

Universidad Nacional de Salta

Facultad de Ciencias Naturales

TRABAJOS PRÁCTICOS

FISIOLOGÍA VEGETAL



Ingeniería Agronómica

PAD: Ing. Agr. Dra. Maritza Vacca Molina

J.T.P.: Lic. Zulma Avilés

Aux. Doc. 2°: Roberto Hernán Martínez

Año 2018

Indice

I. PROGRAMA de FISILOGIA VEGETAL.....	3
Programa Analítico con objetivos.....	3
II. BIBLIOGRAFÍA.....	8
III. REGLAMENTO DE CÁTEDRA.....	10
IV. Instrucciones a tener en cuenta para el desarrollo de los trabajos prácticos 13	
TRABAJOS PRACTICOS.....	15
UNIDAD II: ECONOMIA DEL AGUA.....	15
Trabajo Práctico N° 1.....	15
Determinación del Potencial Agua y del contenido hídrico de un tejido vegetal. .	15
Trabajo práctico N° 2.....	19
Factores que afectan la velocidad de transpiración.....	19
UNIDAD III: ECONOMIA DEL CARBONO.....	21
Trabajo Práctico N° 3:.....	21
Demostración del punto de compensación con respecto al intercambio de CO ₂ en plantas con metabolismo C ₃ y C ₄	21
Trabajo Práctico N° 4:.....	22
Determinación de la fotosíntesis neta o productividad a campo.....	22
Trabajo Práctico N° 5:.....	24
Comparación del crecimiento de una pastura de avena cultivada bajo diferentes condiciones lumínicas.....	24
UNIDAD V: ECONOMIA DE LOS MINERALES.....	27
Trabajo Práctico N° 6.....	27
Inducción de carencias.....	27
UNIDAD VI: FITOHORMONAS.....	30
Trabajo Práctico N° 7.....	30

Influencia de las auxinas en el enraizamiento de estacas.....	30
Trabajo Práctico N° 8.....	32
Ensayo biológico para determinar la actividad de las auxinas.....	32
Trabajo Práctico N° 9.....	34
Efecto del ácido giberélico sobre el crecimiento de una planta tipo roseta.....	34
UNIDAD VII: CRECIMIENTO VEGETATIVO.....	36
Trabajo Práctico N° 10:.....	36
Determinación de Índices de Partición de Asimilados.....	36
UNIDAD X: GERMINACION.....	37
Trabajo Práctico N° 11.....	37
Eliminación de factores que inducen latencia en semillas.....	37
Trabajo Práctico N° 12.....	39
Análisis de Pruebas de Viabilidad.....	39
UNIDAD XI: FISILOGIA DE LAS PLANTAS EN CONDICIONES DESFAVORABLES.....	42
Trabajo Práctico N° 13.....	42
Efecto de la deficiencia de agua en la germinación y crecimiento de plántulas de maíz.....	42
UNIDAD XII: ECOFISIOLOGIA DE POSTCOSECHA.....	43
Trabajo Práctico N° 14.....	43
Control de senescencia de flor cortada.....	43

I. PROGRAMA de FISILOGIA VEGETAL

Programa Analítico con objetivos

UNIDAD I: CONCEPTO DE FISILOGÍA VEGETAL. LA CÉLULA VEGETAL

Objetivos

- Conocer el campo de estudio de la Fisiología Vegetal.
- Identificar los distintos orgánulos celulares y comprender la función que cumplen.

Contenidos

I.1. Concepto de Fisiología Vegetal, el contexto histórico y actual de la misma. Relación de la Fisiología Vegetal con otras disciplinas. La ecofisiología de los cultivos, su importancia en la Producción Agrícola.

I.2. La célula como unidad funcional. Ultraestructura y papel fisiológico de los constituyentes celulares: pared, membranas, núcleo, mitocondrias, plastidios, ribosomas, dictiosomas, vacuolas, retículo endoplásmico, oleosomas, peroxisomas, glioxisomas, microtúbulos.

Relaciones entre los orgánulos celulares y la síntesis y degradación de moléculas de importancia biológica.

UNIDAD II: ECONOMIA DEL AGUA

Objetivos

- Reconocer y valorar que el agua es el mayor constituyente de la célula vegetal.

Contenidos

II.1. Propiedades del agua y su implicación fisiológica. Cuantificación y terminología del estado hídrico de la planta. Componentes del potencial hídrico. Relaciones hídricas en células y tejidos. Potencial hídrico y sus componentes. Definición, concepto, relaciones entre ellos, métodos de determinación, unidades en que se expresan. La globalidad del movimiento de agua en la planta. Acuaporinas.

II.2. Absorción. Mecanismo activo y pasivo. Importancia relativa. Movimiento del agua en el "continuum" suelo-planta-atmósfera. Factores que lo afectan. Causas del flujo y resistencias al mismo. Flujo del agua a través del tejido conductor. Ascenso del agua por el xilema: Presión radical. Capilaridad. Teoría Coheso-Tenso-Transpiratoria. Cavitación. Suelo, raíces y absorción de agua.

II.3. Transpiración. Significado del fenómeno. Tipos de transpiración. Mecanismo de apertura y cierre de estomas. Factores que afectan la resistencia estomática. Factores ambientales que determinan la tasa transpiratoria: radiación, temperatura, humedad relativa, viento, concepto de capa límite.

Capacidad de campo. Punto de marchitez transitoria y permanente.

II.4. Economía del Agua en los cultivos: Interacción de variables ecofisiológicas y su vinculación con el estrés hídrico.

UNIDAD III: ECONOMIA DEL CARBONO

Objetivos

- Comprender y valorar el papel fisiológico de los distintos pigmentos vegetales.
- Comprender que la planta es capaz de transformar la energía radiante en energía química.
- Valorar la importancia de la respiración, como fuente de energía y de compuestos intermediarios para los procesos de síntesis, necesarios para el crecimiento y mantenimiento de la funcionalidad de la planta.

Contenidos

III.1. Los pigmentos fotosintéticos, caracteres generales, organización en los tilacoides, espectros de absorción y espectro de acción de la fotosíntesis. Clorofilas, tipos, biosíntesis. Importancia fisiológica. Carotenoides, biosíntesis, papel fisiológico.

III.2. Fotosíntesis como proceso endergónico. Energía radiante y energía química. Naturaleza del fenómeno fotosintético y su significado biológico. Etapa fotoquímica. Fotosistemas I y II. Fotofosforilación cíclica y acíclica. Compuestos y enzimas más importantes. Etapa física. Flujo de CO₂ desde el aire hasta el cloroplasto. Vía de entrada, resistencias, factores que lo modifican.

Etapa bioquímica. Ciclo de Calvin. Importancia. Compuestos y enzimas. Implicancias ecofisiológicas de los distintos metabolismos fotosintéticos (C₃, C₄ y CAM). Diferencias y similitudes bioquímicas, estructurales y funcionales. Ventajas y desventajas. Ejemplos. Respiración mitocondrial: Concepto. Sustratos respirables. Glucólisis, fermentación, ciclo de Krebs, cadena oxidativa, vía de las pentosas fosfato, respiración resistente al cianuro. Compuestos y enzimas más importantes. Respiración de crecimiento y de mantenimiento. Cociente respiratorio. Factores que afectan la respiración. Fotorrespiración. Compartimentalización. Etapas bioquímicas. Significación fisiológica.

III.3. Efecto de los factores ambientales e internos sobre la fotosíntesis. Intercambio Neto de CO₂ (INC): concepto, puntos de compensación. Fotosíntesis real y neta. Partición de fotoasimilados. Concepto de fuente y destino. Compuestos transportados y vías de transporte. Transporte de fotosintatos: desde el cloroplasto al citosol, carga y transporte en el floema. Teoría del flujo masal de Munch. Señales que regulan el transporte. Descarga de fotosintatos en el depósito. Relaciones fuente-destino en la planta. Incidencia de los factores ambientales sobre la translocación.

III.4. Bases fisiológicas de la productividad primaria. Determinantes de la producción de biomasa. Energía interceptada por el canopeo en cultivos. Determinantes fisiológicos del rendimiento. Índice y duración del área foliar en cultivos. Arquitectura del canopeo en cultivos. Coeficiente de extinción de la luz (K). Eficiencia de uso de la radiación. Concepto de rendimiento. Factores determinantes del rendimiento en los cultivos: número de destinos, duración del período de llenado. La partición de

materia seca. Índice de cosecha en cultivos. Evolución de los rendimientos en los cultivos. Rendimiento actual, máximo y potencial.

UNIDAD IV: INTEGRACION METABOLICA

Objetivos

- Comprender la función de las principales rutas anabólicas y catabólicas.
- Comprender las implicancias fisiológicas y agronómicas del metabolismo integrado.

Contenidos

Principales relaciones anabólicas y catabólicas que ocurren en un organismo vegetal.

Vías de síntesis y degradación de lípidos, hidratos de carbono, proteínas, pigmentos, hormonas y ácidos nucleicos.

Integración de las distintas vías metabólicas. Compuestos que las relacionan.

UNIDAD V: ECONOMIA DE LOS MINERALES

Objetivos

- Reconocer que hay elementos minerales esenciales para el normal crecimiento y desarrollo de la planta.
- Analizar los mecanismos fisiológicos de incorporación y asimilación de iones en términos de la nutrición nitrogenada, fosforada y azufrada.

Contenidos

V.I Importancia de la nutrición mineral: puntos de vista fisiológico, ecológico y económico. Elementos esenciales. Macro y micronutrientes. Técnicas de estudio empleadas en nutrición mineral. Síntomas de deficiencia. Movilidad dentro de la planta. Cultivo en soluciones minerales nutritivas.

Absorción y transporte de nutrientes. Absorción a nivel celular. Transporte pasivo y activo, a través de la membrana celular. Canales iónicos y transportadores. Factores que lo afectan.

El suelo y los nutrientes, disponibilidad, acción del pH. Fertilización foliar.

V.II Nitrógeno. Importancia en los vegetales. Dinámica del Nitrógeno en la naturaleza. Formas disponibles para la planta. Funciones. Síntomas de deficiencia. Reducción en el vegetal. Relaciones del metabolismo del Nitrógeno con el metabolismo general. Amidas: Concepto e importancia. Azufre: Importancia en los vegetales. Formas disponibles para la planta. Funciones. Síntomas de deficiencia. Activación y reducción.

