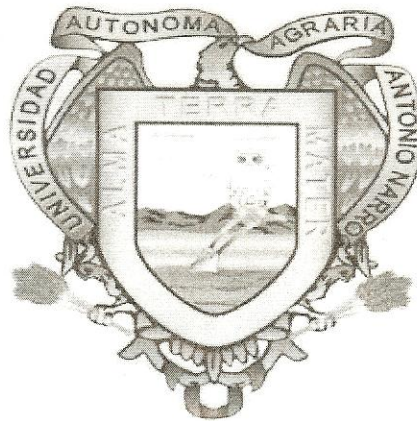


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

**MANUAL DE LABORATORIO
BIOLOGÍA AMBIENTAL**



INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES

**MC. HÉCTOR MONTAÑO RODRÍGUEZ.
PROFESOR ADSCRITO AL DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
UAAAN, CAMPUS LAGUNA.**

TORREÓN, COAHUILA.

2012.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL

**PRACTICA No. 1
MICROSCOPIO ÓPTICO Y DISECCIÓN
MANEJO Y USO DEL MICROSCOPIO**

INTRODUCCION

El microscopio es una de las herramientas más importantes dentro del laboratorio, ya sea, en el aspecto didáctico o de investigación.

Con el podemos observar estructuras u organismos que se escapan a simple vista, Leeuwenhoek fue el que perfecciono este aparato y de ahí Schwann observa la estructura celular dando pauta al desarrollo de la teoría celular.

Hooke es el primero que observa una célula, que fue una celdilla de corcho y empezó a utilizar ese término.

En la actualidad para conocer la estructura de las plantas y así comprender la fisiología de las mismas es necesario realizar observaciones por medio del microscopio.

Se considera al microscopio óptico o compuesto que es usado para la observación de estructuras u organismos muy pequeños y que se caracterizan por ser de cuerpo transparente y la luz pasa a través de ellos.

El microscopio de disección o estereoscópico que es un poco más sencillo y que es usado para la observación de estructuras y organismos un poco más grandes y que presentan cuerpos opacos donde la luz es reflejada por los mismos.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno conocerá e identificará las partes del microscopio óptico y de disección y las funciones que desarrolla cada una de ellas.
- 2.- El alumno manejará de manera correcta el microscopio compuesto y de disección.

MATERIAL

Microscopio óptico
Microscopio estereoscópico
Laminillas de preparaciones fijas
Aceite de inmersión
Hisopos
Solución para limpiar lentes

METODO

1.- Conocer e identificar de manera directa las partes del microscopio óptico y sus funciones.

A).- ESTRUCTURA MECÁNICA

Base	(soporte del microscopio)
Columna	(soporte de la platina y de los lentes oculares y ópticos)
Tubo del microscopio	(comunica a los lentes oculares con los ópticos)
Platina	(plataforma que soporta las preparaciones a observar)
Tornillos de la platina	(son los que desplazan la preparación hacia los lados o hacia adelante o atrás)
Revolver	(es una estructura que gira y que porta los lentes ópticos)
Tornillo Macrométrico	(es el que sube y baja a la platina en la columna, y que permite que la preparación sea enfocada a través de los lentes)
Tornillo Micrométrico	(es el que permite los enfoques finos de las estructuras cuando se realizan los cambios de lentes a mayor aumento)

B).- ESTRUCTURA ÓPTICA

Lentes oculares	10x ó 15x (son los lentes por donde se hacen las aumentos) observaciones de las preparaciones)
Lentes ópticos	4x (café), 10x (amarillo), 40x (azul), 100x (blanco). (son los lentes que permiten la observación y el aumento de imagenes). Para determinar el aumento real se multiplica el aumento del lente ocular por el aumento del lente óptico.

C).- ESTRUCTURA DE ILUMINACIÓN

Fuente luminosa o foco	(es la que proporciona la luz al microscopio) Se localiza en la base del microscopio.
Diafragma de luz	(es el que regula la entrada de luz al campo de observación)
Condensador de luz	(es el lente que concentra la luz en el campo de observación).

2.- Conocer e identificar de manera directa las partes del microscopio de disección y sus funciones.

A). - ESTRUCTURA MECÁNICA

Base	(soporte del microscopio y la parte superior sirve de platina).
Columna	(soporte de los lentes oculares y ópticos).
Tubo del microscopio	(idem óptico)
Tornillo Macrométrico	(sube o baja los lentes oculares y ópticos para enfocar las preparaciones).
Tornillo de lentes ópticos	(determinan el aumento al que se observa la preparación).

B).- ESTRUCTURA ÓPTICA

Lentes oculares	10x ó 15x (por donde se observa la preparación)
Lentes ópticos	1x, 2x, 3x, 4x. (son los que determinan el aumento)
El aumento real es la multiplicación de los aumentos de los lentes oculares por los aumentos de los lentes ópticos.	

C).- ESTRUCTURA DE ILUMINACIÓN

Fuente luminosa o foco	(es la que proporciona la luz al microscopio) Se localiza por fuera o independiente o en la parte superior de la columna.
------------------------	--

3.- El alumno manejará correctamente el microscopio óptico.

a.- Colocar la preparación en la platina, sujetandola con las pinzas y ubicarla correctamente por medio de los tornillos de la platina.

b.- Encender el microscopio y regular la intensidad de luz por medio del diafragma de luz y del condensador de luz.

c.- Colocar el lente de menor aumento 4x (café) o de 10x (amarillo) y enfocar mediante el tornillo macrométrico, al localizar el objetivo (objeto), se afina el enfoque con el tornillo micrométrico.

d.- Cambiar el lente óptico a 40x (azul) y afinar el enfoque con el tornillo micrométrico.

e.- Para hacer el cambio al lente de 100x (blanco) o de inmersión, se coloca una gota de aceite de inmersión sobre la preparación a observar, luego se coloca el lente y se enfoca suavemente con el tornillo micrométrico.

f.- Para retirar la preparación, bajar la platina con el tornillo macrométrico y desprenderla de las pinzas de la platina.

g.- Al usarse el lente de 100x (blanco) o inmersión, el lente deberá limpiarse con un hisopo de algodón con la solución especial para lentes.

4.- El alumno manejará correctamente el microscopio estereoscópico.

a.- Colocará la preparación o caja de Petri en la base del microscopio.

b.- encenderá la luz y la enfocará hacia la preparación.

c.- determinará el aumento del lente óptico al que desea observar y hará el enfoque con el tornillo macrométrico.

d.- si desea mayor aumento, moverá el tornillo de los lentes ópticos y volverá a enfocar con el tornillo macrométrico.

e.- si desea menor aumento repita el paso d.

5.- Hacer los esquemas de las observaciones en el microscopio óptico a 10x, 40x y 100x.

6.- Hacer los esquemas de las observaciones hechas al microscopio de disección a 2x y 4x.

OBSERVACIONES EN EL MANEJO DEL MICROSCOPIO

A.- Transporte al microscopio tomándolo de la base y de la columna.

B.- Colocar el microscopio retirado del borde de la mesa del laboratorio y **NO MOVERLO** durante la observación.

C.- Al iniciar la observación revisar que las lentes esten limpias, si no lo están **USAR LA SOLUCION ESPECIAL** con el isopo; **JAMAS** limpiarlo con otra cosa.

D.- Siempre debe empezar la observación con el lente de menor aumento 4x (café) o 10x (amarillo) y al terminar la observación colocar también el lente de menor aumento 4x (café) o 10x (amarillo).

E.- El lente de 100x (blanco) o de inmersión debe usarse **SIEMPRE** con **ACEITE de INMERSIÓN**, después de usarlo limpiarlo con la **SOLUCIÓN ESPECIAL** y el isopo.

F.- Dejar **REPOSAR** el microscopio unos minutos después de usarlo, para que se enfrie la lampara.

RESULTADOS

RESULTADOS

DISCUSION DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué uso tiene el microscopio óptico o compuesto? _____

2.- Qué uso tiene el microscopio de disección o estereoscópico? _____

3.- Cuantos tipos de lentes hay en el revólver y que aumento presentan y con que colores los diferencian a cada uno ? _____

4.- La platina presenta dos tornillos, hacia donde desplaza a la preparación el superior y hacia adonde el inferior? _____

5.- Cómo se determina el aumento real de lo observado? _____

6.- Qué función realiza el diafragma de luz? _____

7.- El tornillo macrométrico que función realiza? _____

8.- Qué diferencia existe entre la fuente de luz de un microscopio óptico y uno de disección? _____

9.- La diferencia entre la platina de un microscopio óptico y uno de disección? _____

10.- Los lentes oculares en ambos microscopios presentan diferencias? _____

11.- Durante el desarrollo de la práctica , que microscopio se maneja con mayor facilidad? _____

12.-Cuál de los dos microscopios considera más sencillo y porque? _____

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL
PRACTICA No. 2
LA CELULA VEGETAL**

INTRODUCCION

La célula es la unidad básica de los seres vivos o todos los seres vivos están constituidos de células, es el sentido básico de la teoría celular.

En los organismos se presentan dos tipos de células de acuerdo a su estructuración y que son las procarióticas y las eucarióticas, las segundas tienen la presencia de un núcleo verdadero y con un citoplasma de tipo sol, además de la presencia de organelos citoplasmáticos. Las primeras carecen de estas características.

La importancia de esta estructura es que muchas de las funciones metabólicas o fisiológicas se realizan a nivel celular, dentro del protoplasma mismo o en los organelos celulares, como son la fotosíntesis, la respiración, la síntesis de macromoléculas como algunos ejemplos.

Los organismos que presentan las características de procariotes son las algas azul-verdes (cianofitas) y las bacterias. Todos los demás seres vivos son organismos con características de eucariotes.

OBJETIVOS

- 1.- Observar y diferenciar los organelos citoplasmáticos de la célula vegetal.
- 2.- Comprender la estructura de la célula y la funcionalidad de los organelos que la conforman.

LITERATURA REVISADA



LITERATURA REVISADA

MATERIAL

Microscopio compuesto

Portaobjetos

Cubreobjetos

Solución de yodo

Material vegetativo (papa, cebolla, tomate, elodea)

METODO

Cloroplastos:

De una planta suculenta, se selecciona un hoja joven, se realiza un corte transversal, lo más delgado posible y se coloca en el portaobjeto con una gota de agua, se coloca el cubreobjeto y se observa al microscopio óptico con la lente de menor aumento (10x).

Se enfocan los cloroplastos de color verde y de forma esférica en el centro de la célula o pegadas a la pared celular.

Se cambia al aumento de 40x y se observa a mayor detalle los cloroplastos. Haga un esquema.

Amiloplastos:

Seccione una porción de tubérculo de papa fresca lo más delgado posible y colóquelo en un portaobjeto, añada una gota de agua y coloque el cubreobjeto, localice los amiloplastos en el centro de las células con el lente de 10x, cambiar al lente de 40x.

Añada la solución de yodo, quitando el exceso de agua con papel secante, haga la observación. Haga un esquema.

Cristalizaciones:

Haga un corte transversal de hoja de magüey lo más delgado posible y montarlo en portaobjetos con una gota de agua, colocar el cubreobjeto y observar al microscopio.

Núcleo y Pared celular:

Desprende la epidermis de una cebolla (Capa delgada) y colocarla en un portaobjeto, añada una gota de agua y ponga el cubreobjeto.

Enfoque con el lente de 10x (amarillo) y localice el las células epidérmicas de forma alargada, distinga la pared celular, la membrana celular, protoplasma y núcleo. Haga un esquema de cada una de las observaciones.

RESULTADOS

RESULTADOS

DISCUSION DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.-Cuál es la teoría celular? _____

2.- Qué es la célula? _____

3.- Qué son los organelos celulares? _____

4.- Qué es el citoplasma celular? _____

5.- Qué es la pared celular y que tipo de célula la presenta? _____

6.- Qué función desarrolla la membrana celular? _____

7.- Los cromoplastos que son? _____

8.- Las células epidérmicas permiten distinguir las estructuras? _____

9.- Los amiloplastos que almacenan? _____

10.- Porqué es importante recordar la estructura celular? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL
PRACTICA No. 3**

**POTENCIAL HIDRICO EN LAS CELULAS
“OSMOSIS”**

INTRODUCCION

La energía libre de una sustancia en cualquier sistema depende de la cantidad de la misma, depende del número de partículas que tienen energía y entropía particular bajo condiciones de temperatura y de presión.

La energía libre por mol de cualquier sustancia química en un sistema, se define como el potencial químico de esa sustancia.

El potencial químico del agua se conoce como el potencial hídrico, el agua tenderá a moverse hacia el punto del potencial hídrico más bajo.

La difusión de sustancias ocurre en respuesta a un gradiente en la energía libre de difusión de partículas, esto es, el movimiento del agua en función de un gradiente del potencial hídrico, incluyendo la ósmosis.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno observará y comprenderá los procesos de ósmosis en una célula vegetal.
- 2.- Analizará los procesos de plasmolisis y turgencia celular ocasionados por el proceso osmótico en la célula.

MATERIAL

Microscopio compuesto
solución de sacarosa 30gr./200 ml
Colorante azul de bromotimol
Papel celofán
Frasco de cristal con rosca (nescafé de 200gr)
Soluciones de sacarosa 0.1 molal, 0.3 molal, 0.8 molal.
un vaso de precipitado de 250 ml.
6 frascos de precipitado de 50 ml.
6 portaobjetos
6 cubreobjetos

METODO

1.- En el vaso de precipitado de 250 ml, preparar la solución de sacarosa (20gr/200ml), agregarle 3-5 gotas de azul de metilo, agitar hasta que la mezcla de la solución sea homogénea.

En una bolsa de papel celofán, coloque la sustancia de sacarosa y colocarla en el frasco de cristal con agua, los bordes de la bolsa fijarlos con la rosca del frasco, quedando la bolsa media sumergida en el agua del frasco.
Observar la ósmosis a través del papel celofán, hacia donde se desplazan las soluciones, anotar el tiempo que tarda.

2.- Quitar con cuidado la epidermis de cebolla y hacer cortes de 1-2 cms de largo, colocarlos en los vasos de precipitado de las soluciones de sacarosa y otros en agua destilada.
Colocará de 3-5 cortes por solución y dejarlos durante 30 minutos.

3.- Colocar en el portaobjetos un corte colocando una gota de la solución respectiva, colocar el cubreobjeto suavemente y observar al microscopio a diferentes aumentos.

4.- Observará las células epidérmicas bajo los fenómenos de turgencia y de plasmolisis.

5.- Hará un dibujo de las células observadas en cada una de las soluciones.

CUESTIONARIO

1.- Qué es el fenómeno de plasmolisis?

2.- Qué es turgencia celular?

3.- Qué función desarrolla el papel celofan?

4.- El azul de metilo que nos indica en el experimento?

5.- Porqué la diferencia en la concentración dentro de la bolsa de celofan?

6.- En las células epidérmicas de cebolla sucede lo mismo que en el frasco?

7.- Porqué la diferencia en las concentraciones de las soluciones?

8.- Qué es el fenómeno de ósmosis?

9.- Coinciden los conceptos teóricos con los resultados prácticos?

10.- Para acelerar los resultados del fenómeno que factor ambiental se puede manipular? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

**DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL**

**PRACTICA No. 4
CRECIMIENTO BACTERIANO**

INTRODUCCIÓN

Las condiciones del medio influyen sobre las características de la flora bacteriana y esta modifica notablemente la fisonomía del medio.

Cuando los factores químicos como el potencial hidrogeno, los minerales y los compuestos orgánicos, etc., y los factores físicos como temperatura, luz, etc., son adecuados los microorganismos se pueden desarrollar en ese medio, si estos son inadecuados no habrá desarrollo.

El crecimiento bacteriano depende también de los nutrientes del medio, es por eso la presencia de los medios de cultivo que son ricos en ellos.

La mayoría de las bacterias son heterótrofas la energía que usan para construir su protoplasma es por degradación de materia orgánica complejas.

Otras bacterias son quimioautótrofas que obtiene la energía de la oxidación de azufre, amoniaco y nitritos.

También hay especies que son autótrofas y que pueden sintetizar sus compuestos utilizando la luz.

Las bacterias son organismos que crecen y se desarrollan de diversas maneras pueden ser solitarias o gregarias, estas últimas formas estructuras como los estreptococos, estafilococos, sarcinas, diplococos.

OBJETIVOS

1. El alumno identificará las colonias bacterianas en los medios de cultivo.
2. El alumno diferenciará las características físicas de las colonias bacterianas.
3. El alumno cuantificará el crecimiento de las colonias bacterianas.

MATERIAL

Microscopio de disección
Cuenta colonias
Placas de siembra

METODO

1. Observación directa al estereoscopio de las colonias bacterianas y determinar sus características.
 - a. tipo de crecimiento: circular, oblonga, ramificada, amorfa, etc.
 - b. color de la colonia.
 - c. textura de la colonia: liso o entero, lobulado, aserrado, ramificado, etc.
2. determinar el número y tipo de colonias que aparecen en los diversos medios de cultivo a través de los cuenta colonias.
3. hará observaciones a las 24, 48 y 72 horas.
4. hacer una gráfica en relación tiempo contra número de colonias.
5. hacer esquemas de las colonias.

RESULTADOS

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA

CUESTIONARIO

1. A que se debe la coloración de las colonias? _____

2. Porque algunas colonias son pequeñas y otras grandes?

3.Cuál es el principal factor ambiental del crecimiento? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**

**DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL**

**PRACTICA No. 5
ESTRUCTURA Y MORFOLOGÍA BACTERIANA**

INTRODUCCION

La principal finalidad de la tinción es aumentar el contraste natural y hacer más patente algunas estructuras o células de la preparación a observar, este puede ser altamente selectivo, pero no específico para algunas.

Se emplean muchos colorantes en solución acuosa y generalmente son sales con características ácidas o alcalinas.

Dentro del proceso de tinción, la secuencia de las operaciones debe ser seguida por el factor tiempo que al hacerlas en conformidad con las reacciones del material que es teñido.

Son pocos los colorantes que son utilizados en la actualidad en relación a la cantidad que existen.

Las bacterias son organismos que pueden existir de manera solitaria o en forma gregaria, adquiriendo nombres muy característicos como diplococos, estreptococos, estafilococos, sarcinas.

La forma es variable las esféricas llamadas cocos, las cilíndricas son los bacilos, las alargadas se llaman espiraladas (espiroquetas y espirilas).

OBJETIVO

1. El alumno determinará la morfología bacteriana.
2. El alumno observará y analizará el tipo de agrupaciones que estas pueden presentar.

MATERIAL

Pizeta con agua destilada

Asa de platino

Mechero de Bunsen

Portaobjetos

Cubreobjetos

Colorantes (Azul de metileno, safranina, violeta de genciana)

Alcohol absoluto

Microscopio compuesto

METODO

1. Depositar una gota de agua sobre un portaobjeto y emulsionar en la misma una pequeña muestra de un cultivo bacteriano, el cual se tomará con el asa de platino, calentando al mechero antes de la toma de muestra, y después de emulsionar la muestra.
2. Secar y fijar la muestra pasando el portaobjeto por encima de la flama del mechero de Bunsen y procurando no sobrecalentar la muestra.
3. Extender sobre el portaobjeto unas gotas de colorante.
4. Dejar que actúe durante medio minuto.
5. Retirar el exceso de colorante mediante lavado con pizeta.
6. Secar el portaobjeto agitando al aire
7. Observar al microscopio hasta llegar al objetivo de 100 X, recordar utilizar aceite de inmersión al observar al microscopio con dicho objetivo.
8. Esquematizar e identificar las diferentes formas encontradas en la preparación.
9. Identificar la estructura bacteriana, observar la capsula, la pared celular y el Citoplasma.

RESULTADOS

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1. Cual es el tamaño de las bacterias? _____

2. Porque las bacterias se aglomeran o juntan? _____

3. Cual es la función del colorante usado? _____

4. Cual es la técnica de fijación de las bacterias? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**

**DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL**

**PRACTICA No. 6
HONGOS MICROSCOPICOS Y MACROSCOPICOS**

INTRODUCCION

Los hongos son organismos eucariotas , carecen de clorofila, son filamentosos y se reproducen por esporas.

Su pared celular esta constituida por quitina en la mayoría de las especies y a veces celulosa.

Existen cerca de 80,000 especies, se distribuyen principalmente en zonas húmedas aunque hay especies del desierto, son muy importantes para el hombre desde el punto vista biológico, industrial, medica, alimenticia otorgando grandes beneficios.

También existen hongos patógenos al hombre, animales y cultivos realizados por el hombre.

Algunos hongos son unicelulares, pero la mayoría poseen un talo bien diferenciado formado por filamentos tubulares con aspecto de hilos. Estos son denominados hifas y el conjunto de hifas es llamado micelio.

Las hifas de los hongos más sencillos son cenocíticas, tubos filamentosos con gran cantidad de núcleos sin separación en células.

En los hongos más complejos las hifas son septadas formando cadenas de células estas pueden ser uninucleadas, binucleadas o multinucleadas. En algunos los septos son perforados o continuos.

Los ascomicetos la presencia de una estructura en forma de saco que porta generalmente ocho esporas productos de la cariogamia y meiosis y que se denomina asco, que se localizan en una estructura llamada ascocarpo y es considerada como un cuerpo fructifero.

Los basidiomicetos presentan cuatro esporas como producto de la cariogamia que son portadas en los basidios y que se localizan en el basidiocarpo que es el cuerpo fructifero.

OBJETIVO:

El alumno Identificará las diferentes estructuras vegetativas y reproductoras de los hongos microscópicos.

El alumno identificará las estructuras de los hongos macroscópicos y diferenciar los basidiomicetos y los ascomicetos.

El alumno esquematizará las estructuras que portan las esporas sexuales que son el ascocarpo, ascos y ascosporas de los basidiocarpos, basidios y basidiósporas.

LITERATURA REVISADA**LITERATURA REVISADA**

MATERIAL

Diferentes cultivos
Microscopio compuesto
Microscopio estereoscopio
Portaobjetos
Cubreobjetos
Asa de siembra
Mechero de bunsen
Hongos Macroscópicos

METODO

1. Colocar una gota de agua en un portaobjeto.
2. Esterilizar el asa de siembra en la flama y dejar enfriar.
3. Tomar una muestra del micelio con el asa.
4. Colocarla en la gota de agua del portaobjetos.
5. Colocar el cubreobjetos
6. Observar en el microscopio a 10x (amarillo), posteriormente a 40x (azul) y 100x (blanco) de aumento.
7. Si es necesario diferenciar las estructuras, agregar una gota de azul de metileno, rojo neutro o cualquier otro colorante.
8. Haga los esquemas correspondientes.
9. La seta observarla al microscopio estereoscopio e identifique las partes de su estructura.
10. La trufa observarla al microscopio estereoscopio e identifique las partes de su estructura.
11. Realice un corte al basidiocarpo y ascocarpo lo más delgado posible y montar sobre un portaobjetos, coloque una gota de agua, un cubreobjeto, y observe al microscopio, identifique el tejido del mismo.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1. Porque los hongos son considerados vegetales? _____

2. Cuales son los beneficios de los hongos? _____

3. los hongos son saprobios y parásitos explique.

4. como diferencia una estructura vegetativa de una reproductora a simple vista?

5. Cual es la estructura macroscópica de los basidiomicetos y de los

ascomicetos? _____

6. Cual es la importancia de los ascomicetos? _____

7. Cual es la importancia de los basidiomicetos? _____

8. Que es el cuerpo fructifero en los basidiomicetos y los ascomicetos?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**

**DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL**

PRACTICA No. 7

ALGAS DE LA DIVISIONES CYANOPHYTA (ALGAS AZUL VERDES), CHLOROPHYTA (ALGAS VERDES), EUGLENOPHYTA (EUGLENAS), CHRYSOPHYTA (DIATOMEAS), RODOPHYTA (ALGAS ROJAS), PHAEOPHYTA (ALGAS PARDAS)

INTRODUCCIÓN

Hay algas que se localizan en el mar y también algas de agua dulce, sobre y dentro del suelo, sobre rocas y maderas húmedas y se pueden asociar con hongos y animales.

La gente les llama hierbas del mar o las lamas de los estanques, a veces hasta musgos. Son organismos talosos que tienen clorofila, que hacen las algas?, como productores primarios de compuestos ricos en energía que forman la base del ciclo de vida animal acuática, las algas planctónicas.

El 90% de la fotosíntesis que se realiza en el planeta lo realizan las algas principalmente las planctónicas o sea son los principales productores de oxígeno atmosférico. Las algas azul verdes son capaces de fijar el nitrógeno atmosférico y son consideradas como las más elementales de todas.

Las algas verdes abarcan la mayor variedad de cuerpos vegetales, pertenecen a esta división organismos unicelulares, coloniales de tipo filamentosos y membranoso, además multicelulares. En Volvox es alga colonial existen conexiones entre los miembros de la colonia parecidas a los filamentos protoplasmáticos de las plantas superiores. Las algas (multicelulares) pueden tener forma de lamina o membrana constituida por una o más capas de células.

Los fitoflagelados están provistos de uno o dos flagelos y presentan cromoplastos de clorofila como generadores del proceso fotosintético, carecen de pared celular.

Como órganos de locomoción presentan flagelos que pueden ser en número de uno o dos, estas estructuras nacen del mastigoforo, que es típico de este grupo, estos son complejos.

Son algas unicelulares pero pueden formar colonias y la cubierta de la célula esta impregnada de dióxido de silicio, este caparazón o frústulo esta formado por dos mitades que encajan entre sí como una caja de petri, la grande superior o externa se llama epitoca y la pequeña, inferior o interna se llama hipoteca. Las formas que

presentan son muy diversas desde esféricas, cuadradas, rectangulares, ovoides, etc.

La mayoría son marinas y son cerca de 3,500 especies, también son multicelulares, los talos están bien desarrollados con una ramificación compacta, formada por filamentos compactados o separados sin mucha diferenciación en los tejidos. Las células pueden ser uninucleadas o multinucleadas, los cloroplastos tienen clorofila, carotenos y xantofilas (ficocianinas y ficoeritrinas).

La división consta de 1,500 especies aproximadamente, casi todas marinas, algunos son microscópicas filamentosas ramificadas, pero la mayoría tienen un talo más grande y complejo y miden desde unos centímetros hasta 60 metros de longitud. La pared de las algas pardas tiene una capa interna celulósica y una capa externa gelatinosa péctica, formada en gran parte por algina. Las células tienen de uno a muchos cloroplastos que contienen diversos pigmentos como clorofila, carotenos y xantofilas, especialmente fucoxantina y violaxantina.

OBJETIVO

El alumno identificará las algas mediante la observación de sus estructuras morfológicas típicas, desde las que son unicelulares y de pocas micras hasta las que son de gran tamaño (metros) y su pigmentación.

REVISIÓN DE LITERATURA

REVISIÓN DE LITERATURA

MATERIAL

Microscopio compuesto
Microscopio estereoscopio
Portaobjetos
Cubreobjetos
Muestras de agua dulce
Navaja de disección
Muestras de algas marinas
Cajas de petri

METODO

1. Tomar una gota de muestra del material proporcionado.
2. Colocarlo en un portaobjetos
3. Observar al microscopio, primero con objetivo de 10 X (amarillo) y posteriormente con objetivo de 40x (azul) y 100 X (blanco).
4. Esquematizar los organismos observados.

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA

CUESTIONARIO

1. Usos más comunes de las algas? _____

2. Porque se dice que son talosas? _____

3. Porque se les llama algas azul-verdes? _____

4. Porque se les llama algas verdes? _____

5. Se habla de amplia diversidad en el grupo, que es esto? _____

6. Que tipo de pigmento presentan las euglenofitas? _____

7. La importancia de esta división? _____

8. Porque se les considera también como animales? _____

9. Porque se les llama diatomeas? _____

10. menciona la importancia específica de este grupo? _____

11. porque se les llama algas doradas? _____

12. Porque se les llama algas rojas? _____

13. Cual es la importancia específica de la división? _____

14. Porque les llaman algas pardas? _____

15. Cual es la importancia comercial de ellas? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL

**PRACTICA # 8
DIVISIÓN MAGNOLIOPHYTA (ANGIOSPERMAS) Y DIVISIÓN
PYNOPHYTA (GIMNOSPERMAS)**

INTRODUCCION

El reino vegetal es muy amplio y presenta organismos que tienen ciertas características para ser agrupados dentro del mismo, las dos principales es ser organismos autótrofos y la pared celular.

Los organismos dentro del grupo que presentan la característica de reproducirse por medio de semillas, se diferencian en dos grandes grupos : los que presentan un óvulo desnudo y que produce una semilla desnuda o sin fruto que la envuelva son las denominadas Gimnospermas (pinos, cipreses, tsugas, oyameles), el segundo es el que presenta una semilla cubierta por un fruto que es el resultado de un ovario maduro y son las denominadas Angiospermas (pastos, frutales, ornamentales).

Los grupos se pueden diferenciar por sus estructuras que portan los órganos sexuales.

Las angiospermas son las que presentan flores que pueden ser hermafroditas o unisexuales, que portan estambres y/o pistilos.

Las gimnospermas son las que presentan conos reproductores que son unisexuales presentan los óvulos (femeninos) y los granos de polen (masculinos).

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará las características estructurales de los grupos angiospermas y gimnospermas.

El alumno comparará los ejemplares de las dos divisiones y podrá diferenciar los grupos.

MATERIAL

Microscopio de disección
Caja Petri
Material vegetativo

MÉTODO

1. Observación directa de las estructuras portadoras de los órganos sexuales:

Gimnospermas: conos masculinos en las puntas de las ramas (sacos y granos de polen), son pequeños, con las brácteas suaves y delgadas. Haga un esquema.

Conos femeninos en la parte media de las ramas, son grandes, duros o coriáceos. Haga un esquema.

Angiospermas: se observarán tres tipos de flores diferentes, identificando los estambres y el pistilo. Haga un esquema.

2. Se realizará la observación de los tipos de hojas que presentan las dos divisiones:

Angiospermas: tiene una gran diversidad de hojas desde muy pequeñas de mm. a de metros, la forma es tan amplia casi como especies de organismos.

Gimnospermas: Se observarán los dos tipos de hoja que presentan en forma de escama y de aguja.

RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA

CUESTIONARIO

1. A que se debe el nombre de Gimnosperma? _____

2. Porqué el nombre de Angiosperma? _____

3. La importancia de las Gimnospermas (pinos)? _____

4. La importancia de las Angiosperma (Plantas con flores)? _____

5.Cuál es la diferencia entre las dos grandes divisiones? _____

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA

LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL
PRACTICA No.9

FOTOSINTESIS

INTRODUCCION

La fotosíntesis es un proceso por medio del cual se elaboran los alimentos (carbohidratos: glucosa) en las plantas, para esto es necesario, la presencia de la luz como fuente de energía, la clorofila como aceptor de la misma y la posterior transformación en energía química (ATP) para llevar la carboxilación.

La fotosíntesis se divide en fotofosforilación (fotólisis del agua) y elaboración de ATP es llamada reacción de Hill o luminosa, esta energía es usada en la carboxilación o unión de carbonos para formar los carbohidratos y que es llamada reacción oscura o ciclo de Calvin.

Este proceso es muy importante porque es la fuente energética de la vida, el aprovechamiento de la energía luminosa y transformarla en energía química o alimento.



OBJETIVOS

- 1.- El alumno comprenderá la fotosíntesis a través del intercambio gaseoso en las hojas.
- 2.- El alumno aplicará algunos factores fisicoquímicos para demostrar el intercambio de gases como parte de la fotosíntesis.

MATERIAL

Plantas de Elodea
Solución de fenoltaleina
Bicarbonato de sodio al 2%
Vaso de precipitado de 1000 ml.
Embudo de cristal
tubo de ensayo
Extensión eléctrica
Foco de 100 W.
Cerillos

METODO

- 1.- Se colocan 250 ml de agua destilada y 250 ml de bicarbonato de sodio al 2% en el vaso de precipitado de 1000 ml, se agrega la solución de fenoltaleina hasta que adquiera un color rosado.
- 2.- Se coloca la Elodea en el fondo del recipiente y sobre ella un embudo invertido, dejando que fluya el líquido libremente.
- 3.- Se coloca el tubo de ensayo lleno de agua de manera invertida sobre el embudo, quedando sumergido en el líquido del vaso de precipitado.
- 4.- Se coloca una lámpara durante el periodo de una hora frente a tu montaje. observa que sucede en él.
- 5.- Con cuidado levanta el tubo de ensayo tapando la boca con el dedo, colocar un cerillo encendido en la boca del tubo. Observa que sucede.
- 6.- Repite el proceso con luz natural. Observa lo sucedido.

RESULTADOS.

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es la fotosíntesis?

2.- Qué factores ambientales influyen en la fotosíntesis?

3.- Qué longitud de onda captan mejor las plantas?

4.- Qué otros pigmentos presentan las plantas?

5.- Durante el experimento que pasa en el tubo de ensayo y porqué?

6.- La solución de bicarbonato de sodio presenta cambios, porqué?

7.- Qué función desempeña el cerillo dentro del experimento?

8.- Cuál es la diferencia entre la fuente de luz de 100w y la luz natural, explica?

9.- Porqué se demuestra la fotosíntesis de esta manera?

10.- Cómo explicas la reacción de Hill y el ciclo de Calvin con los resultados obtenidos?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE BIOLOGÍA AMBIENTAL
PRACTICA No. 10**

GERMINACIÓN

INTRODUCCION

La germinación de las semillas es un fenómeno primordial en la producción de alimentos, la viabilidad de las semillas va ligada con la calidad de las mismas, las pruebas de germinación son indispensables para la comercialización de ellas.

Las semillas presentan una serie de características biológicas que son importantes como: latencia, dormancia, etc.

El tiempo de la germinación de las semillas está determinado por las condiciones o factores ambientales como son: la temperatura, la humedad, la luz, los gases atmosféricos (oxígeno y bióxido de carbono), etc.

Las características de la semilla como son: la impermeabilidad y dureza de la cubierta o testa de la semilla, la presencia de inhibidores químicos dentro de ella, etc. también influyen en la germinación.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno aplicará pruebas de germinación para determinar la viabilidad de las semillas.
- 2.- El alumno aplicará algunas variantes para la germinación de semillas y comprenderá los efectos en la misma.
- 3.- El alumno aplicará algunos factores ambientales durante la germinación y comprenderá los efectos en ella.

MATERIAL

Semillas de frijol, maiz, algodón, lenteja, etc.
30 Toallas sanitas
10 cajas petri
Papel filtro
Papel de aluminio
Bisturi
Solución de cloruro de sodio al 0.3 M
Solución de tioúrea al 5%
Agua destilada
Estufa de incubación
Refrigerador

METODO

A).- Prueba de viabilidad.

- 1.- Se remojan durante 24 horas 10 semillas de cada tipo en agua destilada.
- 2.- Se colocaran diez semillas en cada toalla sanita y se enrollaran, se humedece los rollos cada vez que lo necesiten, se mantienen en condiciones ambientales en laboratorio.
- 3.- Se sacará el porcentaje de las semillas germinadas en un promedio de 5 a 7 días.

B).- Escarificación de semilla.

- 1.- Coloca 10 semillas de algodón en una caja petri humedeciendo el papel filtro, actuará como testigo.
- 2.- Se escarificará la envoltura de 10 semillas de algodón y se colocaran en caja petri.
- 3.- Se harán las lecturas de germinación en 3, 5 y 7 días.
- 4.- Hará una gráfica de resultados % contra tiempo.

C.- Inhibidores.

- 1.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja petri y se humedecerán con solución de tioúrea (3 ml).
- 2.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja pretri y se humedecerán con solución de cloruro de sodio (3 ml).
- 3.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja petri y se humeceran con agua destilada (3ml), actúa como testigo.
- 4.- Se haran lecturas de germinación a los 3, 5 y 7 días.

D.- Factores Ambientales.

- 1.- Se colocarán 10 semillas en una caja de petri con agua destilada y colocarla en estufa a 25° C y luz.
- 2.- Colocar 10 semillas en caja de petri y humedecer con agua destilada y cubrirla con papel aluminio y dejarla a medio ambiente.
- 3.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y colocarla en refrigeración.
- 4.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y colocarlas con papel aluminio con 25° C en estufa.
- 5.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y dejarla con luz y temperatura ambiente, actuando como testigo.

RESULTADOS

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es germinación?

2.- Qué influencia tienen los factores fisicoquímicos del medio en el proceso?

3.- La estructura física de la semilla como influye en la germinación

4.- El remojo previo de la semilla que función realiza?

5.- Cómo actúan los inhibidores químicos?

6.- Qué es escarificación?

7.- Qué es viabilidad y latencia en semillas?

8.-Cuál es la estructura de la semilla?

9.- Qué es el hipocotilo y el epicotilo de la plantula?

10.- Qué son los cotiledones en semilla?

11.-Cuál es la función de la semilla en la planta?

12.- Cómo se define semilla?

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO EN PROCESOS
AMBIENTALES**



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO
BIOSEGURIDAD AMBIENTAL**

**PROFESOR: IBQ RUBI MUÑOZ SOTO
COLABORADOR: QFB. ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ**

TORREÓN COAHUILA

JUNIO 2009



**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**



**PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO PROCESOS
AMBIENTALES**

PROGRAMA DE PRÁCTICAS

JUNIO 2009

INSTRUMENTO DE PLANEACIÓN DEL CURSO (PRÁCTICAS)
--

DATOS DE IDENTIFICACIÓN DE LA MATERIA
--

Programa Académico : INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES			
Título del Curso:	BIOSEGURIDAD AMBIENTAL	Clave:	Créditos 8
Tipo de Curso:	<input type="checkbox"/> Tradicional	<input type="checkbox"/> Seminario	<input type="checkbox"/> Taller
			<input checked="" type="checkbox"/> Laboratorio
Semestre en que se Imparte:	QUINTO	Sección:	UNICA

DATOS GENERALES DE LAS PRÁCTICAS

Frecuencia/semana:	2	Total de Prácticas:	10			
Horario	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
	•	•	•	•	•	
Fecha de Inicio:	12 de Agosto de 2009		Fecha de Término:	14 de Diciembre de 2009		
Línea Curricular a la que pertenece: INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES						
Importancia de la Materia y posición en el curriculum formativo de la Licenciatura.						

DATOS DEL DOCENTE

- Profesor: IBQ. RUBI MUÑOZ SOTO
- Adscripción: BIOLOGIA
- Dirección: CARRETERA STA FE Y PERIFERICO
- Teléfono: **7297644** E-Mail

- Asesorías:

OBJETIVO (quién, que, para que)

Desde épocas muy remotas el hombre ha sabido de las enfermedades producidas por el trabajo y se ha inquietado vivamente por su investigación y su control. Es así como Hipócrates, el más famoso médico de la antigüedad, conocido también como el Padre de la Medicina, menciona en algunos de sus escritos enfermedades y accidentes relacionados con la ocupación. Iguales observaciones realizó el naturalista latino Plinio El Viejo, a principios de nuestra Era. Posteriormente en el siglo XVI, Jorge Agrícola, médico y mineralogista, describió en su obra «De Re Metallica» el asma y ulceraciones en los pulmones, causadas por cierto tipo de polvo en las minas, señalando, además, técnicas para construir elementos de ventilación en éstas. Se le atribuye a Agrícola una frase que describía fielmente una realidad tan angustiosa, que una estadística difícilmente hubiera podido expresar: ... «y había mujeres que eran viudas de siete maridos...», tales eran las posibilidades de vida para los trabajadores por aquellos años. Paracelso, químico profesor de Química y Cirugía del siglo XVI, trabajó como minero y como obrero en una fundición en El Tirol durante 10 años, para recoger experiencias para su tratado sobre enfermedades de los obreros, tales como alteraciones en los pulmones, estómago e intestinos, resultantes de la explotación y fundición de ciertos minerales: azufre, plomo, zinc, etc. Murió a los 48 años de edad, probablemente de una de las enfermedades profesionales que él con tanto celo había investigado. Con toda justicia se le suele otorgar al médico italiano Bernardino Ramazzini el título de Padre de la Salud Ocupacional y no, como podría creerse, por sus estudios bastante precisos sobre epidemiología, sino por una de sus obras secundarias: «Discusión sobre las enfermedades de los trabajadores». Aquí, basándose en observaciones personales, describe cerca de 100 diferentes ocupaciones y señala sus respectivos riesgos. Sugiere, además, que cuando un médico examine a un trabajador debe agregar a las clásicas preguntas de Hipócrates, una más: ¿CUAL ES SU OCUPACION?, ya que la historia ocupacional constituye uno de los elementos fundamentales para el diagnóstico de las enfermedades ocupacionales. La Higiene Industrial fue definida por la Asociación Norteamericana de Higiene Industrial como: «Una ciencia y un arte que tiene por objeto el reconocimiento, evaluación y control de aquellos factores ambientales y tensiones que se originan en el lugar de trabajo y que pueden causar enfermedades, perjuicios a la salud o al bienestar, o incomodidades e ineficiencia entre los trabajadores o entre los ciudadanos de la comunidad». La Ley N° 16.744 sobre Accidentes del Trabajo y Enfermedades Profesionales, define a esta última como: «La causada de una manera directa por el ejercicio de la profesión o el trabajo que realice una

persona y que le produzca incapacidad o muerte».

La Organización Internacional del Trabajo (O.I.T.) y la Organización Mundial de la Salud (O.M.S.), por intermedio de sus expertos propusieron la siguiente definición:

«LA BIOSEGURIDAD AMBIENTAL tiene como finalidad promover y mantener el más alto grado de bienestar físico, mental y social de los trabajadores de todas las profesiones; evitar el desmejoramiento de la salud causado por las condiciones de trabajo; protegerlo en sus ocupaciones de los riesgos resultantes de los agentes nocivos; ubicar y mantener a los trabajadores de manera adecuada a sus aptitudes fisiológicas y psicológicas; y en suma, adaptar el trabajo al hombre y cada hombre a su trabajo».

El objetivo fundamental del presente manual es que mediante la realización de las practicas, los alumnos de la carrera de Ingeniero en Procesos Ambientales se familiaricen, con las técnicas de bioseguridad ambiental tendientes a lograr que en una industria los trabajadores se vean libres a lo largo de toda su vida de trabajo, de cualquier daño causado por las sustancias que manipulan o elaboran, por los equipos, máquinas y herramientas que utilizan o por las condiciones del ambiente en el que desarrollen sus actividades.

POLÍTICAS DEL LABORATORIO

Las prácticas se realizarán en diferentes industrias, por lo que previo a la visita para la realización de la misma, se deberá contar con la autorización de la misma. Se deberá respetar las recomendaciones de la industria, en materia de ropa de trabajo, hora de visita, recomendaciones en general, etc.

Prevenir los accidentes. Un programa de seguridad rígido muestra la preocupación por el bienestar de los empleados. Esto puede crear una imagen positiva de la empresa y puede ayudar a una organización, para atraer y retener trabajadores. La seguridad no es cuestión de suerte; es un asunto de manejo que requiere tiempo y esfuerzo. Para que pueda ser efectivo, un programa de seguridad debe envolver a los empleados en el proceso de la toma de decisiones para ayudar a identificar riesgos y poder brindar asistencia al resolver problemas.

¿Porqué envolver a todos en el Proceso de Seguridad?

