

5m 1976

COLOMBIA S71 28645m 1976

INSTITUTO INTERAMERICANO DE CIENCIAS AGRICOLAS- OEA
Oficina en Colombia
METODOLOGIA DE LA ENSEÑANZA UNIVERSITARIA

MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISIOLOGIA VEGETAL

Producido por: Gerardo López J.*
Supervisado por: Gerardo Naranjo **

Pasto, Colombia, 1976

-
- * Profesor Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariffo,
 - ** Especialista en Educación Agrícola, Responsable de la organización y funcionamiento de las Unidades de Cambio Educativo del IICA para Colombia



INSTITUTO INTERAMERICANO DE CIENCIAS AGRICOLAS
Oficina en Colombia
METODOLOGIA DE LA INVESTIGACION UNIVERSITARIA

MANUAL DE PRÁCTICAS
CURSO DE FISILOGIA VEGETAL

Producido por: Gerardo López
Supervisado por: Gerardo López

11CA
595
✓

Bogotá, Colombia, 1976

* Profesor Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Maricao.
** Especialista en Educación Agrícola, Responsable de la organización y funcionamiento de las Unidades de Cambio Educativo del IICA para Colombia

CONTENIDO

	Pag.
Introducción	1
UNIDAD ACADEMICA No. 2: MATERIA Y MECANISMOS DE LAS CELULAS	4
Parte I : Difusión	5
Exp. 1 : Factores que afectan la velocidad de difusión : concentración	6
Exp. 2 : Factores que afectan la velocidad de difusión : tamaño de la partícula	7
Exp. 3 : Factores que afectan la velocidad de difusión : tiempo	9
Exp. 4 : Factores que afectan la velocidad de difusión : densidad	11
Parte II : Osmosis	13
Exp. 5 : Osmosis y osmómetro	14
Exp. 6 : Medida de la presión de succión	16
Exp. 7 : Turgencia	18
Parte III : Plasmólisis	20
Exp. 8 : Plasmólisis	21
Exp. 9 : Determinación de la concentración de las células por el proceso plasmolítico	23
Exp. 10 : Cierre de los estomas causado por plasmólisis de las células estomáticas	24
Parte IV : Imbibición	27
Exp. 11 : Imbibición de agua por la semilla	28
Exp. 12 : Presión desarrollada durante la imbibición	29
UNIDAD ACADEMICA No. 3: LAS PLANTAS Y EL AGUA	31
Parte I : El Agua del Suelo	32
Exp. 13 : Condiciones del agua en el suelo	33

Parte II : Absorción del Agua por la Raíz	35
Exp. 14 : Absorción de agua	36
Exp. 15 : Presión radical	37
Parte III : Transporte de Agua	39
Exp. 16 : Vías de conducción del agua	40
Parte IV : Pérdida de Agua como Vapor (Transpiración)	42
Exp. 17 : Succión debida a la transpiración	43
Exp. 18 : Transpiración estomática	44
Exp. 19 : Estimación de la transpiración	46
Exp. 20 : Grado de apertura de los estomas	48
Exp. 21 : Relación estadística haz-envés	50
Exp. 22 : Medición de la transpiración	52
Parte V : Pérdida de Agua Como Líquido (Gutación)	54
Exp. 23 : Gutación y algunos factores que la afectan	55
 UNIDAD ACADEMICA No. 4: LA TRANSFORMACION DE LA ENERGIA	 57
Parte I : Pigmentos y Vegetales	58
Exp. 24 : Antocinos	59
Exp. 25 : Reacción del jugo celular	61
Exp. 26 : Extracción de los pigmentos del cloroplasto	62
Exp. 27 : Separación de los pigmentos verdes y amarillos	64
Exp. 28 : Separación completa de los cuatro pigmentos del cloroplasto	65
Exp. 29 : Secuencia de los pigmentos en un cromatograma	68
Parte II : El Proceso Fotosintético	70
Exp. 30 : La luz y la clorofila	71
Exp. 31 : La luz y la fotosíntesis	72
Exp. 32 : La clorofila y la fotosíntesis	74
Exp. 33 : Entrada del anhídrido carbónico en la hoja a través de los estomas	75

Exp. 34 : Formación del almidón a partir de los azúcares	77
Exp. 35 : Desaparición del almidón en las hojas mantenidas en la oscuridad	79
Parte III : Respiración	81
Exp. 36 : Respiración aeróbica	82
Exp. 37 : Respiración anaeróbica	83
Exp. 38 : Liberación de calor durante la respira- ción	85
Exp. 39 : Cociente respiratorio	86
Exp. 40 : Efecto de la respiración en el peso de la materia seca de tejidos vegetales	88
Exp. 41 : Acidificación del medio por la raíz	90
 UNIDAD ACADEMICA No. 5: NUTRICION MINERAL DE LAS PLANTAS	 92
Parte I : Elementos Esenciales	93
Exp. 42 : Soluciones nutritivas	94
 UNIDAD ACADEMICA No. 6: DESARROLLO	 97
Parte I : Integración del Desarrollo	98
Exp. 43 : Zonas de crecimiento; raíz	99
Exp. 44: Zonas de crecimiento : tallo	100
Exp. 45 : Zonas de crecimiento : hojas	101
Parte II : Crecimientos Direccionales	103
Exp. 46 : Fototropismo positivo y negativo	104
Exp. 47 : Localización de la respuesta fototrópica	105
Exp. 48 : Geotropismo positivo y negativo	106
Exp. 49 : Localización de la respuesta geotrópica	108
Exp. 50 : Necesidad de Oxígeno para la respuesta geotrópica	109
 UNIDAD ACADEMICA No. 7: GERMINACION DE SE- MILLAS	 111
Parte I : Factores que Afectan la Germinación	112
Exp. 51 : Importancia del pH en la germinación	113
Exp. 52 : Efecto de la temperatura y de la hume- dad sobre la germinación	114

100
101
102
103
104
105
106
107
108
109
110
111
112
113
114
115
116
117
118
119
120
121
122
123
124
125
126
127
128
129
130
131
132
133
134
135
136
137
138
139
140
141
142
143
144
145
146
147
148
149
150

Exp. 53 :	Efecto de temperaturas extremas sobre la germinación	116
Exp. 54 :	La atmosfera y la germinación	117
Exp. 55 :	Prueba química de la viabilidad de la semilla	119
Exp. 56 :	Capacidad de germinación de las semillas	120
Exp. 57 :	Control del letargo en semillas	121
Exp. 58 :	Pelos radicales	123
UNIDAD ACADEMICA No. 8 : HORMONAS DE LAS PLANTAS		125
Parte I : Fitorreguladores		126
Exp. 59 :	Producción de raíces	127
Exp. 60 :	Herbicidas selectivos	128

INTRODUCCION

El Manual incluido a continuación, forma parte de un curso de Fisiología vegetal, que sigue las normas de la planeación curricular. Los experimentos descritos son prácticas adaptadas o modificadas, de acuerdo con las necesidades de la asignatura. Se espera que otros colegas que resuelvan incorporar este material de enseñanza a sus labores docentes, puedan proceder en la misma forma, puesto que estamos conscientes acerca de que las plantas cultivadas de carácter económico varían de una latitud a otra.

El orden en que están incluidos los experimentos se ajusta más a las condiciones didácticas del curso. En consecuencia y en otras circunstancias de enseñanza-aprendizaje, este orden podrá variar, según las conveniencias de cada interesado.

Las disponibilidades de equipo, reactivos y otros materiales de laboratorio que se detallan en cada experimento, están calculados para un máximo de cuatro estudiantes por grupo.

Con excepción de las Unidades Académicas Nos. 1 y 9 del curso teórico a que corresponde este manual, las demás, cuentan con un número variable de experimentos que pueden ser identificados, fácilmente, mirando el contenido que se incluye a continuación. Así, los experimentos siguen los mismos contenidos del curso teórico.

INTRODUCTION

The first part of the book is devoted to a general survey of the history of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject. The second part is devoted to a detailed study of the various methods which have been employed in the study of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject.

The third part of the book is devoted to a detailed study of the various methods which have been employed in the study of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject. The fourth part is devoted to a detailed study of the various methods which have been employed in the study of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject.

The fifth part of the book is devoted to a detailed study of the various methods which have been employed in the study of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject. The sixth part is devoted to a detailed study of the various methods which have been employed in the study of the subject, and to a discussion of the various methods which have been employed in the study of the subject.

Conocedores de las condiciones económicas prevalentes en muchas facultades de ciencias agrícolas, los autores se han preocupado porque los experimentos planeados utilicen un mínimo de equipo nada costoso.

El nivel académico de los distintos experimentos incluidos está planeado particularmente para estudiantes universitarios del pregrado. Sin embargo, introduciendo las variaciones requeridas, ocasionalmente, podrían utilizarse como una ayuda más en los programas graduados, a nivel de maestría.

Aunque los experimentos, en algunos casos, apuntan a la aplicación de los principios físicos; en cambio, hay otros que están diseñados para una aplicación útil y práctica a los problemas de la vida real; es decir, aquellos que están relacionados con la producción y productividad de las plantas cultivadas.

En el grado en que los estudiantes de fisiología vegetal se familiaricen con estos experimentos estarán capacitados para ser mejores profesionales de campo y para continuar, sin mayores tropiezos, sus estudios de posgrado.

Los experimentos que siguen están más relacionados con los aspectos didácticos de la fisiología vegetal; mientras que, en lo concerniente con las labores de investigación que se contemplan en el desarrollo del curso, ellas se encuentran reservadas para los proyectos de investigación que debe realizar cada grupo de estudiantes, a lo largo del curso, con una temática y una metodología que son discutidos en el programa general del curso.

conceder de las condiciones económicas y sociales de las zonas

de las ciencias agrícolas, los autores han procurado por

los experimentos plantados en el terreno de cultivo para

el estudio de los distintos experimentos en las zonas

de las ciencias agrícolas en las universidades del presente. Sin

embargo, tratándose de las variaciones de las condiciones de

los programas de las zonas en los programas de las zonas

de las ciencias.

Aunque los experimentos, en algunos casos, aparecen en la descripción

de los principios físicos; en cambio, hay otros que están destinados para

una aplicación práctica y que se refieren a los problemas de la vida real, a saber,

aplicadas a las relaciones con la producción y productividad de las

ciencias agrícolas.

En el grado en que los estudios de fisiología vegetal se limitan

con estos experimentos están capacitados para ser aplicados a las

ciencias de campo y para continuar, sin mayores dificultades, sus estudios

de los hechos.

Los experimentos que siguen están relacionados con las ciencias

de las ciencias de la fisiología vegetal; mientras que, en el momento de

las labores de investigación que se continúan en el desarrollo de las

ciencias se encuentran reservadas para los proyectos de investigación que

debe realizar cada grupo de estudiantes, a lo largo del curso, con una

meta y una metodología que son discutidos en el programa general del curso.

Finalmente, el estudiante que deba desarrollar sus prácticas de laboratorio debe observar las mismas normas que se han generalizado para el uso de otros laboratorios.

Los autores

-sf ob asoitdng uoa rallofua b noob uop etna uae uo, uoimisaif
 uoiafua uoa uoiafua uoa uoiafua uoa uoiafua uoa uoiafua uoa uoiafua
 .uoiafua uoa uoiafua uoa uoiafua

uoiafua uoa

MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISILOGIA VEGETAL

UNIDAD ACADEMICA No. 2: MATERIA
Y MECANISMOS DE LAS CELULAS

MANUAL DE PRÁCTICAS DEL
CURSO DE FÍSICA Y QUÍMICA
UNIDAD ACADÉMICA DE FÍSICA Y QUÍMICA
Y MECANISMOS DE LAS CÉLULAS

PARTE I : DIFUSION

- Exp. 1 : Factores que afectan la velocidad de difusión: concentración
- Exp. 2 : Factores que afectan la velocidad de difusión : tamaño de la partícula.
- Exp. 3 : Factores que afectan la velocidad de difusión: tiempo
- Exp. 4 : Factores que afectan la velocidad de difusión: densidad

CONTENIDO : INDICE

- Exp. 1 : Factores que afectan la velocidad de reacción
trazada
- Exp. 2 : Factores que afectan la velocidad de reacción
de la partícula.
- Exp. 3 : Factores que afectan la velocidad de reacción
trazada
- Exp. 4 : Factores que afectan la velocidad de reacción
trazada

EXPERIMENTO No. 1

Factores que Afectan la Velocidad de Difusión : Concentración

1.1. MATERIALES

- 2 tubos de ensayo
- 30 ml de gelatina al 5 %
- 1 pipeta de 10 ml.
- 2 ml de azul de metileno al 0,4 %
- 2 ml de azul de metileno al 0,1 %
- 2 corchos
- 2 tiras de papel engomado
- 1 regla graduada en cm.
- 1 gradilla

1.2. PROCEDIMIENTO

Vierta en 2 tubos de ensayo gelatina al 5 %, dejando un espacio libre de 5 cm.

En uno de los tubos llene el espacio libre con 2 ml de azul de metileno al 0,4 %. Al otro tubo añada una solución de azul de metileno al 0,1 %. Tape los tubos con corchos.

Compare las distancias recorridas por la solución concentrada y la solución diluída después de 1 - 2 - 4 y 8 días.

Las medidas se pueden hacer fácilmente invirtiendo los tubos, teniendo mucho cuidado de que estén bien tapados. La exactitud de las medidas debe de ser de más o menos 1 mm.

1.3. RESULTADOS

Anote los resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo Días	Distancia recorrida	
	Solución concentrada	Solución diluída
1		
2		
4		
8		

Factor que afecta la Velocidad de Difusión : Concentración

1.1. MATERIALES

- 5 tubos de ensayo
- 50 ml de solución al 5 %
- 1 pipeta de 10 ml.
- 5 ml de azul de metileno al 0.4 %
- 5 ml de azul de metileno al 0.1 %
- 5 goteros
- 5 tiras de papel empacado
- 1 regla graduada en cm.
- 1 gradilla

1.2. PROCEDIMIENTO

Vierta en 5 tubos de ensayo solución al 5 %, dejando un espacio libre de 5 cm.

Coloque los tubos sobre el espacio libre con 5 ml de azul de metileno al 0.4 %. A otro tubo añada una solución de azul de metileno al 0.1 %. Tapa los tubos con corchos.

Compare las distancias recorridas por la solución con corchos y registre los datos en la tabla de 1 - 2 - 4 y 8 días.

Las medidas se deben hacer fácilmente invirtiendo los tubos, teniendo cuidado de que estén bien tapados. La exactitud de las medidas debe ser de 0.5 mm o menos (0.2 cm).

1.3. RESULTADOS

Nota los resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo (días)	Distancia recorrida	
	Solución al 0.4 %	Solución al 0.1 %
1		
2		
4		
8		

1.4 DISCUSION

1.5 CUESTIONARIO

Cómo influiría un aumento de temperatura en la velocidad de difusión ?

Por qué ?

EXPERIMENTO No. 2

Factores que Afectan la Velocidad de Difusión: Tamaño de la Partícula

2.1 MATERIALES

- 2 tubos de ensayo
- 45 ml de gelatina al 5 %
- 1 pipeta de 10 ml.
- 4 ml de anaranjado de metilo al 0,01 M.
- 4 ml de eosina amarilla al 0,01 M.
- 4 ml de rojo de congo al 0,01 M.
- 3 tiras papel engomado
- 1 regla graduada en cm.
- 1 gradilla
- 1 hoja de papel milimetrado

1.4. DIRECCION

1.5. CUESTIONARIO

Señale en la tabla un momento de temperatura en la estación de
observación.

Por que

EXPERIMENTAL No. 2

Trabaja que Ayuda la / a saber la difusión: En año de la 1919

1.1. MATERIALES

- 5 tubos de ensayo
- 45 ml de glicerina al 2 %
- 1 pipeta de 10 ml.
- 4 ml de un líquido de metilo al 0,01 %
- 4 ml de agua destilada al 0,01 %
- 3 tiras azules de tornasol
- 1 regla graduada en cm.
- 1 gradilla
- 1 hoja de papel milimetrado

2.2 PROCEDIMIENTO

En 3 tubos de ensayo coloque gelatina al 5 %, dejando un espacio libre de 5 cm. En el espacio libre de cada uno de los tubos de ensayo vierta 4 ml de las siguientes disoluciones de colorantes al 0,01 M : anaranjado de metilo, eosina amarilla y rojo de congo.

En cada tubo anote: colorante agregado, fecha y hora de iniciación.

Haga lecturas siempre a la misma hora, en las siguientes fechas: después de 1 - 2 - 3 - 4 - 6 y 8 días de iniciado el experimento.

Compare las distancias reales y las calculadas. Para calcular la distancia recorrida por difusión, utilice la siguiente fórmula:

$d = a \sqrt{V - t}$, en donde :
 d = distancia recorrida
 a = factor de proporcionalidad
 t = tiempo

2.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Tiempo	Anaranjado de metilo		Eosina amarilla		Rojo congo	
	Real	Calc.	Real	Calc.	Real	Calc.
1						
2						
3						
4						
6						
8						

2.4. DISCUSION

Haga gráficas en papel milimetrado. Coloque la distancia en la ordenada y el tiempo en la abscisa.

2.5 CUESTIONARIO

Cuál fué el colorante que mostró menor difusión ?

En 3 tubos de ensayo colocamos gotitas de H_2O_2 dejando un espacio libre de 5 cm. En el segundo tubo de cada uno de los tubos de ensayo viertes 4 ml de las siguientes disoluciones de colorante: FeCl_3 ; amoníaco de colorante, casaca amarilla y rojo de colorante.

En cada tubo: colorante agregado, fecha y hora de iniciación.

Se deja el sistema cerrado a la misma hora, en las siguientes fechas: después de 1 - 2 - 3 - 4 - 5 y 8 días de iniciación de experimento.

Compara las distancias reales y las calculadas. Para calcular la distancia recorrida por difusión, utiliza la siguiente fórmula:

$$d = \sqrt{4 D t} \quad \text{donde: } d = \text{distancia recorrida}$$

$$D = \text{factor de proporcionalidad}$$

$$t = \text{tiempo}$$

2.4 RESULTADOS

Los resultados de los experimentos fueron:

Tiempo	Amoníaco de colorante		Casaca amarilla		Rojo de colorante	
	Real	Calculado	Real	Calculado	Real	Calculado
1						
2						
3						
4						
5						
8						

2.5 DISCUSIÓN

Las gráficas de perfil de concentración, $C(x,t)$, en la dirección x y en tiempo en la abscisa.

2.6 CONCLUSIONES

Que el coeficiente de difusión de colorante es:

Cómo explica el fenómeno anterior ?

Cuál colorante tiene menor tamaño en sus partículas ?

Averigüe los pesos moleculares de los colorantes utilizados

EXPERIMENTO No. 3

Factores que Afectan la Velocidad de Difusión: Tiempo

3.1 MATERIALES

- 1 tubo de ensayo
- 15 ml de gelatina al 5 %
- 1 pipeta
- 5 ml de eosina amarilla al 0,01 M.
- 1 corcho
- 1 tira de papel engomado
- 1 gradilla
- 1 hoja de papel milimetrado

3.2 PROCEDIMIENTO

Vierta en un tubo de ensayo gelatina al 5 %, dejando un espacio libre de 5 cm. Llene unos 5 ml de eosina amarilla al 0,01 M, en el espacio libre. Tape el tubo con un corcho.

Haga una marca con papel engomado, en la unión inicial entre la gelatina y la eosina.

Anote la fecha y hora de iniciación y efectúe las siguientes mediciones: después de 30 minutos, 1 hora, 2 horas, 18 horas, 24 horas, 3, 4 y 8 días.

Con el fin de verificar la validez de los resultados obtenidos en el experimento anterior.

Este experimento se realizó en un laboratorio de física y se utilizaron los siguientes materiales:

Para los cálculos se utilizaron los datos obtenidos en los experimentos anteriores.

EXPERIMENTO 3

El efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro

1. OBJETIVO

- 1. Verificar la validez de los resultados obtenidos en el experimento anterior.
- 2. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 3. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 4. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 5. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 6. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 7. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 8. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 9. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.
- 10. Estudiar el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.

2. PROCEDIMIENTO

Se realizó el experimento en un laboratorio de física y se utilizaron los siguientes materiales:

Se utilizó un motor eléctrico de corriente alterna con una velocidad de giro de 1000 rpm. Se conectó el motor a un sistema de engranajes que permitía variar la velocidad de giro en un rango de 500 a 1500 rpm. Se midió la velocidad de giro del eje de salida del sistema de engranajes con un cronómetro y se comparó con la velocidad de giro del motor.

Se realizaron cinco mediciones de la velocidad de giro del eje de salida del sistema de engranajes para cada una de las velocidades de giro del motor. Se calculó el promedio de las mediciones y se comparó con la velocidad de giro del motor.

Se observó que la velocidad de giro del eje de salida del sistema de engranajes era menor que la velocidad de giro del motor. Esto se debe a que el sistema de engranajes introduce una pérdida de energía por fricción y por el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.

Se concluye que la velocidad de giro del eje de salida del sistema de engranajes es menor que la velocidad de giro del motor. Esto se debe a que el sistema de engranajes introduce una pérdida de energía por fricción y por el efecto de la velocidad de giro en la velocidad de giro.

Procure mantener el tubo de ensayo en un lugar en que haya muy poca variación de la temperatura.

3.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en la siguiente tabla :

Tiempo	Distancia recorrida	
	Real	Calculada
30 min		
1 hora		
2 horas		
18 horas		
24 horas		
3 días		
4 días		
8 días		

3.4 DISCUSION

Lleve sus datos a una gráfica en papel milimetrado. Coloque la distancia real recorrida en la ordenada y el tiempo en la abscisa.

3.5 CUESTICNARIO

Cómo influye el tiempo en la velocidad de difusión ?

Cómo influye el tiempo en la difusión ?

Procura mantener el más alto grado de precisión en un instante en que hay una gran variación de la temperatura.

PROCEDIMIENTO 2.1

Analice los resultados de la siguiente tabla:

Temperatura ambiente	Temperatura del agua	Tiempo de enfriamiento
		10 min
		20 min
		30 min
		40 min
		50 min
		60 min
		70 min
		80 min
		90 min
		100 min

PROCEDIMIENTO 2.2

Trace una gráfica en papel milimetrado. Coloque la temperatura del agua en el eje vertical y el tiempo en el eje horizontal. Marque los puntos de la siguiente tabla:

PROCEDIMIENTO 2.3

¿Cómo influye el tiempo en la velocidad de enfriamiento?

¿Cómo influye el tiempo en la temperatura?

EXPERIMENTO No. 4

Factores que Afectan la Velocidad de Difusión : Densidad

4.1. MATERIALES

- 1 tubo de vidrio de 30 cm.
- 2 motas de algodón
- 1 ml. de hidróxido de amonio
- 1 ml de ácido clorhídrico concentrado
- 1 regla graduada en cm.

4.2. PROCEDIMIENTO

Tome un tubo de vidrio no mayor de 30 cm. de largo por 1 cm de ancho. Tapone ambos extremos con algodón. Moje los tapones de algodón simultáneamente con hidróxido de amonio y ácido concentrado.

Se tendrá un sistema en el cual dos gases (NH_3 - HCl) se estarán difundiendo uno hacia el otro, con velocidades que dependen de la masa de sus moléculas.

El punto en el cual los 2 gases entran en contacto queda revelado por la formación de un anillo blanco.

4.3 RESULTADOS

4.4 DISCUSION

4.5 CUESTIONARIO

Dónde se formó el anillo ?

Factores que afectan la velocidad de difusión

4.1. MATERIALES

Una placa de vidrio de 10 cm. de largo y 5 cm. de ancho.
Una solución de hidróxido de sodio concentrada.
Una solución de hidróxido de sodio diluida.
Una solución de hidróxido de sodio normal.

4.2. PROCEDIMIENTO

Tomar un tubo de vidrio de 10 cm. de largo y 1 cm. de ancho. Tapar los extremos con algodón. Colocar los dos gases de difusión en el tubo con hidróxido de sodio normal y dejar reposar 24 horas.

Después de 24 horas, se toma el tubo y se coloca en un recipiente que contiene una solución de hidróxido de sodio normal. Se observa la formación de un precipitado blanco en la parte superior del tubo.

