas en el jardín botánico:

- Helecho arbóreo --- Cyatheaceae
- Pino romerón --- Podocarpaceae
- Yarumo --- Cecropiaceae
- Cedro negro --- Juglandaceae
- Papayuela --- Caricaceae
- Guadua --- Poaceae
- Plátano --- Musaceae
- Aguacate --- Lauraceae
- Mora --- Rosaceae
- Palma de corozo --- Arecaceae
- Trompeto --- Papaveraceae

Figura 33

Descripción de las partes de un árbol



Fuente: Creado en BioRender.com

Primera parte

Materiales

- Cinta métrica
- Libreta de campo
- Lápices

Procedimiento

Cada grupo de estudiantes deberá recorrer el jardín botánico buscando los árboles listados como material vegetal. Al encontrar un espécimen deberá identificar las características botánicas y estructurales de la planta listadas. Debe ser realizado un dibujo general de la planta y un dibujo en destaque de la parte solicitada (Figura 33).

Helecho arbóreo --- Cyatheaceae

- Copa redonda en forma de rosetón
- Soros
- Tallo con escamas
- Cicatriz triangular de las hojas desprendidas
- Fronda joven
- Pínnula

Pino romerón --- Podocarpaceae

- Tallo leñoso ramificado
- Corteza escamosa
- Hojas simples y opuestas
- Hojas dísticas
- Nerviación de la hoja

Yarumo --- Urticaceae

- Hojas palmeadas, simples y lobuladas
- Estípulas

- Tallo anillado
- Base del tallo tablar o zancuda
- Pecíolo largo

Cedro negro --- Juglandaceae

- Tallo leñoso ramificado
- Hojas compuestas
- Hojas opuestas
- Hojas pinnadas
- Sin estípulas
- Ápice foliar acuminado

Papayuela --- Caricaceae

- Cicatrices triangulares de las hojas
- Hojas largamente pecioladas
- Hojas palmeolobuladas
- Presencia de látex blanco o crema
- Tallo recto
- Ápice de la hoja en forma de agujones

Guadua --- Poaceae

- Tallo hueco en forma de caña
- Rizoma
- Culmo
- Hojas caulinares
- Hojas lanceoladas

Plátano — Musaceae

- Cormo
- Pseudotallo
- Hojas oblongas
- Ápice foliar truncado

- Hojas penninervias

Aguacate --- Lauraceae

- Hojas simples y alternas
- Sin estípulas
- Hojas elípticas o ciliadas
- Tallo leñoso ramificado
- Venación reticulada

Mora --- Rosaceae

- Hojas compuestas
- Pecíolos con espinas
- Borde de las hojas aserrados
- Espinas curvas
- Pruina en tallos
- Sin estípulas

Palma de corozo --- Arecaceae

- Hojas pinnadas
- Raquis foliar
- Espinas aleznadas
- Ápice foliar truncado o irregular
- Copa redonda

Trompeto — Papaveraceae

- Hoja simple
- Hoja alterna
- Sin estípulas
- Exudado de color naranja
- Tallo fisurado

Segunda parte

A partir de una revisión bibliográfica, establezca la clasificación botánica de las especies encontradas, usando por lo menos 7 niveles de clasificación, partiendo desde reino y terminando en especie.

Con la clasificación botánica, elabore un árbol de clasificación, partiendo desde su tronco común, el reino y llegando a las especies.

Bibliografía

Font Quer, P. (1963). *Diccionario de botánica*. Diccionarios Labor.

Mahecha Vega, G. (1997). *Fundamentos y metodología para la identificación de plantas*. Proyecto Biopacífico, Ministerio de Medio Ambiente, PNUD.

Práctica 1.6. Arquitectura Vegetal

Introducción

La estructura típica de un vegetal está formada por tres órganos: la raíz, el tallo y las hojas, los cuales se organizan en el espacio siguiendo parámetros establecidos genéticamente, pero también en función de los estímulos que recibe del ambiente en el cual se desarrolla.

La forma de una planta, es decir, su arquitectura, está determinada por el funcionamiento de sus meristemas, los cuales varían en número, tamaño y disposición según su programación genética, además son influenciados por la reorientación activa que puedan sufrir en el medio en que se desarrollan. Lo que nos lleva a establecer que la arquitectura de una planta es la expresión de un equilibrio entre el programa de desarrollo endógeno y las acciones ejercidas por el ambiente (Moglia y Giménez, 2006).

La forma de la copa de un árbol nunca es aleatoria; cada árbol tiene su programa específico de desarrollo, controlado por genes, desde la germinación. La forma del árbol adulto puede ser modificada por factores ecológicos, pero siempre persisten las reglas de desarrollo; analizar estas reglas es el objetivo de la arquitectura vegetal (Hallé, 2010). Las plantas cuentan

con un modelo arquitectural, determinado por su programa genético de crecimiento y desarrollo, el cual está presente desde el inicio de la planta, cuando germina y deja de ser semilla.

En especies con crecimiento del meristema apical plagiotrópico, o sea, que crece horizontalmente, la producción de un tronco depende esencialmente del ambiente donde se encuentra el árbol. El tronco formado será más corto si hay espacio suficiente para que la copa se expanda. Para que esto suceda debe haber una presión lateral (sombra) que inhiba el crecimiento plagiotrópico. En este caso, la producción de un buen fuste no sólo dependerá de la poda, sino del ambiente. En el caso de especies cuyo meristema apical es ortotrópico, la poda mejorará este modelo arquitectónico valorizando el fuste (Seitz, 1995, citado por Moglia y Giménez, 2006).

Objetivos

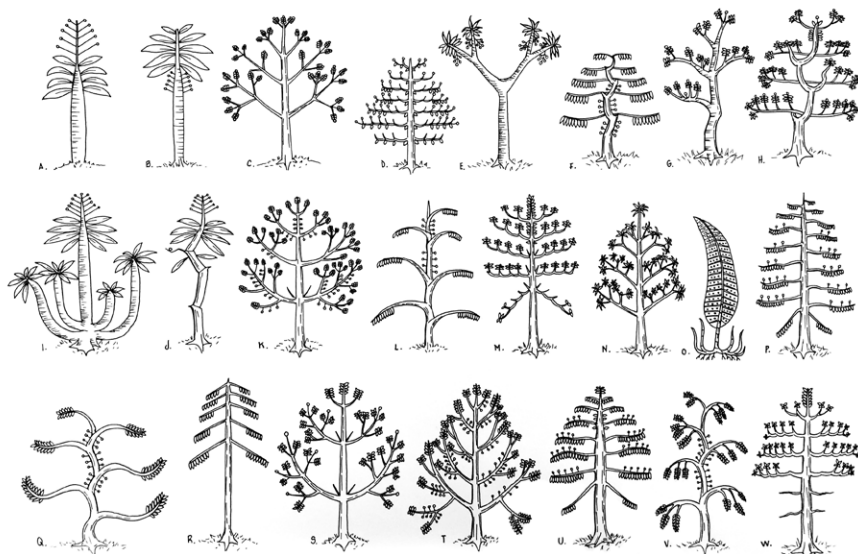
- Distinguir las diferentes formas en que las plantas crecen.
- Identificar en campo las diferencias entre la arquitectura de las plantas.

Material vegetal

Para el desarrollo de esta práctica, deben ser encontradas las siguientes plantas en el jardín botánico:

- Helecho arbóreo --- Cyatheaceae
- Pino romerón --- Podocarpaceae
- Yarumo --- Cecropiaceae
- Cedro negro --- Juglandaceae
- Papayuela --- Caricaceae
- Guadua --- Poaceae
- Plátano --- Musaceae
- Aguacate --- Lauraceae
- Mora --- Rosaceae
- Palma de corozo --- Arecaceae
- Trompeta --- Papaveraceae

Figura 34
Modelo de arquitectura vegetal



Nota. Modelos de arquitectura vegetal. a: Hottum, b: Cornet, c: Leeuwenberg, d: Petit, e: Schoute, f: Nozeran, g: Koriba, h: Prevost, i: Tomlinson, j: Chamberlain, k: Rauh, l: Mangenot, m: Fagerlind, n: Stone, o: McClure, p: Roux, q: Champagnat, r: Cook, s: Scarrone, t: Attims, u: Massart, v: Troll, w: Aubreville.

Fuente: *Dibujo original Jhordan Alarcón, 2023, Modificado de Hallé, F. (2010)*

Materiales

- Cinta métrica
- Libreta de campo
- Lápices

Procedimiento

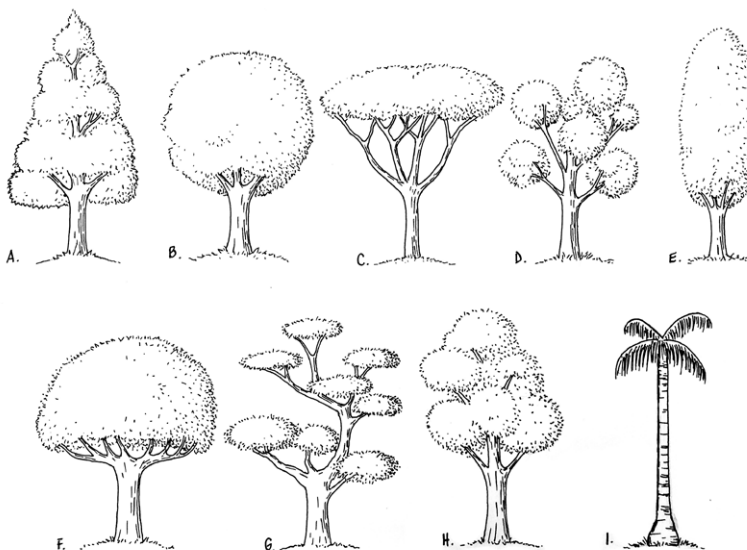
Cada grupo de estudiantes deberá recorrer el jardín botánico buscando los árboles listados como material vegetal. Al encontrar un espécimen deberá identificar las características botánicas y estructurales de la planta listadas.

- Diámetro a la altura del pecho (DAP).
- Altura de la planta estimada. Describir el método de estimación.

- Radio de la copa estimada. Describir el método de estimación.
- Dirección del crecimiento de las ramas: verticales, horizontales o en qué ángulo.
- Tipo de ramificación: continua o rítmica.
- Posición de las ramas: alternas, verticiladas, opuestas o desordenadas.
- Tipo de ramificación: simpodial, monopodial o dicotómica.
- Forma de la copa. (Figura 35).
- Distribución del follaje: uniforme, en glomérulos, en ramilletes, irregular o en planos.
- Con base en los modelos descritos de arquitectura vegetal de la Figura 34 identifique el modelo arquitectónico de las plantas.

Dibuja cómo sería una vista superior del árbol

Figura 35
Formas de copas de los árboles



Jhordan Alarcón
2023

Nota. A. Piramidal, B. Redonda, C. Aparasolada, D. Glomerular, E. Ovalada, F. Semirredonda, G. Estratificada, H. Irregular, I. Palmera.

Fuente: Dibujo original de Jhordan Alarcón (2023)

Bibliografía

Hallé, F. (2010). *Arquitectura de los árboles*. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, 45(3-4), 405-418.

Mahecha, V. G. E. (1997). *Fundamentos y metodología para identificación de plantas*. Proyecto BIOPACÍFICO. Ministerio del Medio Ambiente, PNUD GEF.

Moglia, J., Giménez, A. M. (2006). *Análisis de la arquitectura vegetal: resultados preliminares de la arquitectura vegetal de Prosopis alba y P. nigra*. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Nacional de Santiago.

Propagación y Micropropagación Vegetal



Práctica 2.1. Cultivo de Tejidos Vegetales

Introducción

El término genérico “cultivo de tejidos vegetales” involucra diversas técnicas heterogéneas que permiten a partir de material vegetal, bien sea células, tejidos, órganos o protoplastos la regeneración de plantas completas, partiendo de los principios de autonomía y totipotencia. A partir del cultivo de tejidos se pueden obtener plantas libres de enfermedades cultivadas inicialmente en medios de cultivos estériles y bajo condiciones controladas. Este método tradicionalmente se ha conocido como cultivo *in vitro*, ya que en sus inicios las plantas eran cultivadas en recipientes de vidrio.

La totipotencia es la habilidad de una sola célula de generar un individuo completamente idéntico a la célula madre a través de la división celular, la cual tiene la misma información genética y la misma función (Kieran & Col, 1997), es decir, indica que cualquier célula vegetal contiene una copia íntegra del material genético de la planta a la que pertenece sin importar su función o posición en ella, y por lo tanto tiene el potencial para regenerar una nueva planta completa (Feri y Paul, 2000).

El gran desarrollo de esta tecnología se dio cuando se identificaron las hormonas (sustancias químicas que activan o inhiben la división celular) que afectan el crecimiento y la diferenciación celular en las plantas, permitiendo obtener tejidos distintos de los originalmente cultivados. Dependiendo del estado y la etapa de desarrollo de la planta, se necesitan diferentes hormonas y reguladores, las cuales son naturalmente producidas en determinada parte de la planta como en las raíces y llevadas al tallo u hojas, según necesidad (Suárez y López, 2020).

El cultivo *in vitro* consta de una serie de etapas llevadas a nivel de laboratorio hasta llegar a campo (Figura 36). Consiste en tomar una porción de la planta madre con características agronómicas importantes para su multiplicación, a la que se llama explante (como una hoja o segmento de ella, segmento de tallo, meristemo, embrión, nudo, semilla, antera, etc.). Dicho explante es sometido a un proceso de desinfección, para luego ser establecido en medios de cultivos nutritivos con concentraciones específicas de hormonas, minerales, vitaminas, fuente de carbono, agente gelificante, agua, etc.; a esta fase se le denomina fase de establecimiento.

Después de la adaptación al medio artificial se establece una fase de multiplicación, con el fin de obtener un número necesario de plantas (clones). Posteriormente, se da paso a la fase de enraizamiento, donde los nutrientes y sus concentraciones cambian para estimular el crecimiento de las raíces y elongación de la planta. Finalmente, es necesaria la aclimatación de las plántulas obtenidas a condiciones ambientales naturales en sitios como viveros en fase de endurecimiento. El proceso termina cuando son cultivadas en campo (Olmos *et al.*, 2010).

Generalmente, es común dividir las técnicas del cultivo de tejidos en dos grandes grupos: a) cultivos en medios semisólidos y b) cultivos en medios líquidos, los que a su vez pueden ser agitados (mediante el empleo de agitadores de uso continuo) o estacionarios. También es frecuente dividir al cultivo de tejidos atendiendo a los niveles de complejidad en cultivo de órganos, cultivos celulares y cultivo de protoplastos. Para el establecimiento de los cultivos utilizando cualquiera de los sistemas es necesario tener en cuenta algunos aspectos generales comunes relacionados con el explante, la asepsia, el medio de cultivo y las condiciones de incubación (Mroginski *et al.*, 2004).

Figura 36

Proceso de cultivo de tejidos



Fuente: Fotografía de Liliana Isaza (2023)

Objetivos

- Capacitar a los estudiantes en las técnicas básicas del cultivo de tejidos vegetales para su aplicación en la agricultura.
- Realizar un ejercicio práctico de algunas etapas del proceso de propagación *in vitro*.