UNIDAD VI: FITOHORMONAS Y REGULADORES DEL CRECIMIENTO

Objetivos

- Comprender que las hormonas son compuestos sintetizados por las plantas, que regulan y ordenan los distintos procesos fisiológicos.

Contenidos

VI.I Fitohormonas: Concepto, definición, clasificación. Fenómenos de correlación (dominancia apical, abscisión, polaridad).

Auxinas, giberelinas, citocininas, etileno, ácido abscísico. Estructura química y actividad. Precursores. Vías de síntesis. Degradación. Fenómenos fisiológicos que controlan. Mecanismo de acción hormonal. Otros reguladores: Poliaminas. Ácido jasmónico. Brasinoesteroides. Ácido salicílico. Aspectos bioquímicos, fisiológicos y agronómicos.

Métodos biológicos y bioquímicos para su determinación.

VI.II Retardantes del crecimiento, efectos, posibles aplicaciones agronómicas. Inhibidores del crecimiento. Concepto, clasificación, propiedades, importancia biológica.

UNIDAD VII: CRECIMIENTO VEGETATIVO

Objetivos

- Comprender que las etapas del crecimiento vegetativo y reproductivo están afectadas por factores genéticos y ambientales.
- Analizar los mecanismos fisiológicos que regulan el ciclo ontogénico de la planta en aspectos relativos al crecimiento. y desarrollo.
- Evaluar el comportamiento ecofisiológico de un cultivo a través de distintos Índices de Crecimiento: Tasa de Asimilación Neta (TAN); Índice de Área Foliar (IAF); Ritmo de Crecimiento (C) e Índices de Partición de Asimilados: Índice de Cosecha (IC); Área Foliar Específica (AFE); Coeficiente de Área Foliar (CAF).

Contenidos

VII.1 Concepto. Aspectos fisiológicos de la división, alargamiento y diferenciación celular. Índices de crecimiento. Relación entre TAN, IAF, y Ritmo de crecimiento. Índices de partición de asimilados. Factores que afectan el crecimiento. Concepto de edad fisiológica y cronológica. Topófisis. Ruptura de correlaciones y longevidad. Ontogenia: etapas.

UNIDAD VIII: FOTOMORFOGÉNESIS

Objetivo

- Reconocer que hay fotorreceptores que median entre la captación de la luz y los fenómenos fisiológicos que ocurren en la planta.

Contenidos

VIII.1 La luz como fuente de información para las plantas. El ambiente lumínico. El microclima lumínico del canopeo. Fotorreceptores. Los Fitocromos, Criptocromo y fotorreceptores de Luz ultravioleta. Espectros de absorción. Relación rojo/rojo lejano. Procesos en los que participan los fitocromos: Percepción del entorno: desetiología, germinación, elongación del tallo, macollaje y ramificación, vuelco de los cereales,

apertura del gancho plumular. Posibles aplicaciones de la fotomorfogénesis a la producción vegetal.

UNIDAD IX: CRECIMIENTO REPRODUCTIVO

Objetivos

- Conocer la fisiología de la respuesta fotoperiódica y del proceso de vernalización.
- Analizar los mecanismos fisiológicos que determinan los cambios del estado vegetativo al reproductivo.

Contenidos

IX.1 Floración y medio ambiente. Fotoperiodismo. Clasificación de las plantas de acuerdo a sus requerimientos fotoperiódicos. El estímulo de la floración: captación, transmisión y movimiento. Inducción fotoperiódica.

Hormonas y floración. Retardo de la floración, importancia agrícola. Desarrollo del fruto. Cuajado del fruto. Crecimiento del fruto. Mecanismos que controlan el crecimiento del fruto. Maduración y senescencia. Métodos para romper la latencia en yemas.

Vernalización: Concepto. Captación del estímulo. Temperatura y variación del período de vernalización. Desvernalización.

UNIDAD X: GERMINACION

Objetivos

- Conocer los procesos fisiológicos que ocurren durante la germinación y la influencia que tienen los factores ambientales sobre ellos.

Contenidos

X.1 Fisiología de la germinación. Ciclo del glioxilato. Condiciones ambientales necesarias para la germinación: luz, temperatura, agua, oxígeno. Dormición, tipos, factores determinantes. Métodos para romper los períodos de latencia. Longevidad y viabilidad de las semillas.

UNIDAD XI: FISILOGIA DE LAS PLANTAS EN CONDICIONES DESFAVORABLES

Objetivos

- Comprender el concepto de estrés y tomar conciencia que hay factores ambientales que pueden ser desfavorables para el normal crecimiento y desarrollo de la planta.

Contenidos

XI.1 Fisiología de las plantas y el estrés. Concepto biológico. Estrés abiótico: estrés hídrico, salino, térmico, lumínico, contaminantes y otros. Regulación génica. Mecanismos morfológicos y fisiológicos de ajuste al medio. Estrés oxidativo. Plasticidad y rusticación. Estrés biótico: respuestas de hipersensibilidad (HR),

resistencia sistémica adquirida (SAR). Interacciones hormonales. Fitoalexinas. Regulación génica. Alelopatía, Fitorremediación, generalidades.

UNIDAD XII: ECOFISIOLOGÍA DE POSTCOSECHA

Objetivos

- Conocer los fenómenos fisiológicos que ocurren durante la maduración y conservación de frutos.

Contenidos

Procesos metabólicos que ocurren durante la maduración y conservación de frutos. Frutos Climatericos y No Climatericos. Regulación de la maduración por factores externos e internos: humedad, temperatura, oxígeno, dióxido de carbono. Metabolismo del etileno. Aplicaciones agronómicas.

II. BIBLIOGRAFÍA

- Azcón Bieto, J. y M. Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Ed. Interamericana-McGraw-Hill. Madrid.
- Barcelo Coll, J.; Nicolás Rodrigo, G.; Sabater García, B. y R. Sánchez Tames. 1998. Fisiología Vegetal. Ed. Pirámide. Barcelona.
- Bennet, W. 1993. Nutrient Deficiencies & Toxicities In Crop Plants. APS PRESS. Minnesota. USA.
- Bonner, J. and J. E. Varner. 1976. Plant Biochemistry. Academic Press. New York.
- Devlin, R. M. 1976. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona.
- Fernández, G. y M. Johnston. 1986. Fisiología Vegetal Experimental. Ed. Servicio editorial IICA.
- Floss, E. L. 2011. Fisiologia das plantas cultivadas. UPF Editora (5º edición). Brasil.
- Gallo Pérez, F. 1996. Manual de Fisiología, Patología post-cosecha y control de calidad de frutas y hortalizas. SENA-NRI. Colombia.
- Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1980. Propagación de plantas. Ed. CECOSA. México.
- Kramer, J. P. 1974. Relaciones hídricas de suelos y plantas. Ed. Edutex. México.
- Larcher, W. 1977. Ecofisiología Vegetal. Ed. Omega. Barcelona.
- Medina, E. 1977. Introducción a la Ecofisiología Vegetal. Serie de Biología. OEA. Washington.
- Milthorpe, F. L. and J. Moorby. 1974. An Introduction to crop physiology. Cambridge University Press.
- Monerri, C. y J. L. Guardiola. 1992. Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal. Servicio de Publicaciones de la Universidad Politécnica de Valencia.
- Montaldi, E. R. Principios de Fisiología Vegetal. 1995. Ediciones Sur. La Plata.
- Pérez García, F y J. B. Martínez- Laborde. 1994. Introducción a la Fisiología Vegetal. Ed. Mundiprensa. España

- Reigosa, M. J.; Petrol, N. y A. Sánchez. 2004. Ecofisiología Vegetal. Una ciencia de síntesis. Thomson Editores Spain
- Richter, G. 1970. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Ed. CECSA. México.
- Roca, W. M. y L. A. Mroginski. Editores Técnicos. 1991. Cultivo de Tejidos en la agricultura: Fundamentos y Aplicaciones. CIAT. Cali. Colombia
- Rojas Garcidueñas, M. 1972. Fisiología Vegetal Aplicada. Ed. McGraw-Hill. México.
- Sadras, V. O. and D. Calderini. 2009. Crop Physiology. Applications for genetic improvement and agronomy. Academic Press, Elsevier. USA.
- Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Trad. Biol. Virgilio González Velázquez. Grupo Editorial Iberoamericana. México.
- Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 2000. Fisiología Vegetal. Trad. José Manuel Alonso. International Thompson Editores Spain – Paraninfo, S.A. Madrid.
- Sívori, E. M.; Montaldi, E. R. y O. H. Caso. 1980. Fisiología Vegetal. Ed. Hemisferio Sur. República Argentina.
- Taiz, L. and E. Zeiger. 2002. Plant Physiology. Third Edition. Sinauer Associates, Inc.
- Taiz, L. and E. Zeiger. 2006. Fisiología Vegetal. Publicacions de la Universitat Jaume I.
- Weaver, R. 1976. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Ed. Trilla. México.

III. REGLAMENTO DE CÁTEDRA

DE LA MODALIDAD:

Clases teóricas

El dictado de la asignatura se desarrollará en clases teóricas y prácticas. Las clases teóricas, tendrán una duración de 4 horas semanales, dictadas en dos módulos de 2 horas cada una, las que se conducirán de forma expositiva y dialogadas, vinculando permanentemente los conceptos teóricos y prácticos, abordando problemáticas de la Fisiología Vegetal relacionadas con cultivos regionales.

Clases Prácticas

El cronograma de prácticas se presentará en la primera clase y se colocará en el transparente de la cátedra. Los Trabajos Prácticos se desarrollarán en laboratorio, invernaderos y parcelas de campo, tendrán una duración de 2 horas semanales. De manera grupal, los alumnos conducirán experimentos en condiciones semicontroladas, los que se continuará a lo largo del cuatrimestre, dependiendo de la fisiología del cultivo estudiado. Una vez finalizadas las actividades prácticas deberán analizar los resultados, elaborando un informe final.

Presentación de informes:

Se presentarán informes por grupos, de cada actividad práctica, los que deberán constar de:

- Título
- Introducción
- Objetivos
- Materiales y Métodos
- Resultados
- Discusión y Conclusión

DE LA EVALUACION

La asignatura podrá ser aprobada con ó sin examen final (promoción).

Trabajos Prácticos:

Para la aprobación de los Trabajos Prácticos se exigirá:

1. Un 80% de asistencia.
2. Evaluaciones escritas aprobadas (una evaluación desaprobado equivale a una inasistencia), las cuales no tienen recuperación.
3. La presentación de los respectivos informes de las actividades prácticas desarrolladas. Estos puntualizarán las explicaciones adecuadas a los resultados obtenidos y las conclusiones de los avances logrados, todo dentro del marco teórico del tema. La calificación del informe se realizará con la siguiente escala: Malo: 0 – 3;

Regular: 4; Bueno: 5 – 6; Muy Bueno: 7 – 8 y Excelente: 9 – 10. La calificación final de cada alumno será individual.

