

MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA VEGETAL



Gustavo Adolfo Ballesteros Patrón
Ambar Casimiro Arce
Francisco Zavala Hernández
Héctor Manuel Tovar Soto
Luis Alfonso Rodríguez Páez

**PUBLICACION FINANCIADA POR INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CD. ALTAMIRANO.
© 2011 ITCA.**

Copyright © Instituto Tecnológico de Cd. Altamirano, Cd. Altamirano, Gro., México.

AUTORES DEL VOLUMEN:

Gustavo Adolfo Ballesteros Patrón, Ambar Casimiro Arce, Francisco Zavala Hernández,
Héctor Manuel Tovar Soto y Luis Alfonso Rodríguez Páez.

DIRECCIÓN DE LA OBRA:

Gustavo Adolfo Ballesteros Patrón y Luis Alfonso Rodríguez Páez

REDACTORES:

Gustavo Adolfo Ballesteros Patrón, Ambar Casimiro Arce, Francisco Zavala Hernández,
Héctor Manuel Tovar Soto y Luis Alfonso Rodríguez Páez.

DISEÑO INTERIOR, CUBIERTAS Y CARTOGRAFÍA:

Luis Alfonso Rodríguez Páez

IMPRESIÓN:

Instituto Tecnológico de Cd. Altamirano.

**PRIMERA EDICIÓN: ABRIL DE 2011
MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLÓGÍA VEGETAL**

GARABATO EDITORIAL, CD. ALTAMIRANO, GRO., MÉXICO, 108 P.

ISBN: 978-607-7814-08-5

Esta publicación puede se reproducida, archivada en un sistema de recuperación o transmitida en cualquier formato o por medio corpóreo o incorpóreo, electrónico, mecánico, por fotocopia o grabación o de cualquier otra manera siempre y cuando se cite a los autores y dueños del Copyright.

MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA VEGETAL

1. INTRODUCCIÓN

Gran parte de las limitantes para el avance de la aplicación de conocimientos es la falta de experiencias prácticas, que le permitan al estudiante fortalecer los postulados teóricos mediante la evidencia experimental. En el Sistema Nacional de Educación Superior Tecnológica se insiste en el paradigma de aprender haciendo a tal punto que iniciamos en el año 2010 el sistema educativo por competencias, lamentablemente esto no se hace y los cursos se desarrollan teórica y memorísticamente.

En el Instituto Tecnológico de Cd. Altamirano. Se ha tomado la decisión de fortalecer las áreas básicas, entre las cuales se destaca la Fisiología Vegetal. Esto implica la adecuación y dotación de un laboratorio, su equipamiento y la preparación de recursos humanos en esta área.

El presente proyecto hace parte de los propósitos de organización del área de Fisiología Vegetal, mediante la elaboración de un manual de prácticas para los estudiantes de Biología y Agronomía del Instituto Tecnológico de Cd. Altamirano. Cuya implementación será benéfica pues mejoraremos la aprehensión de conocimientos y habilidades por parte de los alumnos, los cuales serán beneficiados, pues realizarán talleres sobre los diferentes aspectos de la fisiología vegetal.

Para realización de presente libro se revisaron manuales de Fisiología Vegetal de otras instituciones y se seleccionaron 50 prácticas de las cuales fueron ejecutadas en el Instituto Tecnológico de Cd. Altamirano. Además, se tuvo una estancia de dos meses en el área de Fisiología Vegetal del Colegio de Postgraduados de Texcoco. Con base en estas experiencias realizadas se elaboró el presente Manual de Fisiología Vegetal.

INDICE

	Pagina
INTRODUCCIÓN	3
PRACTICA No. 1	6
PRACTICA No. 2	8
PRACTICA No. 3	9
PRACTICA No. 4	10
PRACTICA No. 5	12
PRACTICA No. 6	14
PRACTICA No. 7	16
PRACTICA No. 8	17
PRACTICA No. 9	19
PRACTICA No. 10	20
PRACTICA No. 11	22
PRACTICA No. 12	26
PRACTICA No. 13	30
PRACTICA No. 14	32
PRACTICA No. 15	34
PRACTICA No. 16	35
PRACTICA No. 17	38
PRACTICA No. 18	41
PRACTICA No. 19	46
PRACTICA No. 20	47
PRACTICA No. 21	48
PRACTICA No. 22	50
PRACTICA No. 23	52
PRACTICA No. 24	55
PRACTICA No. 25	56
PRACTICA No. 26	57
PRACTICA No. 27	59
PRACTICA No. 28	63
PRACTICA No. 29	65
PRACTICA No. 30	67
PRACTICA No. 31	69
PRACTICA No. 32	71
PRACTICA No. 33	73
PRACTICA No. 34	74
PRACTICA No. 35	75
PRACTICA No. 36	76
PRACTICA No. 37	77
PRACTICA No. 38	78
PRACTICA No. 39	80
PRACTICA No. 40	86

PRACTICA No. 41	EFFECTO DE SOLUCIONES NO BALANCEADAS SOBRE EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS	87
PRACTICA No. 42	CULTIVOS HIDROPÓNICOS	88
PRACTICA No. 43	NUTRICION MINERAL	90
PRACTICA No. 44	FOTOMORFOGÉNESIS - LA LUZ EN EL DESARROLLO DE LAS PLÁNTULAS Y LA LIGNIFICACION DE LOS TALLOS	92
PRACTICA No. 45	EFFECTO DE LA LUZ SOBRE EL DESARROLLO DE LA PLÁNTULA	94
PRACTICA No. 46	ALGUNAS PROPIEDADES DE LAS CLOROFILAS	96
PRACTICA No. 47	PIGMENTOS NO FOTOSINTETICOS: CAMBIOS DE COLOR DE LOS PIGMENTOS FLAVONOIDES	97
PRACTICA No. 48	EFFECTO DE LA INTENSIDAD DE LA LUZ Y DE LA CONCENTRACIÓN DEL CO ₂ EN LA FOTOSÍNTESIS	99
PRACTICA No. 49	PIGMENTOS FOTOSINTETICOS SEPARACIÓN, ESPECTRO DE ABSORCION Y FLUORESCENCIA	100
PRACTICA No. 50	IDENTIFICACIÓN DE PLANTAS C3 Y C4	104
BIBLIOGRAFIA		105

PRACTICA No. 1

TITULO: LATENCIA DE SEMILLAS

INTRODUCCIÓN

Aun cuando las condiciones ambientales sean adecuadas para la germinación de semillas, muchas de ellas no lo hacen aunque estén viables. La no germinación de las semillas, se conoce como latencia o letargo, y está ligada a causas intrínsecas de las semillas o frutos, pero también a efectos ambientales. La ilama (*Annona diversifolia*) es un frutal regional proceso de domesticación que tiene características silvestres tales como dehiscencia de frutos y latencia de semillas, las cuales solo germinan después de cuatro meses de almacenamiento debido a la existencia de embriones inmaduros

OBJETIVO

Demostrar la existencia de letargo o latencia en semillas de ilama de recolección reciente.

MATERIAL

200 semillas de ilama, (100 de este año y 100 del año pasado), bolsas de polietileno, tierra, lijas, agua, solución de giberelinas.

PROCEDIMIENTO

Consiga dos lotes de 100 semillas de ilama, cada uno. El primero con semillas de frutos de este año (oct-nov) y el segundo de frutos de la cosecha del año pasado. Para tratar de romper el letargo seminal del lote de semillas de ilama reciente, divídalo en cinco grupos de 20 semillas cada uno.

El primer grupo de 20 semillas será el testigo (no se hará ningún tratamiento).

El segundo grupo de semillas será escarificado raspando la cubierta seminal con lija o rozándolas sobre un piso de cemento no pulido. El objetivo es romper la cubierta seminal para que penetre el agua.

El tercer grupo de semillas serán colocadas en una solución de giberelinas a 100 ppm. De concentración durante 3 horas.

El cuarto grupo de semillas serán colocadas en agua hirviendo durante 2 minutos.

Y el quinto grupo de semillas se colocaran durante 3 horas en agua con hielo las semillas serán sembradas en bolsas de polietileno con tierra, a ración de una semilla por bolsa. Cada uno de los tratamientos será marcado en la respectiva bolsa. Cada tres días se inspeccionaran las bolsas para anotar la fecha de emergencia de las plántulas. A los 2 meses se suspenderá el experimento y se discutirán los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Abeles, D.S. 1973. Ethylene in Plant Biology. Academic Press. New York. London.

Arumagan, S. And K.G. Shanmgavelu. 1975. Studies of sarcotesta on the seed germination of papaya (*Caries papaya*). Seed Research. 3(2): 7:7-80.

Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York.

PRACTICA No. 2

TITULO: ETAPAS VEGETATIVAS DE MAÍZ Y FRÍJOL

INTRODUCCIÓN

La germinación abre camino a la emergencia y desarrollo de la plántula hasta un estado, donde el aspecto de sus estructuras esenciales manifiesta si es o no capaz de desarrollarse hasta una planta normal bajo condiciones favorables de suelo.

OBJETIVO

Observar la morfología de plántulas.

MATERIAL

Bolsas plásticas, tierra y semillas (maíz, frijol)

PROCEDIMIENTO

Coloque dos bloques de 20 bolsas con tierra, en un bloque siembre semillas de frijol y el otro semillas de maíz. A continuación observe las diferencias morfológicas entre las plántulas de maíz y las de frijol.

La radícula del embrión se convierte en raíz primaria de la planta, se arraiga la extensión de la célula epidérmica superficial de la raíz implicada en la absorción de agua y alimento. Se presenta la raíz secundaria a través de la primaria.

Maíz; las raíces adventicias que se originan en los vástagos se van de otras raíces. La envoltura fotosensible del coleoptilo sobre la plúmula. La raíz embrionaria se convierte en el sistema inicial de la raíz de la semilla

Dibuje una plántula de maíz y escriba en ella las siguientes estructuras: coleoptilo, mesófilo, raíces fibrosas.

Dibuje una plántula de frijol y señale las siguientes partes: cotiledones, cuello de la raíz, hipotilo, epicótilo, hojas embrionales, plúmula.

BIBLIOGRAFIA

Bidwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. MacMillan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.

Cocklin, R.E. 1973. An unbreekeable potometer. En C. J. Clegg (Ed.) Plant Physiology. ASE Lab. Books. London.

PRACTICA No. 3

TITULO: GERMINACIÓN DE SEMILLAS EN DIFERENTES SUELOS

INTRODUCCIÓN

De manera general, la germinación se puede dividir en tres fases. En la primera, la semilla toma agua mediante el proceso de imbibición y osmosis; en la segunda fase, la absorción de agua continua, pero se inician e incrementan procesos metabólicos como la respiración y la transformación enzimática de las reservas, en la tercera fase, aparece la radícula y se incrementa el crecimiento.

OBJETIVO

Pruebas de germinación en diferentes suelos

MATERIAL

Bolsas plásticas, tierra, agua, 50 semillas (fríjol)

PROCEDIMIENTO

Instale 5 lotes de 10 bolsas con suelo, el primer lote riéguelo diariamente con una solución salina preparada con agua y sal de cocina, el segundo lote se mantendrá el suelo seco, tercer lote, suelo subregado; con un riego semanal, cuarto lote suelo encharcado; que se mantendrá saturado de agua, y el quinto lote es el testigo que se regara todos los días. Discuta los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 1979. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth.

SARH, Subsecretaría de Agricultura y Operación, 1917. Fertilización en función del análisis del suelo (por el método de Morgan). Servicio de Orientación Técnica al usuario, hoja de Divulgación. No. 21, México.

PRACTICA No. 4

TITULO: INFLUENCIA DEL OXÍGENO EN LA GERMINACIÓN

INTRODUCCION

Después del humedecimiento inicial del medio donde se van a sembrar las semillas, no se requiere de riego adicional hasta que la germinación haya ocurrido. Esto asegura que una adecuada cantidad de oxígeno sea retenida por el medio de germinación. Es sabido que un excesivo riego a las semillas retarda la germinación. Un riego abundante frecuentemente previene la germinación, debido a que el oxígeno es relativamente insoluble en el agua. Mucha agua también causa daño en semilla de pobre calidad, debido a que las células deshidratadas no pueden competir con el rápido flujo de humedad.

OBJETIVO

Comprobar la importancia del oxígeno en la germinación

MATERIAL

- Semillas de rábano
- Frascos de boca ancha: 3
- Crisoles de porcelana o beakers de 50 ml: 3
- Papel de filtro
- Solución de KOH al 15%
- Solución de ácido pirogálico al 7%
- Agua destilada
- Bandas de caucho
- Papel de aluminio
- Pinzas de laboratorio
- Algodón

PROCEDIMIENTO

Utilizando los crisoles y el papel de filtro haga tres germinadores y coloque en cada uno 10 semillas de rábano.

Tome tres frascos de boca ancha (tipo envase de mermelada) y proceda en la forma siguiente:

Frasco 1.- Vierta 15 ml de KOH al 25% y 8 ml de ácido pirogálico al 7%, luego coloque dentro un crisol (germinador) teniendo el cuidado que no le entre solución y tápelo herméticamente con papel de aluminio doble, ajustando con unas bandas de caucho.

Frasco 2.- Vierta 15 ml de agua destilada, coloque dentro otro crisol (Germinador) y tápelo herméticamente con papel de aluminio.

Frasco 3.- Vierta 15 ml de agua, coloque dentro un germinador y tape el frasco con algodón.

Deje los frascos en el ambiente del laboratorio.

Luego de 3 días observe la germinación de las semillas en cada frasco.

Explique la razón de los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Salisbury, F.B. Y W.C. Ross. 1978. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth. California Iberoamérica, México, D.F.

Salisbury. F.B. y C.W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México. D.F.

SARH, Subsecretaría de Agricultura y Operación, 1917. Fertilización en función del análisis del suelo (por el método de Morgan). Servicio de Orientación Técnica al usuario, hoja de Divulgación. No. 21, México.

PRACTICA No. 5

TITULO: IMPORTANCIA DE LA CALIDAD DE LA LUZ PARA LA GERMINACIÓN.

INTRODUCCION

Además de la humedad y temperatura favorables, algunas semillas requieren luz para su germinación. El lepidio (*Lepidium virginicum*) no germina en la oscuridad. La variedad de lechuga "Grand Rapidez", germina cerca del 25% en completa oscuridad; sin embargo, con una corta exposición a la luz del día, cuando esté germinando, llega a un 100%. La luz roja de 660 nanómetros y la roja lejana ó "far red" de 730 nanómetros son frecuentemente las mas efectivas en la regulación de las reacciones de la planta a la luz; reacciones que van desde germinación, coloración de frutos, formación de tubérculos y bulbos hasta la floración de plantas, de día largo y de día corto, es decir todo lo relacionado con el fotoperíodo.

La luz fluorescente común emite considerable luz roja pero poca roja lejana, mientras que la luz incandescente (bombillos comunes) emite considerable luz roja lejana. Otro aspecto interesante es que una doble capa de papel de celofán rojo detiene casi toda la luz roja lejana dejando pasar solo la roja de 560 nm, así mismo si se combinan capas de celofán rojo y azul se puede detener casi toda la luz roja dejando pasar solo la roja lejana de 730nm.

Debe tenerse en cuenta además que la fotoreacción que permite que la germinación de la semilla se inicie es de tipo reversible la, energía radiante de la luz roja la dirige hacia una dirección y la de la luz roja-lejana hacia otra dirección opuesta. El pigmento responsable de estas reacciones reversibles es el fitocromo.

OBJETIVO

Comprobar que luz de cierta longitud de onda favorece la germinación de semillas que requieren luz.

MATERIAL

Semillas sensitivas a la luz como lechuga "Grand Rapids", Lepidio, pasto azul, pasto bromo, pasto bermuda, tabaco, etc.

- Tres cajas de petri
- Papel filtro o de germinación
- Tres cajas cerradas herméticamente contra luz de aproximadamente 20 x 30 cm. de ancho y de 12 a 15 cm de alto con tapas móviles. Hacer una abertura de 10 x 20 cm. en la parte superior de dos de las tapas. Sobre la abertura colocar dos capas de papel celofán rojo pegándolos con cinta transparente. Sobre la abertura de la segunda tapa colocar dos capas cada una de celofán rojo y azul pegándolas con cinta. La otra caja se deja totalmente cerrada contra la luz. Una fuente de luz fluorescente de 40 W. y un bombillo incandescente de 100 a 150w.

PROCEDIMIENTO

Prepare tres platos de petri colocándoles dos capas de papel de filtro en el fondo y humedeciéndolos perfectamente; coloque en cada uno 100 semillas de lechuga "Grand Rapids" tápelas e identifíquelas en tal forma que se pueda determinar al tacto cual es el plato uno el dos o el tres. Coloque los platos en la caja completamente oscura y deje las semillas que embeban agua por un período de 16 a 24 horas, a una temperatura de 20 a 25°C. Al cabo del periodo indicado efectúe los tratamientos siguientes, teniendo cuidado de trabajar en la oscuridad.

1. Exponga el plato 1 a una luz fluorescente por 15 minutos y con filtro rojo, para lo cual el plato se coloca en la caja con tapa que tiene el papel rojo. La luz debe estar a 30 cm de distancia.
2. Exponga el plato 2, bajo luz fluorescente por 15 minutos dentro de la caja con filtro rojo y luego 15 minutos bajo luz incandescente y dentro de la caja con filtro azul-rojo. La luz debe estar a 30 cm de distancia.
3. El plato 3 debe quedar por todo el tiempo de germinación en completa oscuridad, para lo cual se debe envolver en papel de aluminio.

Deje transcurrir cuatro días y remueva las tapas de los platos y observe y cuente el número de semillas germinadas en cada uno.

Coloque los resultados en la tabla

Tratamiento	Porcentaje de germinación
1. luz roja de 660 nm	
2. luz roja y luego luz roja lejana de 730 nm	
3. testigo en la obscuridad	

Cuadro 1. Importancia de la calidad de la luz para la germinación

Discuta los resultados

BIBLIOGRAFIA

Arumagan, S. And K.G. Shanmgavelu. 1975. Studies of sarcotesta on the seed germination of papaya (Caries papaya). Seed Research. 3(2): 7:7-80.

Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York

PRACTICA No. 6

TITULO: CRECIMIENTO Y DESARROLLO PRUEBA DEL TETRAZOLIO PARA DETERMINAR LA VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS.

INTRODUCCION

Cuando se trata de nutrir las plantas, es importante saber que ellas elaboran la mayoría de sus tejidos principalmente a partir de una combinación de dióxido de carbono ambiental y agua obtenida del suelo.

Durante el crecimiento, la formación de los tejidos de las plantas sigue básicamente tres pasos: la división (o mitosis) de las células embrionarias para formar nuevas células, el agrandamiento y/o alargamiento de estas células y su diferenciación

OBJETIVO

Conocer y practicar una prueba rápida de laboratorio para determinar si las semillas están vivas (viables).

MATERIAL

- Cloruro de 2, 3, 5 trifenil tetrazolio
- Papel indicador de pH
- KH_2PO_4
- $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
- Semillas de maíz y soya.

PROCEDIMIENTO

Preparación de la solución estándar de tetrazolio al 1%: Se prepara disolviendo 5 g de la sal con 500 cc de agua destilada. El pH de la solución debe estar entre 6 a 8 para lograr una actividad óptima.

Cuando el pH final de la solución es de 4 o menos se debe agregar 1.82 g de KHPO_4 y 3.56 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$.

REPARACION DE LAS SEMILLAS A EVALUAR

1. Las semillas de maíz, arroz, sorgo deben ser remojadas (embebidas) en agua por unas 12 horas para que su embrión se active y además se pueda hacer fácilmente el corte.
2. Para el caso del maíz haga un corte limpio en 100 semillas (sin magullar o estropear el embrión) a lo largo del eje longitudinal del grano. Descarte la mitad de cada grano.
3. Coloque las 100 mitades en cajas de petri y cúbralas con la solución de tetrazolio al 0.5%.
4. Coloque las cajas de petri en un incubador a 40°C por un tiempo de 30 a 60 minutos hasta que el embrión colorea de rojo.
5. Analice las semillas coloreadas comparando con figuras patrón que hay en el laboratorio y obtenga el porcentaje de semillas viables.

NOTAS: a) El embrión es el único que colorea en todas sus partes si están vivas.

b) En semillas de soya luego de remojarlas se les quita la cubierta y se colocan en la solución) 1% y a temperatura de 40°C por 2 a 4 horas hasta obtener una coloración roja brillante. Si la semilla es—tá viva debe colorear: los cotiledones y el eje plúmula - radícula.

BIBLIOGRAFIA

Ross. W.C. 1974. Plant Physiology Laboratory Manual. Wadsworth. Belmont, California.

PRACTICA No. 7

TITULO: CÉLULAS Y TEJIDOS VEGETALES

INTRODUCCIÓN

La célula esta formada de un protoplasma o unidad viva en la que se distingue un sistema de membranas, el citoplasma y el núcleo. Las células vegetales presentan una gran diversidad en su tamaño, forma, estructura y función dependiendo del vegetal y del tejido del que forme parte.

OBJETIVO

Observación de células y tejidos vegetales

MATERIAL

Safranina, porte objetos, tallo, raíz, bisturí.

PROCEDIMIENTO

Obtenga una porción pequeña y delgada por corte transversal de tallo y raíz, tiña la misma con Safranina y colóquela en un portaobjeto y observe al microscopio.

Observe los siguientes tejidos de la raíz y el tallo de plantas de papaya: epidermis, corteza, endodermis, cilindro central, haces vasculares de xilema y floema.

Dibuje lo observado y discuta sus resultados.

BIBLIOGRAFIA

Bidwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a. de. MacMillan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.

Cocklin, R.E. 1973. An unbreekeable potometer. En C. J. Clegg (Ed.) Plant.

PRACTICA No. 8

TITULO: ESTRUCTURAS ANATÓMICAS QUE INTERVIENEN EN EL TRANSPORTE DE AGUA

INTRODUCCIÓN

Las plantas están constituidas básicamente por cuatro sistemas de tejido: meristemático, epidérmico, fundamental y vascular. Cada una de las células que forman estos tejidos están inmersas en agua y constituidas por ella. Esta agua está distribuida en dos regiones bien definidas del cuerpo de las plantas: 1) El apoplasto, que consta de todas las paredes celulares y los espacios intercelulares (considerado un sistema muerto); y 2) el simplasto, que está formado por todos los protoplastos de las células, los cuales están unidos por plasmodesmos formando un continuo (considerando un sistema vivo).

El transporte de agua desde la raíz a todas las partes de las plantas se lleva a cabo a través del tejido vascular. Este tejido está formado por xilema y floema. El xilema está considerado en el apoplasto y es el encargado del transporte (en cantidad) de agua; está formado por un sistema de tubos capilares que recorren la planta (traqueidas y elementos del vaso). El floema está considerado dentro del simplasto y está formado también por un sistema de tubos capilares (elementos cribosos) a través de los cuales también se lleva a cabo transporte de agua, pero en menor cantidad.

OBJETIVO

Observar el tejido vascular (xilema y floema) en diferentes órganos de las plantas (raíz, tallo y hoja).

MATERIAL

Raíz, tallo y hoja de las plantas que se elijan

Navaja

Porta y cubreobjetos

Microscopio

Fluoroglucina al 2% en alcohol, etanol al 95% y ácido clorhídrico concentrado.

PROCEDIMIENTO

Haga un corte transversal lo más delgado que sea posible, de raíz, tallo u hoja y colóquelo en el portaobjetos, añada una gota de fluoroglucina al 2% y agregue una o dos gotas de ácido clorhídrico concentrado y deje reposar durante dos minutos aproximadamente. Transcurrido este tiempo coloque el cubreobjetos y observe en el microscopio los tejidos que se tiñen de rojo.

Dibuje lo observado

Discuta las diferencias entre xilema y floema

BIBLIOGRAFIA

Rovalo, Merino, M. y Rojas Garcidueñas, M. 197. Experimentos de Laboratorio de Fisiología Vegetal. ITESM, Monterrey, México.

Richter, G. 1972. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Traducción de L. Miller, IICA de la OEA.CECSA, México, D.F.

PRACTICA No. 9

TITULO: MADURACIÓN DE FRUTOS

INTRODUCCIÓN

Históricamente son tres los caminos que han conducido al establecimiento del etileno como una hormona vegetal: A) las antiguas observaciones de que los frutos maduran rápidamente si se les encierra en un cuarto con humo, B) el hecho de que en el cultivo de piña y mango se inicien incendios aledaños a los cultivos a fin de que el humo inicie la floración. C) la inducción de la caída de las hojas de los árboles a partir del gas desprendido en las lámparas utilizadas para la iluminación pública.

OBJETIVO

Evaluar el efecto del etileno en la maduración de frutos.