Preparación de medios de cultivo: Un medio de cultivo puede ser definido como una formulación de sales inorgánicas y compuestos orgánicos requeridos para la nutrición y manipulación de los cultivos. Existen numerosas formulaciones, cada una de las cuales comprende entre 6 y 40 compuestos.

Equipos

- Balanza
- Agitadores magnéticos
- Potenciómetro
- Autoclave

Materiales

- Pipetas
- Pipeteadores
- Soluciones stock
- Sacarosa
- Vidrio de reloj
- Espátula
- Beaker de laboratorio
- Servidores
- Pinzas
- Protocolo de medio de establecimiento

Desinfección y establecimiento de explantes: Uno de los principales problemas que se presentan cuando se tratan de establecer los cultivos es la contaminación de estos con diversos tipos de microorganismos (hongos, levaduras, bacterias, fitoplasmas, virus). El ambiente generado por

el explante, el medio de cultivo y las condiciones físicas de incubación es altamente propicio para la proliferación de muchos de estos microorganismos que pueden provocar la destrucción de los cultivos. En el mejor de los casos, estos microorganismos no destruyen los cultivos, pero compiten con el explante por los nutrientes del medio de cultivo o bien lo modifican. Dos son las fuentes de contaminación:

- a) Microorganismos presentes en el interior o en la superficie de los explantes,
- b) Fallas en los procedimientos de cultivo en el laboratorio.

Equipos

- Cabinas de flujo laminar horizontal
- Autoclave

Materiales

- Tallos de clavel
- Hipoclorito de sodio
- Agua destilada estéril
- Alcohol
- Beakers de laboratorio
- Recipientes de vidrio
- Pinzas
- Bisturíes
- Tijeras podadoras
- Jabón comercial
- Protocolo de desinfección de clavel
- Mecheros

Multiplicación In Vitro: la multiplicación se caracteriza por el aumento en el número de yemas por explante o tasa de multiplicación. El uso de un nivel elevado de citoquinina elimina la dominancia apical e induce la

proliferación de yemas axilares, con subcultivos cada 4 semanas, en los que se individualizan las yemas y se siembran en medios nuevos, se puede producir incluso cientos de plántulas a partir de un explante inicial.

Equipos

- Cabina de flujo laminar
- Materiales
- Mecheros
- Pinzas
- Bisturíes
- Explantes
- Medios de cultivo

Procedimiento

Preparación de medios de cultivo

1. Según el protocolo suministrado por su profesor para la preparación del medio de cultivo, disponga cada uno de los compuestos y cantidades para la preparación de 500 ml de medio. Tenga en cuenta que antes de adicionar el gelificante debe ajustar el pH entre 5.8 y 6.
2. Una vez tenga el pH ajustado proceda a agitar constantemente el medio de cultivo de forma manual y disponga 20 ml de este en cada uno de los recipientes de vidrio suministrados.
3. Tape cada recipiente y lleve a esterilización a 121 °C durante 20 minutos.
4. Deje enfriar y solidificar el medio de cultivo para su uso.

Desinfección y establecimiento de explantes

1. Identifique yemas axilares en estado juvenil.
2. Corte con tijera podadora los esquejes con una mínima cantidad de tallo.
3. Poner los esquejes en una solución de agua corriente y jabón comercial.

4. Enjuagar con abundante agua corriente hasta retirar el exceso de jabón.
5. Sumergirlos en alcohol al 70 % durante 1 minuto, se debe hacer agitación suave.
6. Realizar tres enjuagues con agua destilada estéril.
7. Sumergir los esquejes en hipoclorito de sodio NaClO al 3 % durante 10 minutos, agitando constantemente.
8. Realizar tres enjuagues con agua destilada estéril.
9. Haga un lavado riguroso de manos antes de ingresar a la cabina de flujo laminar.
10. En cabina de flujo laminar sembrar un explante en cada medio de cultivo.
11. Realizar observaciones durante 3 semanas y determinar tasas de contaminación por hongos y bacterias, muerte por necrosis y porcentaje de supervivencia.

Multiplicación *in vitro*

1. El docente le proporcionará material vegetal que se encuentre en etapa de multiplicación en el laboratorio de Biotecnología Vegetal.
2. Haga un lavado riguroso de manos antes de ingresar a la cabina de flujo laminar.
3. En cabina de flujo de laminar empiece a desprender del tejido madre cada uno de los nuevos brotes, realice una limpieza de hojas y tejido vegetal muerto o fenolizado.
4. Realice corte de la parte aérea de la planta y siembre en cada medio de cultivo. Debe sembrar 5 explantes por cada recipiente de vidrio.

Bibliografía

- Ferl, R. & Paul, A. L. (2000). *Genome Organization and Expression*. En: Buchanan B., Gruissem W., Jones R. (eds.) *Biochemistry and Molecular Biology of Plants* (pp. 312-357). American Society of Plant Physiologists.
- Kieran, P., MacLoughlin, P. & Malone, D. (1997). *Plant Cell Suspension Cultures: Some Engineering Considerations*. *Journal of Biotechnology*. 59, 39-52.
- Rubio, M. E. M., Espinosa, C., & Padrón, R. A. G. (2016). *Cultivo de tejidos vegetales y su aplicación en productos naturales*. In *Investigación en plantas de importancia médica* (pp. 351-410). Omnia science.
- Mroginski, L., Sansberro, P. & Flaschland, E. (2004). “*Establecimiento de cultivos de tejidos vegetales*”. En: INTA. *Biología y mejoramiento vegetal II*, 17-25.
- Olmos, S., Luciani, G. & Galdeano, E. (2010). *Métodos de propagación y conservación de germoplasmas*. Argenbio. http://www.argenbio.org/adc/uploads/Libro_INTA_II/Parte_IV.pdf
- Suárez, D. & López, A. (2020). *Métodos de propagación de plantas*. En: Colonia Orozco, M. et al. *Avances en biotecnología agrícola en Risaralda* (pp. 73-88). Editorial Universidad Tecnológica de Pereira.

Práctica 2.2. Propagación Asexual de Plantas

Introducción

La propagación asexual en plantas es un método utilizado para reproducir plantas sin necesidad de semillas, lo que permite mantener las características genéticas de la planta madre en la descendencia. Cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de iguales características según sean las condiciones de crecimiento (luz, temperatura, nutrientes, etc.). Esto se debe a que muchas de las células de los tejidos vegetales ya maduros conservan la potencialidad de multiplicarse, de diferenciarse y dar origen a diversas estructuras como tallos y raíces; estos grupos celulares forman parte de meristemas primarios y secundarios que pueden encontrarse en todos los órganos de las plantas. Las células no diferenciadas que los conforman tienen la información genética y las propiedades fisiológicas de producir una nueva planta con iguales características de la planta madre, propiedad conocida como totipotencia (Rojas *et al.*, 2004).

Algunas prácticas comunes de propagación asexual en plantas (Figura 37):

Esquejes: se trata de cortar una porción de la planta madre (usualmente un tallo o una rama) y colocarla en un medio de cultivo que proporcione las condiciones adecuadas para el enraizamiento. Los esquejes pueden ser tomados de plantas herbáceas o leñosas, y se pueden enraizar en agua o en sustratos como arena, turba o vermiculita.

Acodos: esta técnica consiste en provocar el enraizamiento de una rama aún unida a la planta madre. Para ello se hace una incisión en la corteza de la rama y se coloca en ella una mezcla de sustrato y humus para que se forme una raíz. Una vez que la raíz está formada, se corta la rama y se planta el acodo.

Rizomas, bulbos y tubérculos: esta técnica se utiliza en plantas que tienen estructuras subterráneas que almacenan nutrientes (papa, ajo, plátano, etc.). Se trata de separar los rizomas, bulbos o tubérculos que se forman alrededor de la estructura original y plantar por separado. Esto permite obtener varias plantas a partir de una sola.

Estolones: algunas plantas producen estolones, que son tallos que crecen horizontalmente y producen raíces y brotes en sus extremos. Se pueden utilizar para propagar la planta cortando los extremos de los estolones y plantándolos.

Objetivos

- Aprender los principios básicos de la propagación vegetativa.
- Aplicar diferentes formas para la propagación asexual de plantas.

Materiales

- Acodo aéreo
- *Fragaria vesca*
- Recipiente de plástico o maceta
- Cabuya o fibra
- Plástico Pinzas
- Tijeras o cuchillo
- Sustrato

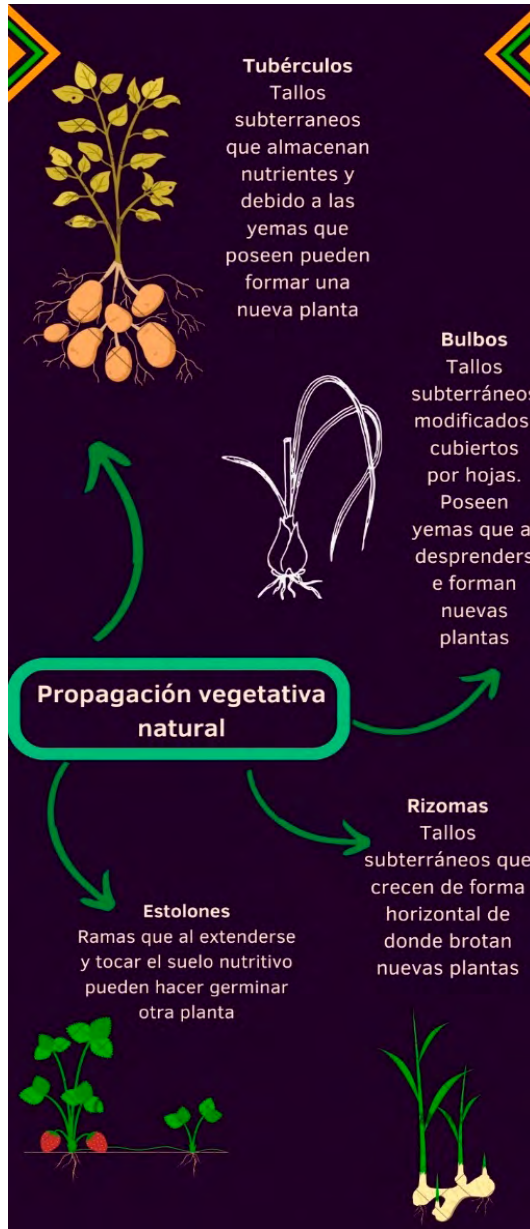
Procedimiento

Realizar un corte longitudinal al recipiente de plástico o maceta, al igual que un corte circular del tamaño del tallo que será sembrado.

Seleccione una rama de la planta, realice dos cortes circulares a una distancia de 3 cm y, posteriormente, un corte transversal, retirando toda la corteza del segmento seleccionado, dejando expuesto el tejido del xilema. Poner la maceta alrededor de la rama, llenarla con sustrato y asegurarla con ganchos o cintas. Realice evaluación del desarrollo de las raíces.

Rizomas

Figura 37
Tipos de propagación vegetativa



Fuente: Liliana Isaza (2023)

Materiales

- Plantas del orden Zingiberales
- Macetas
- Sustrato Desinfectante

Procedimiento

Separar cada uno de los rizomas de la planta madre y sembrar en cada maceta. Realice evaluación del desarrollo de la planta.

Bulbos

Materiales

- *Allium sativum* (ajo)
- Macetas o bandejas de germinación
- Sustrato

Procedimiento

Desprender cada uno de los bulbos y sembrarlos individualmente. Realice evaluación del desarrollo de la planta.

Estolones

Materiales

- Plantas de *Chlorophytum comosum* (Cinta, mala madre, lazo de amor)
- Macetas
- Sustrato

Procedimiento

Desprender cada uno de los estolones y sembrarlos individualmente. Evalúe el desarrollo de planta durante un mes teniendo en cuenta crecimiento de raíz, de hojas y estado de la planta.

Bibliografía

Rojas, S. García, J. & Alarcón, M. (2004). *La propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas*. Corpoica. Produmedios.

Práctica 2.3.

Injertos

Introducción

La acción de injertar, es el arte de ensamblar partes de diferentes plantas de tal manera que se unan y continúen su crecimiento como una sola planta. Una planta establecida como injerto está compuesta básicamente de dos partes: el injerto, pulla o vástago, y el portainjerto o patrón. Aunque en algunos casos se puede utilizar un corte intermedio entre el injerto y el portainjerto, llamado interinjerto, injerto intermedio o filtro (Hartmann y Kester, 1999; Rothenberger y Starbuck, 2013).

Para que dos plantas se unan con éxito, se injerten, debe haber afinidad entre las partes. Esta condición, de carácter fisiológico, está determinada por factores genéticos. La afinidad es la característica mostrada por dos plantas, que cuando se ponen en contacto por la técnica apropiada los tejidos se sueldan. No es suficiente, por lo tanto, el correcto contacto físico entre el cambium de las plantas a injertar. Es necesario que, además, exista afinidad entre las plantas. La afinidad es la facultad que tienen dos plantas de unir sus tejidos y constituir juntos una sola planta. Cabe destacar que, durante la cicatrización del punto de injerto, no hay mezcla de contenidos celulares y las células producidas mantienen sus características e identidad genética, ya sea del injerto o del patrón (Hartmann y Kester, 1999).

La práctica del injerto se ha utilizado durante milenios para aumentar la uniformidad, vigor y resistencia de las plantas. Hay evidencia del uso de injertos por los chinos desde el año 1000 A.C. El injerto es una herramienta rápida y relativamente fácil, y es una alternativa a la propagación convencional, que permite, utilizando semillas seleccionadas como portainjertos especializados, obtener resistencia o tolerancia a problemas y enfermedades, o plantas adaptadas a diferentes tipos de estrés, o con mayor productividad y precocidad en la producción, calidad y tamaño del fruto. Con el injerto se pretende tomar las características ventajosas del sistema radicular del patrón, junto con las características productivas deseables del material utilizado como vástago. Otra ventaja de utilizar esta práctica en los programas de mejoramiento es la garantía de uniformidad genética de las plantas, ya sea de materiales híbridos u homocigotos (Hartmann y Kester, 1999; López *et al.*, 2008; Leonardi y Romano, 2004).

El injerto también es una alternativa para reducir las aplicaciones de agroquímicos, haciendo posible evitar el daño de algunas plagas o enfermedades del suelo, facilitando el desarrollo de una agricultura sostenible (Hartmann y Kester, 1999; López *et al.*, 2008).

Objetivos

- Identificar las partes de un injerto y seleccionarlos adecuadamente para llevar a cabo los injertos.
- Aplicar técnicas para el establecimiento de injertos.
- Evaluar el prendimiento del injerto.

Materiales

- Tijeras podadoras
- Bisturí o cuchillo para injertar
- Cinta de cera biodegradable
- Bolsas plásticas pequeñas
- Árboles patrón
- Yemas y púas

Procedimiento

En esta práctica se llevarán a cabo 2 tipos de injertos: injerto de yema, injerto de púa lateral o púa terminal (Figura 39). Para los tres tipos de injerto se debe preparar o seleccionar el portainjerto o patrón:

Preparación o selección de porta injerto o patrón

El establecimiento del injerto, inicia con la selección del material que servirá como parte basal. Este es un material con condiciones radiculares que le ofrecen a la nueva planta rusticidad, resistencia y adaptación.