Parciales:

Se rendirán 2 exámenes parciales escritos, al promediar el desarrollo de la materia y al finalizar la misma. Las evaluaciones parciales, son pruebas escritas individuales, que consisten en ítems de desarrollo, realización de gráficos y/o resolución de problemas y/o planteos de situaciones de campo o actividad profesional que el alumno debe resolver. Cada uno de estos exámenes contará con su respectivo recuperatorio.

Los mismos deberán ser aprobados con un mínimo de 70 puntos sobre 100, para alcanzar la condición de promovidos y para alcanzar la condición de regular los mismos deberán ser aprobados con un mínimo de 60 puntos sobre 100. En ambos casos, más el cumplimiento de los otros requisitos previstos por el presente reglamento.

Los alumnos que resulten desaprobados en uno ó los dos recuperatorios con puntaje comprendido entre el 45 – 59 puntos sobre 100, tendrán la posibilidad de presentarse a un examen global al finalizar el dictado de la asignatura, el que incluirá todos los contenidos del programa y que se deberá aprobar con un mínimo de 60 puntos sobre 100 para alcanzar la condición de alumnos regular, más el cumplimiento de los otros requisitos previstos por el presente reglamento.

Condición de los Alumnos:

Existen cinco categorías de alumnos al finalizar la asignatura Fisiología Vegetal: Promocionados, Regulares, No regularizaron, Abandonaron y Nunca asistieron.

Promocionados:

1. Los alumnos que cumplan con las condiciones curriculares.
2. Los alumnos que aprobaron los dos parciales con nota igual o superior a 7 (siete) sin haber recuperado ninguno de ellos.
3. Los que cumplen con el 80% de asistencia a las clases prácticas.
4. Los que aprobaron los informes de las actividades prácticas desarrolladas.
5. Los que aprueben la Evaluación final de integración con una nota igual o superior a 7 (siete). La nota de los alumnos que promuevan la asignatura surgirá del promedio de las obtenidas en los Trabajos Prácticos, Parciales y Evaluación final de integración.

Regulares:

1. Los alumnos que cumplan con las condiciones curriculares.
2. Los alumnos que aprobaron los dos parciales con nota igual o superior a 6 (seis) habiendo recuperado uno o dos parciales.
3. Los que cumplen con el 80% de asistencia a las clases prácticas.

4. Los que aprobaron los informes de las actividades prácticas desarrolladas.
5. Los alumnos que alcancen la condición de Regular se presentarán en tal condición al Examen Final en las fechas establecidas por el calendario académico. La modalidad será examen oral referido al programa analítico de la asignatura.

No regularizaron:

1. Los que no cumplen con el 80% de asistencia a las clases prácticas.
2. Los alumnos que no aprobaron los dos parciales o sus correspondientes recuperatorios.
3. Los alumnos que No regularizaron, alcanzarán la condición de Libres y se podrán presentar al examen final en tal condición, en las fechas establecidas por el calendario académico. La modalidad será examen escrito de actividades prácticas, que deberá aprobarse con nota igual a siete y la evaluación de los contenidos del Programa Analítico.

Abandonaron:

Los alumnos que se inscribieron para cursar y no abandonaron durante el cursado de la asignatura.

Nunca asistieron:

Los alumnos que se inscribieron para cursar y no asistieron nunca a clases.

IV. Instrucciones a tener en cuenta para el desarrollo de los trabajos prácticos

Los Trabajos Prácticos comprenderán los siguientes temas:

- Relaciones entre la planta y el agua
 - Fotosíntesis
 - Nutrición Mineral
- Fitohormonas
- Germinación
- Ecofisiología de Poscosecha

Cada uno de ellos será desarrollado de la siguiente forma:

- Introducción al tema, planificación de las experiencias.
 - Trabajo de laboratorio
 - Obtención y discusión de resultados
 - Evaluación final
-
- Antes de concurrir a clase, el alumno debe leer la guía de Trabajos Prácticos y el tema teórico relacionado con la experiencia a realizar. No se permitirá realizar el práctico si no se poseen los conocimientos considerados indispensables para el mismo.
 - Se considerará ausente al alumno que llegue pasados los 10 minutos a partir de la hora fijada para el comienzo del práctico.
 - Cada alumno deberá llevar un cuaderno donde realizará las anotaciones pertinentes al desarrollo del Trabajo Práctico.

Antes de comenzar con la experiencia, el alumno debe:

- Leer cuidadosamente el problema a estudiar.
- Tener idea clara de la finalidad que se persigue y del procedimiento que se utilizará para conseguirla.
- Tener los materiales y aparatos listos para evitar molestias y atrasos durante la experimentación.

Mientras trabaja, el alumno debe:

- Tener siempre a mano la Guía de Trabajos Prácticos y el cuaderno de notas.
- Anotar los datos experimentales en la forma más completa posible y con la mayor exactitud.
- En caso de dudas, repetir la experiencia, teniendo en cuenta que puede haber variaciones en los resultados debido a errores experimentales ó a diferencias en el comportamiento de las distintas plantas (aún pertenecientes a la misma especie).

- Discutir con los compañeros y con el personal docente la marcha de la experimentación.

Al finalizar cada tema se presentará, por equipo, un informe oral y escrito sobre los resultados obtenidos en el Trabajo Práctico realizado.

Precauciones para el Trabajo en el Laboratorio:

- El lugar de trabajo y los aparatos deben mantenerse limpios y en orden.
- El material de vidrio debe lavarse con detergente y cepillo, enjuagarse con agua de grifo varias veces y finalmente con agua destilada por lo menos dos veces.
- Para su secado se lo deja escurrir sobre un soporte adecuado o se lo coloca en estufa.
- Mantener las balanzas lo más limpias posible.
- Los materiales no deben pesarse directamente sobre los platillos de las mismas, sino sobre un papel o recipiente apropiado.
- Los aparatos tales como balanzas, espectrofotómetros, centrífugas, etc., deben utilizarse en forma correcta y después de su uso deben dejarse como se encontraban anteriormente.
- Los recipientes que contengan reactivos o soluciones deben rotularse inmediatamente. Se debe colocar el nombre de la sustancia, la fecha y otros datos que se consideren necesarios.
- El material vegetal a utilizar también debe identificarse con un rótulo, donde conste: nombre o número del equipo de trabajo, fecha de siembra o inicio del tratamiento, tipo de tratamiento y otros datos de interés que ayuden a evitar confusiones.
- Se debe evitar la contaminación de los reactivos de uso colectivo o de las soluciones madres, para ello no se debe introducir la pipeta en el frasco, sino verter una cantidad aproximada en un recipiente pequeño y de él tomar lo necesario. Lo que sobra no debe devolverse al recipiente original.
- Los materiales sólidos de desecho deben ser arrojados al cesto de basura. Los líquidos se vierten en la pileta y se hacen correr con agua de la canilla.
- No calentar los líquidos inflamables sobre la llama, ni fumar cuando se trabaja con ellos. Trate de no aspirar las sustancias volátiles que pueden ser tóxicas.
- Fijarse si las pipetas son de simple o doble enraste. Utilizar aquella cuyo volumen se aproxime más al requerido en la técnica.
- Utilizar material volumétrico para preparar soluciones.

TRABAJOS PRÁCTICOS

UNIDAD II: ECONOMIA DEL AGUA

Trabajo Práctico N° 1

Determinación del Potencial Agua y del contenido hídrico de un tejido vegetal

Objetivos:

Determinar el valor de potencial agua de un tejido vegetal y del contenido hídrico de un tejido vegetal.

Introducción:

El agua es un constituyente muy importante a nivel celular: es el medio general de imbibición de todos los coloides protoplasmáticos, el líquido en cuyo seno se efectúan todas las reacciones metabólicas de la vida, el medio de difusión de todos los iones o metabolitos. Actúa como metabolito en todas las reacciones hidrolíticas y como fuente de protones y electrones en el proceso fotosintético. El agua es importante también a nivel del organismo entero: traslada los iones absorbidos por las raíces, hasta los distintos tejidos, es el líquido responsable de la turgencia de todas las células de la planta.

El agua en la planta se mueve como respuesta a fuerzas físicas, sin que por el momento se haya demostrado la existencia de procesos activos de acumulación o secreción. Para cuantificar la capacidad del agua para realizar sus funciones, se determina la capacidad potencial para realizar trabajo ó su Potencial Hídrico (Ψ_a), que tiene unidades de presión. El Potencial Hídrico es proporcional al potencial químico del agua, y es una medida de la energía disponible para reaccionar o para el movimiento. Es una propiedad de gran importancia para el conocimiento de los movimientos del agua (flujos netos) en el sistema suelo-planta-atmósfera.

El potencial químico del agua es afectado por la temperatura, presión a la que está sometida, presencia de sustancias disueltas en ella, acción del campo gravitatorio, atracción ejercida por superficies, fuerzas microcapilares de paredes, protoplasma y demás sustancias que absorban o fijen agua. El potencial del agua pura se ha fijado convencionalmente en cero. Este potencial se reduce (valores negativos) por la adición de solutos (Ψ_o) y por las fuerzas de adsorción de los coloides (Ψ_m). Por otro lado, la aparición de presiones, como la turgencia celular (Ψ_t) y la fuerza de gravedad (Ψ_g), incrementan el potencial hídrico. Así, el valor del potencial hídrico de los tejidos vegetales surge de la suma de las magnitudes de los distintos componentes y es el que determina la dirección en que se mueve el agua:

$$\Psi_a = \Psi_o + \Psi_t + \Psi_m + \Psi_g$$

Donde:

- Ψ_a = Potencial agua
- Ψ_t = Potencial de turgencia
- Ψ_m = Potencial mátrico
- Ψ_g = Potencial gravitatorio

Fundamento:

A) Determinación del Ψ_a :

El método a utilizar se basa en el equilibrio con medio líquido. Al colocar discos de un determinado tejido vegetal (por ejemplo: tubérculos de papa) en soluciones de distintos Ψ_a , se producirá un flujo neto de agua entre ellos hasta que se alcance el equilibrio de flujo dinámico. En ese momento, los valores de Ψ_a de los discos y de las respectivas soluciones se habrán igualado ($\Delta\Psi_a = 0$).