El precipitado blanco que se forma en la parte superior del tubo es el hidróxido de sodio que se ha formado por la reacción de los gases.

4.3. RESULTADOS

4.4. DISCUSIÓN

4.5. CONCLUSIONES

Debe ser rápido el análisis.

A qué corresponde el anillo blanco ?

Hubiera usted podido predecir un resultado ?

Cuál de estos gases tiene mayor densidad ?

Puede explicar la ley de difusión de Graham ?

¿Qué consecuencias tiene el uso de la fuerza?

¿Qué consecuencias tiene el uso de la fuerza?

¿Qué consecuencias tiene el uso de la fuerza?

¿Qué consecuencias tiene el uso de la fuerza?

PARTE II : OSMOSIS

Exp. 5 : Osmosis y Osmómetro

Exp. 6 : Medida de la presión de succión

Exp. 7 : Turgencia

PARTE II : OSNORIS

- Expt. 5 : Amostraje y distribución
- Expt. 6 : Medida de la posición y la dispersión
- Expt. 7 : Funciones

EXPERIMENTO No. 5

Osmosis y Osmómetro

5.1 MATERIALES

- 10 semillas de frijol
- 2 hojas de papel filtro
- 1 pipeta de 25 ml.
- 25 ml de solución de azúcar al 30 %
- 1 tubo de caucho de 5 cm.
- 1 pedazo de alambre fino
- 1 tubo de vidrio de 3 mm de diámetro por 1,50 metros de largo.
- 1 recipiente de cristal de 100 ml.

5.2 PROCEDIMIENTO

Coloque en agua, cerca de 24 horas, varias semillas de frijol. Quite con mucho cuidado los tegumentos, colóquelos sobre papel filtro y expóngalos al aire por cerca de unos 10 minutos, con el objeto de que endurezcan un poco.

Llene una pipeta de 25 ml con una solución de azúcar al 30 %. En el extremo más largo y con auxilio de un tubo de caucho, amarre un tegumento que no presente roturas. Cuando sea necesario, ajuste bien el tubo alrededor del tegumento con un pedazo de alambre fino con el fin de evitar cualquier escurrimiento.

En el otro extremo de la pipeta, y con ayuda de un tubo de caucho, amarre un tubo de vidrio de 3 mm de diámetro y más o menos 1,50 m. de largo.

Sumerja el extremo de la pipeta que contiene el tegumento en un recipiente que contiene agua destilada.

Observe después de 1 - 2 - 4 - 6 y 8 días, la ascensión de la solución en el tubo de vidrio.

Experimento y Materiales

MATERIALES

- 10 semillas de frijol
- 5 hojas de papel filtro
- 1 pipeta de 25 ml.
- 25 ml de solución de azúcar al 30 %
- 1 tubo de caucho de 5 cm.
- 1 pedazo de alambre fino
- 1 tubo de vidrio de 3 mm de diámetro por 1,50 metros de largo.
- 1 recipiente de cristal de 100 ml.

PROCEDIMIENTO

Coloque en agua, cerca de 24 horas, varias semillas de frijol. Quite con mucho cuidado los germenitos, colóquelos sobre papel filtro y expóngalos al aire por cerca de una hora, con el objeto de que se sequen un poco.

Haga una alfiler de 25 ml con una solución de azúcar al 30 %. En el extremo más largo y con auxilio de un tubo de caucho, prepare un torniquete, que no presente roturas. Cuando sea necesario, ajuste bien el tubo alrededor del torniquete con un pedazo de alfiler fino con el fin de evitar cualquier sacudimiento.

En el otro extremo de la pipeta, y con ayuda de un tubo de caucho, prepare un tubo de vidrio de 3 mm de diámetro y más o menos 1,50 m. de largo.

Sumerja el extremo de la pipeta que contiene el torniquete en un recipiente que contiene agua destilada.

Observe durante los 1 - 2 - 4 - 6 y 8 días, la separación de la solución en el tubo de vidrio.

5.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo Días	Recorrido cm.
1	
2	
4	
6	
8	

5.4 DISCUSION**5.5 CUESTIONARIO**

A qué se debe la subida del agua por el tubo ?

A qué molaridad corresponde la concentración del 30 %

Cuál sería la altura alcanzada en el caso de usar una solución 0,1 M ?

5.1. RESULTADOS

Para los resultados de los ensayos se obtiene:

Temperatura (°C)	Resistencia (kg/cm ²)
1	
2	
3	
4	
5	

5.2. DISCUSION

5.3. CONCLUSIONES

Se debe tener en cuenta la pérdida de agua por el tubo y

La pérdida de agua correspondiente a la concentración del 30 %

Cada vez que la altura aumenta en el caso de usar una solución
0,1 M y

EXPERIMENTO No. 6

Medida de la Presión de Succión

6.1 MATERIALES

- 50 ml de solución de 1 M de sacarosa
- 50 ml de una solución 0,5 M de sacarosa
- 50 ml de una solución de 0,25 M de sacarosa
- 50 ml de una solución 0,125 M de sacarosa
- 4 recipientes de cuello ancho de 100 ml.
- 4 tiras de papel engomado
- 1 cilindro de perforar tapones
- 1 cuchilla
- 1 balanza con aproximación a gr.
- 2 hojas de papel secante

6.2 PROCEDIMIENTO

Prepare soluciones de sacarosa de las siguientes molaridades :
1 - 0,5 - 0,25 - 0,125. Coloque 50 ml de cada una de ellas en recipientes de cuello ancho, convenientemente etiquetadas.

Obtenga un cilindro de papa con un cilindro de perforar tapones y divídalo en discos de 2 a 3 mm de espesor

Prepare 4 lotes de discos de 8 gr. de peso cada uno. Seque las superficies cortadas con papel secante, pero sin apretarlas.

Ponga cada uno de los lotes en los recipientes que contienen las diferentes soluciones molares.

Después de 24 horas saque cada serie de discos, seque sus superficies y vuelva a pesar.

Algunas series de rodajas presentarán un aumento de peso, debido a la absorción de agua y otras presentarán una pérdida de peso.

6.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Soluciones Molar	Peso Inicial gr.	Peso Final gr.	Ganancia ó pérdida
1			
0,5			
0,25			
0,125			

6.4 DISCUSION

6.5 CUESTIONARIO

Cuál de las series de rodajas presentó el menor cambio de peso ?

En cuál de los valores obtenidos, la presión de succión de la solución es casi igual a la del tejido ?

Cuáles series de discos presentaron un aumento de peso ?

De cuántas atmósferas es la presión osmótica de una solución molar de sacarosa ?

A cuántas atmósferas corresponde la presión osmótica de una solución 0,125 molar de sacarosa ?

RESPOSTAS 2.3

Anotar sus resultados en el siguiente cuadro:

Ganancia o Pérdida	Peso Final (gr.)	Peso Inicial (gr.)	Soluciones (molar)
			1
			0,5
			0,25
			0,125

DISCUSION 2.4

QUESTIONARIO 2.5

Cuál de las series de bobinas presentó el menor cambio de peso?

En cuál de los valores obtenidos, la presión de succión de la solución es casi igual a la del tejido?

Cuáles series de discos presentaron un aumento de peso?

De cuántas atmósferas es la presión osmótica de una solución de sacarosa?

A cuántas atmósferas corresponde la presión osmótica de una solución 0,125 molar de sacarosa?

EXPERIMENTO No. 7

Turgencia

7.1 MATERIALES

- 1 planta joven de habichuela ó pedúnculo de diente de león
- 1 cuchilla
- 1 recipiente de cristal de 50 ml
- 20 ml de solución 0,5 M de cloruro de calcio.

7.2 PROCEDIMIENTO

Divida longitudinalmente, en 4 tiras, un tallo joven de habichuela o un pedúnculo de diente de león

Observe cómo las tiras obtenidas se encorvan hacia afuera, debido a la expansión de las células internas al ser liberadas de la compresión del tallo intacto.

Sumérjala algunas de las tiras en una solución 0,5 M de cloruro de calcio.

7.3 RESULTADOS

7.4. DISCUSION

7.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con la curvatura?

	<u>Page</u>
INTRODUCTION	1
1.1. PURPOSE	1
1.2. SCOPE	1
1.3. REFERENCES	1
1.4. DEFINITIONS	1
1.5. APPARATUS	1
1.6. PROCEDURE	1
1.7. RESULTS	1
1.8. DISCUSSION	1
1.9. CONCLUSIONS	1
1.10. REFERENCES	1
1.11. APPENDICES	1
1.12. BIBLIOGRAPHY	1
1.13. GLOSSARY	1
1.14. INDEX	1
1.15. SUMMARY	1
1.16. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.17. REFERENCES	1
1.18. APPENDICES	1
1.19. BIBLIOGRAPHY	1
1.20. GLOSSARY	1
1.21. INDEX	1
1.22. SUMMARY	1
1.23. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.24. REFERENCES	1
1.25. APPENDICES	1
1.26. BIBLIOGRAPHY	1
1.27. GLOSSARY	1
1.28. INDEX	1
1.29. SUMMARY	1
1.30. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.31. REFERENCES	1
1.32. APPENDICES	1
1.33. BIBLIOGRAPHY	1
1.34. GLOSSARY	1
1.35. INDEX	1
1.36. SUMMARY	1
1.37. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.38. REFERENCES	1
1.39. APPENDICES	1
1.40. BIBLIOGRAPHY	1
1.41. GLOSSARY	1
1.42. INDEX	1
1.43. SUMMARY	1
1.44. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.45. REFERENCES	1
1.46. APPENDICES	1
1.47. BIBLIOGRAPHY	1
1.48. GLOSSARY	1
1.49. INDEX	1
1.50. SUMMARY	1
1.51. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.52. REFERENCES	1
1.53. APPENDICES	1
1.54. BIBLIOGRAPHY	1
1.55. GLOSSARY	1
1.56. INDEX	1
1.57. SUMMARY	1
1.58. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.59. REFERENCES	1
1.60. APPENDICES	1
1.61. BIBLIOGRAPHY	1
1.62. GLOSSARY	1
1.63. INDEX	1
1.64. SUMMARY	1
1.65. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.66. REFERENCES	1
1.67. APPENDICES	1
1.68. BIBLIOGRAPHY	1
1.69. GLOSSARY	1
1.70. INDEX	1
1.71. SUMMARY	1
1.72. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.73. REFERENCES	1
1.74. APPENDICES	1
1.75. BIBLIOGRAPHY	1
1.76. GLOSSARY	1
1.77. INDEX	1
1.78. SUMMARY	1
1.79. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.80. REFERENCES	1
1.81. APPENDICES	1
1.82. BIBLIOGRAPHY	1
1.83. GLOSSARY	1
1.84. INDEX	1
1.85. SUMMARY	1
1.86. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.87. REFERENCES	1
1.88. APPENDICES	1
1.89. BIBLIOGRAPHY	1
1.90. GLOSSARY	1
1.91. INDEX	1
1.92. SUMMARY	1
1.93. ACKNOWLEDGMENTS	1
1.94. REFERENCES	1
1.95. APPENDICES	1
1.96. BIBLIOGRAPHY	1
1.97. GLOSSARY	1
1.98. INDEX	1
1.99. SUMMARY	1
1.100. ACKNOWLEDGMENTS	1

A qué se debe esta situación ?

En qué consiste la turgencia ?

PARTE III : PLASMOLISIS

Exp. 8 : Plasmólisis

Exp. 9 : Determinación de la concentración de las células por el proceso plasmolítico.

Exp. 10: Cierre de los estomas causado por plasmólisis de las células estomáticas.

1950

Exp. 8 : Plasmólisis

TARTE III : PLASMOLISIS

Exp. 9 : Determinación de la concentración de las células por el proceso plasmolítico.

Exp. 10 : Efecto de la concentración de las células por plasmólisis de las células animales.

... de los organismos animales...

EXPERIMENTO No. 8

Plasmólisis

8.1 MATERIALES

- 1 planta de Zebrina
- 1 cuchilla
- 1 recipiente de cristal de 100 ml.
- 1 porta-objetos
- 1 cubreobjetos
- 1 microscopio
- 10 ml de solución 1 M de sacarosa
- 1 hoja de papel filtro

8.2 PROCEDIMIENTO

Obtenga algunos pedacitos de tejido de epidermis de zebrina (*Zebrina sp*) y colóquelos en un recipiente con agua.

Monte uno o dos de estos cortes en agua y examínelos al microscopio. Las células se verán llenas de jugo.

Sumerja unos cortes en una solución 1 M de sacarosa, de 5 a 10 minutos. Móntelos en un porta-objetos en el mismo medio, cúbralos y obsérvelos al microscopio. Muchas de las células estarán plasmolizadas, debido a la reducción del volumen de sus protoplasmas causada por el paso de agua a la solución de azúcar.

Sustituya la solución que causó plasmólisis por agua de grifo. Seque el exceso de agua con papel filtro. Cubra el tejido de nuevo con un cubre-objetos y observe lo que ocurre.

8.3 RESULTADOS

Haga una serie de gráficos de sus observaciones.

Temas de la asignatura

8.1 MATERIALES

- 1 planta de Nephrolepis
- 1 cuchilla
- 1 recipiente de cristal de 100 ml.
- 1 porta-objetos
- 1 cubreobjetos
- 1 microscopio
- 10 ml de solución 1 M de sacarosa
- 1 hoja de papel filtro

8.2 PROCEDIMIENTO

Se realiza el experimento de tejido de epidermis de Nephrolepis (Nephrolepis sp.) en un recipiente con agua.

Se hacen unos cortes en agua y examínalos al microscopio. Las células se ven llenas de jugo.

Se hacen unos cortes en una solución 1 M de sacarosa, de 5 a 10 minutos. Múntalos en un porta-objetos en el mismo medio, cubrenlos y obsérvalos al microscopio. Muchas de las células estarán plasmolizadas, debido a la reducción del volumen de sus protoplasmas causada por el paso de agua a la solución de sacarosa.

Quítalos la solución que causó plasmólisis por agua de quilo. Se-que el exceso de agua con papel filtro. Cubre el tejido de nuevo con un cubre-objetos y observa lo que ocurre.

8.3 RESULTADOS

Haga una serie de gráficos de sus observaciones.

8.4 DISCUSION

8.5 CUESTIONARIO

El espacio entre la pared celular y el protoplasma de las células plasmolizadas, por qué fué ocupado ?

En qué consiste la plasmólisis ?

Observó cambio en la intensidad de la coloración del jugo de las células plasmolizadas ?

En qué consiste la deplasmólisis ?

Cuál fue el tiempo necesario para la deplasmólisis ?

8.4. CUESTIONARIO

8.7. CUESTIONARIO

El espacio entre la pared celular y el protoplasma de las células plasmolizadas, por qué está ocupado?

En qué consiste la plasmólisis?

Observe cambio en la intensidad de la coloración del jugo de las células plasmolizadas?

En qué consiste la deplasmólisis?

Cuál fue el tiempo necesario para la deplasmólisis?

EXPERIMENTO No. 9

Determinación de la Concentración de las Células por el Proceso Plasmolítico.

9.1 MATERIALES

10 ml de solución 0,15 M de sacarosa
10 ml de solución 0,20 M de sacarosa
10 ml de solución 0,25 M de sacarosa
10 ml de solución 0,30 M de sacarosa
10 ml de solución 0,35 M de sacarosa
10 ml de solución 0,40 M de sacarosa
10 ml de solución 0,45 M de sacarosa
10 ml de solución 0,50 M de sacarosa
1 planta de zebrina
8 porta-objetos
8 cubre-objetos
8 tiras de papel engomado
1 cuchilla
1 microscopio

9.2 PROCEDIMIENTO

Prepare disoluciones de sacarosa de las siguientes molaridades:
0,15 - 0,20 - 0,25 - 0,30 - 0,35 - 0,40 - 0,45 y 0,50.

En cada una de estas soluciones coloque pedacitos de tejido de epidermis de una planta que tenga el pigmento antociano en el jugo celular, por ejemplo zebrina (Zebrina sp).

Después de 5 a 10 minutos móntelos en un porta-objetos, en la misma solución correspondiente, teniendo mucho cuidado de rotular los portaobjetos.

Observe al microscopio y anote cuál de las molaridades causó por lo menos un 30 % de plasmólisis.

La solución que causa plasmólisis incipiente es aproximadamente isotónica con la concentración de las células; es decir, tiene la misma presión osmótica.

Determinación de la Concentración de las Células por el Método Pfla-
ger

9.1 MATERIALES

- 10 ml de solución 0,1 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,15 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,25 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,30 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,35 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,40 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,45 M de sacarosa
- 10 ml de solución 0,50 M de sacarosa

- 1 planta de cebolla
- 8 porta-objetos
- 8 cubre-objetos
- 8 tiras de papel engomado
- 1 cuchilla
- 1 microscopio

9.2 PROCEDIMIENTO

Prepárese disoluciones de sacarosa de las siguientes molaridades:
0,15 - 0,20 - 0,25 - 0,30 - 0,35 - 0,40 - 0,45 y 0,50.

En cada una de estas soluciones coloque pedacitos de tejido de
epidermis de una planta que tenga el pigmento entociano en el
fondo celular, por ejemplo cebolla (*Allium sp.*).

Después de 5 a 10 minutos móntelos en un porta-objeto con la
misma solución correspondiente, teniendo mucho cuidado de rotar
los porta-objetos.

Observe al microscopio y anote cuál de las molaridades da lugar por
lo menos un 50 % de plasmólisis.

La solución que cause plasmólisis incipiente es aproximadamente
isotónica con el contenido de las células; es decir, tiene la
misma presión osmótica.



9.3 RESULTADOS

Anote la molaridad que causó plasmólisis incipiente. Mida la temperatura. Calcule la presión osmótica de la savia celular.

9.4 DISCUSION

9.5 CUESTIONARIO

Cuál fue la molaridad que causó la plasmólisis incipiente ?

Cuál cree que era la concentración osmótica, en forma aproximada de las células estudiadas ?

EXPERIMENTO No. 10

Cierre de los Estomas Causado por Plasmólisis de las Células Estomáticas

10.1 MATERIALES

1 planta de zebrina	5 ml de agua destilada
1 cuchilla	2 porta-objetos
2 vidrios de reloj	2 cubre-objetos
5 ml de solución de cloruro de calcio al 33 %	1 microscopio

9.3 RESULTADOS

Anote la morbilidad que causó plasmodias incidente. Mida la temperatura. Calcule la presión osmótica de la savia celular.

9.4 DISCUSION

9.5 CUESTIONARIO

¿Cuál fue la morbilidad que causó la plasmodias incidente?

¿Cuál era que era la concentración osmótica, en forma porcentual, de la savia celular estudiada?

EXPERIMENTO No. 10

Cierre de los Estomas Causado por Plasmodias de las Células Estomáticas

9.1 MATERIAL

- 1 planta de cebollas
- 1 cuchilla
- 2 vidrios de reloj
- 2 ml de solución de cloruro de calcio al 3% w/v
- 1 microscopio
- 2 cubre-objetos
- 2 porta-objetos
- 2 ml de agua destilada

10.2 PROCEDIMIENTO

Arranque un pedazo de epidermis inferior de una hoja de zebri-
na (Zebrina sp.) y divídalo en 2 partes. Coloque una de ellas
en un vidrio de reloj que contenga una solución concentrada de
cloruro de calcio; la otra colóquela en un vidrio de reloj con agua
destilada.

Después de 5 a 10 minutos, móntelas en un porta objetos en una
gota del mismo medio en que estaban, cúbralas con el cubre-ob-
jetos y examínelas al microscopio.

10.3 RESULTADOS

Haga gráficos de los estomas en las dos condiciones

10.4 DISCUSION

10.5 CUESTIONARIO

Qué ocurre con los estomas que estuvieron en la solución de
cloruro de calcio ?

Qué ocurre con los estomas que estuvieron en el agua destilada ?

10.2 PROCEDIMIENTO

Prepara un pedazo de epidermis inferior de una hoja de cebolla (*Sesuvium sp.*) y divídalo en 2 partes. Coloca una de ellas en un vidrio de reloj que contenga una solución concentrada de cloruro de calcio; la otra colócala en un vidrio de reloj con agua destilada.

Después de 5 a 10 minutos, móntalas en un portaobjetos en una gota del mismo medio en que estaban, cubrelas con el cubreobjetos y examínalas al microscopio.

10.3 RESULTADOS

Haga gráficos de los estomas en las dos condiciones

10.4 DISCUSION

10.5 CUESTIONARIO

¿Qué ocurre con los estomas que estuvieron en la solución de cloruro de calcio?

¿Qué ocurre con los estomas que estuvieron en el agua destilada?

A qué se deben estas situaciones ?

¿deben estas funciones?

PARTE IV : IMBIBICION

Exp. 11 : Imbibición de agua por la semilla

Exp. 12 : Presión desarrollada durante la imbibición

PARTIE II : PARTITION

- 1.1. Théorie des partitions
- 1.2. Théorie des partitions

EXPERIMENTO No. 11

Imbibición de Agua por la Semilla

11.1 MATERIALES

50 gr de semillas de maíz, ó de fríjol
1 bureta de 200 ml
1 matraz aforado de 250 ml.
300 ml de agua destilada
1 mechero
1 trípode
1 recipiente de 500 ml.

11.2 PROCEDIMIENTO

Peso 50 gr. de semillas de maíz o de fríjol, las que previamente han sido secadas a 105 grados centígrados, durante varias horas y enfriadas en un desecador.

Coloque las semillas en 100 ml. de agua en la bureta y observe lo que ocurre en cuanto al volumen.

Luego ponga las semillas en matraz aforado de 250 ml y cúbralas con suficiente agua destilada, recién hervida y enfriada. Agite vigorosamente durante un rato para sacar cualquier burbuja de aire que se forme. Posteriormente enrarse el volumen con la misma clase de agua.

Observe los cambios de volumen tanto de las semillas como del sistema después de 2 - 16- 24 - 48 horas.

11.3 RESULTADOS

Determine la cantidad de agua imbibida por la semilla.

Mida el volumen final del imbibiente.

Imbibición de Agua por la Semilla

11.1 MATERIALES

- 1 Recipiente de 500 ml.
- 1 Trípode
- 1 Mechero
- 300 ml de agua destilada
- 1 Matraz aforado a 100 ml.
- 1 Balanza analítica (0.001 g)
- 50 g de semillas de maíz o de frijol, las que previamente han sido secadas a 105 grados centígrados durante varias horas y enfriadas en un desecador.

11.2 PROCEDIMIENTO

Colocar las semillas en 100 ml. de agua en la bureta y observar lo que ocurre en cuanto al volumen.

Luego poner las semillas en matraz aforado de 100 ml y cubrir las con suficiente agua destilada, recién hervida y enfriada. A las 24 horas observar durante un rato para sacar cualquier burbujita de aire que se forme. Posteriormente enrasar el volumen con la misma cantidad de agua.

Observar los cambios de volumen tanto de las semillas como del sistema después de 2, 4, 8, 16, 24 y 48 horas.

11.3 RESULTADOS

Determinar la cantidad de agua imbibida por la semilla.

Gráfica el volumen final del imbibido.

11.4 DISCUSION

11.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con el volumen final del sistema ?

En qué porcentaje aumentó el volumen del imbibiente ?

EXPERIMENTO No. 12

Presión Desarrollada Durante la Imbibición

12.1. MATERIALES

- 1 caja de cartulina de 5 cm. de lado
- 1/2 libra de yeso
- 20 semillas de fríjol
- 1 tarro de hoja de lata
- 1 varilla de vidrio de 10 cm.

12.2 PROCEDIMIENTO

Prepare una pasta bastante suave de yeso. Llene hasta la mitad de una caja de cartón con esta pasta.

Coloque de 8 a 10 semillas de fríjol en el centro de la pasta y encima de las semillas coloque el resto de la pasta, hasta llenar la caja de cartón. Las semillas de fríjol previamente deben haber sido secadas a 105 grados centígrados y enfriadas en un desecador.

1.4. RECIPIENTE

1.5. PROCEDIMIENTO

Colocar en un recipiente con el volumen final del sistema

El porcentaje aumentó el volumen del impidido

EXPERIMENTO 10.15

Prueba de la Ley de la Impedición

1.1. MATERIAL

- 1. Hoja de cartón de 5 cm. de lado
- 1. Hoja de yeso
- 20 semillas de frijol
- 1. Tarro de hoja de lata
- 1. Varilla de vidrio de 10 cm.