Los portainjertos deben estar saludables y vigorosos. De forma general, los portainjertos son plantas reproducidas por medio de semillas, por lo que se debe hacer selecciones de aquellas que presentan mejor crecimiento y estado general.

Injerto de yema

En este tipo de injertos se introduce una yema en estado de dormancia sobre una rama o sobre el tallo del patrón (Figura 38). Este tipo de injertos presenta mayor resistencia a condiciones climáticas como humedad y temperatura, disminuyendo los riesgos por enfermedades y desecamiento.

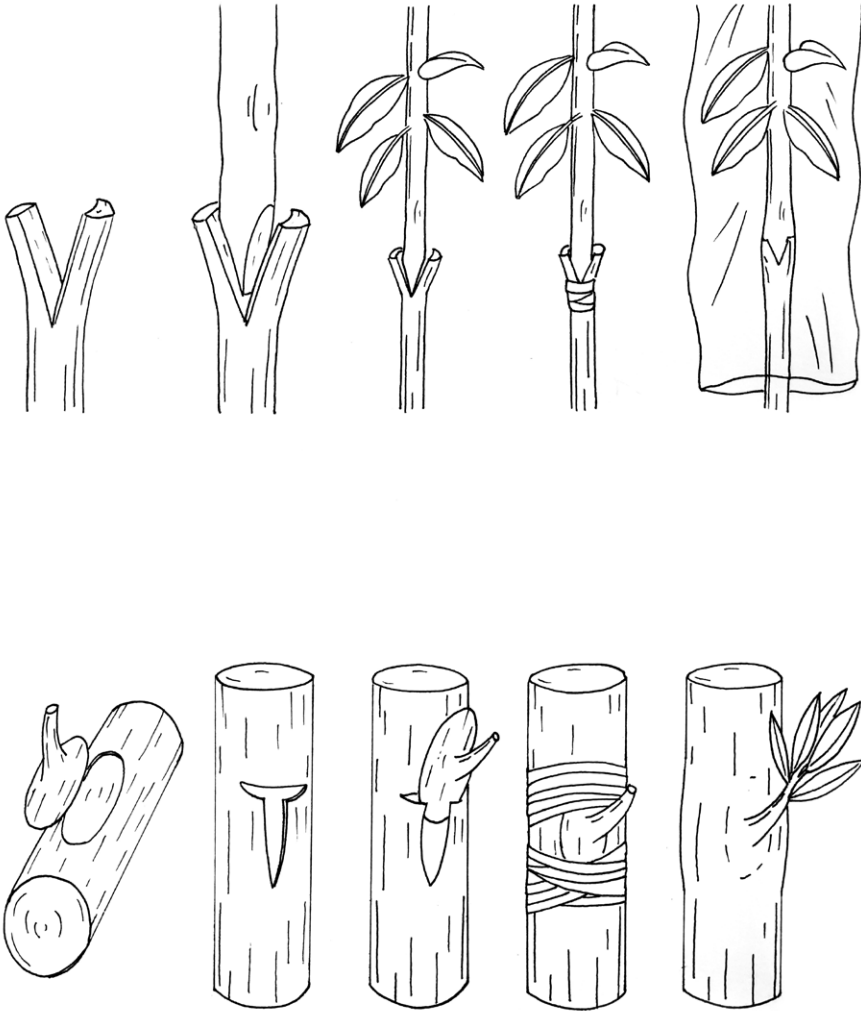
Figura 38

Varetas de cítricos para extracción de yemas



Fuente: Fotografías de Miguel Ruiz (2011)

Figura 39
Procedimiento para la injertación



Nota. Procedimientos púa terminal (superior) y yema lateral (inferior)
Fuente: Dibujo original de Jhordan Alarcón (2023)

Procedimiento

- Se toma una yema de la vareta, intentando tomar una sección del mismo tamaño y profundidad de la incisión hecha en el patrón.
- Se realiza una pequeña incisión sobre el tallo o una rama del patrón, teniendo cuidado de no penetrar en la parte leñosa.
- Se pone la yema sobre la incisión, intentando que la mayor parte de los tejidos vasculares queden en contacto.
- Se hace el cierre del injerto con cinta de cera, asegurándose de que quede fuertemente adherida.
- Se revisa periódicamente hasta ver que la yema injertada está viva y desarrollándose para generar una nueva rama. Se retira la cinta.

Injerto de púa

En este tipo de injerto se introduce una sección de la planta, un esqueje, una rama con su yema terminal, sobre el portainjerto (Figura 40). Este tipo de injertos se realizan tanto de forma lateral, (Figura 41) injertando al lado del tallo, o terminal, injertando en la parte superior de tallo.

Procedimiento

- Se toma un esqueje de la planta que será usada como copa. Para púa terminal, el esqueje debe tener aproximadamente el mismo grosor que el patrón.
- Se realiza una pequeña incisión sobre el tallo o una rama del patrón, teniendo cuidado de no penetrar en la parte leñosa.
- Se pone el esqueje sobre la incisión, intentando que la mayor parte de los tejidos vasculares queden en contacto.
- Se hace el cierre del injerto con cinta de cera, asegurándose de que quede fuertemente asegurado.
- Se cubre el esqueje con la bolsa plástica, asegurando la bolsa en su base, esta formará una cámara húmeda que evitará la deshidratación del esqueje mientras cicatriza el injerto.
- Aproximadamente una o dos semanas después se retira la bolsa plástica.
- Se revisa periódicamente hasta ver que el esqueje injertado está vivo y la cicatriz formada y sana. Se retira la cinta.

Figura 40
Injertos de púa terminal en aguacate



Fuente: Fotografía de Miguel Ruíz (2011).

Figura 41
Injertos de púa lateral en aguacate



Fuente: Fotografía de Miguel Ruiz (2014)

Bibliografía

- Hartmann, H. & Kester, D. E. (1999). *Propagación de plantas*. Principios y Prácticas. 7ª Reimpresión. Continental.
- Leonardi, C. & Romano, D. (2004). *Recent issues on vegetable grafting*. Acta Horticulturae, 631, 163-174.
- López-Elías, J., Romo, A. R. F., & Domínguez, J. G. (2008). *Evaluación de métodos de injerto en sandía (Citrullus lanatus (thunb.) Matsum. & Nakai) sobre diferentes patrones de calabaza*. Idesia (Arica), 26(2), 13-18.
- Rothenberger, R. R. & Starbuck, C. J. (2013). *Grafting*. Department of Horticulture. MU Extension, University of Missouri-Columbia.

Fisiología Vegetal



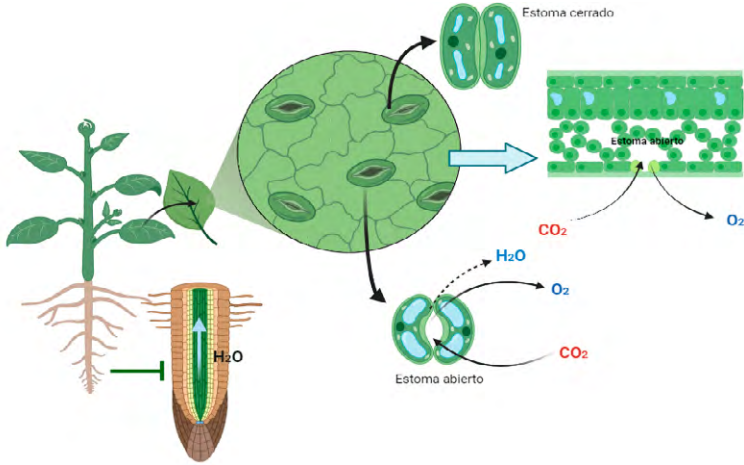
Práctica 3.1.

Velocidad de Transporte por el Xilema

Introducción

El agua juega un papel crucial en la vida de la planta. Para cada gramo de materia orgánica que produce la planta, aproximadamente, 500 g de agua son absorbidos por las raíces, transportados a través del xilema de la planta y expulsados a la atmósfera por los estomas. Incluso, ligeros desequilibrios en este flujo de agua, pueden causar déficit y problemas metabólicos en muchos procesos celulares. Por lo tanto, cada planta debe equilibrar delicadamente su absorción y pérdida de agua (Taiz, *et al.*, 2015). Este equilibrio es un gran desafío para las plantas terrestres. Para llevar a cabo la fotosíntesis, necesitan extraer dióxido de carbono de la atmósfera, pero hacerlo los expone a la pérdida de agua y a la amenaza de deshidratación (Taiz, *et al.*, 2015) (Figura 42).

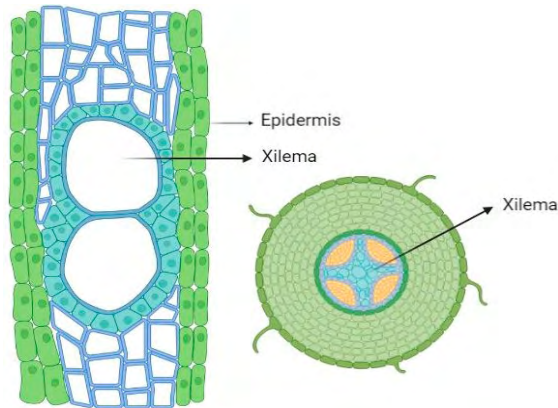
Figura 42
Intercambio gaseoso por los estomas en plantas



Fuente: Creado en BioRender.com

Una vez que el agua alcanza el cilindro central de la raíz, el transporte a larga distancia por la planta tiene lugar a través del xilema. El xilema es, por tanto, el tejido conductor del agua y nutrientes minerales desde el lugar de absorción, las raíces, al resto de los órganos de la planta. El xilema forma un sistema continuo, el cual parte de la estela en las raíces, se extiende a lo largo del tallo para llegar, finalmente, a las hojas y demás órganos aéreos (Salisbury, 1992) (Figura 43).

Figura 43
Tejido de xilema. Corte longitudinal y corte transversal



Fuente: Creado en BioRender.com

Objetivos

- Calcular la velocidad de transporte por el xilema de una planta (hojas de apio) (*Apium graveolens*).
- Estudiar el efecto de los factores ambientales sobre la velocidad de transporte del xilema.

Equipos

- Microscopio óptico
- Nevera (4 °C)
- Materiales (por grupo de trabajo)
- 5 ml de azul de metileno al 0.25 %
- 2 probetas de 100 ml
- 1 gotero

Materiales (aportados por los estudiantes)

- 5 tallos con hojas de apio (*Apium graveolens*) (sanas y frescas)
- 5 vasos transparentes
- Bisturí y tabla de picado
- Regla con marcaje por centímetro
- Marcador permanente de punta fina
- Toalla o limpión para derrames
- Una bolsa negra para disposición de desechos

Procedimiento

1. Para calcular la velocidad de transporte por el xilema, se realizará la observación del ascenso de una solución pigmentada en hojas de apio. Para ello, se tomará un tallo de apio poco pigmentado (joven con hojas). Posteriormente, se procede a eliminar unos 5 cm de la base de este tallo. Entre tanto, se procede a preparar una solución pigmentada (en 50 ml de agua agregar 1 ml de la solución suminis-

trada de azul de metileno). La base del tallo es sumergida en la solución pigmentada, procurando que permanezca vertical. El montaje debe permanecer un mínimo de 45 minutos (los montajes de cada uno de los grupos se considerarán repeticiones de esta práctica).

Al cabo de los 45 minutos se toma la hoja de apio y se extiende sobre una superficie plana, luego se mide la altura del ascenso de la solución pigmentada, haciendo cortes transversales al peciolo de la hoja cada 2 cm se podrá establecer la distancia recorrida observando los vasos conductores pigmentados. La porción de peciolo que aún no quede pigmentada debe volverse a introducir, y la medición del tiempo debe seguir su conteo, se deben realizar verificaciones cada 5 minutos y tomar nota de la longitud ganada. Las mediciones deben hacerse con regla y deben ser consignadas en tablas de resultados (Figura 44).

Figura 44

Imágenes asociadas al procedimiento



Fotografía Ana María López (2023)

- A. Disposición de tallos en inmersión en azul de metileno. B. Cortes y mediciones del ascenso del pigmento. C. Vasos de xilema teñidos con azul de metileno.
2. Para estudiar el efecto de varios factores ambientales sobre la velocidad de transporte del xilema, se prepararán, en 3 vasos plásticos transparentes, soluciones pigmentadas con azul de metileno (en 50 ml de agua agregar 1 ml de la solución suministrada de azul de metileno). Los vasos deberán ser marcados y dispuestos con los siguientes tratamientos:
 - Tratamiento 1. Control (temperatura ambiente) con luz natural
 - Tratamiento 2. Temperatura ambiente con oscuridad

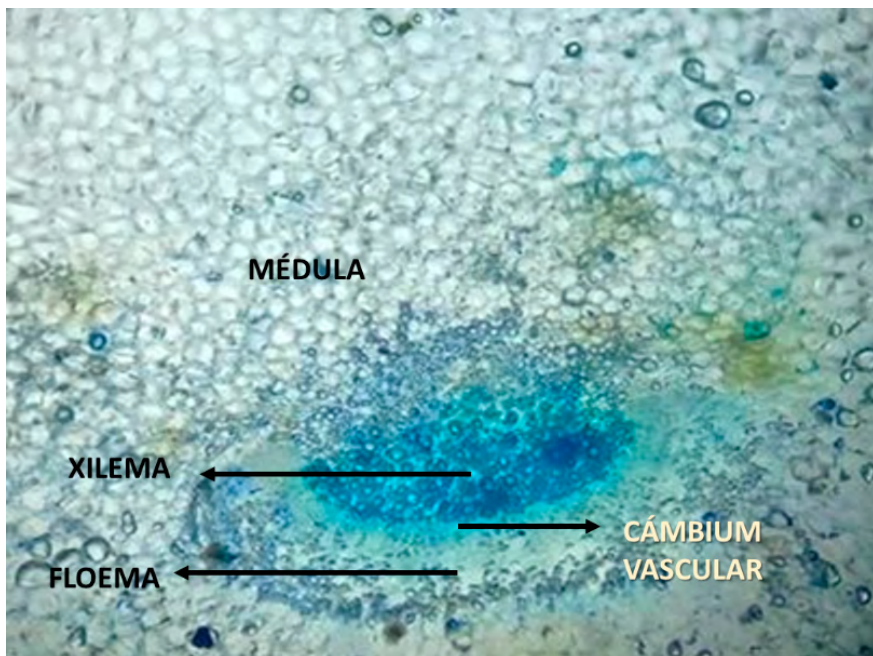
- Tratamiento 3. Temperatura 4 °C y oscuridad (Disposición en nevera)

El conjunto (vaso con tallo) debe procurarse que mantenga erguido. Con los tres tratamientos realizar los procedimientos descritos en el punto 1.

3. Para presentar los resultados, realice gráficas donde el tiempo sea la variable independiente, y los tratamientos la variable dependiente, y realice el análisis y la discusión de los resultados obtenidos.
4. Reconocimiento de tejidos a través de microscopía: del mismo tallo de apio, haga un corte fino de las áreas pigmentadas con azul de metileno y realice el montaje en placa con tinción adicional de azul de metileno. Utilice los objetivos 10X o 40X y observe los detalles de la imagen (Figura 45).