Los alumnos deberán observar un comportamiento adecuado durante el recorrido para la realización de la practica para hacer del lugar de trabajo uno más seguro. Un programa de seguridad puede funcionar solamente si tiene la cooperación y el apoyo de todos los que intervienen allí.

Los alumnos se comprometerán a no intervenir con el proceso.

NORMATIVIDAD

Previo al día de visita para la realización de la práctica el alumno deberá conocer cada una de las normas oficiales mexicanas referentes al tema que se vaya a revisar en la industria. Dichas normas se enlistan a continuación:

NORMA Oficial Mexicana NOM-001-STPS-2008, Edificios, locales, instalaciones y áreas en los centros de trabajo-Condiciones de seguridad.

NORMA Oficial Mexicana NOM-002-STPS-2000, Condiciones de seguridad, prevención, protección y combate de incendios en los centros de trabajo.

NORMA Oficial Mexicana NOM-004-STPS-1999, Sistemas de protección y dispositivos de seguridad en la maquinaria y equipo que se utilice en los centros de trabajo.

NORMA Oficial Mexicana NOM-005-STPS-1998, Relativa a las condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo para el manejo, transporte y almacenamiento de sustancias químicas peligrosas.

NORMA Oficial Mexicana NOM-010-STPS-1999, Condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se manejen, transporten, procesen o almacenen sustancias químicas capaces de generar contaminación en el medio ambiente laboral.

NORMA Oficial Mexicana NOM-011-STPS-2001, Condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se genere ruido.

NORMA Oficial Mexicana NOM-015-STPS-2001, Condiciones térmicas elevadas o abatidas-Condiciones de seguridad e higiene.

NORMA Oficial Mexicana NOM-017-STPS-2008, Equipo de protección personal-Selección, uso y manejo en los centros de trabajo.

NORMA Oficial Mexicana NOM-022-STPS-2008, Electricidad estática en los centros de trabajo-Condiciones de Seguridad.

RESPUESTA a los comentarios recibidos respecto al Proyecto de Modificación de la Norma Oficial Mexicana NOM-024-STPS-1993, Relativa a las condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se generen vibraciones, para quedar como NOM-024-STPS-2000, Vibraciones-Condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo, publicado el 23 de febrero de 2001.

NORMA Oficial Mexicana NOM-025-STPS-2008, Condiciones de iluminación en los centros de trabajo.

NORMA Oficial Mexicana NOM-026-STPS-2008, Colores y señales de seguridad e higiene, e identificación de riesgos por fluidos conducidos en tuberías.

NORMA Oficial Mexicana NOM-029-STPS-2005, Mantenimiento de las instalaciones eléctricas en los centros de trabajo-Condiciones de seguridad.

NORMA Oficial Mexicana NOM-100-STPS-1994, Seguridad-Extintores contra incendio a base de polvo químico seco con presión contenida Especificaciones.

NORMA Oficial Mexicana NOM-101-STPS-1994, Seguridad-Extintores a base de espuma química.

NORMA Oficial Mexicana NOM-102-STPS-1994, Seguridad-Extintores contra incendio a base de bióxido de carbono-Parte 1: Recipientes.

Norma Oficial Mexicana NOM-103-STPS-1994, Seguridad-Extintores contra incendio a base de agua con presión contenida.

NORMA Oficial Mexicana NOM-104-STPS-2001, Agentes extinguidores-Polvo químico seco tipo ABC a base de fosfato mono amónico.

NORMA Oficial Mexicana NOM-106-STPS-1994, Seguridad-Agentes extinguidores-Polvo químico seco tipo BC, a base de bicarbonato de sodio.

RESPUESTA a los comentarios recibidos respecto al Proyecto de Modificación de la Norma Oficial Mexicana NOM-114-STPS-1994, Sistema para la identificación y comunicación de riesgos por Sustancias químicas en los centros de trabajo, para quedar como NOM-018-STPS-2000, Sistema para la identificación y comunicación de peligros y riesgos por sustancias químicas peligrosas en los centros de trabajo, publicado el 10 de marzo de 2000.

Agentes biológicos

Introducción

Los agentes biológicos son seres vivos, con un determinado ciclo de vida que, al penetrar en el ser humano, ocasionan enfermedades de tipo infeccioso o parasitario.

La exposición laboral a estos contaminantes se puede considerar bajo dos puntos de vista definidos por el tipo de actividad; en primer lugar, se distinguen las actividades en las que existe la intención deliberada de manipular agentes biológicos, por ejemplo: los laboratorios microbiológicos o las industrias en cuyos procesos se utilizan estos agentes. En segundo lugar, las actividades en las que no existe la intención deliberada de manipular agentes biológicos, pero sí puede existir la exposición debido a la naturaleza del trabajo, por ejemplo: los trabajos en centros de producción de alimentos, los trabajos agrarios o en los que exista contacto con animales y/o sus productos, los trabajos sanitarios o los trabajos en unidades de eliminación de residuos y de tratamiento de aguas residuales.

Agente biológico

Son los microorganismos con inclusión de los genéticamente modificados, los cultivos celulares y los endoparásitos humanos susceptibles de originar cualquier tipo de infección, alergia o toxicidad.

Grupo de riesgo

Los agentes biológicos se clasifican en cuatro grupos, según su diferente índice de riesgo de infección. El grupo 1 incluye los agentes biológicos que resulta poco probable que causen enfermedad en el ser humano.

El grupo 2 incluye los agentes biológicos patógenos que puedan causar una enfermedad en el ser humano; es poco probable que se propaguen a la colectividad y, generalmente, existe para ellos una profilaxis o tratamiento eficaces. Pertenecen a este grupo las bacterias causantes de la Legionelosis o el tétanos y los virus de la gripe o del herpes, entre otros. El grupo 3 comprende los agentes biológicos patógenos que puedan causar una enfermedad grave en el ser humano; existe el riesgo de que se propaguen a la colectividad, pero generalmente existe una profilaxis o tratamiento eficaces. Las bacterias causantes de la tuberculosis o el ántrax y los virus de la hepatitis o el SIDA pertenecen, entre otros a este grupo. El grupo 4 comprende los agentes biológicos patógenos que causen enfermedades graves en el ser humano; existen muchas probabilidades de que se propaguen a la colectividad y no existe, generalmente, una profilaxis o tratamiento eficaces. Ejemplos de este grupo son los virus de *Ébola* y de *Marburg*.

Nivel de contención

Son el conjunto de medidas de contención física que imposibilitan el paso del agente biológico al ambiente y, por tanto, puede llegar a afectar a los trabajadores y/o a la colectividad. Existen tres niveles de contención: el 2, el 3 y el 4, que corresponden a los niveles de bioseguridad que se deben alcanzar en locales e instalaciones en las que se trabaje con agentes biológicos de los grupos de riesgo 2, 3 y 4, respectivamente. Las diferencias entre un nivel de contención y el siguiente radican en el grado de exigencia en el cumplimiento de las medidas propuestas.

Criterios preventivos básicos

Sustitución de los agentes biológicos peligrosos por otros que no lo sean o lo sean en menor grado.

Reducción al mínimo posible del número de trabajadores expuestos o que puedan estar expuestos.

Establecimiento de procedimientos de trabajo y medidas técnicas adecuadas, de gestión de residuos, de manipulación y transporte de agentes biológicos en el lugar de trabajo y de planes de emergencia frente a los accidentes que incluyan agentes biológicos.

Utilización de la señal de peligro biológico y otras señales de aviso pertinentes.

Utilización de medidas de protección colectivas y/o medidas de protección individual cuando la exposición no pueda evitarse por otros medios.

Existencia de servicios sanitarios apropiados, en los que se incluyan productos para lavarse los ojos y/o antisépticos para lavarse la piel.

Formación e información a los trabajadores y/o a sus representantes en relación con: los riesgos potenciales para la salud, las disposiciones en materia de seguridad e higiene, la utilización de los equipos de protección, las medidas que se han de adoptar en caso de incidente y para su prevención.

Establecimiento de un control sanitario previo y continuado.

Medidas para los laboratorios, los locales de animales y los trabajos sanitarios

Aislamiento de los locales en los que se manipulen agentes de los grupos 3 y 4, con acceso restringido y vestíbulos aislantes, si fuera necesario.

Control de la ventilación, mantenimiento de presiones del aire negativas respecto a la presión atmosférica, utilización de filtros de alta eficacia para la salida del aire (agentes del grupo 3) y para la entrada y la salida del aire (agentes del grupo 4).

Manipulación de material infectado, en armarios de seguridad biológica o aisladores.

Procedimientos de desinfección especificados.

Utilización de materiales impermeables al agua, de fácil limpieza y resistentes a los ácidos, los álcalis, los disolventes y los desinfectantes.

Control eficiente de los vectores, por ejemplo: roedores e insectos.

Existencia de incineradores para la destrucción de los animales muertos.

Existencia de equipo propio en los laboratorios en los que se manipulen agentes del grupo 4 y del grupo 3.

Medidas para los procesos industriales en los que se manipulen agentes biológicos

Manipulación de los microorganismos en sistemas cerrados.

Tratamientos que minimicen o impidan la liberación de los gases de los sistemas cerrados.

Procedimientos que minimicen o impidan la liberación de agentes biológicos durante la toma de muestras, la adición de materiales y la transferencia de organismos viables.

Procedimientos de inactivación, físicos o químicos, de probada eficacia, para la retirada de los fluidos de grandes cultivos en sistemas cerrados.

Utilización de precintos diseñados para minimizar o impedir la liberación de agentes biológicos.

Ubicación de los sistemas cerrados en zonas controladas y expresamente construidos para los agentes del grupo 4 y facultativo para el resto. Características de la zona controlada:

- Colocación de la señal de peligro biológico para los grupos 3 y 4.
- Accesos restringidos al personal designado y con vestíbulos aislantes para los agentes del grupo 4.
- Instalaciones de descontaminación y lavado.
- Inactivación de los efluentes de los fregaderos y de las duchas para los agentes del grupo 4 y facultativo para el resto.
- Control de la ventilación, mantenimiento de presiones del aire negativas respecto de la atmosférica y tratamiento del aire mediante filtros HEPA para la entrada y la salida del aire (grupo 4).
- Diseño de la zona controlada de modo que pueda precintarse para su fumigación cuando se manipulan agentes del grupo 4 y facultativo para el resto.

Normativa básica

NOM-010STPS-1999, condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se manejen, transporten, procesen o almacenen sustancias capaces de generar contaminación en el medio ambiente.

CRITERIOS DE VALORACION				
MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE		
Cuatro o mas respuestas consideradas deficientes	2, 4, 5, 9, 10, 11, 13.	3, 6, 7, 8, 12.		
RESULTADO DE LA VALORACIÓN				
	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS				

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

AGENTES BIOLÓGICOS

Personas afectadas

Área de trabajo

Fecha

Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. El trabajo implica la manipulación de contaminantes biológicos o el contacto con personas, animales o productos que pueden estar infectados.

SI

NO

Pasar al siguiente cuestionario.

2. Los trabajadores conocen el grado de peligrosidad de los contaminantes biológicos que "están o pueden estar" presentes en el lugar de trabajo.

SI

NO

La normativa mexicana clasifica los contaminantes biológicos en cuatro grupos según su peligrosidad y el riesgo de infección.

3. Existen zonas de trabajo diferenciadas que reúnan los requisitos recomendables para manipular los distintos contaminantes biológicos.

SI

NO

La normativa mexicana establece tres niveles de contención que llevan asociadas una serie de medidas preventivas aplicables.

4. Los procedimientos de trabajo, evitan o minimizan la liberación de agentes biológicos en el lugar de trabajo.

SI

NO

Toda medida aplicable al foco de emisión del contaminante tiene una incidencia significativa en la reducción del riesgo.

5. Se evita la posibilidad de que los trabajadores puedan sufrir cortes, pinchazos, arañazos, mordeduras, etc.

SI

NO

Extremar las medidas de seguridad. Establecer programas de control de plagas.

6. Está establecido y se cumple un programa de gestión de todos los residuos generados en el lugar de trabajo.

SI

NO

Todo programa de gestión de residuos peligrosos debe contemplar la clasificación, señalización, y tratamiento de los mismos.

7. Está establecido y se cumple un programa para la limpieza, desinfección y desinsectación de los locales.

SI

NO

Se debe establecer. La utilización de materiales lisos, impermeables y resistentes a los productos empleados, facilita esta tarea.

8. Los trabajadores expuestos a estos riesgos o a los animales, reciben vacunación específica.

SI

NO

Siempre que se disponga de vacunas eficaces y los trabajadores lo deseen, se debe contemplar la aplicación de las mismas.

9. Los trabajadores tienen, usan y conocen las características de los equipos de protección individual en las operaciones que las requieran.

SI

NO

El empresario es el responsable de proporcionar las prendas y equipos de protección individual y controlar su correcta utilización.

10. Todos los trabajadores expuestos reciben formación adecuada a sus responsabilidades, que les permita desarrollar sus tareas correctamente.

SI

NO

Para la prevención de riesgos es fundamental conocerlos. Planifique acciones formativas a todos los niveles.

11. Se dispone de suficientes instalaciones sanitarias (lavabos, duchas, vestuarios, etc.) y de áreas de descanso (comedor, zona de fumadores, etc.).

SI

NO

Debe mejorar esta situación.

12. Está definido un protocolo de primeros auxilios y disponen de medios para llevarlo a cabo.

SI

NO

Contemple esta posibilidad y cuide de su mantenimiento.

13. Está establecido un plan de emergencia que haga frente a accidentes en los que están implicados los agentes biológicos.

SI

NO

Contemple esta posibilidad. Según la peligrosidad del agente biológico, se puede generar un grave peligro para la comunidad.

CALOR Y FRÍO

INTRODUCCIÓN

El ser humano es un animal de sangre caliente y precisa que la temperatura interna del cuerpo se mantenga prácticamente constante ($37\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$). Para ello, dispone de eficaces mecanismos reguladores de la temperatura, incluso en condiciones ambientales muy agresivas.

Mediante la actividad física, el ser humano genera calor; dependiendo de lo intensa que sea esta actividad, la magnitud de este calor será mayor o menor. Para evitar que la acumulación del calor producido por el cuerpo y/o ganado del ambiente descompense la temperatura interna, existen procesos físicos y fisiológicos destinados a disipar al ambiente el exceso de calor.

Los mecanismos físicos son los siguientes:

- *Radiación*: es el intercambio térmico que se produce entre dos objetos a diferente temperatura. La ganancia o pérdida de calor por radiación depende de la temperatura de los objetos.
- *Conducción*: es el intercambio térmico que se produce entre dos objetos en contacto. La ganancia o pérdida de calor por conducción depende de la temperatura de los objetos.
- *Convección*: es el intercambio térmico que se produce entre la piel y el aire que la rodea. La ganancia o pérdida de calor por convección depende de la temperatura y de la velocidad del aire.
- *Evaporación*: la evaporación del sudor es el único de los mecanismos que implica pérdida de calor, esta pérdida depende de la humedad y de la velocidad del aire.

Los mecanismos fisiológicos más importantes son los siguientes:

- Frente al frío, la reducción del flujo sanguíneo superficial y el incremento de la actividad física.
- Frente al calor, el aumento de la sudoración y del flujo sanguíneo superficial y la disminución de la actividad física.

Las relaciones del ser humano con el ambiente térmico definen una escala de sensaciones que oscilan del calor al frío, pasando por una zona que se puede calificar como térmicamente confortable. Los efectos de las exposiciones a ambientes calurosos más importantes son el golpe de calor, desmayos, deshidratación, etc. En cuanto a los efectos por exposición a ambientes muy fríos destacan como más importantes la hipotermia y la congelación.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Calor

Controlar los focos radiantes mediante la colocación de apantallamientos.
Limitar la carga física de trabajo, programando las tareas más duras durante los períodos más fríos del turno de trabajo.
Realizar de forma completa y adecuada la aclimatación como paso previo a la incorporación definitiva al lugar de trabajo.
Limitar la duración de la exposición aumentando la frecuencia y duración de los intervalos de trabajo o permitiendo la autolimitación de la exposición.
Reducir la transmisión del calor a través de paredes y techos.
Incorporar un sistema de climatización del aire.
Eliminar el aire caliente en las proximidades de los focos mediante la instalación de extracción localizada.
Suministrar agua potable y sal en las inmediaciones del lugar de trabajo.
Aislar los procesos, los equipos o sus partes calientes, para evitar el contacto con los mismos.
Proporcionar prendas de protección frente al calor.
Realizar programas de formación al personal para el reconocimiento y la aplicación de primeros auxilios frente a problemas de sobrecarga térmica.
Realizar reconocimientos médicos específicos previos y periódicos.

Confort térmico

Adecuar las variables termoambientales a los valores recomendados mediante sistemas de climatización.
Reducir la transmisión del calor a través de paredes y ventanas, por ejemplo mediante la colocación de persianas, la colocación de vidrios tintados y/o la distribución perimetral del aire acondicionado.
Adecuar los parámetros termoambientales a la actividad física que se desarrolle.
Comprobar que el sistema de distribución del aire está equilibrado, de modo que los caudales de aire y su velocidad sean los adecuados para evitar posibles molestias debidas a las corrientes de aire.

Frío

Proporcionar ropa de protección frente al frío, teniendo en cuenta tres factores muy importantes: esa ropa debe aislar frente al frío, el viento y la humedad; debe permitir la transpiración y disipación de parte del calor que se genera al trabajar; y debe permitir la cómoda realización del trabajo (peso y volumen).
Dotar a los sistemas de distribución del aire frío de elementos difusores del aire que impidan o minimicen la acción directa del chorro de aire.
Aislar los procesos, los equipos o sus partes muy frías para evitar el contacto con los mismos.

Reducir o eliminar las tareas de mera vigilancia que impliquen una escasa actividad física.

Incrementar el esfuerzo en aquellas tareas que supongan la realización de un trabajo ligero.

Limitar la duración de la exposición aumentando la frecuencia y duración de los tiempos de descanso y recuperación o permitiendo la autolimitación de la exposición.

Realizar programas de formación al personal para el reconocimiento de los síntomas y signos de la exposición y congelación precoces.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-015-STPS-2001, condiciones térmicas elevadas o abatidas condiciones de seguridad e higiene.

<p>14. En caso de exposición a temperaturas extremas, existe señalización de aviso y precaución.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es necesario señalar el riesgo inminente, de acuerdo con lo dispuesto en el NOM-015-STPS-2001.</p>
<p>15. Los trabajadores, en esos casos, disponen de los equipos de protección individual adecuados.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben utilizarse dichos equipos cuando el aislamiento o confinamiento es insuficiente o no procede (por ejemplo: manipulación de nitrógeno líquido, etc.)</p>
<p>16. Se lleva a cabo la vigilancia de la salud adecuada cuando el trabajo transcurre en ambientes muy calurosos o muy fríos.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe llevarse a cabo la correspondiente vigilancia de la salud de las personas expuestas adecuada a los riesgos detectados.</p>

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
<p>Más de 6 consideradas deficientes.</p>	<p>1, 2, 3, 4, 7, 8, 9, 10, 11, 13, 14, 15, 16.</p>	<p>5, 6, 12.</p>

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
<p>OBJETIVA</p>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<p>SUBJETIVA</p>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

CALOR Y FRÍO

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. La temperatura del aire está comprendidas entre 17°C y 27°C en locales donde se realizan trabajos de tipo sedentario (oficinas) o similares

SI

NO

Los trabajos de bajo consumo energético deben realizarse en locales en los que se adecue la temperatura del aire a los mencionados valores tal como indica la NOM-015-STPS-2001.

2. La temperatura del aire está comprendidas entre 14°C y 25°C en locales donde se realizan trabajos de tipo ligero (dependientes, conductores, laborantes y similares)

SI

NO

Los trabajos de consumo energético moderado, como los indicados, deben realizarse en locales en los que se adecue la temperatura del aire a los mencionados valores.

3. Está comprendida la humedad relativa, de los locales de trabajo, entre el 30% y el 70%.

SI

NO

La humedad relativa se mantendrá entre los valores del 30% al 70%, excepto cuando existan riesgos debidos a la electricidad estática, que se mantendrá por encima del 50%.

4. Se respetan los límites propuestos en la NOM-015-STPS-2001 respecto a corrientes de aire en los locales de trabajo.

SI

NO

Excepto en situaciones de calor muy intenso, la velocidad del aire no debe exceder de los límites especificados en la NOM-015-STPS-2001.

5. Disponen, los locales de trabajo, de aislamiento térmico suficiente.

SI

NO

Los locales de trabajo cerrados deben poseer aislamiento térmico acorde con las condiciones climáticas propias del lugar, tal como indica la NOM-015-STPS-2001.

6. Se encuentran apantallados los focos de radiación térmica.

SI

NO

Debe evitarse la incidencia de la radiación térmica mediante apantallamiento o aislando las superficies calientes.

7. Si existen situaciones de calor muy intenso (se superan claramente los límites superiores expuestos en las cuestiones 1, 2 y 3), se ha evaluado el riesgo de estrés térmico.

SI

NO

La combinación de altos valores de temperatura, actividad física, humedad, ropa inadecuada, etc., puede generar riesgo de estrés térmico, que debe ser evaluado.

8. Si existen situaciones de calor muy intenso, en las que, una vez evaluado, se concluye que existe riesgo de estrés térmico, se limita el tiempo de permanencia.

SI

NO

Debe limitarse el tiempo de permanencia, por debajo del máximo, calculado según criterios establecidos en la UNE EN 12515:97

9. Se suministra agua a los trabajadores en las situaciones de trabajo mencionadas en la cuestión 8.

SI

NO

En esas situaciones los trabajadores deben recuperar el agua perdida, ingiriendo como mínimo un vaso de agua cada 20 minutos.

10. Si existen lugares de trabajo a temperaturas inferiores a 10°C, se ha evaluado el riesgo de enfriamiento general del cuerpo o de enfriamiento localizado de los tejidos expuestos.

SI

NO

Debe llevarse a cabo dicha evaluación con la metodología de la norma UNE ENV ISO 11079 98 y cumplir con las prescripciones de la mencionada norma.

11. Se limita la duración del trabajo en caso de tener que trabajar en el interior de las cámaras frigoríficas.

SI

NO

En estos casos la duración de la jornada de trabajo y las pausas de recuperación, en lugares cálidos, deben ser como mínimo las que establece la NOM-015-STPS-2001.

12. Se evitan los cambios bruscos de temperatura.

SI

NO

Los cambios de temperatura Se deben, en lo posible, atenuar o graduar, de acuerdo con la NOM-015-STPS-2001.

13. Si existen objetos o sustancias a temperaturas extremadamente frías o calientes, disponen del aislamiento térmico o confinamiento, necesario para evitar el contacto fortuito con la piel.

SI

NO

Debe evitarse dicho contacto con la piel, si es procedente, mediante aislamiento térmico o confinamiento suficiente.

<p>14. En caso de exposición a temperaturas extremas, existe señalización de aviso y precaución.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es necesario señalar el riesgo inminente, de acuerdo con lo dispuesto en el NOM-015-STPS-2001.</p>
<p>15. Los trabajadores, en esos casos, disponen de los equipos de protección individual adecuados.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben utilizarse dichos equipos cuando el aislamiento o confinamiento es insuficiente o no procede (por ejemplo: manipulación de nitrógeno líquido, etc.)</p>
<p>16. Se lleva a cabo la vigilancia de la salud adecuada cuando el trabajo transcurre en ambientes muy calurosos o muy fríos.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe llevarse a cabo la correspondiente vigilancia de la salud de las personas expuestas adecuada a los riesgos detectados.</p>

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
<p>Más de 6 consideradas deficientes.</p>	<p>1, 2, 3, 4, 7, 8, 9, 10, 11, 13, 14, 15, 16.</p>	<p>5, 6, 12.</p>

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
<p>OBJETIVA</p>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<p>SUBJETIVA</p>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

CALOR Y FRÍO

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. La temperatura del aire está comprendidas entre 17°C y 27°C en locales donde se realizan trabajos de tipo sedentario (oficinas) o similares

SI

NO

Los trabajos de bajo consumo energético deben realizarse en locales en los que se adecue la temperatura del aire a los mencionados valores tal como indica la NOM-015-STPS-2001.

2. La temperatura del aire está comprendidas entre 14°C y 25°C en locales donde se realizan trabajos de tipo ligero (dependientes, conductores, laborantes y similares)

SI

NO

Los trabajos de consumo energético moderado, como los indicados, deben realizarse en locales en los que se adecue la temperatura del aire a los mencionados valores.

3. Está comprendida la humedad relativa, de los locales de trabajo, entre el 30% y el 70%.

SI

NO

La humedad relativa se mantendrá entre los valores del 30% al 70%, excepto cuando existan riesgos debidos a la electricidad estática, que se mantendrá por encima del 50%.

4. Se respetan los límites propuestos en la NOM-015-STPS-2001 respecto a corrientes de aire en los locales de trabajo.

SI

NO

Excepto en situaciones de calor muy intenso, la velocidad del aire no debe exceder de los límites especificados en la NOM-015-STPS-2001.

5. Disponen, los locales de trabajo, de aislamiento térmico suficiente.

SI

NO

Los locales de trabajo cerrados deben poseer aislamiento térmico acorde con las condiciones climáticas propias del lugar, tal como indica la NOM-015-STPS-2001.

6. Se encuentran apantallados los focos de radiación térmica.

SI

NO

Debe evitarse la incidencia de la radiación térmica mediante apantallamiento o aislando las superficies calientes.

7. Si existen situaciones de calor muy intenso (se superan claramente los límites superiores expuestos en las cuestiones 1, 2 y 3), se ha evaluado el riesgo de estrés térmico.

SI

NO

La combinación de altos valores de temperatura, actividad física, humedad, ropa inadecuada, etc., puede generar riesgo de estrés térmico, que debe ser evaluado.

8. Si existen situaciones de calor muy intenso, en las que, una vez evaluado, se concluye que existe riesgo de estrés térmico, se limita el tiempo de permanencia.

SI

NO

Debe limitarse el tiempo de permanencia, por debajo del máximo, calculado según criterios establecidos en la UNE EN 12515:97

9. Se suministra agua a los trabajadores en las situaciones de trabajo mencionadas en la cuestión 8.

SI

NO

En esas situaciones los trabajadores deben recuperar el agua perdida, ingiriendo como mínimo un vaso de agua cada 20 minutos.

10. Si existen lugares de trabajo a temperaturas inferiores a 10°C, se ha evaluado el riesgo de enfriamiento general del cuerpo o de enfriamiento localizado de los tejidos expuestos.

SI

NO

Debe llevarse a cabo dicha evaluación con la metodología de la norma UNE ENV ISO 11079 98 y cumplir con las prescripciones de la mencionada norma.

11. Se limita la duración del trabajo en caso de tener que trabajar en el interior de las cámaras frigoríficas.

SI

NO

En estos casos la duración de la jornada de trabajo y las pausas de recuperación, en lugares cálidos, deben ser como mínimo las que establece la NOM-015-STPS-2001.

12. Se evitan los cambios bruscos de temperatura.

SI

NO

Los cambios de temperatura se deben, en lo posible, atenuar o graduar, de acuerdo con la NOM-015-STPS-2001.

13. Si existen objetos o sustancias a temperaturas extremadamente frías o calientes, disponen del aislamiento térmico o confinamiento, necesario para evitar el contacto fortuito con la piel.

SI

NO

Debe evitarse dicho contacto con la piel, si es procedente, mediante aislamiento térmico o confinamiento suficiente.

CARGA FÍSICA

INTRODUCCIÓN

En toda actividad en la que se requiere un esfuerzo físico importante se consume gran cantidad de energía y aumenta el ritmo cardíaco y respiratorio, y es a través del estudio de los mismos que se puede determinar el grado de penalidad de una tarea. La consecuencia directa de una carga física excesiva será la fatiga muscular, que se traducirá en patología osteomuscular, aumento del riesgo de accidente, disminución de la productividad y calidad del trabajo, en un aumento de la insatisfacción personal o en inconfort.

El estudio de la carga física se basa en los tipos de trabajo muscular, que son el estático y el dinámico. La carga estática viene determinada por las posturas, mientras que la carga dinámica está determinada por el esfuerzo muscular, los desplazamientos y el manejo de cargas.

Se define el trabajo estático como aquel en que la contracción muscular es continua y mantenida. Existe un desequilibrio entre las necesidades de irrigación del músculo y el aporte de sangre. Al existir una compresión de los vasos sanguíneos, el músculo no recibe el oxígeno y la glucosa necesarios y no puede eliminar los residuos producidos, alcanzando rápidamente un nivel de fatiga caracterizado por un dolor agudo que obliga a interrumpir la tarea.

Por el contrario, en el trabajo dinámico, en el que se suceden contracciones y relajaciones de corta duración, el músculo está bien irrigado, se impide la concentración de residuos y la fatiga aparecerá más tardíamente.

Hay que tener en cuenta que en ambientes calurosos el ritmo cardíaco aumenta, con lo que las personas que trabajen en este tipo de ambientes sufrirán una aceleración adicional de la frecuencia cardíaca.

Este cuestionario deberá aplicarse en aquellas situaciones en las que el trabajo suponga un esfuerzo físico considerable por parte del trabajador. Deberán incluirse las situaciones que exijan la manipulación o manejo de carga o pesos, aquellas en las que el trabajo sea manual y repetitivo (actividades cuyo ciclo sea inferior a 30 segundos o trabajos en los que se repitan los movimientos elementales durante más de un 50% de la duración del ciclo) y situaciones en las que deban mantenerse posturas forzadas o incómodas.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Tanto al definir un trabajo como al diseñar las medidas preventivas para paliar la sobrecarga de trabajo, se tendrán en cuenta las características personales del individuo (sexo, edad, peso, etc.) que va a desarrollar dicho trabajo. Las pausas se calcularán basándose en las condiciones físicas del trabajador y a los requerimientos de la tarea.

La prevención de la carga estática se basa en la alternancia de las posturas (de pie y sentada) evitando la fatiga producida por una tensión estática prolongada. Así mismo, el espacio de trabajo será el suficiente para facilitar los movimientos

del cuerpo y el asiento y puesto de trabajo se ajustarán a las medidas antropométricas del usuario.

En cuanto a la carga dinámica se tendrán en consideración los siguientes factores:

- **El Esfuerzo Muscular:** el diseño de la tarea evitará, en lo posible, la carga excesiva de músculos, ligamentos y articulaciones; el esfuerzo requerido se ajustará a la capacidad física del trabajador.
Las herramientas y útiles de trabajo se adaptarán a la anatomía funcional de la mano.
- **Manejo de Cargas:** se considera que existe manejo manual de cargas a partir de los 3 kilos. No se deben sobrepasar los límites establecidos de manejo de cargas teniendo en cuenta el sexo y la edad del trabajador. Es muy importante informar y adiestrar al personal en las técnicas de manutención y levantamiento de cargas.
- **Condiciones de manejo:** incluyen agarre, distancia horizontal y vertical, desplazamiento horizontal de la carga, torsión del tronco y frecuencia de manipulación.
- **Repetitividad:** se deberá disminuir la repetitividad de la tarea reestructurando el método de trabajo de tal forma que se alternen diferentes grupos musculares, introduciendo rotación de tareas, mecanizando, etc.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-004-STPS-1999, sistemas de protección y dispositivos de seguridad en la maquinaria y equipo que se utilice en los centros de trabajo.

NOM-005-STPS-1998, relativa a las condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo para el manejo, transporte y almacenamiento de sustancias químicas peligrosas.

NOM-010-STPS-1999, condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se manejen, transporten, procesen o almacenen sustancias químicas capaces de generar contaminación en el medio ambiente laboral.

14. El entorno se adapta al tipo de esfuerzo que debe realizarse.

SI

NO

Considerar la temperatura, humedad y espacio del entorno del trabajo.

15. Se ha formado al personal sobre la correcta manipulación de cargas.

SI

NO

Se debe formar al trabajador sobre la correcta manipulación de cargas.

16. Se controla que se manejen las cargas de forma correcta.

SI

NO

Se debe corregir. Posteriormente a la formación hay que establecer un programa de seguimiento.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Dos o más deficientes.	2, 3, 9, 11.	1, 5, 6, 8, 12, 13, 14, 15, 16.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

CARGA DE TRABAJO

CARGA FÍSICA

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. El trabajo permite combinar la posición de pie-sentado.

SI

NO

Establecer pausas y proporcionar apoyos.

2. Se mantiene la columna en posición recta.

SI

NO

Se debe evitar realizar torsiones e inclinaciones superiores a 20°.

3. Se mantienen los brazos por debajo del nivel de los hombros.

SI

NO

Adecuar y rediseñar el puesto de trabajo.

4. La tarea exige desplazamientos.

SI

NO

Pasarse a la cuestión 7.

5. Los desplazamientos ocupan un tiempo inferior al 25% de la jornada laboral.

SI

NO

Reducir el tiempo de los desplazamientos y realizar pausas.

6. Se realizan desplazamientos con cargas inferiores a 2 kg.

SI

NO

Reducir las cargas y realizar desplazamientos inferiores a 2 metros.

7. El trabajo exige realizar un esfuerzo muscular.

SI

NO

Pasarse a la cuestión 10.

8. Para realizar las tareas se utiliza solo la fuerza de las manos.

SI

NO

La fuerza necesaria para realizar la tarea será tal que no requerirá utilizar las del cuerpo y las piernas.

9. Los ciclos de trabajo son superiores a medio minuto.

SI

NO

Se debe evitar el hacer movimientos continuos y repetitivos.

10. Si se manipulan cargas éstas son inferiores a 3 kilos.

SI

NO

Pasarse a la siguiente cuestión.

11. Los pesos que deben manipularse son inferiores a 25 kg.

SI

NO

Reducir los pesos y/o las condiciones de su manejo.

12. La forma y volumen de la carga permiten asirla con facilidad.

SI

NO

Se deben manejar manualmente las cargas sólo si son de dimensiones reducidas y se pueden asir fácilmente.

13. El peso y el tamaño de la carga permite asirla con facilidad.

SI

NO

Considerar edad, sexo, constitución, embarazo, etc. de los trabajadores o reducir la carga.

ELEVACIÓN Y TRANSPORTE

INTRODUCCIÓN

Los medios de elevación y transporte utilizados mayoritariamente en operaciones de manutención mecánica de materiales causan aproximadamente un 9% del total de accidentes leves con baja, un 22% de los graves y un 38,2% del total de accidentes mortales, por lo que su incidencia en la siniestralidad grave y mortal en los centros de trabajo de los distintos sectores de actividad en el ámbito nacional es alarmante.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

La evaluación de riesgos específicos de los equipos de elevación y transporte implica considerar riesgos tales como los debidos a la movilidad de equipos, a la elevación de cargas y a la elevación y/o desplazamiento de personas.

El control de estos riesgos pasa por considerar una triple vertiente o enfoque del problema:

- Adquirir equipos correctamente equipados frente a los riesgos previsibles en este tipo de operaciones y, en particular, con una respuesta adecuada a los riesgos que con mayor incidencia dan lugar a accidentes: vuelco y caída de objetos. El empresario debe exigir y comprobar que los equipos que adquiere son “intrínsecamente seguros” (su adecuación a las exigencias legales se constata por el marcado CE) y que en el Manual de Instrucciones, que obligatoriamente acompaña al equipo, se le informa para que pueda efectuar sin riesgo todas y cada una de las operaciones usuales u ocasionales que en el mismo se deben realizar: reglaje, utilización, limpieza, mantenimiento, etc.

Asimismo adecuará, cuando sea necesario, estos equipos ya en uso en sus talleres; redactando, en su caso, las normas de trabajo que permitan incrementar u optimizar las medidas de seguridad que se han de tomar en las distintas operaciones.

- Definir y delimitar en los locales de trabajo áreas de movimiento de equipos y de barrido de cargas suspendidas, a fin de evitar interferencias y/u obstrucciones entre ellos, con otras máquinas o equipos instalados de forma fija y/o con zonas destinadas al tránsito de operarios o con puestos fijos de trabajo.
- Establecer un programa de mantenimiento preventivo para limitar que los riesgos se agraven por el uso y deterioro de los equipos y sus componentes, siguiendo las instrucciones del fabricante. Dicho programa debe ser estricto y existir un control escrito de que tales operaciones se realizan dentro de los plazos previstos.

Dada la peligrosidad de estos equipos, como demuestran los datos de siniestralidad reseñados, y la necesidad de mantenerlos en todo momento en correcto estado de uso, siempre que sea posible se realizará, además

del mantenimiento preventivo, un “mantenimiento predictivo” en todos aquellos componentes o elementos clave de seguridad, que pueden dar información de un nivel de deterioro, a fin de permitir su sustitución o reparación previamente a que se averíen o fallen.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-004-STPS-1999, sistemas de protección y dispositivos de seguridad en la maquinaria y equipo que se utilice en los centros de trabajo.

NOM-005-STPS-1998, relativa a las condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo para el manejo, transporte y almacenamiento de sustancias químicas peligrosas.

NOM-010-STPS-1999, condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo donde se manejen, transporten, procesen o almacenen sustancias químicas capaces de generar contaminación en el medio ambiente laboral.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Ocho o más deficientes.	2, 3, 4, 5, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24.	1, 6, 7.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

Area for recording corrective actions.

<p>13. Está equipada la máquina de dispositivos que mantienen la amplitud de movimientos dentro de los límites previstos.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo. En su caso, la acción de estos dispositivos irá precedida de una advertencia.</p>
<p>14. En caso de fallo total o parcial de la alimentación de energía, está garantizada la sujeción y estabilidad de la carga.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe garantizarse.</p>
<p>15. Los medios de prensión y/o sujeción son adecuados para evitar una caída intempestiva de la carga.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben impedir caídas intempestivas o repentinas.</p>
<p>16. Existen montacargas y/o plataformas elevadoras.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p> Pasar al cuestionario siguiente.</p>
<p>17. Su recorrido está completamente cerrado.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe estar delimitado y cerrado.</p>
<p>18. Las puertas de acceso disponen de enclavamiento.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben disponer del mismo.</p>
<p>19. Está señalizada la carga máxima y la prohibición de uso a personas.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe señalizarse en lugar visible y fácilmente perceptible.</p>
<p>20. Los órganos de accionamiento están ubicados en el exterior de la cabina y son inaccesibles desde la misma.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Han de cumplir esta condición.</p>
<p>21. En caso de desplazarse personas, está fijada por el fabricante la carga y ocupación máxima.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Estos datos, que deben respetarse, deben indicarse en el habitáculo a través de señalización visible.</p>
<p>22. Está equipada la máquina con dispositivos que adviertan en caso de sobrecarga e impidan el movimiento del habitáculo.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo.</p>
<p>23. Los órganos de accionamiento del movimiento del habitáculo, están ubicados de forma que sean fácilmente accesibles por sus ocupantes.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben estar en el habitáculo y ser de accionamiento mantenido, salvo en el caso de máquinas para niveles definidos.</p>
<p>Estos órganos, prevalecen sobre los demás órganos de accionamiento de los mismos movimientos, salvo sobre los de parada de emergencia.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo.</p>

CONDICIONES DE SEGURIDAD

ELEVACIÓN Y TRANSPORTE

Personas afectadas

Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. El acceso al puesto de conducción se realiza de manera segura.

SI

NO

Deben existir medios de sujeción y de apoyo que permitan un acceso fácil, cómodo y seguro.

2. La visibilidad desde el puesto de conducción permite al conductor maniobrar con toda seguridad para sí mismo y para las personas expuestas.

SI

NO

El diseño del puesto de conducción de la máquina y el entorno por el que ésta se desplaza deben garantizar una buena visibilidad.

3. Existen dispositivos adecuados que remedien los riesgos derivados de la insuficiencia de visibilidad directa.

SI

NO

Se dispondrá de dispositivos al efecto: señalización óptica y/o acústica, arranque temporizado, etc.

4. En caso de utilización en lugares oscuros, el vehículo dispone de alumbrado satisfactorio.

SI

NO

Se debe garantizar que el conductor distinga con nitidez el entorno de trabajo y que terceras personas distingan la máquina.

5. Si el vehículo precisa de cabina, está diseñada y fabricada para proteger de los peligros de vuelco y caída de objetos.

SI

NO

La cabina debe certificar la resistencia adecuada frente a estos riesgos.

6. Las vías de circulación están bien señalizadas, son de anchura suficiente y con el pavimento en correcto estado.

SI

NO

Las superficies de tránsito deben reunir estas condiciones.

7. Está limitada la velocidad de circulación en función de la zona.

SI

NO

Se adecuará la velocidad a cada situación.

8. Si el desplazamiento se realiza sobre guías o pistas de rodadura, existen dispositivos para evitar descarrilamientos.

SI

NO

Deben preverse.

9. Existen dispositivos de alarma sonora y/o luminosa.

SI

NO

Son preceptivos.

10. Está señalizada la carga máxima de utilización.

SI

NO

Debe señalizarse de manera visible y fácilmente perceptible.

11. Los cables, cadenas y demás accesorios de deslingado utilizados, se ajustan a los coeficientes de utilización previstos por el fabricante.

SI

NO

Debe garantizarse esta condición.

12. Todo accesorio de sujeción y elevación en mal estado (deformado, deshilachado, con corrosión, etc.), es sustituido inmediatamente y desechado.

SI

NO

Debe garantizarse esta condición.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Ocho o más deficientes.	2, 3, 4, 5, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24.	1, 6, 7.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

Area for recording corrective actions.

<p>13. Está equipada la máquina de dispositivos que mantienen la amplitud de movimientos dentro de los límites previstos.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo. En su caso, la acción de estos dispositivos irá precedida de una advertencia.</p>
<p>14. En caso de fallo total o parcial de la alimentación de energía, está garantizada la sujeción y estabilidad de la carga.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe garantizarse.</p>
<p>15. Los medios de prensión y/o sujeción son adecuados para evitar una caída intempestiva de la carga.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben impedir caídas intempestivas o repentinas.</p>
<p>16. Existen montacargas y/o plataformas elevadoras.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p> Pasar al cuestionario siguiente.</p>
<p>17. Su recorrido está completamente cerrado.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe estar delimitado y cerrado.</p>
<p>18. Las puertas de acceso disponen de enclavamiento.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben disponer del mismo.</p>
<p>19. Está señalizada la carga máxima y la prohibición de uso a personas.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Debe señalizarse en lugar visible y fácilmente perceptible.</p>
<p>20. Los órganos de accionamiento están ubicados en el exterior de la cabina y son inaccesibles desde la misma.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Han de cumplir esta condición.</p>
<p>21. En caso de desplazarse personas, está fijada por el fabricante la carga y ocupación máxima.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Estos datos, que deben respetarse, deben indicarse en el habitáculo a través de señalización visible.</p>
<p>22. Está equipada la máquina con dispositivos que adviertan en caso de sobrecarga e impidan el movimiento del habitáculo.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo.</p>
<p>23. Los órganos de accionamiento del movimiento del habitáculo, están ubicados de forma que sean fácilmente accesibles por sus ocupantes.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Deben estar en el habitáculo y ser de accionamiento mantenido, salvo en el caso de máquinas para niveles definidos.</p>
<p>Estos órganos, prevalecen sobre los demás órganos de accionamiento de los mismos movimientos, salvo sobre los de parada de emergencia.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Es preceptivo.</p>

CONDICIONES DE SEGURIDAD

ELEVACIÓN Y TRANSPORTE

Personas afectadas

Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. El acceso al puesto de conducción se realiza de manera segura.