MATERIAL

Campana y base de vidrio

Mangos maduros y verdes

PROCEDIMIENTO

Coloque dentro de la campana los plátanos verdes y maduros por separados y selle la campana con grasa.

Observe como se va dando la maduración de los frutos.

BIBLIOGRAFIA

Gaiston, A.W. y Davies, P.J. 1970. Control Mechanims in Plant Development. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Yersey.

Hill, T.A. 1977. Hormonas Reguladores del Crecimiento Vegetal. Omega, Barcelona, España.

PRACTICA No. 10

TITULO: REGULADORES DEL CRECIMIENTO GIBERELINAS.

INTRODUCCION

Las giberelinas son hormonas vegetales cuya estructura básica es el grupo gibano (Figura1). Una de las giberelinas más conocidas es el ácido giberélico (GA3). Las giberelinas se identifican por un subíndice que indica aproximadamente el orden en que fueron descubiertas en las plantas (Hill, 1977). En las plantas superiores la ruta de síntesis de las giberelinas Incluye como precursores compuestos como el mevalonato primero y posteriormente otros como el (-) kaureno y el estaviol (Figura 1).

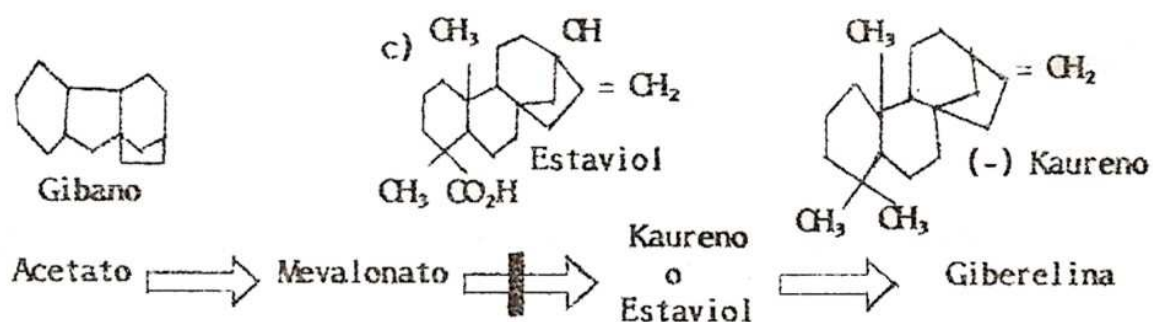


Figura 1. Estructura básica y síntesis de giberelinas

En los esfuerzos dentro de la síntesis de las giberelinas se han generalizado sustancias que pueden bloquear las reacciones que conducen a su producción; a este grupo de sustancias se les denomina retardadores del crecimiento. En el Cuadro 1 se muestra una lista de varios retardadores del crecimiento y como se observa, un mismo retardador tiene diferentes nombres.

AMO - 1618 ó CARDAVAN ó ACPC CLOROMEQUAT ó CCC ó CICOCEL. DAMINOZIDE o Bo ó ALAR ó SADH ó B995. PHOSPHON ó CBBP (Luckwill 1981).

Retardadores del crecimiento.

Tanto las giberelinas como los retardadores del crecimiento tienen muchas aplicaciones en la agricultura. Como es de esperarse, la acción de los retardadores del crecimiento es casi siempre contraria a la de las giberelinas.

Algunos ejemplos de uso son:

Giberelinas:

- . Estimulan el crecimiento (alargamiento del tallo y entrenudos).
- . Estimulan la división celular.
- . Provocan en ciertas especies y en ciertas condiciones la floración.
- . Controlan la expresión sexual hacia masculinidad Provocan partenocarpia.
- . Controlan la movilización de nutrientes.

- . Pueden ayudar a estimular la germinación.

Retardadores de crecimiento:

- . Inhiben el alargamiento del tallo (se pueden usar para evitar el acame).
- . Inhiben la división celular.
- . Pueden provocar la floración en frutales.
- . Controlan la expresión sexual hacia femeneidad.
- . Permiten llevar a cabo una desviación de los nutrientes.
- . Aumentan tolerancia a sequía.

Para una discusión más detallada de éstas y muchas otras aplicaciones de estas sustancias consulten a Luckwill (1981) y Weaver (1980).

OBJETIVOS

- . Demostrar la estimulación del crecimiento y la Inhibición del mismo con ácido Giberélico y Cicocel respectivamente.

MATERIAL

Alargamiento y reducción de entrenudos
6 plántulas de frijol de 15 a 20 días de germinadas
Acido giberélico 50 ppm
Cicocel 5000 ppm
3 aspersores

PROCEDIMIENTO

Asperje cada tercer día, tres veces, lotes de 2 plantas con ácido giberélico, cicocel y agua destilada.

Al cabo de 12 días después de los tratamientos mida la longitud de los entrenudos y cuente el número de estos para cada tratamiento.

Al asperjar procure cubrir con la solución el follaje y que el rocío de un tratamiento no alcance a las plantas de otro.

BIBLIOGRAFÍA

Hill, T.A. 1977. Hormonas Reguladores del Crecimiento Vegetal. Omega, Barcelona, España.

Luckwill, L.C. 1981. Growth regulators in crop production. Edward Arnold, Great Britain.

Primo. Y.E. y R. Cuñat. 1968. Herbicidas y Fitoreguladores. Edit. Aguilar. España.

Rojas, G. M. 1976. Manual Teórico Práctico de Herbicidas y Fitoreguladores. Ed. Limusa. México.

Weaver, R.J. 1980. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Trillas, México.

PRACTICA No. 11

TITULO: REGULADORES DEL CRECIMIENTO CITOCININAS

INTRODUCCIÓN.

Las Citocininas forman el grupo de fitohormonas descubiertas más recientemente. Se llegó a conocer esta clase de hormonas por estudios del crecimiento de células vegetales como las del tallo del tabaco en condiciones estériles sobre medios nutritivos sintéticos, donde se induce la división celular añadiendo al medio de cultivo extracto de malta o leche de coco.

A pesar de que pronto se hallaron muchos extractos vegetales que contenían sustancias con dicha actividad, no fue hasta 1964 que por fin se pudo determinar químicamente la primera citocinina natural denominada zeatina.

Actualmente se conocen varios compuestos vegetales naturales, pertenecientes a este grupo de hormonas, tales como la isopenteniladenina y la dihizeatina aparte de la cinotina y la benciladenina sintéticas (Salisbury y Ross, 1994). Los efectos de estas sustancias en las plantas son variados, siendo algunos ejemplos los siguientes:

Retraso de la senescencia de las hojas.

Senescencia o envejecimiento es la fase de crecimiento vegetal que comprende de la plena madurez a la muerte y se caracteriza por la acumulación de productos metabólicos y pérdida de peso sobre todo de hojas y frutos.

En las hojas la senescencia se pone de manifiesto por el amarillamiento, construcción de RNA, proteínas y clorofila.

La benciladenina es el regulador que mas frecuentemente se aplica para retrasar la senescencia vegetal. Su acción consiste en mantener un alto nivel de síntesis de proteína retrasando la degradación de la clorofila y las proteínas, reduciendo el ritmo de respiración y en general manteniendo el vigor de las células.

Por lo común las hojas separadas de la planta o las que se encuentran en tallos: portados envejecen con rapidez. Con frecuencia en las nervaduras uno de los resultados comunes de la senescencia es la podredumbre en almacenamiento debido desarrollo de bacteria y hongos en aminoácidos y otras sustancias nutritivas, que se pierden de las células que están envejeciendo.

Ruptura de la dominancia apical.

La dominancia apical es la Inhibición del crecimiento de las yemas laterales por el ápice de una planta. Si se elimina este ápice las yemas laterales comienzan a crecer, ramificándose la planta. Este efecto es bien conocido en la poda de frutales y en la jardinería. Se ha demostrado que la dominancia apical está controlada por las auxinas producidas por el ápice. En el caso de las citocininas se ha demostrado que si se agregan a una yema lateral que no se encuentra en crecimiento y que esté dominado por el ápice del tallo, con frecuencia la yema lateral comienza a crecer (Salisbury y Ross, 1994). Este efecto ha sido

utilizado en la horticultura ornamental para aumentar el número de hijuelos. En el aspecto patológico las citocininas producidas por la bacteria *Corynebacterium fascians* produce la ramificación excesiva en la enfermedad llamada escoba de bruja en crisantemo y chícharo (Salisbury y Ross. 1994).

OBJETIVOS.

1. Observar el efecto de la benciladenina (BA) sobre el envejecimiento de hojas de apio mediante la cuantificación de clorofilas.
2. Observar el efecto de las aspersiones de BA sobre la ruptura de la dominancia apical.

MATERIAL

A) Retraso de la senescencia en hojas de apio.

El trabajo se dividirá en dos partes, en la primera se aplicará el regulador (BA) y en la segunda se cuantificará la clorofila.

Aplicaciones de BA

2 vasos de precipitado 250 ml
Solución BA
10 mg/l
Bandejas de plástico
Plantas de apio de buen aspecto.

Cuantificación de clorofila

50 ml de acetona 80%
1 Embudo de vidrio
2 Tubos de ensaye
1 Probeta 50 ml
1 Mortero y Pistilo
Espectrofotómetro

PROCEDIMIENTO

Aplicaciones de BA

- a) De una planta de apio seleccione 4 hojas del mismo tamaño y apariencia, lávelas con agua destilada y escúrralas.
- b) Sumerja 2 hojas en la solución de BA (10 mg/l) durante 5 minutos. Sáquelas y sacuda el exceso de solución. Sumerja otras 2 hojas en agua destilada. Éstas servirán como testigos.
- c) Coloque las hojas tratadas con BA en un vaso de precipitado con agua y en otro vaso las hojas testigo.
- d) Repita este tratamiento 2 veces más cada tercer día lo que hará un total de 3 aplicaciones.
- e) Después de 15 días o cuando note diferencias marcadas realice sus mediciones de clorofila.

Cuantificación de clorofilas a, b y total.

- a) Pese 0.2 g de tejidos (hoja) de uno de los tratamientos.
- b) Muela en el mortero adicionando 20 ml de acetona 80%. Procure extraer todo el pigmento de forma que los restos de tejido queden blanquecinos.
- c) Filtre en el embudo con una gasa. Reciba el extracto en la probeta de 50 ml
- d) Complete con el resto de acetona 80% el volumen del extracto a 20 ml

e) Haga lecturas de absorbancia en el espectrofotómetro a 645 y 663 nm. Use acetona 80% como blanco.

f) Repita el anterior procedimiento para cada tratamiento.

Para calcular la cantidad de clorofilas substituye en las siguientes fórmulas:

$$\text{. mg clorofila a/g hoja} = 12.7 (A663) - 2.69 (A645) \times V \quad \frac{\text{-----}}{1000 \times W}$$

$$\text{. mg clorofila b/g} = 22.9 (A645) - 4.68 (A663) \times V \quad \frac{\text{-----}}{1000 \times W}$$

$$\text{. mg clorofilas totales/g hoja} = 20.2 (A645) + 8.02 (A663) \times V \quad \frac{\text{-----}}{1000 \times W}$$

Donde:

. A663 = Absorbancia a 663

. A645 = Absorbancia a 645

. V = Volumen final del extracto (20 mL)

. W = Peso fresco en gramos del tejido (0.2 g)

Con sus resultados llene el siguiente cuadro:

TRATAMIENTO	CLOROFILA a	CLOROFILA b	CLOROFILAS TOTALES
Testigo			
BA 10 mg/L			

Cuadro 2. Cantidad de clorofila a, b y total en las hojas de apio tratadas con BA, al cabo de --- días.

B Ruptura de la Dominancia Apical.

Realizara a través de las aspersiones de citocininas.

Materiales y Métodos.

3 Plántulas de fríjol de 2 semanas.

Solución de BA 200 ppm

+ GA 50 ppm + Tween 0.5% (Agente humectante)

A Cada una de las plantas aplique lo siguiente:

a) Aspersión con BA 200 ppm + Ga3 50 ppm + Tween 0.5%.

b) Aspersión con agua + Tween 0.5%.

c) Planta sin ápice, el cual se corta.

BIBLIOGRAFÍA.

Gaiston, A.W. y P.J. Davies. 1970. Control Mechanims In Plant Development: Prenatice Hall, Englewood Cliff. New Jersey.

Leopold, A.C. y M. Kawase, 1964. Bensyladenine effeets on bean leaf growth and senescencee, Amer J. Bol. 5(3):294-298.

Salisbury, F.S. y C.W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edil. Iberoamérica, México, D.F.

Withan, F. M., Blaydes, D. E. Y Devlin, R. M. 1971. Experiments in Plant Physiology, van Mostrand Rein Hold Co., New York, Toronto, Melbourne.

PRACTICA No. 12

TITULO: REGULADORES DEL CRECIMIENTO ETILENO.

INTRODUCCIÓN.

Históricamente son tres los caminos que han conducido al establecimiento del etileno como una hormona vegetal: a) las antiguas observaciones de que los frutos maduran más rápidamente si se les encierra en un cuarto con humo, b) el hecho de que en el cultivo de piña y mango se inicien incendios aledaños a los cultivos a fin de que el humo inicie y sincronice la floración y c) la inducción de la caída de las hojas de los árboles a partir del gas desprendido en las lámparas utilizadas para la iluminación pública a mediados de 1864 (Salisbury y Ross, 1979).

No se aceptó al etileno como hormona sino hasta la década de los sesentas en que se aclaró que el etileno es un metabolito normal producido por células sanas y que ejerce un control regulador sobre fenómenos morfogénicos de las mismas, a pesar de las dudas respecto a su capacidad de transporte (Weaver, 1980).

En la actualidad se conocen muchas respuestas de las plantas controladas directamente por etileno aparte de aquellos casos en los que posiblemente otros reguladores del crecimiento ejercen sus efectos teniendo al etileno como intermediario (tal como ocurre en ciertas condiciones con las auxinas). Algunas de las respuestas de las plantas al etileno son las siguientes:

Senescencia de flor cortada.

Respecto al envejecimiento de las flores se ha observado que el clavel está controlado principalmente por el etileno producido por la flor misma o por el smog de la contaminación atmosférica y que éste acelera el marchitamiento de los pétalos, lo que a su vez causa pérdidas durante el manejo en el mercado y disminución de su vida en el florero. Dado lo anterior se han investigado centenares de sustancias que puedan prolongar la vida de las flores cortadas.

Recientemente se ha encontrado que los iones de plata han producido los mejores resultados en la conservación de flores cuando han sido asperjados o absorbidos por el tallo. De esta manera, tenemos que Reid y Col. (1980) lograron que el tiosulfato de plata absorbido por el tallo prolongará hasta 6 a 6.9 días más la vida en el florero de claveles de la variedad Orchird Royalette. Descubrimientos como este han desencadenado estudios que nos indican el tiempo de aplicación, concentración, variedades, temperaturas que produzcan los mejores resultados, así como el mecanismo de acción.

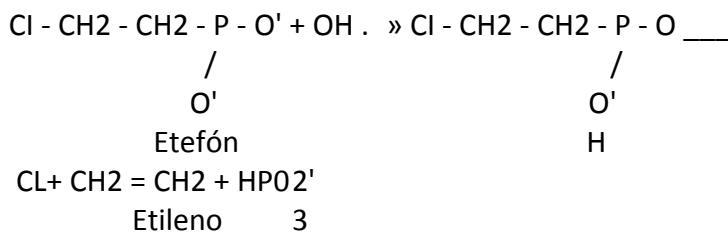
En lo que se refiere al mecanismo de acción se piensa que la plata es un agente anti-etileno que impide que éste desencadene el proceso de envejecimiento. Entre las evidencias a favor de este tenemos el trabajo de Halavy y Kofranek (1977) que nos demuestra que la plata contrarresta los efectos del etefón (una sustancia que libera etileno al ser absorbida por las plantas y que por lo tanto, acelera el envejecimiento de las flores).

Formación de zona de abscisión.

La caída de las hojas y de los frutos ocurre porque se presenta la formación de una(s) capa(s) de células especializadas llamada zona de abscisión. Dependiendo de la especie esta zona de abscisión puede formarse muy temprano durante el desarrollo o solamente cuando se alcanza la madurez. Antes de que se caiga el órgano se producen cambios en la zona de abscisión tales como; a) divisiones celulares que forman una capa de células pequeñas y apretadas a lo largo de la base del pecíolo, b) disolución enzimática de la pared celular o de la lámina media. c) taponamiento de los vasos de xilema y d) formación de corcho en la zona de separación; entre otros. Estos cambios debilitan el punto de unión y provocan después la separación y la caída del órgano (Gaiston y Davies, 1970).

El etileno puede utilizarse para acelerar la formación de la zona de abscisión y esto ha resultado útil en aquellos países en los que se lleva a cabo la cosecha mecánica de frutales como manzana, cerezo, cítricos, olivo, pera, ciruela y nogal. En este caso las cosechadoras agitan el árbol y reciben en lonas extendidas los frutos. Si éstos están débilmente unidos se requerirá menor fuerza para agitar el árbol y se producirá menos daño a éste, además de hacer mas uniforme la cosecha (Weaver, 1976).

Sin embargo, el etileno como gas es difícil de manejar en espacios abiertos, por lo que se ha preferido usar sustancias que liberen etileno, siendo una de ellas el etefón o ethrel (ácido cloroetilfosfónico). Este compuesto es estable en pH ácido y se descompone liberando etileno en pH básico, produciéndose entonces la acción de1 etileno, ya que las plantas tienen en sus tejidos un pH más alto que el del etefón.



Cuadro 3. Liberación de etileno por el etefón (Abeles, 1973).

OBJETIVO

Control de senescencia de flor cortada.

- Medir el aumento de la vida en el florero de plantas de clavel tratadas con tiosulfato de plata. .
- Medir la disminución de la vida en el florero causada por un aumento da la concentración de etileno.
- Inducir la formación de la zona de abscisión en explantes de frijol.

MATERIAL

Senescencia de flor cortada.

Inducción de la zona de abscisión

12 Claveles cortados

5 Frascos de vidrio

Etiquetas

Sol. de etefón a 50 ppm Sol. de tiosulfato de plata
(Ver apéndice)

Plantas de frijol de 20 a 24 días
de germinadas (20)
Etefón 0.25% en lalolina
Lanolina sola
Cajas de petri (1)
Agrolita
Aplicadores de vidrio
(varilla de vidrio)

A) Control de la senescencia en flor cortada.

Aumento de la vida en el florero

En este caso el tiosulfato de plata, debe ser absorbido por el tallo de la planta por determinado tiempo. Solo deben introducirse 3 plantas en la solución por 20 minutos y 3 plantas más por 40 minutos. Después de este tiempo sáquelas de la solución y enjuáguelas con agua corriente y colóquelas en los frascos de vidrio con agua. Ponga 3 plantas sin tiosulfato de plata en otro frasco como testigo.

Disminución de la vida en el florero.

Coloque un poco de la solución de etefón en un frasco y ponga ahí 3 claveles.

Para cuantificar la vida de las flores se tomará como dato para cada tratamiento el número de días necesarios para que se marchite la primera flor. En general verifique la apariencia de sus plantas a partir del tercer día: Describa su apariencia.

B) Inducción de la zona de abscisión.

Uno de los métodos Iniciales en los que se prueban sustancias que tengan capacidad de Inducir la abscisión es el bioensayo de los explantes de frijol en los que se utilizan las porciones de la planta que se señalan en la Figura 2.

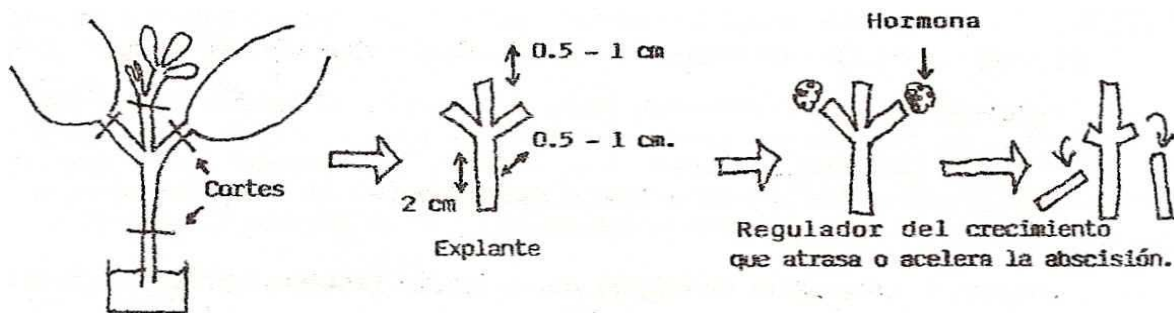


Figura 2. Método del explante de frijol para bioensayo de abscisión.

En este caso se va a utilizar el etefón agregado a la lanolina aun cuando en forma comercial éste se utiliza en forma de soluciones liquidas asperjándose.

Procederemos de la siguiente forma:

a) Corte los explantes (20) de las plantas de frijol y divídalos en dos grupos de 10.

b) Coloque la vermiculita en las cajas de petri y entierre allí la base de los explantes tal como se ven en la Figura 3. Agregue un poco de agua a esta vermiculita.

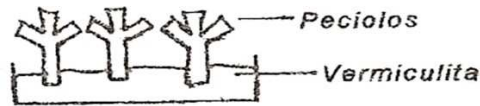


Figura 3. Caja de petri con los explantes de frijol

c) Coloque con las varillas de vidrio un poco de lanolina o de lanolina con etefón a cada lote. Mantenga en la obscuridad. Para verificar si ha habido abscisión después de cierto tiempo presione suavemente con un lápiz los pecíolos.

Reporte el porciento de abscisión a los 4, 7, 10 Y 12 días de iniciado el ensayo, para cada tratamiento.

BIBLIOGRAFÍA.

Abeles, D.S. 1973. Ethylene in Plant Biology. Academic Press. New York. London

Gaiston, A.W. y Davies, P.J. 1970. Control Mechanims in Plant Development. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Yersey.

Halevy, A.H. y Kofranetz, A.M. 1977. Silver treatment of carnation flowers for reducing ethylene damage and extending longevity. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102 (1):76-77.

Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 1979. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth, Salmont, California.

Reid, M.S., D.S. Farnham y E.P. McEnrva. 1980. Effecto of silverthiosulfata and preservativa solutions on the vase llt e of miniature carnations. Hort Science 15(6):807-808.

Weaver, R.J. 1980. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México.

Apéndice

Solución de Tiosulfato de Plata.

Se mezclan en una proporción de 1:1 una solución de AgNO_3 mM y $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$. Mm: 0.6796 g AgNO_3 para 0.5 l. 2.5296 g $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$.

para 0.5 l. teñirlos y formar 1 l.

PRACTICA No. 13

TITULO: OTROS REGULADORES DEL CRECIMIENTO EFECTO DE EXTRACTOS DE VARIOS FRUTOS SOBRE LA GERMINACION DE SEMILLAS DE RABANO.

INTRODUCCIÓN.

El estado de Veracruz es el mayor productor de papaya de la república y los agricultores obtienen por lo general su propia semilla poniéndola a secar sin antes- haber removido la sarcotesta (capa gelatinosa que cubre las semillas).

En estas condiciones, por lo general la germinación es lenta, ya que comienza a los 15 días 6 más después de la siembra y se extiende por un período aproximado de 15 días 6 más, provocando así un desarrollo heterogéneo de las plantas en los almácigos lo que obliga a extremar cuidados pues las plantas que más tardan en brotar están más expuestas a ser dañadas por plagas debido a su menor área foliar. Lange (1961), citado en Mosqueda, (1969), menciona que obtuvo germinación más temprana y en mayor porcentaje en semillas sin sarcotesta probablemente porque la sarcotesta impide que se laven algunos Inhibidores de la germinación; Gherardi y Vallo (1976) determinaron que los extractos de las semillas de papaya contenían inhibidores ácidos y neutros, posiblemente de naturaleza fenólica.

Con estos antecedentes se plantea que si bien en el caso de la papaya la sarcotesta aparentemente inhibe la germinación de la semilla es probable que para otros frutos carnosos donde sus semillas están "embebidas" en la solución acuosa circundante, esta misma sea inhibitoria para la germinación de su propia semilla o de otras.

OBJETIVO

En la presente práctica se propone ver el efecto de extractos de jitomate, melón y papaya (sarcotesta) sobre la germinación de semillas de rábano.

MATERIAL

4 Cajas de Petri	Papaya
Algodón	Melón
3 Vasos de precipitado	Jitomate
1 Probeta de 100 ml	Agua destilada
Gasa	

Extracción.

PAPAYA

- Elimine la sarcotesta a semillas frescas en número suficiente para obtener aproximadamente 20 ml de extracto filtrado en doble capa de gasa.
- Afore el extracto obtenido a 50 ml con agua destilada.