Figura 45

Tejidos de xilema de Apium graveolens



Fuente: Fotografía de Ana María López (2023)

Bibliografía

Salisbury, F.B. & Ross, C. W. (1992). *Plant Physiology*. Wadsworth Publishing.

Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). *Plant physiology and development*. Sinauer Associates Incorporated.

Práctica 3.2.

Extracción y Actividad de Pigmentos Fotosintéticos

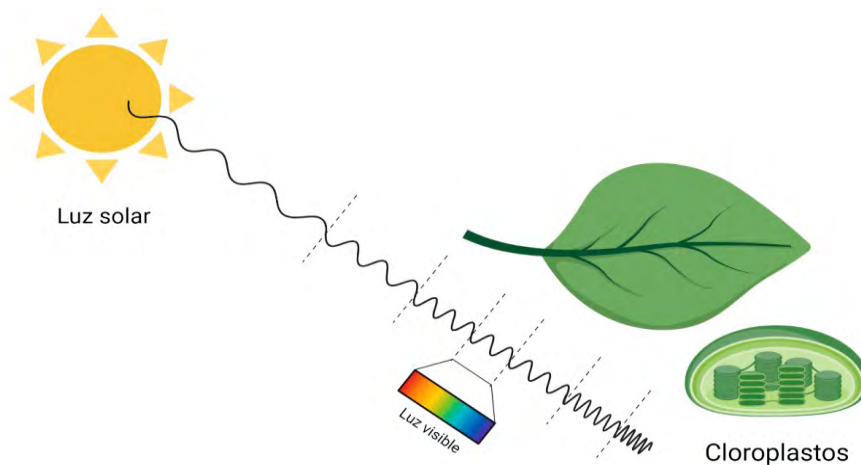
Introducción

La energía solar es inicialmente absorbida por los pigmentos de la planta. Todos los pigmentos activos en la fotosíntesis se encuentran en el cloroplasto (Taiz *et al.*, 2015). En las plantas, la luz destinada a impulsar el proceso fotosintético es absorbida por dos tipos principales de pigmentos: **clorofilas y carotenoides**, que son moléculas cromóforas sensibles a la radiación luminosa y genéricamente, llamadas pigmentos fotosintéticos (Azcón y Talón, 2000). El pigmento fotosintético más importante es la clorofila, ya que es la biomolécula cromófora que interviene más directamente en el proceso de absorción y conversión de la energía luminosa (Figura 46). Existen distintos tipos de clorofilas, pero todos ellos se caracterizan por tener un anillo tetrapirrólico cíclico, de tipo porfirina (similar al grupo hemo), con un catión metálico de magnesio ligado en el centro del anillo. Entre tanto, los carotenoides son pigmentos de color amarillo y anaranjado. Si contienen oxígeno en su molécula reciben el nombre de xantofilas; mientras que los carotenos solo están constituidos por carbono e hidrógeno. Finalmente, las antocianinas, son flavonoides hidrosolubles que se encuentran en las vacuolas de las células vegetales y les confieren a las mismas los colores rojo, azul y violeta.

Las clorofilas presentan dos máximos de absorción, uno en la parte roja y otro en la parte azul. Mientras que los carotenoides (carotenos y xantofilas) solamente absorben en la parte verde-azul y violeta del espectro visible. Cuando los pigmentos fotosintéticos en la célula absorben luz, los electrones acceden a niveles superiores de energía en donde son capturados por una serie de compuestos receptores de electrones, por lo cual se conserva la energía luminosa, convirtiéndola en energía química.

Figura 46

Absorbancia de luz visible por parte de los cloroplastos



Fuente: Creado en BioRender.com

Objetivos

- Evaluar el espectro de absorbancia de un extracto clorofílico, uno de carotenoides y un extracto de antocianinas, obtenidos en etanol, a diferentes longitudes de onda para determinar los picos de absorción de los mismos.
- Medir la actividad fotosintética, a través de un medidor de clorofila, en plantas con metabolismos C3, C4 y CAM y establecer las diferencias entre los mismos de acuerdo con su condición fisiológica.

Equipos

- Espectrofotómetro
- Estufa
- Medidor portátil de clorofila

Materiales (por grupo de trabajo)

- 1 mortero con su mazo
- 3 tubos de ensayo
- 1 gradilla
- 1 gotero
- 1 vaso de precipitado de 100 ml
- 1 vaso de precipitado de 250 ml
- 3 papeles filtro Whatmann #1
- 1 embudo de vidrio

Materiales (aportados por los estudiantes)

- Marcador permanente de punta fina
- Toalla o limpión para derrames
- 2 hojas frescas de espinaca (*Spinacia oleraceae*)
- 1 zanahoria (*Daucus carota*)
- 1 flor roja de rosa (*Rosa* sp.)
- 1 botella de alcohol etílico (mínimo 300 ml al 75 %)
- Rallador de cocina

Procedimiento

1. Extracciones etanólicas de pigmentos fotosintéticos (clorofilas, xantofilas y carotenos)

Tomar el material foliar o floral (por separado) y macerar con alcohol etílico hasta obtener una mezcla homogénea. Por su parte, la zanahoria debe ser rallada con alcohol etílico y macerada con el mismo (Tabla 4).

Los extractos obtenidos serán:

Tabla 4
Pigmentos extraídos por cada tipo de muestra. Práctica 3.2

Muestra	Pigmento extraído
Espinaca (<i>Spinacia oleraceae</i>)	Clorofilas a y b
Zanahoria (<i>Daucus carota</i>)	Carotenos
Rosa roja (<i>Rosa</i> sp.)	Antocianinas

Finalmente, pasar el extracto crudo por un embudo de vidrio dispuesto con un papel Whatmann #1 (Figura 47). Concentre el extracto en el baño maría a fuego lento, procurando que no hierva.

Figura 47
Obtención y filtración de extractos etanólicos de pigmentos fotosintéticos



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023)

A. Obtención de antocianinas. B. Obtención de clorofilas. C. Filtración de pigmentos. D. Extracto de caroteno. E. Extracto de antocianina. F. Extracto de clorofila.

2. Cuantificaciones espectrofotométricas de pigmentos fotosintéticos

Realice diluciones de cada uno de los extractos (1 :10; 1 ml de extracto + 10 ml de alcohol etílico). Siguiendo las instrucciones de manejo del espectrofotómetro realizar lecturas de absorbancia desde 350 nm a 700 nm, con intervalos de 50 nm. Grafique la longitud de onda vs la absorbancia para cada pigmento.

3. Mediciones de actividad fotosintética con medidor portátil de clorofila

Seleccionar 3 plantas con diferentes metabolismos (C₃, C₄ y CAM), en cada una de ellas, miden hojas adultas y sanas la actividad fotosintética (Figura 48). Realizar mediciones por triplicado.

Figura 48

Mediciones con medidor portátil de clorofila



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023)

Bibliografía

Azcón Bieto, J., & Talón, M. (2000). *Fundamentos de fisiología vegetal*. Edicions Universitat de Barcelona.

Ballesteros, G., Casimiro, A., Zabala, F., Tovar, H., & Rodríguez, L. (2006). *Manual de prácticas de Fisiología Vegetal*. Garabato Editorial.

Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). *Plant physiology and development*. Sinauer Associates Incorporated

ANEXO A. Tablas para Registro de Datos

Tabla 5
Resultados de absorbancia. Práctica 3.2

Longitud de onda (nm)	Clorofilas	Carotenos	Antocianinas
350			
400			
450			
500			
550			
600			
650			
700			

Tabla 6
Lecturas de actividad fotosintética. Práctica 3.2

Lectura de actividad	C3 (Especie)	C4 (Especie)	CAM (Especie)
Lectura 1 / Hora			
⋮			
Lectura 2 / Hora			
⋮			
Lectura 3 / Hora			
⋮			
Promedio			

(Anote la hora del día, anote la especie)

Práctica 3.3.

Desarrollo y Diferenciación de Plantas: Etapas Fenológicas

Introducción

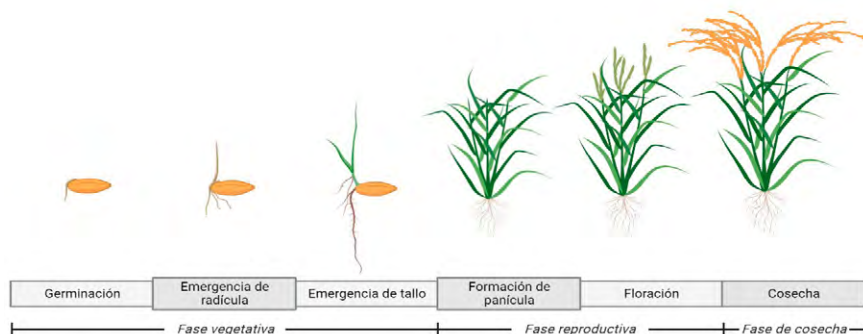
El estudio de los acontecimientos periódicos naturales involucrados en la vida de las plantas se denomina **Fenología** (del griego *phaino*, que significa manifestar, hacer visible o aparecer y *logos*, tratado). Font Quer (1977) amplía la definición del término, y la explica como el estudio de fenómenos biológicos acomodados a cierto ritmo periódico: la brotación, la maduración de los frutos, etc. Estos fenómenos se relacionan con el clima de la localidad en que ocurren y viceversa: de la fenología pueden determinarse secuencias relativas al clima y, sobre todo, al microclima (Solorzano, 2018).

Técnicas fenológicas

Es importante reconocer la importancia que tiene el registro del comportamiento fenológico de los cultivos. De esta manera, se puede contar con una valiosa información de los procesos biológicos en las plantas, a partir de observar las manifestaciones visibles de su actividad funcional, tales como aparición, transformación y desaparición de los órganos vegetativos. El

criterio para la descripción de las etapas de desarrollo cambia según sea la especie y variedad de la planta (Figura 49).

Figura 49
Fases de crecimiento del arroz (Oryza sativa)



Fuente: Creado en BioRender.com

Algunos criterios para determinar estas fases son:

1. Método basado en el registro de un solo “momento” de cada fase

Adecuado para fenología meteorológica. Observa momentos como el “inicio de la foliación”, la “maduración del fruto” y el “fin de la foliación”.

2. Método basado en la delimitación de algunas fases y subperiodos

El registro de varios momentos característicos permite la delimitación de las fases y aun de algún índice del desarrollo de las mismas.

3. Método basado en la observación del desarrollo de los procesos fenológicos a intervalos

Su uso es común para conducir un registro fenológico de observaciones semanales sobre especies perennes.

4. Registro fenológico integral

Este método propone la observación para el registro simultáneo del desarrollo de los procesos fenológicos en todos los órganos de la planta, mediante observaciones a intervalos muy cortos.

Grados días de desarrollo (GDD)

La temperatura controla la tasa de desarrollo de muchos organismos, que requieren de la acumulación de cierta cantidad de calor para pasar de un estado en su ciclo de vida a otro. La medida de este calor acumulado se conoce como Tiempo Fisiológico y, teóricamente, este concepto, que involucra la combinación adecuada de grados de temperatura y el tiempo cronológico, es siempre el mismo (WMO, 1993).

En términos generales, debajo de una temperatura umbral mínima (Temperatura base), determinada genéticamente para cada organismo, el desarrollo no ocurre o es insignificante. Sobre dicha temperatura, el desarrollo se incrementa hasta llegar a un pico o intervalo, donde la velocidad del desarrollo es máxima. A partir de ahí, el desarrollo decrece nuevamente hasta llegar a ser nulo en una temperatura umbral máxima, estos valores se conocen como Temperaturas Cardinales (Ruíz, 1991).

Objetivos

- Determinar las etapas fenológicas en un cultivo modelo (*Zea mays*), utilizando el método del Registro fenológico integral.
- Identificar las etapas fenológicas en un cultivo de maíz y relacionarlas con la oportunidad de las labores culturales.

Materiales

- Semillas de maíz (*Zea mays*)
- Área de siembra
- Termómetro de campo con máximas y mínimas
- Pluviómetro de campo
- Cámara fotográfica

Procedimiento

Esta será una práctica para ser llevada a cabo durante el semestre.

1. Establezca un pequeño cultivo de maíz (20 semillas), sembrando 2 semillas por sitio a 50cm entre sitio, y 50 cm entre surcos.

2. Lleve un libro de campo con el registro de las actividades realizadas al cultivo (siembra, fertilización, control de arvenses, control de plagas y enfermedades, entre otros).
3. Lleve un registro diario de temperaturas máximas y mínimas en grados centígrados y lleve registro de precipitación diaria acumulada.
4. Realice observaciones morfológicas en las plantas de maíz cada dos días e identifique los eventos fenológicos importantes para este cultivo. Es importante anotar que se considera que el evento ha sido cumplido en su totalidad cuando la mitad más una de las plantas (en este caso, 11), presentan el fenómeno de desarrollo en plenitud.

Las observaciones que se tendrán en cuenta serán:

Fase de establecimiento

- Fecha de siembra
- Establezca el porcentaje de germinación (1)

$$\%G = \text{Número de semillas} \frac{\text{germinadas}}{\text{sembradas}} * 100 \quad (1)$$

Donde:

%G: Porcentaje de germinación

Fase vegetativa

- Días a emergencia de plúmula (primera hoja del maíz)
- Grados días de desarrollo acumulados a emisión de plúmula (2)
- Días a emergencia de primera hoja verdadera
- Grados días de desarrollo acumulados a emergencia de primera hoja verdadera
- Tasa de emisión de hojas (Cada cuanto emerge una hoja nueva, en días)

$$GDD = \sum_{i=1}^n \frac{T_{max} + T_{min}}{2} - T_{base} \quad (2)$$

Donde:

GDD: Grados días de desarrollo

i = 1 iésimo día para presencia del fenómeno de desarrollo

T max.: Temperatura máxima

T min.: Temperatura mínima

T base: Temperatura base (Temperatura mínima a la que crece la especie)

Fase reproductiva

- Días a emergencia de espiga
- Grados días de desarrollo acumulados a emergencia de espiga
- Días transcurridos para llenado de mazorca
- Grados días de desarrollo acumulados para llenado de mazorca
- Días transcurridos a grano lechoso
- Grados días de desarrollo acumulados a grano lechoso
- Días transcurridos a grano pastoso
- Grados días de desarrollo acumulados a grano pastoso
- Días transcurridos a cosecha fisiológica
- Grados días de desarrollo acumulados a madurez fisiológica

Nota: aplique la ecuación (2) para cada fenómeno solicitado en la guía.

5. Determine la cantidad de agua necesaria (precipitación acumulada) para cada uno de los fenómenos solicitados y haga la sustracción de la evapotranspiración en cada una de ellas de acuerdo con el método García López (3):

$$ETP = 1.21 * 10^{Ft}(1 - 0.01HRd) + 0.21t - 2.3 \quad (3)$$

Ft es el factor de temperatura el cual se define con la ecuación (4)

$$Ft = \frac{7.45t}{234.7+t} \quad (4)$$

Donde:

t: Temperatura promedio diaria HRd: Humedad relativa diaria

Obtenga los promedios de las plantas en cada fenómeno y grafique.
Realice el análisis correspondiente.