SI

NO

Deben existir medios de sujeción y de apoyo que permitan un acceso fácil, cómodo y seguro.

2. La visibilidad desde el puesto de conducción permite al conductor maniobrar con toda seguridad para sí mismo y para las personas expuestas.

SI

NO

El diseño del puesto de conducción de la máquina y el entorno por el que ésta se desplaza deben garantizar una buena visibilidad.

3. Existen dispositivos adecuados que remedien los riesgos derivados de la insuficiencia de visibilidad directa.

SI

NO

Se dispondrá de dispositivos al efecto: señalización óptica y/o acústica, arranque temporizado, etc.

4. En caso de utilización en lugares oscuros, el vehículo dispone de alumbrado satisfactorio.

SI

NO

Se debe garantizar que el conductor distinga con nitidez el entorno de trabajo y que terceras personas distingan la máquina.

5. Si el vehículo precisa de cabina, está diseñada y fabricada para proteger de los peligros de vuelco y caída de objetos.

SI

NO

La cabina debe certificar la resistencia adecuada frente a estos riesgos.

6. Las vías de circulación están bien señalizadas, son de anchura suficiente y con el pavimento en correcto estado.

SI

NO

Las superficies de tránsito deben reunir estas condiciones.

7. Está limitada la velocidad de circulación en función de la zona.

SI

NO

Se adecuará la velocidad a cada situación.

8. Si el desplazamiento se realiza sobre guías o pistas de rodadura, existen dispositivos para evitar descarrilamientos.

SI

NO

Deben preverse.

9. Existen dispositivos de alarma sonora y/o luminosa.

SI

NO

Son preceptivos.

10. Está señalizada la carga máxima de utilización.

SI

NO

Debe señalizarse de manera visible y fácilmente perceptible.

11. Los cables, cadenas y demás accesorios de deslingado utilizados, se ajustan a los coeficientes de utilización previstos por el fabricante.

SI

NO

Debe garantizarse esta condición.

12. Todo accesorio de sujeción y elevación en mal estado (deformado, deshilachado, con corrosión, etc.), es sustituido inmediatamente y desechado.

SI

NO

Debe garantizarse esta condición.

HERRAMIENTAS MANUALES

INTRODUCCIÓN

Las herramientas manuales se pueden definir como utensilios de trabajo utilizados generalmente de forma individual y que únicamente requieren para su accionamiento la fuerza motriz humana.

Existe multiplicidad de herramientas manuales, las más corrientes podemos subdividir las en:

- Herramientas de golpe (martillos, cinceles, etc.).
- Herramientas con bordes filosos (cuchillos, hachas, etc.).
- Herramientas de corte (tenazas, alicates, tijeras, etc.).
- Herramientas de torsión (destornilladores, llaves, etc.).

La siniestralidad originada por la utilización de las herramientas manuales es cuantitativamente alta. Si bien los accidentes no acostumbran a ser de extrema gravedad, representan aproximadamente:

- El 9,1 % de los accidentes leves.
- El 4,4 % de los accidentes graves.
- El 0,6 % de los accidentes mortales.

Los riesgos más importantes consisten, sobre todo, en golpes y cortes en las manos u otras partes del cuerpo, lesiones oculares por proyecciones y esguinces por gestos violentos; siendo causas principales de los accidentes:

- Inadecuada utilización de las herramientas.
- Utilización de herramientas defectuosas o de baja calidad.
- Mantenimiento incorrecto.
- Almacenamiento y transporte deficiente.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Con el objeto de eliminar o reducir al mínimo los riesgos derivados de la utilización de herramientas manuales, debe realizarse un programa de prevención que contemple los diversos aspectos que inciden en el proceso

Adquisición

La persona encargada de la adquisición de herramientas manuales debe conocer el trabajo que han de realizar las herramientas, poseer ideas básicas sobre los distintos tipos de herramientas para adquirir las más acordes a las necesidades de su uso y buscar suministradores que garanticen su buena calidad.

Adiestramiento-Utilización

Al iniciar cualquier tarea, se debe escoger siempre la herramienta apropiada y revisar que está en buen estado.

El adiestramiento de los trabajadores por parte de los mandos intermedios en el uso correcto de las herramientas es fundamental.

Además, entre otras cosas, deberían tomarse las siguientes precauciones:

- Elegir la herramienta idónea al trabajo que se vaya a realizar, considerando la forma, el peso y las dimensiones adecuadas desde el punto de vista ergonómico.
- Las herramientas no deben utilizarse para fines distintos de los previstos, ni deben sobrepasarse las prestaciones para las que están diseñadas.
- Comprobar que los mangos no estén astillados o rajados y que estén perfectamente acoplados y sólidamente fijados a la herramienta (martillos, destornilladores, sierras, limas, etc.).
- Verificar que las mordazas, bocas y brazos de las herramientas de apriete estén sin deformar (llaves, alicates, tenazas, destornilladores, etc.).
- Cuidar que las herramientas de corte y de bordes filosos estén perfectamente afiladas (cuchillos, tijeras, cinceles, etc.).
- Tener en cuenta que las cabezas metálicas no deben tener rebabas.
- Vigilar el estado del dentado en limas, sierras, etc.
- Cuando deban emplearse equipos de protección individual, velar por que sean certificados.
- Cuando sea necesario se utilizarán herramientas con protecciones aislantes si existe el riesgo de contactos eléctricos y herramientas antichispa en ambientes inflamables.
- Todos los equipos de protección individual deben ser adecuados al riesgo, certificados y de uso personal.

Almacenamiento:

- Guardar las herramientas perfectamente ordenadas, en cajas, paneles o estantes adecuados, donde cada herramienta tenga su lugar.
- No deben colocarse en pasillos, escaleras u otros lugares elevados desde los que puedan caer sobre los trabajadores.
- La mejor solución es llevar el control centralizado en un solo almacén, pero, de no ser posible, se deben realizar inspecciones periódicas sobre su localización y estado. Si las herramientas son personales, se facilitará una mejor conservación de las mismas.

Mantenimiento y reparación:

- Revisar periódicamente el estado de las herramientas (mangos, recubrimientos aislantes, afilado, etc.).
- Reparar las que estén defectuosas, si es posible, o desecharlas.

- Nunca deben hacerse reparaciones provisionales que puedan comportar riesgos en el trabajo.
- Las reparaciones deben hacerse, siempre que sea preciso, por personal especializado.

Transporte

Para el transporte de las herramientas se observarán diversas precauciones, como son:

- Utilizar cajas, bolsas y cinturones especialmente diseñados.
- Para las herramientas cortantes o punzantes, utilizar fundas adecuadas.
- No llevarlas nunca en el bolsillo.
- Al subir o bajar por una escalera manual deben transportarse en bolsas colgadas de manera que ambas manos queden libres.

NORMATIVIDAD BÁSICA:

Consultar la Norma Oficial Mexicana

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Tres o más deficientes.	1, 7, 10, 11.	2, 3, 4, 5, 6, 8, 9.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

CONDICIONES DE SEGURIDAD

HERRAMIENTAS MANUALES

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. Las herramientas que se usan están concebidas y son específicas para el trabajo que hay que realizar.

SI

NO

Incorporar herramientas adecuadas.

2. Las herramientas que se utilizan son de diseño ergonómico.

SI

NO

Procurar que las herramientas sean fáciles de manejar y sean adecuadas a los trabajadores.

3. Las herramientas son de buena calidad.

SI

NO

Adquirir herramientas de calidad.

4. Las herramientas se encuentran en buen estado de limpieza y conservación.

SI

NO

Limpiar, reparar o desechar las herramientas en mal estado.

5. Es suficiente la cantidad de herramientas disponibles, en función del proceso productivo y del número de operarios.

SI

NO

Disponer de más herramientas.

6. Existen lugares y/o medios idóneos para la ubicación ordenada de las herramientas

SI

NO

Habilitar espacios y elementos donde ubicar las herramientas.

7. Las herramientas cortantes o punzantes se protegen con los protectores adecuados cuando no se utilizan.

SI

NO

Utilizar fundas protectoras adecuadas.

8. Se observan hábitos correctos de trabajo.

SI

NO

Corregir hábitos incorrectos y formar adecuadamente a los trabajadores.

9. Los trabajos se realizan de manera segura, sin sobreesfuerzos o movimientos bruscos.

SI

NO

Mejorar los métodos de trabajo, evitando posturas forzadas y sobreesfuerzos.

10. Los trabajadores están adiestrados en el manejo de las herramientas.

SI

NO

Instruir adecuadamente a los trabajadores para el empleo de cada tipo de herramienta.

11. Se usan equipos de protección personal cuando se pueden producir riesgos de proyecciones o de cortes.

SI

NO

Utilizar gafas y/o guantes cuando sea necesario.

ILUMINACIÓN

INTRODUCCIÓN

Aproximadamente, un 80 % de la información que percibimos por los sentidos, llega a través de la vista, ello convierte a este sentido en uno de los más importantes. Es obvio que sin luz no se puede ver, pero también es cierto que gracias a la capacidad de la vista de adaptarse a condiciones de luz deficientes y, por tanto, al “ser capaces de ver”, a veces no se cuidan lo suficiente las condiciones de iluminación.

Un buen sistema de iluminación debe asegurar, además de suficientes niveles de iluminación, el contraste adecuado entre los distintos aspectos visuales de la tarea, el control de los deslumbramientos, la reducción del riesgo de accidente y un cierto grado de confort visual en el que juega un papel muy importante la utilización de los colores.

Definiciones

Nivel de iluminación: Es la cantidad de luz que se recibe por unidad de superficie, su unidad es el lux.

Luminancia: Es la cantidad de luz devuelta por unidad de superficie en la dirección de la mirada. Su unidad es la candela por metro cuadrado (cd.m⁻²).

Contraste: Contraste subjetivo es la estimación de la diferencia de brillo entre dos partes del campo visual.

Contraste objetivo es la relación de luminancias entre dos partes del campo visual.

Deslumbramiento: Es la incapacidad temporal de ver por insensibilización de la retina.

El deslumbramiento puede ser directo debido a la visión del foco luminoso, por ejemplo, el sol o una lámpara. El deslumbramiento también puede ser indirecto debido a la visión de la imagen reflejada del foco luminoso, por ejemplo: la presencia de reflejos sobre las superficies de trabajo o las pantallas de visualización de datos (PVD).

Factor de reflexión: Es la relación entre el flujo luminoso reflejado por una superficie y el flujo luminoso incidente (Fr/Fi).

Generalidades

En la percepción visual de los objetos influyen los siguientes factores: la iluminación, el contraste, las sombras, el deslumbramiento y el ambiente cromático.

Iluminación: Toda actividad requiere una determinada iluminación que debe existir como nivel medio en la zona en que se desarrolla la misma. Este valor depende de los siguientes factores: el tamaño de los detalles, la distancia entre el ojo y el objeto, el factor de reflexión del objeto, el contraste entre el objeto (detalle) y el fondo sobre el que destaca, la rapidez del movimiento del objeto o la edad del observador.

Cuanto mayor sea la dificultad para la percepción visual, mayor debe ser el nivel medio de iluminación.

Contraste: Las diferencias de color o de luminancia entre el objeto o los detalles del mismo y el fondo son lo que permite ver. Los trabajos que requieren gran agudeza visual precisan un mayor grado de contraste.

Sombras: Las sombras, resultado de las diferencias de iluminación de los objetos, contribuyen a la mejor percepción del relieve de los mismos, aunque grandes diferencias de iluminación pueden crear zonas en sombras en las que se dificulta la capacidad visual.

Deslumbramiento: Los principales factores que intervienen en el deslumbramiento son: la luminancia de la fuente de luz, la situación de la fuente de luz, el contraste entre la fuente de luz y sus alrededores y el tiempo de exposición. El deslumbramiento será mayor, cuanto mayor sea la luminancia de la fuente, el contraste y el tiempo de exposición, cuanto más próxima esté la fuente y cuando ésta/s esté/n dentro del ángulo visual.

Ambiente cromático: El color de la luz y los colores sólidos existentes facilitan el reconocimiento de cuanto nos rodea. El uso de los colores puede tener diversos fines: la informativa en la señalización; la clarificadora en la demarcación de diferentes zonas, por ejemplo las vías de circulación o las zonas de almacenamiento; la creadora de ambientes cromáticos confortables, mediante la combinación de colores y sus propiedades psicofísicas. También se utiliza como ayuda y complemento de la iluminación, por ejemplo, mejorando el contraste al resaltar los elementos móviles de las máquinas.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Iluminación

Adecuar el número, la distribución y la potencia de las fuentes luminosas a las exigencias visuales de la tarea. Tener en cuenta la edad y estado visual del observador.

Establecer programas de mantenimiento preventivo que contemplen: el cambio de lámparas fundidas o agotadas, la limpieza de las lámparas, las luminarias y las paredes y techo.

Deslumbramiento

Cubrir las lámparas con paralúmenes o difusores que permitan regular la luz e impidan la visión directa del foco luminoso.

Utilizar materiales, acabados superficiales y pinturas mates y de colores claros.

Evitar que los puestos de trabajo en general, y los que tienen PVD (pantallas de visualización de datos) en particular, estén situados frente o contra superficies con luminancias elevadas (ventanas).

Reducir la existencia de reflejos apantallando el espacio de trabajo con PVD y colocando persianas opacas y regulables (preferentemente de láminas verticales) en las ventanas.

Contraste y color

Mejorar el contraste disminuyendo los deslumbramientos por reflexión. Esto se puede conseguir si la luz llega lateralmente a la zona de trabajo.

El gusto por los colores cambia con la personalidad, la edad, el sexo, el clima y el grupo étnico; no obstante, existen algunos criterios generales que pueden ayudar a la hora de seleccionar los colores:

Algunos colores modifican la apreciación de las dimensiones de un local, por ejemplo, un local parece más bajo si el techo y el suelo son oscuros.

Algunos colores ayudan a crear determinados ambientes, por ejemplo: los colores fríos y claros en los techos son luminosos, los colores cálidos y claros en las paredes se perciben como acogedores.

La intensidad de un color deberá ser inversamente proporcional a la parte que ocupa en el campo normal de visión, tanto en espacio como en tiempo.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-025-STPS-2008 condiciones de iluminación en los centros de trabajo.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Más de una respuesta considerada deficiente.	2, 8.	1, 3, 4, 5, 6, 7, 9, 10.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

Area for recording corrective actions.

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

ILUMINACIÓN

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. Se han emprendido acciones para conocer si las condiciones de iluminación de la empresa se ajustan a las diferentes tareas visuales que se realizan.

SI

NO

Para mejorar las condiciones de trabajo, deberían planificarse acciones para conseguir los mínimos especificados en la legislación.

2. Los niveles de iluminación existentes (general y localizada) son los adecuados, en función del tipo de tarea, en todos los lugares de trabajo o paso.

SI

NO

La normativa recoge los niveles de iluminación requeridos para diferentes tareas.

3. Se ha comprobado que el número y la potencia de los focos luminosos instalados son suficientes.

SI

NO

Una instalación de iluminación debe disponer de suficientes puntos de luz que proporcionen los niveles de iluminación requeridos.

4. Hay establecido un programa de mantenimiento de las luminancias para asegurar los niveles de iluminación

SI

NO

El establecimiento y cumplimiento de estos programas es fundamental para asegurar el mantenimiento de los niveles de iluminación.

5. Entre las actuaciones previstas en el programa de mantenimiento, está contemplada la sustitución rápida de los focos luminosos fundidos.

SI

NO

Es de utilidad organizar un sistema ágil de comunicación y resolución de deficiencias y disponer de una reserva de focos luminosos.

6. El programa de mantenimiento contempla la limpieza regular de focos luminosos, luminarias, difusores, paredes, etc.

SI

NO

La acumulación de polvo y suciedad en estos puntos reduce notablemente el rendimiento de la instalación.

7. El programa de mantenimiento prevé la renovación de la pintura de paredes, techos, etc. y la utilización de colores claros y materiales mates.

SI

NO

La atención prestada a estos aspectos permite obtener un mayor aprovechamiento del sistema de iluminación.

8. Todos los focos luminosos tienen elementos difusores de la luz y/o protectores antideslumbrantes.

SI

NO

La visión directa de focos luminosos descubiertos puede producir deslumbramientos. Corrija esa situación.

9. La posición de las personas evita que éstas trabajen de forma continuada frente a las ventanas.

SI

NO

La visión directa de grandes superficies luminosas puede producir deslumbramientos. Modifique la orientación o coloque persianas.

10. Los puestos de trabajo están orientados de modo que se eviten los reflejos en las superficies de trabajo y PVD's.

SI

NO

Reorganice los puestos de trabajo para que la luz incida lateralmente sobre el plano de trabajo.

INCENDIOS Y EXPLOSIONES

INTRODUCCIÓN

Los incendios y explosiones, aunque representan un porcentaje bajo del conjunto de accidentes con lesiones, generan pérdidas económicas cuantiosas.

El incendio es una reacción química de combustión que necesita tres componentes (Triángulo del Fuego) para su inicio, desarrollándose, luego, una propagación en cadena:

- Combustible (madera, gasolina, propano, magnesio, etc.).
- Comburente (normalmente el oxígeno del aire).
- Fuente de ignición (cigarrillos, instalación eléctrica, chispas, soplete, electricidad estática, reacciones exotérmicas, etc.).

Una explosión química también es una reacción de combustión, pero que ocurre a una velocidad muy rápida, con lo que se genera un desprendimiento muy grande de energía en muy poco tiempo. Normalmente, se da por generación e inflamación de gases o vapores inflamables en recintos cerrados (túneles de secado, cabinas de pintura, etc.).

Los materiales utilizados en la construcción, según su reacción ante el fuego, se clasifican en cinco clases:

M0 (no combustibles), M1, M2, M3 y M4 (inflamabilidad alta).

El comportamiento ante el fuego exigido a los elementos estructurales o delimitadores se definen respectivamente por su Estabilidad al Fuego (EF) y por su Resistencia al Fuego (RF) expresada en minutos, que representa el tiempo mínimo que un elemento estructural o de compartimentación expuesto a la llama podría soportar el calor sin perder sus características portantes ni propagar el incendio.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Mediante la aplicación de medidas de PREVENCIÓN que actúan sobre uno o más de los componentes del triángulo del fuego se evita el inicio del incendio o la explosión.

La actuación sobre el combustible se podrá hacer por:

- Sustitución o dilución del combustible para reducir su peligrosidad, siempre que pueda cumplir la misma función.

- Limpieza de derrames y restos de combustibles, almacenamiento en lugar aislado y protegido, utilización de recipientes seguros y herméticamente cerrados, realización de trasvases en condiciones de seguridad, empleo de permisos para trabajos especiales en instalaciones o equipos que han contenido productos inflamables, extracción localizada y ventilación general ante focos generadores de atmósferas peligrosas, tratamiento o recubrimiento ignífugo de elementos estructurales o decorativos para evitar la propagación, señalización adecuada de recipientes y conducciones, etc.

La actuación sobre el comburente (oxígeno del aire) a través de la inertización sólo se puede hacer en casos determinados. Por ejemplo: la soldadura de un recipiente o conducción que haya contenido un líquido inflamable, mediante una inertización con nitrógeno o un llenado con agua.

La actuación sobre los focos de ignición se puede conseguir mediante la prohibición de fumar, el emplazamiento externo de instalaciones generadoras de calor, la instalación eléctrica protegida y particularmente en atmósferas explosivas, el uso de herramientas antichispa, el control automático de la temperatura en procesos exotérmicos, etc.

La PROTECCIÓN es el conjunto de acciones destinadas a complementar la acción preventiva para limitar la propagación y reducir las consecuencias en caso de iniciarse el incendio.

La protección pasiva se debe prever en la fase de proyecto y está destinada a evitar el desplome del edificio y/o a aislar un posible incendio en un sector de incendio controlado. Dentro de esta protección se contempla la compartimentación en sectores de incendio, por ejemplo, las escaleras y vías de evacuación, los muros y puertas cortafuego, los cubetos para contener derrames de líquidos inflamables, etc.

La detección y alarma tienen por objetivo descubrir lo antes posible la existencia de un incendio y avisar para iniciar su extinción y la evacuación del personal en caso necesario. La detección automática se puede realizar mediante detectores distribuidos convenientemente en las dependencias que se han de proteger, en función del tipo de fuego previsible y que se conectan a una central de control situada en un servicio de vigilancia continuada. Mediante un sistema de alarma, preferiblemente por megafonía, se dan las señales de actuación al personal, fundamentalmente, para evacuar el edificio o centro de trabajo.

También se recomienda la instalación de pulsadores manuales para ser accionados por la persona que descubra un incendio. La detección automática es necesaria en locales o en áreas de especial peligrosidad en donde no esté garantizada la presencia humana continuada o en locales de pública concurrencia. La evacuación es una forma de protección para las personas y consiste en desalojar un local o edificio en que se ha declarado un incendio u otro tipo de emergencia. Debe estar prevista en un Plan de Emergencia, divulgado a los trabajadores, realizándose simulacros de forma periódica. El objetivo fundamental del Plan de Emergencia es optimizar los medios de extinción disponibles y garantizar comportamientos seguros del personal.

Las vías de evacuación y las puertas de salida deben ser amplias, estar señalizadas y libres de obstáculos.

La extinción es el conjunto de operaciones encaminadas a apagar un incendio mediante la utilización de unas instalaciones y equipos de extinción, entre las que se incluyen los extintores portátiles, las bocas de incendio equipadas, los hidrantes, los equipos de espuma, etc.

Los extintores de incendios, que estarán ubicados en lugares accesibles y bien señalizados, deberían poder ser utilizados por cualquier persona del centro de trabajo que deba actuar en una primera intervención para apagar el conato de incendio.

El agua es ideal para la extinción de sólidos con brasa, el polvo BC (convencional) es idóneo para líquidos y gases, y el polvo polivalente (ABC) también lo es para sólidos. El anhídrido carbónico es ideal para fuegos de tipo eléctrico, en especial en ambientes interiores.

Un aspecto complementario a la evacuación y extinción es la señalización e iluminación normal y de emergencia para que estas operaciones se puedan hacer en condiciones adecuadas y en el menor tiempo posible.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-100-STPS-1994, seguridad-extintores contra incendio a base de polvo químico seco con presión contenida. Especificaciones.

NOM-101-STPS-1994, seguridad- extintores contra incendio a base de espuma química.

NOM-102-STPS-1994, seguridad- extintores contra incendio a base de dióxido de carbono-parte 1: recipientes.

NOM-103-STPS-1994, seguridad-extintores contra incendio a base de agua con presión contenida. Especificaciones.

NOM-104-STPS-2001, agentes extinguidores-polvo químico seco tipo ABC a base de fosfato mono amónico.

NOM-106-STPS-1994, seguridad- agentes extinguidores-polvo químico seco tipo BC, a base de carbonato de sodio.

14. Los centros de trabajo con riesgo de incendio disponen al menos de dos salidas al exterior de anchura suficiente.

SI

NO

Las vías de evacuación y salidas serán conocidas y estarán libres de obstáculos y señalizadas. Anchura mínima 0,80 m.

15. Existen cuando se precisa rótulos de señalización y alumbrado de emergencia para facilitar el acceso al exterior.

SI

NO

La iluminación de emergencia estará garantizada. Utilizar señalización normalizada.

16. La empresa tiene un Plan de Emergencia contra Incendios y de Evacuación.

SI

NO

Elaborar un plan de emergencia y evacuación. Formar al personal y realizar simulacros periódicos.

17. Se utilizan permisos de trabajo en operaciones ocasionales con riesgo de incendio.

SI

NO

Implementar un sistema de autorizaciones escritas para asegurar un control de las operaciones peligrosas.

18. Se mantienen los accesos a los bomberos libres de obstáculos de forma permanente.

SI

NO

Cualquier edificio debe disponer de un espacio exterior, para facilitar el acceso de los vehículos del Servicio de Extinción de Incendios.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Cuatro o más deficientes.	2, 5, 6, 7, 8, 15, 17.	1, 3, 4, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 16, 18.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

CONDICIONES DE SEGURIDAD

INCENDIOS Y EXPLOSIONES

Personas afectadas Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión Cumplimentado por

1. Se conocen las cantidades de materias y productos inflamables presentes actualmente en la empresa.

SI

NO

Minimizar las cantidades en los lugares de trabajo. La Norma Básica establece cómo clasificar el nivel de riesgo intrínseco.

2. El almacenamiento de materias y productos inflamables se realiza en armarios o en locales protegidos.

SI

NO

Prever áreas de almacenamiento aisladas, ventiladas y con medios de extinción.

3. Los residuos combustibles (retales, trapos de limpieza, virutas, serrín, etc.) se limpian periódicamente y se depositan en lugares seguros.

SI

NO

Clasificar los residuos en contenedores cerrados. Eliminarlos diariamente.

4. Están identificados los posibles focos de ignición.

SI

NO

Los focos de ignición de cualquier tipo (mecánicos, térmicos, eléctricos, químicos) deben estar totalmente controlados.

5. Las operaciones de trasvase y manipulación de líquidos inflamables se realizan en condiciones de seguridad.

SI

NO

Trasvasar en lugares específicos y con los medios necesarios. Usar equipos de bombeo protegidos y controlar posibles derrames.

6. Las tareas de encolado o limpieza con disolventes se realizan de forma segura.

SI

NO

La limpieza o encolado se realizará con productos no inflamables, y bajo métodos seguros en ambientes bien ventilados.

7. Está prohibido fumar en zonas donde se almacenan o manejan productos combustibles e inflamables.

SI

NO

Deben dictarse normas escritas de prohibición y señalizarlo en las áreas afectadas.

8. Las materias y productos inflamables están separados de equipos con llama o al rojo vivo (estufas, hornos, calderas, etc.).

SI

NO

Alejar y separar las materias peligrosas de tales focos caloríficos.

9. Está garantizado que un incendio producido en cualquier zona del local no se propagará libremente al resto de la planta o edificio.

SI

NO

Los elementos estructurales o delimitadores de las áreas de riesgo deben garantizar una RF preferiblemente superior a 120 minutos.

10. Un incendio producido en cualquier zona del local se detectaría con prontitud a cualquier hora y se transmitiría a los equipos de intervención.

SI

NO

Debe garantizarse una detección rápida y su transmisión eficaz, sea a través de medios humanos o técnicos.

11. Existen extintores en número suficiente, distribución correcta y de la eficacia requerida.

SI

NO

Vigilar que los extintores, además de ser adecuados, estén en correcto estado y revisados periódicamente, según normativa.

12. Existen BIE's (Bocas de Incendio Equipadas) en número y distribución suficientes para garantizar la cobertura de toda el área del local.

SI

NO

Vigilar que estén en condiciones de uso y se realice periódicamente su despliegado y verificación de su correcto estado.

13. Hay trabajadores formados y adiestrados en el manejo de los medios de lucha contra incendios.

SI

NO

Deben seleccionarse, formarse y adiestrarse trabajadores, a fin de optimizar la eficacia de los medios de extinción.

INSTALACION ELECTRICA

INTRODUCCIÓN

En nuestra sociedad, la electricidad es la forma energética más utilizada; esto, unido al hecho de que no es perceptible por la vista ni por el oído, hace que sea una fuente importante de accidentes, causando lesiones de gravedad variable, desde un leve cosquilleo inocuo hasta la muerte por paro cardíaco, asfixia o grandes quemaduras. Aproximadamente, el 8% de los accidentes de trabajo mortales son de origen eléctrico.

El riesgo eléctrico referido a personas supone la posibilidad de circulación de una corriente por el cuerpo humano; siendo para esto necesario que concurren simultáneamente los siguientes fenómenos:

- Que exista un circuito eléctrico cerrado.
- Que el cuerpo humano pertenezca a éste.
- Que en el circuito eléctrico exista una diferencia de potencial o tensión.

La gravedad de las lesiones aumenta con la intensidad de la corriente y con la duración del contacto eléctrico. La intensidad de la corriente (I) que circula por el cuerpo humano es mayor cuando aumenta la tensión (U) a la que está sometida el accidentado y menor cuando aumenta la resistencia (R) de paso por el cuerpo, según se deriva de la ley de Ohm $I = U/R$.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

Los contactos eléctricos pueden ser de dos tipos:

- Contactos eléctricos directos: Aquellos en los que la persona entra en contacto con una parte activa de la instalación, que en condiciones normales puede tener tensión (conductores, bobinados, etc.).
- Contactos eléctricos indirectos: Aquellos en los que la persona entra en contacto con algún elemento que no forma parte del circuito eléctrico y que, en condiciones normales no debería tener tensión, pero que la ha adquirido accidentalmente (envolvente, órganos de mando, etc.).

Todo equipo o instalación eléctrica debe estar dotado de un sistema de protección contra contactos eléctricos directos y de otro para contactos eléctricos indirectos. Existen tres sistemas de protección contra contactos eléctricos directos.

SISTEMAS DE PROTECCIÓN CONTRA CONTACTOS ELÉCTRICOS DIRECTOS		
Alejamiento de las partes activas de la instalación a una distancia tal que sea imposible un contacto fortuito con las manos o por la manipulación de objetos conductores.	Interposición de obstáculos que impidan todo contacto accidental con las partes activas de la instalación. Empleo de Índices de Protección IP ABC. La primera cifra (A) indica el grado de protección contra la penetración de sólidos, la segunda (B) es el grado de protección contra la penetración de líquidos y la tercera (C) indica la protección contra daños mecánicos.	Recubrimiento de las partes activas por medio de un aislamiento apropiado, capaz de conservar sus propiedades con el tiempo.

Figura 1.

Los sistemas de protección contra contactos eléctricos indirectos estaban clasificados por NOM-001-STPS-2008 Mientras los primeros están basados en impedir la aparición de defectos o hacer que el contacto resulte inocuo (usando tensiones no peligrosas), los segundos están basados en la limitación de la duración del contacto mediante dispositivos automáticos de corte (diferenciales, etc.). En general, se debe adoptar un sistema de protección de clase B, siendo los de clase A apropiados para ciertos equipos, materiales o partes de una instalación, pero no como sistema de protección general.

SISTEMAS DE PROTECCIÓN CONTRA CONTACTOS ELÉCTRICOS INDIRECTOS	
CLASE A	CLASE B
<p>1. Separación de circuitos, mediante un transformador.</p> <p>2. Empleo de pequeñas tensiones de seguridad, mediante un transformador de seguridad, 50 V en emplazamientos secos y 24 V en emplazamientos mojados.</p> <p>3. Separación entre las partes activas y las masas accesibles por medio de aislamientos de protección.</p> <p>4. Inaccesibilidad simultánea de elementos de protección.</p> <p>5. Recubrimiento de las masas con aislamientos de protección.</p> <p>6. Conexiones equipotenciales</p>	<p>1. Puesta a tierra de las masas y dispositivos de corte por intensidad de defecto. Diferenciales. (Esquema TT). La aparición de un primer defecto de aislamiento provoca una tensión e intensidad de defecto de duración limitada, ya que se produce el disparo del dispositivo automático de corte. La sensibilidad del diferencial que se ha de instalar está en función del valor de la resistencia de tierra. Es el sistema más generalizado.</p> <p>2. Neutro aislado de tierra y dispositivos de corte automático. (Esquema IT). La aparición de un primer defecto de aislamiento provoca una corriente de defecto pequeña que no es capaz de generar tensiones de defecto peligrosas. Si el primer defecto no ha sido subsanado y aparece simultáneamente un segundo defecto, se produce un cortocircuito que provoca la intervención de los dispositivos de corte y la desconexión automática. Es preceptiva la conexión equipotencial del conductor de protección a todas las masas metálicas importantes, estructuras, tuberías, etc. Este sistema es apropiado para proteger cualquier instalación, siempre que se disponga de transformador propio y tiene la ventaja de que no detiene el proceso al primer defecto.</p> <p>3. Puesta a neutro de las masas y dispositivos de corte por intensidad de defecto. (Esquema TN). Los defectos de aislamiento se transforman en cortocircuitos entre fase y neutro, provocando el funcionamiento rápido de los dispositivos de corte. Es preceptiva la conexión equipotencial del conductor de protección a todas las masas metálicas importantes, estructuras, tuberías, etc. Es un sistema adecuado para proteger cualquier instalación, siempre que se disponga de transformador propio y no importe excesivamente que dispare al primer defecto.</p>

Figura 2.

Los trabajos en instalaciones eléctricas deberán ajustarse a lo establecido en la reglamentación vigente.

El personal habilitado para la realización de estos trabajos deberá estar suficientemente informado y formado en los riesgos existentes, así como en las medidas de seguridad necesarias, procedimientos de trabajo específicos, equipos de protección y herramientas normalizadas.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-001-STPS-2008, edificios, locales, instalaciones y áreas en los centros de trabajo-condiciones de seguridad.

NOM-022-STPS-2008 electricidad estática en los centros de trabajo-condiciones de seguridad.

NOM-029-STPS-2005 mantenimiento de instalaciones eléctricas en los centros de trabajo-condiciones de seguridad.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
2, 10, 11, o más de seis deficientes.	1, 3, 4, 5, 6, 7, 13, 15, 17, 18, 21, 22, 23, 24.	14, 19.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

Area for recording corrective actions.

<p>13. Los equipos eléctricos, receptores fijos y tomas de corriente están protegidos contra "proyecciones de agua" (IP x 4).</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Sustituirlos o instalarlos en local no mojado.</p>
<p>14. Las canalizaciones son estancas.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Sustituir las.</p>
<p>15. Las lámparas portátiles y otros receptores móviles utilizan protección por "pequeñas tensiones de seguridad" o "separación de circuitos".</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Instalar uno de los dos sistemas.</p>
<p>16. El local presenta riesgo de incendio y explosión al existir sustancias susceptibles de inflamarse o explosionar.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Pasar a la cuestión 20.</p>
<p>17. La instalación eléctrica dispone del dictamen favorable de la entidad competente y Boletín de Reconocimiento de las revisiones anuales de instalador.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Cumplir estrictamente lo reglamentado.</p>
<p>18. La instalación o los receptores se ajustan a lo indicado en el Reglamento Electrotécnico de Baja Tensión.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Sustituir por las protecciones correctas normalizadas.</p>
<p>19. Es adecuado el mantenimiento (cajas cerradas, sin roturas, todos los tornillos puestos, canalizaciones bien montadas, etc.)</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Establecer un programa de mantenimiento preventivo estricto.</p>
<p>20. Se trata de una obra de construcción.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Pasar a otro cuestionario.</p>
<p>21. Las canalizaciones fijas por el suelo disponen de protección mecánica.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Dotar de la suficiente protección mecánica.</p>
<p>22. Las tomas de corriente, clavijas, etc. disponen de una protección adecuada para las condiciones de utilización.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Cambiarlos por otros adecuados (Ej.: Intemperie y mojado IPx4)</p>
<p>23. Las lámparas portátiles son de doble aislamiento y protección contra agua o se usa transformador de seguridad o separación de circuitos.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Instalar uno de los 3 sistemas.</p>
<p>24. Todas las máquinas portátiles están alimentadas por transformadores de seguridad o tienen doble aislamiento.</p>	<p>SI</p>	<p>NO</p>	<p>Dotarlas de uno de los dos sistemas.</p>

CONDICIONES DE SEGURIDAD

INSTALACIÓN ELÉCTRICA

Personas afectadas

Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. En los trabajos en instalaciones eléctricas se verifica el cumplimiento de las "5 reglas de oro" (Art. 62 y 67 de la OGSHT).

SI

NO

Es obligatorio su cumplimiento excepto si se realizan por personal especializado ajeno a la empresa.

2. El personal que realiza trabajos en alta tensión está cualificado y autorizado para su realización.

SI

NO

Contratar personal especializado y ajeno a la empresa o establecer un plan de formación y cualificación para el personal propio.

3. En trabajos en proximidad de líneas eléctricas de alta tensión se adoptan medidas antes del trabajo para evitar el posible contacto accidental.

SI

NO

Señalizar y delimitar de la zona peligrosa. Si subsiste el peligro cumplir las normas de trabajos en alta tensión.

4. Los cuadros eléctricos y los receptores confieren un grado de protección igual o superior a IP 2x (no pueden tocarse con los dedos partes en tensión).

SI

NO

Aislar o resguardar las partes bajo tensión.

5. Las clavijas y bases de enchufes son correctas y sus partes en tensión son inaccesibles cuando la clavija está parcial o totalmente introducida.

SI

NO

Sustituirlas por otras normalizadas.

6. Los conductores eléctricos mantienen su aislamiento en todo el recorrido y los empalmes y conexiones se realizan de manera adecuada.

SI

NO

Eliminar empalmes y clavijas inadecuadas. Usar conductores de doble aislamiento, regletas, cajas o dispositivos equivalentes.

7. Los trabajos de mantenimiento se realizan por personal formado y con experiencia y se dispone de los elementos de protección exigibles.

SI

NO

Realizarlos con personal especializado ajeno a la empresa o establecer un plan de formación y calificación para personal propio.

8. Se carece de puesta a neutro de las masas (TN) y dispositivos de corte por intensidad de defecto (magnetotérmicos, interruptores diferenciales).

SI

NO

Pasar a la cuestión 11.

9. Se carece del sistema de neutro aislado (IT) y dispositivos de corte automático (fusibles o magneto-térmicos, interruptor diferencial).

SI

NO

Pasar a la cuestión 11.

10. La instalación general dispone de puesta a tierra (TT) revisado anualmente e interruptores diferenciales dispuestos por sectores.

SI

NO

Revisar la instalación por un especialista y adaptarla al Reglamento Electrotécnico de Baja Tensión.

11. Los receptores que no dispongan de alguno de los tres sistemas anteriores, disponen de doble aislamiento, separación de circuitos o uso de tensiones de seguridad.

SI

NO

Adoptar uno de los mencionados sistemas de protección.

12. El emplazamiento está mojado (impregnado de humedad, duchas, cámaras frigoríficas, lavanderías, e instalaciones a la intemperie).

SI

NO

Pasar a la cuestión 15.

MAQUINAS

INTRODUCCIÓN

Las máquinas tienen una elevada incidencia en los accidentes de trabajo con baja ocurridos en los centros de trabajo de los distintos sectores de actividad en el ámbito nacional. Éstos representan aproximadamente un 14% del total de accidentes, un 17% de los graves y un 6% de los mortales.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

En lo concerniente al control del riesgo en máquinas, el empresario debe exigir y comprobar que las máquinas que adquiere son “intrínsecamente seguras” (su adecuación a las exigencias legales se constata por el marcado CE) y que en el Manual de Instrucciones, que obligatoriamente acompaña a la máquina, se le informa para que pueda efectuar sin riesgo todas y cada una de las operaciones usuales u ocasionales que en la máquina se deben realizar: reglaje, utilización, limpieza, mantenimiento etc.

Así mismo adecuará, cuando sea necesario, las máquinas ya instaladas y en uso en sus talleres; redactando, en su caso, las normas de trabajo que permitan incrementar u optimizar las medidas de seguridad que se han de tomar en las distintas operaciones.

En el cuadro 1 se resume el procedimiento para seleccionar los sistemas de protección frente a los riesgos mecánicos (atrapamientos, cortes, proyecciones, etc.) Para el conocimiento y valoración de otros riesgos en máquinas deberían aplicarse otros cuestionarios sobre riesgos específicos: riesgo eléctrico, ruido, radiaciones, etc. Así mismo, asegurar unas condiciones seguras de trabajo con las máquinas requiere no sólo velar para que ellas lo sean, sino que también es fundamental que su entorno sea correcto, que los trabajadores estén adiestrados y, finalmente, que la organización de todo trabajo conjugue una adecuada interrelación hombre-máquina.

NORMATIVA BÁSICA

Normativa que afecta al fabricante de máquinas:

Normativa que afecta al usuario de máquinas:

Es obligación del empresario que sus máquinas en uso se ajusten a los requisitos de la normativa vigente y es, a su vez, derecho y deber de los trabajadores exigir el cumplimiento de tales requisitos.

VENTILACIÓN Y CLIMATIZACIÓN

INTRODUCCIÓN

La renovación del aire en cualquier local es necesaria para reponer el oxígeno y evacuar los subproductos generados por la actividad humana o por el proceso productivo, tales como el anhídrido carbónico, el exceso de vapor de agua, los olores desagradables u otros agentes contaminantes.

El término “ventilación” es sinónimo de renovación del aire, es decir, del cambio de aire viciado o contaminado por aire limpio que procede generalmente del exterior. Para medir o especificar la ventilación de un recinto hay que indicar el volumen de aire que se renueva por unidad de tiempo en m³/s, m³/h o l/s. Lo más común es referir el volumen de aire de renovación por ocupante y unidad de tiempo (cociente entre el caudal de aire exterior y el número de ocupantes del local) o por unidad de superficie y unidad de tiempo (cociente entre el caudal de aire exterior y los metros cuadrados de superficie del local).

La ventilación de un local puede ser natural o forzada. Se habla de ventilación natural cuando no hay aporte de energía artificial para lograr la renovación del aire. Comúnmente, la ventilación natural se consigue dejando aberturas en el local (puertas, ventanas, lucernarios, etc.), que comunican con el ambiente exterior. La ventilación forzada utiliza ventiladores para conseguir la renovación.

En el caso de la ventilación natural, las diferencias de temperatura entre el exterior y el interior y los efectos del viento son el origen de las fuerzas que ocasionan el movimiento del aire necesario para lograr la ventilación.

En general, la ventilación natural es suficiente cuando en el local no hay más focos de contaminación que las personas que lo ocupan. Su principal inconveniente es la dificultad de regulación, ya que la tasa de renovación en cada momento depende de las condiciones climatológicas y de la superficie de las aberturas de comunicación con el exterior.

La ventilación forzada elimina este problema ya que la tasa de ventilación es, en este caso, perfectamente ajustable y controlable. Otra ventaja de la ventilación forzada frente a la natural es que puede ser aplicada en sótanos o locales interiores de edificios que no tienen comunicación directa con el exterior. Aunque en principio la ventilación también es una técnica aplicable para reducir en el ambiente la presencia de agentes químicos generados por el proceso productivo, en la práctica, sólo debe considerarse adecuada cuando los contaminantes son de baja toxicidad, su generación ocurre en muchos puntos del local y se encuentran en pequeñas concentraciones.

Existen normas y recomendaciones técnicas que indican valores de tasas de ventilación en función del uso del local o de su ocupación. Generalmente, dichos valores están pensados para mantener la calidad del aire de los locales y evitar el ambiente viciado y los olores desagradables. El Reglamento de Lugares de Trabajo establece que la renovación mínima del aire en los locales de trabajo será de 30 metros cúbicos de aire limpio por hora y trabajador, en el caso de trabajos sedentarios en ambientes no calurosos ni contaminados por humo de tabaco, y de

50 metros cúbicos por hora y trabajador en los demás casos a fin de evitar el aire viciado y los olores desagradables.

Por otra parte, el Reglamento de Instalaciones Térmicas en Edificios contiene recomendaciones sobre las tasas de ventilación necesarias para distintos locales destinados, fundamentalmente, a usos de tipo no industrial, por ejemplo: restaurantes, aulas, oficinas, hospitales, gimnasios. Es preciso tener presente que se deben cumplir ambos reglamentos, y que las tasas de ventilación exigidas son valores mínimos, por lo que dichos valores no aseguran la ausencia de contaminación en cualquier circunstancia. Ante la necesidad de controlar la presencia de agentes químicos procedentes de un proceso productivo, se deberá valorar la idoneidad de la ventilación general como técnica de prevención y, en su caso, proceder al cálculo del caudal de aire necesario para reducir la concentración del agente químico hasta niveles aceptables.