MELON

- Parta el melón y extraiga las semillas con su Jugo.

- b) Colóquelas directamente sobre tres capas de gasa y exprima sobre un vaso de precipitado.
- c) Tome al igual que en el caso de papaya 20 ml y afore a 50 ml con agua destilada.

JITOMATE

- a) Siga el mismo procedimiento que para melón.

SIEMBRA

- a) Separe cuatro lotes de 100 semillas de rábano y distribúyalas sobre una caja de Petri con algodón. Humedezca adecuadamente el algodón con el extracto respectivo cada tratamiento.
- b) Mantenga a temperatura ambiente durante un día. El cuarto lote de 100 semillas utilícelo como control.
- c) Cuente el % de germinación al cabo de 24 y 48 horas. Compare los tratamientos. nota: En caso de que sea necesario humedecer nuevamente alguno de los tratamientos, hágalo con agua destilada.

BIBLIOGRAFÍA.

Arumagan, S. And K.G. Shanmgavelu. 1975. Studies of sarcotesta on the seed germination of papaya (Caries papaya). Seed Research. 3(2): 7:7-80.

Gherardi, E. y I.F.M. Valio. 1976. Ocurrance of promoting inhibitory substances in the seed arils of Carica papaya L. J. Hort. Science. 51:1-14.

Hartman, H.T. y D.F. Kester. 1971. Propagación de Plantas. Traducción de Antonio Mirano Ambrosio, C.E.C.S.A. México.

Machlis, L. y J.G. Torrey. 1956. Plants in Action. A Laboratory Manual of Plant Physiology. W.H. Freeman, San Francisco.

Montes Meneses, J. 1969. Correlación de la longevidad de las semillas de maíz y frijol con las pruebas de tetrazolio y germinación. Tesis, Fitotecnia, uach

Mosqueda, V. R. 1969. Efecto de diversos tratamientos aplicados a la semilla de papaya sobre su poder germinativo. Agricultura Técnica. 2(11):487-491.

PRACTICA No. 14

TITULO: DOMINANCIA APICAL Y ABSICIÓN DE HOJA

INTRODUCCION

En mayoría de las plantas, tanto herbáceas como leñosas, la yema apical es responsable del crecimiento del tallo principal. Aunque en las axilas de cada hoja hay una yema, por regla general ésta permanece en reposo por lo menos durante algún tiempo, lo que da por resultado la ramificación empiece a cierta distancia del ápice. Si por alguna razón la yema apical se muere, muy pronto empiezan a brotar las yemas axilares cercanas al ápice. Efecto similar puede producirse con la aplicación de ciertas sustancias orgánicas que eliminan la dominancia apical; en un experimento anterior se estudió el uso de la tiourea para tal fin. En el caso de muchas coníferas cuando la yema apical muere, las ramas laterales plagiotropas más cercanas al apice se orientan en posición vertical, originándose un árbol con múltiples ejes ortótropos.

Se supone que la dominancia de la yema apical se debe a la alta concentración de las hormonas producidas en ella, las cuales se trasladan hacia abajo. La alta concentración de hormonas en la zona del tallo cercana al ápice inhibe el crecimiento de las yemas laterales, las cuales sin embargo, parecen ser estimuladas por concentraciones más bajas. Si se elimina la yema apical disminuye la concentración de hormonas en el tallo, bajando a un nivel óptimo para la brotación de las yemas laterales. Tal cosa sucede también a cierta distancia del ápice, ya que durante el traslado la concentración de hormonas se reduce gradualmente.

Además de las yemas, las hormonas son producidas en las hojas, especialmente en las que están en desarrollo. Estas hormonas también se trasladan hacia abajo, a través del pecíolo. Cuando las hojas alcanzan la madurez, la producción de hormonas disminuye considerablemente en ellas.

En la base de cada pecíolo (también en el pedúnculo de las flores) desde muy tempranamente empieza a formarse un tejido que atraviesa todo el pecíolo y que consiste de células rectangulares con paredes muy delgadas. Mientras la concentración de hormonas se mantenga alta, el desarrollo de este tejido, llamado tejido de abscisión no avanza. Tan pronto como la concentración baja como ocurre en las hojas muy viejas, el pecíolo se separa del tallo como consecuencia del desarrollo del tejido de abscisión y de la disolución de las láminas medias de sus paredes. En regiones con una estación desfavorable para el crecimiento, la caída de hojas es muy pronunciada en muchas plantas leñosas (plantas de hojas caducas), mientras que en algunas plantas herbáceas del todo no hay desfoiación.

Existen varios factores fisiológicos que aceleran o retardan la caída natural de las hojas. Además de la sequía deben citarse ciertas enfermedades o acciones parasíticas, alta humedad en el espacio radical, falta de carbohidratos o de ciertos elementos minerales, etc.

OBJETIVO

En este experimento se demostrará primeramente la dominancia de la yema apical. Al eliminar ésta, se provoca la brotación y el desarrollo de las yemas laterales, lo que resulta en una ramificación abundante de la planta decapitada. En la segunda parte se comprobará la importancia de la concentración de hormonas producidas en las hojas sobre la abscisión, removiendo la lámina foliar.

PROCEDIMIENTO

a) Dominancia apical

Obtenga tres plantas de tomate o de Coleus, de unos 20 a 25cm de altura, con la yema apical en crecimiento activo. Deje una planta como –testigo. Elimine la yema de las otras dos por medio de un corte con una hoja de afeitar más o menos 1cm más abajo de la yema apical. Deje una de estas plantas sin ningún otro tratamiento y a la otra aplíquela pasta de lanolina con hormonas sobre el corte. Repita esta aplicación después de unas dos semanas. Estudie la apariencia de las tres plantas después de dos, cuatro y seis semanas.

Anotación de observaciones:

BIBLIOGRAFIA

Burd, D. Y Lomas, J. 1976. Métodos de medición del área foliar: un estudio de precisión y rapidez. WMO Sympoolum de Agrometeorología del Cultivo de Maíz. Iowa Slala University, Amea, Iowa. Traducción de E., Solórzano V.

Bould, C. 1968. Leaf analysis as a diagnostic method and advisory ald in crop Nutrition.Exp. Agriculture. 4:17-27.

Bidwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. Mac Millan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.

PRACTICA No. 15

TITULO: REGULACIÓN DE LA ABSCISIÓN POR MEDIO DE HORMONAS

OBJETIVO

Observe la caída de los pecíolos, de los diferentes tratamientos. Haga una discusión de los resultados.

PROCEDIMIENTO

Obtenga cinco plantas de *Co1eus* sembradas en macetas o en una caja de madera. Aplique los tratamientos siguientes: Deje una planta intacta para que sirva como testigo. En la segunda planta recorte con una hoja de afeitar las dos terceras partes de la lámina de todas las hojas menos de las más jóvenes, muy poco desarrolladas dejando el resto de la lámina pegado al pecíolo. En las demás plantas, recorte completamente las láminas de todas las hojas también con excepción de las más jóvenes en su base, o sea en la unión con el pecíolo. En una de estas plantas aplique sobre todos los cortes de los pecíolos pasta de hormona en lanolina. En los pecíolos de otra planta aplique lanolina pura, sin hormona. Deje la última planta sin tratar

	Testigo con lamina	Planta sin lámina	Planta con 11/3 de lamina	Planta sin lámina hormona	Testigo sin lamina lanolina
Caída de pecíolos					
Después de días...					

Cuadro 3. Reguladores de la abscisión por medio de hormonas

BIBLIOGRAFIA

Weaver, R.J. 1980. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Trillas, México.

PRACTICA No. 16

TITULO: INDUCCIÓN DE ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES POR MEDIO DE HORMONAS

INTRODUCCION

La mayoría de las plantas "superiores" se propagan por medio de semillas. Sin embargo. En algunas especies la propagación vegetativa por medio de bulbillos, estolones, tubérculos. etc., sustituye a la propagación sexual. Si se mantienen partes de muchas plantas. Inclusive de especies que se propagan exclusivamente por semillas, en condiciones apropiadas estas partes se muestran capaces de producir una nueva planta esta particularidad es aprovechada por el hombre en la multiplicación de plantas por medio de estacas, de hojas y aún de pedazos de raíces; en esta forma se puede obtener rápidamente un número grande de plantas de constitución genética uniforme (propagación clonal).

Desde hace mucho tiempo se sabe que el enraizamiento de estacas es más rápido cuando éstas tienen hojas y especialmente yemas. Como los centros principales de la producción de hormonas son las yemas activas y las hojas jóvenes. Puede presumirse que las hormonas producidas en estas partes (también en menor cantidad en hojas maduras) son trasladadas hacia la base de la estaca y provocan allí la iniciación de las raíces. La aplicación de reguladores artificiales de crecimiento a la base de estacas estimula también la iniciación de raíces. Especialmente en plantas en que la concentración de hormonas naturales no es lo suficientemente alta para iniciarlas; sin embargo no pueden inducirse raíces artificialmente en partes donde normalmente no se producen.

Puesto que la concentración necesaria de la hormona para la iniciación de raíces es mayor que la que se necesita para estimular su crecimiento posterior, debe tenerse cuidado de que después de la fase de iniciación de las raíces la concentración hormonal se reduzca pues de lo contrario puede ocurrir más bien una inhibición en el desarrollo de las raíces ya formadas.

Debe mencionarse también que la concentración óptima de la hormona para la fase de iniciación de raíces varía según la especie de la planta.

Aunque las hormonas constituyen un factor sumamente importante en la formación de raíces éstas dependen en alto grado de las condiciones fisiológicas en que se encuentra la planta de la cual se toman las partes para la propagación vegetativa. Además de las hormonas existen otras sustancias también esenciales para la iniciación de raíces cuya ausencia impide una acción positiva de las hormonas; entre las que se conocen deben mencionarse algunas vitaminas del grupo B, como la tiamina y la piridoxina. La falta de clorofila y de reservas de carbohidratos, lo mismo que de ciertos elementos esenciales también puede limitar la formación de raíces.

OBJETIVO

Conocer el efecto de dos sustancias hormonales del grupo de las auxinas sobre la inducción de raíces en esquejes.

MATERIAL

- Acido indolacético: AIA
- acido naftalenacético: ANA
- Esquejes de Coleus sp. Yuca, balsamina o sauce.
- Cascarilla de arroz
- Nateras pequeñas
- Tela plástico o bolsas de plástico transparentes
- Bandas de caucho
- Hipoclorito de sodio

PROCEDIMIENTO

A partir de soluciones madres de AIA y ANA de 1000 ppm prepare 100 ml de cada una de las soluciones que serán los respectivos tratamientos:

Tratamiento Regulador Concentracion

- | | | |
|----|---------|------------------|
| 1. | AIA: | 10 ppm |
| 2. | AIA: | 100 ppm |
| 3. | AIA: | 1000 ppm |
| 4. | ANA: | 10 ppm |
| 5. | ANA: | 100 ppm |
| 6. | ANA: | 1000 ppm |
| 7. | Testigo | H ₂ O |

Prepare 21 esquejes (Estacas) de Coleus u otra planta de fácil enraizamiento, lo más uniformes posibles en tamaño y grosor. Desinfectelos con una solución de hipoclorito de sodio al 0.5%. Utilice 3 esquejes por tratamiento y sumerja las bases en las respectivas soluciones dejándolos en contacto con las soluciones por 20 horas aproximadamente. Luego colóquelos en materos con cascarilla de arroz húmeda y cúbralos con plástico transparente para evitar exceso de humedad atmosférica hágale perforaciones al plástico. Luego de 15 días tome los resultados de la producción de raíces. Tome el promedio del número y largo de raíces por esqueje.

Tratamiento			Número x de raíces por esqueje	Largo x de raíces por esqueje. mm.
1	AIA:	10 ppm		
2	AIA:	100 ppm		
3	AIA:	1000 ppm		
4	ANA:	10 ppm		
5	ANA:	100 ppm		
6	ANA:	1000 ppm		
7	Testigo			

Cuadro 4. Inducción del enraizamiento de esquejes por medio de hormonas

Haga una discusión de los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Hartman, H.T. y D.F. Kester. 1971. Propagación de Plantas. Traducción de Antonio Mirano Ambrosio, C.E.C.S.A. México.

Kestah, Z. Carshy, J. y Jarvis, P.G. 1971. Plant Photosynthetic Production Manual of Methods. W. Junh N. V. the Hague.

PRACTICA No. 17

TITULO: REGULADORES DEL CRECIMIENTO AUXINAS.

INTRODUCCIÓN.

Uno de los importantes sistemas de control del crecimiento en las plantas lo proporcionan los llamados reguladores del crecimiento vegetal o fitohormonas.

Una hormona vegetal es una sustancia orgánica que es sintetizada en el interior de la planta y que, a bajas concentraciones, puede activar, Inhibir o modificar cualitativamente el crecimiento ejerciendo normalmente ésta acción en un lugar distinto al de origen.

Dentro de los grupos importantes de las hormonas vegetales están las auxinas.

Un aspecto práctico de estas hormonas vegetales en la estimulación de la Iniciación de las raíces. La capacidad de muchas plantas para formar raíces en estaca colocados en condiciones favorables de crecimiento tiene un gran valor en la propagación de las plantas.

Otra de las aplicaciones prácticas mas difundida de los compuestos sintéticos de tipo auxínico es el control de las malas hierbas. Las malezas que compiten con los cultivos por la luz, nutrientes y agua principalmente, son eliminados desde hace miles de años en forma manual, las técnicas y las sustancias químicas han desplazado paulatinamente el deshierbe manual. Algunos herbicidas selectivos son moléculas similares a los fitoreguladores naturales, por ejemplo el 2,4-D el cual dependiendo de las concentraciones que se usen, puede tener efecto inhibitorio o de promotor del crecimiento.

También se ha visto que las auxinas participan en el control de la dominancia apical, ya que la sustitución del ápice por una pasta de lanolina mantiene las yemas laterales sin crecer (Roberts y Whitehouse, 1976). Salisbury y Ross (1994) hacen una revisión del papel de las auxinas en la dominancia apical y sobre la medición de este regulador en las yemas laterales de plantas con y sin ápice.

OBJETIVO

. Determinar cuál de las concentraciones de ANA acelera la formación de raíces en estacas de fríjol.

. Conocer el efecto del 2,4-D (2,4-Diclorofenoxiacético) como regulador del crecimiento y como herbicida.

MATERIAL

Enraizamiento de estacas

Soluciones diluido es:

ANA-5.10.20 30 mg/l

Estacas de fríjol

Vasos de precipitado

actividad herbicida

6 macetas

plantas de maíz, fríjol y varias malezas

50, 500 y 1000

apersones manuales

Dominancia apical

Plántulas de chicharo. Fríjol

AIA 1 g/l en lanolina

PROCEDIMIENTO

Enraizamiento de estacas

a) Se proporcionarán las plántulas de frijol para hacer estacas de 10 cm de longitud. su profesor de práctica le indicará cómo.

b) Se usarán 5 estacas por concentración de ANA y un testigo.

c) Inmediatamente después se ponen en contacto con las diferentes concentraciones. En 10 ml de solución.

d) El tiempo de inmersión va a depender de la capacidad de absorción de las estacas.

e) Una vez absorbidos los 10 ml de solución se le debe agregar agua suficiente para mantener vivas las estacas por un período de 10 a 15 días.

La observación del número y longitud de las raíces se hará a los 15 días después de iniciada la práctica.

TRATAMIENTO	NUMERO PROMEDIO	LONGITUD PROMEDIO DE LAS RAICES (A LOS __ DIAS)	OBSERVACIONES GENERALES
TESTIGO			
5mg/l			
10mg/l			
20mg/l			
30mg/l			

Cuadro 5. Reguladores del crecimiento auxinas

Elaborar un cuadro con los datos siguientes para las concentraciones que se aplicaron.
Actividad de herbicidas.

a) Rotule cada especialidad.

- | | |
|------------|-------------|
| 1) Testigo | 3) 500 ppm |
| 2) 50 ppm | 4) 1000 ppm |

b) Cuando las plantas alcancen de 15 a 30 cm de altura, aplique por aspersión la solución de 2,4-D a cada tratamiento.

c) Deberá estar al pendiente de su material y regar según sea necesario.

Haga observaciones sobre quemaduras, marchitamiento, deformaciones después de 6, 12, 24 horas y al cabo de 2 y 5 días.

Dominancia Apical

Se requieren plántulas de frijol con la primera hoja trifoliada totalmente expandida o con un desarrollo similar en chícharo. Retire el ápice de dos plantas y aplique lanolina con o sin AIA. Deje una tercera planta como testigo, sin cortar el ápice. Permita que se desarrollen las plantas y al cabo de un tiempo verifique el tamaño de las yemas laterales.

BIBLIOGRAFIA

Hill, T.A., .1977. Hormonas Reguladores del Crecimiento Vegetal. Omega, Barcelona, España.

Luckwill, L.C. 1981. Growth regulators in crop production. Edward Arnold, Great Britain.

PRACTICA No. 18

TITULO: METODOS PARA LA MEDICION DEL AREA FOLIAR

INTRODUCCIÓN.

El área total de las hojas se describe mediante el llamado Índice de Área Foliar (IAF). Este valor Indica el número de unidades de área por unidad de área de terreno es decir: **IAF = Área de las hojas/Área del suelo**

El IAF sirve como un Indicador de la superficie disponible para la absorción de luz y suministra un denominador común para discutir el potencial fotosintético de un cultivo determinado. El IAF puede variar drásticamente mediante la densidad de población, la distribución de las plantas o por un cambio de variedad. Nichiporovichen 1960 (Citado en Mitchell 1970) hace notar que los siguientes puntos son útiles como una base de discusión cuando se trabaje con el IAF.

- a) El IAF debe ser suficiente para interceptar tanta radiación como sea posible.
- b) El IAF debe de tener una magnitud tal que prevenga el parasitismo, ésto es, la condición en la cual las hojas Inferiores usen los carbohidratos a una velocidad más, alta de la que los fotosintetizan.
- c) El IAF debe reunir las condiciones y propósitos para los cuales el cultivo está destinado. Un IAF máximo no siempre conduce a una máxima producción de grano ni produce siempre los máximos de materia seca.

El IAF se registra en un estado específico del crecimiento (por ejemplo a los 30 días del brote de las plántulas, durante la antesis, etc.), y las comparaciones entre variedades se hacen en un mismo estado de desarrollo.

El IAF proporciona además la base para obtener otros parámetros útiles en la descripción de la fotosíntesis de un cultivo. Por ejemplo un valor relacionado con el IAF es el de duración del área foliar (DAF) y es utilizado, para describir el tiempo durante el cual el área foliar es funcional. Por ejemplo un campo de maíz puede tener un IAF de 4.5 en el momento de la polinización pero sería útil conocer cuánto tiempo es mantenido este IAF. Puede Incluso hacerse una comparación usando la DAF para dos variedades, una de las cuales mantiene un IAF de 4.5 durante 40 días y otra un IAF de 5.3 por 30 días. Estos valores nos proporcionarán información acerca de cómo, usar estas variedades para un medio ambiente con determinadas condiciones de radiación, fertilidad o periodos de sequía (Mitchell. 1970).

Volviendo al IAF debemos hacer notar que en la medición del área de las hojas se considera solamente un lado de éstas. Ahora bien; en la determinación del IAF el problema básico es la medición del área de las hojas. ¿Qué métodos existen para medir el área de las hojas? Mencionaremos en este caso cuatro de ellos:

1) Método gravimetrico

Consiste en trazar el contorno de la hoja sobre un papel, recortarla y pesarla. El área de la hoja es calculada mediante el pesado de hojas de papel de área conocida, es decir:

Peso del papel con Área conocida _____ área conocida

Peso de la impresión de la hoja _____ X (área de la hoja)

2) Relación entre las medidas lineales y el área de la hoja.

La forma general de este método de cálculo del área de una hoja es:

$$AF = b \times A \times L + a$$

Donde:

AF = Área de la hoja

A = Ancho máximo de la hoja

L = Largo máximo de la hoja

a y b = Coeficientes (dependen de la hoja)

De acuerdo a esto, solo es necesario obtener las medias necesarias y conocer el valor del coeficiente a y b para obtener el área (AF) de la hoja. En el Cuadro 1 se encuentran varios valores de a y b para diferentes cultivos.

ESPECIE	ECUACION
CACAO	$AF = 156.188 \times L + 9.178$
TOMATE	$AF = 0.1551 \times L^2$
PEPINO	$AF = 0.8663 \times L - 6.3985$ cv. Local $AF = 0.8132 \times L \times A - 6.3985$ cv. Marketer
MAIZ Y SORGO	$AF = 0.75 \times L \times A$
GIRASOL	$AF = 0.6798 \times L \times A$
ALGODÓN	$AF = 0.77 \times L \times A$
MANZANA	$AF = 0.708 \times L \times A$
TRIGO	$F = 0.836 \times L \times A$ (Fernández y arias, 1989)
VALOR DE b, a = 0	
CEBADA	0.64
TRIGO	0.65
ARROZ	0.66
MAIZ	0.71 - 0.81
GRAMINEAS EN GENERAL	0.66
GIRASOL	0.61 - 0.76
TABACO	0.61 - 0.76
ALGODÓN	0.69
(Tomado de Gestak, et al. 1971)	

(Tomado de Gestak, et al. 1971)

Cuadro 6. Ejemplos de coeficientes a y b utilizados para calcular el área foliar de varias especies.

En el apéndice 1 se presenta un resumen de la metodología para que se calculen los modelos de cualquier otra especie.

3) Método del conteo de intersecciones.

Este método utiliza una placa de vidrio, plástico u otro material sobre la cual se traza una red con líneas horizontales y verticales de tal manera que aparecen cierto número de Intersecciones o cruces entre las líneas.

Para estimar la superficie de una o varias hojas necesitamos contar el número total de Intersecciones que tocan las láminas de las hojas y sustituir en la siguiente relación (Hart, 1965): $A = n \times S/N$

Donde:

A = Área de las hojas

n = Número de Intersecciones que tocan las láminas de las hojas.

S = Superficie total de la placa

N = número total de Intersecciones de la placa

Se han llevado a cabo algunos trabajos que tratan de determinar cuál es la densidad de Interacciones más adecuadas para obtener una medida más confiable de la superficie foliar y Burd y Lomas (1976) sugieren que una densidad de 100 intersecciones en 100 cm² es la mejor. Otra ventaja de usar una rejilla de estas proporciones que la relación anterior se convierte en: $A = n$

Es conveniente contar varias veces el número de intersecciones que tocan la lámina de la hoja y sacar un promedio. Así mismo es importante saber qué intersecciones contar y cuáles no. Para lograr formarse un criterio acerca de ésto es conveniente practicar un poco midiendo el área de una superficie conocida.

Por otra parte, debe recordarse que el Área obtenida hasta ahora es estimada y que si se desea mayor precisión puede trazarse una gráfica que relacione las Áreas obtenidas en la rejilla con áreas verdaderas (medidas en otro método mas exacto, planímetro por ejemplo) y obtener la ecuación que las relacione. De esta manera, cualquier otra medida obtenida con la rejilla puede sustituirse en la ecuación y obtener así un valor más cercano al verdadero.

4) Planímetro Óptico.

Este es uno de los métodos más prácticos y precisos de medir el área de una muestra de hojas. Un planímetro consta esencialmente, de los elementos incluidos en la Figura 8.

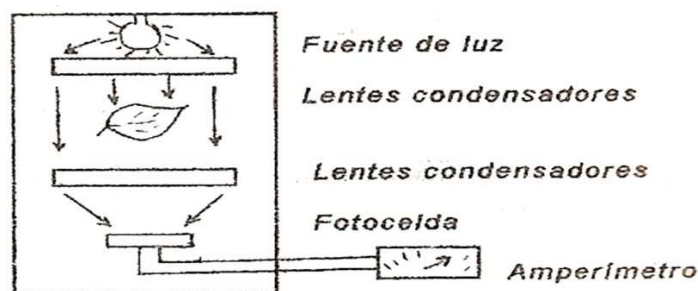


Figura 4. Elementos de un planímetro óptico

En este dispositivo tenemos que la foto celda recibe una cantidad de luz constante, produciendo a su vez una corriente constante. Si interferimos el paso de la luz con láminas de superficie conocida se producirán determinadas variaciones de la corriente. De esta manera hacemos una calibración del aparato. Después Introducimos las hojas (superficie desconocida) y observamos la variación de corriente.

Las hojas se conocen por la curva de calibración. Los planímetros comerciales hacen directamente la conversión de variaciones de corriente a superficie, por lo que facilitan mucho el trabajo. Sin embargo, no siempre se dispone de un planímetro, por lo cual es útil conocer otros métodos de medición del área foliar.