Bibliografía

Font Quer, P. (1977). *Diccionario de Botánica*. 6 ed. Labor.

Ruiz, A. (1991). *Caracterización Fenológica del Guayabo (Psidium guayava L.)*. [Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México].

Solórzano Galarza, J. M. (2018). *Efecto del Ethephon sobre el comportamiento agronómico y rendimiento del cultivo de arroz (Oryza sativa L.)* [Bachelor's thesis, Babahoyo: UTB, 2018].

WMO. (1993). *Practical use of agrometeorological data and information for planning and operational activities in agriculture*. WMO. Publication, 60, Geneva.

Práctica 3.4.

Determinación del Potencial Hídrico

Introducción

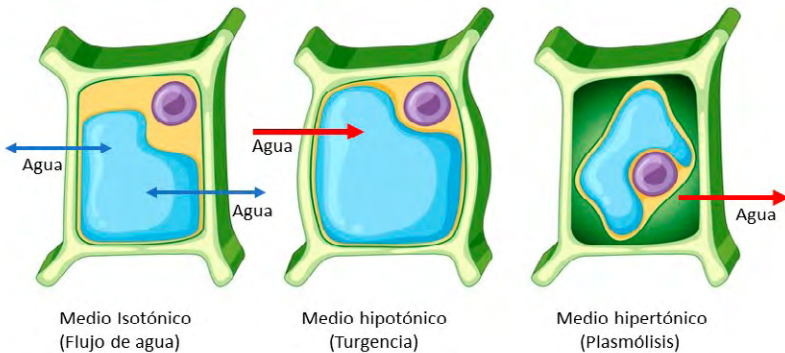
El contenido de agua en las plantas está en constante movimiento, dependiendo de la actividad metabólica, el estado del agua del aire y el contenido de la misma en el suelo, entre otros factores. Aunque ciertas plantas son tolerantes a la sequía y pueden experimentar contenidos de agua de sólo el 20 %, y las semillas secas pueden contener tan solo un 5 % de agua, ambos son metabólicamente inactivos, y la reanudación de la actividad metabólica es posible sólo después de que el contenido de agua ha sido restaurado a niveles normales (Hopkins y Huner, 2008).

El agua cumple una serie de funciones importantes en la fisiología de las plantas; especialmente por sus propiedades físicas y químicas. Las propiedades térmicas del agua aseguran que esté en estado líquido en el rango de temperaturas en el que se producen la mayoría de las reacciones biológicas, las cuales, en su mayoría, sólo pueden ocurrir en un medio acuoso. Las propiedades térmicas del agua también contribuyen a la regulación de la temperatura; además, tiene excelentes propiedades disolventes, lo que la convierte en un medio adecuado para la absorción y distribución de minerales nutrientes y otros solutos necesarios para el crecimiento. Muchas de las reacciones bioquímicas que caracterizan la vida, tales como oxidación, reducción, condensación e hidrólisis, ocurren en el agua y el agua es en sí

misma un reactivo o un producto en un gran número de esas reacciones. Las plantas fotosintéticamente activas experimentan una pérdida sustancial de agua, en gran parte, a través de la transpiración de la superficie de las hojas. Por lo tanto, para llevar a cabo los procesos fotosintéticos, la planta debe tomar agua del suelo y moverla hasta las hojas. Por ejemplo, se estima que la renovación del agua en las plantas debido a la fotosíntesis y la transpiración es de unas 10^{11} toneladas al año (Hopkins y Huner, 2008).

Este flujo constante de agua a través de las células de las plantas genera una presión conocida como **turgencia**; las plantas deben mantener la turgencia celular con el fin de permanecer erguidas. Uno de los objetivos de la fisiología vegetal es comprender la dinámica del agua a medida que fluye dentro y fuera de las células o desde el suelo, a través de la planta, hacia la atmósfera. El movimiento de sustancias de una región a otra es comúnmente conocido como **translocación**. La translocación se puede clasificar como **activa** o **pasiva**, dependiendo de si la energía metabólica se gasta en el proceso. El movimiento del agua en las plantas es un proceso especial de difusión pasiva llamada ósmosis (Hopkins y Huner, 2008) (Figura 50). En el movimiento osmótico, el agua viaja desde las zonas donde el potencial hídrico es mayor (menos negativo) hacia las zonas donde este es menor (más negativo). El potencial hídrico se define según la ecuación: $\Psi_w = p - s$ donde " Ψ_w " es el potencial hídrico; " p " es la presión de turgencia o la fuerza hidrostática ejercida en la célula vegetal contra la pared celular y es de signo (+), y " s " es la presión osmótica, que es una medida de la concentración de los solutos (Taiz y Zeiger, 2002).

Figura 50
Movimiento del agua en células vegetales



Fuente: Creado con Freepik

Objetivos

- Observar los cambios en las células vegetales cuando están en contacto con medios hipertónicos, hipotónicos e isotónicos.
- Determinar el potencial hídrico de tejidos vegetales mediante el método gravimétrico.

Materiales

- Cebolla morada (*Allium cepa* variedad Red creole)
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- 2 papas grandes (*Solanum tuberosum*)
- Gotero
- Hojas de zebrina (*Tradescantia zebrina*)
- Pipeta Pasteur
- Soluciones de sacarosa (0.1M, 0.2M, 0.3M, 0.4M, 0.5M, 0.6M, 0.7M y 0.8 M).
- Azul de Metileno
- Sacabocados
- Tubos de ensayo
- Pinzas

Equipos

- Balanza analítica
- Microscopio
- Termómetro

Procedimiento

Experimento 1. Cambios de turgencia celular

1. Corte trozos de epidermis de cebolla morada (catáfilos) y hojas de zebrina (*Tradescantia 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, 0.80 M; 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 dependiendo de cada una de las concentraciones de las soluciones.

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

Este método consiste en sumergir trozos iguales de un tejido succulento, 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.

1. Tome ocho tubos de vidrio y llénelos, hasta aproximadamente la mitad, con soluciones de sacarosa de 0.1 M, 0.2 M, 0.3 M, 0.4 M, 0.5 M, 0.6 M, 0.7 M y 0.8 M.
2. Identifique previamente los tubos con la concentración de la solución de sacarosa añadida.
3. 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.
4. Péselos en forma individual y anote la masa inicial.
5. 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.
6. 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.
7. Registre la temperatura ambiente y la información obtenida en la tabla anexa.

Tabla 7
Registro de lecturas Práctica 3.4

Concentración (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				

8. Determine el cambio de masa en porcentaje, mediante la fórmula (1):

$$\% \text{ de cambio de masa} = (\text{masa final} - \text{masa inicial}) * 100 \quad (1)$$

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

9. 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.
10. Con la concentración de sacarosa obtenida en el paso anterior determine el potencial hídrico del tejido vegetal siguiendo las siguientes instrucciones.

Cálculo 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_w) es igual al potencial osmótico (Ψ_π).

Mediante la ecuación de Vant Hoff se puede calcular el potencial osmótico (2):

$$T\pi = -iRTC \quad (2)$$

Donde: i = Constante de ionización de la solución:

Sacarosa = 1,

$\text{NaCl} = 1.8$

R = Constante general de los gases: 0.082 l.atm/K.moles ó 0.083 l. bar/K.moles ó 0,0082MPa/Kmol

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

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

Bibliografía

Hopkins, W. G., & Hüner, N. (2008). *Introduction to Plant Physiology*. fourth edition. The University of Western Ontario.

Taiz, L., & Zeiger, E. (2002). *Plant Physiology*. 3rd. Sinauer Associates.

Práctica 3.5. Biología y Germinación de las Semillas

Introducción

La semilla es una estructura protectora por medio de la cual los embriones de las plantas pueden dispersarse y permanecer latentes hasta que las condiciones se tornen favorables para su supervivencia. Así, sus funciones se asemejan a las esporas de las bacterias o a los cigotos resistentes de las algas de agua dulce. Una semilla incluye el embrión (el **esporofito** latente, joven), una reserva de tejido nutritivo (**endospermo**) y una cubierta protectora externa (**testa o tegumento**) (Curtis *et al.*, 2008).

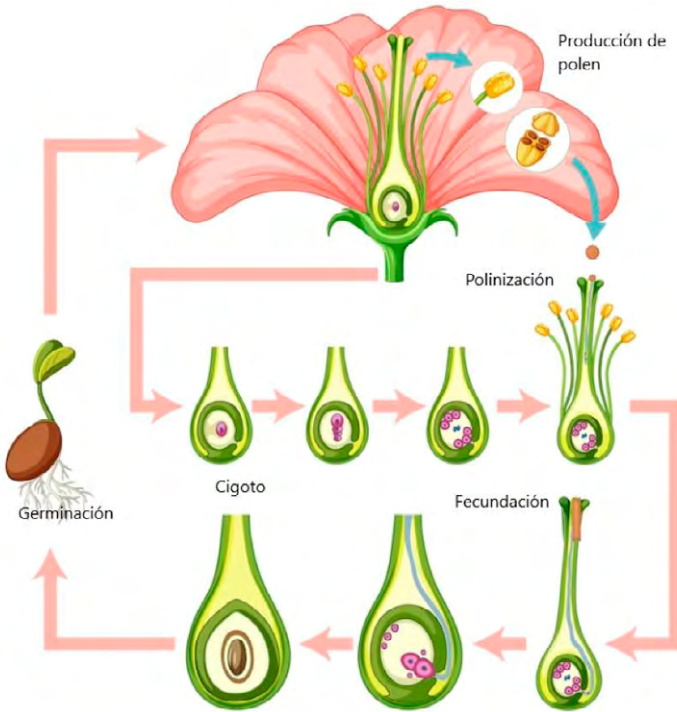
El desarrollo de una semilla comienza con la fertilización del óvulo y posterior formación del cigoto. La etapa temprana del desarrollo de la semilla se caracteriza por extensas divisiones celulares que forman el embrión y, en las semillas endospermicas, los tejidos que almacenan nutrientes que apoyarán la eventual germinación del desarrollo de semillas y plántulas (Curtis *et al.*, 2008) (Figura 51).

Tres procesos de desarrollo distintos transforman a un óvulo en una semilla. En primer lugar, las cubiertas exteriores o integumentos del óvulo se engrosan, se endurecen y se convierten en el tegumento de la semilla que rodea y protege la semilla. En segundo lugar, la célula triploide central se divide rápidamente. Las células hijas resultantes absorben nutrientes de la planta madre y forman un endospermo lleno de alimento. En tercer lugar, el cigoto se desarrolla en el embrión. A medida que la semilla madura, en el embrión se empieza a diferenciar en brote y raíz (Audesrik *et al.*, 2013).

La germinación, a menudo llamada brote, ocurre cuando la planta embrionaria en el interior de una semilla crece, sale de la semilla y forma una plántula. Las semillas necesitan calor y humedad para germinar. Pero incluso bajo condiciones ideales, muchas semillas con una maduración reciente no germinan de inmediato. En vez de eso, entran a un periodo de **latencia** durante el cual no germinan.

Las semillas inactivas por lo común pueden resistir condiciones ambientales adversas, como congelamiento y sequías. El estado de latencia de la semilla resuelve dos problemas. En primer lugar, impide que las semillas germinen en el interior de un fruto húmedo. En segundo lugar, las condiciones ambientales que son adecuadas para la germinación de las plántulas (como calor y humedad) pueden no coincidir con las condiciones que permiten que la plántula sobreviva y madure (Audesrik *et al.*, 2013).

Figura 51
Ciclo de vida de una planta angiosperma



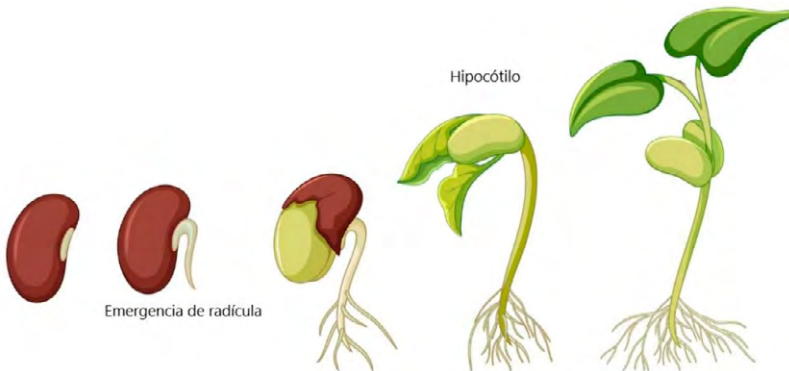
Fuente: Creado con Freepik.

¿Cómo germina una semilla?

La germinación ocurre cuando la planta embrionaria en el interior de una semilla crece, sale de la semilla y forma una plántula. Las semillas necesitan calor y humedad para germinar. Pero, incluso bajo condiciones ideales, muchas semillas con una maduración reciente no germinan de inmediato. En vez de eso, entran a un periodo de *latencia* durante el cual no germinan. Las semillas inactivas por lo común pueden resistir condiciones ambientales adversas, como congelamiento y sequías. El estado de latencia de la semilla resuelve dos problemas; en primer lugar, impide que las semillas germinen en el interior de un fruto húmedo, en segundo lugar, las condiciones ambientales que son adecuadas para la germinación de las plántulas (como calor y humedad) pueden no coincidir con las condiciones que permiten que la plántula sobreviva, de esta forma se preserva la semilla hasta que las condiciones sean favorables.

Durante la germinación el embrión absorbe agua, lo que hace que se hinche y se rompa el tegumento de su semilla, este proceso donde se da la rápida absorción del agua se llama *imbibición*. En el proceso de germinación, la raíz por lo común, es la primera en salir y crece con rapidez, al absorber agua y minerales de la tierra. Gran parte de esta agua se transporta al brote, en donde la célula se alarga y empuja hacia arriba a través de la tierra y hacia la luz. En las monocotiledóneas, como el maíz, la punta del brote está protegida en el interior de un coleóptilo duro. En las dicotiledóneas como el frijol, el hipocótilo se flexiona y forma un gancho que es el primero en emerger de la tierra para proteger la punta del brote. La energía para la germinación por lo común proviene del endospermo de la semilla (Audesrik *et al.*, 2013) (Figura 52).

Figura 52
Germinación de frijol Phaseolus vulgaris



Fuente: Creado con Freepik.

Objetivos

- Reconocer las estructuras propias de las semillas y determinar la viabilidad de una muestra de semillas a través del uso de métodos cualitativos.
- Realizar pruebas de germinación para diferentes tipos de semillas, y realizar seguimiento a los procesos de germinación (imbibición, emergencia de radícula, emergencia de tallo).

Materiales

- 4 lotes de 100 semillas. Se sugieren las siguientes especies: Ajonjolí (*Sesamum indicum*), Frijol mungo (*Vigna radiata*), Lechuga (*Lactuca sativa*) Lenteja (*Lens culinaris*).
- 50 semillas de maíz (*Zea mays*)
- 20 semillas de haba (*Vicia faba*)
- Papel absorbente
- 4 cajas de Petri
- Agua
- Marcador para vidrio
- 250 ml de sales de tetrazolio al 1 % dispuestas en un frasco ámbar
- Bisturí de disección

Equipos

- Balanza analítica
- Microscopio
- Estereoscopio

Procedimiento

Experimento 1. Pruebas de viabilidad (FAO, 2016)

1. Colocar en imbibición las semillas de maíz y habas durante 24 horas.
2. Realizar cortes longitudinales de todas las semillas, asegurándose de dejar expuesto el embrión.