EXTRACCIÓN LOCALIZADA

La extracción localizada es un caso particular de ventilación, cuyo objeto es captar los humos, polvo, vapores, etc. lo más cerca posible de su punto de generación, evitando su dispersión en el ambiente. La NOM-001-STPS-2008 cita la ventilación como una medida específica de prevención y protección contra los riesgos derivados de la exposición a agentes químicos. Dadas las limitaciones de la ventilación general anteriormente comentadas, la extracción localizada es la técnica de ventilación recomendable para el control de la contaminación por agentes químicos en los puestos de trabajo.

Los sistemas de extracción localizada constan de cuatro elementos principales: la campana por la que son efectivamente captados los contaminantes, el conducto, el depurador y el ventilador (extractor) que proporciona la energía para la circulación del aire.

La eficacia de un sistema de extracción localizada consiste en su capacidad para producir una corriente de aire suficientemente elevada en los puntos de generación del contaminante. Esto se consigue con el diseño, distancia y adaptación de la campana al foco de generación, así como eligiendo el ventilador adecuado. Como toda instalación, un sistema de extracción localizada necesita un mantenimiento, que debe incluir la revisión periódica de las campanas, la comprobación del caudal de extracción y la limpieza de los conductos y filtros.

CLIMATIZACIÓN

La climatización consiste en tratar el aire de un local para conseguir unas condiciones de temperatura y humedad adecuadas y confortables con independencia de las condiciones climatológicas exteriores.

La climatización puede formar parte del sistema de ventilación o ser independiente del mismo. En cualquier caso, se deben asegurar siempre los caudales de ventilación (natural o forzada) necesarios en función de la ocupación de los locales. Un problema asociado a los sistemas de ventilación y climatización deriva de la falta o inadecuación de programas de mantenimiento preventivo de las instalaciones. La falta de limpieza tanto del aire como de las instalaciones, unida a

la presencia de agua (humidificadores, unidades de refrigeración), proporcionan el sustrato idóneo para el desarrollo de microorganismos que pueden ser distribuidos a los locales con el flujo de aire.

La entrada de los microorganismos en el circuito se puede producir directamente en el caso de los humidificadores o a través de las rejillas de aspiración de aire exterior si están situadas junto a las torres de refrigeración. La limpieza y desinfección periódica de los circuitos de agua es necesaria para evitar este riesgo, aunque hay que hacerla siguiendo pautas bien definidas, ya que un mal uso y/o aplicación de las sustancias biocidas puede acabar afectando a los ocupantes del edificio.

NORMATIVA BÁSICA

NORMA Oficial Mexicana NOM-001-STPS-2008, Edificios, locales, instalaciones y áreas en los centros de trabajo-Condiciónes de seguridad.

NORMA Oficial Mexicana NOM-002-STPS-2000, Condiciónes de seguridad, prevención, protección y combate de incendios en los centros de trabajo.

NORMA Oficial Mexicana NOM-015-STPS-2001, Condiciónes térmicas elevadas o abatidas-Condiciónes de seguridad e higiene.

NORMA Oficial Mexicana NOM-017-STPS-2008, Equipo de protección personal-Selección, uso y manejo en los centros de trabajo.

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

VENTILACIÓN Y CLIMATIZACIÓN

Personas afectadas

Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. Se utilizan sustancias químicas tóxicas o nocivas, o existen focos de generación de contaminantes (polvo, humo, nieblas, gases o vapores).

SI

NO

Pase a la cuestión 12.

2. Se han instalado extracciones localizadas en las zonas o puntos donde se puede producir la generación y dispersión de contaminantes ambientales.

SI

NO

Es necesario instalar extracciones localizadas en los puntos de generación de contaminantes.

3. Estas extracciones disponen de campanas de captación de forma y tamaño adecuados a las características de los focos de generación.

SI

NO

Las campanas deben encerrar todo lo posible el foco de generación, o bien encontrarse muy cerca del mismo.

4. Se han adoptado precauciones para evitar corrientes de aire transversales que puedan afectar a los sistemas de extracción localizada.

SI

NO

Las corrientes de aire transversales que puedan afectar al funcionamiento de los sistemas de extracción localizada deben evitarse.

5. Se comprueba periódicamente el funcionamiento de los sistemas de extracción localizada.

SI

NO

Comprobar periódicamente el caudal, la velocidad del aire en las campanas y la presión estática en la garganta de las campanas. Como mínimo, visualizar el flujo de aire mediante tubos de humo.

6. El caudal del sistema de extracción localizada es suficiente para capturar los contaminantes.

SI

NO

El ventilador debe suministrar un caudal suficiente para conseguir la captura de los contaminantes venciendo las pérdidas de carga.

7. Se lleva a cabo una limpieza y un mantenimiento periódicos de los elementos de la instalación de extracción localizada.

SI

NO

Es necesario el mantenimiento y limpieza de todos los componentes (campanas, conductos, depurador y ventilador).

8. Se comprueba por inspección visual la integridad física de los elementos del sistema.

SI

NO

No deben existir grietas, roturas, abolladuras, tubos desconectados, bridas sueltas, etc.

9. Se miden periódicamente las emisiones atmosféricas de los sistemas de extracción localizada para verificar el cumplimiento de lo legislado.

SI

NO

Es preciso comprobar que las emisiones atmosféricas respeten las limitaciones impuestas por la reglamentación.

10. Los sistemas de extracción tiene depuradores o filtros.

SI

NO

Pase a la cuestión 12

11. Se realiza una adecuada gestión de los residuos recogidos y/o generados en la limpieza y mantenimiento de los elementos de depuración.

SI

NO

La legislación sobre residuos requiere la caracterización previa de los residuos para proceder a su tratamiento y eliminación.

12. Se dispone de un sistema de ventilación general (natural o forzada) de los locales de trabajo.

SI

NO

Independientemente de la actividad laboral que se realice o de la existencia de elementos de extracción localizada, los locales de trabajo deben disponer de ventilación.

13. En todos los locales hay suministro de aire limpio y extracción de aire viciado.

SI

NO

Para que el sistema de ventilación funcione correctamente estos dos aspectos deben asegurarse en todos y cada uno de los locales en los que se haya compartimentado el lugar de trabajo.

14. Se ha comprobado, mediante medición, que el sistema proporciona los caudales de aire exterior mínimos exigidos.

SI

NO

Ver Anexo sobre lugares de trabajo en el Reglamento de instalaciones térmicas en edificios.

15. Es posible regular el sistema de modo que en todo momento (para toda actividad y/o nivel de ocupación) proporcione la ventilación necesaria.

SI

NO

El uso de la ventilación general para reducir la presencia de agentes contaminantes en el ambiente requiere cálculos específicos.

16. El número de elementos para el suministro y extracción de aire, así como su distribución, permiten asegurar la eficacia del sistema de ventilación.

SI

NO

La carencia de alguno de estos elementos o un número insuficiente y/o una inadecuada distribución puede favorecer la creación de zonas mal ventiladas.

17. Las tomas de aire exterior se encuentran suficientemente alejadas de los puntos de descarga del aire contaminado.

SI

NO

La situación de la entrada de aire exterior debe estar alejada de los puntos de descarga para evitar el reintroducción de los contaminantes al local.

18. Se dispone de sistemas (independientes o integrados en el sistema de ventilación) para la climatización de los locales.

SI

NO

El reglamento establece los intervalos de temperatura, humedad relativa y velocidad de aire, que permiten evitar los riesgos para la seguridad y salud de las personas.

19. El programa de mantenimiento de la instalación incluye las operaciones de limpieza del equipo y sustitución de filtros.

SI

NO

La limpieza de los equipos es fundamental, puesto que contribuye a evitar la formación de focos de contaminación y su dispersión.

20. Se realiza, si existen, el mantenimiento preventivo de instalaciones tales como los humidificadores o las torres de refrigeración.

SI

NO

El mantenimiento preventivo (limpieza y desinfección) de estos equipos es fundamental para evitar la formación de focos de contaminación microbiológica.

CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Más de tres deficientes	2, 3, 6, 11, 12.	4, 5, 7, 8, 9, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS

VIBRACIONES

INTRODUCCIÓN

La exposición a vibraciones se produce cuando se transmite a alguna parte del cuerpo el movimiento oscilante de una estructura, ya sea el suelo, una empuñadura o un asiento.

Dependiendo de la frecuencia del movimiento oscilatorio y de su intensidad, la vibración puede causar sensaciones muy diversas que van desde el simple discomfort hasta alteraciones graves de la salud, pasando por la interferencia con la ejecución de ciertas tareas como la lectura, la pérdida de precisión al ejecutar movimientos o la pérdida de rendimiento debido a la fatiga.

El mayor efecto que se observa en algunos órganos o sistemas del cuerpo humano cuando están expuestos a vibraciones de determinadas frecuencias está relacionado con la frecuencia de resonancia de esos órganos, lo que potencia el efecto de la vibración. Los efectos más significativos que las vibraciones producen en el cuerpo humano son de tipo vascular, osteomuscular y neurológico. Las enfermedades osteomusculares y angineuróticas provocadas por vibraciones están incluidas en el cuadro de enfermedades profesionales en el sistema de la Seguridad Social.

Según el modo de contacto entre el objeto vibrante y el cuerpo, la exposición a vibraciones se divide en dos grandes grupos: vibraciones mano-brazo y vibraciones globales de todo el cuerpo.

Vibraciones mano-brazo

Generalmente resultan del contacto de los dedos o la mano con algún elemento vibrante (por ejemplo, con una empuñadura de herramienta portátil, un objeto que se mantenga contra una superficie móvil o un mando de una máquina). Los efectos adversos se manifiestan normalmente en la zona de contacto con la fuente de vibración, pero también puede existir una transmisión importante al resto del cuerpo.

El efecto más frecuente y más estudiado es el Síndrome de Reynaud, de origen profesional, o Dedo blanco inducido por vibraciones, que tiene su origen en alteraciones vasculares.

Vibraciones globales

La transmisión de vibraciones al cuerpo y sus efectos sobre el mismo son muy dependientes de la postura y no todos los individuos presentan la misma sensibilidad, por tanto, la exposición a vibraciones puede no tener las mismas consecuencias en todas las situaciones.

Entre los efectos que se atribuyen a las vibraciones globales se encuentran, frecuentemente, los asociados a traumatismos en la columna vertebral, aunque normalmente las vibraciones no son el único agente causal.

También se atribuyen a las vibraciones efectos tales como dolores abdominales y digestivos, problemas de equilibrio, dolores de cabeza, trastornos visuales, falta de sueño y síntomas similares. Sin embargo, no ha sido posible realizar estudios controlados para todas las posibles causas de tales signos que permitan determinar con exactitud en qué medida son consecuencia de una exposición a vibraciones globales.

CRITERIOS PREVENTIVOS BÁSICOS

La medida de la vibración transmitida al cuerpo se lleva a cabo mediante vibrómetros cuyo diseño tiene en cuenta el punto de contacto entre el elemento vibrante y el cuerpo (empuñadura, asiento o piso). La valoración se suele hacer basándose en lo dispuesto en las normas ISO y UNE que se citan en las que se diferencia entre la vibración mano -brazo y las vibraciones globales.

Para prevenir los efectos de las vibraciones en el cuerpo humano se puede actuar mediante medidas de tipo administrativo y técnico.

Las acciones de tipo administrativo tienen como objetivo común la disminución del tiempo diario de exposición a las vibraciones; dentro de este grupo se incluyen acciones tales como la organización del trabajo, el establecimiento de pausas en el trabajo, la rotación de puestos o la modificación de las secuencias de montaje.

Las acciones técnicas tienen como objetivo la disminución de la intensidad de vibración que se transmite al cuerpo humano, bien sea disminuyendo la vibración en su origen, evitando su transmisión hasta el cuerpo bien utilizando equipos de protección personal.

Reducción de la vibración en la fuente

Normalmente, es el fabricante de las herramientas o el instalador de un equipo el responsable de conseguir que la intensidad de la vibración sea tolerable, también es importante un diseño ergonómico de los asientos y empuñaduras. En algunas circunstancias, es posible modificar una máquina para reducir su nivel de vibración, cambiando la posición de las masas móviles, modificando los puntos de anclaje o las uniones entre los elementos móviles.

Aislamiento de vibraciones

El uso de aislantes de vibración, tales como muelles o elementos elásticos en los apoyos de las máquinas, masas de inercia, plataformas aisladas del suelo, manguitos absorbentes de vibración en las empuñaduras de las herramientas, asientos montados sobre soportes elásticos, etc. son acciones que, aunque no disminuyen la vibración original, impiden que pueda transmitirse al cuerpo, con lo que se evita el riesgo de daños a la salud.

Equipos de protección individual

Si no es posible reducir la vibración transmitida al cuerpo, o como medida de precaución suplementaria, se debe recurrir al uso de equipos de protección individual (guantes, cinturones, botas) que aíslen la transmisión de vibraciones. Al seleccionar estos equipos, hay que tener en cuenta su eficacia frente al riesgo, educar a los trabajadores en su forma correcta de uso y establecer un programa de mantenimiento y sustitución.

Otras medidas de prevención

Es conveniente la realización de un reconocimiento médico específico anual para conocer el estado de afectación de las personas expuestas a vibraciones y así poder actuar en los casos de mayor susceptibilidad.

Así mismo, debe informarse a los trabajadores de los niveles de vibración a que están expuestos y de las medidas de protección disponibles, también es útil mostrar a los trabajadores cómo pueden optimizar su esfuerzo muscular y su postura para realizar su trabajo.

NORMATIVA BÁSICA

NOM-024-STPS-2000 vibraciones-condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo, publicado el 23 de febrero del 2001.

CONDICIONES MEDIOAMBIENTALES

VIBRACIONES

Personas afectadas

Área de trabajo Fecha Fecha próxima revisión

Cumplimentado por

1. Se dispone de máquinas o herramientas portátiles o instalaciones capaces de generar vibraciones.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input type="button" value="NO"/>	Pasar a otro cuestionario
2. Estos mecanismos tienen suficiente aislamiento o amortiguación o su diseño minimiza la transmisión de vibraciones a las personas.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="NO"/>	Deben tenerse en cuenta los requisitos de aislamiento y diseño en la adquisición e instalación del material nuevo.
3. Se limita el tiempo de exposición de las personas expuestas a vibraciones cuando éstas producen, como mínimo, molestias.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input type="button" value="NO"/>	Puede disminuirse el riesgo, la fatiga o el inconfort producido por las vibraciones, limitando el tiempo de trabajo en esas condiciones.
4. Se utilizan protecciones individuales (guantes, botas, chalecos, etc.) certificadas cuando las vibraciones producen como mínimo molestias.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="NO"/>	Su utilización puede reducir la transmisión de vibraciones.
5. Se evita la presencia prolongada en estos puestos de trabajo de personal con lesiones osteomusculares, vasculares o neurológicas.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="NO"/>	Debe conocerse esa circunstancia mediante la realización de reconocimientos médicos iniciales y periódicos.
6. Se lleva a cabo un programa de mantenimiento preventivo de máquinas, herramientas e instalaciones.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input type="button" value="NO"/>	Debe llevarse a cabo dicho mantenimiento como medida preventiva frente a las vibraciones.
7. Se han realizado mediciones de la aceleración o desplazamiento de las vibraciones transmitidas a las personas que trabajan.	<input style="background-color: #92d050;" type="button" value="SI"/>	<input type="button" value="NO"/>	Medir las variables mencionadas y compararlas con los niveles de referencia expresados en la NOM-024-STPS-2000.

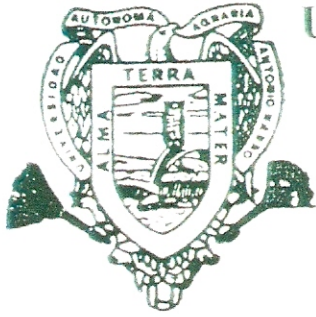
CRITERIOS DE VALORACIÓN

MUY DEFICIENTE	DEFICIENTE	MEJORABLE
Más de 2 consideradas deficientes.	2, 4, 5.	3, 6, 7.

RESULTADO DE LA VALORACIÓN

	Muy deficiente	Deficiente	Mejorable	Correcta
OBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SUBJETIVA	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

ACCIONES A TOMAR PARA CORREGIR LAS DEFICIENCIAS DETECTADAS



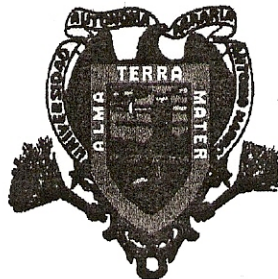
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
"ANTONIO NARRO" - U.L.

Manual de
Laboratorio para
BOTÁNICA
GENERAL



LUIS R. CASTAÑEDA VIESCA

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO
NARRO"
UNIDAD LAGUNA**



**MANUAL DE LABORATORIO PARA
BOTÁNICA GENERAL**

**PREPARADO PARA EL CURSO DE BOTÁNICA GENERAL QUE SE IMPARTE EN LAS
CARRERAS DE INGENIERÍA: AGRÍCOLA, EN HORTICULTURA, EN IRRIGACIÓN Y EN
PARASITOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"**

**POR:
M. en C. LUIS R. CASTAÑEDA VIESCA**

**PROFESOR E INVESTIGADOR TITULAR DE TIEMPO COMPLETO ADSCRITO AL
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA DE LA UNIDAD LAGUNA**

INTRODUCCIÓN

Este Manual de Laboratorio contiene una serie de ocho prácticas ideadas para el Curso de Botánica que se imparte a las Carreras de Ingeniería Agrícola, en Horticultura, en Irrigación y en Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro".

Las prácticas se refieren en primer término, al conocimiento y manejo del material y equipo de laboratorio más comúnmente empleado en el estudio de las plantas y en segundo término, al examen de ejemplares de las angiospermas, agronómica y económicamente las mas importantes.

Para cada una de las prácticas se emplea el mismo procedimiento que comprende ocho etapas: (1) Introducción, (2) objetivo, (3) revisión de literatura, (4) materiales y método, (5) resultados, (6) discusión, (7) conclusiones y (8) bibliografía.

Además de familiarizarse con el método científico, el estudiante aprenderá muchos hechos y principios de la vida vegetal, principalmente detalles de la estructura de las plantas, lo que le proporcionará una base para el posterior estudio de los procesos fisiológicos de las mismas y su relación con el resto de los seres vivos.

INSTRUCCIONES DE TRABAJO Y REPORTE DE PRÁCTICAS

Este manual se ha concebido como la forma de reportar las observaciones y experimentos del estudiante. Cada una de las prácticas se realizará durante cada sesión destinada semanalmente y el trabajo se efectuará más eficientemente si cada alumno lee, antes de la práctica, el procedimiento programado. Se trabajará por equipo, por lo que es importante que cada alumno trabaje a tiempo y en orden con sus compañeros.

La labor del profesor, como instructor, es supervisar y guiar el trabajo y en algunos casos ejecutar las demostraciones, pero no debe esperarse que dé respuesta a las preguntas planteadas. El alumno mediante comentarios adecuados y sugerencias, deberá dar respuesta a ellas.

El técnico laboratorista será la persona que le proporcionará, mediante un vale, el material que se indica en cada práctica. Para algunas de ellas, será necesario que el alumno sea quien proporcione ciertos materiales, éstos aparecen señalados con asterisco en el listado de materiales correspondiente. Sin estos materiales no será posible desarrollar la práctica.

Al inicio de cada sesión el alumno deberá presentar al maestro, para su evaluación, el punto concerniente a la Revisión de Literatura.

Los reportes de las prácticas deberán ser elaborados conforme las instrucciones de la página III de este manual. Las primeras dos le serán entregados al profesor, para su evaluación, la siguiente sesión; él los devolverá una semana después. Tome en consideración las observaciones hechas en ellos.

La comparación de resultados puede ser lícita y útil si ayuda a evitar errores, pero no se debe copiar el trabajo de otro compañero.

La limpieza del laboratorio, que es utilizado por muchas personas, es muy importante. Cada estudiante deberá compartir la responsabilidad de mantener aseada y en orden su área de trabajo, limpiando su lugar antes de abandonar el laboratorio. Hay sitios especiales para guardar sus libros y efectos personales y para depositar la basura, utilícelos.

Los reportes de prácticas deberán ser hechos en forma manuscrita o a máquina, sin utilizar el reverso de ellas. Se deberá usar un solo color de tinta y sólo los esquemas a lápiz.

La redacción no deberá ser hecha con mayúsculas, es incorrecto.

Desprenda del manual las hojas correspondientes a cada práctica y engrápelas, con el fin de que le sean evaluadas por el profesor, las primeras dos en las fechas correspondientes y del resto una le será solicitada al azar junto con su examen (ordinario y extraordinario en su caso).

Cada reporte deberá incluir las siguientes partes en este orden:

1. Nombre de la Universidad, incluyendo la Unidad y el Departamento.
2. Nombre del Laboratorio.
3. Nombre del Alumno(a), Primero el apellido paterno.
4. Grupo y Sección del Alumno.
5. Número y Título de la Práctica.
6. Introducción. Importancia del tema.
7. Objetivo(s).
8. Revisión de Literatura. Un mínimo de dos consultas.
9. Materiales y Método.
10. Resultado(s). Observaciones y mediciones.
11. Discusión. Revisión de Literatura contra Resultados.
12. Conclusión(es). Objetivo contra Resultados.
13. Bibliografía. Autor(es), año, título, edición, editorial, ciudad, país y página(s) consultada(s).
14. Lugar y fecha. Del día de la práctica.

Los primeros siete puntos irán en la primera página, el octavo punto en la segunda página y los restantes puntos en las subsecuentes páginas que sean necesarias.

La evaluación de los reportes será como sigue:

Presentación	1.0 punto	Discusión	1.5 punto
Introducción	1.0 punto	Conclusión	1.5 punto
Revisión de Liter.	1.0 punto	Bibliografía	1.0 punto
Resultados	3.0 puntos		

La presentación corresponde a la limpieza y ortografía del reporte.

Enterado:

Fecha:

Nombre y firma del alumno

ÍNDICE

TEMA	PAGINA
Introducción	I
Instrucciones de Trabajo y Reporte de Prácticas	II
Índice	IV
Práctica 1 Materiales de Laboratorio y de Campo	1
Práctica 2 Microscopios Compuesto y Estereoscópico	6
Práctica 3 La Raíz	14
Práctica 4 El Tallo	22
Práctica 5 La Hoja	33
Práctica 6 La Flor	44
Práctica 7 El Fruto	53
Práctica 8 La Semilla	60

INTRODUCCIÓN

Esta serie de doce prácticas fueron ideadas para el Curso de Botánica General que se imparte a las Carreras de Ingeniero Agrónomo, Ingeniero Agrónomo en Horticultura, Ingeniero Agrónomo en Irrigación e Ingeniero Agrónomo Parasitólogo de la Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro".

Las prácticas se refieren en primer término, al conocimiento y manejo del material y equipo de laboratorio más comúnmente empleado en el estudio de las plantas y en segundo término, al examen de ejemplares de las angiospermas, agronómica y económicamente las más importantes.

Para cada una de las prácticas se emplea el mismo procedimiento que comprende ocho etapas: (1) Introducción, (2) Objetivo, (3) Revisión de Literatura, (4) Materiales y Método, (5) Resultados, (6) Discusión, (7) Conclusiones y (8) Literatura Citada.

Además de familiarizarse con el método científico, el estudiante aprenderá muchos hechos y principios de la vida vegetal, principalmente detalles de la estructura de las plantas, lo que le proporcionará una base para el posterior estudio de los procesos fisiológicos de las mismas y su relación con el resto de los seres vivos.

INSTRUCCIONES DE TRABAJO Y REPORTE DE PRÁCTICAS

Los reportes de prácticas se han concebido como la forma de mostrar las observaciones y experimentos del estudiante. Cada una de las prácticas se realizará durante cada sesión destinada semanalmente y el trabajo se efectuará más eficientemente si cada alumno lee, antes de la práctica, el procedimiento programado. Se trabajará por equipo, por lo que es importante que cada alumno trabaje a tiempo y en orden con sus compañeros.

La labor del maestro, como instructor, es supervisar y guiar el trabajo y en algunos casos ejecutar las demostraciones, pero no debe esperarse que dé respuesta a las preguntas planteadas. El alumno mediante comentarios adecuados y sugerencias, deberá dar respuesta a ellas.

El técnico laboratorista será la persona que le proporcionará, mediante un vale, el material que se indica en cada práctica. Para algunas de ellas, será necesario que el alumno sea quien proporcione ciertos materiales, éstos aparecen señalados con asterisco en el listado de materiales correspondiente. Sin estos materiales no será posible desarrollar la práctica.

Al inicio de cada sesión el alumno deberá presentar al maestro, para su evaluación, el punto concerniente a la Revisión de Literatura.

Los reportes de las prácticas deberán ser elaborados conforme las instrucciones indicadas más adelante y la primera le será entregada al maestro para su evaluación en la siguiente sesión; él la devolverá una semana después. Tome en consideración las observaciones hechas en ella.

La comparación de resultados puede ser lícita y útil si ayuda a evitar errores, pero no se debe copiar el trabajo de otro compañero.

La limpieza del laboratorio, que es utilizado por muchas personas, es muy importante. Cada estudiante deberá compartir la responsabilidad de mantener aseada y en orden su área de trabajo, limpiando su lugar antes de abandonar el laboratorio. Hay sitios especiales para guardar sus libros y efectos personales y para depositar la basura, utilícelos.

Los reportes deberán ser hechos en forma manuscrita o a máquina (letras tamaño 12) en hojas blancas tamaño carta, sin utilizar el reverso de ellas.

Se deberá usar un solo color de tinta y sólo los esquemas a lápiz.

La redacción no deberá ser hecha con mayúsculas, es incorrecto

Engrape en orden las hojas correspondientes a cada reporte de prácticas con el fin de que le sean revisadas y evaluadas por el maestro.

Cada reporte deberá incluir las siguientes partes en este orden:

1. Nombre de la Universidad, incluyendo la Unidad y el Departamento.
2. Nombre del Laboratorio.
3. Nombre del Alumno(a). Primero el apellido paterno.
4. Grupo y Sección del Alumno.
5. Número y Título de la Práctica.
6. Introducción. Importancia del tema.
7. Objetivo(s).
8. Revisión de Literatura. Un mínimo de dos consultas.
9. Materiales y Método.
10. Resultado(s). Observaciones y mediciones.
11. Discusión. Revisión de Literatura contra Resultados.
12. Conclusión(es). Objetivo contra Resultados.
13. Literatura Citada. Autor(es), año, título, edición, editorial, ciudad, país y página(s) consultada(s).
14. Lugar y fecha. Del día de la práctica.

Los primeros siete puntos irán en la primera página, el octavo punto en la segunda página y los restantes puntos en las subsecuentes páginas que sean necesarias.

La evaluación de los reportes será como sigue:

Presentación	1.0 punto	Discusión	1.5 punto
Introducción	1.0 punto	Conclusión	1.5 punto
Revisión de Literatura	1.0 punto	Literatura Citada	1.0 punto
Resultados	3.0 puntos		

La presentación corresponde a la limpieza y ortografía del reporte.

Enterado:

Fecha:

Nombre y firma del alumno

ÍNDICE

TEMA

Introducción

Instrucciones de Trabajo y Reporte de Prácticas

Índice

Práctica 1 Materiales de Laboratorio y de Campo ✓

Práctica 2 Microscopios Compuesto y Estereoscópico ✓

Práctica 3 Células y Tejidos Vegetales

Práctica 4 La Raíz

Práctica 5 El Tallo

Práctica 6 La Hoja

Práctica 7 La Flor

Práctica 8 El Fruto

Práctica 9 La Semilla

Práctica 10 Colecta, Prensado y Preservación de Angiospermas.

Práctica 11 Herborización

Práctica 12 Determinación Taxonómica de Angiospermas

PRÁCTICA # 1
MATERIALES DE LABORATORIO Y DE CAMPO

OBJETIVO:

Reconocer y nombrar el material y equipo a utilizar durante las prácticas semestrales del curso de botánica.

MATERIALES Y MÉTODO:

1. Aguja de disección
- 2. Bisturí
- 3. Caja Petri
- ✕ 4. Claves para determinación taxonómica
- 5. Cubreobjetos
- 6. Frasco gotero
- ✕ 7. Libreta de notas
- 8. Microscopio compuesto
- 9. Microscopio estereoscópico o de disección
- 10. Papel secante o absorbente
- 11. Portaobjetos
- ✕ 12. Prensa botánica
- ✕ 13. Secadora de plantas
14. Tijeras para papel
- ✕ 15. Tijeras de podar

El maestro presentará el material y equipo citado anteriormente explicando sus características y uso.

El alumno anotará lo necesario con el fin de llenar los cuadros de los resultados.

PRÁCTICA # 2
MICROSCOPIOS COMPUESTO Y ESTEREOSCÓPICO

OBJETIVOS:

Para los microscopios compuesto y estereoscópico:

- Mencionar sus partes.
- Practicar su uso y manejo.
- Explicar su funcionamiento.

MATERIALES Y MÉTODO:

1 Microscopio compuesto

1 Microscopio estereoscópico

3 Portaobjetos

3 Cubreobjetos

1 Tijeras

1 Frasco gotero con agua

1 Aguja de disección

2 Palillos mondadientes, de colores

- Papel secante

- Papel impreso con letras mayúsculas muy pequeñas (2 mm)*

- Papel impreso con letras mayúsculas medianas (1 cm)*

* Material a traer por los alumnos.

I. OBSERVACIÓN DIRECTA DE LAS PARTES DE LOS MICROSCOPIOS.

A. Microscopio Compuesto.

1. Sistema mecánico:

Base, brazo o columna, tubo, revólver, platina, pinza(s) de ajuste, tornillo macrométrico y tornillo micrométrico.

2. Sistema óptico:

Lentes oculares y lentes objetivos.

3. Sistema de iluminación:

Condensador, diafragma iris y fuente luminosa (luz transmitida).

B. Microscopio Estereoscópico.

1. Sistema mecánico:

Base, brazo o columna, tubo, revólver o riel, tornillo de enfoque y platina.

2. Sistema óptico:

Lentes oculares y lentes objetivos.

3. Sistema de iluminación:

Fuente luminosa (luz reflejada).

II. EL MANEJO Y USO DE LOS MICROSCOPIOS.

Estos son instrumentos muy costosos y útiles; debemos darles el mejor uso posible. Siga las siguientes instrucciones generales:

Manejo:

1. Transporte el microscopio con las dos manos; una por debajo de la base y la otra en el brazo.
2. Colóquelo alejado del borde de la mesa. Si hay una lámpara unida al microscopio, tenga cuidado con los cables. Cuando trabaje con el microscopio, quite de la mesa del laboratorio aquellas cosas que no le sean absolutamente necesarias.
3. Evite inclinar el microscopio compuesto cuando use preparaciones húmedas. El agua oxida las uniones de las lentes.
4. Las lentes del microscopio cuestan casi tanto como todas las demás partes juntas.
Nunca las limpie con otra cosa que no sea papel o líquido especial limpiantes.
5. Cuando observe a través del microscopio estereoscópico, coloque los objetos en un portaobjetos, vidrio de reloj o media caja Petri a fin de no rayar la platina al manipularlos.
6. Cuando termine su trabajo, guarde el microscopio, no sin antes colocar el objetivo de menor aumento en la posición de enfoque.

Uso de los Microscopios:

1. Coloque el objetivo de menor aumento (10X para el microscopio compuesto y de 1.6 para el microscopio estereoscópico) en su posición de enfoque. Usted sentirá un "clic" cuando éste encaje en su sitio.
2. Obtenga la cantidad de luz correcta para visualizar el objeto. Los microscopios están equipados con un botón especial para regular su intensidad.
3. Cerciórese de que las lentes estén limpias. Límpielas solamente con papel o líquido limpiantes.

III. ELABORACIÓN DE UNA PREPARACIÓN HÚMEDA:

1. Recorte una letra "A" pequeña.
2. Colóquela en un portaobjetos limpio encima de una gota de agua.
3. Con ayuda de la aguja de disección, empape bien el papel en la gota de agua y coloque letra en posición de lectura.
4. Coloque el cubreobjetos en un ángulo de unos 45° respecto al portaobjetos y entonces bájelo lentamente. Una ligera presión eliminará las burbujas de aire formadas. A esto se le llama una preparación o montaje húmedos.

IV. FUNCIONAMIENTO DEL MICROSCOPIO COMPUESTO.

Utilizando las letras más pequeñas:

1. Tome la preparación húmeda de la letra "A".
2. Coloque el portaobjetos sobre la platina del microscopio, sujetándolo con la pinza de ajuste.
3. Mueva el portaobjetos de manera que la letra quede al centro de la platina sobre el haz de luz de la fuente luminosa.
4. Cerciórese de que el objetivo de menor aumento (10X) esté colocado en la posición de enfoque.
5. Use el tornillo macrométrico para subir la platina hasta que el objetivo esté a 2 mm del cubreobjetos.
6. Mirando a través de los oculares, enfoque la letra utilizando el tornillo micrométrico.
7. Describa la posición de la letra tal como usted la ve a simple vista y a través del microscopio.
8. Haga un montaje húmedo de la letra "F".
9. Mire a través de los oculares y mueva el portaobjetos hacia adelante lentamente. ¿Qué parece sucederle a la letra?.
10. Mueva el portaobjetos hacia la derecha. ¿En que dirección se mueve la imagen?.
11. ¿Que puede decir acerca de la posición relativa y movimiento de los objetos cuando se ven a través del microscopio compuesto?.
12. Haga un montaje húmedo con dos cabellos de distinto color cruzados uno sobre otro.
13. Coloque la preparación de modo que el cruzamiento de los cabellos quede en el centro del campo.
14. Cambie al objetivo de 40 X.
15. ¿Puede ver ambos cabellos nítidamente en el mismo nivel de enfoque?, ¿Porqué?.

V. FUNCIONAMIENTO DEL MICROSCOPIO ESTEREOSCÓPICO.

Utilizando las letras medianas:

1. Haga una preparación húmeda con la letra "A".
2. Coloque el portaobjetos sobre la platina del microscopio. Note que ésta es removible y de colores y de colores blanco y negro en sus caras. Utilice el lado que más le satisfaga.
3. Mueva el portaobjetos de manera que la letra quede bajo el haz de luz de la fuente luminosa, en posición de lectura.
4. Cerciórese de que el objetivo de menor aumento esté colocado en la posición de enfoque.
5. Enfoque la imagen utilizando para ello los tornillos correspondientes, a manera de que el objetivo baje hacia la platina.
6. Describa la posición de la letra tal como usted la ve a simple vista y a través del microscopio.
7. Haga un montaje húmedo de la letra "F".
8. Mire a través de los oculares y mueva la preparación hacia adelante lentamente. ¿Que le sucede a la letra?.
9. Mueva la preparación hacia la derecha. ¿En que dirección se mueve la imagen?.
10. ¿Que puede decir acerca de la posición relativa y movimiento de los objetos cuando se ven a través del microscopio estereoscópico?.
11. Coloque dos palillos mondadientes de diferente color cruzados en el centro del haz de luz sobre la platina.
12. Cambie al objetivo de mayor aumento.
13. ¿Puede ver ambos palillos nítidamente en el mismo nivel de enfoque?, ¿Porqué?.

VI. CUESTIONARIO.

- 1. ¿Cómo se obtiene el aumento dado por un microscopio?.**
- 2. ¿Que significa poder de resolución en microscopía?.**
- 3. En microscopía que significan los términos:**
 - a. seco débil?.**
 - b. seco fuerte?.**
 - c. inmersión?.**
- 4. Por medio de un cuadro haga una comparación de las seis diferencias señaladas entre los microscopios compuesto y estereoscópico:**
 - luz.**
 - platina.**
 - pinzas de ajuste**
 - tornillos de enfoque.**
 - aumento de objetivos.**
 - colocación de objetivos.**
 - posición relativa de los objetos observados.**

NOTA:

Las respuestas al cuestionario, contéstelas como parte de sus resultados al final de los mismos.

PRÁCTICA # 3
LA RAÍZ

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de las raíces de las angiospermas.

MATERIALES Y MÉTODO:

- 1 Microscopio compuesto
- 1 Microscopio de disección
- 1 Caja Petri
- 1 Bisturí
- 2 Agujas de disección
- 4 Portaobjetos
- 4 Cubreobjetos
- Ejemplares de raíces * (ver enseguida)

Con los ejemplares botánicos indicados, elabore los esquemas solicitados. Ponga a cada esquema escalas arbitrarias para determinar su tamaño. Reconozca y señale sus partes como sigue:

Por su forma:

Axonomorfa, central o pivotante - herbácea no monocotiledónea *

Fibrosa - zacate *

Modificadas:

Adventicia - siempreviva *

Estolonífera - listón *

Haustorial - *Cuscuta* *

Napiforme - betabel o rábano*

Tuberosa (suculenta) - zanahoria *

De la raíz axonomorfa, haga varios cortes transversales, lo más delgado posibles y móntelos en una preparación húmeda. Obsérvelos al microscopio a 100X y 400X. Dibuje el más completo, señalando sus partes.

Del mismo tipo de raíz, haga un corte longitudinal partiendo de la punta y obsérvelo al microscopio estereoscópico al mejor aumento. Dibújelo señalando sus partes.

PRÁCTICA # 4
EL TALLO

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de los tallos de las angiospermas.

MATERIALES Y MÉTODO:

- 1 Microscopio compuesto
- 1 Microscopio de disección
- 1 Caja Petri
- 1 Bisturí
- 2 Cubreobjetos
- 2 Portaobjetos
- Colores de madera *
- Ejemplares de tallos *

* Material a traer por los alumnos (ver también enseguida).

Con los ejemplares botánicos indicados, elabore los esquemas solicitados. Ponga a cada esquema escalas arbitrarias para determinar su tamaño. Reconozca y señale sus partes como sigue:

Por su posición:

- Tallo erecto - álamo, huizache, mezquite, ocotillo, palma, yuca
- Tallo postrado - hierba de la golondrina, torito

Por su aspecto:

- Tallo herbáceo - amargosa, trompillo, zacate
- Tallo arbustivo o fruticoso - carrizo, gobernadora, vara prieta
- Tallo arbóreo - huizache, mezquite, palma, yuca

Por su crecimiento:

- Tallo monopódico (unicaule) - amargosa, trompillo, yuca
- Tallo simpódico (multicaule, ramificado) - ocotillo, rodadora, vara prieta

Modificados:

- Acaule - guapilla, maguey
- Bulbo - cebolla *
- Cespitoso - pasto
- Cladodio - nopal, cardenche
- Cormo - gladiolo, azucena
- Estolón - zacate, listón
- Rizoma - lirio, zacate
- Tubérculo - papa *
- Zarcillo - parra, enredadera

De dos tallos herbáceos, uno de una monocotiledónea (zacate) y otro de una dicotiledónea (amargosa, trompillo), haga varios cortes transversales, lo más delgado posibles y móntelos en una preparación húmeda. Obsérvelos al microscopio a 30X o 40X y 100X. Dibuje el más completo de cada tipo, al mejor aumento, señalando sus partes.

PRÁCTICA # 5
LA HOJA

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de las hojas.

MATERIALES Y MÉTODO:

1 Microscopio Estereoscópico
1 Microscopio compuesto
1 Bisturí
2 Portaobjetos
2 Cubreobjetos
- Ejemplares de hojas * (ver enseguida)

* Material a traer por los alumnos

De los ejemplares botánicos indicados, elabore los esquemas solicitados. Ponga a cada esquema escalas arbitrarias para determinar su tamaño. Reconozca y señale sus partes como sigue:

Por su aspecto:

Simples - troeno o pingüico

Compuestas - jacaranda

Por su posición:

Alternas - rama de "uña de gato"

Opuestas - rama de troeno o pingüico

Verticiladas - rama de listón

Por su inserción:

Pecioladas - rama de troeno o pingüico

Sésiles - rama de uña de gato

Modificadas:

Bráctea - "flor" de bugambilia

Cotiledón - frijol recién germinado*

Espata - "flor" de alcatraz *

Esporófilo - hoja de helecho con esporangios

Espinas - cactus

Estípulas - rama de "velo de novia"

Glumas- espiga de avena o trigo

Para la observación de los estomas, de la hoja de troeno desprenda una fracción de la cutícula del envés de un tamaño menor que un cubreobjetos; haga con ella una preparación húmeda y obsérvela a 400X. Haga un esquema de su observación, señalando los nombres de las estructuras observadas.

Para el caso del corte transversal, dibuje la figura 218 de la página 369 de la Botánica Básica de Arthur Cronquist, señalando los nombres de las estructuras.

PRÁCTICA # 6
LA FLOR

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de las flores.

MATERIALES Y MÉTODO:

- 1 Microscopio Esterroscopio
- 1 Microscopio compuesto
- 1 Bisturí
- 1 Aguja de disección
- 1 Portaobjetos
- 1 Cubreobjetos
- Papel secante
- Ejemplares de flores *

- Material a traer por los alumnos (una de cada tipo, a escoger).

Con los ejemplares botánicos proporcionados, elabore los esquemas solicitados, reconociendo y señalando sus partes a simple vista, como sigue:

Por su número:

Simple - clavel, petunia, rosa, trompillo, tronadora

Inflorescencia - amargosa, bugambilia, margarita, trébol

Por su sexo:

Perfecta, bisexual, monoclina o hermafrodita - geranio, petunia, tronadora

Imperfecta, unisexual o diclina - pirul

(masculina o estaminada/femenina o pistilada)

Por su simetría:

Actinomorfa, regular o radial- geranio, petunia, teresita, tronadora

Zigomorfa. dorsiventral o bilateral - guajillo, , jacaranda, mimbre

Por su perianto:

Gamotépala o sintépala - guajillo, jacaranda, mimbre, petunia, tronadora

Politépala, apotépala o dialitépala - geranio, teresita

Partes reproductoras:

Estambres - a escoger

Pistilo - a escoger

Polen:

Para su observación, sacuda un estambre maduro sobre una gota de agua en un portaobjetos. Coloque un cubreobjetos y observe al microscopio compuesto. Dibújelo a 400 aumentos.

PRÁCTICA # 7
EL FRUTO

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de los frutos.

MATERIALES Y MÉTODO:

1 Microscopio estereoscópico

1 Bisturí

1 segueta *

- Papel secante

- Ejemplares de frutos *

- Material a traer por los alumnos (un durazno o ciruela, más dos de cada tipo a escoger, un total de 11).

I. Corte longitudinalmente una drupa (durazno o ciruela) y como representante de un fruto típico, dibújela y señale sus partes.

II. Corte transversalmente dos ejemplares diferentes para cada uno de los tipos de fruto, elabore un esquema, reconociendo y señalando sus partes como sigue:

Frutos simples:

*** Carnosos:**

Pepo: calabacita, pepino.

Baya: chile, tomate, uva.

Hesperidio: limón, naranja.

*** Secos dehiscentes:**

Legumbre: chícharo, frijol, huizache, mezquite.

Silicua: guajillo, mimbre, mostaza.

Cipsela: diente de león.

Sámara: fresno.

*** Secos indehiscentes:**

Aquenio: girasol.

Cariópside: avena, maíz, trigo.

Frutos Múltiples:

* Sicono: higo.

* Sorosia: mora.