Todos los métodos anteriores excepto el segundo son destructivos (hay que arrancar las hojas). Existen otros métodos no destructivos que preservan hojas en la planta. Para conocer estos métodos consúltese a Sestak, et, al (971).

OBJETIVO.

Conocer y comparar los resultados de cuatro métodos de medición del área de las hojas de una especie.

MATERIAL

Hojas de papel
Tijeras
Balanza eléctrica
Regla.
Rejilla
Planimetro
Hojas de una planta (sorgo, trigo, tabaco, etc.)

PROCEDIMIENTO

Medir el área de un grupo de hojas por los cuatro métodos descritos anteriormente. Reporte sus resultados de acuerdo al siguiente cuadro:

METODO	AREA FOLIAR	RELACION AF_x/AF₄
1) Gravimetrico		
2) medidas lineales		
3) conteo de intersecciones		
4) planímetro		

Cuadro 7. Compare los valores obtenidos para cada método y con ayuda de la relación AF_x/AF₄ discuta los resultados en función de la exactitud y el tiempo empleado para llevarlos a cabo.

BIBLIOGRAFIA

Burd, D. Y Lomas, J. 1976. Métodos de medición del área foliar: un estudio de precisión y rapidez. WMO Sympoolum de Agrometeorología del Cultivo de Maíz. Iowa State University Press, Ames, Iowa. Traducción de E., Solórzano V.

Fernández, H.y E. Arias. 1989. Estimación del Área Foliar en Plantas de Cultivo. Parte 1. Agrotecnica de Cu. 15 1-48. de Resenss, Suelos y Agroquímica. La habana. Cuba.

Harl.P.H. 1965. A in the grid los estimating crea of grass leaves. Agron J. 57(e):634.

Kestah, Z. Carshy, J. y Jarvis, P.G. 1971. Plant Photosynthetic Production Manual of Methods. W. Junh N. V. the Hague.

Mitchell, R.C. 1970. Crop Growth and culture. Iowa State University Press. Ame, Iowa.

APENDICE 1

Para obtener los valores de a y b de los modelos lineales $AF = b \times L \times A + a$ se procede como sigue:

1) Obtenga una muestra de hojas de la especie de Interés. Los tamaños deben cubrir desde las hojas pequeñas hasta las más grandes. Numere cada una de ellas y obtenga su largo máximo y ancho máximo.

2) Con ayuda del planímetro óptico u otro método que tenga cierta exactitud (el método de las interacciones, por ejemplo) obtenga el AF fe cada hoja.

Con estos datos se obtiene una ecuación de regresión lineal utilizando como X al producto de $L \times A$ o a L o A solas. Las ecuaciones serán entonces del tipo:

$$AF = L \times A \times b + a$$

$$AF = L \times b + a$$

$$AF = A \times b + a$$

Seleccione el mejor modelo de acuerdo al valor de R^2 . A continuación se presenta la forma de Introducir estos datos en un programa SAS. Se presenta así mismo una de las salidas y cuáles son los parámetros que se utilizan para la elaboración del modelo.

PRACTICA No. 19

TITULO: DETERMINACIÓN DEL ÁREA FOLIAR

INTRODUCCIÓN

La estructura de las plantas es una expresión del proceso conocido como desarrollo, el que a su vez tiene aspectos cuantitativos (crecimiento) y cualitativos (diferenciación).

El crecimiento se puede evaluar a través de medidas de longitud, peso, volumen, área de toda la planta o una parte de ella.

OBJETIVO

Estimar el área foliar de un cultivo por un método indirecto

MATERIAL

Hojas de frijol y pepino, papel milimétrico, cartulina, sustratos y macetas.

PROCEDIMIENTO

Un mes previo a la práctica, sembrar de 10 a 15 semillas (por maceta) de cada especie, de una maceta corta las hojas, dibujar en una cartulina el contorno, medir la longitud y ancho de hoja y recortarla, siguiendo el contorno medir el peso de cada hoja y del total de hojas. Por otro lado, recortar una cartulina de 10x10 cm. y medir el peso. Conociendo el área (100 cm²) y peso de la cartulina, y conociendo el peso de cada hoja y del total de hojas, se podrá determinar por una simple regla de tres el área foliar de cada hoja y el total de la planta. Se llevará a cabo de 10 lecturas completas en diferentes etapas de crecimiento de la planta, se graficará y se interpretará los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Fernández, H.y E. Arios. 1989. Estimación del Área Foliar en Plantas de Cultivo. Parte 1. Agrotecnica de Cu. 15 1-48. de Resenss, Suelos y Agroquímica. La Habana. Cuba.

Harl .P.H.1965. A in the grid los estimating crea of grass leaves. Agron J. 57(e):634.

PRACTICA No. 20

TITULO: ESTRUCTURAS DE ABSORCIÓN DE AGUA Y NUTRIENTES

INTRODUCCIÓN

Cuando regamos una planta, el movimiento del agua va del suelo a la raíz que la absorbe principalmente por los pelos radicales, de la raíz pasa al tallo conduciéndola a las hojas y por transpiración llega a la atmósfera.

Para que el agua y nutrientes lleguen a los vasos del xilema y que ascienda el agua, se tiene dos vías o rutas: apoplasto y simplasto

OBJETIVO

Distinguir las dos vías de absorción de agua y nutrientes: apoplasto y simplasto.

Identificar los vasos ascendentes conductores del xilema y los descendentes del floema

MATERIAL

Microscopio, cortes transversales de tallo de jitomate.

PROCEDIMIENTO

Se explicara la importancia de la absorción de agua y nutrientes, así como las vías de absorción en forma esquemática, y a partir de preparaciones previamente elaboradas, se observaran los tejidos conductores

BIBLIOGRAFIA

Kramer, P.J. 1974. Relaciones Hídricas de Suelos y Plantas. EDUTEX. México. Salisbury, F.B., y C. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México.

Kramer. P.J. 1974. Relaciones Hídricas de suelos y Plantas (versión en español de edición de 1969). L. Tejada (trad.) Edutex. México, D.F.

PRACTICA No. 21

TITULO: VELOCIDAD DEL FLUJO DE AGUA EN EL SISTEMA VASCULAR

INTRODUCCIÓN

La continua pérdida de agua de las hojas por transpiración, se debe principalmente al incremento de temperatura de la atmósfera y al déficit de presión de vapor que existe en ésta en relación con la planta.

Esta pérdida de agua a través de los tejidos genera una diferencia de potencial de agua (Ψ_A) entre la hoja y la raíz, y provoca un flujo de agua a través de la planta. La velocidad de este flujo varía considerablemente dependiendo de la especie y, en general, es directamente proporcional al gradiente de (Ψ_A) entre el suelo y las hojas e inversamente proporcional a la suma de resistencias en el trayecto del agua.

OBJETIVO

Determinar la velocidad a que el agua avanza en el sistema vascular de diferentes especies.

MATERIAL

Diferentes plantas, charola de plástico, navaja, regla, colorantes (rojo congo, azul de metileno, etcétera).

PROCEDIMIENTO

Para demostrar que el agua avanza a diferente velocidad en el sistema vascular de las diferentes especies, conviene utilizar plantas altas a las que se les haya quitado las hojas inferiores.

Prepare una solución de rojo congo en agua (o cualquier otro colorante aniónico). Coloque las plantas en una charola que contenga la solución colorida, Corte el tallo bajo la solución (con navaja) y manténgalo sumergido durante algún tiempo (2-5 minutos). Ahora, sáquelo y manténgalo en su posición natural (perpendicular al piso) y registre el tiempo. Si la velocidad de transpiración es alta, el colorante penetrará en los haces vasculares y avanzará más rápidamente que en las plantas donde la velocidad de transpiración sea baja. Transcurridos aproximadamente 30 minutos, corte el tallo nuevamente en una región cerca de las hojas. De este punto empiece a hacer cortes delgados, con navaja y obsérvelos en el microscopio. Registre la distancia que avanzó el colorante desde el sitio en donde hizo el corte original y multiplíquelo por el tiempo en que se mantuvo en posición perpendicular. Así sabrá aproximadamente la velocidad del flujo de agua.

Haga lo mismo con cada especie.

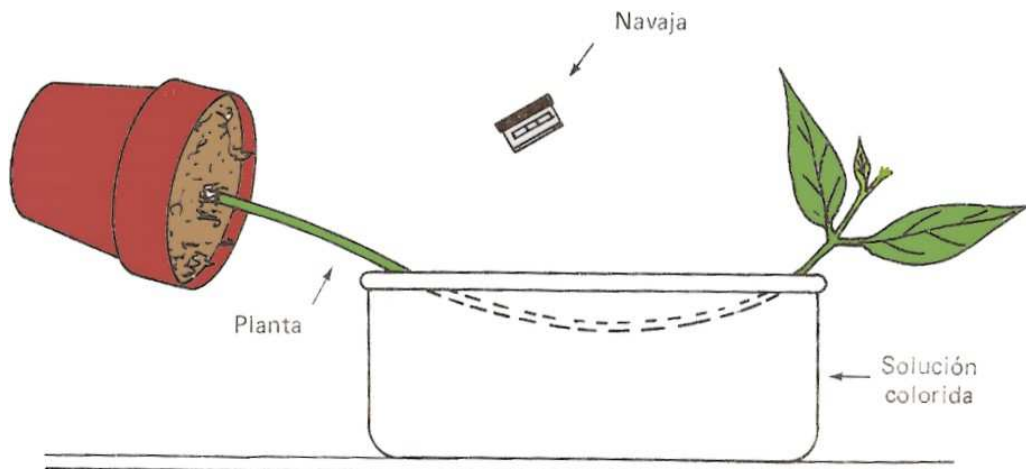


Figura 5. Sistema ideado para demostrar el flujo del agua por el xilema

BIBLIOGRAFIA

Montes Meneses, J. 1969. Correlación de la longevidad de las semillas de maíz y frijol con las pruebas de tetrazolio y germinación. Tesis, Fitotecnia, UACH.

PRACTICA No. 22

TITULO: INFLUENCIA DE LA HUMEDAD ATMOSFÉRICA SOBRE LA ABSORCIÓN DE AGUA POR SEMILLAS ALMACENADAS.

OBJETIVO

Comprobar que las semillas absorben agua del medio en que están almacenadas.

MATERIAL

- Semillas de sorgo, trigo, etc.
- Acido sulfúrico concentrado, densidad 1.84 y 95% de concentración.
- Cinco tubos de ensayo de una pulgada de diámetro y 80 cc.
- Tapones de caucho o corcho o papel de aluminio.
- Malla de alambre tipo anjeo
- Gradilla
- Probeta graduada de 100 cc.
- Balanza
- Horno de secado
- Bandas de caucho

PROCEDIMIENTO

Aplicando sus conocimientos del laboratorio de química y con mucho cuidado prepare 20cc de cada una de las soluciones de ácido sulfúrico siguientes colocándolas en los respectivos tubos de ensayo marcados. Use agua de la llave como solvente.

Tubo 1. H₂SO₄ al 80%

Tubo 2. H₂SO₄ al 60%

Tubo 3. H₂SO₄ al 40%

Tubo 4. H₂SO₄ al 20%

En el tubo 5 coloque agua únicamente.

Pese 5 grupos cada uno de 3 gramos de semillas de sorgo o trigo y colóquelas dentro de cada tubo con ayuda de pedazos de malla de alambre de tal manera que no queden las semillas en contacto con la solución.

Tape bien los tubos y deje el experimento una semana bajo condiciones del laboratorio.

NOTA: En cada tubo se producirá una humedad relativa de acuerdo a la cantidad de H₂SO₄ que contenga.

Tubos	Humedad Relativa %	Peso inicial (g)	Peso luego de 8 días g	Ganancia o Pérdida de agua (g)	Peso seco a 100°C g	Porcentaje Agua en Base a peso seco
1	10					
2	17.0					
3	76.0.					
4	90.0					
5	100.0					

Cuadro 8. Influencia de la humedad atmosférica sobre la absorción de agua por semillas almacenadas.

Explique la razón de los resultados

BIBLIOGRAFIA

Pierre. W.H., Kirkham. D., Pesek. J. y .Shaw, .R. (Edo.) 1996. Plant Enviroment and Efficient Walt Use. 4a. Reimpresión (1961).

PRACTICA No. 23

TITULO: MECANISMOS DE ABSORCIÓN Y TRANSPORTE DE AGUA EN LAS PLANTAS

INTRODUCCIÓN.

Las plantas llevan a cabo la absorción y transporte de agua a través de dos mecanismos, en el primero de ellos la raíz se comporta como un osmómetro debido a la acumulación de sales minerales en el estele de la raíz, lo que provoca que haya, cuando los niveles de humedad del suelo lo permiten un fenómeno de osmosis. En el segundo mecanismo de absorción de agua se tiene que la transpiración en las hojas provoca una tensión en la columna de agua del xilema, tensión que se transmite a lo largo del tallo y la raíz y que jala el agua del suelo, dándose en forma simultánea una absorción y el transporte del agua

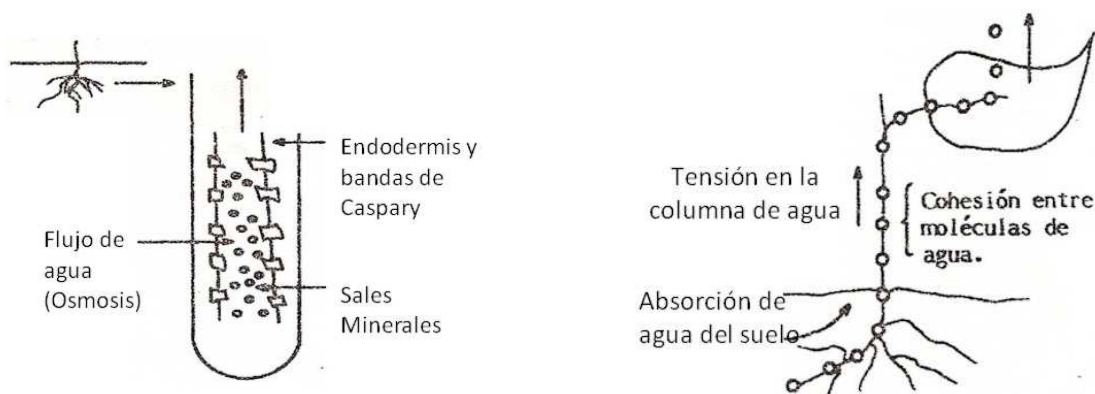


Figura 6. Ascenso de agua y Transpiración

Mecanismos de absorción y transporte de agua en las plantas. A la raíz se comporta como un osmómetro; B, la raíz y el tallo presentan una columna de agua bajo tensión.

En el caso de la absorción y transporte de agua por osmosis ésta debe pasar por membranas celulares, por lo que cualquier factor que afecte la estabilidad de estos afecta el proceso de absorción. Por otro lado, en el caso de la absorción y transporte por tensión, uno de los requisitos es que haya transpiración (Salisbury y Ross. 1994).

OBJETIVO

- 1) Demostrar la presión radical en las raíces de las plantas.
- 2) Demostrar cómo se lleva a cabo la absorción de agua por la transpiración.
- 3) Demostrar cuáles son los tejidos responsables del transporte del agua.

MATERIAL

- 3 Plantas de girasol, jitomate de 2 meses o una especie leñosa.
 - 3 Manguera de látex, trozos de 5 cm.
 - 3 Tubo de vidrio de 60-100 cm.
- Navaja de afeitar

Solución de azul de metileno al 0.1 %

Solución de NaCl al 10%

Ligas

4 Ramas de trueno

Navajas de rasurar

Vaselina

4 Tubos de ensaye

Palitos de madera para aplicar vaselina

PROCEDIMIENTO

Presión de raíz. Se le proporcionarán tres plantas de jitomate, girasol o una leñosa. Riegue abundantemente cada una de la siguiente forma:

a) Agua de la llave. b) Solución 10% de NaCl

Corte el tallo a tres cm del suelo y elimínelo. Coloque sobre cada muñón un trozo de manguera de látex del diámetro del tallo y amárrelo. Agregue unas gotas de azul de metileno y conecte después un tubo de vidrio en el otro extremo de la manguera, amarrándolo bien.

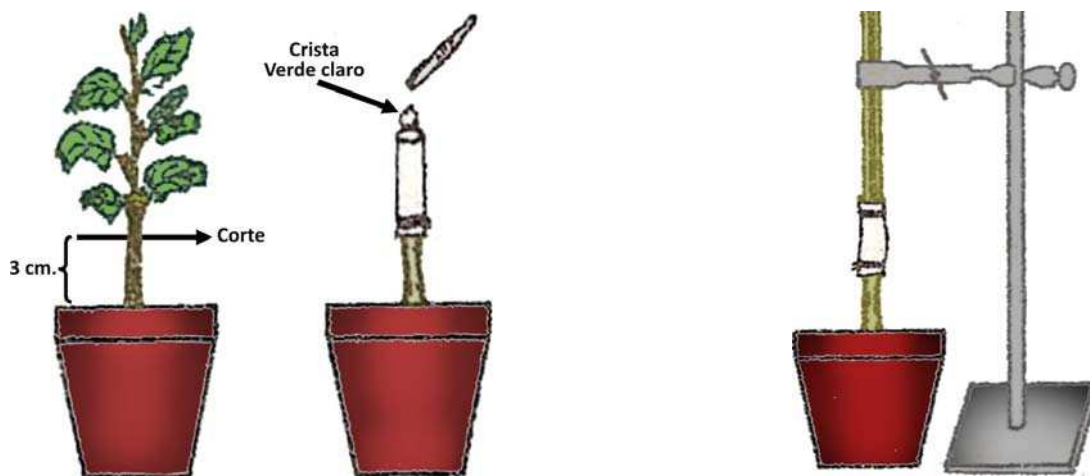


Figura 7. Distancia recorrida por la solución en el tubo capilar

Para mantener el tubo capilar en posición vertical, sujételo a un palito de madera enterrado en el suelo de la misma maceta o a un soporte universal. Cada 15 minutos mida la distancia recorrida por la solución en el tubo capilar hasta completar 60 min.

Vuelva a medir a las 2 y 3 horas después de efectuado el experimento (Fernández y Johnston, 1986). Anote las distancias recorridas por la solución en el tubo capilar en el siguiente cuadro.

Tiempo	Distancia	Presión
15		
30		
45		
60		
120		
180		

Cuadro 9. Distancia recorrida por la solución en el tubo capilar.

Calcule y anote en la tabla anterior en cada Intervalo la presión que se está desarrollando tomando en cuenta que a cada 1029.5 cm (aprox.) corresponde una atmósfera.

B) Tensión por transpiración y tejidos conductores.

Tome cuatro ramas de trueno que se hayan conservado en agua. Córtelos un poco del tallo y vuelva a colocarlas en el agua. A dos de las ramas elimíneles 3 cm de corteza a partir de la zona de la base.

Sumerja las ramas en tubos de ensayo con agua conforme a los siguientes tratamientos:

- a) Rama testigo, sin vaselina.
- b) Rama cubierta con una bolsa de plástico. Tallo sin vaselina.
- c) Rama con vaselina en la corteza.
- d) Rama con vaselina en la madera.

Mida el consumo de agua a través de la altura de esta en el tubo de ensayo.

Compare los tratamientos.

BIBLIOGRAFÍA.

Fernández. G. y M: Johnston. 1986. Fisiología Vegetal Experimental. Inst. Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA), San José, Costa Rica

PRACTICA No. 24

TITULO: ACTIVIDAD OSMÓTICA DE LA SACAROSA Y EL ALMIDÓN

OBJETIVO

Comprobar la actividad osmótica de la sacarosa (un cristalóide) en comparación con el almidón (un coloide).

MATERIAL

Almidón de yuca
Sacarosa (azúcar común)
Dos zanahorias grandes
Dos beakers de 100 ml o recipientes similares Cuchillo
Espátula.

PROCEDIMIENTO

Por el extremo más grueso de las zanahorias haga un hueco cónico de 3 a 4 cm de profundidad en el corazón de cada una de ellas, dejando paredes delgadas (aproximadamente 0.5 cm de espesor) pero cuidando de que no sean perforadas por el cuchillo.

Llene el hueco de una zanahoria con azúcar y el de la otra con almidón y luego colóquelas verticalmente en vasos o beakers. Anota los cambios que sufren las zanahorias, el azúcar y el almidón.

Tiempo	Zanahoria con sacarosa	Zanahoria con almidón
2 horas 1 día 3 días		

Cuadro 10. Actividad osmótica de la sacarosa y el almidón

Presente una discusión del porque de los resultados.

BIBLIOGRAFIA

SARH, Subsecretaría de Agricultura y Operación, 1917. Fertilización en función del análisis del suelo (por el método de Morgan). Servicio de Orientación Técnica al usuario, hoja de Divulgación. No. 21, México.

Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 1979. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth, Salmont, California.

PRACTICA No. 25

TITULO: REDISTRIBUCIÓN DE AGUA EN EL INTERIOR DE LA PLANTA

OBJETIVO

Demostrar que el agua se mueve de sitios de almacenamiento a las hojas cuando las condiciones así lo exigen.

MATERIAL

1 rama de naranja con frutos.
1 rama de naranja sin frutos
1 calibrador tipo vernier

PROCEDIMIENTO

Deje en las dos ramas aproximadamente el mismo número de hojas y colóquelas en un lugar del laboratorio para que se marchiten.

Tome el diámetro de los frutos.

Observe cual de las dos ramas se marchitó primero

Durante los siguientes días vuelva a tomar el diámetro de los frutos para comprobar si hubo cambios.

	Inicial	2o. Día	4o. Día	8o. Día
Diámetro				

Cuadro 11. Redistribución de agua en el interior de la planta

BIBLIOGRAFIA

Wallace, T. 1961. The diagnosis of mineral deficiencies in plant by visual symptoms, a color atlas. Her Majesty's Stationary Office, London.

PRACTICA No. 26

TITULO: EL ASCENSO DEL AGUA EN LAS PLANTAS

INTRODUCCIÓN

Desde que se inicia el proceso de germinación de las semillas, se establece un continuo de agua entre el suelo, el sistema capilar de las plantas (tejido vascular) y la atmósfera. Este continuo es dinámico y sigue un patrón parecido al de "fuente y demanda", en donde el suelo es la fuente principal y la atmósfera, la demanda de agua.

El movimiento de agua a través de estos tres sistemas (suelo, planta-atmósfera), obedece a los planteamientos de la segunda ley de la termodinámica, la cual establece que el agua siempre se desplazará hacia abajo de las "colinas", es decir, de una región en donde tiene una gran energía potencial a otra región de menor energía potencial, provocando una disminución de energía potencial. Por tanto, la energía potencial del agua en el suelo y alrededor de las raíces, es mayor que la energía potencial en las hojas y en el aire.

Para evitar hablar de energía potencial, los fisiólogos vegetales hacen referencia al concepto de "potencial de agua" expresado con la letra griega psi (Ψ). De tal manera que ahora el flujo de agua se llevará a cabo hacia abajo de un gradiente de potencial de agua. Es importante aclarar que un gradiente de potencial de agua existe siempre y cuando el potencial de agua en un punto es diferente del potencial de agua de otro punto. El potencial de agua es un concepto termodinámico relacionado al potencial químico del agua, a su vez, éste relacionado a la energía libre del agua.

Las diferencias de potencial de agua (Ψ_A) determinan el movimiento del agua en el sentido: suelo-planta-atmósfera, aunado a las fuerzas de cohesión de las moléculas de agua, las cuales pueden soportar una fuerza de tensión hasta de 350 barías provocada por la continua evaporación del agua en las hojas y permiten que las columnas de agua en el sistema vascular no se rompan.

OBJETIVO

Demostrar que el ascenso de agua en las plantas se puede explicar en la misma manera que el movimiento de agua en un sistema físico.

MATERIAL

- Soporte universal
- Probeta
- Manguera capilar de 0.1 mm de diámetro, copa porosa (ésta puede ser de barro o parecida a las que se usan en las peceras).

PROCEDIMIENTO

Arme su dispositivo, pegue la copa porosa a la manguera capilar del largo que desee. Compruebe que forma un continuo, sumergiendo la parte libre de la manguera en agua y succionando por la copa porosa.

Después, coloque la parte libre dentro de la probeta graduada y la parte de la copa porosa sosténgala tan alto como sea posible con las pinzas del soporte. Llene la probeta con agua, la columna de la manguera y la copa porosa por succión. Una vez logrado esto, marque el

nivel del agua en la probeta y tome lecturas de la pérdida de agua en diferentes intervalos (por ejemplo, cada dos o tres horas). Si desea, cree condiciones extremas para favorecer el desprendimiento más rápido de moléculas de agua de la copa porosa, sea mediante un ventilador o incrementando la temperatura del lugar. Anote la velocidad con que el agua es absorbida y desprendida. Fije condiciones extremas con el fin de saber si es posible romper la columna de agua.