3. Tomar las semillas, descartar una mitad de cada una y sumergir la otra mitad en las sales detetrazolio en un frasco color ámbar colocado durante 24 horas en un sitio oscuro con ventilación.
4. Al término de este tiempo observar las partes de la semilla y determinar el número de semillas viables.
5. Dependiendo de la intensidad de tinción: a) se consideran vivas, aquellas semillas teñidas de rojo carmín en todas sus estructuras principalmente en el embrión; b) se consideran dudosas, aquellas teñidas parcialmente en más del 75 % y las que se logren teñir débilmente; c) se consideran infértiles no viables, aquellas semillas que presentan sus embriones blancos, teñidas en no más del 75 %, y las que presenten una tinción de manera bandeada.

Experimento 2. Seguimiento y pruebas de germinación

1. Tome cada lote de 100 semillas y determine en una balanza analítica el peso de las mismas.
2. Coloque en imbibición los cuatro lotes de semillas [Ajonjolí (*Sesamum indicum*), Fríjol mungo (*Vigna radiata*), Lechuga (*Lactuca sativa*) Lenteja (*Lens culinaris*)] durante 60 minutos, y determine nuevamente el peso de las semillas imbibidas.
3. Enumere y prepare las cajas de Petri con tres capas de papel absorbente.
4. Coloque en cada caja un lote de semillas, procurando disponerlas equidistantes una de otra.
5. Tome diariamente y a la misma hora, la lectura del número de semillas germinadas, considere germinada a una semilla cuando la radícula sea visible.
6. Coloque las cajas en un lugar ventilado con iluminación natural indirecta.
7. Si es necesario agregue agua para mantener húmedo el papel absorbente.
8. Establezca el número de días en los cuales las semillas emergen de sus radículas, tallos y primeras hojas. Considere que los periodos se han cumplido cuando al menos 51 semillas (mitad más uno), ha alcanzado la etapa mencionada.

Bibliografía

Audesirk, T.; Audesirk, G. & Byers, B. E. (2013). *Biología. La vida en la tierra con fisiología* Novena edición. Pearson.

Curtis, S., Barnes, S., Schnek, A., & Massarini, A. (2008). *Biología*. Editorial Médica Panamericana.

FAO. (2016). *Manual de Procedimientos para la Certificación oficial de Semillas*. FAO.

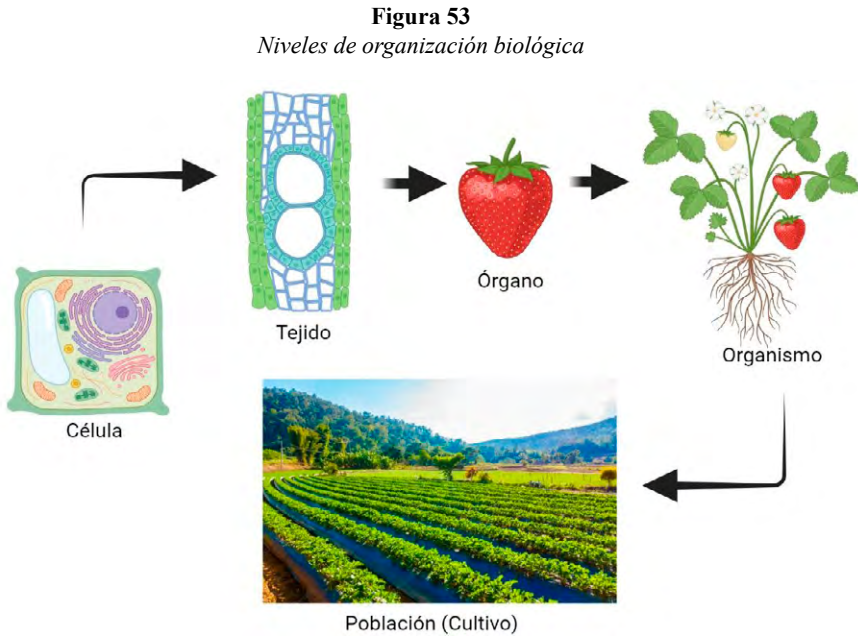
Práctica 3.6.

Técnicas de Análisis de Crecimiento en Plantas

Introducción

Todos los organismos vivos están capacitados para crecer en varios estadios de su historia de vida. Si las condiciones están dadas, esto puede verse reflejado en cambios de tamaño, en la forma y/o número. Estos procesos en conjunto, forman una parte importante del fenómeno de la vida. En el caso de las plantas, ellas crecen cuando se presentan una serie de cambios irreversibles en el tiempo, asociados frecuentemente a tamaño y forma, y ocasionalmente a número (Hunt, 2012).

En el análisis del crecimiento de las plantas, se puede hacer una subdivisión principal de acuerdo con el nivel de organización (Figura 53), donde dicho análisis se produce en la interfaz del organismo y la población.



Fuente: Creado en BioRender.com

En el análisis de crecimiento existe una serie de mediciones secuenciales del tamaño, forma y número de la planta. A partir de estos datos primarios, se pueden construir cantidades derivadas útiles en dicho análisis. Dichas mediciones según Hunt (2012) son:

- I. Tasas de crecimiento absolutas: estas son tasas de cambio simples que involucran solo una variedad de planta, y varía con el tiempo, por ejemplo, todas las plantas presentan tasas de aumento de peso seco, o la tasa de aumento en el número de raíces por planta.
- II. Tasas de crecimiento relativas: estas son tasas de cambio más complejas, pero, aun así, involucran solo una variedad de plantas y tiempo, un ejemplo es el conjunto tasa de aumento de peso seco de la planta por unidad de peso seco.
- III. Razones simples: estas implican la relación entre dos cantidades; que pueden ser proporciones entre dos cantidades similares, como el peso seco total de hojas y peso seco de toda la planta, o proporciones entre dos diferentes cantidades, como el área foliar total y el peso seco de toda la planta. A veces, una de las cantidades involucra-

das en la relación no proviene de una planta y puede variar, como el área de suelo por muestra de cultivo.

- IV. Tasas de crecimiento compuestas: estas son tasas de cambio que implican más de una variable relacionada con la planta, como la tasa de peso seco de toda la planta y aumento por unidad de su área foliar.

En el análisis de crecimiento de plantas es importante distinguir aquellos que se realizan para cultivos intensivos, y para plantas leñosas. Esta disciplina se ha desarrollado durante las últimas décadas relacionada con la ecofisiología y la agronomía. El concepto central es la tasa de crecimiento relativo (TCR) (también conocida por las siglas RGR, del inglés “*relative growth rate*”), que se define como el incremento de biomasa por unidad de biomasa y tiempo. Durante sus primeros estadios, el crecimiento suele tener una dinámica exponencial y suele reflejar diferencias significativas entre especies. Mientras algunas plantas herbáceas crecen (producen) en un día una cantidad de masa equivalente a casi la mitad de su peso total (por ejemplo, $400 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ en *Arabidopsis thaliana*). En el otro extremo, las especies leñosas suelen presentar valores mucho más bajos (por ejemplo, $10 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$). Para dar una idea aproximada de esta variabilidad, se pueden citar los intervalos de valores de TCR encontrados en plantas herbáceas ($100 - 400 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$), lianas (promedio de $150 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$), árboles caducifolios ($50 - 200 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) y perennifolios ($10 - 130 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) (Villar et al., 2004). Otra de las medidas importantes en análisis de crecimiento de plantas es la medición del área foliar, el tamaño del área foliar es relevante en la mayoría de los estudios ecofisiológicos, ya que la hoja puede ser indicador del crecimiento y desarrollo de la planta y está relacionada con la interceptación de radiación solar, intercambio de CO_2 , evapotranspiración y eficiencia fotosintética (Misley et al., 2013).

Objetivos

- Realizar montajes experimentales de dos especies vegetales, frijol (*Phaseolus vulgaris*), cultivar arbustivo, y maíz (*Zea mays*), para realizar mediciones asociadas al análisis de crecimiento.
- Aplicar fórmulas matemáticas para llevar a cabo análisis de crecimiento de plantas en ciclos cortos.
- Analizar los resultados de los datos obtenidos a través de la construcción de gráficas y discusión a la luz de resultados obtenidos en otros estudios.

Materiales

- Semillas de frijol (*Phaseolus vulgaris*) cultivar arbustivo
- Semillas de maíz (*Zea mays*)
- Área para siembra
- Balanza
- Cinta métrica
- Estufa de secado
- Datos meteorológicos

Procedimiento

1. Preparar el área de siembra
2. Realizar la siembra del frijol arbustivo y maíz con distancias de 0.6 m entre surcos y 0.25m entre plantas colocando dos (2) granos por sitio. Para un total de 50 plantas de cada especie.
3. Realice seguimiento de los cultivos y labores oportunas.
4. Épocas de medición (intermedio de la fase vegetativa, primera fase reproductiva y puntode cosecha comercial). Es importante contabilizar el número de días transcurridos para cada época de medición.
5. Muestreos: tomar en cada época de medición, una submuestra de 10 plantas y hacer las mediciones.
6. Mediciones: en balanza analítica realice las siguientes mediciones y consigne los datos en la tabla de resultados.
 - Peso fresco de toda la planta
 - Peso fresco de la raíz
 - Peso fresco de la parte aérea

Para las mediciones de peso seco es necesario envolver las plantas en papel kraft y llevarlas a estufa a 70 °C durante 2 días (Figura 54).

- Peso seco de toda la planta
- Peso seco de la raíz
- Peso seco de la parte aérea

Figura 54

Medición de la biomasa fresca (A y B) y secado de plantas (C)



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023)

- Para las mediciones de área foliar siga las instrucciones descritas en el Anexo B, utilizando el programa libre *ImageJ*

7. Determinación de parámetros de crecimiento:

Con las mediciones obtenidas hacer los siguientes cálculos (Di Benedetto y Tognetti, 2016):

- Tasa de crecimiento relativo (g día^{-1})

$$(1) \quad TCR = \frac{\ln P2 - \ln P1}{(t2 - t1)}$$

- Tasa de asimilación neta ($\text{g cm}^{-2}\text{día}^{-1}$)

$$TAN = \frac{(P2 - P1)}{(t2 - t1)} * \frac{(\ln A2 - \ln A1)}{A2 - A1} \quad RAF = \frac{1}{2} * \frac{A1 + A2}{P1 + P2}$$

(2)

- Relación de área foliar (cm^2g^{-1})

(3)

Donde:

P y A son los valores de peso seco y área foliar y los subíndices 1 y 2 se corresponden con el tiempo de muestreo inicial y final del intervalo bajo estudio, t_1 y t_2 , respectivamente.

Bibliografía

- Di Benedetto, A., & Tognetti, J. (2016). *Técnicas de análisis de crecimiento de plantas: su aplicación a cultivos intensivos*. RIA. Revista de investigaciones agropecuarias, 42(3), 258-282.
- Hunt, R. (2012). *Basic growth analysis: plant growth analysis for beginners*. Springer Science & Business Media.
- Loyola, O. (2019). *Efecto de cuatro tipos de sustrato en la producción de plántones de capirona (Calycophyllum spruceanum) en el Vivero Forestal de Cervecería San Juan SA, Ucayali-Perú*. Universidad Agraria La Molina.
- Misle, E., Kahlaoui, B., Hachicha, M., & Alvarado, P. (2013). *Leaf area estimation in muskmelon by allometry*, Photosynthetica, 51(4), 613-620.
- Villar, R., Ruiz-Robledo, J., Quero, J. L., Poorter, H., Valladares, F., & Marañón, T. (2004). *Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas*. Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante, 191-227.

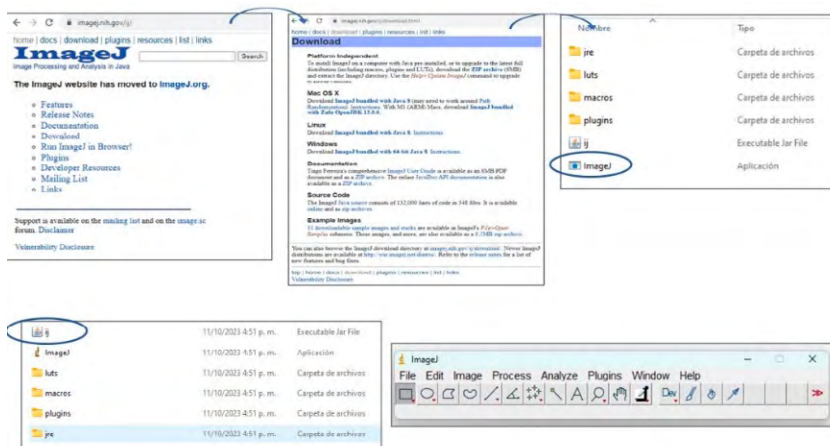
ANEXO B. Medición de Área Foliar

Los métodos para medir el área foliar incluyen el uso de papel milimétrico, gravimetría, planimetría manual y fotoeléctrica, registro de largo y ancho, o mediante la combinación de dos o más de estos procedimientos y análisis con regresión lineal para obtener modelos empíricos. También están disponibles programas sistematizados para su obtención.

Para esta práctica se calculará el área foliar usando el programa ImageJ, disponible gratuitamente y de dominio público.

Para descargar el programa, ingrese en el navegador de internet a la dirección <https://imagej.nih.gov/ij/>. Desde allí, en la sección de descargas, seleccione el tipo de sistema de su computador (Windows, Mac o linux) y descargue el archivo comprimido. Una vez realizada la descarga, abra la carpeta y ejecute el ImageJ (Figura 55).

Figura 55
Procedimiento para descargar e instalar el programa ImageJ



Fuente: Elaboración propia con base en el programa *ImageJ*

Para el cálculo de área foliar el programa requiere que sean cargadas las imágenes con las hojas a medir y que esas imágenes cuenten con una referencia de longitud (Figura 56).

Figura 56

Ejemplo de imagen de hoja para ser introducida en el programa ImageJ.

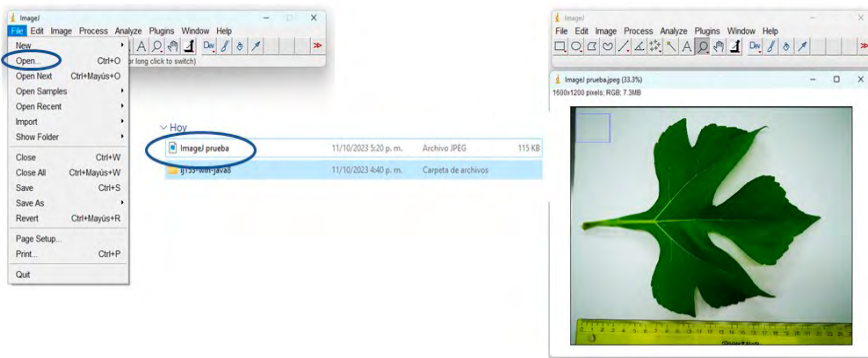


Fuente: Fotografía de Miguel Ruiz (2023)

Después de descargado el programa, se debe cargar la imagen en el sistema para hacer los análisis (Figura 57).