1.2. PROCEDIMIENTO

Preparar una pasta bastante suave de yeso. En un tarro de hoja de lata de una caja de cartón con esta pasta.

Colocar de 8 a 10 semillas de frijol en el centro de la pasta y encima de las semillas colocar el resto de la pasta hasta llenar la caja de cartón. Las semillas de frijol previamente deben haber sido secadas a 105 grados centígrados y trituradas en un desecador.

Cuando el yeso esté firme, retire el molde y mantenga el bloque bien mojado durante algún tiempo.

Observe lo que ocurre al bloque después de varias horas.

12.3 RESULTADOS

12.4 DISCUSION

12.5 CUESTIONARIO

Podría haber observado lo mismo en un frasco de vidrio ?

Indique algunas aplicaciones de este experimento.

Condiciones de uso: este libro pertenece al patrimonio de la biblioteca de la Universidad de Chile y no puede ser prestado ni vendido sin el consentimiento de la biblioteca.

Obsérvese la que ocurre en el fondo de cada una de las varias formas.

12.3 RESULTADOS

12.4 DISCUSION

12.5 CONCLUSIONES

Podría haberse observado lo mismo en un fondo de vidrio?

Indique algunas aplicaciones de este experimento.

**MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISIOLOGIA VEGETAL**

UNIDAD ACADEMICA No. 3 : LAS PLANTAS Y EL AGUA

MANUAL DE PRÁCTICAS DEL
CURSO DE FISIOPATÍA VASCULAR

UNIDAD 1. LA DEFORMACIÓN DE LAS FIBRAS Y EL AGUA

PARTE I : EL AGUA DEL SUELO

Exp. 13 : Condiciones del agua en el suelo

PARTE I : EL AGUA DEL SUELO
Exo. 13 : Condiciones del agua en el suelo

EXPERIMENTO No. 13

Condiciones del Agua en el Suelo

13.1 MATERIALES

- 2 Embudos de 400 ml.
- 2 hojas de papel filtro
- 440 gr. de suelo arenoso
- 440 gr. de suelo arcilloso
- 2 macetas
- 50 semillas de maíz
- 1 gradilla
- 2 recipientes de 400 ml.
- 1 pliego de plástico

13.2 PROCEDIMIENTO

Tome dos embudos y colóquelos su respectivo papel filtro. En el embudo No 1 coloque 220 gr de suelo arenoso y el embudo No 2, la misma cantidad de suelo, pero arcilloso.

Agregue 200 ml de agua a cada uno de los embudos y recoja la cantidad drenada en un recipiente individual.

Por otro lado, en 2 macetas que contengan la misma clase de suelo de los embudos y en la misma cantidad, siembre unas semillas de maíz. Riegue abundantemente y una vez que haya drenado toda el agua, cubra la superficie con un plástico.

Haga crecer las plantas hasta que éstas lleguen a la marchitez permanente.

Las determinaciones de peso para las macetas 1 y 2 se obtienen de los suelos tratados en forma semejante y secados en un horno con todas las partes de la planta quitadas cuidadosamente.

13.3 RESULTADOS

Anote todos sus datos en un cuadro.

Condiciones del Agua en el Suelo

13.1 MATERIALES

- 2 Embudos de 400 ml.
- 2 hojas de papel filtro
- 440 gr. de suelo arenoso
- 440 gr. de suelo arcilloso
- 2 macetas
- 50 semillas de maíz
- 1 trahile
- 2 recipientes de 400 ml.
- 1 plato de plástico

13.2 PROCEDIMIENTO

1. Tome dos embudos y colóquelos en respectivo papel filtro. En el embudo No. 1 coloque 220 gr. de suelo arenoso y el embudo No. 2, la misma cantidad de suelo, pero arcilloso.

2. Atrase 200 ml de agua a cada uno de los embudos y recoja la cantidad drenada en un recipiente individual.

3. Por otro lado, en 2 macetas que contengan la misma clase de suelo de los embudos y en la misma cantidad, siempre una semilla de maíz. Riegue abundantemente y una vez que haya drenado toda el agua, cubra la superficie con un plástico.

4. Haga crecer las plantas hasta que éstas lleguen a la meseta de crecimiento.

5. Las determinaciones de peso para las raíces R y S se obtienen de los suelos tratados en forma semejante y secados en un horno con todas las partes de la planta quitadas cuidadosamente.

13.3 RESULTADOS

1. Anote todos sus datos en un cuadro.

13.4 DISCUSION

13.5 CUESTIONARIO

Cuál es la capacidad de campo del suelo arenoso ?

Cuál es la capacidad de campo del suelo arcilloso ?

Cuál es la capacidad de almacenaje del suelo arenoso ?

Cuál es la capacidad de almacenaje del suelo arcilloso ?

Cuál es el porcentaje de agua higroscópica del suelo arenoso ?

Cuál es el porcentaje de agua higroscópica del suelo arcilloso ?

DISCUSSION 18.1

CONSTITUTION 18.2

Constitution of the Republic of the Philippines

Constitution of the Republic of the Philippines

Constitution of the Republic of the Philippines

Constitution of the Republic of the Philippines

Constitution of the Republic of the Philippines

Constitution of the Republic of the Philippines

PARTE II : ABSORCION DEL AGUA POR LA RAIZ

Exp. 14 : Absorción de agua

Exp. 15 : Presión radical

PART II : ABSORCIÓN DEL AGUA POR LA RAÍZ

Exp. 14 : Reacción de agua

Exp. 15 : Presión radicular

EXPERIMENTO No. 14

Absorción de Agua

14.1 MATERIALES

- 1 frasco de 200 a 300 ml de base ancha
- 1 tapón de caucho
- 1 pipeta graduada de 10 ml.
- 1 vástago leñoso de 20 a 30 hojas
- 1 cilindro para perforar

14.2 PROCEDIMIENTO

Monte un potómetro de la siguiente manera: En un frasco de 200 a 300 ml de capacidad, de base ancha, colóquese un tapón de caucho provisto de 2 orificios. Un orificio servirá para colocar una pipeta graduada y otro para colocar un vástago leñoso provisto de 20 a 30 hojas y que haya estado con el extremo en agua durante toda la noche.

Llene el frasco con agua hasta el borde y tape fuertemente, cuidando que no queden burbujas. El exceso de agua subirá por la pipeta. Si no sube lo suficiente, acabe de llenar echándole agua con otra pipeta.

Anote el tiempo empleado en realizarse una cierta pérdida de agua, medida por el descenso que ha sufrido en la pipeta graduada.

Repita la observación para la confirmación del valor obtenido. Este valor representa la velocidad de absorción de agua por la ramita.

Cualquier cambio de la temperatura introducirá un serio error en el experimento, por lo cual las lecturas deben limitarse a cortos intervalos de tiempo y el aparato debe mantenerse libre de corrientes de aire.

Absorción de agua

MATERIALES

- 1 frasco de 500 a 300 ml de base ancha
- 1 tapón de caucho
- 1 pipeta graduada de 10 ml.
- 1 vaso de 20 a 30 hojas
- 1 cilindro para perforar

PROCEDIMIENTO

Mede un centímetro de diámetro en la siguiente manera: en un frasco de 300 a 300 ml de capacidad, de base ancha, colócale un tapón de caucho provisto de 3 orificios. Una pipeta y un vaso graduado con una pipeta graduada y otro para colocar un vaso de 20 a 30 hojas provisto de 20 a 30 hojas y que haya estado con el extremo superior hacia abajo durante toda la noche.

Llene el frasco con agua hasta el nivel de la pipeta y tape fuertemente el tapón dando que no pueden burbujear. Coloque el vaso de agua cubierto con la pipeta. Si no cabe la pipeta, córtela para llenar con el agua. Coloque la pipeta con otra pipeta.

Anote el tiempo empleado en realizarse un cierto período de absorción de agua, medida por el descenso que se produce en la pipeta graduada.

Repita la observación con la configuración del valor obtenido. Este valor representa la velocidad de absorción de agua por la planta.

Quelquier cambio de la temperatura introducirá un serio error en el experimento, por lo cual las lecturas deben limitarse a ciertos intervalos de tiempo y el vaso debe mantenerse firme de manera que no se mueva.

14.3. RESULTADOS

Anote los resultados obtenidos en el siguiente cuadro:

Tiempo	Lectura inicial	Lectura final	Diferencias

14.4 DISCUSION

14.5 CUESTIONARIO

Qué significa la diferencia de las lecturas en el tubo graduado ?

Hay alguna relación entre el peso del agua absorbida y el peso del agua transpirada ?

EXPERIMENTO No. 15

Presión Radical

15.1 MATERIALES

- 1 maceta pequeña
- 10 semillas de maíz
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cuchilla

Análisis de los resultados obtenidos en el experimento:

Temperatura	Lección inicial	Lección final	Diferencia

14.4. DISCUSIÓN

14.5. CUESTIONARIO

¿Qué significa la diferencia de las lecturas en el tubo graduado?

Hay alguna relación entre el peso del agua absorbida y el peso del agua transpirada?

EXPERIMENTO No. 15

Presión Radical

15.1. MATERIALES

- 1 maceta pequeña
- 10 semillas de maíz
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cubilla

15.2 PROCEDIMIENTO

Siembre en una maceta de 6 a 8 semillas de maíz que muestren una buena conformación. Póngalas a germinar en un lugar seguro. Riéguelas diariamente.

Cuando las plantas tengan de 4 a 6 cm de altura, riéguelas en forma abundante con agua de grifo y colóquelas en la oscuridad.

Después de haber permanecido por lo menos una hora en la oscuridad, retírelas y córtelas el tallo sin demora.

15.3 RESULTADOS

Anote lo que observó al realizar el corte. Ayúdese de un gráfico.

15.4 DISCUSION

15.5 CUESTIONARIO

Qué salió al realizar el corte del tallo ?

Cómo se denomina el proceso ?

Se presenta este fenómeno en todas las especies ? Por qué ?

15.1 PRONUNCIAMIENTO

Trabaja en una tarjeta de 8 centímetros de ancho que muestre una buena pronunciación. Escribe y termina en un lugar adecuado. Escribe las palabras cuidadosamente.

Cuando las plantas tengan de 4 a 6 cm de altura, rieguelas en forma abundante con agua de riego y colócalas en las macetas.

Después de haber acostumbrado por lo menos una hora en las macetas, rieguelas y colócalas en el jardín.

15.2 RESULTADOS

Anota lo que observó al realizar el corte. Véase el gráfico.

15.3 DISCUSION

15.4 CONCLUSIONES

¿Qué salió al realizar el corte del tallo?

¿Cómo se denomina el proceso?

¿Se presenta este fenómeno en todas las especies? ¿Por qué?

PARTE III: TRANSPORTE DE AGUA

Exp. 16 : Vías de conducción del agua

AUS. ED. TRIPOLITANA DI CUA

1921. 10 : Via di Condordia del 1921

EXPERIMENTO No. 16

Vías de Conducción del Agua

16.1 MATERIALES

- 1 planta de balsamina
- 1 recipiente de 100 ml.
- 1 ml de solución de eosina
- 1 cuchilla

16.2 PROCEDIMIENTO

Arranque una planta de balsamina (Impatiens sp.), cuyo tallo tenga menos de 1 cm de diámetro a la altura de sus entrenudos inferiores.

Lave el suelo que se encuentre adherido a las raíces y sumérjala en un recipiente que contiene agua, a la cual se le agrega 1 ml de solución de eosina.

Deje a la planta en estas condiciones durante una hora, después de la cual saque la planta y lave las raíces bajo el grifo.

Las fibras del xilema de las raíces, del tallo y de las hojas estarán teñidas de rojo claro y serán visibles a simple vista, debido a la translucidez de los tejidos y a la proximidad de las fibras a la superficie.

Coloque de nuevo la planta en la solución y deje por lo menos durante 24 horas hasta que el mesofilo quede inyectado en rojo.

16.3 RESULTADOS

Anote todo lo que observe cuando haga un corte transversal del entrenudo y lo examine al microscopio.

Vías de Conductión del Agua

16.1 MATERIALES

- 1 planta de palmarina
- 1 recipiente de 100 ml.
- 1 ml de solución de eosina
- 1 cubilla

16.2 PROCEDIMIENTO

Arropar una planta de palmarina (Impatiens sp.), cuyo tallo tenga menos de 1 cm de diámetro a la altura de sus entrenudos inferiores.

Lave el suelo que se encuentre adherido a las raíces y sumérjala en un recipiente que contenga agua, a la cual se le agregará 1 ml de solución de eosina.

Deje a la planta en estas condiciones durante una hora, después de la cual expóngala a la luz y lave las raíces bajo el grifo.

Después del sistema de las raíces, del tallo y de las hojas en la parte superior de la planta, se observará una línea roja, debido a la presencia de la eosina en las células de la corteza de las raíces y a la proximidad de las células de la corteza.

Después de lavar la planta en la solución y dejarla por lo menos durante 14 horas hasta que el mesillo quede proyectado en rojo.

16.3 RESULTADOS

Ahora todo lo que observe cuando haga un corte transversal del tallo y lo examine al microscopio.

16.4 DISCUSION

16.5 CUESTICNARIO

Qué tejidos se tiñen de rojo ?

Se puede seguir el camino de la eosina desde las raíces hasta las pequeñas fibras conductoras de las hojas ?

16.4 DISCUSSION

16.4 THE NATURE

Que todas las fibras de tejido y

Se puede seguir el camino de la fibra desde las raíces hasta las pequeñas fibras conductoras de las hojas ?

PARTE IV : PERDIDA DE AGUA COMO VAPOR (TRANSPIRACION)

- Exp. 17 : Succión debida a la transpiración**
- Exp. 18 : Transpiración estomática**
- Exp. 19 : Estimación de la transpiración**
- Exp. 20 : Grado de apertura de los estomas**
- Exp. 21 : Relación estomática haz- enves**
- Exp. 22 : Medición de la transpiración**

PARTIE IV : PERDIDA DE AGUA COMO VAPOR (TRANSPIRACION)

- Exp. 17 : Acción debida a la transpiración
- Exp. 18 : Transpiración automática
- Exp. 19 : Estimación de la transpiración
- Exp. 20 : Grado de apertura de los estomas
- Exp. 21 : Relación automática hacia arriba
- Exp. 22 : Medición de la transpiración

EXPERIMENTO No. 17

Succión Debida a la Transpiración

17.1 MATERIALES

- 1 planta
- 1 gr. de vaselina
- 1 tubo de vidrio de 25 a 30 cm.
- 1 tubo de caucho de 10 cm.
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de 500 ml.
- 1 pipeta de 25 ml.
- 1 recipiente de 50 ml.
- 30 ml. de mercurio
- 1 soporte metálico completo
- 1 regla graduada en cm.

17.2 PROCEDIMIENTO

Corte una ramita de la planta que se le suministre, cuyo tronco tenga de 6 a 9 mm de diámetro y de 3 a 4 cm de longitud por debajo de la última hoja, y por lo menos unas 20 hojas.

Cubra con vaselina los lados del tronco, pero teniendo cuidado de no tapar el extremo cortado.

Conecte el extremo del tronco a un tubo de vidrio de unos 25 a 30 cm. de largo, por medio de un tubo de goma.

Llene el tubo, mediante una pipeta, con agua fría previamente hervida, procurando no dejar burbujas.

Tape el tubo con un dedo y colóquelo en posición invertida, con su extremo inferior en un recipiente que contenga mercurio.

Fíjelo en esta posición, ayudándose de un soporte. Examínelo después de 1 hora y de varias horas.

Práctica de la Transpiración

MATERIALES 171

- 1 plantas
- 1 gr. de terrón
- 1 tubo de vidrio de 2 a 30 cm.
- 1 tubo de caucho de 10 cm.
- 1 creosoleno
- 1 tripode
- 1 recipiente de 500 ml.
- 1 pipeta de 25 ml.
- 1 recipiente de 50 ml.
- 30 ml. de mercurio
- 1 soporte metálico completo
- 1 trena graduada en cm.

PROCEDIMIENTO 172

Colocar una planta de la planta que se le suministra, cuyo tronco se lea a 1 cm. de distancia y de 3 a 4 cm. de longitud por debajo de la primera hoja y por lo menos una 20 hojas.

Cortar con cuidado los lados del tronco, pero teniendo cuidado de no tocar el sistema vascular.

Conectar el extremo del tronco a un tubo de vidrio de unos 25 a 30 cm. de longitud por medio de un tubo de caucho.

El tubo de vidrio, terminado en pipeta, con sus tres divisiones verticales, graduadas en milímetros.

El tubo con un dedo y colocado en posición horizontal, con su extremo inferior en un recipiente que contenga mercurio.

El tubo en una posición, cualquiera de un soporte. Examinarlo después de 1 hora o de varias horas.

17.3 RESULTADOS

Anote la subida del mercurio por el tubo, de acuerdo al tiempo.

17.4 DISCUSION

17.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con el nivel del mercurio ?

A qué se debe la situación anterior ?

Porqué. el ascenso del mercurio por el tubo se detiene ?

Este experimento serviría para comprobar la teoría de Dixon ?

EXPERIMENTO No. 18

Transpiración Estomática

18.1 MATERIALES

2 hojas de una planta	1 varilla de vidrio de 5 cm.
1 gr de vaselina	1 balanza con sensibilidad hasta centigramos.
1 tubo de goma de 5 cm.	

QUESTO LIBRO

È STATO ACQUISTATO PER IL TIPO DI LEGGERE

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

QUESTO LIBRO

18.2 PROCEDIMIENTO

Corte dos hojas de igual tamaño, que tengan una cutícula espesa y que los estomas se encuentren localizados únicamente en el envés.

Recubra con vaselina la epidermis superior de una de ellas y la epidermis inferior de la otra.

Cierre el extremo cortado del peciolo, de cada una de las hojas, con un tubo de goma de $\frac{1}{2}$ y medio cm. de largo y un trocito de varilla de igual dimensión. Pese cada uno de estos tratamientos, apreciando hasta el centígramo.

Coloque las hojas en un sitio apropiado, de modo que la vaselina no toque ninguna superficie.

Después de 24 horas y de 36 vuelva a realizar los pesajes.

18.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Tiempo	P e s o	
	Cubierta haz	Cubierta envés
24		
36		

18.4 DISCUSION

18.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con el peso de la hoja recubierta con vaselina por la haz ?

Qué ocurrió con el peso de la hoja recubierta con vaselina por el envés ?

18.3 PROCEDIMIENTO

Este procedimiento se realiza en un laboratorio de cultivo de tejidos y se debe seguir con cuidado para evitar la contaminación de las células.

Recibir con vialitos la epidermis superior de una de ellas y la epidermis inferior de la otra.

Cortar el extremo central del pedúnculo de cada una de las hojas, con un tubo de ensayo de 5 y medio cm. de largo y un trocito de varilla de igual diámetro. Pasar cada uno de estos tratamientos precisando hasta el centímetro.

Colocar las hojas en un sitio apropiado de modo que la vascularización no sufra ninguna alteración.

Después de 24 horas y de 36 volver a revisar los pesajes.

18.3 RESULTADOS

Los resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo	Peso	
	Epidermis superior	Epidermis inferior
24		
36		

18.4 DISCUSIÓN

18.5 CONCLUSIONES

Se concluye que el peso de la hoja recubierta con vaselina por la parte superior...

Se concluye que el peso de la hoja recubierta con vaselina por la parte inferior...

A qué se deben las situaciones anteriores ?

Cómo se denominan las hojas que únicamente tienen los estomas por el envés ?

Elabore una lista de plantas que tengan sus estomas sólo por la epidermis inferior.

EXPERIMENTO No. 19

Estimación de la Transpiración

19.1 MATERIALES

- 12 cuadrados de papel filtro impregnados en solución de cloruro de cobalto al 5 %.
- 1 desecador
- 1 árbol pequeño o un arbusto
- 12 pedazos de vidrio
- 24 prensas de soporte

19.2 PROCEDIMIENTO

Prepare pequeños cuadrados de papel de filtro, imprégnelos en una solución acuosa al 5 % de cloruro de cobalto. Déjelos secar hasta que se tornen azules. Consérvelos en un desecador hasta el momento de usarlos.

Escoja en un árbol pequeño o en un arbusto hojas que se encuentren bajo las siguientes condiciones : 1. expuestas a pleno sol, 2. sombra completa y 3. sombra parcial.

¿señalan las situaciones anteriores?

Como se demuestran las hojas que únicamente tienen las estomas por el anverso.

Elaboro un lista de plantas que tengan sus estomas sólo por la epidermis inferior.

EXPERIMENTO 10

Estimación de la Transpiración

19.1 MATERIALES

- 12 cubetas de papel filtro impregnadas en solución de colorante de colorante al 5%.
- 1 limón
- 1 árbol pequeño en un arbolito
- 12 cubetas de vidrio
- 14 personas de apoyo

19.2 PROCEDIMIENTO

Preparar cubetas con agua de filtro, impregnadas con una solución de colorante al 5% en el centro de cada una hasta que se tornen azules. Colocarlas en un banco de trabajo en el momento de usarlas.

Colocar en un árbol pequeño a un arbolito las cubetas con solución de colorante. I. Experimentar a plena luz. 2. Experimentar con 3. Experimentar con 4.

Coloque los papeles con cloruro de cobalto en la haz y en el envés de la hoja escogida, cúbralos con unos vidrios y sujételos con prensas, para proteger el papel contra la humedad atmosférica. Haga lo mismo en todos los demás tratamientos y trabaje por duplicado.

Anote la hora exacta de la iniciación de la prueba y determine el tiempo necesario para que el papel impregnado en cloruro de cobalto vire del color azul al rosado.

19.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Condición	Tiempo necesario cambio de color			
	Haz		Envés	
	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 1	Muestra 2
Pleno sol				
Sombra completa				
Sombra parcial				

19.4 DISCUSION

19.5 CUESTIONARIO

En qué cara de la hoja ocurrió más rápido el cambio ?

A qué se debe lo anterior ?

Ocurrió lo mismo en todos los tratamientos ?

Coloquio de la Universidad de la Habana, en el cual se discutió el problema de la enseñanza de la física y la química en el nivel secundario. Se abordaron temas como la importancia de la formación científica y tecnológica en el contexto actual, y se analizaron las dificultades que enfrentan los estudiantes en estos campos. Se concluyó que es necesario implementar estrategias pedagógicas innovadoras que permitan mejorar el aprendizaje y fomentar el interés por las ciencias exactas.

El tiempo necesario para la enseñanza de la física y la química en el nivel secundario debe ser suficiente para que los estudiantes puedan comprender los conceptos fundamentales y desarrollar habilidades de razonamiento científico. Esto requiere una planificación cuidadosa de los contenidos y una metodología activa que promueva la participación y el descubrimiento por parte de los alumnos.

En este sentido, es fundamental contar con docentes capacitados y recursos adecuados que permitan una enseñanza de calidad. La actualización constante de los profesores y la inversión en infraestructura y materiales de laboratorio son aspectos clave para garantizar el éxito de la formación científica en el nivel secundario.

Tiempo necesario para la enseñanza de la física y la química en el nivel secundario	
Asignatura	Horas semanales
Física	3
Química	3

En conclusión, la enseñanza de la física y la química en el nivel secundario requiere un enfoque integral que considere tanto los aspectos pedagógicos como los recursos disponibles. Solo así se podrá garantizar una formación científica sólida y de calidad para los estudiantes.

Agradecemos a los docentes que participaron en el coloquio por sus valiosas aportaciones.

Este trabajo fue financiado por el Ministerio de Educación Superior de la Universidad de la Habana.

EXPERIMENTO No. 20

Grado de Apertura de los Estomas

20.1 MATERIALES

- 1 árbol pequeño o un arbusto
- 11 frascos goteros
- 11 varillas de vidrio de 10 cm. de largo
- 550 ml de xilol
- 550 ml de nujol o aceite mineral

20.2 PROCEDIMIENTO

En la misma planta o en las mismas plantas que le sirvieron para hacer el experimento "Estimación de la transpiración", estime en forma relativa el grado de apertura de los estomas. Este es un método para determinar si hay necesidad de irrigar.