El flujo determinará una variación en el peso de los discos, factible de ser cuantificada mediante pesada de los mismos al comienzo (P_i : peso inicial) y al finalizar la experiencia (P_f : peso final).

Un valor de P_f mayor de uno de P_i , corresponderá a discos con un Ψ_a menor al de la solución y viceversa.

Un valor de P_f igual al de P_i indicará que el Ψ_a de esos discos al comenzar y al finalizar el tratamiento es el mismo, no sufrió modificaciones por entrada o salida neta de agua y su valor corresponde al de Ψ_a de la solución en el que fueron colocados. Por lo tanto, la determinación del Ψ_a de esa solución, nos permitirá conocer el potencial agua del tejido vegetal.

Consideraciones a tener en cuenta:

$$\Psi_{as} = \Psi_{os}$$

Ψ_{as} = Potencial agua de la solución

Ψ_{os} = Potencial osmótico de la solución

Por otro lado: $\Psi_{os} = -R T C$

$R = 0,00831 \text{ kg. MPa} \cdot \text{K}^{-1} \cdot \text{mol}^{-1}$

$T = \text{Temperatura absoluta (K)} = \text{grados C} + 273$

$C = \text{Concentración molal}$

En el equilibrio:

$$\Psi_{as} = \Psi_{at} \quad \text{y como: } \Psi_{as} = \Psi_{os} \quad \text{entonces:}$$

$$\Psi_{at} = \Psi_{os} = -RTC$$

Ψ_{at} = Potencial agua del tejido

Materiales:

- Tubérculos de papa

- Sacabocados de $\varnothing = 1 \text{ cm}$
- Hojas de afeitar
- Soluciones de sacarosa 0,1 - 0,2 - 0,3 - 0,4 - 0,5 - 0,6 - 0,7 - 0,8 - 0,9 y 1 molar
- Gradillas
- Tubos de ensayos
- Balanza analítica
- Papel de filtro

A) Determinación del Ψ_a :

Técnica:

Con un sacabocados, obtener cilindros a partir del tubérculo de papa. Cortar 33 discos del mismo espesor (2 ó 3 mm) y separarlos en 11 grupos.

Rotular 11 tubos de ensayo perfectamente limpios y secos.

Colocar las distintas soluciones de sacarosa en los tubos de ensayo (aproximadamente 5 ml en cada tubo).

Humedecer los discos pertenecientes a cada grupo, secarlos suavemente con papel de filtro y pesarlos (P_i).

Colocar cada grupo de discos en su correspondiente tubo de ensayo.

Al cabo de 30 minutos sacar los discos, secarlos nuevamente y pesarlos (P_f).

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

Tubo N°											
C											
P_i											
P_f											
ΔP											
$\Delta P/P_i$											

Donde:

C = Concentración molar de las soluciones de sacarosa

$\Delta P = P_f - P_i$

Graficar:

$\Delta P/P_i$ vs. C

Calcular el valor del Ψ_a del tejido vegetal

B) Determinación del contenido hídrico de un tejido vegetal:

Técnica:

- Con un sacabocados, obtener 5 cilindros a partir del tubérculo de papa y pesarlos rápidamente (MF)
- Colocar los 5 cilindros en un recipiente con agua destilada de manera que queden bien sumergidos. Tapar el recipiente.
- Mantener el recipiente cerrado y en heladera por 24 horas.
- Extraer los cilindros de papa, secándolos cuidadosamente con papel absorbente y pesarlos (MT).
- Colocar los cilindros en un sobre de papel aluminio y llevarlos a estufa de secado por 48 horas a 85°C, hasta constancia de peso (MS).
- Calcular el contenido relativo de agua mediante la siguiente fórmula:

$$\text{CRA} = \frac{[(\text{MF}-\text{MS})/(\text{MT}-\text{MS})] \times 100}$$

Donde:

CRA= Contenido relativo de agua

MF = Peso de Masa fresca

MT = Peso de Masa turgente

MS = Peso de Masa Seca

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

Muestra	Peso de Masa fresca (MF)	Peso de Masa turgente (MT)	Peso de Masa Seca (MS)	Contenido relativo de agua (CRA)

Trabajo práctico N° 2

Factores que afectan la velocidad de transpiración

Objetivo:

Determinar la velocidad de transpiración bajo determinadas condiciones ambientales.

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 ofrece la hoja y c) la resistencia de la capa límite. El gradiente de presión de vapor que existe entre la hoja y la atmósfera es muy alto y depende de la temperatura del medio, que a su vez controla la humedad relativa. Es por eso que cuando se aumenta la temperatura se produce un incremento en la transpiración. La resistencia de la hoja tiene varios componentes siendo la cutícula y los estomas, los que influyen marcadamente en la transpiración. La apertura y cierre estomáticos están controlados básicamente por el estado de hidratación de los tejidos y por los niveles de CO₂ en la cámara subestomática. Otros factores que influyen en la apertura y cierre estomáticos son la luz, temperatura y el viento. La capa límite es la capa de aire que rodea a la hoja y que presenta características diferentes al resto de la atmósfera, principalmente tiene mayor contenido de humedad y menos concentración de CO₂; así una capa límite bien definida puede influir en la intensidad transpiratoria. Si esta disminuye o desaparece, lo que ocurre cuando hay viento, aumenta la transpiración. La mayor cantidad de agua se pierde a través de los estomas en el proceso transpiratorio. La influencia de factores como la luz, temperatura o el viento sobre la transpiración ocurre a varios niveles.

Fundamento:

Si se admite que la absorción compensa la pérdida de agua por transpiración, con el método del potómetro se puede determinar de manera indirecta la intensidad de la pérdida de agua ya sea por la planta o por un esqueje, midiendo la tasa de absorción.

Materiales:

- 4 potómetros
- 1 calefactor
- 3 termómetros
- 1 ventilador
- 1 lámpara de 100 W
- Plántulas de pimiento

Técnica:

Para llevar a cabo la medición de la transpiración se utilizará un potómetro (este aparato mide el agua absorbida).

1. Monte la cantidad de dispositivos como condiciones ambientales vaya a evaluar.
2. Verifique en cuánto tiempo la rama consume 0.5 ml de agua, para cada factor que vaya a evaluar.

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 y por unidad de tiempo.

$T = \text{Volumen de agua absorbida (ml)} / \text{AF (cm}^2\text{)} \times \text{tiempo}$

Donde:

T=transpiración

Para la determinación del área foliar de las ramas utilice la siguiente relación:

$$AF = L \times A \times 0.68$$

Donde:

AF= Área foliar

L= Largo de las hojas (cm)

A = Ancho de hoja (cm)

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

Tratamiento	ml de agua absorbida	Tiempo	Área Foliar	Transpiración (ml de agua absorbida/cm ² tiempo)
Testigo				
Calefactor				
Luz				
Ventilador				

Discuta sus resultados de acuerdo a la influencia de cada factor.

UNIDAD III: ECONOMIA DEL CARBONO

Trabajo Práctico N° 3:

Demostración del punto de compensación con respecto al intercambio de CO₂ en plantas con metabolismo C₃ y C₄

Objetivo:

Comprobar las diferencias, a nivel de afinidad enzimática por el CO₂ y actividad fotorrespiratoria, entre una especie C₃ y una C₄.

Introducción:

La enzima que incorpora el CO₂ proveniente de la atmósfera en una especie C₃, entre las que figuran los cereales de invierno (trigo, avena, cebada, centeno), tabaco, lechuga, soja, girasol, cafeto, especies del género *Atriplex*, arroz, papa, remolacha, alfalfa, tomate, césped de jardín, grandes árboles y arbustos, etc., tienen menor afinidad por el sustrato que la que poseen las especies C₄ tales como el maíz, caña de azúcar, sorgo, mijo, numerosos pastos forrajeros, *Amaranthus caudatus*, malezas de cultivos de verano como el sorgo de *Alepo*, *Cyperus rotundus*, *Cenchrus ciliaris*, *Echinochloa crusgalli*. Esta alta afinidad por el CO₂ de las especies C₄, hace factible su incorporación aún cuando se halle a bajas concentraciones en el medio. Además, por su compartimentalización especializada, en estas especies es muy baja o no poseen actividad fotorrespiratoria, lo que implica una menor pérdida de CO₂ proveniente de este proceso, existente en las especies C₃.

Fundamento:

Si se confina un vegetal iluminado, en un recipiente hermético y con CO₂, el consumo de este último por fotosíntesis determina una disminución en su concentración, hasta que se alcanza cierto nivel a partir del cual permanece constante, cesando el intercambio neto: es el Punto de Compensación del CO₂ (PCCO₂), o sea la concentración de CO₂ en la que, la fijación fotosintética equilibra la pérdida por respiración. En las especies C₄ el PCCO₂ se halla entre 0 y 10 μmol de CO₂ · mol⁻¹ de aire, ya que la enzima PEP-carboxilasa tiene mayor afinidad por el CO₂ que la Rubisco. En las especies C₃ el PCCO₂ se establece más alto: 30 a 70 μmol de CO₂ · mol⁻¹ de aire debido a la baja afinidad de la Rubisco por el CO₂ y al aporte de la fotorrespiración.

Si en un recipiente se coloca una solución con bicarbonato, se establece entre la solución y el aire circundante, un equilibrio donde el CO₂ en la atmósfera, está en equilibrio con el CO₂ disuelto. Cuando el contenido de CO₂ del aire desciende por fotosíntesis de las plantas, el contenido de ácido carbónico del agua en equilibrio con el aire disminuye aumentando el pH de la solución. El descenso relativo en la (CO₂) será proporcional al aumento relativo en el pH del agua.

Si el CO₂ del aire es muy bajo, un aumento en el pH, puede visualizarse mediante el empleo de un indicador de pH, como el azul de bromotimol. Cuando el punto de compensación del CO₂ es muy bajo, como en el caso de plantas C₄, el color

final del indicador, será azul verdoso. Si el punto de compensación es más alto como en el caso de plantas C_3 , el color será azul.

Materiales:

Plantas o plántulas de una especie C_3 (por ejemplo: poroto, pimiento, tomate) y de una especie C_4 (por ejemplo: maíz, caña de azúcar).

Técnica:

Colocar una plántula en un recipiente pequeño conteniendo agua (5 ml), este dispositivo será introducido en un erlenmeyer de 500ml, conteniendo 20 ml de una solución de bicarbonato de sodio 0,1 %, con 3 a 5 gotas de indicador azul de bromotimol. Cerrar el dispositivo con una capa gruesa de polietileno, iluminar aproximadamente 1 hora y observar el color del indicador en el erlenmeyer.