Elabore gráficos con datos que muestren la pérdida de agua por la copa porosa, debido a los diferentes tratamientos que haya establecido.

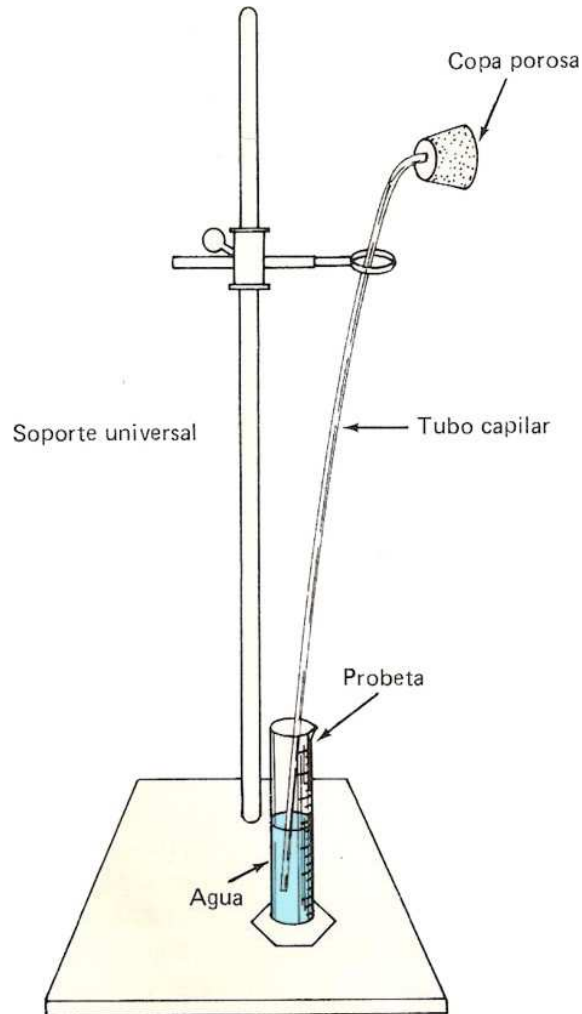


Fig 8. Dispositivo para demostrar el ascenso del agua en las plantas.

BIBLIOGRAFIA

Rovalo, Merino, M. y Rojas Garcidueñas, M. 197. Experimentos de Laboratorio de Fisiología Vegetal. ITESM, Monterrey, México.

Richter, G. 1972. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Traducción de L. Miller, IICA de la OEA.CECSA, México, DF.

PRACTICA No. 27

TITULO: MÉTODOS PARA MEDIR LA TRANSPIRACIÓN

INTRODUCCIÓN

La transpiración fue uno de los primeros fenómenos fisiológicos descritos en plantas. Se puede definir como la pérdida de agua en forma de vapor que ocurre en las plantas; depende del suministro de energía y del gradiente de presión entre la superficie evaporante y el aire.

Se puede considerar a la transpiración como el proceso dominante en las relaciones hídricas de las plantas, debido a que produce el gradiente de energía, principal causa del movimiento de agua dentro y a través de la planta y, por lo tanto, controla la tasa de absorción y el ascenso del agua. La tasa de transpiración depende del suministro de energía para evaporar agua, el gradiente en concentración o presión de vapor y la magnitud de la resistencia a lo largo del tejido vascular de la planta.

La transpiración o evaporación de agua se puede llevar a cabo a través de lenticelas, estomas y de la cutícula de las hojas. Sin embargo, la mayor parte del vapor de agua escapa a través de los estomas de las hojas.

Se emplean diferentes métodos para determinar la transpiración pero, en general, todos ellos estiman el cambio de peso o la pérdida de vapor de agua de una planta o de alguna parte de ella.

OBJETIVO

Estimar la transpiración en diferentes especies de plantas mediante cinco técnicas diferentes.

MATERIAL

- Plantas de jitomate calabaza, tabaco u otro tipo
- Balanza, campana de vidrio
- Manguera
- Cloruro de calcio en cartuchos
- Bomba pequeña
- Cloruro de cobalto o tiosanato de cobalto
- Portaobjetos, tiras de papel engomado
- Estufa
- Pipeta graduada de 2 ml
- Soporte con pinzas y tiras de papel filtro Whatman núm. 1.

PROCEDIMIENTO

Pérdida en peso de una rama durante determinado periodo

Corte dos ramas semejantes de cualquiera de las plantas señaladas. Selle con parafilm u otro material la parte en donde se hizo el corte. Pese inmediatamente y anote la hora. Coloque la rama en las condiciones que desee de humedad relativa, temperatura, luz, etcétera. Cada cinco minutos pese hasta completar 30 minutos. Grafique tratamientos

contrastantes utilizando pérdida de peso cm^{-2} de hoja contra tiempo. Como ejemplo de condiciones contrastantes se sugieren las siguientes: con luz, con alta o baja humedad relativa, alta o baja temperatura, etcétera.

Transpiración por una planta crecida en maceta

Se requieren plantas de jitomate, tabaco u otro tipo, crecidas en macetas. Riéguelas bien. Cubra con un plástico, papel aluminio u otro tipo de material, la parte de suelo que está en contacto con el aire y deje libre únicamente el tallo. Después, pese la maceta con planta, anote este peso inicial. Coloque la planta en un lugar soleado y pésela cada hora, hasta que se oculte el sol. Grafique entonces la cantidad de agua que pierde cada hora contra la hora del día.

Si lo considera conveniente, compare dos macetas, cada una en condiciones contrastantes.

Cloruro de calcio como colector de agua que se transpira.

Coloque una o varias plantas dentro de una campana y permita que una corriente de aire fluya impulsada por una bomba pequeña. Al salir el aire de la campana llevará consigo aire húmedo producto de la transpiración. Este aire, al pasar por los cartuchos de cloruro de calcio se secará. Como se anotó el peso inicial de los cartuchos, la diferencia con el peso inicial después de una hora, dará idea de la cantidad de agua transpirada. El experimento puede realizarse tan rápido como se desee y expresarse como $\text{mg H}_2\text{O}/\text{cm}^2$ de área foliar /h. Se puede poner una trampa de humedad antes de que el aire llegue a la campana.

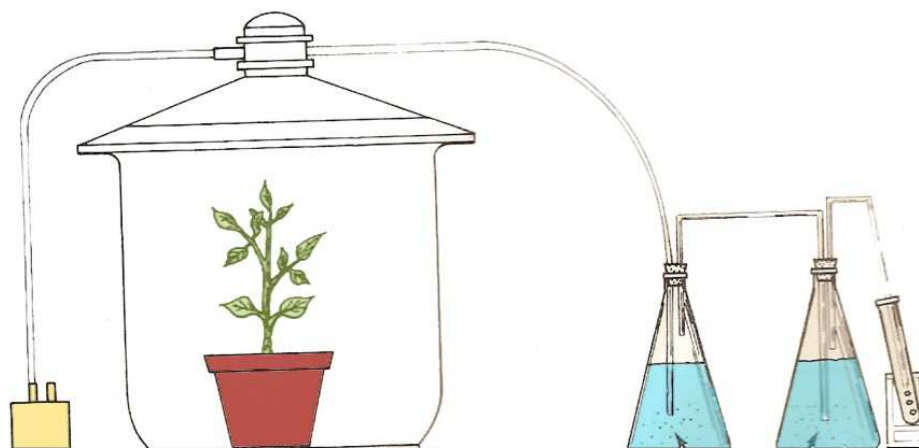


Figura 9. Sistema para medir la cantidad de agua que se transpira.

Se utiliza cloruro de calcio.

Cloruro de cobalto como indicador de agua transpirada

Este método se basa en la propiedad del CoCl_2 para cambiar de azul a rosa reversiblemente de acuerdo con la humedad existente. Esta técnica semicuantitativa indica el grado de apertura estomática, si se acepta que por ahí se pierde la mayor cantidad de agua. Henderson creó una gama de tonos que van entre el azul y el rosa, usando azul de metileno y eosina. Use tiras de papel Whatman núm. 1 que se tiñan con CoCl_2 durante breve tiempo y se almacenan en un lugar frío y seco. Para usarlas,

colóquelas apoyadas con pana objetos y éstos con papel engomado. De acuerdo con la transpiración, los pedazos de papel cambian de color de azul, cuando están secos, a rosa, cuando se humedecen; anote el tiempo que tardan en cambiar de color.

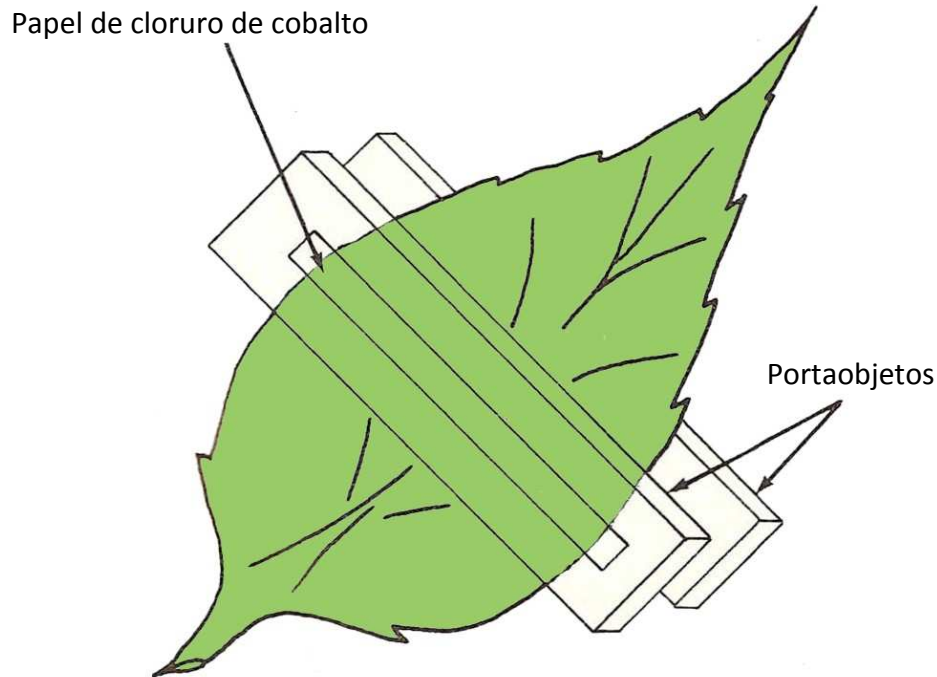


Figura 10. Medición de la transpiración empleando papel de cloruro de cobalto.

Medición del agua transpirada con un porómetro.

Utilice plantas túrgidas. Haga un corte bajo el agua en la base del tallo o rama e insértela inmediatamente en la manguera (figura 11). Procure que quede una burbuja de aire o que el agua de la pipeta se estabilice en una porción legible. Señale su momento cero con un cronómetro y anote a intervalos la cantidad de agua que consume. Finalmente, mida el área foliar y trace una gráfica de $\text{ml. de H}_2\text{O cm}^{-2}$ de hoja, contra tiempo.

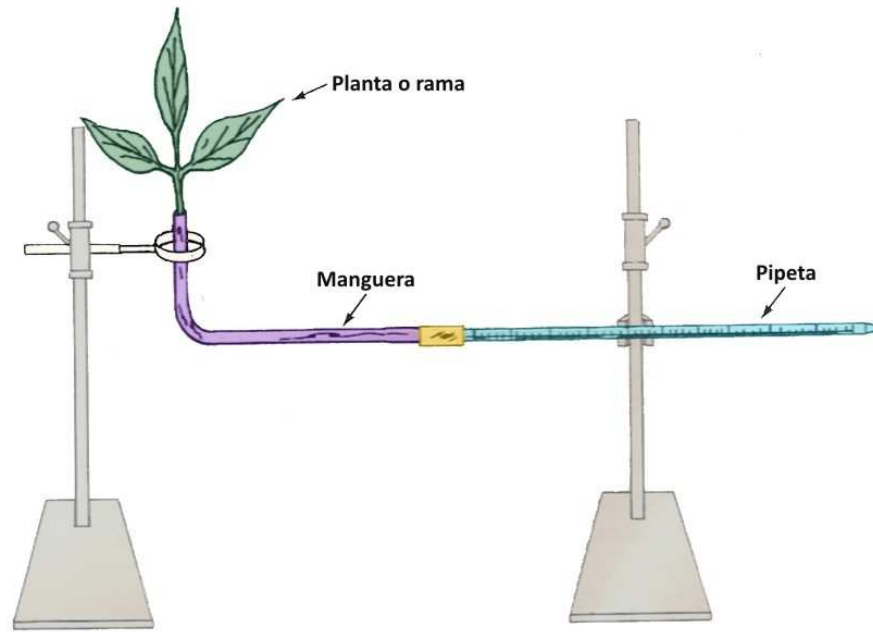


Figura 11. Porómetro sencillo para medir la transpiración.

BIBLIOGRAFIA

Ting, I.P. 1982. Plant Physiology. Adison Wesley Publishing. Co. U.S.A.

Vaver, R.J. 1980. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México.

PRACTICA No. 28

TITULO: TRANSPIRACIÓN Y FOTOSÍNTESIS: IRGA Y EL SENSOR DE HUMEDAD

INTRODUCCIÓN

Se presenta un dilema a nivel estomático debido al sistema de cierre y apertura. Si los estomas se mantienen abiertos, se pierde agua, pero hay más disponibilidad de bióxido de carbono (CO_2). Si por el contrario se cierran, la pérdida de agua es mínima, pero la fijación de CO_2 prácticamente se anula. Los estomas como sensores ideales de niveles de CO_2 se abren o cierran, esto depende de la disponibilidad de este gas, como ya se indicó. También los niveles de agua endógenos pueden afectar el grado de apertura estomática. Surge nuevamente el dilema: pérdida de agua menos fijación CO_2 o ahorro de agua igual a pobreza de fijación de CO_2 . Existen aparatos capaces de medir el nivel de CO_2 fijado, se conocen con el nombre de IRGA (analizador de gases en el espectro infrarrojo).

PROCEDIMIENTO

El principio básico de la construcción de estos aparatos es el siguiente. Las moléculas de gas que están constituidas por diferentes átomos (heteroatómicas), absorben radiación en la región del espectro infrarrojo y cada gas tiene un espectro de absorción característico. Se ha utilizado el IRGA para identificar y cuantificar una amplia gama de moléculas heteroatómicas como: CO_2 , CO , SO_2 , H_2O (vapor de agua) e hidrocarburos gaseosos. La banda de mayor absorción del CO_2 está en $\lambda = 4.25 \mu\text{m}$ con un pico secundario en $\lambda = 2.66$, 2.77 y $14.99 \mu\text{m}$. Usualmente, la única molécula heteroatómica presente en el aire con un espectro de absorción que se superpone con el de CO_2 es el del vapor de agua (H_2O); ambas moléculas absorben radiación infrarroja en la región de $2.7 \mu\text{m}$, por tal motivo, se necesita hacer algunas modificaciones, como ya se mencionó, para poder diferenciar las dos moléculas. La técnica para estimar la tasa de fijación de CO_2 o pérdida de agua consiste en enclaustrar la planta o parte de ella, en una cámara que permita controlar el flujo de gas que entre y/o salga. Dicha cámara debe estar hecha de tal manera que también permita mantener una temperatura constante y el paso de luz lo más cercana al espectro natural.

Debe introducirse por las válvulas de intercambio gaseoso un flujo constante del cual se conoce el nivel de humedad y de CO_2 al microambiente de la planta. La calidad de flujo la alterará únicamente el tejido vegetal, que al ser llevado fuera de la cámara (flujo de salida F_s), se estimará el grado de cambio con respecto al flujo de entrada (F_e), detectados en el IRGA.

De manera que:

Flujo de entrada (F_e) = CO_2 y humedad conocidos

Flujo de salida (F_s) = CO_2 y humedad conocidos

$F_s - F_e = a$) Diferencia en los niveles de CO_2

= b) Diferencia en los niveles de humedad relativa

Si los niveles de CO_2 en el F_s son mayores que en el F_e , entonces se estará en posibilidad de decir que hay desprendimiento de CO_2 por el tejido (por ejemplo, en la oscuridad). En caso contrario, se podrá decir cuánto CO_2 se está fijando por el tejido vegetal (por ejemplo, $\text{CO}_2 \text{ cm}^2$ de lámina foliar).

De la misma manera, se puede estimar la humedad que se está perdiendo por transpiración.

Los pasos que se siguen para determinar la transpiración son los siguientes:

1. Humedad de salida - humedad de entrada = D
2. D X velocidad de flujo = E
3. E X 60 (min.) = F (mg H₂O/h)
4. F ÷- área foliar = G (mg H₂Odm²/h)
5. G ÷- 360000 = H (mg H₂Ocm²/seg.) = velocidad de transpiración

BIBLIOGRAFIA

Vaver, R.J. 1980. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura.

PRACTICA No. 29

TITULO: FACTORES QUE AFECTAN LA VELOCIDAD DE TRANSPIRACION

INTRODUCCIÓN.

La transpiración está controlada por tres factores: a) el gradiente de presión de vapor entre la hoja y la atmósfera, b) la resistencia que ofrezca la hoja y c) la resistencia que ofrezca el aire. El gradiente de presión de vapor que existe entre la hoja y la atmósfera es muy fuerte y depende más que nada de la temperatura del medio, que a su vez controla la humedad relativa. Es por esto que cuando aumenta la temperatura se presenta también un incremento de la transpiración: La resistencia de la hoja tiene varios componentes, siendo dos, de los principales la cutícula y los estomas. De estas dos, la resistencia de los estomas es variable, ya que pueden ocurrir apertura y el cierre de éstos (Kramer. 1974). El funcionamiento de los estomas está controlado básicamente por los niveles de hidratación de sus tejidos y por los niveles de CO_2 . Otros factores que influyen en el comportamiento de los estomas, como la luz, temperatura y viento lo hacen indirectamente a través de los dos mencionados anteriormente (Salisbury y Ross, 1978). El último factor es la resistencia que ofrezca el aire, determinada por la denominada capa límite. La capa límite es una capa de aire que rodea a la hoja y que tiene propiedades diferentes a las que presenta el resto, de la atmósfera. Principalmente tiene mayor contenido de humedad y menor concentración de CO_2 . Así la presencia de una capa límite bien definida puede impedir en cierto grado la transpiración. Si ésta desaparece, lo que ocurre cuando hay viento, aumenta la transpiración (Kramer. 1974). La mayor cantidad de agua se pierde a través de los estomas.

Como podemos ver la influencia de factores como la luz, temperatura o el viento sobre la transpiración ocurre a varios niveles.

OBJETIVO.

Determinar la velocidad de transpiración en varias condiciones del medio ambiente (Temperatura, viento y luz).

MATERIAL

4 Potómetros

1 Calefactor

3 Termómetros

1 Ventilador

1 Lámpara

Ramas de una planta (trueno, etc.)

Para llevar a cabo la medición de la transpiración se utilizará un potómetro. Note que en este aparato se mide el agua absorbida a través del tallo pero, como sabemos la cantidad de agua transpirada corresponde al agua absorbida. El potómetro que se utilizará aquí es el diseñado por Cocklin (1973). (Figura 11).

Siga los incisos a continuación:

a) Monte el dispositivo de la Figura 11 tantas veces como condiciones del medio que vaya a probar.

b) Verifique en cuánto tiempo la rama consume 0.2, 0.4 Y 0.6 ml de agua para cada condición del medio ambiente en los casos que se requiera, mida la temperatura (luz, medio ambiente, calefactor). Repita 2 ò 3 veces el ensayo y obtenga un promedio de tiempo requerido para consumir 0.2 ml de agua.

Con los datos de volumen de agua, tiempo y área foliar calcule, para cada tratamiento la cantidad de agua perdida por unidad de superficie foliar por unidad de tiempo. Para la determinación del área foliar de las ramas utilice un planímetro o mida el largo (L) y el ancho (A) de cada hoja y calcule el área (A) con la siguiente ecuación $A = L \times A \times 0.68$ llene con sus datos el siguiente cuadro.

TRATAMIENTO	T	ml DE AGUA	TIEMPO	AREA FOLIAR	TRANSPIRACION ml AGUA/cm ² /t
Testigo					
Calefactor					
Luz					
Ventilador					

Cuadro 12. Transpiración en varias condiciones del medio

Discuta sus resultados de acuerdo si la influencia que presente cada factor.

Actividad paralela

Como actividad paralela a esta practica pueden obtener impresiones de los estomas de la planta que se esté trabajando. Estas impresiones pueden lograrse usando barniz transparente de uñas, colodión, etc. En este caso de se recomienda el método de E.M. Engleman (no publicado) que usa el pegamento denominado Kola loka. Se coloca una gota del pegamento en un portaobjetos limpio, se oprime éste contra la superficie de la hoja y se deja secar durante 5 minutos. Desprenda el portaobjetos. Observe al microscopio. Pueden hacerse preparaciones del haz y del envés y compararlas.

BIBLIOGRAFÍA.

Cocklin, R.E. 1973. An unbreekeable potometer. En C. J. Clegg (Ed.) Plant Physiology. ASE Lab. Books. London.

Kramer, P.J. 1974. Relaciones Hídricas de Suelos y Plantas. EDUTEX. México.

Salisbury, F.B., y C. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México.

PRACTICA No. 30

TITULO: RESPIRACION; MEDICION DE LA RESPIRACION EN SEMILLAS

INTRODUCCION

La respiración es el proceso de oxidación de diversos sustratos (almidón, sacarosa u otros azúcares, grasas, ácidos orgánicos y, en ciertas condiciones, Incluso proteínas, pueden servir como sustratos respiratorios) para producir CO₂, H₂O y liberación de energía. Parte de esta energía se pierde en forma de calor y parte se almacena en forma de ATP, compuesto que se utiliza en diversos procesos, como el crecimiento de la planta (Salisbury y Ross, 1994).

Cuando las semillas se someten al proceso de hidratación y germinación presentan por lo regular, en cuanto a hidratación y respiración, un patrón semejante al de la Figura 1 (Ting, 1982).

Este comportamiento se ha dividido en tres fases y son:

- Proceso físico de hidratación Imbibición.
- Estabilización del peso, inicio de metabolismo celular, aumento de la respiración.
- Inicio de la germinación, crecimiento de radícula se reinicia absorción de agua.

OBJETIVO.

Determinar la velocidad de respiración de las semillas en diferentes tiempos de imbibición.

MATERIAL

Semillas de chícharo, frijol, etc. 20 ò 30 g con 0, 24, 36 Y 48 horas de remojo.

Aparato de respiración (ver Figura 12)

Hidróxido de bario 0.025 M

HCL 0.1 N

Indicador de fenoftaleína

Bomba de vacío

Bureta de 50 ml

Soporte universal y pinzas para bureta

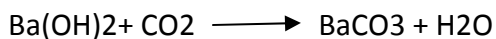
Bomba de vacío

Matraz Kitasato 2

Tapón de hule, perforado 2

PROCEDIMIENTO

A través de la bomba de vacío (Figura 12) arrastre el aire del fondo del matraz durante 1.5-2 horas. Agregue 50 ml de Ba(OH)₂ a 0.025 M en el otro matraz. Agregue unas 3 ó 4 gotas de fenoftaleína. El CO₂ de la respiración se combina con el Ba(OH)₂ en la siguiente relación:



Después de transcurrido el tiempo pertinente titule con NaOH 0.1 N la cantidad de $\text{Ba}(\text{OH})_2$ que sobró. Monte un dispositivo igual, pero sin semillas; este será el testigo

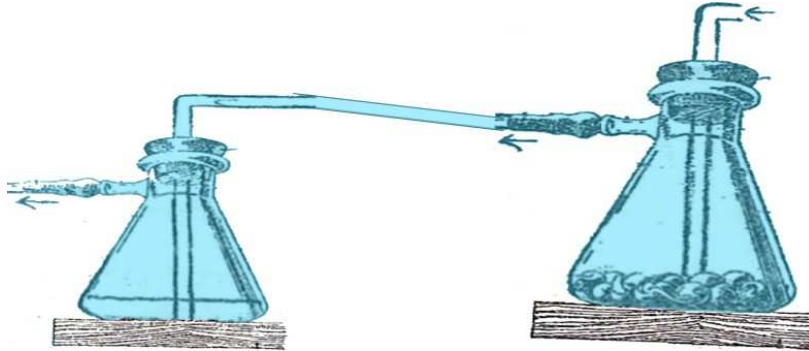


Figura 12. Dispositivo para medir la respiración por arrastre de gases

Calcule el CO_2 desprendido a través de la siguiente fórmula:

$$\text{Respiración} = (\text{mgCO}_2 \text{ min}_{-1} \text{g}^{-1}) (\text{ml HCl control mlHC semilla}) \times 2 (\text{Tiempo} \times \text{peso de semillas})^{-1}$$

Compare los resultados para cada tiempo de remojo.