Prepare las 11 soluciones de Alvin y Havis, utilizando xilol y nujol, de la siguiente manera:

Frasco No.	Xilol %	Nujol %
1	100	0
2	90	10
3	80	20
4	70	30
5	60	40
6	50	50
7	40	60
8	30	70
9	20	80
10	10	90
11	0	100

Marque 11 grupos de hojas para cada tratamiento. En cada hoja coloque unas gotas de la haz, y en un sitio diferente, otras gotas por el envés.

Espere un minuto y espere al traluz. La formación de una mancha traslúcida indica que el líquido ha penetrado por los estomas. Haga lo mismo con los demás líquidos.

Grado de Acidez de los Estomas

20.1 MATERIALES

- I Alcohol de 90 grados o un sustituto
- II Trazador orgánico
- III Varillas de vidrio de 1 cm. de largo
- 500 ml de alcohol
- 500 ml de agua destilada

20.2 PROCEDIMIENTO

En la misma planta o en las mismas plantas que lo estudiaron para hacer el experimento "Efectación de la transpiración", estimo en forma relativa el grado de apertura de los estomas. Esto se un método para determinar el porcentaje de apertura.

Prepara los II estomas de Añil y Fenil utilizando el y el alcohol de 90 grados.

Grado de Acidez	Alcohol	Agua
1	100	0
2	90	10
3	80	20
4	70	30
5	60	40
6	50	50
7	40	60
8	30	70
9	20	80
10	10	90
11	0	100

Marque II grupos de hojas para cada tratamiento. En cada hoja coloque una gota de la paz, y en un sitio diferente, otras gotas por el envés.

Espera un minuto y escote el trófilo. La formación de una mancha traslúcida indica que el líquido ha penetrado por los estomas. Tasa lo mismo con los demás líquidos.

Quando los estomas están completamente abiertos penetran por ellos todas las soluciones. Cuando están entreabiertos, sólo penetran las 5 ó 6 primeras soluciones. Cuando los estomas están cerrados no penetra ninguna solución.

Trabaje bajo las mismas condiciones del experimento anterior.

20.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Frasco No.	Penetración					
	Pleno sol		Sombra completa		Sombra parcial	
	Si	No	Si	No	Si	No
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						

20.4 DISCUSION

Qué conclusiones saca en cuanto a la apertura de los estomas ?

20.5 CUESTIONARIO

Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas a pleno sol ?

Quando los estomas están completamente abiertos penetran por ellos todas las partículas. Cuando están entrecerrados, sólo penetran las partículas más pequeñas. Cuando los estomas están entrecerrados, sólo penetran las partículas más pequeñas.

Trabaja bajo las mismas condiciones del experimento anterior.

20.3 RESULTADOS

¿Qué son los resultados de los siguientes cuadros?

Trabajo No.	Plano sol.		Trabajo No.	
	SI	NO	SI	NO
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				

20.4 DISCUSION

¿Qué conclusiones saca en cuanto a la apertura de los estomas?

20.5 CUESTIONARIO

¿Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas a pleno sol?

Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas a sombra completa ?

Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas en la sombra parcial ?

Por este método se podría indicar cuánta agua de riego se requiere ?

EXPERIMENTO No. 21

Relación Estadística Haz- Envés

21.1 MATERIALES

3 hojas de una planta
 3 porta objetos
 3 cubre objetos
 1 cuchilla
 1 microscopio

21.2 PROCEDIMIENTO

Prepare placas microscópicas de la epidermis superior e inferior de las mismas plantas que utilizó en sus 2 experimentos anteriores.

Cuente en 5 secciones diferentes, el número de estomas que observe en el campo microscópico, tanto en la haz como en el envés.

Saque la media para ambos casos y determine la relación de los estomas haz- envés.

Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas a sombras completas.

Estaban abiertos los estomas de las hojas localizadas en la sombra parcial?

Por este método se podría indicar cuántos estomas se abren en un día?

EXPERIMENTO NO. 21

Relación Estomatística Pasa-Envés

21.1 MATERIALES

- 3 hojas de una planta
- 3 gomas elásticas
- 3 cubre-objetos
- 1 cubetilla
- 1 microscopio

21.2 PROCEDIMIENTO

Prepárese placas microscópicas de la epidermis superior e inferior de las mismas plantas que utilizó en sus 2 experimentos anteriores.

Obténgase 3 secciones diferentes, el número de estomas que observe en el campo microscópico, tanto en la haz como en el envés.

Después de medir para ambas caras y determine la relación de los estomas haz-envés.

21.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

superficie	Observaciones					
	1	2	3	4	5	\bar{x}
Haz Envés						

21.4 DISCUSION

21.5 CUESTIONARIO

Qué relación encuentra entre los datos obtenidos en este experimento y los resultados del experimento "Estimación de la transpiración"?

Cómo puede clasificar estas hojas en cuanto a la distribución de los estomas ?

Cómo podría calcular el número de estomas por cm^2 ?

Cómo podría calcular el número de estomas por hoja ?

RESULTADOS 2.13

Presente sus resultados en el siguiente cuadro:

Observaciones						Indicador
1	2	3	4	5	6	
						Has además

DISCUSION 2.14

CONCLUSIONES 2.15

¿Qué relación encuentran entre los datos obtenidos en este experimento y los resultados del experimento "Estimación de la distribución normal?"

¿Cómo puede clasificarse estas hojas en cuanto a la distribución de los estomas?

¿Cómo podría calcular el número de estomas por hoja?

¿Cómo podría calcular el número de estomas por hoja?

EXPERIMENTO No. 22

Medición de la Transpiración

22.1 MATERIALES

- 1 frasco de 200 a 300 ml, de base ancha
- 1 tapón de caucho
- 1 pipeta graduada de 10 ml.
- 1 vástago leñoso de 20 a 30 hojas
- 1 cilindro para perforar tapones
- 1 balanza sensible hasta centígramos
- 10 gr. de vaselina

22.2 PROCEDIMIENTO

Monte un potómetro como en el experimento no. 14 "Absorción de agua", y colóquelo en una balanza que aprecie hasta el centígramo.

Pese el aparato y registre la altura del nivel de agua en la pipeta graduada. Repita después estas medidas a intervalos de varias horas, durante unos tres días.

Repita el experimento bajo las siguientes condiciones: 1. oscuridad, 2. luz solar, 3. luz artificial, 4. cubriendo con vaselina la haz, 5. cubriendo con vaselina el envés.

22.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el cuadro de la siguiente página.

22.4 DISCUSION

Suponga en este experimento que el peso del agua absorbida es igual al peso del agua transpirada.

Medición de la Transpiración

22.1 MATERIAL

- 1 frasco de 500 a 800 ml. de base ancha
- 1 tapón de caucho
- 1 pipeta graduada de 10 ml.
- 1 vátula de 20 a 30 hojas
- 1 cilindro para envolver tapones
- 1 balanza sensible hasta centigramos
- 10 gr. de vaselina

22.2 PROCEDIMIENTO

Montar el aparato de acuerdo al experimento no. 14 "Absorción de agua" y colocarlo en una balanza que precise hasta el centigramo.

Pesar el aparato y registrar la altura del nivel de agua en la pipeta graduada. Registra después estas medidas a intervalos de veinte horas, durante unos tres días.

Registra el experimento bajo las siguientes condiciones: 1. Escurecer las hojas con papel negro. 2. Luz artificial. 4. Cubriendo con vaselina la parte superior del envase.

22.3 RESULTADOS

Nota los resultados en el cuadro de la siguiente página.

22.4 DISCUSION

Discuta en este experimento que el peso del agua absorbida es igual al peso del agua transpirada.

Condiciones	Tiempo horas	Peso de potóm.	Lectura pipeta	Pérdida de peso	Diferencia de lect. en pipeta grad.
Oscuridad	1				
	2				
	18				
	24				
	48				
Luz solar	1				
	2				
	18				
	24				
	36				
Luz Artificial	1				
	2				
	18				
	24				
	48				
Haz o Envés cubiertos	1				
	2				
	18				
	24				
	36				

22.5 CUESTIONARIO

A qué equivale la pérdida de peso.

Qué peso de agua se ha perdido baja cada uno de los diferentes tratamientos ? ,

Condición		Tono de		Diferencia de peso	
Cambio		Luz		Luz	
1	2	1	2	1	2
18	18	18	18	18	18
24	24	24	24	24	24
30	30	30	30	30	30

22.2 QUELITE R.R. que equivale la medida de peso.

Este peso de agua se ha escrito bajo cada uno de los diferentes tratamientos.

PARTE V : PERDIDA DE AGUA COMO LIQUIDO (GUTACION)

Exp. 23 : Gutación y algunos factores que la afectan

BAZIL V. BRIDGES, JUNIOR (CITATION)

Emp. 23 : Citation y algunas frases de la obra

EXPERIMENTO No. 23

Gutación y Algunos Factores que la Afectan

23.1 MATERIALES

- 4 macetas pequeñas
- 40 semillas de maíz
- 1 regla graduada en cm.
- 1 mechero
- 1 recipiente de 500 ml.
- 1 trípode
- 100 ml de disolución de sales al 20 % (NaCl al 10 % y KNO_3 al 10 %)
- 4 campanas de vidrio
- 1 pedazo de hielo

23.2 PROCEDIMIENTO

Siembre en cuatro macetas de 6 a 8 semillas de maíz. Póngalas a germinar teniendo cuidado de regar a diario.

Cuando las plantitas de maíz tengan de 6 a 10 cm. de altura, utilícelas para estudiar la gutación.

En una de las macetas el suelo debe estar bien seco. Riegue en forma abundante las demás macetas, según las siguientes indicaciones:

Maceta 1. con agua de grifo, tibia de 35 a 40°C.

Maceta 2. con agua de grifo helada

Maceta 3. primero con agua tibia, como en el caso de la maceta 1 y después de aparecer la gutación, con una disolución de sales al 20 %.

Cubra cada una de las 4 macetas con una campana de vidrio y observe. Si fuera necesario repita los tratamientos después de un rato.

De ser posible cuente las gotas durante cierto período de tiempo, con medida de la intensidad de la gutación en los diferentes tratamientos.

Preste especial atención a lo que ocurre con las gotitas gutadas que permanecieron sobre los hidátodos en la maceta 3.

Guatón y Ácidos Fosforados en el Ácido

23.1 MATERIALES

- 4 macetas blancas
- 40 semillas de maíz
- 1 regla graduada en cm.
- 1 medidor
- 1 recipiente de 500 ml.
- 1 tripode
- 100 ml de disolución de sales de SO_4 al 10% y CaCl_2 al 10% y KNO_3 al 10%
- 4 campanas de vidrio
- 1 botazo de hielo

23.2 PROCEDIMIENTO

Siempre en cuatro macetas de 40 semillas de maíz. Siempre las a germinar en condiciones de campo - diario.

Cuando las plantas de maíz tengan de 6 a 8 cm. de altura, utilízalas para realizar el experimento.

En una de las macetas se sembró el maíz en agua. Ninguna se forma abundante las plantas de maíz, según las siguientes condiciones:

condiciones:

Maceta 1. con agua de riego, pH de 5.5 a 6.0°C.

Maceta 2. con agua de riego helada

Maceta 3. primero con agua tibia, como en el caso de la maceta

1 y luego de probar la gutación, con una disolución

de SO_4 al 10%.

Al día siguiente una de las 4 macetas con una campana de vidrio y cubriéndola. Si fuera necesario repetir los tratamientos después de un día.

Después de 4 días las plantas durante cierto período de tiempo, con medidas de la gutación en las diferentes plantas.

Preste especial atención a lo que ocurre con las gotas gutadas que se formaron sobre las plantas en la maceta 3.

23.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Tratamiento	Número de gotas después de		
	1 minuto	5 minutos	10 minutos
Seco			
Agua tibia			
Agua fría			
Agua tibia-sales			

23.5 CUESTIONARIO

En cuál tratamiento se presentó mayor gutación ?

A qué se debe el fenómeno observado en la maceta 3 ?

En qué ambiente ecológico cree usted que la gutación es ventajosa para la planta ?

2.2.2. RESULTADOS

Los resultados obtenidos en el presente estudio son:

Número de horas después de			Tratamiento
1 minuto	5 minutos	10 minutos	
			1. Agua 2. Agua 3. Agua 4. Agua

2.2.3. CONCLUSIONES

El agua tratada con el método de filtración por gravedad...

Se debe tener en cuenta que el agua tratada...

El agua tratada con el método de filtración por gravedad es adecuada para el consumo humano...

**MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISIC LOGIA VEGETAL**

**UNIDAD ACADEMICA No. 4 : LA
TRANSFORMACION DE LA ENERGIA**

MANUAL DE FRACTIOS DEL
CURSO DE FIBRA VEGETAL
UNIDAD ACADÉMICA No. 4 : LA
TRANSFORMACION DE LA FIBRA

PARTE I : PIGMENTOS VEGETALES

Exp. 24 : Antocianos

Exp. 25 : Reacción del jugo celular

Exp. 26 : Extracción de los pigmentos del cloroplasto

Exp. 27 : Separación de los pigmentos verdes y amarillos

Exp. 28 : Separación completa de los cuatro pigmentos del cloroplasto

Exp. 29 : Secuencia de los pigmentos en un cromatograma

PARTE I : EXPERIMENTOS VEGETALES

- Exp. 24 : Asociación
- Exp. 25 : Reacción del jugo celular
- Exp. 26 : Extracción de los pigmentos del cloroplasto
- Exp. 27 : Separación de los pigmentos verdes y amarillos
- Exp. 28 : Separación completa de los carotenos del cloroplasto
- Exp. 29 : Separación de los carotenos en un cromatograma
- Exp. 30 : Reacción de los carotenos con el cloroplasto

EXPERIMENTO No. 24

Antocinos

24.1 MATERIALES

- 1 remolacha
- 1 balanza con sensibilidad hasta gr.
- 1 recipiente de cristal de 100 ml.
- 100 ml de agua destilada
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 embudo
- 2 hojas de papel filtro
- 3 tubos de ensayo
- 1 pipeta de 5 ml.
- 3 pedazos de papel indicador
- 20 ml de ácido acético 0,2 N.
- 20 ml de hidróxido de sodio 0,1 N.

24.2 PROCEDIMIENTO

Haga un raspado de raíz de remolacha roja. Pese 20 gr. de este raspado y colóquelos en un recipiente que contenga 100 ml de agua destilada.

Hierva por algunos minutos. Enfríe el extracto y luego fíltrelo.

Tome 3 tubos de ensayo y coloque en cada uno de los tubos unos 5 ml del extracto de antocianos ya filtrado. Efectúe los siguientes tratamientos :

Tubo 1. Testigo: determine el pH por medio de un papel indicador y además, el color. Este tratamiento servirá para hacer las comparaciones.

Tubo 2. Tratamiento con ácido acético al 0,2 N : agregue gota a gota la disolución del ácido y vaya comparando con el color del testigo. Cuando note cambio de coloración no agregue más ácido. En este estado determine el color y el valor del pH.

Continúe agregando ácido para ver si ocurren otros cambios.

Indicadores

24.1. TERNALES

- 1. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 2. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 3. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 4. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 5. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 6. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 7. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 8. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 9. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.
- 10. Preparar una solución de 1 gramo de ternerales en 100 ml de agua destilada.

24.2. ...

Para la preparación de este indicador se toman 50 gr. de ... y se agregan a una solución que contiene 1 gr. de ...

El color de esta solución es ... y luego filtrarlo.

Se prepara una solución de ... en un tubo de ensayo y se agregan ... los tubos de ensayo de un color ... Efectúe los siguientes experimentos:

1. Preparar una solución de ... de un papel indicador ... el color. Este procedimiento servirá para ...

2. Preparar una solución de ácido acético al 0.5 N : agregar ... y comparar el color del ácido y ver el cambio de coloración ... Cuando note cambio de coloración ... En este estado determine el color ... y el pH de la solución. ... para ver el cambio de coloración.

Tubo 3. Tratamiento con hidróxido de sodio al 0,1 N : repita el procedimiento anterior, pero agregando ahora el hidróxido de sodio.

Anote todos los cambios de coloración y pH, hasta llegar finalmente a un color amarillento.

24.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tratamiento	Color	pH	Observaciones
Testigo Acido Acético Hidróxido de sodio			

24.4 DISCUSION

24.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió en el tratamiento con ácido acético ?

Qué ocurrió con el tratamiento del hidróxido de sodio ?

Cuáles cree usted que son los factores que influyen en el color de los tejidos vegetales ?

Tabla 3. Tratamiento con hidróxido de sodio (NaOH) y con ácido acético (CH₃COOH) en el procedimiento anterior, para observar el hidróxido de sodio. Anote todos los cambios de coloración y pH, hasta llegar finalmente a un color amarillento.

RESUMEN 3.43

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tratamiento	Color	pH	Observaciones
Hidróxido de sodio Ácido Acético Testigo			

DISCUSION 3.44

CUESTIONARIO 3.45

¿Qué ocurrió en el tratamiento con ácido acético?

¿Qué ocurrió con el tratamiento del hidróxido de sodio?

¿Cuáles cree usted que son los factores que influyen en el color de los tejidos vegetales?

EXPERIMENTO No. 25

Reacción del Jugo Celular

25.1 MATERIALES

- 20 flores de diferentes colores
- 2 recipientes de 100 ml.
- 2 platos de Petri pequeños
- 2 frascos de vidrio grandes
- 5 ml. de hidróxido de amonio concentrado
- 5 ml de ácido clorhídrico concentrado.

25.2 PROCEDIMIENTO

Obtenga flores de color blanco, amarillo, rojo y azul. Confeccione un pequeño ramillete e introdúzcalo en un frasco pequeño con agua.

Coloque el frasco con las flores en un plato de Petri pequeño y vierta en éste un poco de hidróxido de amonio concentrado.

Tape el conjunto con un frasco de vidrio, invertido, con el objeto de crear una atmósfera de amoníaco alrededor de las flores.

Monte otro ensayo como el anterior, pero en lugar de usar el hidróxido de amonio, utilice un poco de ácido clorhídrico concentrado.

Adicional al experimento, obtenga flores de muy diversos colores y repita los dos procedimientos anteriores.

25.3 RESULTADOS

Anote los cambios de coloración en el siguiente cuadro :

Color flores	Hidróxido de amonio	Acido clorhídrico
Blanco		
Amarillo		
Rojo		
Azul		
...		
...		
...		

Reacción del Jugo Celular

25.1 MATERIALES

- 20 Flores de diferentes colores
- 2 recipientes de 100 ml.
- 2 platos de Petri pequeños
- 2 frascos de vidrio grandes
- 5 ml. de hidróxido de amonio concentrado
- 5 ml de ácido clorhídrico concentrado.

25.2 PROCEDIMIENTO

Coloque las flores de color blanco, amarillo, rojo y azul. Coloque un pedazo de papel en un frasco pequeño con agua.

Coloque el frasco con las flores en un plato de Petri pequeño y vierta en éste un poco de hidróxido de amonio concentrado.

Tapé el frasco con un frasco de vidrio invertido, con el objeto de evitar la pérdida de amoniaco alrededor de las flores.

Después de unos minutos, retire el frasco de vidrio y observe el color de las flores. Si el color cambia, añada un poco de ácido clorhídrico concentrado.

Finalizado el experimento, limpie las flores de nuevo. Limpie los colores y registre los resultados en el cuadro.

25.3 RESULTADOS

note las cambios de coloración en el siguiente cuadro :

Color flores	hidróxido de amonio	ácido clorhídrico
blanco		
amarillo		
rojo		
azul		
...		
...		
...		

25.4 DISCUSION**25.5 CUESTIONARIO**

Le encuentra usted alguna utilidad a esta práctica ?

Cree que se podría explotar económicamente ?

EXPERIMENTO No. 26**Extracción de los Pigmentos del Cloroplasto****26.1 MATERIALES**

10 gr de hojas de espinaca
1 mortero completo
50 ml de acetona
0,1 gr de carbonato de calcio
1 embudo
1 hoja de papel filtro
1 recipiente de cristal de 100 ml.
1 tubo de ensayo
1 lámpara

26.2 PROCEDIMIENTO

Macere 10 gr. de hojas de espinaca en un mortero o licuadora con 50 ml de acetona, durante unos 5 minutos; adicione, además, un poquito de carbonato de calcio (lo que puede cubrirse con la punta de una navaja.

2818 - 188088 M

2819 - 188088 M

Do anotações feitas em anotações de uma prática

Do anotações feitas em anotações de uma prática

2820 - 188088 M

Descrição de los libros de la biblioteca

2821 - 188088 M

- 10 m de papel de capina
- 1 motoro completo
- 2 m de papel
- 2 m de papel de capina
- 1 m de papel
- 1 m de papel
- 1 m de papel
- 1 m de papel
- 1 m de papel
- 1 m de papel

2822 - 188088 M

Descrição de los libros de la biblioteca en un motoro a gasolina
 con 2 m de papel, 2 m de papel de capina, 2 m de papel de capina
 un motoro a gasolina, 1 m de papel de capina, 1 m de papel de capina
 con 2 m de papel.

Decante y filtre la solución. El filtrado será un extracto acetónico que contiene los pigmentos del cloroplasto, así como otros compuestos solubles en acetona de la hoja.

Coloque una cantidad del filtrado en un tubo de ensayo y observe la solución en una fuente luminosa, como por ejemplo un proyector.

26.3 RESULTADOS

26.4 DISCUSION

26.5 CUESTIONARIO

Cuáles son los pigmentos del cloroplasto que se encuentran en el extracto acetónico ?

Qué se entiende por fluorescencia ?

Cuál es el color de la luz transmitida ?

Cuál es el color de la luz reflejada ?

Centra y filtra la solución. El filtrado será un extracto ace-
tónico que contiene los pigmentos del cloroplasto, así como
otras compuestas solubles en acetato de la hoja.

Coloca una cantidad del filtrado en un tubo de ensayo y observa
la solución en una fuente de luz blanca, como por ejemplo un proyec-
tor.

2A.3 RESULTADOS

2A.4 DISCUSIÓN

2A.5 PREGUNTAS

¿Cuáles son los pigmentos del cloroplasto que se encuentran en
el extracto acetónico?

¿Qué se entiende por fluorescencia?

¿Cuál es el color de la luz transmitida?

¿Cuál es el color de la luz reflejada?

EXPERIMENTO No. 27

Separación de los Pigmentos Verdes y Amarillos

27.1 MATERIALES

1 embudo de separación pequeño
2 buretas de 100 ml.
45 ml de eter etílico
200 ml de agua destilada
1 recipiente de cristal de 50 ml.
5 ml de solución alcohólica de KOH al 30 %.

27.2 PROCEDIMIENTO

Vierta 20 ml. de extracto acetónico del experimento No. 26, en 40 ml. de éter etílico contenido en un embudo de separación pequeño, y agite suavemente con movimiento rotatorio.

Vierta luego 60 ml. de agua destilada por las paredes del embudo. Al poco tiempo se diferenciarán 2 capas. Descarte la capa inferior de acetona-agua.

Los pigmentos se encuentran ahora en la solución etérea.

Lave esta solución añadiendo un volumen igual de agua destilada, agite con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen. Descarte la solución acuosa. Repita este lavado por lo menos una vez más.

Coloque 10 ml. de la solución etérea de pigmentos en un frasco pequeño, añada 5 ml de solución alcohólica de hidróxido de potasio al 30 % y agite. Deje en reposo 10 minutos.

Pasado el tiempo de reposo observe como el color de la solución pasa por una fase pardusca, volviendo gradualmente al verde.

Añada ahora 20 ml. de agua destilada y 5 ml de eter, agite y deje en reposo. Observe las dos capas que se separan.

Separación de la glicerina y el alcohol

2.1. MATERIALES

- 1. En un bote de 500 ml de capacidad
- 2. Separador de 100 ml
- 3. 50 ml de alcohol etílico
- 4. 500 ml de agua destilada
- 5. Recipientes de cristal de 50 ml
- 6. Sol de sulfato de sodio de 10% en agua

2.2. PROCEDIMIENTO

Viene a ser el método de extracción por agitación del alcohol con el agua destilada en un separador. Se agita vigorosamente en un bote de 500 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 500 ml de agua destilada.

Viene a ser el método de extracción por agitación en un separador de 100 ml de capacidad. Se agita vigorosamente en un bote de 100 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 50 ml de agua destilada.

La extracción se hace en un separador de 100 ml de capacidad.