Resultados:

- Registrar las observaciones.

Trabajo Práctico N° 4:

Determinación de la fotosíntesis neta o productividad a campo

Objetivo: Determinar la productividad neta de una pastura destinada a pastoreo.

Introducción:

La capacidad fotosintética de una planta depende de una serie de factores que pueden clasificarse en dos tipos: factores internos y factores externos o ambientales (climáticos, edáficos y bióticos).

Los principales factores internos son: la morfología de la hoja, su contenido en pigmentos fotosintéticos, la edad y genética de la planta y la actividad enzimática. Los factores externos son la calidad y cantidad de luz incidente en las hojas, la temperatura ambiente, la concentración de CO₂ y O₂ en la atmósfera envolvente, la disponibilidad de agua y de nutrientes minerales.

Experimentalmente se demuestra que la fotosíntesis no es limitada por un solo factor sino más bien por una interacción de factores, por lo que se hace necesario para estudiar el efecto de un solo factor mantener el resto constante.

Luz: El proceso fotosintético usa los fotones en la amplitud de la luz visible: 400 a 700 nm. Esta radiación se denomina RFA (Radiación fotosintéticamente Activa) o FFF (Flujo Fotónico Fotosintético) que se expresa en unidades de energía, watt por metro cuadrado (W.m⁻²) ó en moles de cuantos (fotones) por unidad de área y por unidad de tiempo.

Si ningún otro factor actúa como limitante, a medida que aumenta la intensidad lumínica, aumenta la actividad fotosintética en forma logarítmica. En oscuridad no hay fotosíntesis, al aumentar la irradiancia se alcanza el Punto de Compensación Lumínica (PCL), valor de irradiancia en la cual la fotosíntesis está en equilibrio con la respiración (el intercambio neto de CO₂ es cero, INC = 0); sobre el PCL la fotosíntesis se hace proporcional a la irradiancia hasta que se alcanza la saturación que varía con las especies. Algunas especies no se saturan aun duplicando artificialmente la intensidad de la luz solar máxima, mientras que otras disminuyen la fotosíntesis con irradiancias altas, debido a: cierre de estomas por aumento de la transpiración y pérdida de turgencia, aumento de la temperatura que llegue a inactivar las enzimas y por fotooxidación de las clorofilas.

Agua: Debido a que la cantidad de agua necesaria directamente para el proceso fotosintético es muy pequeña, los efectos indirectos de un déficit hídrico son más pronunciados que los directos. Se afecta la difusión a través de los estomas y la resistencia interna a la difusión de CO₂, disminuye la hidratación de los cloroplastos y del protoplasma lo cual afecta especialmente la actividad enzimática, además de ocasionar daños en las estructuras. Además, se retarda la expansión celular, por lo que el crecimiento disminuye.

Entre los factores inherentes a la planta consideramos:

Edad de las hojas: En hojas muy jóvenes la fotosíntesis es baja debido a la poca concentración de clorofila que poseen, como así también al escaso desarrollo del sistema vascular y a la baja actividad de las enzimas de los cloroplastos.

Al ir aumentando de tamaño se incrementa la capacidad fotosintética hasta alcanzar un valor máximo en la madurez o un poco antes, para comenzar a disminuir a medida que envejece. En las hojas viejas predomina la degradación de pigmentos,

proteínas y demás componentes del cloroplasto, sobre los procesos de síntesis de compuestos, siendo esto uno de los factores determinantes de la disminución de la fotosíntesis. Aún las plantas de hojas perennes suelen perder la capacidad de fotosíntesis con la edad.

A campo también se puede determinar la fotosíntesis neta de un cultivo (método de la cosecha), midiendo el aumento de peso seco del vegetal en un determinado tiempo.

Fundamento:

Para poder evaluar los incrementos de biomasa con el tiempo, se deben obtener varias muestras a lo largo de la ontogenia del cultivo.

Técnica:

- Preparación del terreno
- Delimitación de parcelas: método de clausura, jaulas, etc.
- Siembra de pastura.

Enumerar varias parcelas del terreno de cultivo. Efectuar cortes cada semana en una parcela distinta, a una altura de 2-10 cm desde la base, llevar los cortes a estufa a 100°C hasta constancia de peso. Así se tendrá: PS1, PS2, PS3, etc. calculándose la productividad neta por la sumatoria de las diferencias de peso entre dos recolecciones seguidas:

$$PN = (PS2-PS1) + (PS3 -PS2) + (PS4 - PS3) + \dots$$

Resultados:

Se expresarán en Kg de materia seca por hectárea por día o magnitud similar.

TRABAJO PRÁCTICO	
<u>“Determinación de la fotosíntesis neta (FN) o productividad a campo”</u>	
(Escribir con Lápiz)	
COMISIÓN:	TRATAMIENTO:
Responsables:	
Fecha de Siembra:	/ /
Densidad de siembra:	
	Peso Seco (g MS) Tratamiento
	_____ %
de irradiancia PSI	
1° muestreo	
Fecha: /PS2	
2° muestreo	
Fecha: /PS3	
3° muestreo	
Fecha: /PS4	
4° muestreo	
Fecha: /PS5	
5° muestreo	
Fecha: /	

Trabajo Práctico N° 5:

Comparación del crecimiento de una pastura de avena cultivada bajo diferentes condiciones lumínicas

Objetivo:

Analizar el crecimiento de un cultivo de avena, cultivada bajo diferentes regímenes lumínicos, aplicando los Índices de crecimiento.

Introducción:

El crecimiento de un cultivo depende de la radiación solar incidente, de la capacidad del canopeo para interceptarla y de la eficiencia con que el cultivo transforma la radiación interceptada en materia seca. A nivel de cultivo se puede definir el Ritmo de Crecimiento (C), (que analiza el modo en que el volumen de superficie fotosintetizante y la eficiencia fotosintética, inciden sobre la producción)

$$C = TAN \times IAF$$

C: representa la ganancia en materia seca (MS) de todo el cultivo por metro cuadrado de **terreno** y en un día o semana (g MS/ m²/ semana).

TAN o E: representa la ganancia en materia seca (MS) que genera un metro cuadrado **de área foliar** en un día o semana (g MS/ m²/ semana).

IAF o L: Índice de Área Foliar: relación entre la superficie foliar y la superficie de suelo.

Materiales:

Semillas de avena, rastrillos y carpidores, estacas, mallas mediasombra de 30%, sobres de papel madera, hojas de papel oficio de 70 g, balanza de precisión.

Técnica:

Previo a la siembra de las parcelas, se calculará la densidad normal según el cultivar, el número de plantas por hectárea esperado y se realizaran ensayos de poder germinativo. A partir de la información conseguida, se procederá a la siembra de las parcelas. Mediante el empleo de mallas de media sombra, se proporcionarán a las parcelas el 70 % de irradiancia (una malla), 40% de irradiancia (dos mallas). El tratamiento testigo o control, se llevará a cabo sin media sombra (100% de irradiancia). Se utilizará un diseño en bloques completamente aleatorizados. Se harán dos bloques. Todo el ensayo será rodeado de parcelas de avena para evitar el efecto de borde. Los muestreos se realizarán cada 7 días.

Se evaluará:

Fenología del cultivo: Se considerarán los siguientes estadios fenológicos: germinación, emergencia, macollaje, encañado, panojamiento y floración, madurez y cosecha, cuando el 50% o más de las plantas se encuentren con las características propias de cada estadio.

Altura: En cada tratamiento se tomarán medidas de altura de 10 plantas, calculándose su valor promedio. Se medirá con una regla desde la base hasta la última hoja (bandera) o panoja.

Densidad: en cada tratamiento, se contará el número de plantas, considerando que cada macollo es una planta. Se informará en plantas por m².

Posteriormente de cada parcela, se extraerán tres plantas al azar, cortándolas al ras del suelo. En laboratorio se procederá a realizar las determinaciones de área foliar (AF), mediante el método de pesada de un área determinada.

Calcular el AF promedio (AF/3) y conociendo la densidad de plantas, se obtiene el AF/m² (AF/ pl x N° pl/m²). Luego se calculará el Índice de Área Foliar (IAF).

$$\text{IAF} = \frac{\text{cm}^2 \text{ hojas fotosintetizantes}}{\text{cm}^2 \text{ de suelo}}$$

Calcular la TAN (expresada como ganancia de peso seco generada por el área foliar en un tiempo), mediante la siguiente ecuación:

$$\text{TAN} = \frac{1}{dT} \times \frac{dp}{Af}$$

Si el intervalo entre muestreos es lo bastante corto como para que la TAN permanezca constante, tendremos:

$$\text{TAN} = \frac{PS_2 - PS_1}{Af (t_2 - t_1)}$$

Resultados:

Los datos obtenidos serán volcados en la siguiente Planilla:

TRABAJO PRÁCTICO
“Comparación del crecimiento de una
pastura de avena cultivada bajo diferentes
condiciones lumínicas”

(Escribir con Lápiz)

COMISIÓN:
TRATAMIENTO:

Responsables:

Fecha de Siembra: / /

Densidad de siembra:

Altura (cm) Planta1° muestreo

Fecha: /2° muestreo

Fecha: /3° muestreo

Fecha: /4° muestreo

Fecha: /5° muestreo

Fecha: / **12345678910** Sumatoria Media

Peso Seco (g) Órgano1° muestreo

Fecha: /2° muestreo

Fecha: /3° muestreo

Fecha: /4° muestreo

Fecha: /5° muestreo

Fecha: / **Media HOJAS TALLO RAÍZ**

Área foliar cm² Tratamiento

_____ %

de irradiancia1° muestreo

Fecha: /2° muestreo

Fecha: /3° muestreo

Fecha: /4° muestreo

Fecha: /5° muestreo

Fecha: /

UNIDAD V: ECONOMIA DE LOS MINERALES

Trabajo Práctico N° 6

Inducción de carencias

Objetivo:

Demostrar la importancia de algunos elementos esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas y estudiar el efecto de la deficiencia de cada uno de ellos.