BIBLIOGRAFÍA.

Machies, L. and J. G. Torrey. 1956. Plants in Action. A Laboratory Manual of Plant Physiology. W'.H. Freeman and Company. San Francisco. 282 p.

Roberts, J. Y D.G. Whitehouse. 1976. Practical Plant Physiology. Laboratory Manuals. Longnon Group, Great Britain. 155 p.

Ting. I.P. 1982. Plant Physlology. Adison Wesley Publishing. Co. U.S.A.

PRACTICA No. 31

TITULO: RESPIRACION LA PRUEBA DEL TETRAZOLIO PARA DETECTAR LA ACTIVIDAD DE LAS DESHIDROGENASAS Y VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS.

INTRODUCCION

Se puede definir como germinación en una semilla al inicio del crecimiento activo del embrión que resulta en la ruptura de la testa y emergencia de la nueva planta.

La viabilidad se puede definir como el grado en el cual una semilla esté viva, metabólicamente activa y posee las enzimas capaces de catalizar las reacciones necesarias para la germinación y crecimiento de la plántula.

Existen varias pruebas para determinar la viabilidad de las semillas, dentro de éstas la prueba del tetrazolio es ampliamente utilizada y es un medio preciso de estimar la viabilidad de las semillas. Este método se desarrolló en los 1940 en Alemania, por el profesor George Lakony y actualmente es una prueba de rutina en muchos laboratorios de semillas. La prueba del tetrazolio distingue entre tejidos viables y muertos del embrión en base a velocidades relativas de respiración, cuando las semillas están hidratadas. Aunque son varias las enzimas que se activan durante la respiración, la prueba utiliza la actividad de las deshidrogenasas como un índice de la actividad respiratoria y viabilidad de la semilla. Las deshidrogenasas actúan en reacciones de óxido--reducción permitiendo la liberación de iones hidrógeno que pueden reaccionar con la solución oxidada incolora de sal de tetrazolio la cual cambia a formazán (color rojo) cuando se reduce por los iones de hidrógeno.

La viabilidad de las semillas se interpreta de acuerdo al patrón topográfico de tinción del embrión e intensidad de la coloración.

OBJETIVO.

Obtener el porcentaje de viabilidad y germinación de la especie asignada.

MATERIAL

- 3 Cajas petri
- Solución de cloruro de tetrazolio al 0.1 %
- Semillas de especies de clima templado y de clima cálido
- 1 Frasco de vidrio con tapa
- 1 Pinza de disección o aguja de disección.
- 1 Microscopio estereoscópico.
- 1. Utilice 3 grupos de 50 semillas. En el caso de semillas grandes utilice solamente 25.

PROCEDIMIENTO

- 2. Primer grupo de semillas.
- 2.1. Al primer grupo déjelo en Imbibición durante 24 hrs. Después de transcurrido este tiempo corte longitudinalmente la semilla abarcando el eje del embrión; deseche una mitad y la otra colóquela en una caja de petri que contenga 3 ml de solución de cloruro de tetrazolio. El eje del embrión debe estar en contacto con la solución.

2.2. Después de una hora con una aguja de disección o con una pinza voltee la mitad de la semilla y observe si se ha coloreado. Cuente el número de semillas coloreadas. Obtenga el % de viabilidad de la siguiente manera:

$$\% \text{ de viabilidad} = \text{No. de semillas coloreadas} \times 100 \times (\text{No. total de semillas})^{-1}$$

3. Segundo grupo de semillas.

3.1. Desinfecte sus semillas. En un frasco de vidrio con una solución de hipoclorito de calcio al 3% deposite sus semillas, cierre el frasco agite y desheche la solución del hipoclorito y lave con agua esterilizada 2 ó 3 veces.

3.2. En una caja de petri esterilizada la cual tendrá algodón tendrá 5 ml de agua también esterilizada, coloque sus semillas distribuyéndolas adecuadamente.

3.3. Etiquete su caja de petri con su grupo, equipo y especialidad. Colóquela en una estufa a 2°C un lote y otro lote déjelo a temperatura ambiente.

3.4. Observe su material diariamente y anote el número de semillas germinadas por día. Añada agua según sea necesario. Con sus resultados elabore una gráfica (tiempo vs. número de semillas germinadas).

3.5. Una vez teniendo la suma de las semillas germinadas. Obtenga el % de germinación de la siguiente manera:

$$\% \text{ germinación} = \text{No. de semillas germinadas} \times 100 (\text{No. total de semillas})^{-1}$$

Compare los valores de % de viabilidad y germinación

BIBLIOGRAFÍA

Ross, C. W. 1974. Laboratory Physiology Laboratory Manual. Wadsworth. Pb. Co.Belmont, California.

Machles. L. and J. G, Torrey. 1956. Plants in Action. A-Laboratory Manual of Plant.Physiology. W.H. Freeman and Company. San Francisco. 282 p.

PRACTICA No. 32

TITULO: RESPIRACION - LA INUNDACIÓN Y LA FORMACIÓN DE AERENQUIMA EN ARROZ

INTRODUCCIÓN.

Durante el desarrollo de una planta puede haber ocasiones en que ésta esté sometida a períodos más o menos largos de exceso de agua, lo que lleva a un desplazamiento del aire del suelo y en consecuencia a una falta de oxígeno. La falta de oxígeno produce a su vez una inhibición del ciclo de Krebs en la respiración y se acumula entonces ácido pirúvico, el cual se transforma mediante la formación de acetaldehído, en alcohol, finalmente si el alcohol se acumula en exceso, pueden alcanzar entonces niveles tóxicos que añadan a la raíz (Medina, 1977).

Sabemos sin embargo que las plantas terrestres pueden diferenciarse por su tolerancia al., exceso de agua o inundación. Este tipo de tolerancia puede ser de dos tipos: tolerancia morfológica y tolerancia metabólica (Medina, 1977)."

Con respecto al primer tipo de tolerancia puede mencionarse que en casi todas las plantas terrestres hay un flujo de O_2 desde la parte aérea de la planta hasta las raíces, pero por lo general en las plantas tolerantes a la inundación la conductividad de los gases desde el tallo hasta la raíz es mucho mayor. Esta conductividad mayor se debe a que en el parénquima de estas raíces y tallos se presentan cavidades que forman canales por donde circula el aire, debido a esto el tejido se describe mejor con el nombre de aerénquima. Cuando una planta crece en condiciones de falta de oxígeno se ha observado que se presentan incrementos en los niveles de la enzima celulosa que comienza a destruir algunas de las células del parénquima para dar origen al aerénquima. En consecuencia si observamos unos cortes transversales de una raíz sometida a inundación y otros de una raíz con aireación, la primera presentará espacios vacíos carentes de células y la segunda presentará un parénquima uniforme sin orificios.

De esta manera la tolerancia de cultivos agronómicos y hortícolas a suelos con poco oxígeno puede depender, al menos en parte, de su habilidad para desarrollar sistemas conductores de aire; se ha detectado aerénquima en cebada, trigo, maíz (Kawase, 1979) y en partes de girasol y tomate (Kawase y Whitmoyer, 1980) y en arroz.

OBJETIVO.

Observar cortes transversales de las raíces de una planta resistente a la inundación (con aerénquima) y de una planta con menor tolerancia a esta (con parénquima uniforme en la corteza).

MATERIAL

Raíces de arroz crecido en condiciones de inundación y de otra especie más susceptible a esta (arroz y jitomate, por ejemplo).

2 Navajas de rasurar.

Médula de sauco o trozos de papa

1 Caja de Petri

- 1 Aguja de disección
- 2 Portaobjetos
- 2 Cubreobjetos
- 1 Gotero con solución de azul de toluidina
- 1 Microscopio óptico

PROCEDIMIENTO

Seleccione una porción de raíz que haya estado sometida a inundación y otra que haya tenido aireación. Colóquelas en medio de dos trozos de médula de sauco o de papa y haga cortes lo más fino posible con la navaja de rasurar. Monte los cortes con agua en los portaobjetos y cubreobjetos. Observe las estructuras, diferenciando unas de otras tiñendo con el azul de toluidina.

Esquematice las estructuras encontradas.

BIBLIOGRAFIA.

Medina, E. 1977. Introducción a la Ecología Vegetal. Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos. Washington.

Kawase, M. 1979. Role of cellulase in aerenchyma development in sunflower. Amer.J. Bot. 66(2):183-190.

Kawase y Whitmoyer, R. E. 1980. Aerenchyma development in waterlogged plant. Amer. J. Bot. 67(1):18-22.

PRACTICA No. 33

TITULO: TÉCNICA DE IMPRESIÓN DE ESTOMAS

INTRODUCCIÓN

Los estomas son poros formados por un par de células especializadas llamadas células guarda y se encuentran en la epidermis de las partes aéreas de la mayoría de las plantas terrestres

OBJETIVO

Dominar la técnica de impresión de estomas

MATERIAL

Plantas de maíz y verdolaga, porta objetos y cubre objetos con cola loca y microscopio.

PROCEDIMIENTO

En el porta objeto coloque cuatro gotas de cola loca e impresione el haz de las hojas presionando fuerte durante un minuto, posteriormente retire la hoja cuidadosamente y proceda a observar en el microscopio.

Mediante la impresión de estomas se puede observar como están distribuidos y en que situación se encuentran cerrados o abiertos. También se pueden calcular el número promedio de estomas. En monocotiledóneas se disponen en líneas paralelas y en dicotiledóneas se localizan dispersos.

BIBLIOGRAFIA

Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 1979. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth, Salmont, California.

Ting. I.P. 1982. Plant Physiology. Adison Wesley Publishing. Co. U.S.A.

PRACTICA No. 34

TITULO: DISEÑO DE EXPERIMENTOS DE FISILOGIA VEGETAL

OBJETIVO

Comprobar que el cierre de los estomas afecta la entrada de CO₂, al interior de las hojas y se disminuye la intensidad de la fotosíntesis.

PROCEDIMIENTO

Consultando manuales de laboratorio de Fisiología Vegetal, diseñe un experimento para comprobar la importancia de los estomas en la fotosíntesis

EFFECTO DEL TIPO DE LUZ SOBRE LA FOTOSÍNTESIS

OBJETIVO

Determinar cual tipo de luz (según su longitud de onda) es la más utilizada en la fotosíntesis.

PROCEDIMIENTO

Siguiendo el mismo procedimiento del ejercicio se pide diseñar un experimento que permita medir como se afecta la intensidad del proceso fotosintético según la longitud de onda de luz que reciba la planta.

BIBLIOGRAFIA

Bidwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. Mac Millan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.

Cocklin, R.E. 1973. An unbreekeable potometer. En C. J. Clegg (Ed.) Plant Physiology. ASE Lab. Books. London.

PRACTICA No. 35

TITULO: FERTILIZACIÓN FOLIAR

INTRODUCCIÓN

La fertilización foliar es una tecnología complementaria a la fertilización edáfica que, permite ajustar los requerimientos nutricionales en función del estado del cultivo y aportar nutrientes en momentos en que los requerimientos no pueden ser cubiertos por la capacidad de absorción o debido a limitantes ambientales tales como un PH extremo.

OBJETIVO

Evalúe los efectos de la fertilización foliar en plantas cítricas

MATERIAL

Aspersora, fertilizante foliar, agua y plantas cítricas

PROCEDIMIENTO

Modo de preparación: en un litro de agua agregue 50grs de fertilizante foliar y aplique a las plantas que lo necesiten (cítricos).

BIBLIOGRAFIA

Fernández, H.y E. Arias. 1989. Estimación del Área Foliar en Plantas de Cultivo. Parte 1. Agrotecnica de Cu. 15 1-48. de Resenss, Suelos y Agroquímica. La habana. Cuba. Harl .P.H.1965. A in the grid los estimating crea of grass leaves. Agron J. 57(e):634.

Cook, R.L. y C.E. Millar. 1949. Plant Nutrition deficiencies.Agr. Exp. Sta. Special bull 355

PRACTICA No. 36

TITULO: MADURACIÓN DE FRUTOS

INTRODUCCIÓN

Históricamente son tres los caminos que han conducido al establecimiento del etileno como una hormona vegetal: A) las antiguas observaciones de que los frutos maduran rápidamente si se les encierra en un cuarto con humo, B) el hecho de que en el cultivo de piña y mango se inicien incendios aledaños a los cultivos a fin de que el humo inicie la floración, C) la inducción de la caída de las hojas de los árboles a partir del gas desprendido en las lámparas utilizadas para la iluminación pública.

OBJETIVO

Estimar el periodo de maduración

MATERIAL

Campana y base de vidrio

Grasa

Plátanos verdes y maduros

PROCEDIMIENTO

Coloque dentro de la campana los plátanos verdes y maduros por separados y selle la campana con grasa, este experimento demostrara la capacidad que tienen algunos frutos de aportar hormonas de crecimiento o maduración sin necesidad de recurrir a otros.

BIBLIOGRAFIA

Abeles, D.S. 1973. Ethylene in Plant Biology. Academic Press. New York. London

Hill, T.A. 1977. Hormonas Reguladores del Crecimiento Vegetal. Omega, Barcelona, España.

PRACTICA No. 37

TITULO: POSICIÓN DE LOS ESTOMAS EN HOJAS DE DIFERENTES AMBIENTES

INTRODUCCION

El ambiente lumínico tiene un efecto profundo sobre las plantas y en especial sobre la estructura y el funcionamiento de las hojas. Su influencia puede ser observada a nivel morfológico, anatómico o fisiológico, sea sobre las hojas que crecen en diferentes posiciones de la copa de un mismo individuo, o entre ecotipos de una misma especie que crecen en ambientes diferentes (Boardman 1977). Estas características distintivas han sido utilizadas como un criterio más para clasificar las especies forestales en grupos ecológicos de tolerancia a la sombra o en grupos de sucesión.

OBJETIVO

Determinar la posición de los estomas en plantas hidrófitas, mesófitas y xerófitas. De tal manera que se pueda conocer como el agua ha sido un factor evolutivo importante en la ubicación de los estomas.

MATERIAL

- Hojas de café, loto (lirio de agua y habano (nerium oleander)
- placas portaobjetos y cubres
- zanahorias
- cuchillas nuevas
- platos de petri
- agujas de disección
- microscopio compuesto

PROCEDIMIENTO

Con ayuda de pedazos de zanahoria haga cortes bien finos de las hojas de los diferentes ambientes y colóquelas en los platos de petri con agua. Con la aguja de disección coloque los cortes más delgados en portaobjetos agregándoles una gota de agua. Póngalos en cubreobjetos y obsérvelos al microscopio.

Determine la posición de los estomas en la epidermis del haz o del envés. Ubique la posición de los estomas en el caso de que se encuentren en cavidades o criptas.

En cada caso haga dibujos ilustrativos del estoma con la cámara subestomática.

BIBLIOGRAFIA

Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York

PRACTICA No. 38

TITULO: CÓMO CONSTRUIR UN PORÓMETRO

INTRODUCCIÓN

Existen varias técnicas para medir la apertura estomática. En 1901, Buscaloni señaló la técnica de microscopia en que se utilizan réplicas de una pasta plástica que se esparce sobre las hojas. Las réplicas se pueden examinar en el laboratorio, además de que son preparaciones permanentes. Esta técnica es sencilla, aunque muy poco precisa. Su principal limitante es que, en muchas ocasiones, la apertura del estoma (poro) está más allá del alcance de la pasta plástica.

Existen técnicas indirectas para estimar el grado de apertura de los estomas. Se basan en determinar la capacidad de las hojas. Estas dos son más sensibles para detectar cambios que las mediciones en el microscopio.

Básicamente, existen dos tipos de instrumentos que miden la resistencia o conductancia de las hojas. Ambos se basan en la capacidad de los estomas para conducir gases: porómetros de flujo de masas y porómetros de difusión.

Los porómetros de difusión estiman la velocidad de difusión de vapor de agua de las cavidades subestomáticas hacia la atmósfera. El método consiste en aislar momentáneamente una porción de la hoja y medir su tasa de transpiración en determinado ambiente. Para ello, en la hoja se coloca un sensor que responda a los cambios en la humedad causada por la transpiración.

Los porómetros de flujo de masas fuerzan el aire de la parte externa hacia el interior de la hoja. La resistencia de ésta o bien, la tasa de flujo, es un indicador de la apertura o cierre de los estomas. Este tipo de porómetros es efectivo con hojas anfiestomáticas porque cuando el aire bajo presión se aplica a una cara de la hoja (parte abaxial o adaxial), el aire entra a través del estoma, atraviesa el espacio intercelular del mesófilo, y sale de la hoja por los estomas del lado opuesto. Por tanto, el flujo depende de la resistencia de los estomas de ambos lados del mesófilo. En 1911, Darwin y Pertz hicieron por vez primera un porómetro de flujo, prototipo de todos los porómetros, sólo que la manera de medir el flujo de aire a través de las hojas se ha mejorado notablemente.

OBJETIVO

Construir un porómetro de flujo de masas

MATERIAL

Manguera de hule, trampa de vidrio, probeta, tubo de vidrio con un diámetro 0.5 cm, papel milimétrico, soporte universal, tapones de hule, trozos de termómetro y plantas de maíz de aproximadamente mes y medio.

PROCEDIMIENTO

Monte el porómetro, la única salida del flujo de aire a lo largo del sistema es a través del tapón, el cual se ajusta a la hoja por medio de otro tapón horadado. Esta salida de aire estará regulada por el grado de apertura de los estomas, de tal manera que si éstos están totalmente abiertos, todo el flujo de aire saldrá a través de ellos, pero si están parcial o totalmente cerrados, el flujo de aire se desviará parcial o totalmente hacia el tubo de vidrio y moverá la columna de agua. Si los estomas se vuelven a abrir, la columna de agua se moverá en el sentido contrario.

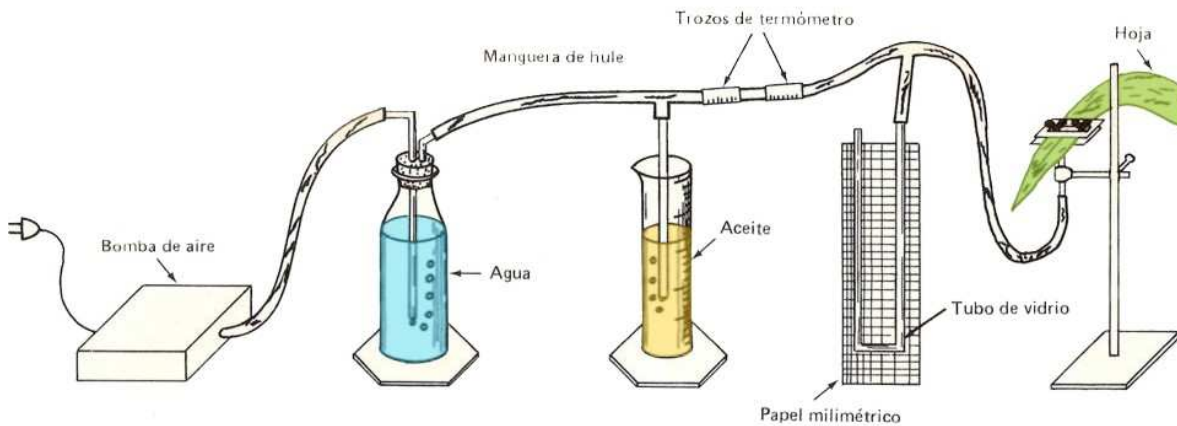


Figura 13. Porómetro de flujo de masa.

BIBLIOGRAFIA

- Ting, I.P. 1982. Plant Physiology. Adison Wesley Publishing. Co. U.S.A.
- Vaver, R.J. 1980. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México.

PRACTICA No. 39

TITULO: DETECCION SEMICUANTITATIVA DE SALES MINERALES POR EL METODO DE MORGAN.

INTRODUCCIÓN.

Los análisis de sales minerales en el suelo y los tejidos vegetales pueden ayudar a determinar si una planta tiene un suministro adecuado para satisfacer sus necesidades y pueden, además, evitar el desperdicio de los materiales fertilizantes (Lunt et al., 1965).

En el caso de los análisis semicuantitativos de Morgan se miden la cantidad de sales solubles tanto del suelo como de los tejidos vegetales; este último caso es posible debido a que las plantas absorben mayor proporción de nutrientes de los que requieren siempre y cuando éstos existan en cantidades altas. Esto permite una acumulación, (Cook y Miller, 1949). En el método de Morgan el plan general es obtener un extracto del suelo o de los tejidos vegetales, transferir pequeñas cantidades a una placa de vidrio o a tubos de ensaye y agregar reactivos apropiados para desarrollar un color o una turbidez, según la prueba de que se trate (Lunt et al., 1965). Para calcular la cantidad de sales minerales se diseñó una tabla de 4 colores o de 4 líneas de visibilidad (ver mas adelante) que indican otros tantos rangos de concentración en ppm. De este modo el color desarrollado o la turbidez de nuestro extracto puede compararse con las tablas. Es posible diseñar tablas que incluyan más o menos pasos a la escala de acuerdo a la exactitud que se desee (Lunt et al., 1965).

Una de las aplicaciones del método del análisis del suelo será el cálculo de las dosis de fertilización tal y como lo hizo la SARH en un folleto publicado en 1977 (SARH, 1977). En dicho folleto se utilizan solo tres valores en la escala de concentraciones de los elementos y se les denomina B, M y A (Bajo, Medio y Alto). De acuerdo a esto al analizar el suelo en los elementos N, P y K las concentraciones de los mismos pueden tener los valores bajo, medio y alto.

Lo importante y que interesa resaltar aquí es que en el folleto se incluye una tabla que indica, para diferentes cultivos la dosis de Kg de elemento que deben aplicarse por hectárea (Cuadro 1) para cada condición.

CULTIVO	ANALISIS NPK	CULTIVO	ANALISIS NPK
FRESA	B 7 12 7	GLADIOLA	B 7 12 7
	M 5 10 5		M 5 10 5
	A 0 4 0		A 0 0 0
FRIJOL	B 4 10 6	LINAZA	B 10 12 10
	M 0 8 4		M 6 8 6
	A 0 4 0		A 4 4 0
GARBANZO	B 4 10 6	MAIZ	B 12 6 4
	M 0 8 4		M 10 5 0
	A 0 4 0		A 6 4 0

Cuadro 13. Dosis de fertilización de acuerdo a las proporciones de N, P y K existentes en el suelo. Cada valor debe multiplicarse por 10 y al resultado indica el número de kg del elemento que deben agregarse por ha (SARH, 1977)

Si se habla del muestreo de los tejidos es útil recordar que existen cuadros donde se indican las partes más convenientes que deben muestrearse en diferentes cultivos. Un ejemplo de éste es el Cuadro 14.

CULTIVO	NITRATO	FOSFORO	POTASIO
MAIZ	Tallo cerca del suelo	Tallo cerca del suelo	lamina de la hoja
FRIJOL	Pecíolo de la hoja	Pecíolo de la hoja	pecíolo de hoja
FRIJOL SOYA	Pecíolo de la hoja	Pecíolo de la hoja	Pecíolo de hoja
PAPA	Pecíolo de la hoja o tallo	Pecíolo (de hoja ò Tallo)	Pecíolo de hoja ò tallo
GERANIO	Pecíolo de la hoja	Pecíolo de hoja	Pecíolo de hoja
GRAMINEAS	Tallo	Tallo	tallo

Cuadro 14. Partes mas apropiadas para muestrear en algunos cultivos (Cooke y Millar, 1949)

En el caso de gramíneas Morgan (Lunt, et al., 1965) recomienda el uso de las hojas. Para mas detalles acerca de estos temas consultar a Lunt, et al. (1965), Cook y Miller (1949) y Bould (1967).

OBJETIVO

Verificar los niveles de nutrientes en el suelo y en tejidos vegetales en cultivos o en plantas de ornato.

MATERIAL

Para obtener el extracto del suelo (a) o de los tejidos (b):

- | | |
|------------------------|----------------------|
| a) 1 Embudo de vidrio | b) Navaja de rasurar |
| Cuchara de plástico | Carbón activado |
| 1 Pipeta de 10 ml | Tubo de ensaye |
| Papel filtro | Embudo de vidrio |
| Gotero | Pipeta de 10 ml |
| Solución extractora de | Gotero |
| Morgan (ver apéndice) | Papel filtro |

Para llevar a cabo las determinaciones de los nutrientes se usan los mismos reactivos para los extractos del suelo y de los de tejidos.