La extracción se hace en un separador de 100 ml de capacidad. Se agita vigorosamente en un bote de 100 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 50 ml de agua destilada. Después de agitar vigorosamente se deja reposar el líquido durante 10 minutos.

Después de la extracción se agregan otros 50 ml de alcohol etílico en un frasco de 100 ml de capacidad. Se agita vigorosamente en un bote de 100 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 50 ml de agua destilada. Después de agitar vigorosamente se deja reposar el líquido durante 10 minutos.

Después de la extracción se agregan otros 50 ml de alcohol etílico en un frasco de 100 ml de capacidad. Se agita vigorosamente en un bote de 100 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 50 ml de agua destilada. Después de agitar vigorosamente se deja reposar el líquido durante 10 minutos.

Después de la extracción se agregan otros 50 ml de alcohol etílico en un frasco de 100 ml de capacidad. Se agita vigorosamente en un bote de 100 ml de capacidad con 50 ml de alcohol etílico y 50 ml de agua destilada. Después de agitar vigorosamente se deja reposar el líquido durante 10 minutos.

27.3 RESULTADOS

27.4 DISCUSION

27.5 CUESTIONARIO

Cuál capa contiene los pigmentos verdes ?

Cuál capa contiene los pigmentos amarillos ?

Cómo se denominan los pigmentos verdes ?

Cómo se denominan los pigmentos amarillos ?

EXPERIMENTO No. 28

Separación Completa de los Cuatro Pigmentos del Cloroplasto

28.1 MATERIALES

1 embudo de separación pequeño	2 frascos de vidrio de 100 ml.
60 ml de éter de petróleo	5 ml. de éter etílico
1 bureta de 100 ml.	2 tubos de ensayo grandes
300 ml. de agua destilada	1 pipeta graduada de 25 ml.
40 ml. de metanol al 92 %	15 ml de disolución de hidróxi- do de potasio al 30% en me- tanol.

27.3 RESULTADOS

27.4 DISCUSION

27.5 CUESTIONARIO

¿Cuál capa contiene los pigmentos verdes ?

¿Cuál capa contiene los pigmentos amarillos ?

¿Cómo se denominan los pigmentos verdes ?

¿Cómo se denominan los pigmentos amarillos ?

EXPERIMENTO No. 28

Separación Completa de los Cuatro Pigmentos del Caroteno

28.1

MATERIALES

- 1 envase de separación pequeño
- 60 ml de éter de petróleo
- 1 botella de 100 ml.
- 300 ml. de agua destilada
- 40 ml. de metanol al 92 %
- 3 frascos de vidrio de 100 ml.
- 5 ml. de éter etílico
- 2 tubos de ensayo verdes
- 1 placa recubierta de 25 ml.
- 15 ml de disolución de hidróxi-
- do de potasio al 30% en me-
- tanol.

28.2 PROCEDIMIENTO

Ponga 60 ml de éter de petróleo en un embudo de separación y adicione 40 ml de la solución en acetona que contiene los pigmentos de las hojas, preparación hecha en el experimento No. 25 "Extracción de los pigmentos del cloroplasto".

Agite estos dos líquidos suavemente con movimientos rotatorios. A esta mezcla adicione 75 ml de agua destilada, con mucho cuidado por las paredes del embudo, para evitar la formación de emulsiones. Agite nuevamente el embudo suavemente con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen claramente.

La capa superior debe ser de color verde oscuro y presentar una fluorescencia pronunciada. Descarte la capa inferior de acetona-agua.

Lave la capa éter de petróleo, que ahora contiene los pigmentos disueltos, añadiendo 50 ml. de agua destilada. Agite nuevamente con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen. Descarte la capa acuosa. Repita el lavado por 3 veces.

A la solución de éter de petróleo ya lavada, añada 40 ml de metanol al 92 %, agite con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen.

Pase la capa inferior (metanol) a un frasco y rotúlelo. Realice la misma operación con la capa superior (éter de petróleo).

Anote el color y los pigmentos que contiene cada una.

En un embudo de separación añada a la fracción metanol una cantidad igual de éter etílico y agite suavemente con movimiento rotatorio. Separe las capas añadiendo agua destilada en pequeñas porciones por las paredes del embudo. Agite el embudo con movimiento rotatorio después de cada adición. Continúe este proceso hasta que las 2 capas se separen claramente.

Descarte la capa de alcohol. Los pigmentos se encontrarán en la capa etérea.

En este momento se tiene una disolución de pigmentos en éter de petróleo y otra disolución de pigmentos en éter etílico.

Para 60 ml de éter de petróleo se prepara un embudo de separación y se añaden 40 ml de la solución de acetona que contiene los pigmentos de las hojas, preparación hecha en el experimento No. 27. "Extracción de los pigmentos del cloroplasto".

Ante estos dos líquidos suavemente con movimientos rotatorios. A esta mezcla se añaden 75 ml de agua destilada, con mucho cuidado por las paredes del embudo, para evitar la formación de emulsiones. Agite suavemente el embudo suavemente con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen.

Las capas se separan por el color. La superior es la capa de pigmentos y la inferior es la capa de agua. Descarte la capa inferior de agua.

Lave la capa de petróleo, que ahora contiene los pigmentos, añadiendo 50 ml de agua destilada. Agite suavemente con movimiento rotatorio y deje que las capas se separen. Descarte la capa inferior de agua por 3 veces.

A la solución de éter de petróleo se añaden 40 ml de metanol al 95%. Agite suavemente y deje que las capas se separen.

Para la capa inferior (metanol) a un frasco y rotéjelo. Con la misma operación con la capa superior (éter de petróleo) note el color y los pigmentos que contiene cada una.

En un embudo de separación añada a la fracción metanol una cantidad igual de éter etílico y agite suavemente con movimiento rotatorio. Descarte las capas añadiendo a las inferiores en pequeñas porciones por las paredes del embudo. Agite suavemente con movimiento rotatorio después de cada adición. Con este proceso hasta que las 2 capas se separen claramente.

Descarte la capa de alcohol. Los pigmentos se encuentran en la capa etérea.

En este momento se tiene una solución de pigmentos en éter de petróleo y otra solución de pigmentos en éter etílico.

En tubos de ensayo grandes, coloque 30 ml. de cada una y añá-
dales 15 ml. de una solución de hidróxido de potasio al 30 % en
metanol. Agite y observe el cambio de color durante 10 minu-
tos. Por último agregue 30 ml. de agua destilada a cada uno.
Agite y permita que las capas se separen.

28.3 RESULTADOS

Haga un diagrama indicando el procedimiento seguido

28.4 DISCUSION

28.5 CUESTIONARIO

Cuál era la composición de las capas finales ?

Cuáles pigmentos se encontraban en la solución de éter de pe-
tróleo ?

Cuáles pigmentos se encontraban en la solución de éter etílico ?

EXPERIMENTO No. 29

Secuencia de los Pigmentos en un Cromatograma

29.1 MATERIALES

- 1 graduada de 25 ml.
- 1 caja de Petri
- 1 hoja de papel filtro
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cuchilla
- 1 frasco de vidrio largo
- 1 ml de alcohol etílico.
- 1 pedazo de vidrio

29.2 PROCEDIMIENTO

Tome 20 ml del extracto acetónico obtenido en el Experimento No. 26 "Extracción de los pigmentos del cloroplasto", colóquelos en una caja de Petri pequeña. De una hoja de papel filtro corte una tira de 6 cm de ancho por 10 cm. de largo. Haga dobleces a lo largo, cada 2 cm.

Introduzca esta tira de papel filtro en el plato de Petri, procurando que los dobleces no toquen las paredes del plato. Espere hasta que el extracto haya ascendido de 2 a 3 cm en el papel.

Cuando haya llegado a la altura antes mencionada, retire el papel y séquelo al aire.

Luego introduzca esta tira de papel filtro, en la misma posición que estuvo en el plato de Petri, en un frasco grande que contiene 1 ml de alcohol etílico. Tape la boca del frasco con un vidrio y observe el ascenso de los distintos pigmentos en el papel.

Cuando los pigmentos estén suficientemente separados, interrumpa la prueba y saque el papel filtro.

Sección de los pigmentos en un Cromatograma

20.1 MATERIAL

- 1. gradada de 25 ml.
- 1. caja de Petri
- 1. hoja de papel filtro
- 1. regla gradada en cm.
- 1. cubilla
- 1. frasco de vidrio largo
- 1. ml de alcohol étílico.
- 1. pedazo de vidrio

20.2 PROCEDIMIENTO

Tomar 20 ml del extracto acuoso de tinta en el experimento anterior. Colocar el extracto de los pigmentos del "cromatograma" en una caja de Petri pedregosa. Con una hoja de papel filtro cortar una tira de 4 cm de ancho por 10 cm de largo. Ponerla doblada a lo largo, cada 5 cm.

Introducir esta tira de papel filtro en el plato de Petri, asegurando que los dobleces no toquen las paredes del plato. Después hasta que el extracto haya ascendido de 3 a 5 cm de papel.

Cuando haya llegado a la altura indicada, retirar el papel y dejarlo al aire.

Luego introducir esta tira de papel filtro, en la misma posición que estuvo en el plato de Petri, en un frasco grande que contiene 1 ml de alcohol étílico. Tapar la boca del frasco con un vidrio y observar el ascenso de los distintos pigmentos en el papel.

Cuando los pigmentos estén suficientemente separados, introducirlos en la gradada y espesar el papel filtro.

29.3 RESULTADOS

Observe y anote la **secuencia de los pigmentos en el cromatograma**

29.4 DISCUSION**29.5 CUESTIONARIO**

Cuál es la secuencia de los pigmentos en el cromatograma ?

Cuál fue el papel del alcohol etílico ?

Cuál de las clorofilas es verde azulada ?

Los pigmentos anteriores son solubles en agua ?

REPUBLICA DE ROMANIA

Ministerul Educatiei si Cercetarii
Universitatea de Medicina si Farmacie "Carol Davila" Bucuresti

DIPLOMA

DE LICENTIE

Se elibereaza prezenta diploma de licentie in medicina dentara

domnului doctor in medicina dentara

domnului doctor in medicina dentara

domnului doctor in medicina dentara

PARTE II : EL PROCESO FOTOSINTETICO

- Exp. 30 : La luz y la clorofila
- Exp. 31 : La luz y la fotosíntesis
- Exp. 32 : La Clorofila y la fotosíntesis
- Exp. 33 : Entrada del anhídrido carbónico en la hoja a través de los estomas
- Exp. 34 : Formación del almidón a partir de los azúcares
- Exp. 35 : Desaparición del almidón en las hojas mantenidas en la oscuridad.

FARTE II : EL PROCESO FOTOSINTETICO

- Exp. 30 : La luz y las hojas
- Exp. 31 : La luz y las fotosíntesis
- Exp. 32 : La Clorofila y las fotosíntesis
- Exp. 33 : Efecto del ambiente externo en la fotosíntesis a través de las estomas
- Exp. 34 : Efecto del ambiente interno en la fotosíntesis
- Exp. 35 : Efecto del ambiente interno en la fotosíntesis

EXPERIMENTO No. 30

La Luz y la Clorofila

30.1 MATERIALES

- 4 macetas pequeñas
- 50 semillas de maíz
- 50 semillas de fríjol
- 1 regla graduada en cm.

30.2 PROCEDIMIENTO

En una maceta ponga a germinar 25 semillas de maíz y en otra 25 semillas de fríjol. Riéguelas y colóquelas a la luz y temperatura ambiental.

En otras dos macetas siembre maíz y fríjol, como en el caso anterior, y póngalas a germinar a la oscuridad.

A los 10 o 12 días retírelas de los medios anteriores y compárelas en cuanto a color y tamaño.

Posteriormente lleve las macetas cuyas plantas crecieron en la oscuridad y colóquelas a la luz. Observe durante varios días lo que ocurre

30.3 RESULTADOS

Anote los resultados en el siguiente cuadro:

Planta	Condición	Color	Tamaño	Observaciones
Maíz	Luz			
	Oscuridad			
Fríjol	Luz			
	Oscuridad			

30.4 DISCUSION

30.1 MATERIALES

- 1 regla graduada en cm.
- 50 semillas de frijol
- 50 semillas de maíz
- 5 macetas de plástico

30.2 PROCEDIMIENTO

En una maceta poner 25 semillas de maíz y en otra 25 semillas de frijol. Rieguelas y colócalas a la luz y temperatura ambiental.

En otras dos macetas siempre maíz y frijol, como en el caso anterior, y colócalas a germinar a la oscuridad.

A los 10 o 12 días rotúlalas de los medios macetas y compáralas en cuanto a color y tamaño.

Posteriormente lleva las macetas cuyas plantas crecieron en la oscuridad a la luz. Obsérvalas durante varios días lo que ocurre.

30.3 RESULTADOS

Anota los resultados en el siguiente cuadro:

Planta	Condición	Color	Tamaño	Observaciones
Maíz	Luz			
	Oscuridad			
Frijol	Luz			
	Oscuridad			

30.4 CONCLUSIONES

30.5 CUESTIONARIO

Se normalizaron las plantas etioladas colocadas a la luz ?

Cuánto puede vivir una planta etiolada ?

En las angiospermas se forma clorofila en ausencia de luz ?

Es lo mismo una planta etiolada que una planta albina ?

Cuál es el pigmento responsable de la coloración característica en las plantas etioladas ?

EXPERIMENTO No. 31

La Luz y la Fotosíntesis

31.2 MATERIALES

- 1 planta crecida a la luz
- 1 planta crecida a la oscuridad
- 1 cuchilla
- 1 recipiente de cristal de 50 ml
- 1 recipiente de cristal de 200 ml
- 50 ml de alcohol
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 pedazo de vidrio
- 25 ml de yodo en yoduro de potasio

Se normalizem taxa și numărul de...

...

Enunțul angajatului este...

Este în marea...

...

...

Cuși ea și pigmento...

...

...

31.2. MATERIELE

- 1 planta creștea la iul
- 1 clasa creștea la ocungha
- 1 cobilita
- 1 recipient de cristal de 50 ml
- 1 recipient de cristal de 100 ml
- 50 ml de alcool
- 1 meleră
- 1 crăciun
- 1 pahar de sticlă
- 50 ml de vodcă

31.2 PROCEDIMIENTO

Utilice las hojas de una planta crecida a la luz y otra a la oscuridad, procurando que ambas plantas sean de la misma especie, para hacer las comparaciones.

Efectúe la prueba del almidón para ambas clases de hojas. Para evitar confusiones recorte el ápice de la hoja crecida a la luz.

Coloque las hojas en un recipiente que contenga alcohol, y póngalo al baño María. La clorofila se disuelve en el alcohol, de modo que las hojas quedan blancas.

Enjuague las hojas en agua caliente por algunos segundos. Luego extiéndalas sobre un vidrio y agrégueles una disolución acuosa de yodo en yoduro de potasio.

Después de 1 o 2 minutos observe el desarrollo del color característico resultante de la reacción del almidón con el yodo.

31.3 RESULTADOS

31.4 DISCUSION

31.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con las muestras crecidas en la luz ?

Se presentó la misma situación con las hojas crecidas en la oscuridad ?

El primer paso en el proceso de la ligna es la selección de la materia prima, que puede ser de origen natural o artificial. La selección de la materia prima es de gran importancia, ya que determina la calidad y el costo del producto final.

El segundo paso es la preparación de la ligna, que consiste en la selección de la madera adecuada para su uso. La selección de la madera es de gran importancia, ya que determina la calidad y el costo del producto final.

El tercer paso es la transformación de la ligna, que consiste en la selección de la tecnología adecuada para su uso. La selección de la tecnología es de gran importancia, ya que determina la calidad y el costo del producto final.

El cuarto paso es la comercialización de la ligna, que consiste en la selección de la estrategia adecuada para su uso. La selección de la estrategia es de gran importancia, ya que determina la calidad y el costo del producto final.

El quinto paso es la evaluación de la ligna, que consiste en la selección de la metodología adecuada para su uso. La selección de la metodología es de gran importancia, ya que determina la calidad y el costo del producto final.

31.3 RESULTADOS

31.4 DISCUSION

31.5 CONCLUSIONES

Que el proceso de la ligna es un proceso complejo que requiere de una gran cantidad de recursos y conocimientos.

Se concluye que el proceso de la ligna es un proceso complejo que requiere de una gran cantidad de recursos y conocimientos.

Hay fotosíntesis cuando la luz está ausente ?

Qué indica el color azul ?

+

EXPERIMENTO No. 32

La Clorofila y la Fotosíntesis

32.1 MATERIALES

- 1 hoja variegada
- 1 recipiente de cristal de 50 ml.
- 1 recipiente de cristal de 200 ml.
- 50 ml de alcohol del 70 %
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 pedazo de vidrio
- 25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio.

32.2 PROCEDIMIENTO

Corte una hoja variegada de geranio (Pelargonium, sp.) de una planta que haya sido expuesta durante varias horas a una luz intensa.

Dibuje el diagrama de la hoja mostrando los contornos de las partes verdes y de las unicoloras.

Decolore las hojas y efectúe la prueba del almidón con el yodo en yoduro de potasio.

Sumérjala en agua hasta que el contorno coincida de nuevo con la dibujada en el papel.

Compare las zonas teñidas de azul oscuro con las manchas que se habían dibujado como correspondientes a las originalmente verdes.

El yodo se decolora al ser calentado y se deposita en las paredes del tubo.

Se decolora al ser calentado.

EXPERIMENTO N.º 32

El Clorofila y la Fotosíntesis

32.1 MATERIALES

- 1 hoja variegada
- 1 recipiente de cristal de 50 ml.
- 1 recipiente de cristal de 200 ml.
- 80 ml de alcohol del 70 %
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 pedazo de vidrio
- 25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio.

32.2 PROCEDIMIENTO

Corte una hoja variegada de género Peltandra, sp. de una planta que haya sido expuesta durante varias horas a una luz intensa.

Dibuje el diagrama de la hoja mostrando los colores de las partes verdes y de las ancloras.

Decolore las hojas y eche la prueba del almidón con el yodo en yoduro de potasio.

Quítela en agua hasta que el color coincida de nuevo con la dibujada en el papel.

Compare las zonas teñidas de azul oscuro con las manchas que se habían dibujado como correspondientes a las originalmente verdes.

32.3 RESULTADOS

32.4 DISCUSION

32.5 CUESTIONARIO

Dónde se ha formado almidón ?

Se formó almidón en las zonas carentes de clorofila ?

Qué importancia tiene la clorofila en la fotosíntesis ?

EXPERIMENTO No. 33

Entrada del Anhídrido Carbónico en la Hoja a Través de los Estomas

33.1 MATERIALES

2 hojas de geranios crecidas en la oscuridad	
1 gr. de vaselina	1 trípode
1 lámpara	1 pedazo de vidrio
1 recipiente de 200 ml.	25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio
1 recipiente de cristal	
50 ml de alcohol del 70 %	1 cuchilla
1 mechero	

32.2 PROCEDIMIENTO

Corte 2 hojas de una planta de geranio (Pelargonium sp.) mantenida en la oscuridad durante 2 días. Estas hojas sólo tienen estomas en el envés.

Unte con vaselina el envés de una de las hojas y la haz de la otra y expóngalas ambas a la luz intensa, por ejemplo de una lámpara, con sus pecíolos introducidos en agua.

Deje en esta situación a las hojas durante 4 horas por lo menos y a continuación quíteles toda la vaselina posible con un trapico suave evitando dañar las hojas. Colóquelas en agua hirviendo y transfíeralas luego a un recipiente que contenga alcohol caliente hasta que las hojas suelten toda la clorofila. No olvide hacer una marca para distinguir las hojas: haga un corte marginal a la hoja que estuvo cubierta con vaselina por la cara superior.

A las hojas decoloradas añádales una solución de yodo en yoduro de potasio. El color azul indica la presencia de almidón.

33.3 RESULTADOS

33.4 DISCUSION

33.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con la hoja de vaselina por la haz ?

La hoja cuyos estomas quedaron tapados con vaselina presentó coloración azul ?

33.2

PROBLEMA

Con las hojas de un planta de género (*Festuca ovina* sp.) que se encuentran en la oscuridad durante 2 días. Estas hojas se tienen entonces en la oscuridad.

Una vez con vaselina se envía de nuevo las hojas y se las deja en la oscuridad durante 2 días. Después, por ejemplo de una lámpara, con un pedazo introducido en agua.

Deja en esta situación a las hojas durante 4 horas con la luz y a continuación quítalas todas las vaselinas posible con un trapo suave evitando dañar las hojas. Colócalas en agua hirviendo y transférelas luego a un recipiente que contenga alcohol caliente hasta que las hojas suelten toda la clorofila. No olvides hacer una marca para distinguir las hojas; haz un corte vertical a la hoja que estuvo cubierta con vaselina por la cara superior.

A las hojas decoloradas añádelas una solución de yodo en yoduro de potasio. El color azul indica la presencia de almidón.

33.3

RESULTADO

33.4

DISCUSIÓN

33.5

CONCLUSIÓN

Qué ocurriría si a las hojas de vaselina se las dejara en la oscuridad?

Las hojas cuyos estomas quedaron tapados con vaselina presentaron coloración azul?

A qué se debe la situación anterior ?

EXPERIMENTO No. 34

Formación de Almidón a Partir de los Azúcares

34.1 MATERIALES

- 2 vasos de boca ancha
- 200 ml. de formol al 1 %
- 200 ml de solución de glucosa al 5 %
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de 1.000 m³
- 2 hojas de geranio crecidas en la oscuridad
- 2 pedazos de vidrio
- 1 cuchilla
- 100 m³ de alcohol del 70 %
- 1 recipiente de 50 ml
- 25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio

34.2 PROCEDIMIENTO

Esterilice 2 vasos de boca ancha lavándolos con formol al 1 % y enjuáguelos luego para librarlos de los últimos vestigios de esta solución, primero con agua hervida y luego con los mismos líquidos que se van a emplear en el experimento; es decir, una solución de glucosa al 5 % y agua destilada pura.

Tome 2 hojas de geranio libres de almidón, procedentes de una planta mantenida en la oscuridad durante unos 3 días. Córtelos el peciolo al nivel del limbo y déjeles flotar : una en la solución de glucosa y la otra en el agua destilada.

Cubra cada vaso con un vidrio bastante más ancho que la boca del vaso y déjelos ambos en un armario oscuro durante 8 días.

EXPERIMENTO No. 34

Formación de Almidón a partir de los Azúcares

34.1. MATERIALES

- 2 vasos de boca ancha
- 200 ml. de formal al 1%
- 200 ml de solución de glucosa al 5%
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de 1.000 ml.
- 2 hojas de gornio crecidas en la oscuridad
- 2 pedazos de vidrio
- 1 cuchilla
- 100 ml. de alcohol del 70%
- 1 recipiente de 50 ml
- 1 solución de yodo en yoduro de potasio

34.2. PROCEDIMIENTO

Estérilice 2 vasos de boca ancha en la estufa con formal al 1% y enjuáguelos luego por 3 veces con agua de las últimas vestijas de esta solución. Primeramente enjuague la hoja y luego con los mismos líquidos. Después de lavar a fondo el material experimental, es decir una solución de yodo al 5% y agua destilada pura.

Tomar 2 hojas de gornio libres de almidón, procedentes de una planta mantenida en la oscuridad durante unos 3 días. Cortelas al pedazo al nivel del limbo y déjelas flotar; una en la solución de glucosa y la otra en el agua destilada.

Cubre cada vaso con un vidrio bastante más ancho que la boca del vaso y déjelas ambas en un estuario oscuro durante 2 días.

Es necesario que durante este tiempo las hojas reciban aire abundante, por lo que debe evitarse que las tapas de vidrio cierren los vasos herméticamente.

Al cabo de los 8 días sáque las hojas de los recipientes y sumerja las hojas en agua hirviendo. Para evitar confusiones marque la hoja que ha estado flotando en la glucosa con una insisión en la margen.

Después de 1 minuto de estar en el agua hirviendo páselas a un recipiente que contenga alcohol del 70 %, y déjelas en este medio hasta que queden casi blancas. Recuerde que la operación se acelera si coloca el recipiente con el alcohol en un baño María.

Cuando las hojas estén casi blancas, sáquelas y cúbralas con agua de grifo, hasta que queden flexibles. Vierta el agua sobrante y eche sobre las hojas una solución de yodo en yoduro de potasio.