Frutos accesorios o Complejos:

* Cipsela erizada: cadillo.

* Pseudocarpo: fresa.

* Balaústa: granada.

* Pomo: manzana.

* Cenocarpo: piña.

* Cinarrodón: rosál.

Nota:

Para el caso de los ejemplares examinados a simple vista, coloque una línea vertical como escala, que de referencia de su tamaño.

En las líneas en blanco ponga el nombre técnico del fruto y entre paréntesis su nombre común.

PRÁCTICA # 8
LA SEMILLA

OBJETIVO:

- Distinguir y nombrar los tipos más generales y la anatomía de las semillas.

MATERIALES Y MÉTODO:

1 Microscopio estereoscópico

1 Bisturí

- Papel secante

- Ejemplares de semillas (frijol, higuera y maíz) *

- Ejemplares de plántulas (frijol y maíz) *

* Material a traer por los alumnos.

I. Dibuje externamente una semilla de higuera , señalando sus partes.

II. Haga cortes longitudinales a una semilla de monocotiledónea (maíz) y a una dicotiledónea (frijol). Dibújelas, reconociendo y señalando sus partes. Auxílese de un microscopio estereoscópico para sus observaciones.

III. Dibuje las plántulas de una semilla hipógea (maíz) y una epígea (frijol), señalando sus partes. Resalte en su esquema el nivel del suelo.

Nota:

Para el caso de los ejemplares examinados a simple vista, coloque una línea vertical como escala, que de referencia de su tamaño.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

MANUAL DE LABORATORIO

BOTÁNICA GENERAL

**INGENIERO AGRONOMO GENERAL
INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA
INGENIERO AGRONOMO EN PARASITOLOGÍA
INGENIERO AGRONOMO EN IRRIGACIÓN**

**BIOLOGO HÉCTOR MONTAÑO RODRÍGUEZ.
BIOLOGA AMANDA JARAMILLO SANTOS.**

**PROFESORES ADSCRITOS AL DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
UAAAN, CAMPUS LAGUNA.**

TORREÓN, COAHUILA.

INDICE

PRÁCTICA	1. MICROSCOPIO ÓPTICO Y DISECCIÓN.....	4
	Descripción de la estructura de los microscopios. Manejo y uso de los microscopios.	
PRÁCTICA	2. CÉLULA VEGETAL.....	14
	Pared y membrana celular. Núcleo, cloroplastos, amiloplastos, cromoplastos.	
PRÁCTICA	3. MERISTEMOS.....	21
	Yema apical. Cambium y felógeno.	
PRÁCTICA	4. TEJIDOS FUNDAMENTALES.....	27
	Parénquima medular. Colenquima lagunar. Esclerenquima : esclereidas.	
PRÁCTICA	5. EPIDERMIS Y PERIDERMIS.....	35
	Epidermis mono y poliestratificada. Estomas y tricomas. Pelos absorbentes o radicales. Suber o corcho.	
PRÁCTICA	6. HACES VASCULARES.....	43
	Xilema, traqueidas. Floema. Tipos de estele : eustele y atactostele. Haces vasculares en hojas.	
PRÁCTICA	7. RAÍZ.....	49
	Tipos de raíz : axonomórfica y fibrosa. Estructura de la raíz.	
PRÁCTICA	8. TALLO.....	55
	Tipos de tallo. Estructura del tallo	
PRÁCTICA	9. HOJA.....	61
	Tipos de hoja : simple, compuesta. Disposición de las hojas en tallo y ramas. Nervaduras de las hojas. Formas y tamaño de las hojas Regiones de la hoja Estructura de la hoja.	

PRÁCTICA 10. FLOR.....	68
Tipos de flores : por estructura sexual, por la corola, por la distribución de las estructuras.	
Estructura de la flor.	
Estructura del pistilo.	
Estructura del estambre.	
Tipos de placentación : basal, parietal y axial.	
Tipos de inflorescencia :	
Determinadas : dicasio, monocasio, escorpioidea, panicula.	
Indeterminadas : racimo, espiga, cabezuela, corimbo, umbella, panicula.	
PRÁCTICA 11. FRUTO.....	76
Estructura del fruto.	
Tipos de fruto :	
Carnosos : baya, drupa, pomo, hesperidio, peponido,	
Secos : legumbre, cápsula, silicua, aquenio, cariósipide, Nuez, sámara, esquizocarpo.	
PRÁCTICA 12. SEMILLA.....	86
Tipos de semilla.	
Estructura de la semilla.	
Embrión.	
PRÁCTICA 13. ESTRUCTURAS MODIFICADAS.....	91
Raíces modificadas.	
Tallos modificados.	
Hojas modificadas.	
PRÁCTICA 14. CLASE MAGNOLIOPSIDA Y CLASE LILIOPSIDA.....	98
Raíz : axonomórfica y fibrosa.	
Tallo : eustele y atactostele.	
Hoja : reticulada y paralela.	
Flor : pentamera, tetramera y trimera.	
Semilla : monocotiledonia y dicotiledonia.	
PRÁCTICA 15. DIVISIÓN PYNOPHYTA.....	105
Estructura reproductora : flores y conos.	
Tipos de semilla : cubierta y desnuda.	
Tipos de hoja.	

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA No. 1
MICROSCOPIO ÓPTICO Y DISECCIÓN
MANEJO Y USO DEL MICROSCOPIO**

INTRODUCCION

El microscopio es una de las herramientas más importantes dentro del laboratorio, ya sea, en el aspecto didáctico o de investigación.

Con el podemos observar estructuras u organismos que se escapan a simple vista, Leeuwenhoek fue el que perfecciono este aparato y de ahí Schwann observa la estructura celular dando pauta al desarrollo de la teoría celular. Hooke es el primero que observa una célula, que fue una celdilla de corcho y empezó a utilizar ese termino.

En la actualidad para conocer la estructura de las plantas y así comprender la fisiología de las mismas es necesario realizar observaciones por medio del microscopio.

Se considera al microscopio óptico o compuesto que es usado para la observación de estructuras u organismos muy pequeños y que se caracterizan por ser de cuerpo transparente y la luz pasa a través de ellos.

El microscopio de disección o estereoscópico que es un poco más sencillo y que es usado para la observación de estructuras y organismos un poco más grandes y que presentan cuerpos opacos donde la luz es reflejada por los mismos.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno conocerá e identificará las partes del microscopio óptico y de disección y las funciones que desarrolla cada una de ellas.
- 2.- El alumno manejará de manera correcta el microscopio compuesto y de disección.

MATERIAL

Microscopio óptico
Microscopio estereoscópico
Laminillas de preparaciones fijas
Aceite de inmersión
Hisopos
Solución para limpiar lentes

METODO

1.- Conocer e identificar de manera directa las partes del microscopio óptico y sus funciones.

A).- ESTRUCTURA MECÁNICA

Base	(soporte del microscopio)
Columna	(soporte de la platina y de los lentes oculares y ópticos)
Tubo del microscopio	(comunica a los lentes oculares con los ópticos)
Platina	(plataforma que soporta las preparaciones a observar)
Tornillos de la platina	(son los que desplazan la preparación hacia los lados o hacia adelante o atrás)
Revolver	(es una estructura que gira y que porta los lentes ópticos)
Tornillo Macrométrico	(es el que sube y baja a la platina en la columna, y que permite que la preparación sea enfocada a través de los lentes)
Tornillo Micrométrico	(es el que permite los enfoques finos de las estructuras cuando se realizan los cambios de lentes a mayor aumento)

B).- ESTRUCTURA ÓPTICA

Lentes oculares	10x ó 15x (son los lentes por donde se hacen las aumentos) observaciones de las preparaciones)
Lentes ópticos	4x (café), 10x (amarillo), 40x (azul), 100x (blanco). (son los lentes que permiten la observación y el aumento de imagenes). Para determinar el aumento real se multiplica el aumento del lente ocular por el aumento del lente óptico.

B.- Colocar el microscopio retirado del borde de la mesa del laboratorio y **NO MOVERLO** durante la observación.

C.- Al iniciar la observación revisar que las lentes esten limpias, si no lo están **USAR LA SOLUCION ESPECIAL** con el isopo; **JAMAS** limpiarlo con otra cosa.

D.- Siempre debe empezar la observación con el lente de menor aumento 4x (café) o 10x (amarillo) y al terminar la observación colocar también el lente de menor aumento 4x (café) o 10x (amarillo).

E.- El lente de 100x (blanco) o de inmersión debe usarse **SIEMPRE** con **ACEITE de INMERSIÓN**, después de usarlo limpiarlo con la **SOLUCIÓN ESPECIAL** y el isopo.

F.- Dejar **REPOSAR** el microscopio unos minutos después de usarlo, para que se enfrie la lampara.

CUESTIONARIO

1.- Qué uso tiene el microscopio óptico o compuesto? _____

2.- Qué uso tiene el microscopio de disección o estereoscópico? _____

3.- Cuantos tipos de lentes hay en el revolver y que aumento presentan y que color los diferencian a cada uno ? _____

4.- La platina presenta dos tornillos, hacia donde desplaza a la preparación el superior y hacia adonde el inferior? _____

5.- Cómo se determina el aumento real de lo observado? _____

6.- Qué función realiza el diafragma de luz? _____

7.- El tornillo macrométrico que función realiza? _____

8.- Qué diferencia existe entre la fuente de luz de un microscopio óptico y uno de disección? _____

9.- La diferencia entre la platina de un microscopio óptico y uno de disección? _____

10.- Los lentes oculares en ambos microscopios presentan diferencias?

11.- Durante el desarrollo de la práctica , que microscopio se manejo con mayor facilidad? _____

12.-Cuál de los dos microscopios considera más sencillo y porque? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE BOTANICA GENERAL
PRACTICA No. 2**

LA CELULA VEGETAL

INTRODUCCION

La célula es la unidad básica de los seres vivos o todos los seres vivos están constituidos de células, es el sentido básico de la teoría celular.

En los organismos se presentan dos tipos de células de acuerdo a su estructuración y que son las procarióticas y las eucarióticas, las segundas tienen la presencia de un núcleo verdadero y con un citoplasma de tipo sol, además de la presencia de organelos citoplasmáticos. Las primeras carecen de estas características.

La importancia de esta estructura es que muchas de las funciones metabólicas o fisiológicas se realizan a nivel celular, dentro del protoplasma mismo o en los organelos celulares, como son la fotosíntesis, la respiración, la síntesis de macromoléculas como algunos ejemplos.

Los organismos que presentan las características de procariotes son las algas azul-verdes (cianofitas) y las bacterias. Todos los demás seres vivos son organismos con características de eucariotes.

OBJETIVOS

- 1.- Observar y diferenciar los organelos citoplasmáticos de la célula vegetal.
- 2.- Comprender la estructura de la célula y la funcionalidad de los organelos que la conforman.

MATERIAL

Microscopio compuesto
portaobjetos
cubreobjetos
solución de yodo
material vegetativo (papa, cebolla, tomate, elodea)

METODO

Cloroplastos:

De una planta suculenta, se selecciona un hoja joven, se realiza un corte transversal, lo más delgado posible y se coloca en el portaobjeto con una gota de agua, se coloca el cubreobjeto y se observa al microscopio óptico con la lente de menor aumento (10x).

Se enfocan los cloroplastos de color verde y de forma esférica en el centro de la célula o pegadas a la pared celular.

Se cambia al aumento de 40x y se observa a mayor detalle los cloroplastos. Haga un esquema.

Amiloplastos:

Seccione una porción de tubérculo de papa fresca lo más delgado posible y colóquelo en un portaobjeto, añada una gota de agua y coloque el cubreobjeto, localice los amiloplastos en el centro de las células con el lente de 10x, cambiar al lente de 40x.

Añada la solución de yodo, quitando el exceso de agua con papel secante, haga la observación. Haga un esquema.

Cromoplastos:

Coloque una pequeña porción de pulpa de tomate (mesocarpio) en un portaobjeto con una gota de agua (no use epidermis), si su preparación es demasiado gruesa, presione ligeramente el cubreobjeto. Haga un esquema.

Núcleo y Pared celular:

Desprende la epidermis de una cebolla (Capa delgada) y colocarla en un portaobjeto, añada una gota de agua y ponga el cubreobjeto.

Enfoque con el lente de 10x (amarillo) y localice el las células epidérmicas de forma alargada, distinga la pared celular, la membrana celular, protoplasma y núcleo. Haga un esquema de cada una de las observaciones.

CUESTIONARIO

1.- Cuál es la teoría celular? _____

2.- Qué es la célula? _____

3.- Qué son los organelos celulares? _____

4.- Qué es el citoplasma celular? _____

5.- Qué es la pared celular y que tipo de célula la presenta? _____

6.- Qué función desarrolla la membrana celular? _____

7.- Los cromoplastos que son? _____

8.- Las células epidérmicas permiten distinguir las estructuras? _____

9.- Los amiloplastos que almacenan? _____

10.- Porqué es importante recordar la estructura celular? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

LABORATORIO DE BOTANICA GENERAL

**PRACTICA No. 3
MERISTEMOS**

INTRODUCCION

El crecimiento en las plantas esta determinado por un tejido especializado que se denomina meristemo, los cuales son conocidos como yemas y están localizadas en el tallo, ramas, y raíz.

El crecimiento es ocasionado por una división celular constante denominada mitosis y son un conjunto de células especializadas en esta función, este fenómeno es continuo durante la vida de la planta, solamente se suspende con las muerte de la misma.

Los meristemos en la planta son diversos y se distribuyen de manera amplia, las yemas apicales en la parte superior del tallo y determinan un crecimiento en longitud, yemas intercalares a lo largo del tallo y nos originan las ramas y nos dan un crecimiento en longitud de las mismas.

Los meristemos secundarios llamados cambium vascular y felógeno se localizan en el tallo y determinan un crecimiento en grosor del mismo.

En la raíz se localiza en la parte inferior el meristemo apical radicular o basal, este determina el crecimiento en longitud, en las plantas arborescentes también se localiza en raíz crecimiento secundario.

Los factores ambientales físicos y químicos influyen dentro de la actividad de los meristemos, la presencia de factores fisiológicos en la planta como las hormonas participan de manera activa dentro del fenómeno.

OBJETIVOS

El alumno identificará los meristemos primarios o yemas apicales, foliares y florales en tallos y el radicular o basal en raíz.

El alumno identificará los meristemos secundarios o cambium y felógeno en las plantas.

LITERATURA REVISADA

LITERATURA REVISADA

El alumno identificará los meristemos secundarios o cambium y felógeno en las plantas.

LITERATURA REVISADA

LITERATURA REVISADA

MATERIAL

Microscopio óptico o compuesto
Microscopio de disección o estereoscópico
Bisturí
2 Agujas de disección
3 Porta y cubreobjetos
Material vegetativo
Preparaciones permanentes

METODO

1. Haga un corte terminal del tallo de un clavel dejando 2 o 3 nudos, elimine las hojas más grandes para exponer las yemas terminales.
2. Disecte las brácteas en desarrollo hasta obtener un explante de 1 – 3 mm., que contenga el domo del meristemo y los primordios foliares.
3. Observar al microscopio de disección y hacer un esquema.
4. Realizar una disección transversal de un tallo de quelite lo más delgado posible.
5. Colocar una gota de agua en un portaobjeto y montar el corte, cubrirlo con el cubreobjeto y observar al microscopio óptico, haga un esquema.
6. Realizar un corte longitudinal de raíz de una plántula de frijol y de maíz, montar el corte en portaobjeto con gota de agua y colocar el cubreobjeto, observar al microscopio óptico, haga un esquema.
7. Observar el corcho en plantas arborescente como estructura del felógeno, haga un esquema.

CUESTIONARIO

1. Qué es un meristemo? _____

2.Cuál es la diferencia entre un meristemo primario y uno secundario? _____

3. Qué es la mitosis? _____

4.Cuál es la diferencia en el crecimiento de plantas y animales? _____

5. Los meristemas en las plantas, el nombre empírico cuál es? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 4
TEJIDOS FUNDAMENTALES**

INTRODUCCIÓN

Al conjunto de células que presentan las plantas se les llama tejidos, en ellas encontramos que hay poca especialización en relación a los tejidos que las conforman, se considera la presencia de tejidos simples formados por un solo tipo de célula y que son llamados básicos o fundamentales que son parénquima, colenquima y esclerenquima y otros que son complejos formados por diferentes tipos de células.

La función que realizan los tejidos fundamentales pueden ser diversas, muy especializadas o generalizadas, su abundancia dentro de las plantas es variable y su distribución es amplia, se localizan en casi en toda la planta : raíz, tallo, hoja, flor, fruto y semilla.

El parénquima se distribuye en toda la planta y su función es muy diversa, desde una célula de almacenamiento como las que se localizan en los frutos carnosos (mesocarpio) que almacenan agua y carbohidratos principalmente, también como células de relleno como la medula en los tallos, o muy especializados como el colenquima (cloroplastos) en las hojas.

El colenquima y esclerenquima son tejidos un poco más especializados en funciones de sostén y se localizan principalmente en el tallo.

OBJETIVOS

El alumno diferenciará los diferentes tejidos fundamentales de la planta.

El alumno relacionará la distribución de los tejidos básicos de las plantas con la función que desarrollan.

MATERIAL

Microscopio óptico
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Pizeta o gotero de agua
Colorantes : safranina, verde de metilo.
Alcohol al 70 %
Pecíolo de apio
Peras
Material vegetativo

METODO

PARÉNQUIMA

1. Realizar un corte transversal de tallo de quelite lo más delgado posible, montarlo en un portaobjeto con una gota de agua y colocar el cubreobjeto.
2. observar al microscopio óptico, localizando las células de parénquima que tienen una pared primaria delgada, localizadas en la medula y corteza. Hacer un esquema.

COLENQUIMA

1. Haga cortes muy delgados del pecíolo de apio, colóquelo en un portaobjeto con una gota de agua.
2. Agregar unas gotas de alcohol al 70 % durante dos minutos.
3. Agregue unas gotas de verde de metilo durante un minuto.
4. Colocar el cubreobjeto y observar al microscopio óptico.
5. Observar las paredes primarias engrosadas que se tiñen de verde intenso, los engrosamientos de los vértices de las células que forman el tejido de colenquima lagunar. Haga un esquema.

ESCLERENQUIMA

1. Raspar con el bisturí en el mesocarpio de la pera y colocarlo en un portaobjeto con una gota de agua.
2. Colocar unas gotas de safranina durante cinco minutos.
3. Lavar suavemente con agua de la pizeta.

4. Colocar el cubreobjeto y observar al microscopio óptico.
5. Localizar las células de pared primaria delgada que es parénquima con vacuolas.
6. Buscar y localizar las células con pared secundaria gruesa que se tiñen que están aglomeradas llamadas células pétreas o esclereidas, son células muertas con trabéculas en la pared. Haga un esquema.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1. Qué es un tejido simple y compuesto? _____

2. Cuales son las características de las células de parénquima, colenquima y esclerenquima? _____

3. Cuales son las funciones de las células de parénquima, colenquima y esclerenquima? _____

4. Cuales son las distribuciones en la planta de las células de parénquima, colenquima y esclerenquima? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 5
EPIDERMIS Y PERIDERMIS**

INTRODUCCIÓN

La epidermis es un tejido compuesto que presenta diversos tipos de células y que desarrollan funciones muy importantes para la planta.

Se localiza en la parte externa o periférica de las plantas como la última capa de células, en las etapas tempranas del desarrollo se encuentra en toda la planta y posteriormente es desplazada en algunas regiones por la peridermis.

Los diversos tipos de células que presenta la epidermis son los estomas en la parte abaxial de las hojas, los tricomas en tallo, hojas, flores y frutos, los pelos absorbentes en las raíces, todas ellas se originan en la epidermis, pero han adquirido funciones muy específicas dentro de la planta.

la función básica de la epidermis como estructura externa es la de protección a las estructuras internas de la planta.

La peridermis es un tejido que tiene un origen secundario y depende del felógeno, desarrolla funciones de protección en tallo y raíces, al desarrollarse desplaza a la epidermis.

la diferencia entre estas dos estructuras son el origen y su constitución, la epidermis son células sencillas cúbicas o cilíndricas fuertemente unidas cubiertas por una cutícula, la peridermis es un conjunto de células especiales como la felodermis, el felógeno y el corcho, este último son células muertas, pared secundaria gruesa y cubiertos por suberina.

OBJETIVOS

El alumno identificará y diferenciará los diversos tipos de células que constituyen la epidermis en la planta.

El alumno relacionará la estructura de las células con la función que desarrollan en la planta.

OBJETIVOS

El alumno identificará y diferenciará los diversos tipos de células que constituyen la epidermis en la planta.

El alumno relacionará la estructura de las células con la función que desarrollan en la planta.

MATERIAL

Microscopio óptico
Microscopio de disección
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Colorante fast-green
Material vegetativo
Preparaciones permanentes

METODO

1. Haga un corte transversal muy fino o delgado de una hoja, montarlo en un portaobjeto con una gota de agua y colocar el cubreobjeto, observar al microscopio óptico.
2. Observar e identificar las células epidérmicas típicas, el aparato estomático. Haga un esquema.
3. Haga la observación de diferentes tipos de hojas en el microscopio de disección y diferencie los tricomas. Haga mínimo tres esquemas diferentes.
4. Separe la epidermis de las hojas de plantas mono y dicotiledonias, montándolas en un portaobjetos con una gota de agua.
5. Aplicar una gota de fast-green 10 segundos, lavarlas con agua corriente, colocar el cubreobjetos. Observar al microscopio óptico. Haga dos esquemas diferentes.
6. De las preparaciones fijas esquematice una epidermis monoestratificada y una poliestratificada.
7. Observar los pelos absorbentes de una raíz, en el microscopio de disección. Haga un esquema.
8. Hacer un corte de una planta arborescente de la peridermis y observar las células del corcho en el microscopio de disección.

CUESTIONARIO

1. Qué es la epidermis? _____

2. Qué funciones desarrolla la epidermis? _____

3. Qué es una epidermis monoestratificada y una poliestratificada? _____

4. En que estructuras de la planta hay epidermis? _____
5. Cuáles son las funciones de los estomas? _____

6. Cuáles son las funciones de los tricomas? _____

- 7.Cuál es la función de los pelos radicales? _____
- 8.Cuál es la función de la peridermis? _____
9. En que estructuras de la planta se localiza peridermis? _____

CUESTIONARIO

1. Qué es la epidermis? _____

2. Qué funciones desarrolla la epidermis? _____

3. Qué es una epidermis monoestratificada y una poliestratificada? _____

4. En que estructuras de la planta hay epidermis? _____
5. Cuáles son las funciones de los estomas? _____

6. Cuáles son las funciones de los tricomas? _____

- 7.Cuál es la función de los pelos radicales? _____
- 8.Cuál es la función de la peridermis? _____
9. En que estructuras de la planta se localiza peridermis? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 6
HACES VASCULARES**

INTRODUCCIÓN

La presencia de estructuras de conducción de soluciones en las plantas es vital, estas se denominan haces vasculares y están constituidos por células especializadas, que se diferencian en su fisiología, anatomía, histología, etc.

La presencia de xilema que conduce agua y minerales y que va desde la raíz hasta las hojas, son células que soportan grandes presiones, estas carecen de protoplasma siendo muertas y tienen una pared secundaria gruesa.

El floema presenta las células con protoplasma, sin núcleo, pared primaria delgada y con células acompañantes, el floema conduce savia elaborada o soluciones de material orgánico (carbohidratos, proteínas, lípidos) y que van de las hojas hacia todas las partes de la planta.

La especialización de estas estructuras es muy alta, el xilema presenta células llamadas fibras por su forma fusiforme y que en su pared presentan ornamentaciones que se denominan traqueidas, que le proporcionan la resistencia a estos vasos de conducción.

El floema presenta diversos tipos de células como el elemento criboso, células cribosas, que están unidas y diferenciadas por una placa cribosa, con la presencia de células acompañantes y con la ausencia de núcleo.

OBJETIVO

El alumno relacionará la fisiología con la histología de los haces vasculares.

El alumno analizará la distribución de las células del floema y del xilema en estructuras como la raíz, tallo y hoja.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 6
HACES VASCULARES**

INTRODUCCIÓN

La presencia de estructuras de conducción de soluciones en las plantas es vital, estas se denominan haces vasculares y están constituidos por células especializadas, que se diferencian en su fisiología, anatomía, histología, etc.

La presencia de xilema que conduce agua y minerales y que va desde la raíz hasta las hojas, son células que soportan grandes presiones, estas carecen de protoplasma siendo muertas y tienen una pared secundaria gruesa.

El floema presenta las células con protoplasma, sin núcleo, pared primaria delgada y con células acompañantes, el floema conduce savia elaborada o soluciones de material orgánico (carbohidratos, proteínas, lípidos) y que van de las hojas hacia todas las partes de la planta.

La especialización de estas estructuras es muy alta, el xilema presenta células llamadas fibras por su forma fusiforme y que en su pared presentan ornamentaciones que se denominan traqueidas, que le proporcionan la resistencia a estos vasos de conducción.

El floema presenta diversos tipos de células como el elemento criboso, células cribosas, que están unidas y diferenciadas por una placa cribosa, con la presencia de células acompañantes y con la ausencia de núcleo.

OBJETIVO

El alumno relacionará la fisiología con la histología de los haces vasculares.

El alumno analizará la distribución de las células del floema y del xilema en estructuras como la raíz, tallo y hoja.

MATERIAL

Microscopio óptico o compuesto
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Material vegetativo
Preparaciones fijas
Safranina
Solución para material leñoso
Vaso de precipitado de 50 ml.

METODO

- 1.- Realizar un corte transversal lo más delgado posible de raíz y de tallo, montarlo en el portaobjeto con una gota de agua, colocar el cubreobjetos y observar en el microscopio óptico.
- 2.- En raíz localizar el protosteles e identificar el xilema y floema, hacer un esquema de la observación. Haga un esquema.
- 3.- En tallo de monocotiledonias diferenciar los haces vasculares que se encuentran dispersos en toda la estructura, el estele se le denomina atactosteles. En las dicotiledonias el estele presenta los haces vasculares alrededor de una medula y se le llama eusteles. Haga un esquema de la observación.
4. Hacer un corte transversal de la hoja de una planta monocotiledonia (Liliopsida) y de una dicotiledonia (Magnoliopsida), montar en portaobjeto con gota de agua, colocar el cubreobjeto y observar al microscopio óptico. Hacer un esquema de cada observación.
5. Observación de Xilema a través de las traqueidas.
Se hace la preparación de material a observar, usando el método de maceración de tejido leñoso.
 - a. Colocar los objetos leñosos en la solución de maceración (50 ml., de ácido nítrico al 10 % se añade 50 ml., de ácido crómico al 10 %) durante 24 horas.
 - b. Se lava el material con agua corriente, se coloca en safranina, se lava con agua y se monta en el portaobjeto, se coloca el cubreobjeto y se observa al microscopio óptico. Haga un esquema.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 7
RAÍZ**

INTRODUCCIÓN

La raíz es una estructura de las plantas con características como el geotropismo positivo, subcilíndrica o cilíndrica, rodeada la parte terminal de una cofia.

Las funciones son muy importantes para la planta como sostén o anclaje, absorción de soluciones, conducción de soluciones al tallo y hojas, almacenamiento y elaboración de sustancias.

Las plantas presentan diversidad en esta estructura presentando de manera básica dos tipos que es la axonomórfica y la fibrosa, pero pueden presentar gran cantidad de modificaciones de acuerdo al hábitat que presenten.

Las raíces que no presentan modificaciones presentan una estructura típica, estas se diferencian por la distribución de los haces vasculares que se distribuyen del centro a la periferia, hay la ausencia de una medula o tejido de parénquima en la parte central de la raíz, adquiriendo el nombre de protosteles.

A partir de la raíz principal se forman las raíces secundarias que se originan del periciclo, también se presenta la zona pilifera que son pelos absorbentes que se originan de la epidermis de la raíz.

OBJETIVOS

El alumno conocerá los tipos básicos de raíces y las modificaciones que pueden presentar.

El alumno conocerá y diferenciará la estructura interna de una raíz.

El alumno conocerá e identificará la zona pilifera en una raíz.

MATERIAL

Microscopio óptico
Microscopio de disección.
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Gotero de agua
Material vegetativo

METODO

1. Realizar la observación de plántulas de frijol, diferenciar la zona pilífera de la raíz en el microscopio de disección. Haga un esquema.
2. Realizar cortes transversales de raíces muy finos o delgados, montar el corte en un portaobjeto con una gota de agua, colocar el cubreobjeto y observar al microscopio óptico. Haga un esquema.
3. Observar al menos tres raíces modificadas. Haga los esquemas.
4. Esquematizar los dos tipos básicos de raíces.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1. Mencione tres funciones de la raíz? _____

2. Qué longitud llegan alcanzar las raíces? _____

3. Qué importancia tienen las raíces para el hombre? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 8
TALLO**

INTRODUCCIÓN

La estructura que porta o sostiene las hojas, flores y frutos en las plantas es el tallo, es aéreo, con geotropismo negativo y generalmente es cilíndrico.

El tallo tiene un tamaño muy variable, desde unos milímetros hasta más de cien metros, la textura también es variable desde suaves y carnosos hasta semileñosos o leñosos que son duros pétreos con gran dureza y resistencia.

El tallo internamente presenta los haces vasculares que transportan las soluciones que son absorbidas por la raíz hasta las hojas en la parte superior del tallo, también es una estructura que almacena grandes cantidades de sustancias y constituyen la estructura llamada duramen, manteniendo la actividad fisiológica la albura.

La importancia del tallo para el hombre es amplia en la obtención de madera que tiene múltiples usos desde un picadientes hasta una casa, como alimento, medicinales, etc.

OBJETIVOS

El alumno identificará y diferenciará el tallo como estructura de la planta.

El alumno conocerá la estructura interna de un tallo y diferenciará cada una de sus partes.

El alumno conocerá diferentes tipos de tallos modificados.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 8
TALLO**

INTRODUCCIÓN

La estructura que porta o sostiene las hojas, flores y frutos en las plantas es el tallo, es aéreo, con geotropismo negativo y generalmente es cilíndrico.

El tallo tiene un tamaño muy variable, desde unos milímetros hasta más de cien metros, la textura también es variable desde suaves y carnosos hasta semileñosos o leñosos que son duros pétreos con gran dureza y resistencia.

El tallo internamente presenta los haces vasculares que transportan las soluciones que son absorbidas por la raíz hasta las hojas en la parte superior del tallo, también es una estructura que almacena grandes cantidades de sustancias y constituyen la estructura llamada duramen, manteniendo la actividad fisiológica la albura.

La importancia del tallo para el hombre es amplia en la obtención de madera que tiene múltiples usos desde un picadientes hasta una casa, como alimento, medicinales, etc.

OBJETIVOS

El alumno identificará y diferenciará el tallo como estructura de la planta.

El alumno conocerá la estructura interna de un tallo y diferenciará cada una de sus partes.

El alumno conocerá diferentes tipos de tallos modificados.

MATERIAL

Microscopio óptico
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Gotero de agua
Material vegetativo

METODO

1. se observará una planta caulescente y una acaulescente. Haga un esquema.
2. se hará el corte transversal muy fino o delgado del tallo de una planta suculenta, se montara en un portaobjeto con una gota de agua, se coloca el cubreobjeto y se observa en el microscopio óptico. Haga un esquema.
3. se observaran tres diferentes tallos modificados a simple vista. Haga los esquemas.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1. Tres funciones básicas del tallo? _____

2. Que importancia económica tienen los tallos para el hombre? _____

3. Que es un tallo leñoso y uno herbáceo? _____

4. Qué es un tallo caulescente y uno acaulescente? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 9
HOJA**

INTRODUCCIÓN

La hoja es una estructura típica de forma aplanada de la parte adaxial (haz) a la abaxial (enves), es aérea sobre el tallo.

La hoja presenta muy importantes funciones como la fotosíntesis, el intercambio gaseoso y la evapotranspiración.

Las hojas se originan a partir de yemas vegetativas que están sobre las ramas y tallos, las formas que presentan son muy variables, el tamaño puede ser de milímetros hasta metros y los colores también muy variables desde blancas hasta negras.

Los tipos de acuerdo a su distribución en el tallo, su morfología, su anatomía es muy extensa, la estructura de su borde, ápice, base y forma es igualmente de diversa y compleja.

La importancia de las hojas para el hombre es desde tiempos inmemorables, desde combustible hasta alimento, etc.

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará la estructura interna de las hojas.

El alumno nombrará y diferenciará los diferentes tipos de hojas en base a características morfológicas de las mismas.

El alumno conocerá y diferenciará las hojas de acuerdo a su estructura, posición, nervadura.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 9
HOJA**

INTRODUCCIÓN

La hoja es una estructura típica de forma aplanada de la parte adaxial (haz) a la abaxial (enves), es aérea sobre el tallo.

La hoja presenta muy importantes funciones como la fotosíntesis, el intercambio gaseoso y la evapotranspiración.

Las hojas se originan a partir de yemas vegetativas que están sobre las ramas y tallos, las formas que presentan son muy variables, el tamaño puede ser de milímetros hasta metros y los colores también muy variables desde blancas hasta negras.

Los tipos de acuerdo a su distribución en el tallo, su morfología, su anatomía es muy extensa, la estructura de su borde, ápice, base y forma es igualmente de diversa y compleja.

La importancia de las hojas para el hombre es desde tiempos inmemoriales, desde combustible hasta alimento, etc.

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará la estructura interna de las hojas.

El alumno nombrará y diferenciará los diferentes tipos de hojas en base a características morfológicas de las mismas.

El alumno conocerá y diferenciará las hojas de acuerdo a su estructura, posición, nervadura.

MATERIAL

Microscopio óptico
Bisturí
Porta y cubreobjetos
Gotero de agua
Material vegetativo

METODO

1. Hacer un corte transversal muy fino o delgado de una hoja, montarlo en un portaobjeto con una gota de agua, colocar el cubreobjeto y observar al microscopio óptico. Haga un esquema de la estructura interna.
2. Esquematice una hoja tipo simple sésil y una peciolada indicando cada una de las partes de la hoja.
3. Esquematice las hojas compuestas de tipo trifoliada, pinnaticompuesta, palmaticompuesta e indique sus partes.
4. De acuerdo a su posición en el tallo esquematice una hoja alterna, opuesta, verticilada.
5. De acuerdo a la nervadura de la hoja esquematice una pinnada, palmeada, paralela
6. Esquematice tres tipos de hojas de forma diferente, indicando en cada una su tipo de borde, ápice, base.

CUESTIONARIO

1. Cuál es la importancia económica de las hojas para el hombre? _____

2. Mencione tres características de las hojas? _____

3. Diga tres funciones de la hoja? _____

4. Cuál es el origen de las hojas? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 10
FLOR E INFLORESCENCIAS**

INTRODUCCIÓN

Las yemas vegetativas al ser estimuladas por factores ambientales y hormonales en las plantas se transforman en yemas florales, originando flores solitarias o inflorescencias.

La función principal de las flores es la reproducción sexual de los individuos o sea la perpetuación de la especie con intercambio genético, para llevar a cabo este fenómeno consta de dos pasos; la polinización que es el transporte del polen de la antera hasta el estigma, esto se puede llevar a cabo por muy diversos procesos, y la fecundación que es la unión de los gametos sexuales para formar el embrión que dará origen a un nuevo individuo.

La principal característica de muchas flores es su colorido, su tamaño, su forma que le sirve para atraer organismos para que se realice la polinización, otras plantas utilizan métodos diferentes como aire o agua para realizar dicha función y no desarrollan tanta vistosidad.

Las flores son aquellas estructuras que presenten alguna de las estructuras sexuales de los individuos, la mayoría son hermafroditas, pero existen también unisexuales ya sea pistiladas o estaminadas.

OBJETIVOS

El alumno distinguirá e identificará la estructura de la flor : cáliz, corola, androceo y gineceo.

El alumno conocerá e identificará la estructura interna del ovario, diferentes tipos de placentación y óvulos.

El alumno diferenciará los diversos tipos de flores que presentan las plantas para su reproducción.

El alumno conocerá y diferenciará diversos tipos de inflorescencias en las plantas.

LITERATURA REVISADA

LITERATURA REVISADA

MATERIAL

Microscopio de disección
Bisturí
Caja de petri
Dos agujas de disección
Material vegetativo

MÉTODO

1. Realice un corte longitudinal de una flor y diferencie la estructura que es el cáliz, la corola, el androceo y gineceo. Haga un esquema.
2. Hacer un esquema del pistilo (gineceo) diferenciando el ovario, estilo y estigma, observar y diferenciar las partes del estambre (androceo) filamento y antera. Haga un esquema.
3. Hacer un corte transversal del ovario y observar el tipo de placentación que presenta, se realizará con dos flores distintas.
4. Observará la diversidad de flores en plantas y las distinguirá :
 - a. De acuerdo a la ubicación de sus estructuras (cáliz, corola, androceo) las que están debajo del ovario (hipoginea), las que se presentan alrededor del ovario (periginea) y las que las presentan por encima del ovario (epiginea).
 - b. De acuerdo al tipo de corola: polipétala (pétalos separados), gamopétala (pétalos fusionados) y la apétala (sin pétalos).
 - c. De acuerdo a la simetría de la corola : actinomorfa (simetría radial), cigomorfa (simetría bilateral).
 - d. De acuerdo al número de pétalos de la corola : tetrámera (cuatro), pentámera (cinco), hexámera (seis).
 - e. De acuerdo a la ausencia o presencia de las estructuras sexuales androceo y gineceo : flores pistiladas o femeninas (pistilo), flores estaminadas o masculinas (estambres), flores hermafroditas (pistilo y estambres).
5. Observará una inflorescencia y diferenciará varios tipos de ellas:
 - a. Flores determinadas:

Monocasio : un eje principal con una flor terminal y una lateral.

Dicasio : un eje principal con una flor terminal y dos flores laterales.

b. Flores indeterminadas:

Racimo : un eje principal con flor terminal y flores pediceladas a lo largo del eje.

Espiga : un eje principal con flores sésiles a los lados.

Umbella : un eje principal y nacen en la punta flores pediceladas simétricamente distribuidas.

Cabezuela : eje principal con la punta aplanada o en cono y con flores sésiles.

Corimbo : eje principal con flores pediceladas que nacen a diferente altura y terminan a la misma en la parte superior.

Panícula : con un eje principal y una combinación de racimos a los lados.

CUESTIONARIO

1.Cuál es la función de las flores? _____

2.La importancia económica de las flores para el hombre? _____

3.Las estructuras principales de la flor? _____

4.Cómo se originan las flores en la planta? _____

5.Qué es una inflorescencia? _____

6.Qué ventaja diferencial hay entre una inflorescencia y una flor solitaria? _____

CUESTIONARIO

1.Cuál es la función de las flores? _____

2.La importancia económica de las flores para el hombre? _____

3.Las estructuras principales de la flor? _____

4.Cómo se originan las flores en la planta? _____

5.Qué es una inflorescencia? _____

6.Qué ventaja diferencial hay entre una inflorescencia y una flor solitaria? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 11
FRUTO**

INTRODUCCION

El fruto es una estructura básica en plantas para la dispersión de la semilla y por lo cual se perpetua la especie.

La presencia de frutos succulentos y apetecibles a diversos organismos es para que ayuden en la dispersión de las semillas.

La gran cantidad de agua y carbohidratos en algunos de ellos es precisamente como atracción para que se realice la función.

Otras plantas presentan frutos secos, su dispersión se realiza por aire principalmente o con espinas y su dispersión es mecánica por medio de animales.

Los frutos son producto de una fecundación de los óvulos (saco embrionario), y este se forma por una maduración del ovario.

Los frutos carnosos o succulentos presentan regiones que se distinguen fácilmente como el exocarpio (cáscara del fruto), el mesocarpio (la pulpa de la fruta) y el endocarpio (estructura que protege a la semilla).

Los frutos secos fusionan sus estructuras formando una sola que se denomina pericarpio, en algunos casos son capas muy delgadas de células que rodean a la semilla.

Los frutos son estructuras que protegen y dispersan a las semillas, los frutos pueden portar desde una sola semilla hasta cientos de ellas, dependiendo del número de ovulos que sean fecundados.

Hay plantas que presentan frutos llamados apomícticos y que se forman por estimulación del ovario y realiza su maduración, pero carecen de semillas.

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará la estructura del fruto.

El alumno comparará los e identificará los frutos carnosos entre sí, de acuerdo a sus estructuras.

El alumno conocerá y diferenciará a los frutos secos de acuerdo a sus características.

El alumno determinará cuales son las características que diferencian a los frutos carnosos de los secos.

LITERATURA REVISADA

LITERATURA REVISADA

MATERIAL

Microscopio de disección
Bisturí
Caja de Petri
Material vegetativo

MÉTODO

1. Hacer cortes transversales o longitudinales a los diversos frutos para determinar sus características y por consecuencia su clasificación o nombre.
 - a. realizar un corte longitudinal a una manzana, pera o membrillo y localizar el endocarpio de tipo papiráceo o apergaminado. Haga un esquema.
 - b. Hacer un corte longitudinal a una ciruela, chabacano, durazno o mango y localizar el endocarpio de tipo coriáceo. Haga un esquema.

c. Realice un corte transversal de un tomate, guayaba, aguacate, naranja y observe la ausencia de endocarpio. Haga un esquema.

d. Haga un corte transversal a una naranja, limón y observe la estructura interna, desprenda la capa externa.

e. Haga un corte transversal de un pepino o calabacita, observe la estructura interna, analice la capa externa. Haga un esquema.

2. Haga cortes transversales y longitudinales a diversos frutos secos.

a. Haga corte transversal de un grano de maíz o trigo y observe el pericarpio y la semilla. Haga un esquema.

b. Realice un corte logitudinal de una "semilla" de girasol y observe la semilla y el pericarpio. Haga un esquema.

c. Realice el rompimiento del pericarpio de una avellana o bellota y observe la relación entre semilla y pericarpio.

d. Haga la observación y corte de un fruto de fresno, analizando al pericarpio principalmente.

e. Tomar un fruto de malva y frotarlo con las manos y observar como se desprenden los gajos con semillas.

f. Tomar los frutos o vainas de chícharo, ejote o cacahuate y observar como se abre el pericarpio en dos líneas. Haga un esquema.

g. Realizar la apertura de una vaina de perrito o viborilla y observar la abertura del pericarpio por una sola línea. Haga un esquema.

h. Verificar la apertura del pericarpio de la mostacilla o hierba de pájaro y observar la estructura donde se localizan las semillas.

CLAVE TAXONÓMICA DE FRUTOS.

I. FRUTOS CARNOSOS. Las partes del fruto carnosas total o parcialmente con con gran cantidad de agua y carbohidratos.

A. Baya. Fruto totalmente carnoso, con corteza delgada o dura o coriácea, los Carpelos y semillas uno o más de uno. Sin endocarpio.

1. Baya típica : exocarpio formando una capa muy delgada, el mesocarpio casi o totalmente carnoso. Ejemplos: tomate, guayaba, aguacate, chile, kiwi, papaya, fresa.

2. Pepónide : Una baya con una cubierta o exocarpio duro. Ejemplos : sandía, melón, calabaza, pepino.

3. Hesperidio : una baya con una cáscara o exocarpio coriáceo desprendible y el mesocarpio septado apegaminado. Ejemplos : naranja, limón, lima, toronja.