- Placa porcelana o un vidrio con fondo blanco.
- 2 Agitadores de vidrio
- 1 Vaso de precipitado 250 ml con agua destilada
- Toalla o trapo para secar
- 2 Tubos de ensaye de fondo plano
- Tabla de escala de concentraciones
- Reactivo A para Nitrógeno Nítrico.
- Reactivo B para Nitrógeno Nítrico
- Reactivo de Nessier para Nitrógeno Amoniacal
- Reactivo A para Fósforo.
- Reactivo A para Potasio
- Reactivo B para Potasio.
- Reactivo para Calcio
- Reactivo A para Magnesio
- Reactivo B para Magnesio (ver apéndice).

PROCEDIMIENTO

Obtención del Extracto.

Para el suelo:

- a) Coloque el papel filtro en el embudo.
 - b) Agregue una cucharadita rasa de suelo. De preferencia secado al sol, nunca en la estufa.
 - c) Agregue 10 ml de solución extractora de Morgan. Déjese filtrar todo el líquido.
- a1 retirar el filtro del embudo comprímase suavemente para extraer tejido el liquido que sea posible.
- d) Quite el embudo y ponga el gotero en el recipiente donde se haya recibido el extracto. Para los tejidos
 - a) Cortar la muestra finamente con la hoja de rasurar. Mezclar bien el material.
 - b) Tomar con una cucharita una muestra del material (un volumen aproximado de 2.5 ml) y ponerlo en un tubo de ensaye.

c) Agregar 7.5 ml de la solución extractora de Morgan (9 ml para pastos) y la punta de una cucharadita de carbón activado. Se agita durante 1 minuto y se filtra. Esta solución se usa en los ensayos de la misma forma que los extractos del suelo. La única diferencia es al utilizar las tablas ya que en el caso de las mediciones de los extractos de tejidos vegetales los valores obtenidos deben multiplicarse por 3 y para pastos multiplicarse por 3.6 (Lunt et al., 1965).

Estimaciones de las sales minerales.

Nitrógeno como Nitrato:

Ponga 3 gotas del extracto del suelo en una depresión de la placa. Agregue 2 gotas del Reactivo A para nitratos y 7 gotas del Reactivo B. Mezcle bien. La lectura debe hacerse

inmediatamente o unos cuantos segundos después o una vez que hayan transcurrido de 12 a 15 minutos. Compare los colores con la lámina correspondiente.

Nitrógeno Amoniacal:

Ponga 4 gotas del extracto en la placa, agregue gotas del reactivo de Nessier y deje reposar un minuto. Agite y compare el color amarillo y anaranjado resultante con la escala de colores correspondiente.

Fósforo:

Ponga 10 gotas del extracto en la placa. Agregue 1 gota del reactivo A y 2 gotas del reactivo B. Agítese, deje reposar 1 minuto (no más de esto) y compare la intensidad del color con la escala correspondiente.

Potasio:

Ponga 10 gotas del extracto en el tubo de fondo plano, agregue 1 gota del reactivo A y 12 gotas del reactivo B. Déjese reposar 1 minuto, agítese suavemente y manténgase en reposo otros 2 minutos. Estime la cantidad de precipitado amarillo utilizando la escala de comparación de turbidez de la siguiente forma:

Coloque el tubo de fondo plano en posición vertical directamente sobre las líneas de la escala y a una distancia de 6.2 mm de las mismas. Véase por encima del tubo comparando con los diferentes grupos de líneas hasta encontrar el grupo que apenas se perciba la cantidad de potasio es la que corresponde a este grupo de líneas.

Calcio:

Ponga 10 gotas del extracto en el tubo de fondo plano, agregue una gota del reactivo para calcio, agite vigorosamente y deje reposar 5 minutos. Estime la turbidez en la misma forma que el potasio.

Magnesio:

Ponga 10 gotas del extracto en la placa agregue 1 gota de reactivo A para Magnesio y 3 gotas del reactivo B. Agite, deje reposar 1 minuto y compare la coloración con la escala correspondiente.

En este ensayo sólo se miden algunos elementos. Ensayos para otros elementos como aluminio, manganeso, fierro, azufre, nitrógeno en forma de nitrito, sodio, etc., pueden encontrarse en el trabajo de Lunt et al. (1965). Reporte sus resultados apuntando los datos obtenidos en el Cuadro 1 del Apéndice.

BIBLIOGRAFÍA.

Bould, C. 1968. Leaf analysis as a diagnostic method and advisory aid in crop Nutrition. Exp. Agriculture. 4:17-27.

Cook, R.L. y C.E. Millar. 1949. Plant Nutrition deficiencies. Agr. Exp. Sta. Special bull 355.

Lunt, H.A., H.G. M. Jacobson y C.L.W. Swanson. 1950. El sistema Morgan para análisis de suelos. Boletín 541, Mayo. Estación Agr. Exp. Connecticut - New Haven, USA. Este folleto

fue traducido y adaptado en la UACH con el nombre de Química Agrícola Aplicada por Ojeda, O.D. y Delgado de G.Z. en el año de 1965, de donde se tomaron los datos.

SARH, Subsecretaría de Agricultura y Operación, 1917. Fertilización en función del análisis del suelo (por el método de Morgan). Servicio de Orientación Técnica al usuario, hoja de Divulgación. No. 21, México.

Wallace, T. 1961. The diagnosis of mineral deficiencies in plant by visual symptoms, a color atlas. Her Majesty's Stationary Office, London

ANEXOS

Solución extractora de Morgan

Agregue 100 gramos de acetato de sodio ($\text{NaC}_2\text{H}_3\text{O}_2$) a 500 ml de agua (10%). Después que la sal se disuelva agregue 30 ml de ácido acético glacial (3%) y afore a 1 litro.

Reactivo para N en forma de Nitrato

Disuelva 0.05 g de Difenilamina en 25 ml de ácido sulfúrico concentrado. Guárdese en un gotero de color ámbar. La solución resultante no debe tener ninguna sombra de color azul; y tampoco deberá producir ninguna coloración cuando se agreguen 4 gotas de la misma a una gota de agua destilada. Si ocurre esta reacción prepare de nuevo el reactivo. La solución es sumamente corrosiva y no debe estar en contacto con hule.

Reactivo para N en la forma de Amoniaco - Reactivo de Nessler

Disuelva 5 g de KI en .15 ml de agua destilada. Agregue una solución saturada de cloruro mercúrico hasta que comience a formarse un precipitado. A continuación ponga 40 ml de solución de NaOH al 80%. Afore a 100 ml déjese asentar durante una semana, decántese y guárdese en un frasco de color ámbar. Dos gotas de este reactivo agregadas a 4 gotas de la solución extractiva no deberán producir prácticamente ninguna coloración.

Reactivo para Fósforo

Reactivo A. Disuélvase 12.5 g de molibdato de sodio, calentado poco a poco, en 100 ml de agua destilada. Mézclense 50 ml de ácido acético glacial con 350 ml de agua destilada en un vaso de 600 ml. Agréguese la solución de molibdato de sodio lentamente y agitando continuamente a la solución de ácido acético. Guárdese en un frasco de color ámbar. Este reactivo no debe contener más de un sedimento muy ligero. Si el molibdato tiene una tendencia definida a precipitarse, deberá desecharse.

Reactivo B. Solución de Oxalato Estañoso. Este reactivo debe prepararse en el mismo día de su utilización. Marque con lápiz una línea a una distancia de 3 a 5 mm del extremo ancho de un palillo de dientes. Todo el oxalato Estañoso que pueda tomarse con esa porción del palillo se agrega a 10 ml de solución de Morgan. Mézclense bien de manera que toda la sal se disuelva perfectamente antes de emplear el reactivo.

Reactivo para Potasio

Reactivo A. Disuelva 5 g de Nitrato de Cobalto ($\text{Co}(\text{NO}_3)_2 \cdot \text{CH}_2\text{O}$) en 47.5 ml de agua destilada y 2.5 ml de ácido acético glacial. Guárdese en un frasco de color ámbar. Disuélvanse 30 gr de Nitrito de Sodio (NaNO_2) en agua destilada y dilúyase a 59 ml también con agua destilada. Guárdese en otro frasco obscuro. Mézclense estas dos soluciones en partes iguales por lo menos 24 horas antes de usarse. Cúbrase el recipiente de la mezcla de manera que los gases venenosos de óxido nítrico puedan escapar durante la noche. Fíltrese si es necesario y guárdese en un frasco de color ámbar y con tapón de vidrio esmeralizado. Esta Solución final de cobaltinitrito de sodio puede descomponerse en unas cuantas semanas si no se guardan en un refrigerador.

Reactivo B. Mézclense 90 ml de alcohol isopropílico con 10 ml de formaldehído neutro. Consérvese este reactivo en un frasco de tapa de rosca que ajuste bien.

Reactivo para Calcio

Mezcle 10 g de Oxalato de Sodio con 100 ml de agua destilada. Déjese reposar 24 horas y decante la solución clara que sobre nada a medida que vaya necesitando.

Reactivo para Magnesio

Reactivo A. Disuelva 0.02 de Tiazol amarillo en 100 ml de agua destilada. Guárdese en un frasco color ámbar.

Reactivo B. Disuelva 15g de NaOH en 100 mL de agua destilada.

PRACTICA No. 40

TITULO: SÍNTOMAS DE DEFICIENCIA Y TOXICIDAD MINERAL

INTRODUCCION

En cuanto a los Fertilizantes, éstos deben estar en proporciones equilibradas. El exceso de uno puede producir la carencia o la toxicidad de otro. Un ejemplo sería la interacción nitrógeno-potasio que, muy frecuentemente, deben estar en proporciones iguales. Otra interacción es la del potasio-calcio-magnesio en la que el exceso de uno produce la carencia de los otros dos; en muchos casos, deberían estar en proporciones 4K:2Ca:1Mg. El exceso de fósforo puede impedir la absorción de zinc, hierro y cobre. Es decir, una carencia puede ser causada por la inexistencia del elemento en el sustrato o por el exceso de otro elemento, a pesar que existieran cantidades suficientes del primero.

PRIMERA PARTE: Presentación de diapositivas correspondientes a deficiencias y toxicidades de nutrimentos minerales en diferentes cultivos.

OBJETIVO

Observación de la sintomatología de deficiencias y toxicidades de elementos minerales en cultivos de yuca y pastos tropicales.

PROCEDIMIENTO

- a) Presentación de diapositivas sobre: Síntomas de deficiencia de macronutrientes y nutrimentos secundarios en pastos tropicales
- b) presentación de diapositivas sobre: "Síntomas de deficiencias de micronutrientes y de toxicidad mineral en pastos tropicales"
- a)Presentación de diapositivas sobre: "Desórdenes nutricionales de Planta de yuca"
- b)Presentación de diapositivas alusivas a síntomas deficiencias de macronutrientes y micronutrientes en cítricos, café, cacao, ajonjolí, maní, papa, palma africana, coliflor, remolacha, repollo y algunas plantas ornamentales.

GUIA DE DISCUSION SOBRE LAS DIAPOSITIVAS PRESENTADOS

1. Clasifique los elementos minerales según su movilidad por el floema
2. Cuáles de los macronutrientes y micronutrientes causan clorosis uniforme o general y cuáles clorosis intervienen?
3. Cómo se diferencia la deficiencia de nitrógeno de la de azufre?
La de nitrógeno de la de fósforo?
4. Describa los síntomas causados por las deficiencias de calcio y magnesio
5. Cómo se diferencia la deficiencia de Mn de la de Fe?

BIBLIOGRAFIA

Bould, C. 1968. Leaf analysis as a diagnostic method and advisory aid in crop Nutrition. Exp. Agriculture. 4:17-27.

Cook, R.L. y C.E. Millar. 1949. Plant Nutrition deficiencies. Agr. Exp. Sta. Special bull 355.

PRACTICA No. 41

TITULO: EFECTO DE SOLUCIONES NO BALANCEADAS SOBRE EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS

OBJETIVO

1. Observar el efecto de soluciones nutritivas no balanceadas en el crecimiento de plántulas.
2. Comprobar el efecto de la toxicidad de sales de metales pesados sobre algunas plántulas.

PROCEDIMIENTO

Preparación de soluciones nutritivas:

1. a) Prepare un litro de una solución nutritiva completa. Pero en vez de 5 ml de la disolución madre de nitrato de potasio, agregue 15 ml.

b) Prepare un litro de solución que contenga solamente 5 ml de la disolución madre de nitrato de potasio.
2. a) Prepare un litro de la solución nutritiva completa y agregue 1 ml de una disolución de sulfato de cobre al 0.01 M.

b) Prepare una solución que consista de 1 ml de la disolución de sulfato de cobre al 0.01M, agregado a un litro de agua destilada.

Vacíe las soluciones en diferentes frascos, coloque las plántulas en las ranuras de los tapones.

Fíjelas e inserte estas en los frascos

Cuando en algunos tratamientos las plantitas hayan alcanzado una altura de 20 a 25 cm compare su apariencia en todos los tratamientos y anote. Coseche las plántulas y separe el vástago de las raíces. Mida el largo del tallo junto con las hojas y la raíz más larga. Seque las raíces con papel absorbente y péselas lo mismo que el vástago. Trabaje rápidamente. Calcule el promedio de las medidas de las tres plántulas de cada frasco. En forma similar a la del experimento anterior, seque las plántulas y anote el peso seco.

BIBLIOGRAFIA

- MULLER, L. E. Manual de laboratorio de fisiología vegetal. Turrialba. Costa Rica. IICA. 1964. 165 p.
- PEQUEÑO PEREZ, J. Prácticas de Fisiología Vegetal. La Habana. Cuba. Editorial pueblo y educación. 1972. 133 p.
- ROJAS GARCIDUEÑAS, M. Experimentos de Laboratorio para el curso de Fisiología Vegetal. Monterey, México. Instituto Tecnológico y de estudios superiores. S.f. 51 p.

PRACTICA No. 42

TITULO: CULTIVOS HIDROPÓNICOS

INTRODUCCION

Desde el punto de vista hortícola, la finalidad de cualquier medio de cultivo es conseguir una planta de calidad en el más corto período de tiempo, con costes de producción mínimos. En este sentido los cultivos sin suelo, también denominados cultivos hidropónicos, surgen como una alternativa a la Agricultura tradicional, cuyo principal objetivo es eliminar o disminuir los factores limitantes del crecimiento vegetal asociados a las características del suelo, sustituyéndolo por otros soportes de cultivo y aplicando técnicas de fertilización alternativas.

OBJETIVO

Cultivar hortalizas en una solución nutrición completa.

MATERIAL

- Sustrato: arena, carbonilla, grava de río, etc.
- 4 materas grandes o canaletas
- Soluciones nutritivas

PROCEDIMIENTO

Lave el sustrato con agua limpia varias veces hasta que el agua salga clara. Agréguele una solución de hipoclorito de sodio al 0.5% y déjela por 2 horas o más. Lave de nuevo el sustrato hasta que desaparezca el olor a hipoclorito. Llene las materas o canaletas con el sustrato; siembre las semillas previamente seleccionadas o transplante si hizo un semillero.

Riegue diariamente con la solución nutritiva completa que se prepara según se indica en el Cuadro siguiente:

a) Solución de elementos mayores

Componentes	gramos/litro
Nitrato de calcio	0.70
Nitrato de potasio	0.65
Superfosfato triple	0.20
Sulfato de magnesio	0.50

b) Solución de elementos menores

Sal gramos /litro	
Sulfato ferroso $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.00273

Sulfato de magnesio $\text{MnSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0.00564
Acido bórico H_3Bo_3	0.00420
Sulfato de cobre CuSO_4	0.00030

Cuadro 15. Preparación de la solución nutritiva completa

BIBLIOGRAFIA

WITHAM, F.H. et al. experiments in plant physiology. New York, Van Nostrand Reinhold Company. 1971. 245 p.

PRACTICA No. 43

TITULO: NUTRICION MINERAL

INTRODUCCION

Las investigaciones sobre nutrición mineral han hecho muchos progresos al fabricarse compuestos químicos con un alto grado de pureza, al mismo tiempo de poner en práctica métodos de cultivos hidropónicos, con soluciones de composición química definida, que aseguren el crecimiento normal de las plantas y que permiten un control preciso del suministro de iones nutritivos a las raíces. Probablemente Woodward en 1699, realizó los primeros experimentos en cultivo de plantas en medio líquido, sin usar ningún sustrato sólido. En 1804, de Saussure realizó uno de los primeros intentos de analizar los factores implicados en el cultivo de plantas en medios nutritivos, estableciendo la necesidad de suministrar nitrato a la solución de cultivo. Determinación de materia seca y cenizas en tejidos vegetales.

OBJETIVO

Determinar cuantitativamente la materia seca y las cenizas en material vegetal.

MATERIALES

- Bolsas de papel
- Horno con circulación de aire
- Balanza analítica
- Crisol de 30 mls
- Material vegetal (semillas, tubérculos, hojas, etc.)
- Mortero
- Mufla
- Acido nítrico concentrado

PROCEDIMIENTO

a) Materia seca

Coloque 100 gramos de material vegetal fresco que puede ser: semillas, tubérculos, tallos y hojas en una bolsa de papel previamente pesado y llévelos a un horno con temperatura 90 - 100°C por 24 horas o hasta que en el material no haya cambio en el peso.

NOTA: Las pesadas respectivas se pueden hacer con el material frío para lo cual luego de sacarlo del horno se debe colocar en un desecador para que enfríe sin captar humedad del aire.

Determine el porcentaje de materia seca y el de agua.

b) Cenizas

Luego de determinar materia seca, macere la muestra en un mortero hasta que quede finamente molida. De esta muestra tome la cantidad suficiente para llenar el crisol de porcelana, previamente pesado, hasta las 2/3 partes. Vuelva a pesar el crisol con el contenido. Lleve el crisol a una mufla con temperatura entre 400 y 500°C Y deje el material hasta que la ceniza esté libre de cualquier color negro o gris. Si persiste el color

gris, enfríe, humedezca cuidadosamente la ceniza con 1 ò 2 mls de ácido nítrico concentrado y continúe calentando. Luego de la obtención de las cenizas, enfríe (use un desecador) y vuelva a medir el peso del crisol y su contenido. Determine el porciento de cenizas.

BIBLIOGRAFIA

Weaver, R.J. 1980. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Trillas, México.

Wallace, T. 1961. The diagnosis of mineral deficiencies in plant by visual symptoms, a color atlas. Her Majesty's Stationary Office, London.

PRACTICA No. 44

TITULO: FOTOMORFOGÉNESIS - LA LUZ EN EL DESARROLLO DE LAS PLÁNTULAS Y LA LIGNIFICACION DE LOS TALLOS.

INTRODUCCIÓN.

Al control del desarrollo por medio de la luz se le denomina fotomorfogénesis. Los efectos de la luz sobre el desarrollo de las plantas abarcan diversos aspectos, desde la germinación de las semillas, el crecimiento de las plántulas, hasta la floración y formación de órganos de reproducción y la preparación de la planta para entrar en el reposo. Particularmente en el crecimiento de las plántulas la influencia de la luz se ve en la producción de clorofila, la expansión de las hojas (en menor medida en monocotiledóneas que en dicotiledóneas), el tamaño del tallo y las partes que crecen en el mismo, la presencia de un gancho en el ápice de las dicotiledóneas (Salisbury y Ross, 1994) y la cantidad de depósitos de lignina en las células de la corteza del tallo (Maynard y Bassuk, 1996).

Este último aspecto, la lignificación de las células en presencia de la luz, ha sido estudiado en relación a la capacidad de enraizamiento de las estacas de diversas especies. Por ejemplo, Maynard y Bassuk (1996) mencionan que la lignificación acentuada y el fuerte desarrollo de las fibras y esclereidas de la vaina perivascular de las dicotiledóneas está correlacionada con una capacidad de enraizamiento pobre, ocurriendo algo semejante en especies forestales, en donde las especies de enraizamiento pobre presentan una fuerte lignificación de las fibras del floema, más desarrollo de esclereidas un cambio menos activo y menos células de los radios en crecimiento activo, lo que produce un anillo continuo de esclerenquima. Sin embargo se ha visto que este aspecto puede ser

manejado a través de la etiolación, ya que el desarrollo de las plantas en ausencia de luz provoca un retraso en la formación de las esclereidas y la disminución de la vaina perivascular, lo que ha coincidido con un aumento de la capacidad de enraizamiento del material tomado de las plantas, notándose que junto a la reducción de estas características hay un aumento de la capacidad meristemática de los radios, concluyéndose de manera general que, aunque no se ha establecido la causa de este fenómeno, al parecer hay una relación entre la presencia de tejido esclerenquimatoso y la reducción de la capacidad de formar raíces'(Maynard y Bassuk, 1996).

OBJETIVOS.

- 1) Evaluar los cambios morfológicos y de crecimiento de plántulas crecidas en la luz y la obscuridad.
- 2) Observar las diferencias de lignificación de las células del tallo entre plantas desarrolladas en la luz y en la obscuridad.

MATERIAL

Semillas de chicharo, frijol y maíz o trigo.
2 Frascos de vidrio de 1-1.5 lts.

Papel aluminio o cartón negro.
Navajas de rasurar.
Portaobjetos y cubreobjetos
Microscopio óptico
Algodón

PROCEDIMIENTO

Coloque en el fondo de los frascos de vidrio una capa de algodón, humedézcala y escurra el exceso de agua. Siembre las semillas (2 ó 3 de cada especie) y tape uno los frascos con la cartulina negra de modo que no penetre la luz. Mantenga los frascos en un sitio fresco, donde reciban la luz durante 10 ó 12 días al cabo de los cuales abra los frascos y tome los siguientes datos:

- Altura de la planta
- Sitios del tallo que crecieron (epicotilio o hipocotilo)
- Lugar en donde se encuentran los cotiledones (en su caso) Ancho de las hojas
- Forma en la que se encuentra el ápice.
- Ancho de las hojas (en las plantas donde se pueda medir esto) Color de la planta.

Haga un cuadro que compare las características entre las plantas de luz y sombra.

Una vez: tomados los datos anteriores haga cortes transversales del tallo de frijol de las plantas de luz y sombra y observe en el microscopio óptico. Dibuje las diferencias anatómicas entre ambos tipos de tallo. Discuta estas en función de la capacidad de enraizamiento de los tallos cómo los tratamientos de etiolación se usan como método de facilitar el enraizamiento de algunas especies.

BIBLIOGRAFÍA.

Maynard, B.K. N.L. Bassuk. 1996. Effects of stock plant etiolation, shading, banding and shoot development on histology and cutting propagation of *Carpinus betulus* L. *fastigiata*. J. Amer. Soc Hort. Sci. 12(5):853-860.

Salisbury. F.B. y C.W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México. D.F.

PRACTICA No. 45

TITULO: EFECTO DE LA LUZ SOBRE EL DESARROLLO DE LA PLÁNTULA.

INTRODUCCION

La captación de energía lumínica la realiza el cloroplasto a través de bloques de sistemas de pigmentos (clorofila, carotenos y xantofilas) denominados "antenas" que asociados con proteínas configuran los complejos cosechadores de luz (CCL). Las reacciones que explicaremos a continuación se desarrollan en sendos centros: en el fotosistema I y II, cuyos componentes fotoactivos son la clorofila a, denominados respectivamente P - 700 y P - 680. La letra P significa pigmento y los números se refieren a las longitudes de onda de la luz absorbida

OBJETIVO

Comprobar que la luz incide notablemente en la morfogénesis de las plántulas.

MATERIAL

Plántulas de maíz y de frijol germinadas en:

- a) Luz normal, b) luz deficiente, c) oscuridad.
- Regla

PROCEDIMIENTO

Examine plántulas de maíz y frijol que han sido germinadas en luz normal luz deficiente y oscuridad. Observe su coloración y haga mediciones del tallo, hojas, etc. Según el Cuadro Siguiente para cada especie.

Plántula

Maíz	Luz normal	Luz deficiente	Oscuridad
grosor del tallo			
largo promedio de hojas cm.			
ancho promedio de hojas, cm.			
largo del mesocotilo, cm.			
Color de hojas			
consistencia general			
Fríjol			
grosor del tallo, Mm.			
largo promedio de hojas, cm.			
ancho promedio de hojas, c.			

Cuadro 16. Efectos de la luz sobre el desarrollo de la plántula

Haga una discusión de cómo afecta la luz la morfogénesis de la planta.

BIBLIOGRAFIA

ALVIM, Paulo de T. curso Internacional de Bases Filológicas de la Producción Agrícola. Vol. 11. Practicas de Laboratorio. Lima, Perú. IICA. Zona andina. 1959. (sin paginación consecutiva).

PRACTICA No. 46

TITULO: ALGUNAS PROPIEDADES DE LAS CLOROFILAS.