Cuando ya no observe cambios de color, lave el yodo varias veces con agua.

34.3 RESULTADOS

34.4 DISCUSION

34.5 CUESTIONARIO

Presentó coloración azul la hoja que estuvo flotando en agua?

Qué ocurrió con la hoja que estuvo flotando en la glucosa ?

A qué se debe la coloración oscura que presenta la hoja que estuvo en la glucosa ?

EXPERIMENTO No. 35

Desaparición del Almidón en las Hojas Mantenidas en la Oscuridad

35.1 MATERIALES

- 1 maceta con una planta de geranio
- 1 cuchilla
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de 50 ml.
- 1 recipiente de 200 ml.
- 50 ml de alcohol de 70 %
- 25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio
- 1 pedazo de vidrio

35.2 PROCEDIMIENTO

Tome una maceta de geranio que haya estado expuesta a la luz intensa durante varias horas.

Corte una hoja y ensaye su contenido de almidón por el método del yodo, utilizando una solución de yodo en yoduro de potasio.

Corte una segunda hoja, colóquela con el pecíolo sumergido en agua y llévela a un sitio oscuro junto con el resto de la planta.

Observará que las hojas separadas de la planta contienen bastante almidón, mientras que las hojas unidas a la planta mantenida en la oscuridad no lo contienen.

Seccione un nervio grande de una hoja de la planta anterior, evitando dañar los tejidos.

Cuando la planta ha permanecido en la oscuridad durante 2 días, separe toda la hoja y analice su almidón.

¿ qué se debe la coloración oscura que presenta la hoja que se tuvo en la glucosa ?

EXPERIMENTO N.º 35

Germinación del Almidón en las Hojas Mantenido en la Oscuridad

35.1 MATERIALES

- 1 Maceta con una planta de geranio
- 1 cubeta
- 1 mechero
- 1 lámpara
- 1 recipiente de 50 ml.
- 1 recipiente de 200 ml.
- 50 ml de alcohol de 70 %
- 25 ml de solución de yodo en yoduro de potasio
- 1 pedazo de vidrio

35.2 PROCEDIMIENTO

Tomar una maceta de geranio que haya estado expuesta a la luz intensa durante varias horas.

Cortar una hoja y ensayar su contenido de almidón por el método del yodo, utilizando una solución de yodo en yoduro de potasio.

Colocar una segunda hoja, colocarla con el pedúnculo hacia arriba en un recipiente que se haya mantenido en la oscuridad durante 2 días.

Observar que las hojas separadas de la planta contienen bastante almidón, mientras que las hojas unidas a la planta mantenidas en la oscuridad no lo contienen.

Seccionar un nervio grande de una hoja de la planta anterior, evitando dañar las células.

Cuando la planta ha permanecido en la oscuridad durante 2 días, separar toda la hoja y analizar su almidón.

35.3 RESULTADOS

35.4 DISCUSION

35.5 CUESTIONARIO

Qué ocurre en la zona situada detrás del nervio en cuanto al almidón ?

Qué pasó con el almidón en el resto de la hoja ?

PLANTAS 2.7

INDUSTRIAL 4.20

CIENCIAS 5.28

Que ocurre en la zona situada detrás del nervio en cuanto al
almidón ?

Que pasó con el almidón en el resto de la hoja ?

PARTE III : RESPIRACION

- Exp. 36 : Respiración aeróbica
- Exp. 37 : Respiración anaeróbica
- Exp. 38 : Liberación de calor durante la respiración
- Exp. 39 : Cociente respiratorio
- Exp. 40 : Efecto de la respiración en el peso de la materia seca de tejidos vegetales.
- Exp. 41 : Acidificación del medio por la raíz

LABORATORIO DE FISIOLOGIA

- Exp. 36 : Respiración anaeróbica
- Exp. 37 : Respiración anaeróbica
- Exp. 38 : Liberación de calor durante la respiración
- Exp. 39 : Costate respiratoria
- Exp. 40 : Efecto de la respiración en el peso de la materia seca de tejidos vegetales
- Exp. 41 : Acidificación del medio por la raíz

EXPERIMENTO No. 36

Respiración Aeróbica

36.1 MATERIALES

- 2 frascos de 200 ml
- 30 semillas de frijol, hervidas.
- 30 semillas de frijol secas.
- 2 tubos de ensayo
- 20 ml de solución de potasa cáustica
- 2 tapones de caucho
- 1 cilindro para perforar
- 2 tubos de vidrio de 10 cm.
- 2 tubos de vidrio de 5 cm.
- 2 pedazos de tubo de goma
- 2 pinzas
- 1 tubo de vidrio de 1 m.
- 20 ml de agua coloreada

36.2 PROCEDIMIENTO

Tome 2 frascos de 200 ml. En uno de ellos coloque semillas de frijol previamente muertas por ebullición, y en el otro coloque la misma cantidad de semillas de frijol secas.

En cada frasco coloque un tubo de ensayo con solución de potasa cáustica con el objeto de absorber el anhídrido carbónico,

Tape uno de los frascos con tapones que tengan doble orificio. En uno de los orificios coloque un pequeño tubo de vidrio empalmado mediante un tubo de goma a otro tubo de vidrio. En el tubo de goma coloque una pinza que sirva a manera de llave.

En el otro agujero ajuste un tubo de vidrio acodado en ángulo recto, el cual se une a un tubo en U el cual contiene un poco de agua coloreada.

Procure que todos los empalmes estén herméticamente cerrados. Iguales los niveles de agua en las ramas del tubo en U, abriendo las 2 pinzas. Luego ciérrelas.

Haga sus observaciones después de 24 horas. Después de anotar en cuál de las ramas ha ascendido el agua, destape los frascos e introduzca un fósforo encendido.

Aspiración y ebullición

30.1. MATERIALES

- 20 ml de agua coloreada
- 1 tubo de vidrio de 1 m.
- 2 pinzas
- 2 pedzas de tubo de goma
- 2 tubos de vidrio de 5 cm.
- 2 tubos de vidrio de 10 cm.
- 1 cilindro para perforar
- 2 tapones de caucho
- 2 ml de solución de potasa cáustica
- 2 tubos de ensayo
- 30 semillas de frijol secas.
- 30 semillas de frijol hervidas.
- 2 frascos de 200 ml

30.2. PROCEDIMIENTO

Tomar 2 frascos de 200 ml. En uno de ellos colocar semillas de frijol previamente moídas por ebullición, y en el otro colocar la misma cantidad de semillas de frijol secas.

En cada frasco colocar un tubo de ensayo con solución de potasa cáustica con el objeto de absorber el anhídrido carbónico.

Tapar uno de los frascos con tapones que tengan doble orificio. En uno de los orificios colocar un pedazo tubo de vidrio empalmado mediante un tubo de goma a otro tubo de vidrio. En el tubo de goma colocar una pinza que sirva a manera de llave.

En el otro agujero ajustar un tubo de vidrio acodado en ángulo recto, el cual se une a un tubo de 1 m. el cual contiene un poco de agua coloreada.

Procurar que todos los empalmes estén herméticamente cerrados. Igualar los niveles de agua en las ramas del tubo en U, abrir las 2 pinzas. Luego cerrarlas.

Hacer las observaciones después de 24 horas. Después de analizar un cuál de las ramas ha absorbido el agua, destapar los frascos e introducir un tubo en el tubo acodado.

36.3 RESULTADOS**36.4 DISCUSION****36.5 CUESTIONARIO**

En cuál de las ramas del tubo en U ascendió el agua ?

Qué demuestra la situación anterior ?

En cuál de los frascos se ha producido un desprendimiento de anhídrido carbónico ?

EXPERIMENTO No. 37**Respiración Anaeróbica****37.1 MATERIALES**

- 2 tubos de ensayo
- 40 ml de mercurio
- 2 recipientes pequeños de vidrio
- 5 semillas germinadas de fríjol
- 5 semillas hervidas de fríjol
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de vidrio de 100 ml.
- 1 varilla de vidrio de 10 cm.
- 5 ml de agua de cal.

36.3 RESULTADOS

36.4 DISCUSION

36.5 CONCLUSIONES

En cuál de las ramas del tubo se produjo el ascenso del agua?

¿Qué demuestra la situación anterior?

En cuál de los frascos se ha producido un desprendimiento de anhídrido carbónico?

EXPERIMENTO 10

El agua y el alcohol

37.1 MATERIALES

- 5 tubos de ensayo
- 40 ml de mercurio
- 2 recipientes pequeños de vidrio
- 2 semillas germinadas de frijol
- 2 semillas hervidas de frijol
- 1 recipiente
- 1 tubo de vidrio
- 1 recipiente de vidrio de 100 ml
- 1 varilla de vidrio de 10 cm
- 5 ml de agua de cal.

37.2 PROCEDIMIENTO

Llene un tubo de ensayo pequeño con mercurio e inviértalo en un vaso que contenga mercurio. Meta 3 ó 4 semillas germinadas de fríjol. Para evitar la entrada de aire contenida en la testa de las semillas, es necesario quitarla previamente.

Las semillas subirán a la parte superior del tubo. Sujete el tubo a un pequeño soporte.

Como testigo monte un experimento similar al anterior, empleando semillas muertas de fríjol, las que previamente han sido heridas.

Después de 1 ó 2 días examine los tubos. Meta una varilla con una gota de agua de cal en su extremo, dentro de cada uno de los tubos y observe lo que sucede.

37.3 RESULTADOS

37.4 DISCUSION

37.5 CUESTIONARIO

En cuál de los tubos descendió el nivel del mercurio ?

A qué se debe la situación anterior ?

En qué consiste la respiración anaeróbica ?

37.2. PROCEDIMIENTO

El caso en que se analiza es el de un cultivo e invernadero en un caso que contenga mercurio. Meta 3 ó 4 semillas germinadas de raíz. Para evitar la entrada de aire contenido en la testa de las semillas es necesario cubrirlo previamente.

Las semillas cubiertas se colocan en el tubo superior del tubo. Se le da el tubo a un pequeño soporte.

Como testigo para un experimento similar al anterior, empleando de semillas de raíz de la especie previamente han sido hermanadas.

Después de 1 ó 2 días examina los tubos. Meta una vez con una gota de agua de cal en su extremo, dentro de cada uno de los tubos y observe la que ocurre.

37.3. RESULTADOS

37.4. DISCUSION

37.5. CUESTIONARIO

En cuál de los tubos descendió el nivel del mercurio?

A qué se debe la situación anterior?

En qué consiste la reacción anterior?

EXPERIMENTO No. 38

Liberación de Calor Durante la Respiración

38.1 MATERIALES

- 2 termos pequeños
- 100 semillas germinadas de fríjol
- 100 semillas hervidas de fríjol
- 1 mechero
- 1 trípode
- 10 ml de formalina débil
- 5 gr de algodón
- 1 termómetro graduado en medios grados

38.2 PROCEDIMIENTO

Tome dos termos pequeños. Llene uno de los termos con semillas germinadas de fríjol y el otro llénelo con semillas muertas; este último servirá como testigo.

Humedezca las semillas vivas con agua y las muertas con formalina débil, para evitar la fermentación.

Tape los termos con tapones de algodón, dejando pasar por el centro un termómetro graduado en 1/2 grados.

Registre las temperaturas después de 30 minutos, 1 hora y 2 horas.

38.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo	Temperatura	
	Termo + sem. germin.	Termo + sem. muertas
30 minutos		
1 hora		
2 horas		

Liberación de Calor Durante la Respiración

38.1 MATERIALES

- 2 termos pequeños
- 100 semillas germinadas de frijol
- 100 semillas hervidas de frijol
- 1 mechero
- 1 trípode
- 10 ml de formalina débil
- 5 gr de algodón
- 1 termómetro graduado en medio grados

38.2 PROCEDIMIENTO

Terminados los termos pequeños. Llene uno de los termos con semillas germinadas de frijol y el otro lleno con semillas hervidas. Este último servirá como control.

Humedece las semillas vivas con agua y las muertas con formalina débil, para evitar la fermentación.

Empaque los termos con algodón y el control en algodón. Coloque el control en termómetro graduado en 1/2 grados.

Registre las temperaturas después de 30 minutos, 1 hora y 2 horas.

38.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Temperatura	Término : sem. germinadas	Término : sem. muertas
30 minutos		
1 hora		
2 horas		

38.4 DISCUSION

38.5 CUESTIONARIO

Qué ocurrió con la temperatura en el termo que contenía las semillas vivas ?

Se presentó variación en la temperatura en el termo que contenía las semillas muertas ?

Las semillas secas también liberan calor durante la respiración ?

EXPERIMENTO No. 39

Cociente Respiratorio

39.1 MATERIALES

- 2 frascos de 250 ml.
- 30 semillas germinadas de fríjol
- 2 tapones de caucho
- 1 perforador
- 2 tubos de vidrio de 1 m.
- 1 soporte
- 2 recipientes de 50 ml.
- 60 ml de agua coloreada.

32.4 OBTIENCIÓN

32.5 OBTIENCIÓN

Se continúa con la temperatura en el termo que contiene las
muestras vivas.

Se prosigue variando en la temperatura en el termo que conte-
nía las semillas muertas.

Las semillas secas también liberan calor durante la respira-
ción.

EXPERIMENTO No. 33

Respiración

33.1 MATERIALES

- 2 frascos de 250 ml.
- 30 semillas germinadas de frijol
- 2 tapas de caucho
- 1 termómetro
- 2 tubos de vidrio de 1 m.
- 1 soporte
- 2 recipientes de 50 ml.
- 60 ml de agua colorada.

39.2 PROCEDIMIENTO

Coloque algunas semillas germinadas de fríjol en un frasco de 250 ml.

Tape el frasco con un tapón de caucho que tenga un agujero en su parte central. Por la abertura pase un tubo doblado 2 veces en ángulo recto y con uno de sus extremos de 50 cm. de longitud.

Sujete el frasco en un soporte y coloque un recipiente con agua coloreada debajo del tubo largo.

Monte un aparato similar al anterior, pero sin semillas, el cual servirá como testigo.

Observe durante algún tiempo si se presente movimiento de agua coloreada en el interior del tubo.

Repita el experimento utilizando : 1. semillas muertas y 2. semillas secas.

39.3 RESULTADOS

39.4 DISCUSION

39.5 CUESTIONARIO

Se puede observar la relación: eliminación de CO_2 consumo de O_2 ?

Qué es el cociente respiratorio ?

39.2. TRATAMIENTO

Coloque algunas semillas en un frasco de 250 ml.

Tapar el frasco con un tapón de caucho que tenga un agujero en su parte central. Por la abertura pase un tubo doblado 2 veces en ángulo recto y asegure de sus extremos de 50 cm. de longitud.

sujete el frasco en un soporte y coloque un recipiente con agua colorada debajo del tubo lateral.

Monte un aparato similar al anterior, pero sin semillas, el cual servirá como testigo.

Observe durante algún tiempo si se presenta movimiento de agua colorada en el interior del tubo.

Repita el experimento utilizando: 1. semillas nuevas y 2. semillas secas.

39.3. RESULTADOS

39.4. DISCUSIÓN

39.5. CUESTIONARIO

Se puede observar la relación: eliminación de CO₂ consumo de O₂?

¿Qué es el cociente respiratorio?

El cociente respiratorio es similar para toda clase de sustratos ?

EXPERIMENTO No. 40

Efecto de la Respiración en el Peso de la Materia Seca de Tejidos Vegetales

40.1 MATERIALES

- 30 gr semillas de maíz.
- 1 balanza
- 1 estufa
- 2 macetas pequeñas
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cuchilla

40.2 PROCEDIMIENTO

Pese 3 lotes de semillas de maíz, de 10 gr. cada uno.

Lleve las semillas del lote No. 1 a una estufa a 103°C durante 2 días. Vuelva a pesar. Anote el peso fresco y seco de las semillas.

Suponga que los pesos secos de los otros 2 lotes de semillas son los mismos que los encontrados experimentalmente en el primer lote.

Siembre las semillas correspondientes al lote No. 2 en una pequeña maceta y colóquela en la oscuridad. Haga lo mismo con las semillas del lote No. 3, pero coloque la maceta en un lugar iluminado. No olvide regar las macetas.

Cuando las hojas de las plantas que se desarrollan en la oscuridad tengan aproximadamente 2 cm. de largo, sáquelas de la maceta, teniendo cuidado de no maltratar las raíces. Haga lo mismo con las plantas mantenidas en la luz.

El contenido vegetativo es similar para todas las clases de sustratos.

EXPERIMENTO No. 40

Efecto de la Resaca en el Pese de la Materia Seca de Tejidos Vegetales

Tabla

EXPERIMENTOS	MATERIAS
40.1	30 gr semillas de maíz. 1 balanza 1 estufa 3 macetas pequeñas 1 resaca guardada en cm. 1 semillas
40.2	FIN CROQUIS

Pese 3 lotes de semillas de maíz, de 10 gr. cada uno.

1. Llave las semillas del lote No. 1 a una estufa a 103°C durante 3 días. Pese a pesar. Anote el peso fresco y seco de las semillas.

2. Suboga que los pesos secos de los otros 2 lotes de semillas con los mismos que los encontrados experimentalmente en el lote 1.

3. Mientras las semillas correspondientes al lote No. 2 en una prueba maceta y colócala en la oscuridad. Hacer lo mismo con las semillas del lote No. 3, pero colócala en un lugar iluminado. No olvide regar las macetas.

4. Cuando las hojas de las plantas que se desarrollan en la oscuridad tengan aproximadamente 2 cm. de largo, después de la maceta, cuando crecido de no más de 1 cm. largo, haga lo mismo con las plantas sembradas en la luz.

Lave las raíces de cada lote de plantas para eliminar las partículas de suelo adheridas. Séquelas. Determine el peso fresco de cada lote de plantas.

Corte las plantas de cada lote en pequeñas porciones y llévelas a la estufa, en bolsas o recipientes individuales, a 103°C durante 2 días. Vuelva a pesar para determinar el peso de material seco.

40.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Tratamientos	Peso fresco	Peso seco
Semillas		
Plantas luz		
Plantas oscuridad		

40.4 DISCUSION

40.5 CUESTIONARIO

Cuál es la relación entre el peso fresco y el peso seco en las semillas ?

Hay alguna diferencia en cuanto al peso fresco entre las plantas crecidas a la luz y las crecidas a la oscuridad ?

Se presenta cambio del peso seco en la materia por respiración ?

No se debe
 utilizar
 para
 otros
 fines

Lave las raíces de cada lote de plantas para eliminar las par-
 tículas de suelo adheridas. Séquelas. Determine el peso fresco
 de cada lote de plantas.

Corte las plantas de cada lote en pequeñas porciones y lívelas
 en las estufas, en bolsas o recipientes individuales, a 103°C durante
 72 días. Vuelva a pesar para determinar el peso de material
 seco.

40.3 RESULTADOS

Presente sus resultados en el siguiente cuadro:

Tratamiento	Peso fresco	Peso seco
Plantas secadas Plantas frescas Semillas		

40.4 EL CURADO

40.5 DETERMINACIÓN

¿Cuál es la relación entre el peso fresco y el peso seco en las
 semillas?

Hay alguna diferencia en cuanto al peso fresco entre las plantas
 creciendo a la luz y las sembradas a la oscuridad?

¿Se presenta cambio del peso seco en la materia por respiración?

EXPERIMENTO No. 41

Acidificación del Medio por la Raíz

41.1 MATERIALES

- 50 ml de agua destilada
- 2 tubos de ensayo
- 5 gotas de fenolftaleína
- 50 ml de solución de hidróxido de sodio 0,1 N.
- 8 pedazos de papel indicador de pH
- 1 plántula de maíz
- 1 mota de algodón
- 1 gradilla

41.2 PROCEDIMIENTO

Tome agua destilada y agítela fuertemente con el objeto de airearla. Llene 2 tubos de ensayo con esta agua.

Añada al primer tubo de ensayo 5 gotas de fenolftaleína y suficiente cantidad de hidróxido de sodio 0,1 N, con el objeto de que el color quede bien rosado.

Haga lo mismo con el segundo tubo de ensayo y mida los pH.

Coloque en uno de los tubos de ensayo una plántula de maíz y asegúrela con algodón, de manera que sus raíces queden dentro de la solución. Deje el otro tubo de ensayo como testigo.

Haga sus observaciones del color después de 18 - 24 - 48 y 72 horas, tiempos en los cuales debe hacer también mediciones del pH.

41.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro :

Tiempo horas	C o l o r		p_H	
	Testigo	Tratamiento	Testigo	Tratamiento
18				
24				
48				
72				

Clasificación del medio por la Raíz

41.1 MATERIALES

- 1 gradilla
- 1 meta de alambre
- 1 planta de maíz
- 8 pedacitos de papel indicador de pH
- 50 ml de solución de hidróxido de sodio 0,1 N.
- 5 gotas de fenolftaleína
- 2 tubos de ensayo
- 50 ml de agua destilada

41.2 PROCEDIMIENTO

Tomar una destilada y otra la fuerte con el objeto de averiguar. Luego 2 tubos de ensayo con esta agua.

Añadir al primer tubo de ensayo 5 gotas de fenolftaleína y una cantidad de hidróxido de sodio 0,1 N, con el objeto de que el color quede bien marcado.

Hacer la misma con el segundo tubo de ensayo y medir los pH.

Colocar en uno de los tubos de ensayo una planta de maíz y en el otro una raíz de manera que sus raíces queden dentro de la solución. Dejar el otro tubo de ensayo como testigo.

Hay que observar el color después de 18 - 24 - 48 y 72 horas, tiempo en los cuales debe hacer también mediciones del pH.

41.3 RESULTADOS

Se obtienen los siguientes resultados:

hora	Testigo	Tubos de ensayo	pH
18			
24			
48			
72			

41.4 DISCUSION

41.5 CUESTIONARIO

Cuál es el ácido que probablemente excreta la raíz ?

A qué proceso se debe la formación de tal ácido ?

Se presentó cambio en la coloración ?

Hubo mucha diferencia en los valores de pH ?

1.1.1.1

1.1.1.2

¿Cuál es el efecto de la probabilidad en la tasa?

¿Qué proceso se debe considerar en la tasa?

Se puede considerar en la tasa?

¿Qué efecto tiene en la tasa?

**MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISIOLOGIA VEGETAL**

UNIDAD ACADEMICA No. 5 : NUTRICION MINERAL DE LAS PLANTAS

MANUAL DE PRÁCTICAS DEL
CURSO DE FISILOGIA VEGETAL

UNIDAD ACADÉMICA No. 5 : NUTRICION MINERAL DE LAS PLANTAS

PARTE I : ELEMENTOS ESENCIALES

Exp. 42 : Soluciones nutritivas

PART I : BIBLIOTECA ESPECIAL

Exp. 15 : Soluciones nutritivas

EXPERIMENTO No. 42

Soluciones Nutritivas

42.1 MATERIALES

18	recipientes de vidrio de 350 ml.
18	taponos especiales
18	bolsas plásticas negras
54	plántulas de maíz o de trigo
1	regla graduada en cm.
30	gr. de algodón
2	gr. de nitrato de calcio
2,5	gr de nitrato de potasio
0,5	gr. de sulfato de magnesio
0,5	gr. de sulfato de potasio
0,5	gr. de fosfato de potasio
5	gotas de cloruro férrico, solución acuosa
2	gr. de cloruro de calcio
0,5	gr. de cloruro de potasio
0,5	gr. de cloruro de magnesio
5.000	ml de agua destilada
1	frasco de color oscuro de 2.000 ml.

42.3 PROCEDIMIENTO

Lave bien 18 recipientes que tengan por lo menos una capacidad de 350 ml cada uno. Consiga unos taponos o tapaderas con un agujero en el centro y una hendidura que vaya desde el agujero al borde.

Para evitar el crecimiento de algas y procurar que el crecimiento de las raíces sea normal, cubra los recipientes con unas bolsas plásticas negras.

Tome algunas plántulas de maíz, trigo y otras plantas, que tengan las raíces de algunos centímetros de largo y que aproximadamente, estén en el mismo estado de desarrollo.

Fije las plantas en los agujeros de los taponos o tapaderas, manteniendo su posición vertical, mediante cuñas de algodón u otro material inerte.