B. Drupa. Con endocarpio pétreo, formando un hueso que encierra generalmente una sola semilla, carpelos uno o más, con menor frecuencia varios huesos de una semilla en el fruto. Ejemplos : durazno, ciruela, chabacano, nogal, aceituna, cereza.

C. Pomo. Endocarpio papiráceo o algunas veces duro, una parte central por lo general con varias semillas, carpelos varios. La parte externa del fruto derivado de un hipantio. Ejemplos : manzana, pera, membrillo.

II. FRUTOS SECOS. La presencia de un pericarpio seco, muy delgado.

A. Frutos Dehiscentes. Se abren cuando maduran, dejando salir generalmente varias o muchas semillas.

1. Legumbre : un carpelo, casi siempre se abre a lo largo de dos suturas. Ejemplos : chícharo, frijol, cacahuete, haba, vaina de mesquite, huizache.

2. Folículo : un carpelo, generalmente se abre por una sutura. Ejemplos : Asclepios (viborilla), Aquilegia, Delphinium (perritos).

3. Cápsula : Carpelos dos o más.

a. Cápsula Típica : por lo regular es deshiscente en alguna de las cuatro formas siguientes.

1). Se abre a lo largo de la mitad de cada carpelo, o sea, a través de los lóculos, dehiscencia loculicida. Ejemplos : Tulipán, Iris.

2). Se abre a lo largo de la línea de fusión de los carpelos adyacentes, o sea a través de las particiones, dehiscencia septicida. Ejemplo : azalea.

3). Se abre cerca de las puntas de los carpelos por poros, dehiscencia porocida. Ejemplos : amapola.

4). Se abre de la mitad, de tal manera que la punta se cae como una tapadera, dehiscencia circuncísil. Ejemplos : verdolaga, plantado.

b. Silicua. Una cápsula alongada, angosta, de dos carpelos, el pericarpio se abre como dos valvas dejando una pñartición persistente que lleva las semillas en los márgenes. Ejemplo : mostaza.

c. Silícula. Similar a la silicua, pero es corta, no más larga que ancha. Ejemplo : bolsa de pastor.

B. Frutos Indehiscentes. Permanecen cerrados cuando están maduros, reteniendo las semillas que por lo general son pocas o solitarias.

1. Aquenio. Fruto pequeño, no mayor de 1 cm. de longitud, pericarpio delgado, no es duro y sin alas. La semilla es solitaria y esta pegada al pericarpio por el funículo. Ejemplo : girasol, diente de león.

2. Cariópside. El pericarpio y la cáscara de la semilla están fuertemente unidos, las semillas no están sueltas dentro del fruto. Llamados granos o cereales. Ejemplo : maíz, trigo, avena, arroz, centeno.

3. Sámara. Parecido al aquenio, el pericarpio esta prolongado en una ala delgada y plana, algunas veces compuesto de dos mitades duplicadas, cada una con su semilla y su ala. Ejemplos : olmo, fresno, arce.

4. Nuez. Es grande con un pericarpio grueso y duro. Ejemplo : bellota, avellana.

5. Esquizocarpio. Dos o más carpelos, se separan en la madurez, cada carpelo permanece cerrado alrededor de su semilla que es solitaria. Ejemplo : zanahoria, perejil, malva.

RESULTADOS

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 12
SEMILLA**

INTRODUCCION

La semilla se forma por la fecundación de la célula sexual femenina Oosfera por el anterozoide que es la célula sexual masculina y nos conforma por un lado el embrión y por otra al unirse el segundo anterozoide con los glóbulos polares da la formación de los cotiledones, que son estructuras de almacenamiento de agua, carbohidratos, proteínas y lípidos que alimentaran al embrión durante su desarrollo primario durante la germinación.

La semilla realiza la perpetuación de la especie al portar dentro de ella al embrión de una nueva planta, esto por medio de la reproducción de tipo sexual que nos garantiza el intercambio genético cuando se realiza la polinización de tipo cruzada con otros ejemplares de la misma especie.

Existen dos grandes grupos de plantas Liliopsidas y Magnoliopsidas su diversidad radica en su tipo de semilla, las que presentan un solo cotiledón y las que presentan dos cotiledones que por muchos años determinaron el nombre de estas dos clases.

El hombre desde su aparición dentro del ecosistema, le ha proporcionado una gran importancia a las semillas de las plantas, desde el punto de vista económico, medicinal, alimenticio, etc.

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará la estructura de la semilla.

El alumno conocerá e identificará las partes del embrión de la planta.

MATERIAL

Microscopio de disección

Bisturí

Cajas Petri

Material vegetativo

MÉTODO

1. Observe una semilla de frijol y determine su estructura externa. Haga un esquema.
2. Se realizara un corte longitudinal de una semilla de frijol y un fruto de maíz, se observaran los cotiledones. Haga un esquema.
3. Se separa el embrión de los cotiledones y se observa al microscopio identificando sus partes. Haga un esquema.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1.Cuál es la función de la semilla en la planta? _____

2.Explique la importancia económica de las semillas para el hombre? _____

3.Cómo han influido las semillas en el desarrollo del hombre? _____

4.Porqué las semillas tienen tan poca humedad? _____

5.qué función tienen los cotiledones? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 13
ESTRUCTURAS MODIFICADAS**

INTRODUCCIÓN

Las estructuras vegetativas básicas de las plantas son la raíz, tallo, hojas que realizan funciones metabólicas y mecánicas.

Estas partes de la planta en ocasiones realizan modificaciones en su estructura para poder desarrollar algo muy especial e importante para la propia planta, es cuando se salen del patrón clásico.

Las raíces generalmente se modifican en estructuras de almacenamiento, sostén, reproducción, etc. Los tallos también se modifican como estructuras de sostén, reproducción, almacenamiento. Las hojas están marcadas también por los mismos parámetros de almacenamiento, sostén, reproducción, atracción, etc.

Estas modificaciones que se presentan en algunas estructuras de las plantas están determinadas por factores ambientales, que pueden ser el tipo de suelo, la temperatura, la humedad, la altitud, la latitud o la incidencia de las longitudes de onda de la luz, todos estos factores que en conjunto nos conforman los climas dentro de los ecosistemas.

OBJETIVOS

El alumno conocerá y diferenciará las estructuras de raíz, tallo y hoja que presentan modificaciones.

El alumno identificará cual es la función de la modificación que se presenta en la estructura.

MATERIAL

Bisturí
Material vegetativo

MÉTODO

1. Se realizará la observación directa a simple vista de los ejemplares y se analizará la modificación que se presenta.
2. En algunos ejemplares se les hará una disección para apreciar más adecuadamente la modificación presentada.
3. Los ejemplares analizados son: ajo, cebolla, sábila, parras, camote, papa, zanahoria, buganvilia, violeta africana, heno, cilantro, lechuga, nopal, huizache, cuscuta, pasto, huaje, cactus, etc.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1. Qué es una estructura modificada? _____

2. Qué función realiza? _____

3. Menciona tres tipos de tallo modificado? _____

4. Menciona tres tipos de raíces modificadas? _____

5. Menciona tres tipos de hojas modificadas? _____

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA**

LABORATORIO DE BOTÁNICA GENERAL

**PRACTICA # 14
CLASE LILIOPSIDA (MONOCOTILEDONIAS) Y CLASE
MAGNOLIOPSIDA (DICOTILEDONIAS)**

INTRODUCCION

Las plantas que presentan flores como estructuras portadoras de las células sexuales están constituidas por dos grandes clases la Liliopsida (monocotiledonias) y Magnoliopsida (dicotiledonias).

La importancia de estas plantas es muy amplia e incluye todos los cultivos que realiza el hombre para satisfacer todas sus necesidades.

La agricultura representa la capacidad de poder alimentar a las personas de una nación, la independencia económica que representa el ser autosuficientes en la producción de alimentos.

El conocer las plantas, sus atribuciones o características es muy importante para poder llegar a domesticarlas, para obtener de ellas los beneficios para la humanidad.

La protección de las plantas manteniendo la diversidad que existe, parte del conocimiento de las mismas, buscar el mejoramiento de las especies para una mejor producción.

OBJETIVOS

El alumno señalará y diferenciará las características morfológicas y estructurales entre las clases Magnoliopsida y Liliopsida.

El alumno esquematizará y señalará las estructuras que forman los órganos como raíz, tallo, hoja, flor y semilla.

CUESTIONARIO

1. Cuál es la importancia de las clases de angiospermas? _____

2. menciona tres características diferenciales entre las dos clases? _____

3. Porqué la estructura del fruto no es diferencial en las clases? _____

MATERIAL

Microscopio de disección
Caja Petri
Material vegetativo

MÉTODO

1. Observación directa de las estructuras portadoras de los órganos sexuales:

Gimnospermas : conos masculinos en las puntas de las ramas (sacos y granos de polen), son pequeños, con las brácteas suaves y delgadas. Haga un esquema.
Conos femeninos en la parte media de las ramas, son grandes, duros o coriáceos. Haga un esquema.

Angiospermas : se observaran tres tipos de flores diferentes, identificando los estambres y el pistilo. Haga un esquema.

2. Se realizará la observación de los tipos de hojas que presentan las dos divisiones :

Angiospermas : tiene una gran diversidad de hojas desde muy pequeñas de mm. hasta de metros, la forma es tan amplia casi como especies de organismos.

Gimnospermas : Se observarán los dos tipos de hoja que presentan en forma de escama y de aguja.

CUESTIONARIO

1. A que se debe el nombre de Gimnosperma? _____

2. Porqué el nombre de Angiosperma? _____

3. La importancia de las Gimnospermas (pinos)? _____

4. La importancia de las Angiosperma (Plantas con flores)? _____

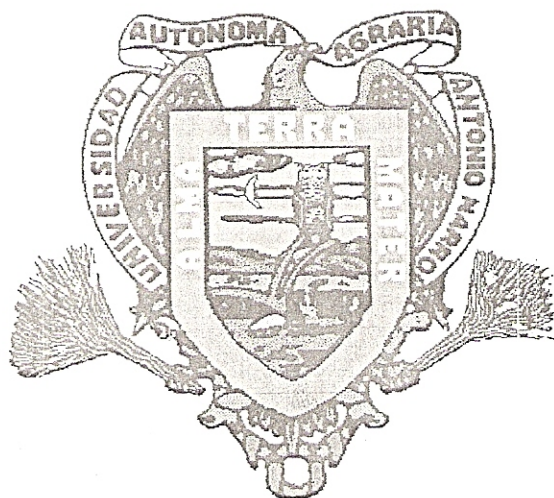
5. Cuál es la diferencia entre las dos grandes divisiones? _____

BIBLIOGRAFIA

- Bold, H. Alexopoulos, C. y Delevoryas, T. Morfología de las plantas y los hongos. Barcelona, España. Editorial Ediciones Omega, S.A. Edición Primera. Año 1989.
- Crofts, F y Colab. Los vegetales y sus cosechas. Barcelona, España. Editorial Aedos. Edición Primera. Año 1971.
- Cronquist, A. Introducción a la Botánica. México, D.F. Editorial CECSA. Edición segunda. Año 1977.
- Cortés, F. Histología vegetal básica. Madrid, España. Editorial H. Blume ediciones. Edición Primera. Año 1980.
- Delevoryas, T. Diversificación vegetal. México, D.F. Editorial C.E.C.S.A. Edición Primera. Año 1981.
- Duffus, C. y Slaughter, C. Las semillas y sus usos. México, D.F. Editorial AGT Editor, S.A. Edición Primera. Año 1980.
- Esau, K. Plant Anatomy. New York, USA. Editorial John Wiley & Sons. Second Edition. Año 1976.
- Font Quer, P. Diccionario de Botánica. Barcelona, España. Editorial Labor, S.A. Edición Primera. Octava reimpresión. Año 1982.
- Font i Quer. Iniciación a la Botánica. Morfología externa. Barcelona, España. Editorial Fontalba, S.A. Edición segunda. Año 1982.
- Fuller, H. y Colab. Botánica. México, D.F. Editorial Nueva Editorial Interamericana, S.A. Edición Primera. Año 1974.
- Greulach, V. y Adams, E. Las plantas. Introducción a la botánica moderna. México, D.F. Editorial LIMUSA, S.A. Edición Primera. Año 1980.
- Luttge, U. Kluge, M. y Bauer, G. Botánica. Madrid, España. Editorial McGraw -Hill / Interamericana de España. Edición Primera. Año 1993.
- Martínez, M. Las pináceas Mexicanas. México, D.F. Editorial UNAM. Edición Tercera. Año 1963.
- Niembro, R. A. Mecanismo de reproducción sexual en pinos. México, D.F. Editorial Limusa, S.A. Edición Primera. Año 1986.

- Nobel, P. Los incomparables Agaves y Cactus.
México, D.F. Editorial Trillas, S.A. Edición Primera. Año 1998.
- Passini, M. Cibrian, D. y Eguiluz, T. II Simposio nacional sobre pinos piñoneros.
Chapingo, Edo. de México. Editorial U. A. Chapingo. Edición Primera. Año 1987.
- Sinnott, E. y Wilson, K. Botánica.
México, D.F. Editorial C.E.C.S.A. Edición Primera. Año 1970.
- Stevenson, F. y Mertens, T. Anatomía Vegetal.
México. D.F. Editorial LIMUSA, S.A. Edición Primera. Año 1980.
- Valla, J. Botánica. Morfología de las plantas superiores.
Buenos Aires, Argentina. Editorial Hemisferio Sur, S.A. Edición Primera. Año 1979.
- Wilson, C y Loomis, W. Botánica.
México, D.F. Editorial UTEHA, S.A. Edición Primera. Año 1980.
- Word, C. A student's Atlas of flowering plants: Some dicotyledons of Eastern
North America.
New York, USA. Editorial Harper & Row, Publishers. Edición Primera. Año 1974.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



MANUAL DE PRÁCTICAS DE ECOLOGÍA
GENERAL

DR. HÉCTOR MADINA VEITIA RÍOS

2005

PRESENTACIÓN

Mediante este manual se pretende que los estudiantes de nivel medio superior tengan una metodología sobre como abordar los problemas ambientales, de erosión, contaminación, desaparición local de especies, entre otros. La manera como esta organizado es que primero se trata al ecosistema como la unidad funcional de la ecología. Luego se tratan los factores abióticos que influyen y limitan el desarrollo de los ecosistemas, después se abordan los atributos que identifican a las poblaciones y la manera como pueden ser medidos. Las interacciones entre los miembros de una población y entre distintas poblaciones también son estudiados. En el tema de comunidad se trata lo relacionado a la sucesión ecológica, la biodiversidad, el flujo de energía. Se hace énfasis a los problemas derivados de una mala explotación de ecosistemas, que pone en riesgo no solo la desaparición de especies, sino que se nulifica la productividad. En la parte final de este manual se abordan de cerca a través de visitas a ecosistemas deteriorados la forma como mal funcionan los ecosistemas, y además se trata de proponer opciones de rescate y rehabilitación de ecosistemas.

Solo mediante el entendimiento de cómo es la estructura y función de los ecosistemas podrán conservarse las relaciones adecuadas entre el hombre y los ecosistemas.

Este manual se escribió para satisfacer la necesidad de que a partir de los conceptos básicos, se muestre como deberían usarse éstos en la solución de problemas ecológicos.

Otoño de 2005.

ÍNDICE

	PÁGINA
PRESENTACIÓN.....	ii
ÍNDICE.....	iii
PRÁCTICA 1.....	1
Observación de ecosistemas terrestres y acuáticos.....	1
PRÁCTICA 2.....	3
Observación de distintas poblaciones.....	3
PRÁCTICA 3.....	5
Análisis abiótico de un ecosistema terrestre y acuático.....	5
PRÁCTICA 4.....	7
Factores abióticos limitantes del desarrollo de ecosistemas en una zona árida.....	7
PRÁCTICA 5.....	9
Aplicación de la ley del mínimo en ecosistemas agrícolas.....	9
PRÁCTICA 6.....	11
Elaboración de diagramas ombrotérmicos e índices de aridez.....	11
PRÁCTICA 7.....	13
Técnicas de muestreo: prácticas de campo.....	13
PRÁCTICA 8.....	15
Tablas de vida y curvas de sobrevivencia.....	15
PRÁCTICA 9.....	17
Relaciones sociales entre los integrantes de una población y entre distintas poblaciones.....	17
PRÁCTICA 10.....	19
Malezas y cultivos agrícolas.....	19
PRÁCTICA 11.....	21
Control biológico de plagas (depredadores y parasitoides).....	21
PRÁCTICA 12.....	23
Análisis de la sucesión ecológica en ecosistemas intactos y perturbados.....	23
PRÁCTICA 13.....	25
Estudio de la biodiversidad de ecosistemas.....	25
PRÁCTICA 14.....	27
Efectos del deterioro ambiental de ecosistemas.....	27
PRÁCTICA 15.....	29
Los establos como ejemplos de áreas en que ocurren Ciclos imperfectos.....	29
PRÁCTICA 16.....	31
Utilidad del estiércol para la rehabilitación de ecosistemas.....	31
PRÁCTICA 17.....	33
Alteraciones en el balance hidrológico de una región, sus repercusiones.....	33
PRÁCTICA 18.....	35
Visitas a ecosistemas deteriorados en los cuales se observe la contaminación.....	35
PRÁCTICA 19.....	37
Análisis de las consecuencias del biodeterioro de ecosistemas.....	37
PRÁCTICA 20.....	39
Propuestas sobre la rehabilitación de ecosistemas deteriorados.....	39

PRÁCTICA 1

FECHA DE ELABORACIÓN: (agosto/05)

FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (sept/05)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Observación de ecosistemas terrestres y acuáticos

1. CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

INTRODUCCIÓN

- a. Conceptos de Ecología
- b. Niveles de organización de la ecología
- c. Ramas y tipos de ecología
- d.

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la estructura y función de los ecosistemas terrestres y acuáticos y en apoyo a los contenidos de conceptos de ecología, distinción de los niveles de organización que son del campo de la ecología, así como las ramas en que se divide la ecología con el propósito de que los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen funcionamiento de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Organizar en una tabla los componentes bióticos de un ecosistema terrestre natural, un ecosistema terrestre artificial (sistema agrícola) y un ecosistema acuático de agua dulce o de agua salada.
- 2.- Hacer dos tablas de datos: una en base a lo observado en ecosistemas aledaños a la UAAAN UL y la otra en base a información bibliográfica y/o computarizada.
- 3.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos tanto de los ecosistemas observados como de los obtenidos a través de información bibliográfica.

EVALUACIÓN

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 2

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Observación de distintas poblaciones

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:
INTRODUCCIÓN

- e. Conceptos de Ecología
- f. Niveles de organización de la ecología
- g. Ramas y tipos de ecología

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender los principales atributos poblacionales así como las interacciones dentro de los integrantes de una población como entre distintas poblaciones, en apoyo a los contenidos de conceptos de ecología, distinción de los niveles de organización que son del campo de la ecología, así como las ramas en que se divide la ecología con el propósito de que los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de poblaciones dentro de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Organizar en una tabla las características que identifican a los miembros de una población y sus atributos principales. Mencionar ejemplos.
- 2.- Organizar en una tabla las interacciones principales entre los miembros de una población y entre distintas poblaciones.
- 3.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y observaciones de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 3

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Análisis abiótico de un ecosistema terrestre y acuático

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

2. ECOLOGÍA FISIOLÓGICA

- a. Ley del mínimo y ley de la tolerancia de Shelford
- b. Determinantes ecológicos
- c. Estrategias frente a la escasez de nutrientes
- d. Factores abióticos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender los factores abióticos que influyen en la estructura y función de un ecosistema terrestre y un ecosistema acuático, en apoyo a los contenidos de ecología fisiológica y los factores abióticos y determinantes ecológicos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Organizar en una tabla las condiciones abióticas que identifican a un ecosistema terrestre y un ecosistema acuático. Mencionando cuales son los factores que pueden en un momento dado restringir el desarrollo de estos ecosistemas. Mencione ejemplos.
- 2.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y observaciones de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.

Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 4

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Factores abióticos limitantes del desarrollo de ecosistemas en una zona árida

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

3. ECOLOGÍA FISIOLÓGICA

- a. Ley del mínimo y ley de la tolerancia de Shelford
- b. Determinantes ecológicos
- c. Estrategias frente a la escasez. de nutrientes
- d. Factores abióticos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender los factores abióticos que influyen en la estructura y función de un ecosistema terrestre de zona árida, en apoyo a los contenidos de ecología fisiológica y los factores abióticos y determinantes ecológicos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Organizar en una tabla las condiciones abióticas que identifican a un ecosistema terrestre de zona árida. Mencionando cuales son los factores que pueden en un momento dado restringir el desarrollo de estos ecosistemas. Mencione ejemplos.
- 2.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y observaciones de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 5

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Aplicación de la ley del mínimo en sistemas agrícolas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

4. ECOLOGÍA FISIOLÓGICA
 - a. Ley del mínimo y ley de la tolerancia de Shelford
 - b. Determinantes ecológicos
 - c. Estrategias frente a la escasez de nutrientes
 - d. Factores abióticos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la aplicación de la ley del mínimo en sistemas agrícolas como un elemento que puede restringir el desarrollo de un agroecosistema, en apoyo a los contenidos de ecología fisiológica y la ley del mínimo y ley de la tolerancia de Shelford, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- En un Cuadro, mencionar los requerimientos ecológicos de los cultivos, así como la concentración en que se requieren.
- 2.- Mediante la aplicación de un modelo ir variando la concentración de los requerimientos ecológicos
- 3.- Identificar las zonas en que se dividen las curvas de tolerancia para cada requerimiento.
- 4.- De todos los requerimientos, distinguir el que se encuentra en mínima concentración de la requerida.
- 5.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y observaciones de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 6

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Elaboración de diagramas ombrotérmicos e índices de aridez

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

5. ECOLOGÍA FISIOLÓGICA
 - a. Ley del mínimo y ley de la tolerancia de Shelford
 - b. Determinantes ecológicos
 - c. Estrategias frente a la escasez de nutrientes
 - d. Factores abióticos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la aplicación de los factores abióticos expresados en el clima y específicamente la precipitación pluvial y la temperatura, a través de la elaboración de diagramas ombrotérmicos e índices de aridez. Estos proporciona información útil desde el punto de vista ecológico, en apoyo a los contenidos de ecología fisiológica y los factores abióticos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Elaborar diagramas ombrotérmicos. Para ello, se emplean datos de temperatura y precipitación pluvial de distintas regiones del país, y que están disponibles en el libro Vegetación de México cuyo autor es Jerzy Rzedowski (1978).
- 2.- Los datos son procesados en el Excel (usando PC), con el propósito de obtener las gráficas.
- 3.- Determinar los índices de aridez según la fórmula de Marttone, de distintas regiones del país, empleando los mismos datos obtenidos a través del punto 1..
- 4.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.

Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 7

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)

FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Técnicas de muestro ecológico: prácticas de campo

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

3. INTERACCIONES ENTRE POBLACIONES

- a. Interacciones dentro de la misma población
- b. Interacciones entre poblaciones diferentes

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender como se puede medir el principal atributo poblacional, que es la densidad. Esto proporciona información útil desde el punto de vista ecológico, ya que son esenciales que se hagan en estudios de impacto ambiental, en apoyo a los contenidos de interacciones entre poblaciones, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Se proporciona la información referente a censos y muestreos, técnicas de muestreo, con parcela y sin parcela
- 2.- Se explican las técnicas de línea de intercepción y uso de cuadrantes.
- 3.- Se determinan los parámetros a evaluar: densidad, cobertura, frecuencia, d. relativa, c. relativa y f. relativa, valor de importancia relativa de cada especie.
- 4.- Se expone un ejemplo de procesamiento de datos. Empleando Cuadros, con datos supuestos.

5.- Ejemplo de Cuadro de datos:

Especie	Den.	D. R. %	Cob.	c. rel. %	Frec.	F. rel %	V. I. R 2 o 3

Cuadro con datos de frecuencia (+ presente) (- ausente)

Muestras	1	2	3	4	5	6	7	8	Total Presente
Especie									

Los datos son procesados en el Excel (usando PC), con el propósito de obtener las gráficas.

6.- Hacer muestreos en el campo. Se aplica este conocimiento en ecosistemas nativos.

4.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 8

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Tablas de vida y curvas de sobrevivencia

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

3. INTERACCIONES ENTRE POBLACIONES

- c. Interacciones dentro de la misma población
- d. Interacciones entre poblaciones diferentes

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la información que proporcionan las tablas de vida y las curvas de sobrevivencia. Esto proporciona información útil desde el punto de vista ecológico, ya que son esenciales que se hagan en estudios de impacto ambiental, cacería cinegética entre otros, en apoyo a los contenidos de interacciones entre poblaciones, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Se proporciona la información referente a tablas de vida y curvas de sobrevivencia
- 2.- Se emplean ejemplos tablas de vida de libros de ecología.
- 3.- Se caracterizan las tres curvas de sobrevivencia básicas que presentan las distintas poblaciones.
- 4.- Se proporcionan datos básicos para ser analizados por el estudiante.
- 5.- Los datos son procesados en el Excel (usando PC), con el propósito de obtener las gráficas y Cuadros
- 6.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información bibliográfica y de campo.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 9

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Relaciones sociales entre los integrantes de una población y entre distintas poblaciones

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

2. INTERACCIONES ENTRE POBLACIONES

- a. Interacciones dentro de la misma población
- b. Interacciones entre poblaciones diferentes

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la importancia de las relaciones sociales en las poblaciones, para que dichas poblaciones tengan éxito. Se analiza la organización en el trabajo y en la reproducción, en apoyo a los contenidos de interacciones entre poblaciones, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Se proporciona la información referente a las relaciones sociales que presentan distintas poblaciones.
- 2.- Hacer investigación bibliográfica y videográfica acerca de este tema.
- 3.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 10

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Malezas y cultivos agrícolas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

3. INTERACCIONES ENTRE POBLACIONES

- a. Interacciones dentro de la misma población
- b. Interacciones entre poblaciones diferentes

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la competencia que puede haber entre malezas y cultivos en un sistema agrícola, en apoyo a los contenidos de interacciones entre poblaciones, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Se proporciona información sobre las malezas de distintos cultivos en sistemas agrícolas.
- 2.- Se dan indicaciones sobre las distintas formas como se pueden controlar las malezas en los cultivos.
- 3.- Se les encarga hacer un análisis de un sistema agrícola que presente malezas y las propuestas de cómo controlar este problema.
- 4.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.

Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 11

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Control biológico de plagas (depredadores y parasitoides)

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

3. INTERACCIONES ENTRE POBLACIONES

- a. Interacciones dentro de la misma población
- b. Interacciones entre poblaciones diferentes

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la importancia del control biológico como una estrategia de eliminar plagas y enfermedades en sistemas agrícolas, en apoyo a los contenidos de interacciones entre poblaciones, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Se proporciona información sobre el control biológico de plagas y la estrategia de emplear depredadores y parasitoides como enemigos naturales de las plagas en sistemas agrícolas.
- 2.- Se proporcionan ejemplos (*Crysopas* y *Tricogramas* como controladores de pulgones, gusanos) de estas interacciones en los sistemas agrícolas.
- 3.- Se les encarga hacer un análisis de un sistema agrícola que presente plagas y hacer propuestas de cómo controlar este problema.
- 4.- Hacer un análisis y discusión de los resultados obtenidos a través de información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 12

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Análisis de la sucesión ecológica en ecosistemas intactos y perturbados

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

4. COMUNIDADES Y ECOSISTEMAS

- a. Desarrollo de las comunidades
- b. Sucesión ecológica
- c. Ecosistemas
- d. Deterioro de ecosistemas

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN**OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.**

Orientada a entender la importancia de la sucesión ecológica en ecosistemas, en el equilibrio del flujo de energía y ciclos de minerales, en apoyo a los contenidos de comunidades y ecosistemas, en los puntos desarrollo de comunidades, ecosistemas y deterioro de ecosistemas, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Hacer una investigación bibliográfica y videográfica sobre el fenómeno de sucesión.
- 2.- Clarificar la importancia de la sucesión en el aprovechamiento de la energía y de los ciclos minerales
- 3.- Analizar ecosistemas tanto naturales (en áreas cerriles, intactas y perturbados).
- 4.- Analizar sistemas agrícolas abandonados, como ejemplos de sucesión secundaria y observar su estructura y función.
- 5.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 13

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Estudio de la biodiversidad de ecosistemas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

4. COMUNIDADES Y ECOSISTEMAS

- a. Desarrollo de las comunidades
- b. Sucesión ecológica
- c. Ecosistemas
- d. Deterioro de ecosistemas

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN**OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.**

Orientada a entender la importancia de la biodiversidad en ecosistemas, la influencia que ejercen los factores ambientales en la biodiversidad, la riqueza ecológica como patrimonio de la nación, en apoyo a los contenidos de comunidades y ecosistemas, en los puntos desarrollo de comunidades, ecosistemas y deterioro de ecosistemas, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Hacer una investigación bibliográfica y videográfica sobre la biodiversidad.
- 2.- Averiguar que factores ambientales ocasionan que haya mayor o menor biodiversidad en los ecosistemas.
- 3.- Comparar la biodiversidad de ecosistemas naturales con sistemas agrícolas
- 3.- Investigar el papel que juega el hombre en la desaparición de especies en los ecosistemas.
- 4.- Obtener un lista de especies tanto vegetales como animales que estén en peligro de extinción debido a las acciones del ser humano.

5.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 14

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Efectos del deterioro ambiental de ecosistemas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

4. COMUNIDADES Y ECOSISTEMAS

- a. Desarrollo de las comunidades
- b. Sucesión ecológica
- c. Ecosistemas
- d. Deterioro de ecosistemas

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender los efectos que ocasiona el deterioro originado en los ecosistemas por la acción del ser humano: desequilibrios en el clima local, agravamiento en la erosión y desertificación de suelos, en apoyo a los contenidos de comunidades y ecosistemas, en los puntos, ecosistemas y deterioro de ecosistemas, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Hacer una investigación bibliográfica y videográfica sobre los efectos que ocasiona el ser humano en el agravamiento del deterioro de ecosistemas.
- 2.- Averiguar los efectos ocasionados por la mala explotación de los ecosistemas.
- 3.- Averiguar los efectos ocasionados por la contaminación de suelos, agua y aire en los ecosistemas.
- 4.- Proponer opciones de solución a la problemática.
- 5.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 15

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)

FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Los establos como ejemplo de áreas en que ocurren ciclos imperfectos

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

5. CICLOS BIOGEOQUÍMICOS

- a. Ciclos perfectos y ciclos imperfectos
- b. Papel de los microorganismos en los ciclos

NÚMERO DE HORAS: 6LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender la importancia de los ciclos minerales como factores de equilibrio en los ecosistemas, en apoyo a los contenidos de ciclos biogeoquímicos, ciclos perfectos y ciclos imperfectos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Analizar los establos lecheros como fuente de contaminación ambiental.
- 2.- Averiguar los efectos ocasionados por la contaminación derivada de los excesos de acumulación de estiércol en los establos lecheros.
- 3.- Proponer opciones de solución a la problemática.
- 4.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 16

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Utilidad del estiércol para la rehabilitación de ecosistemas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

5. CICLOS BIOGEOQUÍMICOS

- c. Ciclos perfectos y ciclos imperfectos
- d. Papel de los microorganismos en los ciclos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN**OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.**

Orientada a entender la utilidad del estiércol como fuente de obtención de nutrimentos para el componente biótico de los ecosistemas, en apoyo a los contenidos de ciclos biogeoquímicos, ciclos perfectos y ciclos imperfectos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Analizar la utilidad del estiércol como fuente de descomposición orgánica por parte de microorganismos y lombrices de tierra.
- 2.- Averiguar la forma como se debe emplear el estiércol en la vermicomposta.
- 3.- Determinar la calidad del humus derivado de los desechos de lombrices de tierra..
- 4.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México. D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 17

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Alteraciones en el balance hidrológico de una región, sus repercusiones

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

5. CICLOS BIOGEOQUÍMICOS

- a. Ciclos perfectos y ciclos imperfectos
- b. Papel de los microorganismos en los ciclos

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender las repercusiones que pueden ocurrir al sufrir alteraciones el balance hidrológico en una región, en apoyo a los contenidos de ciclos biogeoquímicos, ciclos perfectos y ciclos imperfectos, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Analizar el balance hidrológico de una región.
- 2.- Dentro del balance hidrológico determinar cuales de sus componentes es posible que puedan ser manipulados para mejorar el balance.
- 3.- Proponer estrategias que conduzcan a una mejoría en el balance hidrológico de una región.
- 4.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 18

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Visitas a ecosistemas deteriorados en los cuales se observe contaminación

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

6. ASPECTOS ECOLÓGICOS EN EL CONTROL DEL BIODETERIORO Y EN LA GESTIÓN DE SUELOS, RESIDUOS Y AGUA.

- a. Control del biodeterioro
- b. Gestión de suelos agrícolas, residuos y agua

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN**OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.**

Orientada a entender las repercusiones que pueden ocurrir por el deterioro en ecosistemas, derivados de la contaminación ambiental, en apoyo a los contenidos de aspectos ecológicos en el control del biodeterioro y en la gestión de suelos, residuos y agua, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Visitar ecosistemas que presenten problemas derivados por la contaminación.
- 2.- Averiguar sobre aspectos históricos del ecosistema (para saber como era antes de la contaminación).
- 3.- Analizar la situación actual y compararla con la información histórica del ecosistema.
- 4.- Proponer estrategias que conduzcan a una mejoría en la condición del ecosistema.
- 5.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 19

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Análisis de las consecuencias del biodeterioro de ecosistemas

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

6. ASPECTOS ECOLÓGICOS EN EL CONTROL DEL BIODETERIORO Y EN LA GESTIÓN DE SUELOS, RESIDUOS Y AGUA.

- a. Control del biodeterioro
- b. gestión de suelos agrícolas, residuos y agua

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.

Orientada a entender las repercusiones que pueden ocurrir por el deterioro en ecosistemas, derivados de la contaminación ambiental, en apoyo a los contenidos de aspectos ecológicos en el control del biodeterioro y en la gestión de suelos, residuos y agua, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Analizar las consecuencias derivadas del biodeterioro de ecosistemas.
- 2.- Estado en que se encuentra la productividad, la biodiversidad, la sucesión ecológica, el flujo de energía y los ciclos minerales.
- 3.-Proponer estrategias que conduzcan a una mejoría en la condición del ecosistema.
- 4.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México, D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

PRÁCTICA 20

FECHA DE ELABORACIÓN: (Mes/Año)
FECHA DE ACTUALIZACIÓN: (Mes/Año)

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN.

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: Propuestas sobre la rehabilitación de ecosistemas deteriorados

CORRESPONDIENTE AL TEMA DEL PROGRAMA ANALÍTICO:

6. ASPECTOS ECOLÓGICOS EN EL CONTROL DEL BIODETERIORO Y EN LA GESTIÓN DE SUELOS, RESIDUOS Y AGUA.

- a. Control del biodeterioro
- b. Gestión de suelos agrícolas, residuos y agua

NÚMERO DE HORAS: 6

LUGAR EN DONDE SE REALIZARÁ: Instalaciones de la UAAAN UL

PROFESOR RESPONSABLE: Dr. Héctor Madinaveitia Ríos

II. DESCRIPCIÓN**OBJETIVO DE LA PRÁCTICA.**

Orientada a hacer propuestas sobre la rehabilitación de ecosistemas deteriorados, en apoyo a los contenidos de aspectos ecológicos en el control del biodeterioro y en la gestión de suelos, residuos y agua, con el propósito de que en los alumnos se de el desarrollo de Habilidades, Destrezas, Aptitudes y Actitudes, que favorezcan el buen desarrollo de los ecosistemas.

PROCEDIMIENTO.

- 1.- Investigar sobre estrategias de rehabilitación de ecosistemas deteriorados.
- 2.- Proponer estrategias que conduzcan a una mejoría en la condición del ecosistema.
- 4.- Analizar los resultados y hacer una discusión con la información recabada.

EVALUACIÓN.

La evaluación se hará por los reportes entregados una semana después de haber dado las indicaciones de esta práctica.

BIBLIOGRAFÍA.

- Miller, JR. T. G. 1994. Ecología y medio ambiente. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México. D. F. 867 p.
- Odum, P. E. 1987. Fundamentos de Ecología. Nueva Editorial Interamericana, S. A. de C. V. México, D. F. 422 p.
- Bennett, D. P. y D. A. Humphries. 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Rosario, 17 – Madrid-5. España. 326 p.

Nota: Se desarrollará un formato para cada Tema o práctica y el conjunto constituirá el manual.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO EN
PROCESOS AMBIENTALES



MANUAL DE PRÁCTICAS DE
ECOLOGÍA URBANA

PROFESOR: M. en A. HUGO AGUILAR MARQUEZ

COLABORADOR: QFB ANA MARÍA MEJÍA FERNÁNDEZ

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA



PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO
EN PROCESOS AMBIENTALES

PROGRAMA DE PRÁCTICAS

JUNIO 2011

INSTRUMENTO DE PLANEACIÓN DEL CURSO
(PRÁCTICAS)

DATOS DE IDENTIFICACIÓN DE LA MATERIA

Programa Académico : INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES			
Título del Curso:	ECOLOGÍA URBANA	Clave: BIO-446	Créditos 8
Tipo de Curso:	Tradicional	Seminario	Taller
Semestre en que se Imparte:	SÉPTIMO	Sección: UNO Y DOS	✓ Laboratorio

DATOS GENERALES DE LAS PRÁCTICAS

Frecuencia/ semana:	1	Total de Prácticas:	7			
Horario	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
Fecha de Inicio:	Agosto 2011		Fecha de Término:	Diciembre 2011		
Línea Curricular a la que pertenece: PROCESOS AMBIENTALES						
REVISÓ						
JEFE DE DEPARTAMENTO M en C Luis R. Castañeda V.			JEFE DE PROGRAMA DOCENTE IPA IBQ Rubi Muñoz Soto			

OBJETIVO

(Quién, qué, para qué)

A través del conocimiento de la problemática ambiental y sus consecuencias, y la combinación de todos estos medios didácticos, será más fácil lograr el objetivo primordial: **La sensibilización ambiental.**

POLÍTICAS DEL LABORATORIO

La calificación del laboratorio estará constituida por los siguientes puntos:

- 1.- Reporte y trabajo en el laboratorio 70%
- 2.- Examen 15%
- 3.- Reporte de seguridad e higiene 15%

Antes del inicio de cada práctica, el alumno deberá presentar un diagrama de flujo en el que se describan las actividades que se llevarán a cabo durante la misma, así como la investigación previa que debió haber realizado para poder llevar a cabo la práctica.

- 1.- EL REPORTE Para el caso del reporte de prácticas, este deberá contener: introducción, respuesta al cuestionario, diagrama de flujo de las actividades a realizar, reacciones y fundamentos de la misma, resultados, conclusiones y bibliografía.
- 2.- EXAMEN. Consistirá en preguntas relacionadas con la práctica a realizar.
- 3.- REPORTE DE SEGURIDAD E HIGIENE. Se deberá de entregar al final de cada práctica y sólo por los alumnos que en esa práctica hayan sido designados como jefes de mesa.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** ESTUDIO DE DIFERENTES FACTORES DE DISTURBIO URBANO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** PLANEACIÓN DE LAS CIUDADES SUSTENTABLES.
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** 4 HRS.
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCION:

Se llevará a cabo una investigación de factores de daño en la calidad de vida en el medio urbano tales como el ruido, vibraciones, etc., así como factores sociales y se determinará el nivel y grado de daño que estos factores provocan.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno comprenderá la importancia de diversos factores como el ruido, las vibraciones, etc., y su impacto en la salud de los habitantes de las ciudades.

EVALUACIÓN:

Se presentará una investigación de los diferentes factores adicionales y un breve ensayo de los principales problemas sociales que arrojan las ciudades actuales.

El valor de la práctica es de 2% de la calificación final.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos d ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Leitmann, J. 1998. Sustaining Cities. Mc graw-Hill.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** MODELOS URBANOS

- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** MODELOS URBANOS

- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD

- **HORAS DE DURACIÓN:** 4 HRS.

- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES

- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2

- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Basado en el modelo urbano de Torreón, se realizará mediante planos, croquis o maquetas un diseño sugerido para ciudad, en base a modelos urbanos ya diseñados, así mismo se llevará a cabo una investigación de la problemática en cuanto a la planificación urbana, para tener un impacto en la calidad de vida del habitante de la ciudad.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno comprenderá la importancia de los modelos urbanos y el sentido de importancia de una adecuada planificación urbana, para tener un impacto en la calidad de vida del habitante de las ciudades.

EVALUACIÓN:

Se presentará reporte de práctica por escrito acerca de la situación de planificación urbana en la ciudad, y realizará u modelos urbano determinado.

El valor de la practica es de 3% de la calificación final.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos d ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Leitmann, J. 1998. Sustaining Cities. Mc graw-Hill.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** ANÁLISIS DE LA VEGETACIÓN URBANA
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** LA CIUDAD, UN M OSAICO DE HÁBITATS.
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2 HRS./SEMANA
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Se realiza un inventario de la ciudad, determinando el tipo de vegetación dominante, su impacto y la problemática de la misma en la ciudad, con la información obtenida se propondrán modelos de mejoramiento de paisaje urbano tomando como modelo la realidad ecológica de la región.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno comprenderá la importancia de la vegetación de la ciudad, comprenderá el nivel de sucesión imperante en el momento actual y será capaz de recomendar alternativas al problema urbano de la vegetación.

EVALUACIÓN:

Se presentará por escrito, reporte de práctica, y un inventario de los recursos de la vegetación de la ciudad, y presentará de manera alternativa un diseño de mejoramiento de vegetación para la ciudad de Torreón.

El valor de la práctica es del 3% de calificación final.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettini, V 1999 Elementos de ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Leitmann, J. 1998. Sustaining Cities. McGraw-Hill.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** SISTEMAS DE RESIDUOS URBANOS.
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** CICLO DE LOS DESECHOS DE LAS CIUDADES
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** 4 HRS/SEMANA.
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES.
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Se lleva a cabo un inventario de residuos sólidos, en algún determinado sector de la ciudad de Torreón, a fin de determinar la cantidad de residuos y la variedad de los mismos, que se desechan en un período determinado en un determinado sector y determinar el nivel de impacto que esto provoca en la ciudad.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno comprenderá la importancia del ciclo de los desechos urbanos en la ciudad, la elaboración de un inventario para la clasificación de residuos y su importancia en la calidad de vida del hombre en la ciudad.

EVALUACIÓN:

Se presentará reporte de práctica por escrito, y un inventario de los residuos monitoreados en el tiempo en que se realizó la práctica, visitará rellenos sanitarios presentará reporte del estado actual de dichos rellenos.

El valor de la práctica es de 3% de la calificación final.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos de ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Leitmann, J. 1998. Sustaining Cities. McGraw-Hill.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** CICLO DE AGUA URBANA
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** CICLO DEL AGUA URBANA.
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** 6 HRS
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES.
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Se realizará una investigación de campo en los principales abastecimientos de agua de la ciudad de Torreón, a fin de determinar el ciclo urbano del agua de la misma ciudad y determinar el número de contaminantes presentes en los principales abastecimientos de agua de la ciudad, determinar los gastos de agua y uso, funcionamiento de los sistemas de descarga y alcantarillado, plantas de potabilización, así como revisas las planas de agua residual en la ciudad.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno comprenderá el funcionamiento del ciclo del agua urbano y su importancia en la calidad de vida del ser humano de las ciudades.