INTRODUCCION

Utilizando técnicas cromatográficas se han identificado un grupo de sustancias en las plantas verdes llamadas clorofilas, siendo las representantes la "a" y "b". La clorofila a esta integrada por un núcleo de Mg, 4N, C y H. Para que se pueda formar la clorofila es indispensable la presencia del Fe. Las formulas de la clorofila son:

Clorofila a: $C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$

Clorofila b: $C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$

OBJETIVOS:

Observar y analizar la fluorescencia y la fotodescomposición de las clorofilas.

MATERIAL

Extracto de clorofila

Fuente luminosa: proyector

Vaso de lados planos

Beaker de 250 ml.

PROCEDIMIENTO

A. Fluorescencia

En un frasco con lados planos vierta parte del extracto de clorofila Ilumínelo por medio de un haz paralelo (por ejemplo el que emite un proyector). Observe fluorescencia de las clorofilas.

B. Fotodescomposición

Compare el color del extracto de clorofilas con el del extracto que ha sido dejado por más de 12 horas a la luz. Mida en cada uno la absorbancia a 660 nm calibrando el fotocolorímetro con acetona al 80%.

	Color	Absorbancia a 660 nm
Extracto fresco		
Extracto de más de 12 hrs.		

Cuadro 17. Algunas propiedades de las clorofilas

BIBLIOGRAFIA

Michell, J.W., et al. Test Methods with plant_ regulating chemicals. Agriculture handbook No. 126. utited states department o agiculture. Washitong, D.C. 1958. 68 p.

PRACTICA No. 47

TITULO: PIGMENTOS NO FOTOSINTETICOS: CAMBIOS DE COLOR DE LOS PIGMENTOS FLAVONOIDES

INTRODUCCION

Las antocianinas (griego anhtos, flor y ciano, azul oscuro) son pigmentos coloreados que por lo común se encuentran en flores rojas, azules y púrpuras. También se presentan en muchas otras partes de la planta, como en ciertos frutos, tallos, hojas e incluso raíces. Con frecuencia, los flavonoides se encuentran confinados a células epidérmicas. La mayoría de los frutos y muchas flores deben sus colores a las antocianinas, aunque algunos, como varias flores amarillas y los frutos del tomate, son coloreados por carotenoides. Los colores brillantes de las en otoño se deben en gran parte a la acumulación de antocianinas en días fríos y brillantes

OBJETIVO

En este experimento se comprobara que las diferencias de coloración no se deben exclusivamente a la presencia de uno u otro pigmento flavonoide, o a un cierto tipo de mezcla de estos, sino también a la reacción– del jugo celular. Uno solo de estos pigmentos es capaz de desarrollar diferentes coloraciones según el pH celular, correspondiendo los colores rojo, violeta y azul a reacción ácida, neutra y básica, respectivamente.

MATERIAL

- Raíz de remolacha
- Flores rojas, azules, blancas y amarilla
- Dos beakers de 250 ml
- Dos campanas de vidrio
- Hidróxido de amonio concentrado
- Acido clorhídrico concentrado
- Acido acético 0.2 N
- Hidróxido de sodio 0.1 N
- Papel indicador de pH.

PROCEDIMIENTO

A. Efecto del pH en el color de la betacianina (pigmento de la remolacha).

Prepare un extracto del pigmento de la remolacha en la siguiente forma: hierva por unos minutos de 20 a 30 gramos de un raspado de raíz de remolacha con unos 100ml de agua destilada. Enfrié el extracto un poco y filtre.

Del extracto filtrado tome 5 ml en un tubo de ensayo. Por medio de un papel indicador determine su pH. Después agregue gota por gota, una disolución de ácido acético al 0.2 N. Tan pronto como se note un cambio en el color (compare continuamente con el extracto original) no agregue más ácido.

Efectúe luego una nueva determinación del pH. Agregue otras gotas del ácido para ver si ocurren otros cambios del color.

Tratamiento Color pH

Extracto original

Con la adición del ácido acético

Con la adición de hidróxido de sodio

En otro tubo de ensayo repita el procedimiento, añadiendo en lugar de ácido una disolución de hidróxido de sodio al 0.1 N. En este caso deben ocurrir varios cambios sucesivos hasta que la disolución adquiera finalmente un color amarillo.

Explique la causa de los resultados

Tratamiento	Color	pH
Extracto original		
Con la adición del ácido acético		
Con la adición de hidróxido de sodio		

Cuadro 18. Pigmentos no fotosintéticos: cambios de color de los pigmentos flavonoides

B. Cambios de color en las flores bajo atmósferas ácidas o básicas.

En dos beakers con agua coloque flores rojas, azules, blancas y amarillas. Coloque junto a cada beakers un plato de petri. En un plato vierta hidróxido de amonio concentrado y tape todo el conjunto con una campana para crear una atmósfera de vapores de amoníaco alrededor de las flores.

Repita el procedimiento con el otro conjunto pero vierta un poco de ácido clorhídrico concentrado en el plato de petri.

Tratamiento	Cambios de color observados en las flores			
	Rojas	Azules	Blancas	Amarillas
Con anhídrido de amonio				
Con ácido clorhídrico				

Cuadro 19. Observe los cambios de color de las flores en cada caso.

Haga un análisis de la razón de los resultados.

BIBLIOGRAFIA

Bldwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. Mac Millan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.

Salisbury, F.B. y C. Ross. Plant Physiology. 2nd. De. Wadsworth Publishing Co. Inc. Cal. U.S.A.

PRACTICA No. 48

TITULO: EFECTO DE LA INTENSIDAD DE LA LUZ Y DE LA CONCENTRACIÓN DEL CO₂ EN LA FOTOSÍNTESIS.

OBJETIVO

Teniendo en cuenta la ley de los Factores Limitantes científicamente comprobada para la fotosíntesis, se trata de demostrar que si se aumenta la intensidad de la luz, la planta no puede aprovechar para la fotosíntesis esa mayor energía disponible a menos que la concentración del CO₂ aumente al mismo tiempo proporcionalmente, siempre que los demás factores no sean limitantes.

Esta correlación fácilmente se presenta en el campo de ahí la importancia de conocer los puntos de compensación de luz y de CO₂.

PROCEDIMIENTO

Siguiendo la bibliografía consultada para los ejercicios inmediatamente anteriores se pide diseñar un experimento que permita interpretar el aumento de intensidad de la luz y el contenido de CO₂ en relación a la intensidad de fotosíntesis de una planta cualquiera.

BIBLIOGRAFIA

Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York.

Richter, G. 1972. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Traducción de L. Miller, IICA de la OEA. CECSA, México, D.F.

PRACTICA No. 49

TITULO: PIGMENTOS FOTOSINTETICOS SEPARACIÓN, ESPECTRO DE ABSORCIÓN Y FLUORESCENCIA

INTRODUCCIÓN.

Las plantas contienen varios pigmentos que absorben la energía de la luz.

Entre éstos los que se encuentren en mayor proporción son la clorofila a de color verde azulado y la clorofila b de color verde amarillento, en ambas es diferente la estructura química la adsorción y la solubilidad.

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. Sin embargo, no son estos todos los tipos de pigmentos fotosintéticos, en el cuadro a continuación se proporciona una lista de ellos:

PIGMENTO	ORGANISMOS EN LOS QUE SE PRESENTA	LUZ ADSORBIDA
Clorofila a	Todas las plantas verdes	Rojo y azul violeta
Clorofila b	Plantas verdes	Rojo y azul violeta
Clorofila c	Algas cafés, diatomeas	Rojo y azul violeta
Clorofila d	Algas rojas	Rojo y azul violeta
Protoclorofila	Plantas etioladas	Rojo “ cercano” azul violeta
Bacterioclorofila	Bacteria púrpura	Rojo “cercano” azul violeta
Bacterioviridina	Bacteria verdes sulfurosas	Naranja-rojo
Ficocianina	Algas azul-verdes	Verde
ficoeritrina	Algas rojas	Azul y
Carotenos y xantofilas	la mayoría de las plantas,bacteria	Azul y Azul-verde

Cuadro 20. Pigmentos fotosintéticos. (Biwell, 1993)

La extracción de los pigmentos de hojas resulta mejor cuando se les tritura en disolventes orgánicos, tales como acetona alcohol y otros similares (Richter, 1972). La separación se hace a través de la cromatografía.

En la cromatografía de papel la mezcla a separar se aplica 10 gotas en el mismo sitio, esperando a que seque en cada aplicación y se desarrolla el cromatograma. La distancia viajada por un compuesto particular bajo condiciones constantes de temperatura, sistema de solventes, dirección del flujo y otros es característico y puede ser utilizado para identificarlo. La relación entre la distancia viajada por un compuesto y la del solvente se conoce como valor R_f (Arditti y Dunn, 1969). El R_f se calcula como sigue:

R_f = distancia (desde el origen) Que viajó el compuesto/distancia (desde el origen) que viajó el solvente

PIGMENTOS	COLOR	VALORES SOLVENTE A	RF SOLVENTE B
Caroteno	Amarillo	0.98	0.90
Feofitina	Gris	0.44	0.28
Xantofilas	Amarillo	0.35-0.10	0.22
Clorofila a	Verde-azul	0.28	0.11
Clorofila b	Verde-amarillo	0.17	0.10

Cuadro 21. Valores Rf para cromatografía en papel, con solventes (a) 100 partes de éter de petróleo con 20 partes de acetona pura y (b) 100 partes de éter de petróleo con 12 partes de acetona pura (modificación de clegg.1973).

Para obtener un espectro de absorción, primero se extrae el pigmento y después se determina qué longitudes de onda de la luz absorbe dicho pigmento.

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. Sin embargo cuando los pigmentos estén aislados (o aun dentro de la hoja completa, sana) a veces los electrones regresan a su estado basal y emiten la energía absorbida en forma de luz, fenómeno al que se le llama fluorescencia (Bldwell. 1979).

OBJETIVO.

1. Extracción de los pigmentos fotosintéticos más importantes por medio de solventes orgánicos y la separación e identificación de los mismos con ayuda de la cromatografía en papel.
2. Determinar el espectro de absorción de los pigmentos fotosintéticos extraídos.
3. Demostrar el fenómeno de fluorescencia en la clorofila.

MATERIAL

A) Cromatografía	Baño Maria	B a) espectro de Absorción
1 Micropipeta	1 embudo	1 vaso de precipitado
1 Vaso de precipitado de 100 ml	Tachuela	de 100 ml
1 Mortero y pistilo	papel filtro	10 ml de acetona
2 Tubos de ensaye grande	5 g de material vegetal	10 ml de éter de petróleo
2 Tapones de hule	5 g 30 ml de acetona	ò bencina de petróleo
1 Gradilla		

PROCEDIMIENTO

Tomar 8 ml de solvente (pueden usarse 100 partes de éter de petróleo y 1 parte de benceno (Rovalo y Rojas, 1977) observe que para el primer caso se tienen los valores R_f , para comparar, para el segundo, No).

1 Tira de papel filtro Whatman No. 1, de 2 x 20 cm

Lámpara de luz UV

1. Obtención del extracto. Muela las hojas en el mortero hasta extraer los pigmentos de la hoja. Filtre el extracto y recíballo en el vaso de precipitado. Concentre el extracto en el baño María a fuego lento, procurando que no hierva

2. Obtención del cromatograma. Monte el dispositivo de la Figura 19. Con ayuda de la micropipeta, coloque 2 ó 3 gotas del extracto en la línea Inicial (marcada con lápiz). De preferencia corra el cromatograma en la obscuridad. Espere 20 ó 30 minutos y marque con un lápiz las distancias corridas por el solvente y por los pigmentos. Obtenga los valores R_f para cada uno.

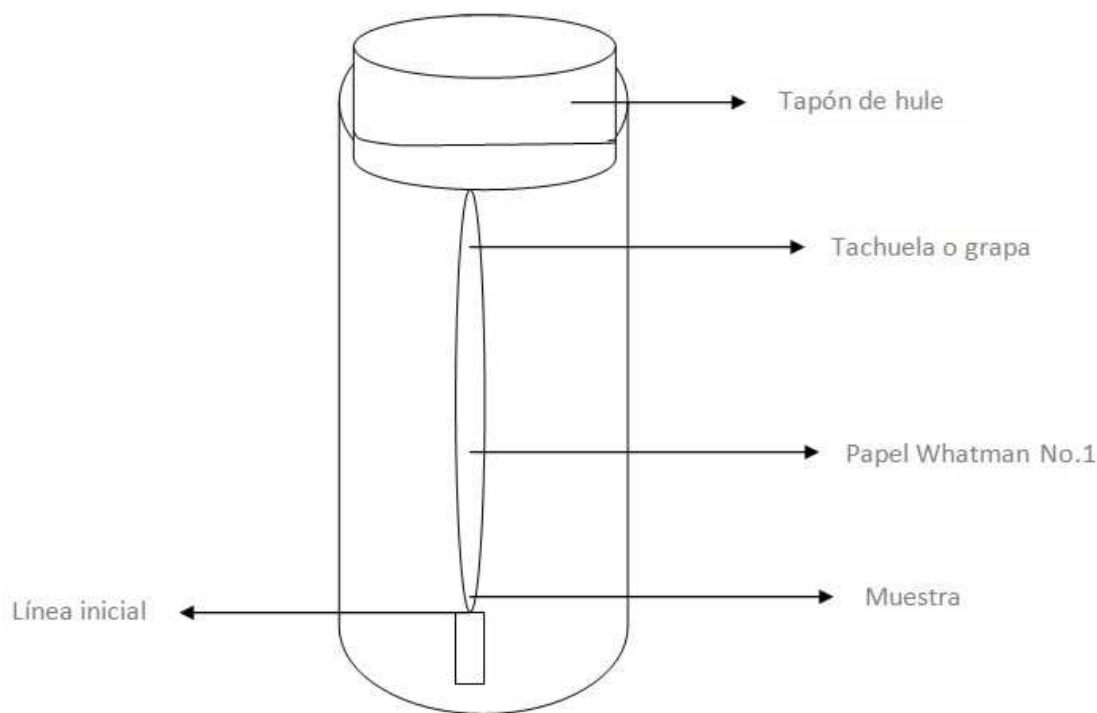


Figura 14. Espectro de absorción

B) Espectro de Absorción

De las tiras de cromatografía en papel obtenidas anteriormente, recorte las partes que contienen cada uno de los pigmentos y se colocan por separado en un vaso de precipitado que contenga 10 ml de solvente adecuado para cada pigmento.

Pigmento

Clorofila a Clorofila b Caroteno

Solvente
Acetona
Acetona
Bencina de Petróleo ò éter de petróleo éter de

Mezclar perfectamente hasta disolver los pigmentos, retire el papel y coloque el extracto con el tubo del espectrofotómetro para determinar el espectro de absorción.

Determinación del espectro de absorción.

Siguiendo las Instrucciones de manejo del espectrofotómetro realizar lecturas de absorbancia de 340 a 700 nm en Intervalos de 20 nm. Grafique la longitud de onda vs. La absorbancia para cada pigmento.

C) Fluorescencia de los Pigmentos Fotosintéticos

Con el resto del extracto de la parte B observe primero su color con la luz solar y luego obsérvelo con una lámpara de luz ultravioleta (tenga cuidado en evitar que esta luz llegue a sus ojos, ya que puede quemarlos).

BIBLIOGRAFÍA.

- Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York.
- Bldwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. Mac Millan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.
- Clegg, C.J. 1973. Plant Physiology: John Murray, Albemarle Steet, (London. ASELab. Books.
- Miller, IICA de la OEA.CECSA, México, D.F.
- Richter, G. 1972. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Traducción de L.
- Rovalo, Merino, M. y Rojas Garcidueñas, M. 197. Experimentos de Laboratorio de Fisiología Vegetal. ITESM, Monterrey, México.
- Salisbury, F.B. y C. Ross. Plant Physiology.2nd. De. Wadsworth Publishing Co. Inc. Cal. U.S.A..

PRACTICA No. 50

TITULO: IDENTIFICACIÓN DE PLANTAS C3 Y C4

INTRODUCCIÓN

Los aspectos morfológicos de las plantas están estrechamente relacionados con los aspectos fisiológicos y estos a su vez dependen del medio ambiente en donde se desarrolla la misma. Estas modificaciones se han dividido en los tipos fotosintéticos C3, C4 y MAC xerófitas. Estos tipos de plantas han agregado el ciclo básico de fijación de CO₂. Una forma de diferenciar las plantas C3 Y C4 es a través de su anatomía, ya que las plantas C3 presentan típicamente células de parénquima en empalizada mientras que las plantas C4 tienen células del haz de la vaina y células del mesófilo.

OBJETIVO

Identificar plantas C3 y C4 a través de: Cortes anatómicos fijos

MATERIAL

Preparaciones fijas de plantas C3 Y C4.

Hojas frescas de plantas C3 y C4 (verdolaga, frijol, maíz,).

Utensilios para baño María.

Vaso precipitado de 100 ml.

Alcohol 80%.

Lugol.

Microscopio estereoscópico

PROCEDIMIENTO

Se le proporcionará un juego de preparaciones fijas para observar al microscopio. Para retirar la clorofila de las hojas y teñir con Lugol procede como sigue:

- a) sumerja la hoja en agua hirviendo durante 1 minuto
- b) transfiera la hoja a alcohol 80% en un vaso de precipitado. Ponga todo a baño maría hasta que todo el color desaparezca de ésta.
- c) coloque la hoja en una caja de petri con agua para que adquiera una consistencia flexible.
- d) tire el agua y agregue unas gotas de Lugol sobre la hoja. Después de 5 minutos lávela. Observe a coloración y su distribución en la lámina foliar utilizando un microscopio estereoscópico.

BIBLIOGRAFIA

Salisbury, F.R. y C .W. Ross. 1944. Fisiología vegetal. Gpo. Edit. Iberoamericano, México, D.F.

Medina, F.R. 1977. Introducción a la Ecofisiología Vegetal. Secretaria General de la OEA, Washinton.

BIBLIOGRAFIA GENERAL

1. Abeles, D.S. 1973. Ethylene in Plant Biology. Academic Press. New York. London.
2. Arumagan, S. And K.G. Shanmgavelu. 1975. Studies of sarcotesta on the seed germination of papaya (*Carica papaya*). Seed Research. 3(2): 7:7-80.
3. Arditti, J. y A. Dunn. 1969. Experimental Plant Physiology. Holt, Rinehart y Winston, New York.
4. Burd, D. Y Lomas, J. 1976. Métodos de medición del área foliar: un estudio de precisión y rapidez. WMO Sympoolum de Agrometeorologia del Cultivo de Maíz. Iowa Slala University, Amea, Iowa. Traducing de E., Solórzano V.
5. Bould, C. 1968. Leaf analysis as a diagnostic method and advisory ald in crop Nutrition. Exp. Agriculture. 4:17-27.
6. Bidwell, R.G.S. 1979. Plant Physiology. 2a.de. Mac Millan, New York. Devlin, R.M. 1975. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España. Hall, D.O. y K.K. Rao. 1978. Fotosíntesis. De. Omega. Barcelona, España.
7. Cocklin, R.E. 1973. An unbreekeable potometer. En C. J. Clegg (Ed.) Plant Physiology. ASE Lab. Books. London.
8. Cook, R.L. y C.E. Millar. 1949. Plant Nutrition deficiencies. Agr. Exp. Sta. Special bull 355.
9. Clegg, C.J. 1973. Plant Physiology: John Murray, Albemarie Steet, London. Lab. Books.
10. Fernández, H.y E. Arios. 1989. Estimación del Área Foliar en Plantas de Cultivo. Porte 1. Agrotecnica de Cu. 15 1-48. de Resenss, Suelos y Agroquímica. La habana. Cuba. Harl .P.H.1965. A in the grid los estimating crea of grass leaves. Agron J. 57(e):634.
11. Gherardi, E. y I.F.M. Valio. 1976. Ocurrance of promoting inhibitory substances in the seed arils of *Carica papaya* L. J. Hort. Science. 51:1-14.
12. Gaiston, A.W. y Davies, P.J. 1970. Control Mechanims in Plant Development. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Yersey.
13. Hill, T.A. 1977. Hormonas Reguladores del Crecimiento Vegetal. Omega, Barcelona, España.

14. Halevy, A.H. y Kofranetz, A.M. 1977. Silver treatment of carnation flowers for reducing ethylene damage and extending longevity. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102 (1):76-77.
15. Hartman, H.T. y D.F. Kester. 1971. Propagación de Plantas. Traducción de Antonio Mirano Ambrosio, C.E.C.S.A. México.
16. Kestah, Z. Carshy, J. y Jarvis, P.G. 1971. Plant Photosynthetic Production Manual of Methods. W. Junh N. V. the Hague.
17. Kramer, P.J. 1974. Relaciones Hídricas de Suelos y Plantas. EDUTEX. México. Salisbury, F.B., y C. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México.
18. Kramer. P.J. 1974. Relaciones Hídricas de suelos y Plantas (versión en español de edición de 1969). L. Tejada (trad.) Edutex. México, D.F.
19. Luckwill, L.C. 1981. Growth regulators in crop production. Edward Arnold, Great Britain.
20. Primo. Y.E. y R. Cuñat. 1968. Herbicidas y Fitoreguladores. Edit. Aguilar. España.
21. Lunt, H.A., H.G. M. Jacobson y C.L.W. Swanson. 1950. El sistema Morgan para análisis de suelos. Boletín 541, Mayo. Estación Agr. Exp. Connecticut - New Haven, USA. Este folleto fue traducido y adaptado en la UACH con el nombre de Química Agrícola Aplicada por Ojeda, O.D. y Delgado de G.Z. en el año de 1965, de donde se tomaron los datos.
22. Maynard, B.K. N.L. Bassuk. 1996. Effects of stock plant etiolation, shading, banding and shoot development on histology and cutting propagation of *Carpinus betulus* L. *fastigiata*. J. Amer. Soc Hort. Sci. 12(5):853-860.
23. Machlis, L. y J.G. Torrey. 1956. Plants in Action. A Laboratory Manual of Plant Physiology. W.H. Freeman, San Francisco.
24. Montes Meneses, J. 1969. Correlación de la longevidad de las semillas de maíz y frijol con las pruebas de tetrazolio y germinación. Tesis, Fitotecnia, UACH.
25. Mosqueda, V. R. 1969. Efecto de diversos tratamientos aplicados a la semilla de papaya sobre su poder germinativo. Agricultura Técnica. 2(11):487-491.
26. Machies, L. and J. G. Torrey. 1956. Plants in Action. A Laboratory Manual of Plant Physiology. W.H. Freeman and Company. San Francisco. 282 p.

27. Mitchell, R.C. 1970. Crop Growth and culture. Iowa State University Press. Ames, Iowa.
28. Patiño, V.F. y Y. Villagómez A. 1976. Los análisis de semillas y su utilización en la propagación de especies forestales. S.A.G.; S.F.F.; Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. Boletín Divulgativo No. 40.
29. Pierre. W.H., Kirkham. D., Pesek. J. y .Shaw, .R. (Edo.) 1996. Plant Environment and Efficient Walw Use. 4a. Reimpresión (1961).
30. Ross. W.C. 1974. Plant Physiology Laboratory Manual. Wadsworth. Belmont, California.
31. Roberts, J. Y D.G. Whitehouse. 1976. Practical Plant Physiology. Laboratory Manuals. Longnon Group, Great Britain. 155 p.
32. Reid, M.S., D.S. Farnham y E.P. McEnrva. 1980. Effecto of silverthiosulfata and preservativa solutions on the vase lile of miniature carnations. Hort Science 15(6):807-808.
33. Rovalo, Merino, M. y Rojas Garcidueñas, M. 197. Experimentos de Laboratorio de Fisiología Vegetal. ITESM, Monterrey, México.
34. Richter, G. 1972. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Traducción de L. Miller, IICA de la OEA.CECSA, México, D.F.
35. Rojas, G. M. 1976. Manual Teórico Práctico de Herbicidas y Fitoreguladores. Ed. Limusa. México.
36. Salisbury, F.B. Y W.C. Ross. 1978. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth. California Iberoamérica, México, D.F.
37. Salisbury F.B. y C.W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Gpo. Edit. Iberoamérica, México. D.F.
38. SARH, Subsecretaría de Agricultura y Operación, 1917. Fertilización en función del análisis del suelo (por el método de Morgan). Servicio de Orientación
39. Técnica al usuario, hoja de Divulgación. No. 21, México.
40. Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 1979. Plant Physiology. 2a. Ed. Wadsworth, Salmont, California.
41. Ting. I.P. 1982. Plant Physiology. Adison Wesley Publishing. Co. U.S.A.

42. Vaver, R.J. 1980. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México.
43. Weaver, R.J. 1980. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Trillas, México.
44. Wallace, T. 1961. The diagnosis of mineral deficiencies in plant by visual symptoms, a color atlas. Her Majesty's Stationary Office, London.