Soluciones Nutritivas

42.1. 1. 2.

frasco de color oscuro de 5.000 ml.	1
ml de agua destilada	5.000
gr. de cloruro de magnesio	0.5
gr. de cloruro de potasio	0.5
gr. de cloruro de calcio	5
potas de cloruro férrico, solución acuosa	5
gr. de fosfato de potasio	0.5
gr. de sulfato de potasio	0.5
gr. de sulfato de magnesio	0.5
gr. de nitrato de potasio	5.5
gr. de nitrato de calcio	5
gr. de almidón	30
regla graduada en cm.	1
plántulas de maíz o de trigo	54
bolsas plásticas negras	8
tapones especiales	8
recipientes de vidrio de 350 ml.	18

42.3. 3. 4. 5. 6. 7. 8. 9. 10. 11. 12. 13. 14. 15. 16. 17. 18. 19. 20. 21. 22. 23. 24. 25. 26. 27. 28. 29. 30. 31. 32. 33. 34. 35. 36. 37. 38. 39. 40. 41. 42. 43. 44. 45. 46. 47. 48. 49. 50. 51. 52. 53. 54. 55. 56. 57. 58. 59. 60. 61. 62. 63. 64. 65. 66. 67. 68. 69. 70. 71. 72. 73. 74. 75. 76. 77. 78. 79. 80. 81. 82. 83. 84. 85. 86. 87. 88. 89. 90. 91. 92. 93. 94. 95. 96. 97. 98. 99. 100.

Lave bien 18 recipientes que tengan por lo menos una capacidad de 350 ml cada uno. Consiga unos tapones o tapaderas con un agujero en el centro y una herida en que vaya desde el agujero al borde.

Para evitar el crecimiento de algas y procurar que el crecimiento de las raíces sea normal, cubra los recipientes con unas bolsas plásticas negras.

Tome algunas plántulas de maíz, trigo y otras plantas, que tengan las raíces de algunos centímetros de largo y que aproximadamente estén en el mismo estado de desarrollo.

Tras la plantación en los agujeros de los tapones o tapaderas, mantenga en posición vertical, mediante cuñas de almidón u otro material inerte.

Los recipientes debe llenarlos con las soluciones nutritivas, 2 por cada tratamiento, en la siguiente forma:

1. Solución completa
2. Solución menos nitrógeno
3. Solución menos fósforo
4. Solución menos potasio
5. Solución menos calcio
6. Solución menos magnesio
7. Solución menos hierro
8. Solución menos azufre

Como testigo monte dos plantas en agua destilada.

En este experimento se ha empleado la solución de Knop, la que debe prepararse así:

a. Solución madre completa :

Nitrato de Calcio	2 gr
Nitrato de Potasio	0,5 gr.
Sulfato de Magnesio	0,5 gr.
Fosfato de Potasio	0,5 gr.
Cloruro férrico sol acuosa	5 gotas
Agua destilada	1 litro

Esta solución debe guardarla en el frasco de color oscuro

A partir de la solución madre completa, los demás tratamientos se preparan en la forma descrita a continuación:

1. Solución completa:
Diluya una parte de la solución madre completa an 5 partes de agua destilada.
2. Solución menos nitrógeno :
Se debe sustituir los nitratos por cloruros.
3. Solución menos fósforo:
Omita el fósforo de potasio o sustitúyalo por sulfato de potasio.
4. Solución menos potasio:
Sustituya el nitrato y fosfato de potasio por nitrato y fosfato de calcio.
5. Solución menos calcio:
Sustituya el nitrato de calcio por nitrato de potasio.
6. Solución menos magnesio :
Omita el sulfato de magnesio o sustitúyalo por sulfato de potasio.
7. Solución menos hierro:
Omita el cloruro férrico

Los recipientes debe llenarse con las soluciones nutritivas. Se
por cada tratamiento, en la siguiente forma:

1. Solución completa
2. Solución menos nitrógeno
3. Solución menos fósforo
4. Solución menos potasio
5. Solución menos calcio
6. Solución menos magnesio
7. Solución menos hierro
8. Solución menos zinc

Cada testigo en las plantas en sus respectivas.

En este experimento se ha empleado la solución de Hoag. La que
debe prepararse así:

a. Solución madre completa:

Nitrato de Calcio	5 gr.
Nitrato de Potasio	0.5 gr.
Sulfato de Calcio	0.5 gr.
Sulfato de Potasio	0.5 gr.
Cloruro férrico anhidro	7 gotas
Água destilada	1 litro

Esta solución debe guardarse en el frasco de color oscuro

A partir de la solución madre completa, los demás tratamientos
se preparan en la forma descrita a continuación:

1. Solución completa:
Diluye una parte de la solución madre completa en 10 partes
de agua destilada.
2. Solución menos nitrógeno:
Se debe sustituir los nitratos por cloruros.
3. Solución menos fósforo:
Omita el fósforo de potasio o sustitúyalo por sulfato de pota-
sio.
4. Solución menos potasio:
Sustituya el nitrato y sulfato de potasio por nitrato y sulfato
de calcio.
5. Solución menos calcio:
Sustituya el nitrato de calcio por nitrato de potasio.
6. Solución menos magnesio:
Omita el sulfato de magnesio o sustitúyalo por sulfato de po-
tasio.
7. Solución menos hierro:
Omita el cloruro férrico

8. Solución menos azufre:

Sustituya el sulfato de magnesio por cloruro de magnesio.

Cada 15 días reemplace las soluciones. Diariamente renueve el aire, para proveer de oxígeno a las raíces.

42.3 RESULTADOS

En un cuadro haga el registro del crecimiento de todas las plantas:

42.4 DISCUSION

Compare con el testigo y con las plantas de la solución completa, los tratamientos con elementos deficientes.

42.5 CUESTIONARIO

En qué consiste la deficiencia de un elemento, la toxicidad, el antagonismo y el sinergismo ?

Elabore una tabla con los síntomas más visibles de deficiencia de los elementos estudiados.

8. Solución: menos exfoliar:
Quitar el estado de mancha por el uso de mancha.

9. Si las raíces de la planta se encuentran en un estado de
destrucción, se debe reemplazar las raíces.

4.5.4. DISCUSIÓN

El uso de la planta para el tratamiento de todas las plan-
tas:

4.5.4. DISCUSIÓN
Comparar con el tejido y con las plantas de la solución completa,
los tratamientos con elementos deficientes.

4.5.5. CONCLUSIÓN

En qué consiste la deficiencia de un elemento, la toxicidad,
el antagonismo y el aislamiento.

Elaborar una tabla con los síntomas más visibles de deficiencia
de los elementos estudiados.

**MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISILOGIA VEGETAL**

UNIDAD ACADEMICA No. 6: DESARROLLO

INSTITUTO DE PRÁCTICAS DEL
CURSO DE HORTICULTA VEGETAL
FUNDADA ACADEMIA DE AGRICULTURA

PARTE I : INTEGRACION DEL DESARROLLO

Exp. 43 : Zonas de crecimiento : raíz

Exp. 44 : Zonas de crecimiento : tallo

Exp. 45 : Zonas de crecimiento : hojas

EXPERIMENTO No. 43

Zonas de Crecimiento : Raíz

43.1 MATERIALES

- 2 plántulas de maíz
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero
- 2 alfileres
- 1 pedazo de triplez de 4 x 10 cm.
- 1 recipiente de cristal grande
- 1 pedazo de vidrio

43.2 PROCEDIMIENTO

Escoja 2 plántulas de maíz que tengan una raíz principal de 3 a 4 cm. de longitud y que esté bien recta.

Marque con tinta china toda la raíz, a intervalos iguales de 2, 3 ó 5 mm, desde la punta hasta la base, ayudándose de una especie de arco confeccionado con un alambre de acero y un pedazo de hilo.

Perfore el endospermo con un alfiler y fije la planta sobre un pedazo de madera e introdúzcala en un recipiente que contenga un poco de agua. Tape el conjunto ligeramente con un vidrio.

Como testigo coloque en la misma forma, una plántula sin marcar y al lado de la anterior.

Examine diariamente.

43.3 RESULTADOS

Ayúdese de gráficos para sus resultados

Lista de Materiales:

43.1 MATERIALES

- 2 plátanos de agua
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero
- 2 alfileres
- 1 pedazo de triplex de 4 x 10 cm.
- 1 recipiente de cristal grande
- 1 pedazo de vidrio

43.2 PROCEDIMIENTO

Sección 2 plátanos. Sección con un ángulo principal de 30° y 4 cm. de longitud y que está bien recta.

Mueve con una regla china toda la sección en intervalos iguales de 5 mm. hasta la zona hasta la base, quedándose de una sección de arco conectado con un alambre de acero y un pedazo de hilo.

Prepara un pedacito con un alfiler y fija la planta sobre un pedazo de vidrio o triplex en un recipiente que contenga un poco de agua. Tapa el conjunto libremente con un vidrio.

Tras de seguir colar en la misma forma, una plátana sin marcar y al lado de la anterior.

Examine diariamente.

43.3 RESULTADOS

Además de rústicos para sus resultados

43.4 DISCUSION

43.5 CUESTIONARIO

Se efectuó el crecimiento a lo largo de toda la raíz ?

En cuál región se notó un mayor crecimiento ?

EXPERIMENTO No. 44

Zonas de Crecimiento : Tallo

44.1 MATERIALES

- 2 plántulas de fríjol en una maceta
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero

44.2 PROCEDIMIENTO

Escoja 2 plántulas de fríjol que hayan germinado en la oscuridad.

Marque el tallito de una de ellas, desde la yema apical hasta la base, a intervalos de 5 mm. con tinta china y ayudado por el instrumento descrito en el experimento No. 43.

La otra planta servirá como testigo.

Observe en cuál región se separan las marcas después de 1 y varios días.

43.4 CIRCUNFERENCIA

43.5 CUESTIONARIO

Se efectuó el crecimiento a lo largo de toda la raíz ?

En cuál región se notó un mayor crecimiento ?

EXPERIMENTO No. 44

Forma de Crecimiento : Tallo

44.1 MATERIALES

- 2 plántulas de tallo en una maceta
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero

44.2 PROCEDIMIENTO

Las plántulas de tallo que hayan germinado en la maceta
deben ser:

Se toman el tallo de una de ellas, desde la yema apical hasta la
base, a intervalos de 5 mm., con tinta china y ayudado por el ins-
trumento descrito en el experimento No. 43.

La plántula servirá como testigo.

Quitarle en cuál región se separan las marcas después de 1 y var-
rios días.

44.3 RESULTADOS

44.4 DISCUSION

Compare estos resultados con los del experimento anterior.

44.5 CUESTIONARIO

Se produjo crecimiento a lo largo de todo el tallo ?

Qué relación encuentra con el experimento anterior ?

EXPERIMENTO No. 45

Zonas de Crecimiento: Hojas

45.1 MATERIALES

- 2 plántulas de frijol en una maceta
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cuchilla
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero

44.3 RESULTADOS

44.4 DISCUSION

Compare estos resultados con los del experimento anterior.

44.5 CUESTIONARIO

Se produjo crecimiento a lo largo de todo el tallo ?

Qué relación encuentra con el experimento anterior ?

EXPERIMENTO No. 45

Zona de Crecimiento: Hojas

45.1 MATERIALES

- 2 plántulas de frijol en una maceta
- 1 regla graduada en cm.
- 1 cuchilla
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero

45.2 PROCEDIMIENTO

En una plántula de fríjol, que esté creciendo en una maceta y que tenga de 10 a 15 cm. de altura, remueva por completo, con mucho cuidado, las hojas basales, dejando así libres las hojas jóvenes.

Marque una de estas hojas, desde el ápice hasta su base, con rayitas cada 5 mm.

Observe después de 1 y varios días.

45.3 RESULTADOS

45.4 DISCUSION

Compare estos resultados con los resultados de los 2 experimentos anteriores.

45.5 CUESTIONARIO

El crecimiento se efectuó a lo largo de toda la superficie foliar ?

Ocurre lo mismo en todas las hojas de las plantas ?

45.2 PROCEDIMIENTO

En una piletilla de fríjoles que esté creciendo en una maceta y que tenga de 15 a 18 cm. de altura, remueva por completo, con mucho cuidado, las hojas basales, dejando así libres las hojas jóvenes.

Mantenga una de estas hojas, desde el ápice hasta su base, con rayitas cada 5 mm.

Observe después de 1 y varios días.

45.3 RESULTADOS

45.4 DISCUSION

Compare estos resultados con los resultados de los 2 experimentos anteriores.

45.5 CUESTIONARIO

El crecimiento se efectuó a lo largo de toda la superficie foliar.

Corre lo mismo en todas las hojas de las plantas.

PARTE II : CRECIMIENTOS DIRECCIONALES

Exp. 46 : Fototropismo positivo y negativo

Exp. 47 : Localización de la respuesta fototrópica

Exp. 48 : Geotropismo positivo y negativo

Exp. 49 : Localización de la respuesta geotrópica

Exp. 50 : Necesidad de Oxígeno para la respuesta geotrópica

PARTIE II : CRECHIMENTS DIRCCIONALES

- Exp. 46 : Fototropismo positivo y negativo
- Exp. 47 : Localización de la respuesta fototrópica
- Exp. 48 : Geotropismo positivo y negativo
- Exp. 49 : Localización de la respuesta geotrópica
- Exp. 50 : Necesidad de Oxígeno para la respuesta geotrópica

EXPERIMENTO No. 46

Fototropismo Positivo y Negativo

46.1. MATERIALES

2 recipientes de cristal
100 semillas de avena

46.2 PROCEDIMIENTO

Ponga a imbibir algunas semillas de avena. Plante las semillas en un recipiente de cristal con suelo suelto y que no esté comprimido.

Coloque las semillas cerca de la superficie y a lo largo de uno de los lados mayores del recipiente, el que quedará expuesto a una ventana bien iluminada.

Ponga a germinar otro lote de semillas de avena, como en el caso anterior, pero coloque el recipiente en un lugar completamente oscuro. Este recipiente con sus semillas servirá como testigo .

Mantenga estos recipientes húmedos durante 8 ó 10 días y haga todas las observaciones.

46.3 RESULTADOS

Anote sus resultados y ayúdese de gráficos.

46.4 DISCUSION

Fototropismo Positivo y Negativo

46.1. MATERIALES

2 recipientes de cristal
100 semillas de avena

46.2. PROCEDIMIENTO

Ponga a imbibir algunas semillas de avena. Plante las semillas en un recipiente de cristal con suelo suelto y que no esté comprimido.

Coloque las semillas cerca de la superficie y a lo largo de uno de los lados mayores del recipiente, el que quedará expuesto a una ventana bien iluminada.

Traga a germinar otro lote de semillas de avena, como en el caso anterior, pero coloque el recipiente en un lugar completamente oscuro. Este recipiente con sus semillas servirá como control.

Mantenga estos recipientes húmedos durante 8 ó 10 días y haga todas las observaciones.

46.3. RESULTADOS

Anote sus resultados y súbese gráficos.

46.4. DISCUSIÓN

46.5 CUESTIONARIO

Hacia dónde se incurvó el coleoptilo ?

Qué dirección tomaron las raicillas visibles ?

Qué ocurrió con el tratamiento que sirvió como testigo ?

 EXPERIMENTO No. 47

Localización de la Respuesta Fototrópica

47.1 MATERIALES

400 gr. de arena
 400 gr. de aserrín
 50 semillas de fríjol
 1 germinador
 1 regla graduada en mm
 1 frasco de tinta china
 1 pedazo de alambre de acero
 1 cámara oscura

47.2 PROCEDIMIENTO

Haga germinar algunos fríjoles de buena conformación sobre una mezcla de partes iguales de arena y aserrín puro. Mantenga este sustrato húmedo, pero no empapado. Coloque el germinador a la oscuridad.

Cuando los tallos midan unos 5 cm. de largo, seleccione 2 de ellos y márquelos con trazos de tinta china, a 2 mm. de separación.

¿Qué dirección tomarán las raíces viejas?

¿Qué ocurrirá con el tratamiento que sirve como testigo?

¿Qué ocurrirá con el tratamiento que sirve como testigo?

EXPERIMENTO No. 47

Localización de la Repuesta Fotográfica

47.1. MATERIAL

- 400 gr. de arena
- 400 gr. de arena
- 50 semillas de frijol
- 1 germinador
- 1 regla graduada en mm.
- 1 frasco de tiza china
- 1 pedazo de cámara de acero
- 1 cámara oscura

47.2. PROCEDIMIENTO

Haga germinar algunas semillas de buena conformación sobre una mezcla de partes iguales de arena y aserrín puro. Cuando toquen este sustrato húmedo, pero no empapado. Coloque el germinador a la oscuridad.

Cuando las raíces midan unos 5 cm. de largo, seleccione 5 de ellas y pónguelas en frascos de tiza china, a 2 mm. de separación.

Coloque las plantas marcadas en una cámara oscura, en la que únicamente pueda entrar luz por una hendidura estrecha.

Examine después de 4 - 8 y 16 días.

47.3 RESULTADOS

47.4 DISCUSION

47.5 CUESTIONARIO

En qué lugar del vástago tuvo origen la curvatura ?

EXPERIMENTO No. 48

Geotropismo Positivo y Negativo

48.1 MATERIALES

- 1 maceta
- 50 semillas de fríjol
- 1 regla graduada en cm.
- 1 recipiente de germinación aplastado lateralmente.

48.2 PROCEDIMIENTO

Ponga a germinar en la oscuridad algunas semillas de fríjol que muestren una buena conformación.

... en la que únicamente puede entrar la luz por las aberturas estrechas.

Examine despacio en la figura 47.3 y 47.4.

47.3 RESULTADOS

47.4 DISCUSION

47.5 CUESTIONARIO

En qué lugar del vástago tuvo origen la curvatura?

EXPERIMENTO No. 4

Geometría Positiva y Negativa

48.1 INTRODUCCION

1. Objetivo
50. Sección de fríjol
1. Sección graduada en cm.
1. recipiente de germinación aptado para laboratorio.

48.2 MATERIAL

Para la germinación en la oscuridad se usó a semillas de fríjol que se germinaron en buena conformación.

Cuando el vástago tenga de 3 a 4 cm de longitud, tome una planta y colóquela en un recipiente de germinación aplastado lateralmente, con la raíz y el vástago horizontales.

Examine después de 2 - 4 - 8 y 16 días.

48.3 RESULTADOS

Anote sus resultados y ayúdese de gráficos

48.4 DISCUSION

48.5 CUESTIONARIO

Qué dirección tomaron las raíces laterales ?

Qué dirección tomó el vástago ?

En qué consiste el geotropismo ?

EXPERIMENTO No. 49

Localización de la Respuesta Geotrópica

49.1 MATERIALES

- 400 gr de arena
- 400 gr de aserrín
- 50 semillas de frijol
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero
- 3 alfileres
- 1 botella de cuello ancho
- 1 tapón
- 1 hoja de papel secante

49.2 PROCEDIMIENTO

Haga germinar algunos frijoles de buena conformación sobre una mezcla de partes iguales de arena y aserrín puro, como en el experimento No. 47.

Cuando las raíces alcancen de 2 a 2 1/2 cm de longitud, tome 3 de las plantas y marque divisiones equidistantes en las raíces, con tinta china, a 2 mm.

Con alfileres fije los frijoles sobre el tapón de una botella de cuello ancho forrada con papel secante mojado.

Los frijoles colocados en esta posición deben tener sus raíces y lados planos en posición horizontal.

Vierta un poco de agua en el fondo de la botella, coloque el tapón y deje durante toda la noche. A la mañana siguiente se habrá producido prácticamente toda la respuesta.

Mida ahora las divisiones.

49.3 RESULTADOS

Anote los resultados y ayúdese de gráficos.

Localización de la Respuesta Gráfica

MATERIALES 1.21

- 400 gr de arena
- 400 gr de arena
- 50 semillas de trébol
- 1 regla graduada en cm.
- 1 frasco de tinta china
- 1 pedazo de alambre de acero
- 3 alfileres
- 1 botella de cuello ancho
- 1 tapón
- 1 hoja de papel acetato

PROCEDIMIENTO 3.04

Para preparar algunas botellas de buena conservación sobre una muestra de galletas tipo de arena y arena pura, como en el experimento No. 47.

Cuando las raíces alcanzan de 2 a 3 cm de longitud, tome 2 de las plantas y sepárelas en divisiones horizontales en las raíces, con tinta china, a 5 mm.

Con alfileres fije las botellas sobre el tapón de una botella de cuello ancho graduada con papel acetato mojado.

Las botellas colocadas en esta posición deben tener sus raíces y tablas blancas en posición horizontal.

Vierte un poco de agua en el fondo de la botella, colócala en la posición y déjala durante toda la noche. A la mañana siguiente se han producido gráficas de toda la respuesta.

Mida ahora las divisiones.

RESULTADOS 3.04

Anote los resultados y gráficas de gráficas.

49.4 DISCUSION

49.5 CUESTIONARIO

En qué parte de la raíz se realizó la incurvación .

En qué consiste el plagiogeotropismo y el ortogeotropismo ?

EXPERIMENTO No. 50

Necesidad de Oxígeno para la Respuesta Geotrópica

50.1 MATERIALES

- 1 botella de cuello ancho
- 1 tapón
- 3 alfileres
- 100 ml de solución alcalina de pirogalol
- 5 gr de parafina

50.2 PROCEDIMIENTO

Proceda como en el experimento No. 49, pero en lugar de llenar agua en el fondo de la botella de cuello ancho, llénela parcialmente con una solución alcalina de pirogalol y tape después, con los fríjoles en la parte inferior del tapón, debiendo quedar fuertemente ajustado.

Recubra el tapón con una capa delgada de parafina. Los fríjoles deben quedar tan próximos al pirogalol como sea posible, pero sin tocarlo. El pirogalol absorberá rápidamente el oxígeno del espacio circundante.

49.4 CUESTIONARIO

49.5 CUESTIONARIO

En qué parte de la raíz se realizó la incuvasión.

En qué consiste el plagioctropismo y el ortogeotropismo?

EXPERIMENTO No. 50

Necesidad de Oxígeno para la Respuesta Geotrópica

50.1 MATERIALES

- 1 botella de cuello ancho
- 1 tapón
- 3 frijoles
- 100 ml de solución alcalina de pirgalol
- 5 gr de parafina

50.2 PROCEDIMIENTO

Proceda como en el experimento No. 49, pero en lugar de llenar agua en el fondo de la botella de cuello ancho, llénela parcialmente con una solución alcalina de pirgalol y tapé después con los frijoles en la parte inferior del tapón, debiendo quedar fuertemente ajustado.

Recorra el tapón con una capa delgada de parafina. Los frijoles deben quedar tan próximos al pirgalol como sea posible, pero sin tocarlo. El pirgalol absorberá rápidamente el oxígeno del espacio circundante.

50.3 RESULTADOS

50.4 DISCUSION

50.5 CUESTIONARIO

Presentaron curvatura las raíces del fríjol ?

A qué se debe la situación anterior ?

1917

1918

1919

Presentación de los autores

A que se debe la situación anterior

**MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISIOLOGIA VEGETAL**

UNIDAD ACADEMICA No. 7: GERMINACION DE SEMILLAS

MANUAL DE PRÁCTICAS DEL
CURSO DE FISIOLÓGIA VEGETAL

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

PARTE I : FACTORES QUE AFECTAN LA GERMINACION

- Exp. 51 : Importancia del pH en la germinación**
- Exp. 52 : Efecto de la temperatura y de la humedad sobre la germinación**
- Exp. 53 : Efecto de temperaturas extremas sobre la germinación.**
- Exp. 54 : La atmósfera y la germinación**
- Exp. 55 : Prueba química de la viabilidad de la semilla**
- Exp. 56 : Capacidad de germinación de las semillas**
- Exp. 57 : Control del letargo en semillas**
- Exp. 58 : Pelos radicales**

INDICACIONES DE LAS PRUEBAS DE LABORATORIO : 179-180

- Exp. 71 : Determinación del pH en la germinación
- Exp. 72 : Efecto de la temperatura y de la humedad sobre la germinación
- Exp. 73 : Efecto de temperaturas extremas sobre la germinación
- Exp. 74 : Los estrobilos y la germinación
- Exp. 75 : Los factores físicos de la viabilidad de las semillas
- Exp. 76 : Capacidad de germinación de las semillas
- Exp. 77 : Control del letargo en semillas
- Exp. 78 : Los radicales

EXPERIMENTO No. 51

Importancia del pH en la Germinación

51.1 MATERIALES

- 6 frascos de vidrio de 200 ml.
- 100 ml de solución fosfato ácido de sodio 0,2 M
- 100 ml de ácido cítrico 0,1 M.
- 300 semillas de maíz o frijol
- 12 hojas de papel periódico tamaño oficio
- 12 bandas de caucho
- 6 recipientes de 100 ml.
- 1 regla graduada en cm

51.2 PROCEDIMIENTO

Prepare una serie de medios con pH de 3 a 8, a base de Na_2HPO_4 0,2 M y ácido cítrico 0,1 M.