EVALUACIÓN:

Se presentará reporte de práctica por escrito, presentado datos estadísticos de los distintos componentes del ciclo urbano del agua en la ciudad de Torreón, evaluará el impacto en la salud del mencionado ciclo, y presentará una entrevista grabada con especialistas del ramo.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos d ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Lovei, E. 2000. Urban ecology. Mc graw-Hill.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** CONTAMINACIÓN ATMOSFÉRICA URBANA.
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** IMPACTO DEL AIRE URBANO EN LA CIUDAD.
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** UN MES
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES.
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Se lleva a cabo una investigación de campo de los principales contaminantes atmosféricos de la ciudad de Torreón y se lleva a cabo un muestreo en las principales estaciones de monitoreo de la calidad del aire (estaciones de la empresa peñoles, departamento de ecología de Torreón), durante un mes, y se harán entrevistas a especialistas en la materia a fin de conseguir su opinión de la problemática, investigando también los daños ocasionados a la salud humana debido al impacto de este factor.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

El alumno deberá investigar la problemática de la contaminación atmosférica, y comprender la importancia de este factor y el impacto en la calidad de vida de los ciudadanos de Torreón.

EVALUACIÓN:

Se presentará reporte de práctica por escrito, presentando datos estadísticos de la contaminación en la ciudad de Torreón, evaluará el impacto en la salud y en la vida del ciudadano, y presentará una entrevista grabada con especialistas en el ramo.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos de ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Rutherford, E. 1997. Urban Air Ecosystems. Cambridge Press.

Tarradas, U. 2003. Ecología Urbana. Ed. Siglo.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
MANUAL DE PRÁCTICA DE ECOLOGIA URBANA CLAVE BIO-446

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2011

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** BALANCE ENERGÉTICO DE LA CIUDAD.
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** EL BALANCE EN LAS CIUDADES.
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** DIVERSOS LUGARES DE LA CIUDAD
- **HORAS DE DURACIÓN:** 6 HRS
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES.
- **SEMESTRE:** QUINTO **SECCIÓN:** 1 Y 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** M. en A. Hugo Aguilar M.

DESCRIPCIÓN:

Se realiza mediante investigación de campo los principales inputs y outputs de los recursos de la ciudad de Torreón, determinando diferentes valores de medición de producción (gasto de agua, productos que se adquieren de otras partes de la región, etc.), así como grado de uso de los mismos, clasificando la importancia de cada uno de ellos, estableciendo, mediante un cuadro estadístico, el balance energético de la ciudad.

OBJETIVO DE LA PRÁCTICA:

Conocer la cantidad de entradas salidas de energía, su importancia, uso y gasto para determinar los niveles de energía que demandan las ciudades.

EVALUACIÓN:

Se presentará reporte de la práctica, por escrito, y se hará la exposición de los resultados obtenidos para establecer de manera crítica la importancia de los valores de energía en la ciudad.

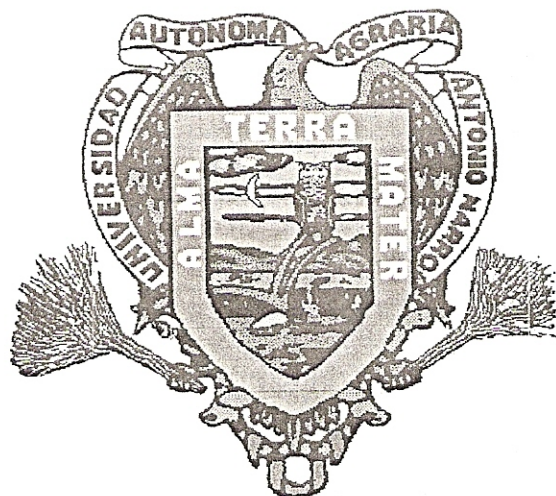
REFERENCIA BIBLIOGRAFICA:

Bettinni, V 1999 Elementos d ecología urbana. Ed. El siglo.

Casas, A. 2001. Introducción a la ecología urbana. Ed. El siglo.

Tarradas, U. 2003. Ecología Urbana. Ed. Siglo.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA
VEGETAL

DR. HÉCTOR MADINAVEITIA RÍOS

2005

PRESENTACIÓN

Mediante este manual se pretende que los estudiantes de nivel medio superior adquieran la capacidad para manejar los aparatos que existen en un laboratorio de fisiología vegetal, y que además logren identificar estructuras tanto celulares como de tejidos. También se pretende que apliquen el método científico en el análisis de los resultados que se obtengan al realizar las prácticas. Con ello se les despertará el interés científico y podrán en un momento dado aplicarlo en la solución de otro tipo de problemas. La manera como esta organizado es que primero se trata lo relacionado a la célula vegetal, como la unidad estructural y funcional de una planta. Luego se trata la relación agua – planta, haciéndose énfasis a la manera como se adaptan las plantas a condiciones de escasez de agua. Después se aborda la fotosíntesis y la nutrición mineral. Solo mediante el entendimiento de cómo es la estructura y función de las plantas podrán conservarse las relaciones adecuadas entre el hombre y los ecosistemas.

Este manual se escribió para satisfacer la necesidad de que a partir de los conceptos básicos, se muestre como deben observarse las partes que forman a una planta, la manera como se relacionan con el agua y otros factores ambientales como el O₂ y el CO₂.

Otoño de 2005.

ÍNDICE

	PÁGINA
PRESENTACIÓN.....	ii
ÍNDICE.....	iii
PRÁCTICA 1.....	1
LA CÉLULA VEGETAL.....	1
PRÁCTICA 2.....	3
PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA.....	3
PRÁCTICA 3.....	5
LOS PLASTIDIOS.....	5
PRÁCTICA 4.....	7
DEMOSTRACIÓN DE LA DIFUSIÓN Y EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN	7
PRÁCTICA 5.....	10
DEMOSTRACIÓN DE LA ÓSMOSIS.....	10
PRÁCTICA 6.....	11
EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA INTENSIDAD DE LA ÓSMOSIS.....	13
PRÁCTICA 7.....	14
PRESIÓN OSMÓTICA.....	14
PRÁCTICA 8.....	18
PLASMÓLISIS.....	18
PRÁCTICA 9.....	22
DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL DE AGUA POR EL MÉTODO DE CHARDAKOV.....	22
PRÁCTICA 10.....	24
MÉTODOS VOLUMÉTRICOS Y GRAVIMÉTRICOS EMPLEADOS PARA DETERMINAR EL POTENCIAL DE AGUA.....	24
PRÁCTICA 11.....	27
EL AGUA Y LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS.....	27
PRÁCTICA 12.....	28
ESTRUCTURAS ANATÓMICAS QUE INTERVIENEN EN EL TRANSPORTE DE AGUA.....	28
PRÁCTICA 13.....	30
VELOCIDAD DEL FLUJO DE AGUA EN EL SISTEMA VASCULAR.....	30
PRÁCTICA 14.....	32
TRANSPIRACIÓN.....	32
PRÁCTICA 15.....	34
GUTACIÓN.....	34
PRÁCTICA 16.....	36
OBSERVACIÓN DE ESTOMAS.....	36
PRÁCTICA 17.....	38
EFECTO DE LA MORFOLOGÍA DE LAS HOJAS , TEJIDOS PROTECTORES Y SUSTANCIAS CEROSAS EN LA TRANSPIRACIÓN.....	38
PRÁCTICA 18.....	42
EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE SOLUTOS EN LA ABSORCIÓN DE AGUA.....	42
PRÁCTICA 19.....	46

FOTOSÍNTESIS: PIGMENTOS CELULARES.....	46
PRÁCTICA 20.....	50
MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE CAMBIOS EN EL pH DEL AMBIENTE.....	50
PRÁCTICA 21.....	52
MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE MICROMOLES DE CO ₂ CONSUMIDOS EN LA FOTOSÍNTESIS.....	52
PRÁCTICA 22.....	54
EFFECTO DE LA LUZ, EL CO ₂ Y LA TEMPERATURA EN LA FOTOSÍNTESIS.....	54
PRÁCTICA 23.....	57
RESPIRACIÓN: ABSORCIÓN DE CO ₂	57
PRÁCTICA 24.....	60
NECESIDADES DE ALGUNOS ELEMENTOS PARA EL DESARROLLO DE PLANTAS.....	60
BIBLIOGRAFÍA.....	64

PRÁCTICA 1

LA CÉLULA VEGETAL

Objetivo

Reconocer los componentes de la célula vegetal, observar los movimientos protoplasmáticos.

Materiales:

Por grupo	Generales
Microscopio	éter de petróleo
6 portaobjetivos y cubreobjetos	solución de lugol
vidrio de reloj	solución de sudan III o IV
2 flores de tronadora	solución de rojo neutro 0.5%
hojas de hierba de la golondrina	tinta china
semillas de hiquerilla	
bulbo de cebolla	

Metodología

- 1.- En un portaobjetos con una gota de agua coloque un trozo de epidermis superior de un bulbo de cebolla (desprenda el tejido usando pinzas, evite que el tejido se enrolle). Coloque el cubreobjeto y examine al microscopio, primero con el menor aumento y luego con el mayor.
- 2.- Haga otra preparación de epidermis de cebolla agregándole, ahora, una gota de rojo neutro al 0.5%.
- 3.- A otra preparación de epidermis de cebolla agréguele una gota de lugol diluido.
- 4.- Monte en un portaobjeto con una gota de agua, los pelos estaminales de flores de tronadora y observe el movimiento citoplasmático con el aumento mayor.
- 5.- Coloque en el portaobjeto una gota de savia de hoja de hierba de la golondrina y observe el movimiento browniano.

6.- Haga un corte delgado del endospermo de una semilla de higuera y tiña la preparación con sudán III o IV. Observe al microscopio, después agregue gotas de éter de petróleo y vuelva a observar.

Organización de resultados

- 1.- Dibuje varias células epidérmicas de cebolla. Identifique pared celular, citoplasma y núcleo.
- 2.- Haga un diagrama de varias células en que se muestre los diferentes estratos que las separan. Indique dónde se ubican: laminilla media, paredes celulares primaria y secundaria.
- 3.- Compare el movimiento browniano de las partículas de tinta china y savia de hierba de la golondrina. ¿Hay relación entre el tamaño de las partículas y su velocidad?
- 4.- Señale dónde actúan los siguientes reactivos y la razón de usarlos:

Reactivos	Tinción	Identificación
Rojo neutro		
Lugol		
Sudán IV		
Éter de petróleo		

PRÁCTICA 2

PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA

Introducción

Descontando el agua, los gases y las moléculas menores a un PM de 60 la permeabilidad de sustancias no iónicas solubles normalmente en agua es inversamente proporcional al tamaño molecular, también es mayor para moléculas no disociadas que para iones y para ácidos débiles que para fuertes, es inversamente proporcional al tamaño del ión más su capa de hidratación. Además la respiración es esencial para el mantenimiento de la permeabilidad diferencial y ésta desaparece con la muerte.

Objetivo

Estudiar las características de las membranas citoplasmáticas respecto a su permeabilidad.

Material

Por grupo

Repollo morado (o betabel), sacabocados de 1 cm, 3 tubos de ensayo con gradilla, vaso de 100 ml y etiquetas o lápiz de cera.

Generales

Solución de NaCl 0.75M, solución de CaCl₂ 0.75M, agua destilada, 3 pipetas de 10 ml.

Metodología

- 1.- Lave muy bien con agua destilada 3 trozos de repollo morado de igual tamaño, obtenidos con el sacabocados. Repita la operación hasta que el agua de lavado sea totalmente transparente (15 minutos).
- 2.- Etiquete 3 tubos y agrégueles las siguientes soluciones:
 - a) 10 ml de NaCl 0.75M,
 - b) 10 ml de CaCl₂ 0.75 M, y
 - c) 5 ml de NaCl más 5 ml de CaCl₂ 0.75M.
- 3.- Coloque en cada tubo un trozo de repollo y espere alrededor de una hora y observe; repita la observación al día siguiente.

Organización de resultados

1.- Anote sus observaciones en el siguiente Cuadro (Efecto del Na y Ca en la permeabilidad):

Tratamiento	Color de la solución	Significado
1) NaCl		
2) CaCl ₂		
3) NaCl + CaCl ₂		

2.- Analice y explique los cambios observados.

¿Cómo se llama el fenómeno que se ha producido en el tubo 3?

PRÁCTICA 3

LOS PLASTIDIOS

Objetivo

Identificar la estructura y función de los plastidios en la célula vegetal.

Material

Por grupo	General
Microscopio	tubérculos de papa
Hoja de <i>Elodea</i> o musgo	semillas de papa
Trozo de zanahoria	granos de maíz
Hoja de afeitador	fruto verde de plátano
Vaso pequeño	granos de trigo
9 portaobjetos y cubreobjetos	granos de arroz
	hojuelas de avena

Metodología

- 1.- Examine al microscopio una hoja joven de *Elodea* y ubique los cloroplastos. Posteriormente acerque la preparación a una lámpara para calentarla levemente. Cuide de que la preparación no se seque. Observe al microscopio la zona cercana a la nervadura (para observar el movimiento de cloroplastos en climas muy fríos debe mantener las hojas en agua durante la noche a una temperatura cercana a los 25°C).
- 2.- Haga un corte transversal de zanahoria y observe cromoplastos con cristales de carotina.
- 3.- Haga un corte transversal en los siguientes materiales: papa, semillas de papa, maíz, plátano, trigo y arroz). Raspe la superficie y observe los leucoplastos y sus granos de almidón al microscopio. Disminuya la iluminación bajando el condensador o cerrando el diafragma.
- 4.- Macere hojuelas de avena y haga una suspensión. Observe al microscopio.

Organización de resultados

- a) ¿Qué son los cloroplastos y donde se ubican?. Dibuje como se presentan en las células.
- b) Señale cuál es el efecto de la temperatura sobre el movimiento de los cloroplastos.
- c) ¿Qué es el almidón? En que tipos de tejidos los observó?

Tareas sobre célula vegetal

- 1.- Describa la teoría celular.
- 2.- Señale las diferencias y semejanzas entre una célula vegetal y una célula animal.
- 3.- En que se basaría para decir si una célula vegetal es joven o madura.
- 4.- Explique brevemente las diferencias fundamentales entre pared y membrana celular.
- 5.- Indique que son los plastidios. Clasifíquelos según su función y señale la importancia de cada uno.

PRÁCTICA 4

DEMOSTRACIÓN DE LA DIFUSIÓN Y EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN

Objetivo

Demostrar los principios generales que rigen la difusión a través de la determinación del cambio de coloración en una tira de papel pH. También observar que la intensidad de la difusión es afectada por la concentración de las partículas.

Material

Por grupo

- 1.1.- Papel indicador de pH
- Tubo de 4 cm de diámetro abierto en ambos extremos
- Alfileres
- Soporte universal con pinza
- Tira de papel milimetrado, 2 tapones de goma, 1 cuchillo
- 1.2.- 2 tubos de ensayo pequeños llenos con agar al 2%, hasta 2/3 de altura, 2 etiquetas, 2 tapones para tubos, rejilla.

General:

- 1.1.- Solución de NH_4OH al 10%, papel engomado transparente, pipeta pasteur.
- 1.2.- Sulfato de cobre al 10% (o azul de metileno al 0.2%), sulfato de cobre al 30% (o azul de metileno al 0.4%), gradilla, 2 pipetas.

Metodología

1.1.- demostración de la difusión

Fije el tubo a un soporte de tal manera que quede vertical. En su parte exterior, adhiera con papel engomado la escala graduada en cm de modo que pueda verse a través del tubo (ver Figura 1).

Corte una tira de papel indicador de menor largo que del tubo que está usando. Sujételo con un alfiler al corcho a y tape muy bien el tubo. Cuide que el papel no quede en contacto con las paredes.

En el otro tapón b haga una depresión y llénela con NH_4OH . Coloque cuidadosamente el tapón en el tubo. El borde de la tira de papel no debe quedar inmerso en la solución de NH_4OH . Observe atentamente lo que ocurre en la tira de papel pH.

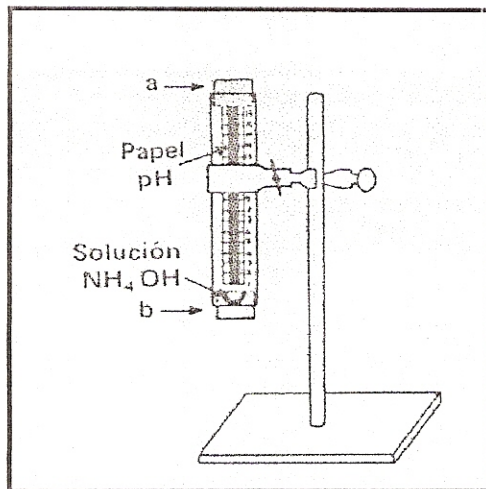


Figura 1. Demostración de la difusión

1.2 Efecto de la concentración

A uno de los tubos con agar agregue 1 a 2 ml de sulfato de cobre al 10%. Añada la misma cantidad de sulfato de cobre al 30% al otro tubo. Tápelos y colóquelos en una gradilla. No los mueva. Observe las distancias recorridas por el compuesto a las 24, 48 y 72 horas.

Organización de resultados

- a) Observe y registre sus datos en el Cuadro (Cambios de color en papel de pH) siguiente:

Distancia (cm)	Tiempo (minutos)						
	1	2	3	4	5	6	7

- b) Realice una gráfica colocando en la ordenada la distancia recorrida y en la abscisa el tiempo (Figura 2.).

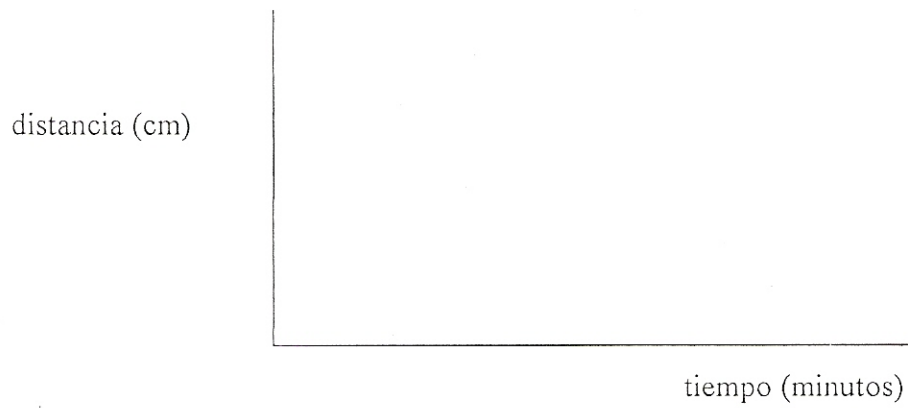


Figura 2. Velocidad de difusión en función del tiempo

- c) De acuerdo con la curva obtenida ¿cómo varía la velocidad de difusión para distancias pequeñas y para grandes?
- d) Anote el tiempo y la distancia recorrida por las soluciones en el agar. Con estos datos calcule la velocidad de difusión para cada tubo.

PRÁCTICA 5

DEMOSTRACIÓN DE LA ÓSMOSIS

Objetivo

La demostración de la ósmosis se hará usando diferentes membranas artificiales y concentraciones del solvente dentro y fuera de la membrana.

Materiales

Por grupo

2.1. 6 vasos de 100 ml, 6 trozos de tubos de diálisis de celulosa (Turtox B 27/32 o piel artificial de salchicha), 12 trozos de cordel delgado

2.2. Vaso de 50 ml, pinzas.

General

2.1. Solución de sacarosa al 10%,
solución de sacarosa al 50%,
6 probetas de 50 ml,
Agua destilada,
Rojo neutro al 1%
Permanganato de potasio al 1%,
Solución acuosa de ácido carmínico al 1%,
6 pipetas pasteur, tijeras

2.2. Sulfato de cobre al 5%
cristales de ferrocianuro de potasio.

Metodología

2.1 membrana de diálisis

Numere los vasos y agregue a cada uno de ellos 50 ml de una de las siguientes soluciones:

Vaso	Tratamiento
1	Sacarosa al 10%
2	Sacarosa al 50%
3	Agua destilada
4	Rojo neutro al 1%
5	Permanganato de potasio al 1%
6	Carmín al 1%

Corte 6 tubos de diálisis de aproximadamente 4 cm de largo. En cada trozo refuerza uno de los extremos del tubo y amarre bien con el cordel. Sumerja el otro extremo del tubo en agua con el objeto de humedecer las paredes y abra este extremo con los dedos formando así un pequeño saco.

Agregue a cada saco solución de sacarosa al 10% con una pipeta pasteur, llenando aproximadamente 2/3 del tubo de diálisis (Figura 3).

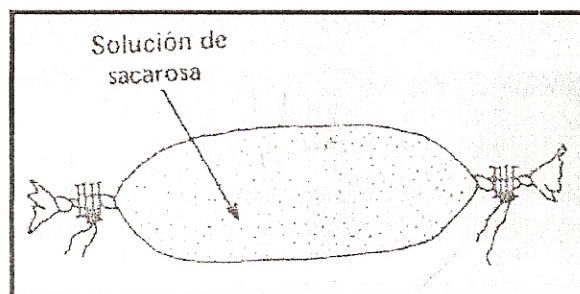


Figura 3. Dispositivo para demostración de ósmosis.

Es importante que el saco (“célula”) no quede lleno a su máxima capacidad, ya que esto permitirá su aumento de volumen visualizándose así la entrada de agua.

Sumerja la “célula” preparada en uno de los vasos con solución y observe lo que ocurre a los 5, 10, 30 y 45 minutos.

Siguiendo el procedimiento descrito prepare 5 nuevas “células” y colóquelas en los restantes vasos con las diferentes soluciones; observe qué ocurre.

2.1. Célula de Traube

Agregue a un vaso 30 ml de sulfato de cobre al 5% y deposite un cristal de ferrocianuro de potasio en solución. Debe observar atentamente lo que ocurre desde el momento de colocar el cristal. Evite mover el vaso (en caso que el cristal sea pequeño, use un tubo de ensayo en vez de un vaso).

Organización de resultados

- a) anote lo que ocurra en la “célula” al ser colocada en las diferentes soluciones. Explique las razones de lo que observó en cada caso.

- b) ¿Qué ocurriría si la “célula” se colocara en una solución de sacarosa al 80%?. Explíquelo.

- c) Escriba la ecuación de la reacción que ocurre al ponerse en contacto la solución de sulfato de cobre y el cristal de ferrocianuro de potasio
- d) Describa lo que observó en la “célula” de Troube.
- e) ¿Porqué se rompe y rehace continuamente la “célula” . ¿ Que es lo que actúa como membrana en esta “célula”?
- f) ¿qué soluciones existen en el interior y exterior de la membrana?

PRÁCTICA 6

EFFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA INTENSIDAD DE LA ÓSMOSIS

Objetivo

Se analizará el efecto de la temperatura en la ósmosis.

Materiales

Por grupo

Tubérculo de papa, sacabocados de 0.5 cm de diámetro, 3 tubos de ensayo con gradilla
Regla milimétrica, papel absorbente

General

Baño maría (o estufa), baño con hielo (o refrigerador), balanza, agua destilada pipeta de 10ml

Metodología

Prepare 3 tubos de ensayo a los cuales agrega 10 ml de agua destilada. Con un sacabocados corte 6 trozos iguales de papa de 0.5 cm de largo. Seque la superficie con papel absorbente y pese cada uno de los trozos.

En cada tubo agregue 2 trozos de papa. Coloque uno de los tubos a 40 °C, otro a 10°C y el último a temperatura ambiente.

Después de una hora mida el largo y pese los trozos de papa.

Organización de resultados

a) Anote sus datos en el siguiente Cuadro.

Parámetro		Trozo	Temperatura (°C)		
Largo	Inicial	1	10	15 a 25	40
		2			
Peso	Final	1			
		2			
	Final	1			
		2			

b) ¿Qué puede concluir acerca del efecto de la temperatura en la ósmosis?.

PRÁCTICA 7

PRESIÓN OSMÓTICA

Objetivo

Determinar el desarrollo de la presión osmótica y la dependencia de la concentración de solutos de la solución interna.

Materiales

Por grupo

2 trozos de 7 cm de largo de diálisis (piel artificial de salchicha), jeringa, 2 manómetros, 2 corchos perforados, manguera para conexión, 2 vasos de 100 ml

General

Solución de almidón al 1% , solución de sacarosa 1 molal, cordel, 2 pipetas de 5 ml, mercurio (o solución rojo neutro)

Metodología

- 1.- Para fabricar una bolsa amarre un extremo del tubo de diálisis. Llénela cuidadosamente con solución de sacarosa 1 molal. No la llene hasta el borde.
- 2.- Tape la bolsa con un corcho que tiene la conexión para el manómetro y amarre firmemente con cordel. Para que no quede aire en la bolsa termine de llenarla, a través del corcho, con una jeringa (Figura 4).

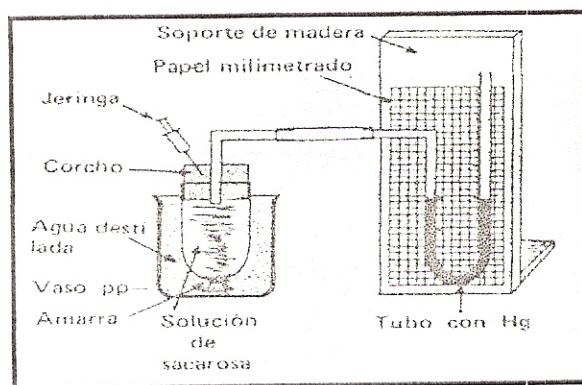


Figura 4. Demostración de la presión osmótica.

- 3.- Lave la bolsa con agua en caso de haberse derramado solución de sacarosa. Conecte la bolsa al manómetro.

4.- De la misma manera debe preparar la otra bolsa que llenará con almidón. Sumerja cada bolsa en su respectivo vaso con agua destilada y observe la presión que desarrollan a los 5, 10, 30 y 45 minutos.

Organización de resultados

- a) Anote en el siguiente Cuadro las presiones que se desarrollan y haga una gráfica (Figura 5) que relacione las variaciones de presión en función del tiempo.

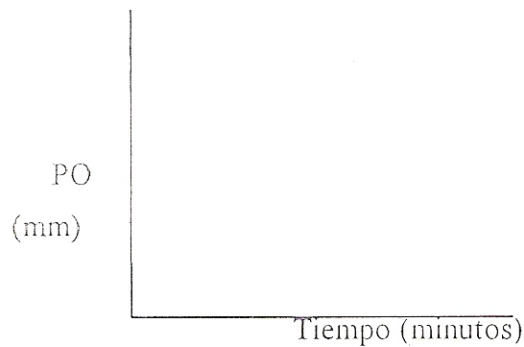


Figura 5. Variación de presión osmótica en función del tiempo.

Cuadro. Presión desarrollada en las bolsas de diálisis.

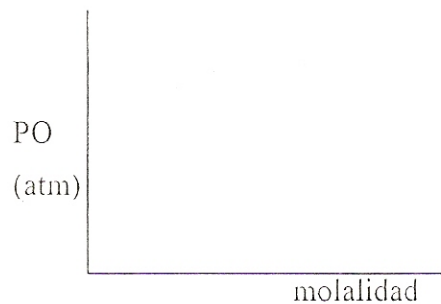
Tiempo (minutos)	Presión	Presión
	Sacarosa	Almidón
5		
10		
15		
30		
45		

- b) ¿Cuál es la presión máxima que obtuvo?. ¿Qué ocurre con las moléculas de sacarosa después de un tiempo prolongado?.

- c) ¿Actúa la bolsa de diálisis como una membrana semipermeable?. ¿Qué ocurre con la sacarosa?. ¿Qué ocurre con el agua?
- d) Calcule la presión osmótica del sistema, tomando la temperatura del agua en el vaso.
- e) Calcule mediante la siguiente fórmula las siguientes presiones osmóticas de una solución de sacarosa a 25°C:

Molalidad	PO (atm)
1.0	
0.8	
0.6	
0.4	
0.2	
0.1	

Con sus valores calculados realice ahora una gráfica:



- f) a partir de la gráfica ¿Cuál es el valor de la PO para 0.75 Molal?
- g) ¿Cuál es el DPD de las soluciones cuando se colocan en los vasos?. ¿y en equilibrio?. Exprese esto mismo en términos de potencial.

PRÁCTICA 8

PLASMÓLISIS

Objetivo

Provocar el fenómeno de plasmólisis en soluciones hipertónicas de sacarosa.

Materiales

Por grupo

¼ de cebolla, cuchillo, pinza y aguja de disección, vidrio de reloj, microscopio, papel filtro, hoja de afeitar, 6 portaobjetos y cubreobjetos, lápiz para marcar

General

Agua destilada, solución de sacarosa 0.5 molal, solución de sacarosa 0.75 molal, solución de sacarosa 1 molal, rojo neutro al 0.05%, solución de KSCN 1 N, 6 pipetas pasteur

Metodología

- 1.- Saque 8 trozos pequeños (de 1X1 cm) de la epidermis interna de la cebolla y colóquelos en vidrio de reloj con agua destilada durante 5 minutos.
- 2.- Cambie el agua destilada por una solución de rojo neutro al 0.05% y tiña los trozos durante 5 minutos.
- 3.- Coloque un trozo en el portaobjetos, ponga el cubreobjetos y observe al microscopio.
- 4.- Saque el cubreobjetos y agregue solución de sacarosa al 0.5 molal. Evite los excesos. Observe cada 5 minutos durante 20 a 30 minutos.
- 5.- Realice tres preparaciones más. En una de ellas agregue sacarosa 0.75 molal, en otra sacarosa 1 molal y en la última KSCN 1 N. En todos los casos observe cada 5 minutos durante 20 a 30 minutos. Identifique cada preparación para evitar confusiones.
- 6.- A cada preparación agregue agua destilada, con una pipeta pasteur, por un borde del cubreobjeto. Coloque un pedazo de papel filtro en el borde opuesto para absorber el exceso de agua. Agregue varias veces agua para asegurarse de que la solución ha salido. Observe al microscopio.

Optativo:

- 7.- Se puede hacer dos preparaciones de epidermis con sacarosa 1 molal. Una para observar plasmólisis y desplasmólisis y la otra para el efecto del alcohol en la permeabilidad.

8.- Después de producirse plasmólisis con sacarosa 1 molal, agregue por un extremo del cubreobjeto gotas de alcohol a la preparación. Espere un momento y observe al microscopio.

9.- De acuerdo con la disponibilidad de tiempo se puede comparar el efecto de las soluciones de sacarosa con soluciones de NaCl 0.5 y 1 molal.

Organización de resultados

1.- Dibuje cómo se observan las células recién teñidas y colocadas en agua y dibuje los efectos observados en cada una de las preparaciones.

2.- ¿De que manera comienza el protoplasma a separarse de la pared celular y porqué ocurre esto?

3.- Que efecto tiene el KSCN en la célula?

4.-¿Qué ocupa el espacio entre la pared celular y el protoplasma en las células plasmolizadas? ¿qué sale de la célula durante el proceso de plasmólisis?

5.- ¿qué entiende por una plasmólisis incipiente?

6.- En cada preparación cuente 20 células y registre el número de plasmolizadas:

Tratamiento	Grado de plasmolisis (número de células/min.)					
	5min	10 min.	15 min.	20 min.	25 min.	30 min.
Control						
Sacarosa 0.5 molala						
Sacarosa 0.75 molal						
Sacarosa 1 molal						
KSCN IN						

7.- ¿por qué en plasmólisis incipiente la presión osmótica de la célula es aproximadamente igual a la presión osmótica (potencial osmótico) de la solución externa?

8.- ¿porqué los solutos usados como plasmolizantes deben tener un bajo poder de penetración en las células?.

9.- ¿Se puede usar la plasmólisis incipiente para calcular la presión osmótica de un tejido?

Tarea sobre difusión y ósmosis

- 1.- ¿Qué es difusión y que la causa?
- 2.- ¿Qué factores controlan la intensidad de difusión y su dirección?. Explique porqué decrece con el tiempo.
- 3.- ¿Cuál es la diferencia entre difusión y flujo de masas?
- 4.- Defina ósmosis. Describa para ilustrarla un experimento diferente al citado en este manual.
- 5.- Si la velocidad de difusión de un gas es inversamente proporcional a la raíz cuadrada de su peso molecular, calcule la velocidad de difusión de H_2 , O_2 y CO_2 .
- 6.- ¿Cuál es la función de la ósmosis en el desarrollo de la presión de turgencia?
- 7.- ¿Cuál es la importancia del potencial de presión en el crecimiento de la célula y de la plantas?
- 8.- Explique si la intensidad de la ósmosis depende de la naturaleza química del soluto, de su tamaño molecular o de su peso molecular.
- 9.- ¿Qué significa una solución isotónica, hipertónica e hipotónica?. ¿Qué ocurre cuando la célula está en contacto con cada una de ellas?
- 10.- ¿Qué es plasmólisis?. ¿Tiene alguna importancia biológica?
- 11.- Explique qué le puede ocurrir a un alga de agua dulce que llega al mar.
- 12.- Analice tres funciones importantes del agua en las plantas.
- 13.- Relacione el concepto de potencial de agua con el concepto de déficit de presión de difusión (DPD). Explique las dos terminologías.
- 14.- ¿Qué es imbibición y que condiciones se requieren para que ésta ocurra?
- 15.- Que importancia biológica tienen los fenómenos de difusión, ósmosis e imbibición?

PRÁCTICA 9

DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL DE AGUA POR EL MÉTODO DE CHARDAKOV

Objetivo

Determinar el potencial de agua con el método de Chardakov.

Materiales

Por grupo	General
12 tubos pequeños, gradilla, hojas xerófilas (u hojas a la luz y a la sombra), pinzas, hojas de afeitar (o sacabocados)	Solución de sacarosa al 0.1 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.2 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.3 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.5 molal (o manitol 0.5 molal) Solución de sacarosa al 0.7 molal (o manitol 0.5 molal) Solución de sacarosa al 0.9 molal (o manitol 0.5 molal), azul de metileno 1%, 6 pipetas de 10 ml, 6 pipetas pasteur (o cuentagotas)

Metodología

- 1.- Prepare dos baterías de 6 tubos de ensayo. En una batería (*a*) agregue a cada tubo 10 ml de una de las soluciones de sacarosa y una hoja pequeña o un trozo de tejido cuyo potencial se desea conocer (lo ideal es contar con varias baterías para poder comparar diferentes tipos de tejidos).
- 2.- En cada tubo de la segunda batería (*b*) coloque 10 ml de solución de sacarosa, más una gota de azul de metileno.
- 3.- después de una hora saque el tejido que estuvo sumergido en cada una de las soluciones de la batería *a*. Con una pipeta pasteur saque una gota de la solución coloreada de sacarosa 0.1 molal (batería *b*) y colóquela cuidadosamente en el interior de la solución de sacarosa 0.1 molal en la cual estuvo previamente el tejido (Figura 6). Observe lo que sucede con la gota coloreada.

Realice la misma operación para cada una de las concentraciones en las cuales estaba sumergido el tejido. Observe en cada una de ellas lo que sucede con la gota coloreada.

Variación. Una vez determinada, aproximadamente, la solución en la cual la gota coloreada difunde, se puede repetir el ensayo utilizando una serie de concentraciones que varíen en torno a dicha concentración a modo de obtener un resultado más preciso.

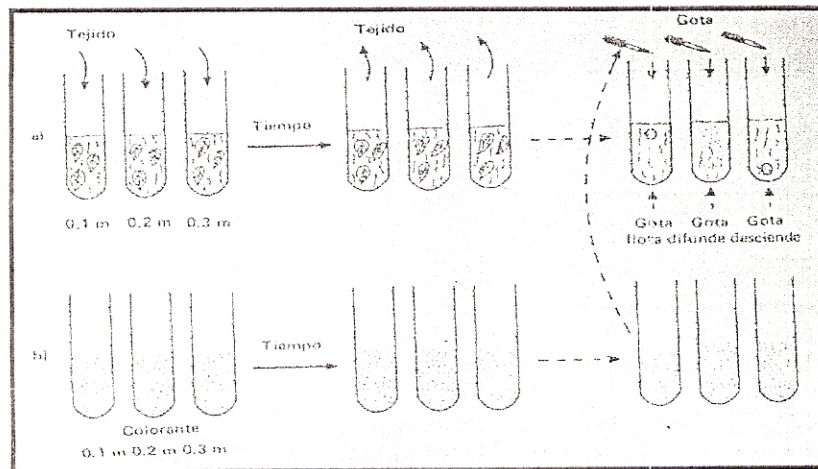


Figura 6. Método de Chardakov: a) batería con tejido, b) batería con colorante

Organización de resultados

1.- Anote sus resultados en el siguiente Cuadro:

Solución	Tipo de hoja	Gota coloreada			Conclusiones
		Sube	Baja	diluye	
0.1 molal					
0.2 molal					
0.3 molal					
0.5 molal					
0.7 molal					
0.9 molal					

2.- ¿Utilizaría este método para determinar la deficiencia de agua en condiciones de campo?. ¿Porqué?

PRÁCTICA 10

MÉTODOS VOLUMÉTRICOS Y GRAVIMÉTRICOS EMPLEADOS PARA DETERMINAR EL POTENCIAL DE AGUA

Objetivo

Determinar el potencial de agua por variaciones en el volumen o en el peso de un trozo de tejido.

Materiales

Por gupo

Tubérculo grande de papa, cuchillo, 8 cajas de petri, sacabocados de 7 a 10 mm de diámetro, tiras de papel absorbente, regla milimétrica

General

Agua destilada, solución de sacarosa 0.1 molal, solución de sacarosa 0.2 molal, solución de sacarosa 0.3 molal, solución de sacarosa 0.4 molal, solución de sacarosa 0.5 molal, solución de sacarosa 0.6 molal, solución de sacarosa 0.7 molal, balanza, 8 pipetas de 10 ml.

Metodología

Numere cada caja de petri y agregue 10 ml de las siguientes soluciones:

Caja	Solución
1	Agua destilada
2	Solución de sacarosa 0.1 molal
3	Solución de sacarosa 0.2 molal
4	Solución de sacarosa 0.3 molal
5	Solución de sacarosa 0.4 molal
6	Solución de sacarosa 0.5 molal
7	Solución de sacarosa 0.6 molal
8	Solución de sacarosa 0.7 molal

Con un sacabocados corte 8 trozos de 5 cm de largo de una papa. Mida el largo y diámetro de cada trozo. Péselos en forma individual. Coloque un trozo de papa en cada una de las cajas de petri y tápelos. Después de 3, 6 y 24 horas mida el largo de los trozos; seque cuidadosamente con papel absorbente y verifique variaciones en peso.

Organización de resultados

1.- Anote en el siguiente Cuadro las variaciones de volumen y peso:

Tiempo (horas)	variaciones	Concentración de sacarosa (molal)							
		0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7
0	Volumen peso								
2	Volumen Peso								
6	Volumen Peso								
24	Volumen Peso								

2.- Haga una gráfica que represente las variaciones de volumen y de peso del tejido en relación a la concentración de sacarosa de las soluciones (Figura 7.)

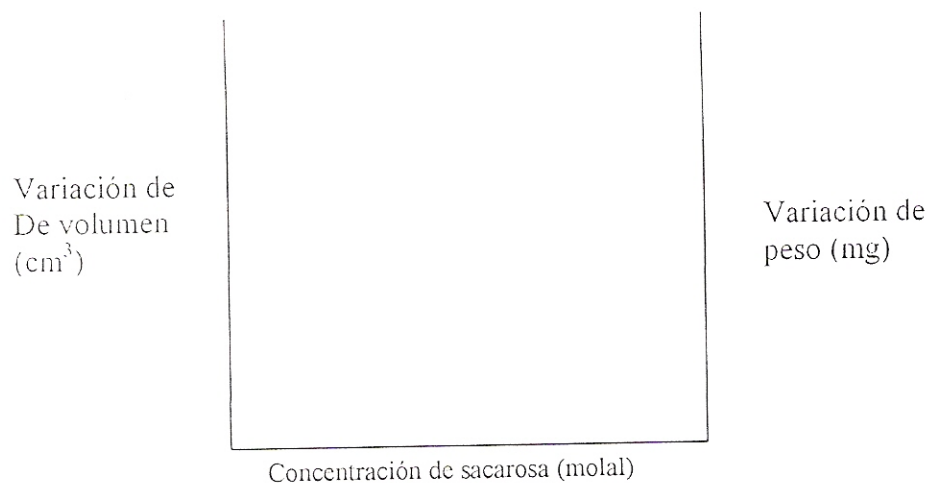


Figura 7. Variaciones de volumen y de peso del tejido por cambios osmóticos.

3.- ¿Qué conclusiones puede sacar respecto a la cantidad relativa de agua en el tejido al iniciarse el experimento?

4.- ¿Cuál de las soluciones tiene mayor concentración de agua por unidad de volumen?

5.- Utilizando los datos que obtuvo, calcule el DPD (o potencial de agua) del tejido de papa.

Tarea sobre métodos de medición de potencial de agua:

- 1.- Señale las ventajas y desventajas de cada uno de los métodos empleados.
- 2.- Busque y describa otros métodos para conocer el potencial de agua de un tejido
- 3.- Averigüe en la literatura si las hojas xerófilas, mesófilas e hidrófilas presentan un potencial osmótico similar.
- 4.- Señale los factores que influyen en el potencial osmótico que se desarrolla en las raíces.
- 5.- ¿Puede la actividad fotosintética hacer variar los valores osmóticos del tejido?. Indague acerca de valores de potencial de solutos de hojas de sol y de sombra.
- 6.- Investigue si es posible medir el potencial osmótico y el potencial de presión de un tejido.
- 7.- Indique la factibilidad de medir el potencial de agua de una planta en el campo.
- 8.- Señale que factores influyen en el potencial de agua de una planta.
- 9.- ¿Esperaría usted que dentro de un cultivo el potencial de agua fuera el mismo para todas las plantas?. Analícelo.

PRÁCTICA 11

EL AGUA Y LA GERMINACIÓN DE SEMILLA

Objetivo

Estimar la cinética de absorción de agua en semillas.

Materiales

Semillas (de cualquier especie), vasos de precipitados, cajas de petri, papel filtro, balanza, pinzas y agua destilada.

Metodología

- 1.- Con semillas viables, seleccione aquéllas de tamaño uniforme. Pese cada una y anótelas (procure seleccionar en este momento las de peso semejante).
- 2.- Forme grupos de 10 o más semillas y colóquelas en vasos para precipitados durante diferentes intervalos: 30, 60, 120, 180 minutos, hasta 24 horas o más.
- 3.- Cada vez que se cumplan los diferentes intervalos sáquelas del agua, séquelas con papel filtro y vuelva a pesar la semilla.
- 4.- Obtenga la cantidad de agua que absorbió en gramos por diferencia de peso y refiéralo a cambio en porcentaje del peso inicial de la semilla.
- 5.- Señale cuál de los resultados es el tiempo máximo de imbibición o el máximo porcentaje de imbibición en relación con su peso seco.
- 6.- También grafique la toma de agua de las semillas durante el tiempo.