Introducción:

Para el normal desarrollo, las plantas requieren de cierto número de elementos llamados esenciales. Es importante conocer el papel que desempeña cada elemento nutritivo para comprender mejor los efectos de su carencia y los síntomas que producen. Ante una deficiencia leve de alguno de ellos, se observa solo disminución en la productividad o en el crecimiento, pero cuando aquella es muy marcada hay síntomas visibles como deformación o clorosis de las hojas, defoliación prematura, disminución en el crecimiento de raíces, tallos u hojas, necrosis de varios órganos, etc. Si bien las plantas superiores tienen las mismas exigencias nutricionales básicas hay diferencias entre las especies tanto en la forma en que se presentan los síntomas, como en su tolerancia a la carencia, como así también diferencias según la severidad del problema y la etapa de crecimiento.

Los síntomas de deficiencias se deben a que la concentración de un elemento en el tejido vegetal cae debajo de los niveles que permiten un crecimiento óptimo, lo cual se debe a bajas concentraciones en el suelo, formas químicas no utilizables o por antagonismo entre distintos elementos. Esto último se da cuando algunos iones inhiben la absorción de otros o contrarrestan su función metabólica.

No es fácil hacer un diagnóstico correcto, pues la falta o exceso de agua, las altas o bajas temperaturas, el ataque de insectos, bacterias, hongos, virus, etc., pueden producir síntomas similares a los causados por deficiencias. Además, en los cultivos a campo es raro que aparezcan deficiencias en un solo elemento, lo más común es que sea múltiple e incluso hay síntomas tales como clorosis y necrosis que son comunes a varios elementos esenciales, lo que hace más difícil aún el diagnóstico.

Fundamento:

Una de las formas más eficaces para provocar deficiencias en plantas, es el cultivo en dos medios distintos: en medio sólido inerte (arena o vermiculita), regado con soluciones nutritivas y en un medio líquido (cultivo hidropónico). Estas soluciones son un medio excelente para regular la cantidad y proporción relativa de las sales minerales suministradas a las plantas, en cualquier experimento y permiten reproducir a voluntad los síntomas de deficiencias.

Se utiliza una solución completa con todos los elementos esenciales en combinación bien balanceada y en concentraciones cercanas a la óptima para cada

elemento (permite desarrollo normal), y otras soluciones con ausencia de un elemento sucesivamente (aparecen síntomas característicos de carencia). El pH debe estar comprendido entre 5 y 7 que es donde la mayoría de las plantas presentan mejor crecimiento.

Materiales:

- Plántulas de tomate germinadas en perlita.
- Bandejas de plástico.
- Solución 1 M de: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; KNO_3 , MgSO_4 ; KPO_4H_2 ; NaNO_3 ; MgCl_2 ; Na_2SO_4 ; NaPO_4H_2 ; CaCl_2 ; KCl .
- Soluciones de micronutrientes: 2,86 gr de $\text{H}_3\text{B}_3\text{O}_3$; 1,81 gr de $\text{MnCl}_2 \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$; 0,11 gr de ZnSO_4 ; 0,05 gr de $\text{CuCl}_2 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$; 0,025 gr de $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, por litro de solución.
- Solución de Fe-EDTA: 5,57 gr de $\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$; 7,45 gr Na- EDTA por litro de solución.

Técnica:

- Preparar las piletas siguiendo las instrucciones de los docentes.
- Preparar el volumen necesario para llenar las piletas con soluciones: Completa; -N; -P ; -K y -Ca.

Solución madre	Comp	-Ca	-K	-N	-P
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	5	-	5	-	5
KNO_3	5	5	-	-	5
Mg SO_4	2	2	2	2	2
$\text{K PO}_4\text{H}_2$	1	1	-	1	-
Fe-EDTA	1	1	1	1	1
Micronutrientes	1	1	1	1	1
NaNO_3	-	10	5	-	-
Mg Cl_2	-	-	-	-	-
Na_2SO_4	-	-	-	-	-
NaPO_4H_2	-	-	1	-	-
CaCl_2	-	-	-	5	-
KCl	-	-	-	5	-

- Llenar las piletas con las soluciones nutritivas.
- Cuidando de no romper las raíces, transplantar, la cantidad necesaria, de plántulas sanas en cada pileta, previa medición del largo de la raíz y del número de raíces secundarias, si las hubiera.
- Medir la altura de cada plántula y anotar características especiales (coloración, número de hojas, etc.)
- Realizar un control cada semana, reponiendo las soluciones nutritivas cuando sean necesario (cada 15 ó 20 días) durante el ciclo.

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

Tratamiento	Completa	-Ca	-K	-N	-P
Altura inicial de cada planta					
Fecha de aparición primeros síntomas visuales					
Nº total de frutos al final de la experiencia					
Peso total de frutos por planta					
Nº total de frutos por planta					
Peso fresco total al finalizar la experiencia					
Peso seco total al finalizar la experiencia					

UNIDAD VI: FITOHORMONAS

Trabajo Práctico N° 7

Influencia de las auxinas en el enraizamiento de estacas

Objetivo:

Demostrar cómo varía la capacidad rizogénica con las características de una estaca y la influencia que tienen las auxinas como factores determinantes de este fenómeno.

Introducción:

La rizogénesis de estacas (segmento de tallo, raíz u hoja de la planta madre, capaz de emitir raíces y ramas para dar lugar a un nuevo individuo) depende, aparentemente, de la presencia de factores endógenos promotores, tales como auxinas y cofactores (adenina, biotina, citocinina, ciertos aminoácidos y carbohidratos de reserva, etc.), de una adecuada relación de concentración entre ellos, de la ausencia o baja concentración de inhibidores, de un suministro suficiente de nutrientes inorgánicos (por ejemplo: P y K favorecen el enraizamiento), de sustancias de reserva orgánica y de su estado hídrico. Además, se halla favorecida por las hormonas sintetizadas en las yemas y hojas jóvenes, las que migran a la parte basal, mientras que las hormonas sintetizadas en las nuevas raíces favorecen el crecimiento de los ejes caulinares y del follaje.

La principal hormona natural desencadenante del fenómeno es la auxina AIA (ácido indolacético) que provoca desdiferenciación y rediferenciación celular, principalmente en los tejidos del líber y del cámbium, lo que conduce a formar un meristemo primario, precursor del primordio radical.

Fundamento:

Hay compuestos sintéticos que son tan efectivos como las hormonas naturales para estimular la iniciación de raíces y se usan para provocar enraizamientos más rápidos y eficientes. Entre estos tenemos el ácido naftalenacético (ANA) que mezclado con la hormona ácido indolbutírico (AIB) cumplen una acción sinérgica.

Los requerimientos hormonales, los compuestos más adecuados y el tipo de tratamiento a aplicar para lograr el enraizamiento de estacas frutales, ornamentales, florales y silvícolas figuran en obras especializadas.

Materiales:

- Estacas del material deseado.
- Agua destilada
- Soluciones de formulados comerciales de auxinas
- Frascos de plástico

Técnica:

Los métodos a aplicar para el enraizamiento de las estacas con fitorreguladores son los siguientes:

- a) Método Lento: Se efectúa mediante la inmersión de la base de las estacas en soluciones diluidas, las concentraciones oscilan desde 20 mg.l⁻¹ en las especies de fácil enraizamiento hasta 200 mg. l⁻¹ en las de difícil enraizamiento. Las bases de las estacas permanecen sumergidas durante 24 hr en un lugar sombreado y a temperatura ambiente. Las estacas deberían mantenerse en una atmósfera húmeda durante el período de remojo, de modo de asegurar una absorción lenta y continua.
- b) Método rápido: Se realiza por inmersión de la base de las estacas en soluciones concentradas de auxinas (500 a 10.000 mg.l⁻¹) durante 5 segundos. Luego las estacas se colocan de inmediato en el sustrato de enraizamiento.
- c) Método de espolvoreado: Consiste en impregnar la base humedecida de la estaca con un fitorregulador mezclado con un portador (un polvo fino inerte que puede ser arcilla o talco). Deben emplearse concentraciones de aproximadamente 200 a 1.000 mg.l⁻¹ de fitorregulador en estacas de madera blanda y 5 veces esa cantidad en las de madera dura. Los resultados logrados generalmente no son uniformes debido a la variabilidad en la cantidad de material que se adhiere a las estacas.

Resultados:

Completar los siguientes datos:

- Fecha de inicio de la experiencia:
- En cada tratamiento a aplicar registrar:
 - Fecha Aparición 1^a raíz
 - N^o raíces
 - Largo de raíces

Trabajo Práctico N° 8

Ensayo biológico para determinar la actividad de las auxinas

Objetivo:

Comprobar la capacidad de las auxinas para estimular el alargamiento celular.

Introducción:

El término ensayo biológico ó bioensayo, sirve para expresar la utilización de material vivo para observar el efecto de sustancias biológicamente activas. En este caso se utilizarán coleóptilos de avena para ver el efecto de las auxinas. Las auxinas son reguladores del crecimiento que entre otros fenómenos fisiológicos en los que intervienen, poseen la propiedad de inducir el alargamiento celular.

El coleóptilo o vaina foliar, es una estructura tubular, cerrada en la extremidad superior y corresponde a la primera parte que emerge del suelo en la familia de las Gramíneas. Encierra la hoja inicial y eventualmente es perforado en la punta, como consecuencia del desarrollo de la misma. El aumento en longitud de las 3/4 partes finales de su crecimiento, se debe a alargamiento celular. De allí que se lo use para determinar la actividad y eventualmente las cantidades relativas de auxinas existentes en los tejidos vegetales, siendo un método de gran sensibilidad y especificidad.

Fundamento:

Si se corta el ápice del coleóptilo, disminuye la velocidad de alargamiento en el resto, es decir que este es el lugar de donde proviene el estímulo. A fin de eliminar el centro productor de auxina endógena es necesario decapitar los coleóptilos, de modo de poder incubarlos con una concentración determinada de auxina exógena y luego medir el largo alcanzado, el cual será proporcional al logaritmo de la concentración de auxina utilizada, aunque si se seleccionan las condiciones apropiadas puede obtenerse una respuesta lineal.

Materiales:

- Semillas de avena
- Soluciones de AIB (ácido indolbutírico) de 0 ; 0,01; 0,1; 1; 10 y 100 mg . l⁻¹
- Cápsulas de Petri
- Agujas histológicas
- Papel milimetrado
- Hojas de afeitar

Técnica:

- Poner a germinar semillas de avena en la oscuridad a 25°C.
- Cuando los coleóptilos hayan alcanzado una longitud de 25 a 30 mm de largo, se seleccionan 60 y se separan del resto de la plántula.