Figura 57

Procedimiento para cargar imagen en el sistema

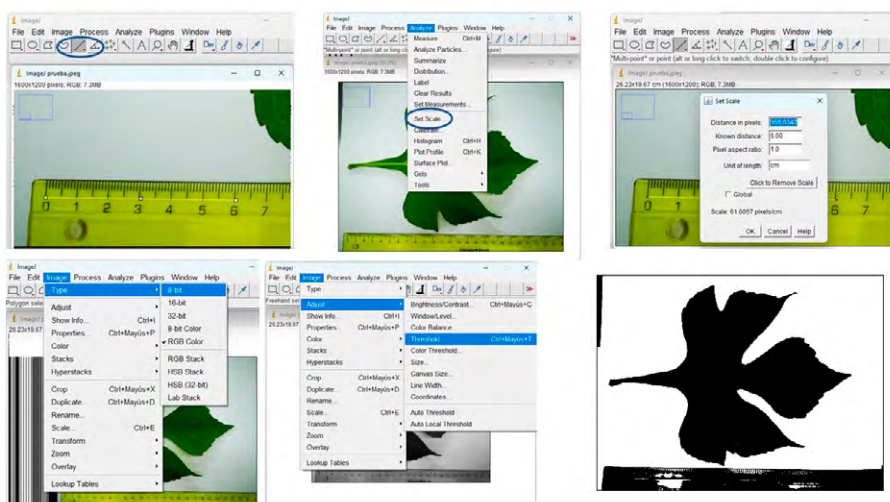


Fuente: Elaboración propia con base en el programa *ImageJ*

Al cargar la imagen, lo primero que debe realizarse es el ajuste de la escala y la imagen. Para ajustar la escala se debe tomar la referencia incluida en la imagen. Para el ajuste de la imagen, el programa ofrece varias opciones de rango de contraste y de color, las cuales deben ser ajustadas para establecer una nueva imagen que permita identificar correctamente el área a medir (Figura 58).

Figura 58

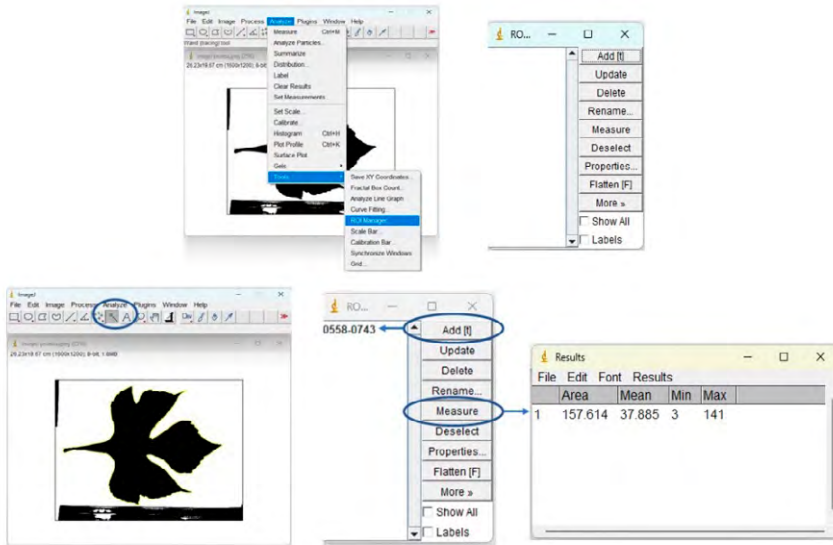
Procedimiento para ajustar la escala y ajustar la imagen



Fuente: Elaboración propia con base en el programa *ImageJ*

Con la escala establecida y la imagen modificada, procedemos a ejecutar los comandos para la medición del área foliar. Primero, se abre el ROI manager, que nos permitirá registrar las mediciones. Después, con ayuda de la varita mágica del programa seleccionamos las imágenes a medir, garantizando que el contorno se establezca sea el correcto. Después de resaltar la imagen con la varita, la adicionamos en el ROI con el botón de Add. Para finalizar, presionamos el botón de Measure, con lo cual se desplegará una tabla con los datos de la medición. Se debe tener en cuenta que el resultado final será dado en la misma unidad que se estableció como escala (Figura 59).

Figura 59
Procedimiento para medir el área foliar



Fuente: Elaboración propia con base en el programa *ImageJ*

Cosecha y Postcosecha



Práctica 4.1.

Medición de Azúcares en Frutas y Hortalizas con Diferentes Grados de Madurez

Introducción

La maduración de las frutas y hortalizas consiste en la secuencia de cambios morfológicos, fisiológicos y bioquímicos. Algunos conceptos asociados a estos procesos se presentan a continuación:

Madurez fisiológica: una fruta se encuentra fisiológicamente madura cuando ha logrado un estado de desarrollo y puede ser separada de la planta para continuar madurando para su consumo. Esta es una característica típica de las frutas climatéricas, por ejemplo, los plátanos. En cambio, las frutas no climatéricas, como es el caso de los cítricos, no continúan madurando.

Madurez de consumo u organoléptica: es el momento en el que la fruta reúne las características deseables para su consumo.

Cambios composicionales: durante su desarrollo y maduración, las frutas experimentan una serie de cambios internos de sus componentes, que son más evidentes durante la maduración de consumo.

Desarrollo del color: con la maduración, por lo general, disminuye el color verde de las frutas debido a una disminución de su contenido de clorofila y a un incremento en la síntesis de pigmentos de color amarillo, naranja y rojo.

Desarrollo del sabor y aroma: el sabor cambia debido a la hidrólisis de los almidones que se transforman en azúcares. Su sabor pasa de ser ácido a ser más dulce, debido a que su pH se eleva cuando madura. El aroma se desarrolla por la formación de una serie de compuestos volátiles que les imparten un olor característico a las diferentes frutas.

Cambios en firmeza: por lo general, la textura de las frutas cambia debido a la hidrólisis de los almidones y de las pectinas, por la reducción de su contenido de fibra y por los procesos degradativos de las paredes celulares.

Objetivos

- Identificar las diferencias entre los diferentes grados de madurez de los frutos climatéricos y no climatéricos en cuanto a la concentración de azúcares.
- Identificar las diferencias en los valores de acidez a evaluar frente a los diferentes grados de madurez.

Materiales

- Refractómetros
- Penetrómetros
- Potenciómetro o pHmetro
- Soluciones calibradoras de pH (7 y 14)
- Morteros y mazos
- Beaker
- Agua destilada
- Goteros
- Frutas y /o hortalizas en diferentes grados de madurez (Deben ser traídas por estudiantes)
- Bisturí o cuchillo (Deben ser traídas por estudiantes)
- Colador de cocina de tela o de malla fina (Deben ser traídas por estudiantes)
- Servilletas o papel de cocina (Deben ser traídas por estudiantes)
- 4 vasos desechables (Deben ser traídas por estudiantes)

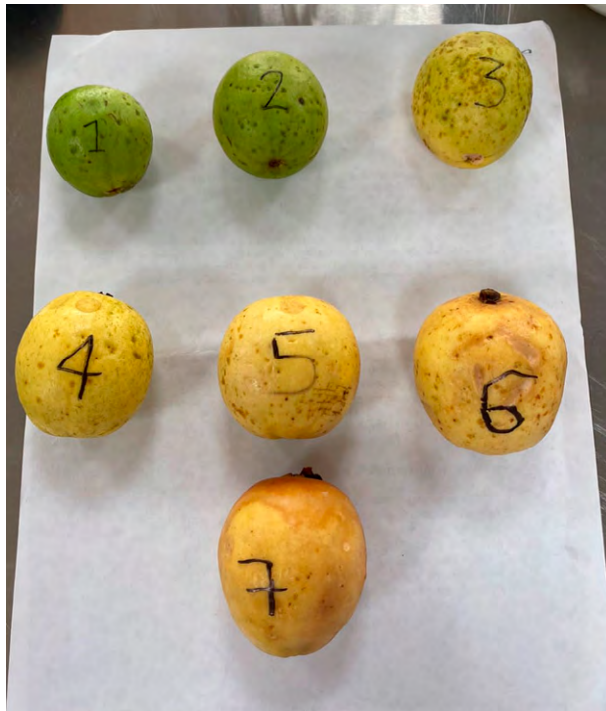
Procedimiento

A. Medición de grados Brix

1. Seleccionar una fruta u hortaliza con escalas de madurez conocida (se anexan algunos ejemplos). Traer para la práctica TODOS los estados de madurez.
 - Tomate de mesa (climatérica)
 - Fresa (no climatérica)
 - Mora de castilla (no climatérica)
 - Banano o plátano (climatérica)
 - Naranja (no climatérica)
 - Guayaba (climatérica) (Figura 60)

Figura 60

Escala de maduración de guayaba (*Psidium guajava*)



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023)

2. Eliminar la epidermis de la fruta u hortaliza, tomar una porción y hacer el proceso de maceración (Figura 61).

Figura 61

Tomate (Solanum lycopersicum) de mesa sin epidermis



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023).

3. Pasar el producto macerado por un colador de cocina.
4. Tomar el refractómetro, lavar el lector con agua destilada, retirar el agua y calibrar a cero.
5. Poner una gota del zumo de la fruta u hortaliza y anotar, el dato obtenido corresponde a grados brix (una medida de azúcar).
6. Repetir este procedimiento hasta obtener 3 lecturas, por cada estado de madurez. Por ejemplo, si el modelo es naranja (6 estados de madurez), el total de lecturas debe ser de 18.
7. Intercambiar producto con otro grupo de laboratorio y hacer las mediciones indicadas.

B. Medición de pH

1. Repetir los pasos del 1 al 3, tal y como se describe en la medición de grados brix.
2. Calibrar el potenciómetro con una solución calibradora (7 o 14).
3. Lavar con agua destilada el bulbo de lectura, secar cuidadosamente (se quiebra fácilmente).

4. Introducir el bulbo en los jugos de frutas, lavar y secar el bulbo por cada lectura, tomar nota y graficar.

C. Medición de firmeza

1. Tomar el penetrómetro, llevarlo a cero.
2. Tomar la fruta u hortaliza y presionar la hasta iniciar la perforación de la misma (Figura 62).

Figura 62

Medición de firmeza con penetrómetro análogo en guayaba (Psidium guajava)



Fuente: Fotografía de Beatriz Muñoz (2023)

3. Repetir el procedimiento tres veces, tomar nota, hacer un promedio y graficar

.Preguntas Orientadoras

- ¿Cómo se interpretan los datos de grados brix y pH?
- ¿Qué diferencia existe entre los frutos climatéricos y no climatéricos?
- Relacione la maduración, con las tasas de respiración y los contenidos de azúcares y acidez.
- Anexe figuras y tablas a su informe.

Bibliografía

- Gallo, F. (1996). *Manual de fisiología, patología postcosecha y control de calidad de frutas y hortalizas*. Convenio SENA.
- Hopkins, W. G., & Hüner, N. (2008). *Introduction to Plant Physiology. Fourth edition*. The University of Western Ontario.
- Kahramanoglu, I. (Ed.). (2017). *Postharvest handling*. BoD–Books on Demand.

Práctica 4.2.

Encurtidos no Fermentados

Introducción

Se llama encurtidos a los vegetales u hortalizas que se conservan por acidificación. Ello puede lograrse mediante la adición de sal común, que origina una fermentación láctica espontánea del azúcar del vegetal (encurtidos fermentados), o añadiendo directamente ácido acético o vinagre al vegetal (encurtidos no fermentados). El encurtido permite conservar los vegetales durante mucho tiempo, y tiene la ventaja de que sus características nutritivas y organolépticas se mantienen.

Según los gustos y costumbres de los pueblos, los encurtidos finales pueden ser tipo “salado”, que contiene: 3 % de sal y 5 % de vinagre (% respecto al agua); tipo “dulce”: 3 % de sal, 5 % de vinagre y 2 a 10 % de azúcar; tipo “ácido”: 5 % de vinagre. El proceso consiste en preservar las hortalizas, con una cocción previa, en agua salada y vinagre (ácido acético), los cuales actúan como preservantes (un preservante, es aquel que agregado a un producto, previene o retarda su deterioro).

Objetivos

- Preparar encurtidos no fermentados como estrategia en la conservación de hortalizas con mínimo procesamiento, dentro de procesos de postcosecha que permitan tener nuevas opciones de mercadeo y manejo de excedentes de producción, y/o la exploración de nuevos productos.
- Aplicar conceptos bioquímicos en los procesos de conservación de alimentos.
- Relacionar conceptos asociados a procesos de mínima transformación en hortalizas (escaldado, desairado, entre otros), a través de esta práctica de laboratorio.

Materiales

- Hortalizas: zanahoria, cebolla, pimentón, pepino, coliflor, brócoli. Puede incorporar productos innovadores como algunas frutas.
- 1 litro de vinagre comercial (no es recomendable el vinagre de frutas o de manzana).
- 250 g de azúcar comercial.
- 250 g de sal.
- Especias secas (orégano, pimienta, laurel).
- 2 frascos de vidrio especiales para conservas (termorresistentes, con tapas metálicas – Figura 63).
- Tablas de picado.
- Cuchillos.
- Coladores de cocina.
- Limpiones.
- Cofias y guantes de látex o nitrilo.

Cada grupo de laboratorio debe hacer mínimo dos tipos de encurtidos.

Figura 63

Frascos de vidrio para conservas con sus dimensiones



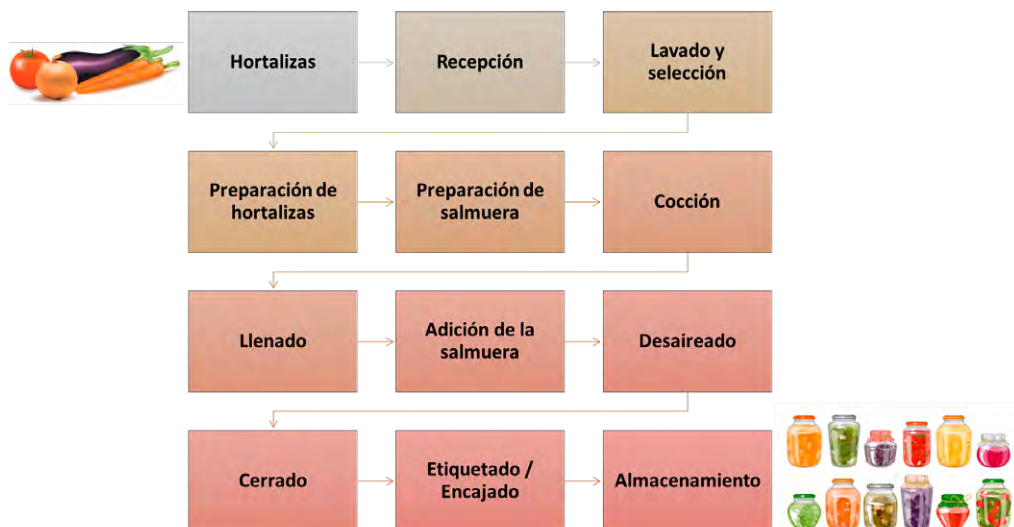
Fuente: Fotografía de Karen Sanabria (2023)

Procedimiento

El procedimiento por seguir se describe a continuación, y se resume en el diagrama de flujo de la Figura 64.