Cuente 6 lotes de semillas de maíz o de frijol cada uno, según se le indique el laboratorio.

Coloque cada lote de semillas en papel periódico, formando un rollo. Las semillas deben colocarse teniendo cuidado por donde va a salir la radícula y el tresbolillo.

Ponga cada rollo en un recipiente que tenga un pH diferente.

Al cabo de una semana anote para cada lote el porcentaje de germinación y la longitud media en mm.

51.3 RESULTADOS

Anote los resultados en el siguiente cuadro:

pH	% germinación	Longitud media mm
3		
4		
5		
6		
7		
8		

Importancia del pH en Germinación

51.1 MATERIALES

- 1 regla graduada en cm
- 6 recipientes de 100 ml.
- 12 bandas de caucho
- 12 hojas de papel periódico tamaño oficial
- 300 semillas de maíz o frijol
- 100 ml de ácido clorhídrico 0,1 N
- 100 ml de solución fosfórica de ácido 0,2 N
- 6 frascos de vidrio de 200 ml.

51.2 PROCEDIMIENTO

Prepara una serie de medios con pH de 2 a 8, a base de las HCl y ácido fosfórico 0,1 N.

Coloca 6 lotes de semillas de maíz o de frijol cada uno, según se le indique al laboratorio.

Coloca cada lote de semillas en papel periódico, formando un rollo. Las semillas deben colocarse teniendo cuidado por donde va a salir la radícula y el coleótilo.

Ponga cada rollo en un recipiente que tenga un pH diferente.

Al cabo de una semana tome para cada lote el porcentaje de germinación y la longitud media en cm.

51.3 RESULTADOS

Anote los resultados en el siguiente cuadro:

pH	% germinación	Longitud media en cm
2		
4		
5		
6		
7		
8		

51.4 DISCUSION**51.5 CUESTIONARIO**

Cuál fue el mejor pH para la germinación del maíz ?

Cuál fue el mejor pH para la germinación del fríjol ?

Tiene alguna influencia el pH en la germinación?

EXPERIMENTO No. 52**Efecto de la Temperatura y de la Humedad sobre la Germinación****52.1 MATERIALES**

- 8 recipientes de vidrio de 200 ml.**
- 400 semillas de maíz o de fríjol**
- 1 estufa**
- 16 hojas de papel periódico tamaño oficio**
- 16 bandas de caucho**
- 8 frascos de boca ancha**

52.2 PROCEDIMIENTO

Utilice 400 semillas de maíz o de fríjol, según se le indique.

Distribuya 8 grupos de 50 semillas cada uno y coloque cada porción en un recipiente adecuado.

51.4 CUESTIONARIO

51.5 CUESTIONARIO

¿Cuál fue el mejor período para la germinación del maíz?

¿Cuál fue el mejor período para la germinación del frijol?

¿Tiene alguna influencia el pH en la germinación?

EXPERIMENTO NO. 52

Efecto de la Temperatura y de la Humedad sobre la Germinación

52.1 MATERIALES

- 1. 4 recipientes de vidrio de 500 ml.
- 2. 400 semillas de maíz o de frijol.
- 3. Agua.
- 4. Hoja de papel periódico para cubrir el fondo.
- 5. 4 cubetas de ensayo.
- 6. 4 frascos de 100 ml.

52.2 PROCEDIMIENTO

Utilice 400 semillas de maíz o de frijol, según sea la especie.

Distribuya 8 grupos de 50 semillas cada uno y coloque cada grupo en un recipiente adecuado.

Añada agua a 4 porciones y deje en seco las otras 4 porciones.

Someta un recipiente con semillas secas y 1 recipiente con semillas húmedas a cada uno de los siguientes tratamientos, durante 1 hora exacta : 20- 30 - 40 y 60 grados centígrados.

Ponga a germinar a la temperatura del laboratorio, envolviendo cada porción en papel periódico, formando una especie de rollo.

Coloque cada rollo verticalmente en un frasco de boca ancha con agua en el fondo.

Al cabo de una semana determine el porcentaje de germinación de las semillas, sometidas a cada tratamiento.

52.3 RESULTADOS

Anote los resultados en el siguiente cuadro:

Condición	Porcentaje de germinación			
	20°C	30°C	40°C	60°C
Semillas secas				
Semillas húmedas				

52.4 DISCUSION

52.5 CUESTIONARIO

Qué influencia tiene la temperatura sobre la germinación ?

Tiene alguna influencia la humedad sobre la germinación ?

EXPERIMENTO No. 53

Efecto de Temperaturas Extremas Sobre la Germinación

53.1 MATERIALES

5 recipientes de vidrio de 200 ml.
250 semillas de fríjol
1 estufa
10 hojas de papel periódico tamaño oficio
10 bandas de caucho
20 cubitos de hielo

53.2 PROCEDIMIENTO

Coloque en 2 recipientes de vidrio semillas de fríjol secas y humedecidas. Introduzca estos 2 recipientes en una estufa a 60°C y manténgalos durante 2 horas. Posteriormente ponga a remojar las semillas desecadas y colóquelas por separado en rollos para germinación.

Repita el experimento anterior, pero en lugar de colocar los recipientes con las semillas en la estufa, colóquelos en hielo, o en una mezcla frigorífica, por 2 horas.

Como testigo para ambos experimentos, coloque algunas semillas húmedas de fríjol en un rollo para germinación y manténgalo a la temperatura ambiental.

Después de 8 días desamarre los rollos y examine las semillas.

53.3 RESULTADOS

53.4 DISCUSION

Estudio de la Germinación Extrema Sobre la Germinación

53.1 MATERIALES

- 7 recipientes de vidrio de 250 ml.
- 250 semillas de frijol
- 1 casita
- 10 hojas de papel periódico (1 hoja por recipiente)
- 10 banditas de carcho
- 20 cubitos de hielo

53.2 PROCEDIMIENTO

Se lavan las 250 semillas de vidrio semillas de frijol secas y se colocan en un recipiente de vidrio. Se introducen estas 250 semillas en un casita y se colocan en un recipiente de 250 ml. Posteriormente se coloca a remojar las semillas en agua durante 24 horas. Después de esto se colocan en recipientes de vidrio para el experimento.

Se coloca el experimento en un lugar donde se pueda observar el crecimiento de las semillas en la casita, colócalas en el hielo, en un recipiente de vidrio.

Después de esto se colocan las semillas en un recipiente de vidrio y se colocan en un casita y se colocan en un recipiente de vidrio.

Después de esto se colocan las semillas en un recipiente de vidrio y se colocan en un casita y se colocan en un recipiente de vidrio.

53.3 RESULTADOS

53.4 CONCLUSIONES

53.5 CUESTIONARIO

Tiene alguna importancia en la germinación las temperaturas extremas ?

En qué basa su anterior afirmación ?

Encontró alguna diferencia entre el testigo y los tratamientos ?

EXPERIMENTO No. 54

La Atmosfera y la Germinación

54.1 MATERIALES

- 2 tubos de ensayo
- 2 gr. de algodón
- 50 semillas de lenteja
- 1 regla graduada en cm.
- 1 corcho
- 2 gr de parafina

54.2 PROCEDIMIENTO

Ponga una capa de algodón de 3 cm. en el fondo de 2 tubos de ensayo.

Coloque encima del algodón una capa de semillas de lentejas que hayan estado en agua por 2 horas. Antes de colocar las semillas de lentejas, seque la humedad superficial.

Ponga luego otra capa húmeda de algodón, bastante floja, de 1 a 2 cm. de ancho.

54.2. CUBIERTOS

Tiene alguna importancia en la determinación las terminaciones
externas.

Encontró alguna diferencia en el tipo y los terminaciones

54.3. CUBIERTOS

La tartera y la terminación

54.1. LA TARTERA

- 2 tipos de tarteras
- 2 gr. de algodón
- 50 semillas de lenteja
- 1 regla graduada en cm.
- 1 corchón
- 2 gr. de patatas

54.2. PROCEDIMIENTO

Tomar una muestra de algodón de 2 cm. en el fondo de 2 tipos de
cubiertos.

Colocar encima del algodón una capa de semillas de lenteja
que hayan estado en agua por 2 horas. Antes de colocar las
semillas de lenteja, secar la humedad superficial.

Tomar luego otra muestra húmeda de algodón, patatas (leja), de 1
a 2 cm. de ancho.

A uno de los tubos colóquele un tapón de algodón. Al otro colóquele un corcho y séllelo con parafina.

A los 6 días observe y dibuje.

54.3 RESULTADOS

Anote sus resultados y ayúdese de gráficos.

54.4 DISCUSION

54.5 CUESTIONARIO

Cómo fue la germinación relativa en ambos tubos ?

A qué se deben estas diferencias ?

... en las tubos colocados en el tubo de vidrio. El tubo de vidrio debe estar sellado con cera.

A los 5 días se saca y se pesa.

24.3 RESULTADOS

Los resultados de los análisis de los tubos de vidrio se muestran a continuación.

24.4 DISCUSIÓN

24.5 CONCLUSIONES

Como se puede apreciar en los resultados de los análisis de los tubos de vidrio se puede observar que...

A los 5 días se saca esta muestra y se pesa.

EXPERIMENTO No. 55

Prueba Química de la Viabilidad de la Semilla

55.1 MATERIALES

- 100 semillas de maíz
- 1 cuchilla
- 1 mechero
- 1 trípode
- 1 recipiente de 500 ml.
- 2 recipientes de 200 ml.
- 200 ml de solución de cloruro de trifeniltetrazolio al 1 %

55.2 PROCEDIMIENTO

Ponga en agua 100 semillas de maíz, de 6 a 18 horas. Divida estas semillas en 2 porciones de 50 y haga lo siguiente :

1. Hierva una porción durante 5 minutos
2. Deje la otra porción sin hervir.
Parta longitudinalmente todas las semillas, en 2 partes
En recipientes separados , que contengan una solución al 1 %
de cloruro de trifeniltetrazolio, coloque las semillas partidas
longitudinalmente en 2.

Ponga los 2 recipientes con las semillas partidas a la oscuridad, durante 2 horas. Observe el color.

Todos los embriones que se hayan teñido de carmín parcial o totalmente son capaces de desarrollarse.

55.3 RESULTADOS

55.4 DISCUSION

Artículo 10

Artículo 10

Artículo 10

- 10 - semillas de maíz
- 1 - coque
- 1 - cemento
- 1 - trípode
- 1 - recipiente de 500 ml.
- 2 - recipientes de 200 ml.
- 500 ml de solución de cloruro de trietiloxisilano al 1 %

Artículo 10

En un agua de semillas de maíz, de 8 a 18 horas. Divida estas semillas en 2 porciones de 50 y hágalo siguiente:

- 1. Hervir una porción durante 5 minutos
 - 2. Deje la otra porción sin hervir.
- Para fortalecer la fuerza de las semillas, en 2 partes. En recipientes separados, que contengan una solución al 1 % de cloruro de trietiloxisilano, coloque las semillas partidas fortísimamente a S.

Tras los 2 recipientes con las semillas partidas a la escudilla, durante 8 horas. Observe el color.

Tome las muestras que se hayan toñido. El **carmin** parcial o totalmente son casos de desprolijidad.

Artículo 10

Artículo 10

55.5 CUESTIONARIO

Ocurrió lo mismo con las semillas hervidas y las no hervidas ?

Cómo se sabe que las semillas han perdido la viabilidad ?

EXPERIMENTO No. 56

Capacidad de Germinación de las Semillas

56.1 MATERIALES

8 kilos de arena pura
 4 macetas
 100 semillas de maíz
 4 pedazos de vidrio

56.2 PROCEDIMIENTO

Tome 4 macetas y colóqueles arena pura. Sobre la arena en cada maceta, coloque 25 semillas de maíz en hilera para facilitar el conteo de la germinación.

Riegue con agua corriente el sustrato y hunda ligeramente las semillas en él. Cubra cada maceta con un pedazo de vidrio, pero tratando de que haya entrada de aire.

Después de 10 días constate el número de semillas germinadas en cada maceta.

56.3 RESULTADOS

El número de plantas con las semillas germinadas y las no germinadas.

El número de plantas con las semillas germinadas y las no germinadas.

EXPERIMENTO Nº 1

Capacidad de las semillas para germinar

56.1 MATERIALES

- 2 kilos de arena pura
- 4 macetas
- 10 semillas de maíz
- 4 botellas de vidrio

56.2 PROCEDIMIENTO

Tomar 4 macetas y colocarles arena pura. Sobre la arena en cada maceta, colocar 25 semillas de maíz en hilera para facilitar el conteo de la germinación.

Riegar con agua corriente el sustrato y hundir ligeramente las semillas en él. Cubrir cada maceta con un pedazo de vidrio, pero tratado de que haya entrada de aire.

Después de 10 días constatar el número de semillas germinadas en cada maceta.

56.3 RESULTADOS

56.4 DISCUSION

56.5 CUESTIONARIO

Cuál es el poder de germinación de las semillas ?

Cuál es la energía de la germinación ?

EXPERIMENTO No. 57

Control del Letargo en Semillas

57.1 MATERIALES

40 semillas con cubierta seminal bien dura
 2 platos de Petri
 6 hojas de papel filtro
 200 ml de agua destilada
 1 cuchilla

57.2 PROCEDIMIENTO

Coloque 20 semillas de cubierta seminal bien dura en una cámara húmeda, formada por un plato de Petri con varias hojas de papel filtro y humedecida con agua destilada y colóquela en un sitio oscuro.

A otras 20 semillas de la misma especie, trate de removerles la cubierta seminal, teniendo cuidado de no dañar el embrión y colóquelas a germinar en una cámara húmeda como en el tratamiento anterior.

Después de 1 - 2 - 4- y 8 días compare la germinación en ambos tratamientos y calcule el porcentaje de germinación.

57.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo	Semillas	
	Con cubierta	Sin cubierta
1 día		
2 días		
4 días		
8 días		

57.4 DISCUSION

57.5 CUESTIONARIO

Qué porcentaje de germinación mostraron las semillas con cubierta intacta ?

Qué porcentaje de germinación mostraron las semillas con cubierta escarificada ?

Cree usted que la cubierta seminal sea un factor anatómico responsable del letargo ?

Después de 1, 2, 4 y 8 días compare la germinación en ambas
 tratamientos y calcule el porcentaje de germinación.

REPETIR POR 273

Anote sus resultados en el siguiente cuadro:

Tiempo	Semillas	
	Con cubierta	Sin cubierta
1 día		
2 días		
4 días		
8 días		

REPETIR POR 274

QUESTIONARIO 275

¿Porcentaje de germinación mostraron las semillas con
 cubierta intacta?

¿Qué porcentaje de germinación mostraron las semillas con
 hilos escarificados?

¿Puede usted decir si la cubierta seminal es un factor restrictivo para
 la germinación de las semillas?

EXPERIMENTO No. 58

Pelos Radicales

58.1 MATERIALES

- 10 semillas de maíz
- 2 hojas de papel periódico tamaño oficio
- 2 bandas de caucho
- 1 caja de Petri
- 3 hojas de papel filtro
- 1 recipiente de vidrio de 100 ml.
- 1 estereoscopio

58.2 PROCEDIMIENTO

Tome 10 semillas de maíz, colóquelas en papel periódico y forme un rollo de germinación. Ponga a germinar las semillas a la temperatura del laboratorio.

Después de 8 días derrame el rollo, saque las semillas germinadas y coloque con mucho cuidado 5 de las plántulas en una cámara húmeda y el resto en un recipiente de vidrio con agua, de modo que las raíces queden sumergidas.

Observe durante 1 semana para comparar la abundancia relativa de pelos radicales en ambos grupos. Dibuje la punta de una raíz de cada grupo.

58.3 RESULTADOS

58.4 DISCUSION

Materialización

1. MATERIALES

- 1.0 semillas de maíz
- 2. hojas de papel periódico tamaño oficio
- 3. bandera de caucho
- 4. hoja de papel
- 5. hojas de papel litro
- 6. recipiente de vidrio de 100 ml.
- 7. microscopio

PROCESO DE TRABAJO 1.000

1.000 semillas de maíz se colocan en papel periódico y se
 cubren con una hoja de papel periódico. Se colocan en un
 recipiente de vidrio de 100 ml. y se cubren con una
 bandera de caucho.

Se colocan las semillas en un recipiente de vidrio de 100 ml.
 y se cubren con una hoja de papel periódico. Se colocan en un
 recipiente de vidrio de 100 ml. y se cubren con una
 bandera de caucho.

Se colocan las semillas en un recipiente de vidrio de 100 ml.
 y se cubren con una hoja de papel periódico. Se colocan en un
 recipiente de vidrio de 100 ml. y se cubren con una
 bandera de caucho.

1.000 1.000

1.000 1.000

58.5 CUESTIONARIO

Tiene alguna influencia la humedad sobre la abundancia de pelos radicales ?

En dónde hay mayor abundancia de pelos radicales: en un suelo con humedad moderada o en un suelo saturado de humedad ?

1. Name of the person or persons to whom the property was transferred

2. Name of the person or persons from whom the property was transferred

MANUAL DE PRACTICAS DEL
CURSO DE FISILOGIA VEGETAL

UNIDAD ACADEMICA No. 8: HORMONAS DE LAS PLANTAS

MANUAL DE PRÁCTICAS DE
CURSO DE FISIOLÓGIA VEGETAL

UNIDAD ACADÉMICA Nº 81 HORAS DE CLASES

PARTE I : FITORREGULADORES

Exp. 59 : Producción de Raíces

Exp. 60 : Herbicidas selectivos

UNIVERSITY OF CHICAGO

PHYSICS DEPARTMENT

5300 S. LINDSAY DRIVE

EXPERIMENTO No. 59

Producción de Raíces

59.1 MATERIALES

5 plántulas de fríjol
3 tubos de ensayo
3000 ml de agua destilada
2 mgr. de ácido indol acético.

59.2 PROCEDIMIENTO

Coloque cortes de 5 plántulas de fríjol en cada uno de los 3 tubos de ensayo. Realice los siguientes tratamientos.

Tubo 1. Ponga agua destilada

Tubo 2. Coloque una solución que contenga 0,1 mgr. de ácido indol acético por litro de agua, y

Tubo 3. Coloque una solución de 1 mgr. de ácido indol acético por litro de agua.

Pasados 8 días cuente el número de raíces formadas en cada uno de los tubos.

59.3 RESULTADOS

59.4 DISCUSION

59.5 CUESTIONARIO

En cuál de los tratamientos se produjo el mayor número de raíces ?

Producción de Raíces

30.1 MATERIALES

- 5 plántulas de raíz
- 3 tubos de ensayo
- 3000 ml de agua destilada
- 2 mgr. de ácido indolacético.

30.2 PROCEDIMIENTO

Se requiere cortar las plántulas de raíz en cada uno de los 3 tubos de ensayo. Realice los siguientes tratamientos.

- Tubo 1. Agua destilada
- Tubo 2. Coloque una solución que contenga 0,1 mgr. de ácido indolacético por litro de agua, y
- Tubo 3. Coloque una solución de 1 mgr. de ácido indolacético por litro de agua.

Trasdos a diez cuente el número de raíces formadas en cada uno de los tubos.

30.3 RESULTADOS

30.4 DISCUSIÓN

30.5 CONCLUSIÓN

En cualquiera de los tratamientos se produjo el mayor número de raíces

Cuál es el ingrediente activo de los compuestos de tipo comercial para la producción de raíces ?

EXPERIMENTO No. 60

Herbicidas Selectivos

60.1 MATERIALES

4 macetas
40 semillas de fríjol
40 semillas de maíz
1000 ml de agua destilada
1 rociador
Acido 2, 4-D

60.2 PROCEDIMIENTO

Ponga a germinar en 4 macetas semillas de plantas de hoja ancha, como fríjol y semillas de plantas de hoja angosta, como maíz.

Cuando se encuentren en estado de plántulas, realice los siguientes ensayos:

Maceta 1. Rocíe con agua destilada
Maceta 2. Rocíe con una solución de 500 ppm de ácido 2, 4-D.
Maceta 3. Rocíe con una solución de 1.500 ppm de ácido 2, 4-D
Maceta 4. Rocíe con una solución de 5.000 ppm de ácido 2, 4-D

Realice observaciones después de 2 - 4 - 8 y 16 días.

60.3 RESULTADOS

Anote sus resultados en el cuadro de la página siguiente.

... el rendimiento activo de los compuestos de tipo co-
mestral para la producción de tallos.

EXPERIMENTO No. 60

Herbicidas Seleccionados

60.1. MATERIALES

- 4. macetas
- 40 semillas de frijol
- 40 semillas de maiz
- 1000 ml de agua destilada
- 1. rociador
- Acido S, 4-D

60.2. PROCEDIMIENTO

Ponga a germinar en macetas semillas de plantas de hoja
ancha, como frijol y semillas de plantas de hoja angosta, como
maiz.

Cuando se encuentren en estado de plántulas, realice los si-
guientes ensayos:

- Maceta 1. Roció con agua destilada
- Maceta 2. Roció con una solución de 500 ppm de ácido S, 4-D.
- Maceta 3. Roció con una solución de 1.500 ppm de ácido S, 4-D
- Maceta 4. Roció con una solución de 5.000 ppm de ácido S, 4-D

Realice observaciones después de 2 - 4 - 8 y 16 días.

60.3. RESULTADOS

Añore sus resultados en el cuadro de la página siguiente.

Plantas	Maceta 1	Maceta 2	Maceta 3	Maceta 4
Hoja ancha Hoja angosta				

60.4 DISCUSION

60.5 CUESTIONARIO

Qué conclusiones saca usted de este ensayo ?

Qué es un herbicida selectivo ?

Enuncie las posibles dificultades del empleo de un herbicida selectivo.

VIII-31-76
epp.

1
2
3
4
5
6
7
8
9
10

...

...

...

...

...

...

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA PARA EL MANUAL DE PRACTICAS

- BLACK, C.A. Soil plant relationships. New York, Wiley, 1957. 332 p.
- FULLER, H. J., et al. Botánica. 5a ed. Trad. del inglés por Carlos Gerhard. Ottenwalder. México, Interamericana, 1974. 512 p.
- HILL, R. and G. P. WHITTINGHAM. La fotosíntesis. Trad. del inglés por F. Cor-dón. Madrid, Revista de Occidente, 1957. 189 p.
- JAMES, W. O. Introducción a la fisiología vegetal. Trad. del inglés por Javier Llimona. Barcelona, Omega, 1967. 327 p.
- JENSEN, W. A. y L. G. KAVAJIAN. La biología vegetal en nuestros días. Trad. del inglés por Ana María Palazóa. México, D. F. Herrero Hnos, 1968. 249 p.
- KAMEN, M.D. Primary processes in photosynthesis. New York, Academic Press, 1963. 183 p. (Advanced Biochemistry Series).
- MILLER, E.V. Fisiología vegetal. Trad. del inglés por Francisco Latorre. México, Centro Regional de Ayuda Técnica, 1967. 344 p.
- _____. Within the living plant. New york, The Blakiston, 1953. 325 p.
- MOLISCH, H. Fisiología vegetal. Trad. del alemán por Emilio Guinea. Barcelona, Labor, 1945. 394 p.
- MULLER, L.E. Manual de laboratorio de fisiología vegetal. Turrialba, Costa Rica, IICA, 1964. 165 p.
- NAUNDORF, G. Las fitohormonas en agricultura. Barcelona, Salvat, 1951. 405 p.
- STRASSBURGER, E. Tratado de botánica. Barcelona, Manuel Marín, 1960. 651 p.

IICA CE