- Con ayuda de una aguja histológica retirarles el trozo de hoja que contengan, teniendo la precaución de no dañarlos.
- Cortar segmentos de aproximadamente 5 mm de largo, separados del ápice (3-4 mm) y colocarlos en agua destilada durante una hora como mínimo.
- Rotular 6 cápsulas de Petri y colocar en ellas 20 ml de las soluciones de AIB, respectivamente.
- Retirar los coleóptiles del agua y distribuirlos al azar en dichas cápsulas (10 en cada una).
- Incubarlos a 25°C en **oscuridad** durante 24 a 48 horas, retirarlos de las soluciones y medir su longitud con ayuda de lupa y papel milimetrado.

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

C	0	0,01	0,1	1	10	100
L						
Lf						
Lo						
Lf/Lo						

Donde:

- C: Concentración de AIB utilizada
- L: Longitud final de cada segmento de coleóptilo de avena
- Lf: Longitud final media (media aritmética) de los segmentos
- Lo: Longitud inicial de los segmentos

Graficar Lf/Lo vs. C

Trabajo Práctico N° 9

Efecto del ácido giberélico sobre el crecimiento de una planta tipo roseta

Objetivo:

Observar el efecto del ácido giberélico sobre el crecimiento de una planta tipo roseta.

Introducción:

La mayoría de las actividades fisiológicas de los vegetales están reguladas por un conjunto de sustancias denominadas fitorreguladores o reguladores del crecimiento vegetal, cuyos efectos en las plantas son variados. Desde el punto de vista químico las giberelinas constituyen una familia de diterpenos tetracíclicos ácidos, cuya estructura básica está constituida por un anillo de *ent*-giberelano. Sin embargo a nivel fisiológico en este grupo se pueden distinguir unos pocos miembros con capacidad intrínseca para influir en el crecimiento de las plantas (giberelinas activas). Son varios los efectos fisiológicos atribuidos a las giberelinas, entre ellos estimulan la elongación de los tallos; estimulan la germinación de semillas en numerosas especies; en cereales movilizan reservas para el crecimiento inicial de la planta; a nivel de las células de la aleurona, en semillas de cereales estimulan la síntesis y secreción de amilasas y la síntesis de otras enzimas hidrolíticas. Inducen partenocarpia; reemplazan los requerimientos de horas de frío para inducir la floración; inducen floración en plantas cultivadas en fotoperíodos no inductivos; detienen senescencia en hojas y frutos de cítricos.

Fundamento:

La elongación de los tallos se produce por el alargamiento de las células más que a un incremento de la división celular, es decir que incrementan la extensibilidad de la pared celular, este efecto lo consiguen con un mecanismo diferente al de las auxinas, pero es aditivo con el de éstas. Uno de los mecanismos más estudiados involucra la activación de la enzima XET (Xiloglucano endotransglicosilasa), responsable de la hidrólisis de los xiloglucanos. Esto también facilitaría la penetración de las expansinas en la pared celular.

Materiales:

- 200 Semillas de lechuga var Grand rapids
- Soluciones de AG₃ (ácido giberélico) de 0,01; 0,1; 1; 10 y 100 mg . l⁻¹
- Cápsulas de Petri
- Servilletas de papel
- Agujas histológicas
- Papel milimetrado

Técnica:

- Poner a germinar semillas de lechuga tres días antes de iniciar el TP, en oscuridad a 25°C.
- Rotular 6 cápsulas de Petri y colocar en ellas 10 ml de las soluciones de AG₃ (ácido giberélico) de 0,01; 0,1; 1; 10 , 100 mg . l⁻¹, respectivamente. Incluir un tratamiento testigo sin AG₃, al cual se le agregara agua corriente.
- De las 200 semillas germinadas, seleccionar 120 plántulas que tengan tamaños similares y repartirlas en grupos de 20 por plato. Cubrir las cajas y dejar bajo luz difusa por 5 días. Diariamente revisar que las cajas contengan suficiente humedad, sino adicionar un poco de agua.
- Al final de los 5 días medir la longitud de los 20 hipocótilos de cada tratamiento.

Resultados:

Completar la siguiente tabla:

Concentración de AG ₃	0	0,01	0,1	1	10	100
Medida de longitud de los coleoptiles						
Sumatoria						
Media						

Graficar L (promedio) vs. C

UNIDAD VII: CRECIMIENTO VEGETATIVO

Trabajo Práctico N° 10:

Determinación de Índices de Partición de Asimilados

1. Coeficiente de Área Foliar (CAF)

Se obtiene dividiendo el área foliar (AF) por el peso seco total de la planta. Expresa la proporción entre el área foliar y el incremento de peso respectivo.

$$\text{CAF} = \frac{\text{Área Foliar (AF) (cm}^2\text{)}}{\text{Peso Seco total de planta (g)}}$$

2. Área Foliar Específica (AFE)

Es el cociente de área foliar/peso seco foliar (AF/PF). Es un índice que representa el costo energético para la formación de una unidad de superficie foliar.

$$\text{AFE} = \frac{\text{Área Foliar (AF) (cm}^2\text{)}}{\text{Peso Seco foliar (g)}}$$

3. Duración del Área Foliar (DAF)

Este índice se refiere a la duración de la superficie fotosintetizante.

4. Índice de Cosecha (IC)

Es la proporción de la materia seca de los órganos económicamente importantes de un cultivo, en relación al peso seco total. Para los cereales este índice varía entre 0.25 y 0.5; observándose los valores máximos en los cultivos forrajeros.

$$\text{IC} = \frac{\text{Peso Seco de Grano}}{\text{Peso Seco Total de la Planta}}$$

UNIDAD X: GERMINACION

Trabajo Práctico N° 11

Eliminación de factores que inducen latencia en semillas

Objetivo:

Estudiar el efecto de un tegumento seminal duro sobre la germinación y comprobar la reversión del estado de latencia o reposo por medio de la escarificación mecánica y química.

Introducción:

Las causas de permanencia en estado de reposo de una semilla pueden ser endógenas y/o exógenas, o sea que está involucrada la constitución genética y las condiciones ambientales requeridas para la germinación. Para diferenciar estas dos situaciones en las cuales no se produce la germinación, se utilizan los conceptos de: Latencia o Letargo debidas a condiciones internas (falta de desarrollo morfológico, fisiológico o morfofisiológico del embrión, tegumento seminal duro o impermeable al agua y gases, presencia de inhibidores en testa u otras partes de la semilla) aún cuando las condiciones externas sean las adecuadas y Quiescencia cuando las causas obedecen a falta de condiciones externas apropiadas (requerimientos específicos de luz, temperatura y humedad).

Algunas semillas de tegumento duro y/o impermeable están en reposo hasta que dicho tegumento se debilite o rompa, permitiendo la entrada de agua, el intercambio gaseoso (principalmente de CO₂ y O₂) y la posterior emergencia de la radícula. Este estado de latencia, se ve naturalmente interrumpido, por ejemplo, por roce de las semillas con piedras, acción de microorganismos del suelo, pasaje por el tracto digestivo de un ave u otro animal, alternancia con cambios bruscos de temperatura, vientos fuertes, lluvias copiosas, fuego, mecanismos todos que debilitan el tegumento.

La escarificación tiende a ese fin y en esencia se refiere a cualquier proceso mecánico o químico aplicado sobre las cubiertas seminales para debilitarlas y hacerlas permeables al agua y/o gases. Entre los tratamientos propuestos para lograrlo, podemos mencionar: raspado, abrasión con arena, corte o eliminación del tegumento, uso de solventes orgánicos (acetona, alcohol), que disuelven los materiales cerosos que a veces bloquean la entrada de agua, ácido sulfúrico concentrado, agua hirviendo, calentamiento, congelación, presiones altas.

Fundamento:

El lijado de las semillas de dos especies pertenecientes a la familia de las leguminosas y el tratamiento con un ácido inorgánico fuerte concentrado, tendrá por finalidad debilitar el tegumento a fin de que se inicie la germinación. Las semillas colocadas en condiciones de germinación, sin tratamiento previo, servirán como testigo para confirmar que el factor determinante de latencia en estas especies es el tegumento seminal duro.

Materiales:

- Semillas de Oreja de Negro (*Enterolobium contortisilicum*) ó Espina de corona (*Gleditzia triachantus*).
- Papel de filtro.
- Cajas de Petri.
- Papel de lija.
- H₂SO₄ ó HCl concentrados.
- Embudo Buchner.
- NaClO al 10%.

Técnica:

- Separar las semillas en 3 lotes de 10 semillas cada uno (lotes A, B y C).
- Preparar 3 cápsulas de Petri grandes con doble papel de filtro y rotularlas.
- Colocar en un tubo de ensayo 5 ml de HCl o H₂SO₄ concentrado.
- Lavar las semillas con una solución de hipoclorito de sodio al 10% durante 15 minutos para esterilizarlas.
- Aplicar los siguientes tratamientos:

Lote A: Escarificación química: Colocar las semillas durante 10 minutos en el tubo de ensayo con ácido fuerte; transcurrido ese tiempo, volcar el contenido del tubo en un embudo Buchner y lavar las semillas por 10 ó 15 minutos con agua corriente.

Lote B: Escarificación mecánica: Lijar los lados planos de las semillas hasta aparición de un color claro en la zona lijada, cuidando de no dañar los tejidos del endosperma y del embrión.

Lote C: Control: Colocar las semillas en un tubo de ensayo con agua corriente durante 10 minutos, transcurridos los cuales, se retiran.

Colocar cada lote en las respectivas cajas de Petri y llevarlas a estufa a 25° C. Anotar la fecha de inicio de la experiencia.

Verificar el número de semillas germinadas de cada lote y retirarlas. Considerar como criterio de germinación la visibilidad a simple vista de la radícula emergente.

Resultados:

Completar los siguientes datos:

- Fecha de inicio de la experiencia:
- % germinación
- Escarificación química:
- Escarificación mecánica:
- Control

Trabajo Práctico N° 12

Análisis de Pruebas de Viabilidad

Objetivo:

Determinar la capacidad de germinación de la semilla.

Introducción:

Ensayo de germinación:

Determina en una muestra la proporción de semillas que están vivas y que son capaces de producir plántulas normales bajo condiciones favorables.

El ensayo de germinación se lleva a cabo, ofreciendo a las semillas condiciones ambientales óptimas, tales como temperatura, humedad, oxígeno, sustrato. Al final del ensayo se evalúan las plántulas, obteniéndose el valor porcentual de plántulas normales, anormales, semillas frescas y muertas. El ensayo de germinación es utilizado para determinar la densidad de siembra sirviendo además como base para el comercio de semillas.