Figura 64

Diagrama de flujo del proceso



1. Lavado y selección de hortalizas: el lavado se efectúa con agua abundante, y su selección con base en el color y la textura; esto con el fin de garantizar una buena presentación del producto.
2. Preparación de hortalizas: consiste en la eliminación de la epidermis (cáscara) y la reducción de tamaño de las mismas (tiras o rodajas), esto permite una mayor absorción de la salmuera. Esta etapa depende de la hortaliza, las tiras por ejemplo se hacen con los pimentones, y las rodajas con cebollas grandes o zanahorias. El pelado puede hacerse por abrasión o manualmente.

Figura 65

Preparación de hortalizas para encurtidos



Fuente: Fotografía de Karen Sanabria (2023)

3. Cocción: si el encurtido es de varias hortalizas, estas deben ser cocidas por separado. Después de cocidas debe haber proceso de **escaldado** (pasar inmediatamente a frío).
4. Escaldado: el escaldado se define como un tratamiento térmico cuyo fin es la estimulación (activación y/o inactivación) de las enzimas presentes en el tejido de las plantas. La actividad enzimática

aparente se incrementa cuando aumenta la temperatura hasta alrededor de 50 °C, donde alcanza un nivel máximo conocido como la temperatura óptima para la acción enzimática. A temperaturas más altas se observa una considerable disminución en la actividad debido a la desnaturalización de su estructura proteínica (Mendoza y Herrera, 2012).

En el escaldado se obtiene la inactivación de enzimas y el ablandamiento de los alimentos para facilitar acciones posteriores como el pelado, corte o adición de salmueras o jarabes, de acuerdo con el tipo de alimentos que se preparen ya sea una conserva, encurtido o almíbar. Se tiene como fin la inactivación de enzimas que forman parte del alimento y favorecen cambios sensoriales como el color, con la inactivación de la enzima peroxidasa, remover aire atrapado en los tejidos para evitar la oxidación en almacenamientos en frío y reducción-eliminación de algunos microorganismos para vegetales o frutas que serán almacenados en frío, también ayuda a la conservación de la clorofila la cual mantendrá los vegetales verdes y la conservación de vitamina C.

El tiempo de cocción depende del tipo y variedad de la hortaliza (Tabla 8):

Tabla 8
Tiempos de cocción para escaldado de algunas hortalizas. Práctica 4.2

Hortaliza	Tiempo de cocción en agua hirviendo (minutos)
Zanahoria (<i>Daucus carota</i>)	7
Coliflor (<i>Brassica oleraceae</i> var. <i>Botrytis</i>)	7
Pimentón (<i>Capsicum annuum</i>)	6
Cebolla de bulbo (<i>Allium cepa</i>)	1
Pepino cohombro (<i>Cucumis melo</i>)	2
Brócoli (<i>Brassica oleraceae</i> var. <i>Italica</i>)	7

5. Preparación de salmuera: en encurtidos se le llama *salmuera* a la solución del 3 % al 5 % de sal y 5 % al 10 % de vinagre, pudiéndose utilizar de 2 al 10 % de azúcar, según el tipo de encurtido. A la salmuera pueden añadirse condimentos tales como: pimienta,

ajo y otros. Para calcular la cantidad de salmuera a preparar guíese por el volumen de los frascos descritos en la Figura 63 y descuenta el 20 % de dicho volumen, el cual sería ocupado por las hortalizas. Esta salmuera debe llevarse a ebullición por cinco minutos.

6. Llenado de frascos: los frascos se llenan con las hortalizas, en los porcentajes que se determinan en la elección del producto. Puede agregarse solo una hortaliza o una mezcla de hortalizas.
7. Adición de la salmuera: la salmuera que ha sido preparada previamente, se calienta de 82 a 86 °C y se agrega a los frascos que contienen las hortalizas.
8. Desaireado (*exhausting*): esta operación se hace para evitar que en el frasco quede aire a la hora del sellado. La ausencia de aire impide el desarrollo de microorganismos y forma un buen sello. El desaireado puede hacerse manualmente, agitando los frascos luego de ser llenados con la salmuera caliente; o bien aplicando un baño maría.
9. Cerrado: el cerrado se práctica inmediatamente después del desaireado. Este se hace para impedir el contacto del producto con el ambiente. Este paso se puede hacer manual o mecánicamente.

Bibliografía

Mendoza, R. & Herrera, A. O. (2012). *Cinética de inactivación de la enzima peroxidasa, color y textura en papa criolla (Solanum tuberosum Grupo phureja) sometida a tres condiciones de escaldado*. Información tecnológica, 23(4), 73-82.

Práctica 4.3.

Conservación de Frutas y Hortalizas en Aceites y Almíbares

Introducción

Conservar los alimentos consiste en bloquear la acción de los agentes (microorganismos) que pueden alterar sus características originarias (aspecto, olor y sabor). Desde hace más de diez mil años existen métodos de conservación que se han ido perfeccionando: salazón, curado, ahumado, escabechado, refrigeración y la aplicación del calor mediante el cocinado de los alimentos (García y Loor, 2017).

El azúcar, aditivo natural, puede ser utilizado para conservar una variedad de frutas cuya acidez facilita el proceso, con el objetivo de aumentar significativamente el tiempo de vida útil. La inmersión de una pieza o sección de la fruta en una solución con alta concentración de azúcar da como resultado la ósmosis, en la que éste penetra en el tejido de las frutas, liberando el agua disponible en dirección hacia el almíbar para equilibrar la presencia de la misma. Dicha reducción de agua, reduce al máximo y previene la proliferación microbiana, posibilitando la acción de conservación (García y Loor, 2017).

El tomate de mesa y algunas frutas son altamente perecederas. Una forma adecuada de conservarlos o hacerles un procesamiento mínimo que

incremente el costo del producto puede obtenerse adicionando almíbares o aceite. En esta práctica se procesará una fruta conservada en almíbar y tomates secos conservados en aceite de oliva con especias, esta última es una receta mediterránea muy apetecida.

Objetivos

- Aplicar formas de conservar alimentos adicionando almíbares y aceites con el fin de detener la acción de los microorganismos.
- Identificar los conceptos bioquímicos y fisiológicos que se aplican en esta práctica, para la conservación de hortalizas y frutas.

Materiales

- 2 frascos de vidrios con tapas de metal (Figura 63)
- Cofia, guantes de látex o nitrilo y bata de laboratorio
- 500 ml de aceite de oliva
- 500 gramos de azúcar blanca
- 125, 250 o 500 gramos de una de las siguientes frutas (Mora, Fresa, Arándanos, Piña, Uchuva o tomate de árbol)
- Rodajas de tomate deshidratado
- Especias secas, especialmente orégano y pimienta
- Dientes de ajo
- Olla para cocinar
- Sal
- Tabla de picado
- Cuchara
- Cuchillo
- Servilletas
- Limpión de cocina
- Colador de cocina

Cada grupo de laboratorio debe hacer mínimo 1 fruta en almíbar y un frasco de tomates secos en aceite.

Procedimiento

El procedimiento a seguir se describe a continuación

Los frascos de vidrio y su respectiva tapa metálica deben ser hervidas al menos 10 minutos para esterilizar los envases a utilizar.

Preparación de Tomates Secos en Aceite de Oliva

Porcionar los tomates en rodajas y ponerlos a deshidratar en hornos de convección, o de forma artesanal en arrastre de humedad por aire frío. Si los tomates se deshidratan totalmente, deben hidratarse poniendo a hervir agua en la olla. Cuando el agua hierva deben adicionarse los tomates, dependiendo de su humedad deberán permanecer en el agua hirviendo entre 5 a 30 minutos.

Luego los tomates deben ser escurridos con el escurridor y, posteriormente, deben extenderse y secarse con servilletas, papel de cocina o limpión en buen estado.

En un frasco de vidrio (que previamente se ha esterilizado) se añade aceite de oliva y las especias y la sal. Se pueden incluir dientes de ajo finamente picados.

A continuación, se coloca una capa de tomates y se vuelven a añadir las especias y el aceite de oliva. Así sucesivamente, disponiendo por capas se rellena el recipiente y se cubre hasta el tope con aceite. En la Figura 66 se presentan las imágenes del proceso.

Figura 66

Tomates deshidratados en aceite de oliva



Nota: A. Rodajas de tomate. B. Tomates en aceite de oliva.

Fuente: Fotografía de Karen Sanabria (2023)

Preparación de Frutas en Almíbar

Selección: La selección se realiza para eliminar toda fruta que presente signos de deterioro, las picadas, enmohecidas, putrefactas, etc. La clasificación se hace para agrupar la fruta por: estado de madurez, forma, tamaño, color.

Lavado – Desinfectado: Con el lavado se elimina cualquier partícula extraña que pueda estar adherida a la fruta, se utiliza agua potable. Se puede realizar por inmersión, aspersión o agitación.

Pelado y trozado: Dependiendo de la fruta a utilizar se debe pelar y trozar la misma.

Blanqueado o escaldado: Se hace con el fin de eliminar la carga microbiana y estabilizar las enzimas. Se debe poner a hervir agua con una pizca de bicarbonato de soda. Cuando el agua esté hirviendo debe adicionarse la fruta y esperar de 2 a 5 minutos, y luego escurrir y aplicar agua fría.

Preparación del almíbar: Generalmente, el azúcar y el agua se usan en la proporción de 2:1 (por ejemplo, 200 gramos de azúcar y 100 ml de agua). De cualquier manera, las cantidades pueden variar, dependiendo de la consistencia del almíbar y del uso que se le dará luego. Esta mezcla se lleva a ebullición y, luego, se mezcla constantemente hasta obtener un almíbar “flojo” o ligero, a los 5 minutos después de la ebullición.

Envasado: La fruta luego de la cocción es envasada en frascos de vidrio, cubriéndola con el almíbar caliente y cerrándolo inmediatamente. No olvidar realizar el proceso de *exhausting* o desaireado para eliminar el aire de la mezcla. En la Figura 67 se presentan las imágenes del proceso.

Figura 67
Frutas en almíbar.



Nota: A. Mora seleccionada. B. Mora y piña en almíbar.
Fuente: Fotografía de Karen Sanabria (2023)

Bibliografía

García Ayllón, T. D. & Looor Cedeño, C. A. (2017). *Desarrollo de una Propuesta para la Aplicación de Métodos de Conservación de Alimentos en casos de Desastres Naturales en la Zona Costera del Ecuador* [Bachelor's thesis, Universidad de Guayaquil, Facultad de Ingeniería Química].

Autores

Ana María López Gutiérrez, Manizales 1974

Doctora en Ciencias Agrarias de la Universidad de Caldas, Ingeniera agrónoma de la Universidad de Caldas. Profesora titular de la Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria. Ha publicado los libros: *Biodiversidad y biotecnología en la evaluación y selección de cultivares promisorios de mora de castilla*, *Biodiversidad y Biotecnología de la Guadua angustifolia Kunth* y *Diversidad genética de las heliconias y su aplicación en fitorremediación, identificación varietal y mercadeo*. Ha sido reconocida con el Premio Nacional de Fitopatología Gonzalo Ochoa- categoría estudiante, y ha publicado artículos en revistas especializadas nacionales e internacionales. Pertenece a los Grupos de Investigación en Biodiversidad y Biotecnología y Desarrollo Agroindustrial.

alopez@utp.edu.co

Juan Diego Marín Montoya, Pereira 1986

M. Sc Ciencias Forestales de la Universidade Federal Rural de Pernambuco, e Ingeniero Forestal de la Universidad del Tolima. Es profesor Auxiliar Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria. Ha publicado artículos en

revistas especializadas nacionales e internacionales, y hace parte del Grupo de investigación en producción más limpia.

juandiego.marin2@utp.edu.co

Liliana Isaza Valencia. Cartago, Valle del Cauca. 1977

Doctora en Ciencias Agrarias de la Universidad de Caldas, y Administradora Ambiental de la Universidad Tecnológica de Pereira. Es docente Transitoria Asociada en la Facultad de Ciencias Ambientales. Ha publicado los libros: *Biodiversidad y Biotecnología en la evaluación de cultivos comerciales de heliconias* y *Diversidad genética de las heliconias y su aplicación en fitorremediación, identificación varietal y mercadeo*. Ha publicado artículos en revistas especializadas nacionales e internacionales, y pertenece al Grupo de investigación en Biodiversidad y Biotecnología.

lilisaza@utp.edu.co

Lina María Gomez López, Pereira 1975

Magíster en Biología Vegetal de la Universidad Tecnológica de Pereira y; Administradora de Empresas Agropecuarias de la Universidad del Tolima; Tecnóloga en Administración de empresas agropecuarias de UNISARC. Es docente Catedrático Auxiliar Facultad de Ciencias Ambientales. Ha publicado artículos en revistas especializadas nacionales e internacionales y pertenece al Grupo de Investigación en Biodiversidad y Biotecnología.

l.gomez@utp.edu.co

Miguel Alfredo Ruiz Lopez. Santa Rosa de Cabal 1977

Doctor en Ciencias Agrícolas por la Universidad de Brasilia, Ingeniero Agrónomo por la Universidad de Caldas. Es profesor Asistente de la Facultad de Ciencias Agrarias y Agroindustria UTP. Ha publicado artículos en revistas especializadas nacionales e internacionales de su especialidad. Pertenece al Grupo de investigación en Producción más limpia y al Grupo de investigación en Desarrollo Agroindustrial.

miguel.ruiz@utp.edu.co

La Editorial de la Universidad Tecnológica de Pereira tiene como política la divulgación del saber científico, técnico y humanístico para fomentar la cultura escrita a través de libros y revistas científicas especializadas.

Las colecciones de este proyecto son:
Trabajos de Investigación, Ensayos,
Textos Académicos y Tesis Laureadas.

Este libro pertenece a la Colección
de Textos Académicos

Este “Manual de prácticas de laboratorio y campo para el área de la biología vegetal” se presenta como una herramienta para estudiantes y profesores en el proceso de enseñanza – aprendizaje. Aun cuando el campo de estudio es vasto, este compendio ofrece una inmersión variada en el fascinante estudio del reino de las plantas, abordando desde sus estructuras básicas hasta algunas transformaciones de productos cosechados.

Con una presentación fluida y acompañada de imágenes de apoyo, este manual guía al lector a través de dieciocho prácticas diseñadas para fomentar la comprensión, tanto de los procesos como de los conceptos teóricos. Dividido en cuatro secciones, este manual aborda prácticas de morfología e histología vegetal, propagación y micropropagación vegetal, fisiología vegetal y cosecha y postcosecha.

Una de las fortalezas destacadas de este manual radica en su enfoque en la experimentación, la observación y el registro. En este sentido, quienes desarrollan las prácticas, no solo leen sobre los procesos biológicos y desarrollan los procesos en campo y laboratorio, sino que también participan activamente en la observación, manipulación y análisis de datos, lo que les permite desarrollar habilidades prácticas esenciales en el estudio de la biología vegetal.