Ensayo de tetrazolio:

Este ensayo es empleado para detectar la actividad de enzimas del grupo de las deshidrogenasas, responsables de los procesos reductivos en tejidos vivos. Consiste en determinar la funcionalidad de las cadenas respiratorias de transporte de electrones, luego que la fase de imbibición se logra. Si la semilla está suficientemente embebida, su sistema mitocondrial se vuelve funcional, con lo que se establece un pequeño grado de respiración basal en el cual se están oxidando los monosacáridos que el embrión haya podido tomar del endosperma o de los cotiledones. Esta respiración basal implica por otra parte, que se establezca un flujo de electrones en las cadenas mitocondriales de transporte. La sal tetrazolica (2,3,5 trifenil tetrazolio) posee un potencial de óxido reducción intermedio entre los transportadores de la cadena, por lo que el flujo de electrones puede ser captado por el mismo.

La prueba se utiliza frecuentemente para determinación rápida de la viabilidad de semillas que germinen con lentitud o que presentan ciertas causas de dormición (inhibición, embriones inmaduros, etc.), resultado de gran utilidad cuando se desea tomar decisiones rápidas en la compra, venta y/o cambio de destino de un lote de semillas para ser empleado como grano.

Fundamento:

El 2,3,5 trifenil tetrazolio, en estado oxidado es soluble e incoloro, pero al reducirse tomando los electrones del flujo respiratorio se convierte en formazán, un compuesto insoluble y de color rosado, depositándose sobre el tejido donde se

reduce (viable), preferentemente las células embrionales, con lo que al cabo del tiempo de exposición de las semillas a la sal, el embrión aparecerá de color rosado. El 2,3,5 trifenil tetrazolio, es sensible a la luz. El pH de la solución deberá estar entre 6 y 7, ya que la reacción ocurre satisfactoriamente solo en medio neutro.

Materiales y Métodos:

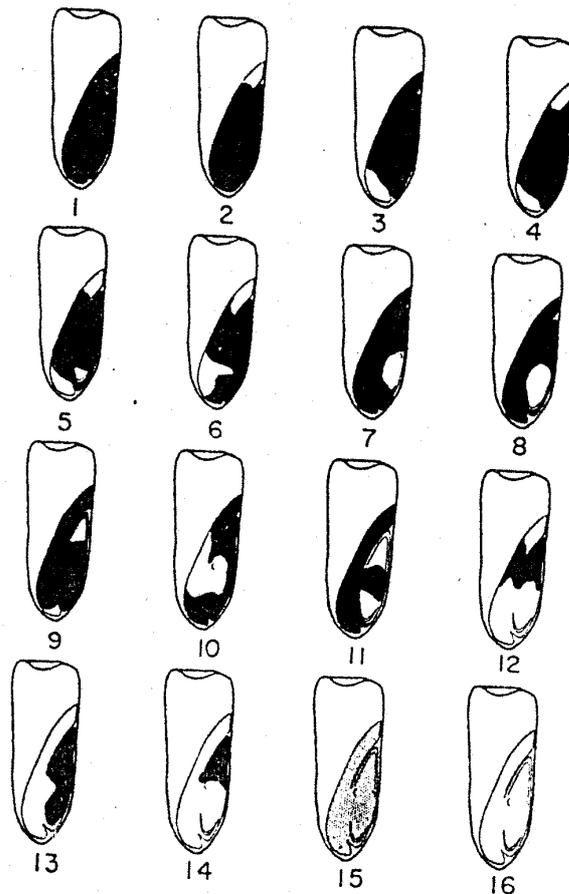
- Solución de tetrazolio al 0,1%
- Cápsulas de Petri
- Agujas de disección

Se toman semillas al azar de la fracción de semilla pura de la muestra. El acondicionamiento (tiempo de imbibición, cortes, retiro de tegumentos, etc.) dependerá de la especie. Las especificaciones para cada caso están establecida en el Manual de Evaluación por Tetrazolio publicado por ISTA (1970).

Luego del acondicionamiento, las semillas son sumergidas en solución de 2,3,5 trifenil tetrazolio, en oscuridad, a una concentración y tiempo que varía de acuerdo a la especie. Para registrar el porcentaje de semillas viables, se utilizan mapas topográficos de tinción por tetrazolio, categorizándose de acuerdo al área teñida.

La evaluación del material teñido puede realizarse al día siguiente si es mantenido húmedo en la heladera.

Siendo la prueba de tetrazolio colorimétrica y de evaluación visual, la interpretación de los resultados, depende de la experiencia adquirida en la identificación de las superficies coloreadas y no coloreadas del embrión o endosperma. En ensayo de tetrazolio no puede en todas las circunstancias, reemplazar a las pruebas de germinación, pudiendo utilizarse junto a ellas para obtener información adicional sobre el lote de semillas.



Criterios para la interpretación de los resultados obtenidos con la prueba del tetrazolio sobre semilla de maíz. Las áreas negras indican coloración y tejido vivo; las áreas blancas representan ausencia de coloración y tejidos muertos.

- 1: Germinable: el embrión completo se colorea de rojo brillante
- 2-4: Germinable: los extremos del escudete no se tiñen.
- 5-6: Germinable: los extremos del escudete no se colorean, las partes no críticas de la radícula no se tiñen.
- 7-8: No germinable: el área donde se originan las raíces seminales no se tiñen.
- 9: No germinable: la plúmula no se tiñe.
- 10: No germinable: la parte central del escudete y el área donde se desarrollan las raíces seminales no se colorean.
- 11: No germinable: la plúmula y la radícula no se colorean.
- 12: No germinable: El área no coloreada del escudete inferior y de la radícula, se extiende hasta la región donde se desarrollan las raíces seminales.
- 13: No germinable: No hay coloración del escudete.
- 14: No germinable: el escudete y la radícula no se tiñen.
- 15: No germinable: la coloración es muy débil.
- 16: No germinable: el embrión no se colorea.

Resultados:

Analizar la viabilidad del lote de semillas suministrado en función de los criterios presentados.

UNIDAD XI: FISILOGIA DE LAS PLANTAS EN CONDICIONES DESFAVORABLES

Trabajo Práctico N° 13

Efecto de la deficiencia de agua en la germinación y crecimiento de plántulas de maíz

Objetivo:

Estudiar el efecto del polietilenglicol (PEG) en la disponibilidad de agua sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de maíz.

Introducción:

El PEG es una sustancia de naturaleza polimérica, soluble en agua, no iónica e inerte que es muy utilizado para estudiar las relaciones de agua en una planta. Este polímero se consigue en una gran cantidad de pesos moleculares. La relación entre la concentración molar de una solución de PEG y su potencial osmótico, sigue una relación polinomial de segundo orden y por lo tanto se utilizan curvas estandarizadas para obtener la presión osmótica que general PEG de diferentes pesos moleculares (200-10000) en un rango determinado de concentraciones. En pruebas de déficit hídrico uno de los más usados es el PEG 6000, debido a que el PEG no puede penetrar la membrana celular, genera un efecto osmótico que dependiendo de su concentración provoca que no exista agua disponible.

Fundamento:

A partir de la concentración molar de PEG, se puede calcular el valor de Ψ_a de la solución PEG y así reproducir y comparar situaciones de déficit hídrico.

Materiales:

- Semillas de maíz (*Zea mays*).
- Papel de filtro.
- Cajas de Petri.
- Soluciones de PEG (Ψ_a : 0MPa; -0.45 MPa y -1.0 MPa).
- Embudo Buchner.

Técnica:

- Seleccionar 30 semillas de maíz, en 3 lotes de 10 semillas cada uno (lotes A, B y C).
- Preparar 3 cápsulas de Petri grandes con doble papel de filtro y rotularlas.
- Cada caja de Petri humedecerlas con las soluciones de PEG y colocar 10 semillas en cada caja.

- Registrar diariamente el número de semillas germinadas y calcular el porcentaje de germinación.
- Del lote de semillas germinadas, medir diariamente longitud de la raíz principal y número de raíces adventicias.

Resultados:

Completar los siguientes datos:

- Fecha de inicio de la experiencia.
- % germinación.
- Longitud de raíz principal
- Número de raíces adventicias.

UNIDAD XII: ECOFISIOLOGIA DE POSTCOSECHA

Trabajo Práctico N° 14

Control de senescencia de flor cortada

Objetivo:

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 de plantas de clavel causadas por un aumento de la concentración de etileno.

Introducción:

El envejecimiento de las flores de clavel está controlado principalmente por el etileno producido por la misma flor o por el smog de la contaminación atmosférica y 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. Se han investigado varios compuestos que puedan prolongar la vida de las flores cortadas.

Fundamento:

Los iones de plata han producido los mejores resultados en la conservación de flores cuando son asperjados o absorbidos por el tallo. En claveles de la variedad Orchid Royale se ha registrado un incremento en la vida en el florero de 6 a 6.9 días más, comparados con tratamientos sin este compuesto químico. En cuanto al mecanismo de acción los iones plata actuarían como un agente antietileno, impidiendo que desencadene el proceso de envejecimiento.

Materiales:

- 12 claveles cortados
- Soluciones de tiosulfato de plata (0.1M); solución de AgNO_3 (0.1M).
- Solución de Etefon 100, 200 y 400 $\text{mg} \cdot \text{l}^{-1}$
- 5 envases de vidrio

Técnica:

Aumento de la vida en el florero

- Introducir 3 claveles en tres soluciones de tiosulfato de plata durante 20, 40 y 60 minutos. Después de estos respectivos tiempos sacarlos de la solución enjuagarlos con agua corriente y colocarlos en frascos de vidrios con agua.

- Poner 3 claveles en un frasco sin tiosulfato de plata, el cual se empleará como tratamiento testigo.

Disminución de la vida en el florero

- Introducir 3 claveles en una solución de etefón en las tres concentraciones indicadas y dejarlos en la misma hasta la finalización del trabajo práctico.

Resultados:

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. Verifique la apariencia de las flores a partir del tercer día de iniciado los tratamientos. Completar la siguiente tabla:

Tratamientos			Tiempo en días de duración en florero
Solución	Tiempo (minutos)	Aspecto	
Tiosulfato de plata	20		
Tiosulfato de plata	40		
Tiosulfato de plata	60		
Control			
Etefón 100 mg.L ⁻¹			
Etefón 200 mg.L ⁻¹			
Etefón 400 mg.L ⁻¹			