PRÁCTICA 12

ESTRUCTURAS ANATÓMICAS QUE INTERVIENEN EN EL TRANSPORTE DE AGUA

Objetivo

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

Material

Raíz, tallo y hoja de plantas que se elijan, navaja, porta y cubreobjetos, microscopio, fluoroglucina al 2% en alcohol, etanol al 95% y ácido clorhídrico concentrado.

Metodología

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

Organización de resultados

1.- Dibuje las partes anatómicas de una raíz de una dicotiledónea y de una monocotiledónea. Que diferencias puede mencionar.

2.- Dibuje las partes anatómicas de un tallo de una dicotiledónea y de una monocotiledónea.
Que diferencias puede mencionar.

4.- Que diferencias puede mencionar entre una raíz y un tallo (desde un punto de vista funcional, anatómico y morfológico. Explique.

PRÁCTICA 13

VELOCIDAD DEL FLUJO DE AGUA EN EL SISTEMA VASCULAR

Objetivo

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

Material

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

Metodología

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

- 1.- Prepare una solución de rojo congo en agua (o cualquier otro colorante aniónico).
- 2.- Coloque las plantas en una charola que contenga la solución colorida, como se indica en la Figura 8.
- 3.- Corte (con navaja) el tallo bajo la solución y manténgalo sumergido durante algún tiempo (2 a 5 minutos).
- 4.- Ahora, sáquelo y manténgalo en su posición natural (perpendicular al piso) y registre el tiempo. Si la velocidad de transpiración es alta, el colorante penetrará en los haces vasculares y avanzará más rápidamente que en las plantas donde la velocidad de transpiración sea baja.
- 5.- Transcurridos aproximadamente 30 minutos, corte el tallo nuevamente en una región cerca de las hojas.
- 6.- De este punto empiece a hacer cortes delgados, con navaja y obsérvelos en el microscopio.

7.- Registre la distancia que avanzó el colorante desde el sitio en donde hizo el corte original y multiplíquelo por el tiempo en que se mantuvo en posición perpendicular. Así sabrá aproximadamente la velocidad del flujo de agua.

8.- Haga lo mismo con cada especie.

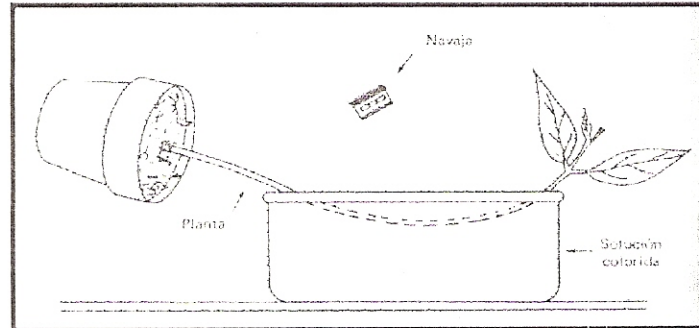


Figura 8. Sistema ideado par demostrar el flujo del agua por el xilema

Organización de resultados

1.- Anote los datos obtenidos en el siguiente Cuadro:

(distancia (mm))	Tiempo (minutos)

2.- ¿Por cual de las vías conductoras se desplazan el agua y el colorante?.

3 - Dibuje células xilemáticas y floemáticas. Señale además la distribución de estos tejidos en un tallo y una raíz.

PRÁCTICA 14

TRANSPIRACIÓN

Objetivo

Determinar la existencia de pérdidas de agua a través de la transpiración, utilizando el cambio de color del cloruro de cobalto (CoCl_2) al hidratarse.

Materiales

Por grupo

Planta o ramilla con hojas y con la base sumergida en agua, 4 placas de vidrio un poco más grandes que el papel filtro con CoCl_2 (o portaobjetos), 4 trozos de papel filtro impregnados con solución de CoCl_2 al 5%, pinzas, 4 sujetadores para ropa (o banda de goma o cinta adhesiva),

General

Desecador

Metodología

- 1.- Retire con pinzas dos trozos de papel previamente impregnados con CoCl_2 y mantenidos en un desecador. Cubra rápidamente con ellos ambas caras de una hoja que previamente ha separado de la planta.
- 2.- Sujete los papeles entre dos placas de vidrio. Apriete las placas con dos pinzas de ropa de manera que el papel filtro quede en total contacto con la hoja (Figura 9).
- 3.- Realice el mismo montaje en otra hoja. Coloque una de ellas bajo la iluminación de una lámpara y otra en condiciones naturales o en oscuridad (también se puede usar hojas al sol y a la sombra y hojas de especies que presenten estomas distribuidos en una de las dos caras).
- 4.- Observe continuamente hasta que el papel cambie de color.

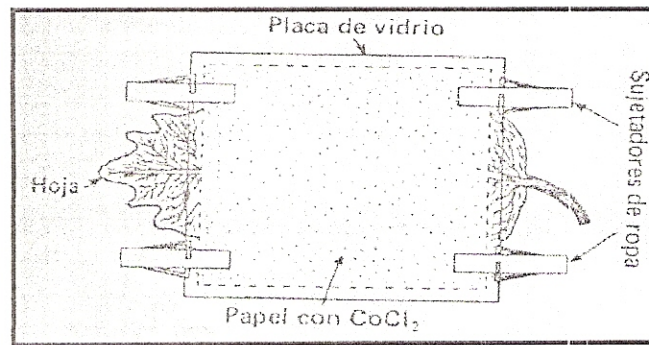


Figura 9. Colocación de papel filtro con CoCl_2 en la hoja

Organización de resultados

1.- Existe alguna diferencia entre los tratamientos respecto al tiempo necesario para que el papel con CoCl_2 cambie de color?. De razones.

2.- ¿Que limitaciones tiene el método del CoCl_2 para medir la transpiración?

PRÁCTICA 15

GUTACIÓN

Objetivo

Aprender cómo se induce la gutación en una planta.

Material

Por grupo

Campana de vidrio (o acrílico), 3 plantas de jitomate de 10 cm de alto en macetero (o centeno o maíz o trigo), 2 vasos de plástico

General

Solución de NaCl al 5% (o sal común), vaso con hielo, termómetro, atomizador

Metodología

- 1.- Riegue abundantemente con agua, a temperatura ambiente, uno de los maceteros con plántulas de jitomate, el otro con NaCl al 5% y el tercero con agua a 5 u 8°C.
- 2.- Coloque las macetas en el interior de la campana, previamente humedecida con el atomizador. Observe a las 3 y 24 horas la formación de gotitas de agua en la punta de las hojas. De ser posible cuente las gotas durante cierto periodo de tiempo como medida de la intensidad de gutación en los diferentes tratamientos.

Organización de resultados

- 1.- ¿Por qué aparecen gotitas en las hojas?. Explique.

- 2.- Anote en el siguiente Cuadro sus observaciones:

Tratamiento	Gotas/minuto	Observaciones
Agua a temperatura ambiente		
Agua entre 5 y 8°C		
Solución de NaCl al 5%		

- 3.- ¿Se requieren condiciones especiales para que ocurra la gutación?. Explíquelo.

4.- Es lo mismo gutación que presión de la raíz (radical)?

PRÁCTICA 16

OBSERVACIÓN DE ESTOMAS

Objetivo

Determinar la localización de los estomas.

Materiales

Por grupo

Hojas de plantas hidrófitas,
Mesófitas y xerófitas, 3 portaobjetos y
cubreobjetos, microscopio, pinzas

General

Alcohol al 95%, agua destilada

Metodología

- 1.- Haga preparaciones con la epidermis de cada tipo de hoja y mire al microscopio. Deben observarse todas las preparaciones con el mismo aumento.
- 2.- En el caso de hojas xerófilas reemplace el agua por alcohol y observe nuevamente al microscopio.

Organización de resultados

- 1.- Identifique y dibuje las partes del aparato estomático. ¿Existe alguna diferencia entre los estomas de hojas de gramíneas y hojas de dicotiledóneas?.

- 2.- Anote en el siguiente Cuadro sus observaciones sobre estomas en secciones de epidermis:

Especie	Num. De estomas/cm ₂	Cara de hoja	Apertura de estomas
Hidrófila			
Mesófila			
Xerófila			

3.- ¿Se observan cloroplastos?. ¿Dónde?

PRÁCTICA 17

EFECTO DE LA MORFOLOGÍA DE LAS HOJAS, TEJIDOS PROTECTORES Y DE SUSTANCIAS CEROSAS EN LA TRANSPIRACIÓN

Objetivo

Estudiar las características morfológicas de las hojas, tejidos protectores y concentración de solutos del medio bajo condiciones de variación de contenido de vapor de agua en la atmósfera.

Materiales

Por grupo

- 1.1. Hojas de plantas hidrófitas (*Elodea*, musgos), hojas de plantas xerófilas (pastos, o arbustos), hojas no coriáceas de plantas mesófilas (jitmate), hojas coriáceas de plantas mesófilas (laurel), hojas cerosas de plantas mesófilas (eucalipto).
- 1.2. 6 tubérculos de papa, 2 cladodios de tuna, cuchillo, pinza, microscopio, portaobjetos y cubreobjetos.
- 1.3. 2° limones (o naranja o manzanas)

General

- 1.1., 1.2 y 1.3 Balanza, bastidor de madera con rejilla plástica (o metálica).
- 1.3 éter de petróleo, recipiente grande.

Metodología

1.1. Morfología de hojas

- 1.- Tome una rama de *Elodea* y séquela cuidadosamente con papel absorbente.
- 2.- Pese inmediatamente y anote su valor. Pese inmediatamente hojas mesófilas y xerófilas, anote su peso.
- 3.- Ponga todas las hojas a secar sobre la rejilla en un lugar seco (Figura 10). Vuelva a pesar (después de 1, 3, 6 y 24 horas).

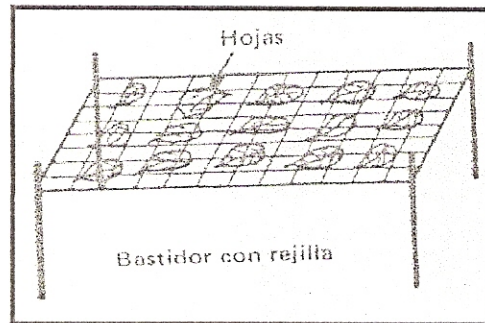


Figura 10. Dispositivo para colocación de las hojas

1.2. Tejidos protectores

- 1.- Tome un cladodio de tuna y con pinzas quítele la epidermis junto con la cutícula. Péselo y colóquelo a secar sobre la rejilla.
- 2.- Como control use un cladodio de tuna tamaño similar, al cual no se le ha extraído la epidermis ni la cutícula.
- 3.- Pele 3 papas y péselas, use como control 3 papas de tamaño similar, péselas también y coloque todo a secar sobre la rejilla.
- 4.- Vuelva a pesar al día siguiente, y a los 2, 3, 4 y 6 días. Al sexto día haga un corte longitudinal de la superficie de la papa pelada y observe al microscopio.
- 5.- Haga otra preparación de la superficie de una papa recién pelada.

1.3. Efecto de sustancias cerosas

- 1.- Elija 20 limones y pese cada fruto. Deje 10 frutos como testigo, introduzca los otros 10 frutos en éter de petróleo para quitar la cera.
- 2.- Deje a temperatura ambiente y pese diariamente durante 3 días cada fruto para determinar la pérdida de agua.

Organización de resultados

- 1.- Anote en el Cuadro siguiente las variaciones de peso fresco de los distintos tipos de hojas:

Cuadro de pérdida de agua como porcentaje de peso fresco.

Tipo de hoja	Peso inicial (g)	Peso (g)				
		1 h %	2h %	3h %	6h %	12h %
Hidrófila						
Xerófila						
Mesófila:						
No coriácea						
Coriácea						
Cerosa						

2.- ¿Qué puede concluir de sus resultados?. ¿Cuál es la causa de este comportamiento tan diferente?.

3.- Haga una gráfica del porcentaje de pérdida de agua en una hoja hidrófila y en una xerófila en función del tiempo.

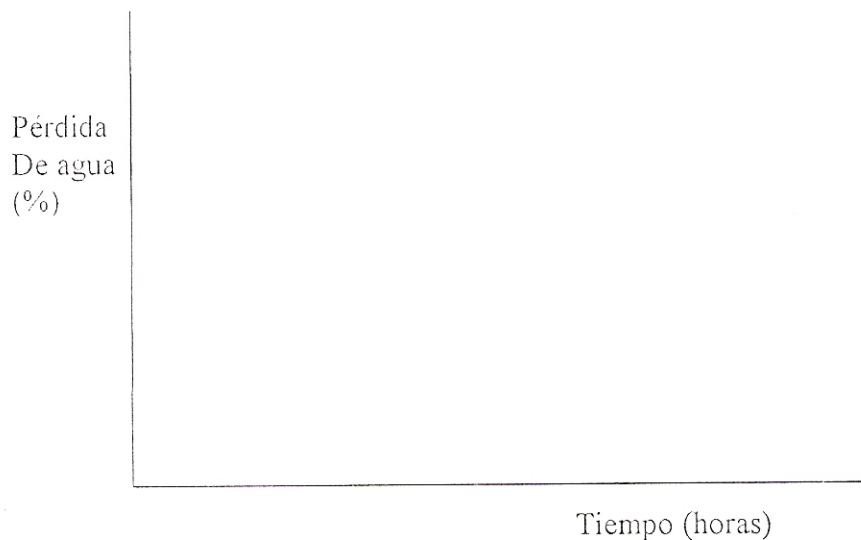


Figura 11. Velocidad de transpiración

4.- Anote en el siguiente Cuadro las variaciones de peso de los tratamientos de la parte 1.2.

Material	Tratamiento	Peso inicial	%	1 día (%)	2 días (%)	4 días (%)	6 días (%)
cladodio	Intacta		100				
	Sin epidermis		100				
Papa	intacta		100				
	Sin cáscara		100				

5.- ¿Cuál fue la barrera protectora más eficaz contra la pérdida de agua?.

PRÁCTICA 18

EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE SOLUTOS EN LA ABSORCIÓN DE AGUA

Objetivo

Determinar el efecto de la concentración de solutos del medio en la absorción de agua

Material

Por grupo

- 2.1. 6 botellas o frascos de boca ancha de 250 ml, 6 tapones con 4 perforaciones laterales, 6 bandas de goma (hilo o algodón).
2.2. Algodón, 7 botellas de boca angosta, regla milimétrica

General

- 2.1. 12 plantas de jitomate de 10 cm de altura, cultivadas en arena, 12 plantas de rabanito de 10 cm de altura, cultivadas en arena, solución de manitol (o carbowax) de 0.2, 0.4, 0.6, 0.8, 1.0 M.
2.2. 14 plantas de girasol de 10 cm de altura y 7 probetas de 500 ml, solución de CaCl_2 de 0.01 M, 0.02 M, 0.03 M, 0.05 M, 0.1 M, 0.2 M (o solución de Na Cl de igual concentración).

Metodología

2.1. Efecto en el marchitamiento

1.- Llene cada botella con una de las siguientes soluciones de manitol:

Botella	Solución
1	Agua de grifo
2	Solución de manitol 0.2 M
3	Solución de manitol 0.4 M
4	Solución de manitol 0.6 M
5	Solución de manitol 0.8 M
6	Solución de manitol 1.0 M

2.- Elija 12 plantas de jitomate y 12 de rabanito que sean de tamaño y desarrollo similar.

Lave las raíces y evite dañarlas.

3.- En cada botella coloque 2 plantas de jitomate y 2 de rabanito distribuyéndolas en las perforaciones del tapón (Figura 12). Sujete las plantas con una banda de goma (o algodón).

4.- Observe el estado de las plantas después de 2, 6 y 24 horas.

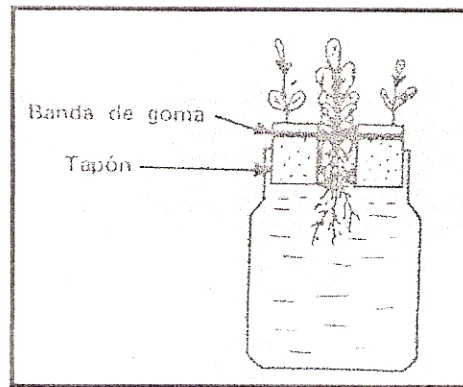


Figura 12. dispositivo para sujetar las plantas

2.2. Efecto en la transpiración

1.- Llene cada una de las 7 botellas con 500 ml de una de las siguientes soluciones:

Botella	Solución
1	Agua de grifo
2	Solución de CaCl_2 0.01 M
3	Solución de CaCl_2 0.02 M
4	Solución de CaCl_2 0.03 M
5	Solución de CaCl_2 0.05 M
6	Solución de CaCl_2 0.1 M
7	Solución de CaCl_2 0.2 M

2.- Elija 14 plantas de girasol de tamaño similar (mida el largo del tallo sobre los cotiledones).

3.- Coloque 2 plantas en cada botella, utilizando algodón para sostenerlas y déjelas en un lugar bien iluminado.

4.- En caso de disminuir mucho el volumen de la solución agregue la solución respectiva hasta el volumen original. Anote la cantidad de solución agregada (también se puede realizar en tubos de ensayo).

5.- Después de una semana saque las plantas, mida la longitud del tallo sobre los cotiledones, observe el aspecto de las plantas y determine la cantidad de agua que necesitó agregar para llevar la solución al nivel original.

Organización de resultados

1.- Anote en que tratamientos de la parte 1 del experimento 2.1. se observaron signos de marchitamiento, el momento en que aparecen y en que tipo de plantas.

2.- Existen diferencias entre el jitomate y el rabanito respecto al tiempo de aparición del marchitamiento? ¿Cual es a su juicio la razón?

3.- Explique alguna relación directa entre la concentración osmótica del medio y el marchitamiento?. Explique.

4.- Anote los valores encontrados en el girasol:

Concentración de CaCl_2	Long. Inicial	Long. Final	ml de agua transpirada	Aspecto de las plantas a los 2 días	Aspecto de las plantas a los 7 días
0.01 M					
0.02 M					
0.03 M					
0.05 M					
0.1 M					
0.2 M					

5.- ¿Que puede concluir acerca de la concentración de sales en la absorción de agua?

Tarea sobre movimiento del agua en la planta:

- 1.- ¿Que vías recorre el agua dentro de la raíz?
- 2.- ¿Donde se ubica la banda de Caspary?. ¿Qué influencia ejerce?
- 3.- ¿Qué zona de la raíz absorbe agua?
- 4.- ¿Qué es la sequía fisiológica?
- 5.- Defina porcentaje de marchitez permanente y capacidad de campo?. Señale su importancia.
- 6.- Señale las formas en que se puede encontrar el agua en el suelo. ¿Cuál de ellas es absorbida por las raíces?
- 7.- Cuando el contenido hídrico del suelo es inferior a la capacidad de campo, ¿qué ocurre con la transpiración?
- 8.- Describa los procesos que intervienen en la absorción de agua por las raíces.
- 9.- Describa el aparato estomático, dibuje sus componentes.
- 10.- Infórmese acerca de la distribución de los estomas en las hojas y su significado.
- 11.- Indique la diferencia entre transpiración y gutación.
- 12.- ¿Por qué se marchitan las hojas viejas más rápidamente?
- 13.- ¿Es la transpiración la única función de los estomas?. Explique.
- 14.- ¿Qué utilidad tiene conocer la magnitud de la transpiración desde el punto de vista agronómico?.

PRÁCTICA 19

FOTOSÍNTESIS: PIGMENTOS CELULARES

Objetivo

Identificar y separar los pigmentos fotosintéticos que se encuentran comúnmente en la célula vegetal.

Observar el fenómeno de la fluorescencia y el efecto de extinción que ilustran la importancia del estado de la clorofila (disuelta o coloidal) para la absorción de la luz.

1. Separación de los pigmentos fotosintéticos y fluorescencia de la clorofila

Materiales

Por grupo

2 bases de caja de petri de 10 cm de diámetro, tira de papel cromatográfico Whatman No 1 (15 X 4 cm), pipeta pasteur, 2 g de hojas frescas de alfalfa (espinaca), mortero, embudo y porta embudo, soporte universal, disco de papel filtro, tubo de ensayo.

Generales

Acetona o etanol puro, toluol, cuarzo, CaCO_3 en polvo, tijeras, lámparas ultravioleta (300 a 400 nm) o proyector, 2 pipetas de 10 ml.

Metodología

1.- Preparación de extracto. Si utiliza espinaca, elimine las grandes venas de las hojas. En un mortero con un poco de cuarzo y polvo de CaCO_3 (para neutralizar los ácidos orgánicos) macere completamente los 2 g de hojas. Incorpore unos 7 ml de acetona, o más si es necesario, y continúe moliendo hasta obtener un homogeneizado bien concentrado. A continuación filtre; luego, con el extracto así obtenido, realice una cromatografía en papel.

2.- Cromatografía. Prepare la cámara cromatográfica agregando 10 ml de toluol a una base de caja de petri y tape con la otra para obtener un ambiente saturado. En la tira de papel filtro haga un corte de 2.5 X 0.7 cm a modo de lengüeta o mecha que permita colocarla en contacto con el líquido de la caja (Figura 13). Encima de la base de la lengüeta y con una pipeta pasteur, deposite gota a gota parte del extracto obtenido hasta

lograr una mancha concentrada de no más de 1 cm de diámetro (espere que seque una gota antes de aplicar la siguiente).

Procediendo rápidamente, abra la caja Petri cuyo interior está saturado, sumerja la lengüeta en el toluol y tape nuevamente la cámara cromatográfica. Saque el papel cromatográfico del solvente cuando los pigmentos lleguen a un centímetro del borde de contacto (aproximadamente 10 minutos).

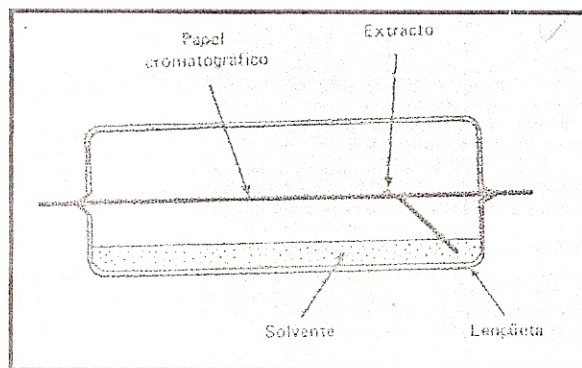


Figura 13. Dispositivo para realizar la cromatografía en papel

3.- **Fluorescencia.** Observe el color del extracto restante con luz solar o del proyector transmitida y reflejada, luego observe con una lámpara de luz ultravioleta (tenga especial cuidado en evitar que esta luz llegue a sus ojos ya que puede quemarlos).

Manteniendo el tubo a la luz, agregue agua gota a gota y observe la desaparición de la fluorescencia en el efecto denominado extinción (“quenching”).

Organización de resultados

1.- calcule el R_f de los pigmentos separados en el cromatograma partir del centro de la mancha; utilice para ello la siguiente fórmula:

$$R_f = \frac{\text{distancia recorrida por la sustancia}}{\text{distancia recorrida por el solvente}}$$

2.- Anote las características de Rf y color de cada pigmento separado con el solvente usado. Identifique los pigmentos con esos antecedentes.

3.- Anote la fórmula estructural de los pigmentos encontrados y señale en que parte de la célula vegetal se ubican.

4.- ¿que colores observa en el extracto iluminado, de acuerdo a las condiciones experimentales propuestas?

Tarea sobre fase luminosa de la fotosíntesis

- 1.- ¿Cual es la estructura de la clorofila?. ¿En que difieren la **a** y la **b**?
- 2.- ¿Que factores intervienen en su síntesis?
- 3.- ¿Cuales son los pigmentos acompañantes de la clorofila en el cloroplastidio?
- 4.- ¿Que es fluorescencia?
- 5.- ¿Como se transfiere la energía de una molécula a otra?
- 7.- ¿Que ocurre con la luz que incide en los cloroplastos de las plantas?
- 8.- ¿Donde se localizan las antocianinas dentro de la célula?
- 9.- ¿Que cambios de color se observan en los cloroplastos de plantas que están en la oscuridad?
- 10.- ¿Cual es la diferencia entre espectro de absorción y espectro de acción?

PRÁCTICA 20

MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE CAMBIOS EN EL pH DEL AMBIENTE

Objetivo

Cuantificar la intensidad del proceso fotosintético por medio de cambios de pH en el ambiente de una planta acuática, para lograr esto se hacen comparaciones con series de soluciones de tampón de pH conocido, o determinando variaciones del color de un indicador, o midiendo en un colorímetro.

Materiales

Por grupo

3 tubos de ensaye, 2 ramillas de *Elodea* de igual tamaño, lámpara de 75W, gradilla de tubos, pipeta Pasteur.

General

Papel de aluminio o caja negra, papel pH de 0-14, solución de azul de bromotimol al 0.1% con gotero, lápiz de cera o etiquetas.

Metodología

- 1.- Llene 3 tubos de ensayo con agua de charca o potable (en la que estén plantas) hasta un tercio del borde y agregue gotas de azul de bromotimol hasta que, después de agitar, el color azul permanezca.
- 2.- A dos de los tubos haga llegar aire expirado por medio de una pipeta Pasteur hasta que el color pase de azul a amarillo; determine el pH con papel indicador.
- 3.- Introduzca en cada uno de los tubos amarillos una ramita de *Elodea* que presente su extremo apical intacto, envuelva un tubo con papel aluminio o déjelo en la oscuridad. Deje el otro tubo con planta y aquél sin planta a la luz del sol o de una lámpara de 75W.
- 4.- Espere uno 45 minutos hasta que note algún cambio en el tubo con planta expuesto a la luz. Observe el tubo que quedó en oscuridad y compare los 3 tubos. Determine nuevamente el pH en cada tubo con papel indicador.

Organización de resultados

1.- Anote en el siguiente Cuadro de la determinación indirecta de la ocurrencia de fotosíntesis en *Elodea*:

Tratamiento	Color de la solución		ph de la solución	
	Inicial	final	Inicial	final
Planta en luz				
Planta en oscuridad				
Control (sin planta)				

2.- ¿Por qué la solución cambió de color en el tubo con planta expuesta a la luz?.

3.- ¿Qué está ocurriendo en el tubo con planta en oscuridad?.

4.- Explique los cambios de pH detectados. Recuerde que el azul de bromotimol es un indicador de pH que va de 6.0 a 7.6 (azul y amarillo respectivamente).

PRÁCTICA 21

MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE MICROMOLES DE CO₂ CONSUMIDOS EN LA FOTOSÍNTESIS

Objetivo

Emplear discos de hojas infiltradas con bicarbonato de sodio, donde la asimilación de del CO₂ determina una disminución en la densidad de los discos por lo cual ascienden a la superficie y así da una medida indirecta del proceso fotosintético.

Materiales

Por grupo

2 tubos de ensayo grandes (o frascos de 50 ml), 3 vasos de 50 ml, bureta con soporte (o jeringa hipodérmica), 2 pipetas, embudo pequeño para llenar la bureta.

General

Palangana o estanque con *Elodea*, solución de NaOH al 0.04%, solución de fenolftaleína al 0.5% con cuenta gotas, lámpara de 75W, papel aluminio o caja negra.

Metodología

- 1.- Saque una alícuota de 10 ml de agua del estanque donde se encuentran las plantas, agregue una gota de fenolftaleína al 0.5% y titule gota a gota con el NaOH contenido en una bureta, agite bien el vaso después de cada gota. Continúe así hasta la aparición de un color rosado, agregue otra gota más para permitir que el rosado permanezca. Anote el número de ml de álcali usados para llegar a este punto; dicha cantidad equivale al ácido carbónico que hay en 20 ml de agua; esta medición corresponde al control.
- 2.- Llene 2 tubos de ensayo con el agua del estanque e incorpore en cada uno una ramilla de *Elodea* de igual tamaño, deje uno a la luz y el otro en oscuridad. Al cabo de 2 horas titule del mismo modo una alícuota del tubo en oscuridad y otra del tubo a la luz. Anote el número de mililitros gastados en cada caso.

Organización de resultados

- 1.- Compute el número de micromoles de CO₂ de cada muestra multiplicando por 10 el número de mililitros de NaOH al 0.04% recién preparada puede combinarse con 10 micromoles de CO₂.

2.- Anote los valores de sus mediciones de titulación en el Cuadro siguiente, teniendo en cuenta que el número de micromoles de CO_2 en el control equivale a la cantidad inicial de este gas en el agua al comenzar el experimento; la disminución equivale entonces a la cantidad usada en el proceso de fotosíntesis.

Condición	Cantidad de CO_2 presente (micromoles)	Cantidad de CO_2 usada en la fotosíntesis (micromoles)
luz		
Oscuridad		

3.- ¿Cuál es la medición del tubo mantenido en oscuridad? ¿por qué?

PRÁCTICA 22

EFECTO DE LA LUZ, EL CO₂ Y LA TEMPERATURA EN LA FOTOSÍNTESIS

Objetivo

Demostrar la influencia que ejerce la luz, el CO₂ y la temperatura en la fotosíntesis.

Materiales

Por grupo

12 tubos de ensayo, 4 gradillas para tubos, 4 vasos de 250 ml, un vaso de 500 ml, mechero con rejilla y trípode, 4 termómetros, lápiz de cera o etiquetas, hielo.

General

Fuente con ramillas de *Elodea*, lámpara de 100W, filtros de celofán: azul, verde y rojo, soluciones de KHCO₃ al 0.1, 0.3 y 0.5%, 3 pipetas de 10 ml.

Metodología

El efecto de los factores propuestos en el proceso fotosintético puede medirse utilizando el método de los micromoles de CO₂ consumidos, o el método del burbujeo. Para este último introduzca una ramilla de *Elodea* con el borde recién cortado hacia arriba en un tubo de ensayo con agua (Figura 14).

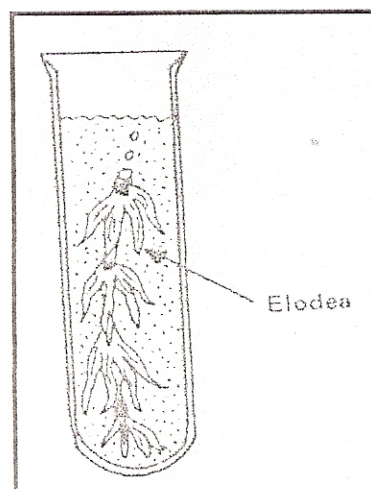


Figura 14. Ubicación de la ramilla de *Elodea* en el tubo de ensayo

Cuente el número de burbujas por minuto que salen del tallo al iluminar las plantas con una lámpara de 100W ubicada a 30 cm de distancia, deje que se regule el burbujeo 5 minutos antes de contar.

- 1.- **Efecto de la intensidad luminosa:** coloque tubos con *Elodea* a 60, 30, 15 y 5 cm de la fuente luminosa y cuente el número de burbujas/minuto (haga 3 repeticiones).
- 2.- **Efecto de la calidad de luz:** coloque la lámpara a 30 cm de los tubos con *Elodea* y antepóngale primero el filtro azul, después el verde y finalmente el rojo. Deje 15 minutos en cada condición antes de medir el burbujeo (para mayor exactitud en intensidad luminosa use filtros Kodak).
- 3.- **Efecto de la concentración de CO_2 :** coloque ramillas de *Elodea* en tubos con agua recién hervida y enfriada, un tubo con solución de KHCO_3 al 0.1%, otro tubo con solución de KHCO_3 al 0.3% y otro tubo con solución de KHCO_3 al 0.5%; espere 15 minutos y mida el burbujeo.
- 4.- **Efecto de la temperatura:** use tubos con agua a 5°C, 15°C, 30°C y 50°C en cuyo interior se colocan las ramillas de *Elodea* y haga la medición como en los casos anteriores (a 30 cm). Para mantener las temperaturas prepare un sistema de baño María depositando los tubos dentro de vasos con agua a la temperatura adecuada o hielo, contrólela con el termómetro introducido en cada tubo de ensayo.
- 5.- **Efecto del factor tiempo en la temperatura:** coloque tubos con *Elodea* en agua a 25°C y 40°C y haga 3 lecturas de 1 minuto cada una con 15 minutos de intervalo entre ellas; cuide mantener las temperaturas estables en todo el tiempo.

Organización de resultados

- 1.- Lleve a una gráfica (Figura 15) los resultados obtenidos con cada factor respecto a la intensidad de la fotosíntesis, colocando la intensidad de fotosíntesis, expresada en número de burbujas/minuto, en la ordenada y el factor estudiado en el eje de la abscisa.
- 2.- ¿Cómo actúa cada uno de los factores estudiados en el proceso fotosintético?
- 3.- ¿Qué es un factor limitante y en que consiste la ley del mínimo?

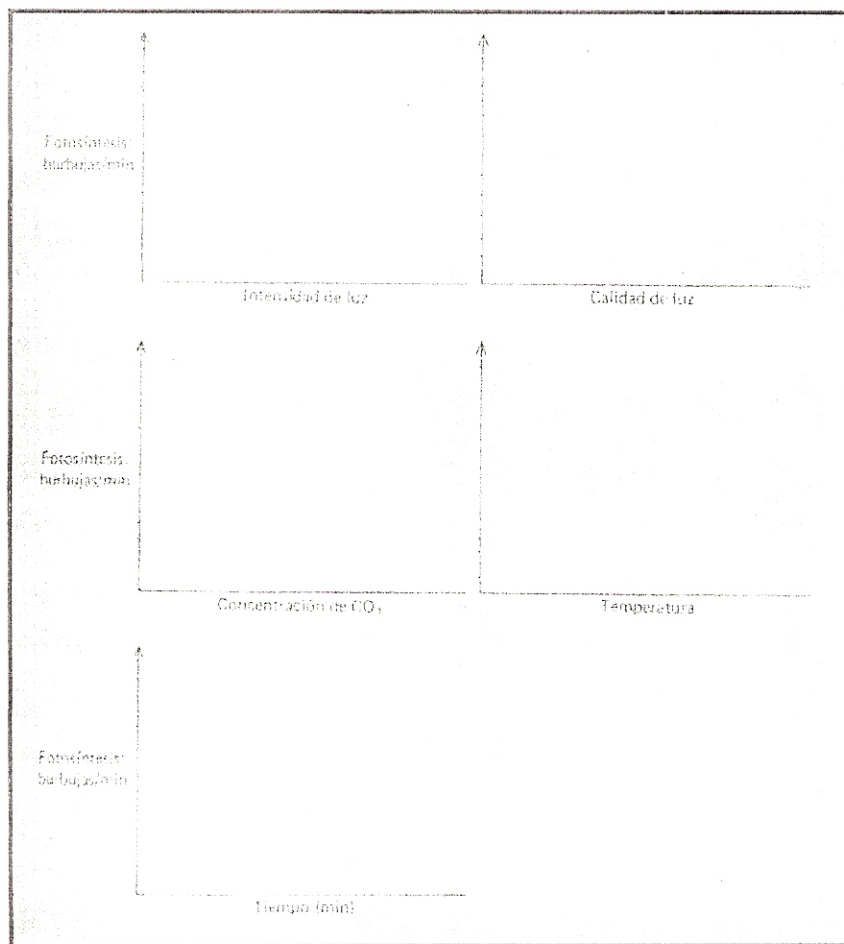


Figura 15. Intensidad de la fotosíntesis de una ramilla de *Elodea* mantenida en diversas condiciones ambientales.

Tarea sobre fotosíntesis

- 1.- Ordene según el grado de importancia los factores ambientales abióticos que regulan la actividad fotosintética.
- 2.- El agua es un factor limitante en la actividad fotosintética, señale en qué condiciones la estimula y en cuales se reduce.
- 3.- Como influye el incremento del CO₂ y la reducción de la capa de ozono en la fotosíntesis y en la producción de biomasa por las plantas.
- 4.- Cuales son los factores ambientales que son esenciales para que un cultivo se desarrolle y complete su ciclo de vida.
- 5.- Explique diferencias bioquímicas y anatómicas típicas entre plantas C₃, C₄ y CAM. Mencione ejemplos de plantas de cada tipo.

PRÁCTICA 23

RESPIRACIÓN: ABSORCIÓN DE O₂

Objetivo

Dado que en la respiración aeróbica típica se observa externamente un consumo de O₂ y un desprendimiento de CO₂, se detectará el proceso al eliminar con un álcali el CO₂ producido, con lo cual disminuye el volumen del sistema, si hay consumo de O₂.

Material

Por grupo

3 tubos de 50 ml, 3 tubos de ensayo iguales, 5 a 10 semillas de frijol germinado (o trigo o lino), lápiz de cera, varilla de agitación, 3 vasos de precipitados iguales.

General

Solución de NaOH al 20%, pipeta graduada de 10 ml, agua destilada, algodón.

Metodología

- 1.- En 2 de los tubos de ensayo coloque 5 semillas de frijol completamente embebidas e inserte en la mitad una mota de algodón húmedo, no compacto. Al tercer tubo póngale solamente el algodón húmedo.
- 2.- A 2 de los vasos de precipitados agrégueles igual cantidad (aproximadamente 20 ml) de Na OH al 20% y al otro sólo agua en igual cantidad. Luego invierta uno de los tubos con semillas en un vaso que contenga NaOH y el otro dentro del vaso con agua; el tubo sin semillas colóquelo en uno con NaOH (Figura 16).

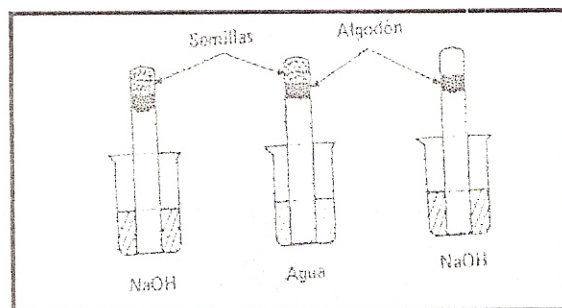


Figura 16. Dispositivo de los componentes en el experimento para demostrar la ocurrencia de respiración aeróbica.

3.- Todos los vasos deben tener igual volumen de líquido; para una mejor referencia marque ese nivel con lápiz de cera. Cuide que los tubos queden verticales dentro de los vasos y no se caigan.

4.- Observe la altura del líquido en los 3 tubos y vasos al cabo de 24 horas.

Organización de resultados

1.- Haga un esquema que ilustre los niveles de los líquidos después de 24 horas.

2.- Justifique el uso del NaOH al 20 %.

3.- Explique cual es la razón de los cambios observados en cada caso.

Tarea sobre respiración

- 1.- ¿Cuál es la función de la respiración?
- 2.- ¿Qué es el cociente respiratorio (CR)?
- 3.- ¿Cuáles son los factores externos e internos que influyen en la respiración?
Analícelos.
- 4.- ¿Por qué en los suelos anegados o muy compactos el desarrollo radicular y en general el crecimiento de la planta se afectan notablemente?
- 5.- ¿La senescencia de los frutos puede retardarse enriqueciendo con CO₂ la atmósfera. ¿Cuál es la explicación de este fenómeno?
- 6.- ¿Por qué es importante para las plantas el ciclo del glioxolato?
- 7.- ¿Son las mitocondrias organelos que se presentan en todas las células vivas?
Indique los factores que harían variar el número de ellos por célula?

PRÁCTICA 24

NECESIDAD DE ALGUNOS ELEMENTOS PARA EL DESARROLLO DE PLANTAS

Objetivo

Estudiar la necesidad de algunos elementos esenciales para el crecimiento de las plantas analizando los efectos de la carencia de N y Fe.

Material

Por grupo
6 botellas de 1 litro de boca estrecha y pintadas de negro, 12 semillas de frijol, 20 bolsas de papel, hoja de afeitar, papel absorbente, algodón y etiquetas, regla milimétrica.

generales
Soluciones madre, 5 pipetas graduadas de 5 ml, agua destilada, estufa de secado a 70°C, balanza, papel pH rango de 1-11, solución de HCl al 1%, 3 pipetas graduadas de 1 ml, invernadero o lugar iluminado.

Metodología

- 1.- Previamente ponga a germinar semillas en cuarzo o vermiculita según se indica, dejándolas una o dos semanas hasta tener plántulas con una raíz de 4 cm y las primeras hojas. Las botellas a usar deben estar muy limpias (es fundamental que no tengan residuos químicos); etiquételas de modo que una corresponda a la solución completa, otra sin nitrógeno (N) y la tercera sin hierro (Fe).
- 2.- De acuerdo a las disponibilidades de material pueden agregarse demostraciones para la esencialidad de otros elementos como P, K, y Mg o para todos ellos.
- 3.- prepare las soluciones necesarias a partir de las indicaciones de la tabla correspondiente que aparece en el Apéndice. Para esto llene cada frasco con agua destilada hasta la mitad y agregue de las soluciones madres las cantidades necesarias para cada tratamiento (tenga especial cuidado en no cambiar las pipetas). Mida el pH de la solución final.
- 4.- Seleccione 6 plántulas iguales y cuidadosamente elimine con una hoja de afeitar, los cotiledones. Coloque dos plántulas en cada botella, introduzca con mucho cuidado las raíces para evitar que se rompan. Para sostener la plántula envuelva la

región del cuello con algodón, éste debe quedar compacto, pero no debe dañar el tallo. Evite que el algodón se moje con el objeto de impedir el ataque de hongos (Figura 17).

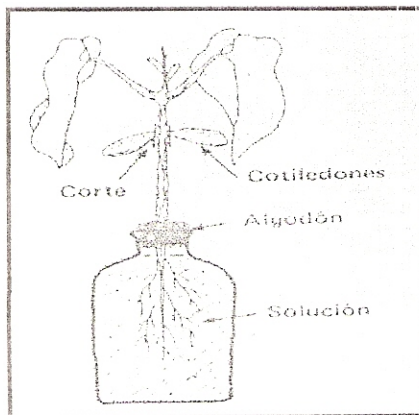


Figura 17. Instalación de la plántula para cultivo hidropónico

5.- Observe dos o tres veces por semana durante un mes. Asegúrese de que las raíces estén siempre sumergidas en la solución, en caso contrario rellene con agua destilada. Mida semanalmente el pH de las soluciones.

Organización de resultados

a.- Durante las observaciones estudie las plantas cuidadosamente y anote cualquier cambio de aspecto en el sistema radical, coloración del tallo y de las hojas. Anote si los cambios ocurren en hojas nuevas o viejas, en toda su superficie o solo en un sector (ápice o base), si es entre las nervaduras o a lo largo de los borde. Haga un cuadro con todas sus observaciones (Cuadro 1):

Cuadro 1.- Observaciones sobre el crecimiento de las plantas de frijol en diversas condiciones minerales.

Tratamiento	Parámetro observados	Fechas
Completo	Raíces Tallo Hojas PH	
Sin N	Raíces Tallo Hojas PH	
Sin Fe	Raíces Tallo Hojas PH	

2.- Mida semanalmente la altura de las plantas y anote sus valores. Con los valores promedios semanales confeccione la gráfica de la Figura 18.

3.- Al dar por finalizado el experimento y después de anotar sus observaciones, separe vástago de raíces y lave éstas con agua destilada. Si hay algas o muchas impurezas lave las raíces con HCl al 1% y después agua destilada. Seque todo con papel absorbente. Separe las hojas del vástago. Tome el peso fresco de cada una de las tres secciones, coloque las raíces, hojas y tallos separadamente en bolsas de papel marcadas y ponga a secar a 70°C durante 48 horas para, una vez fríos, tomar el peso seco. Anote sus resultados promedio en el Cuadro 2.

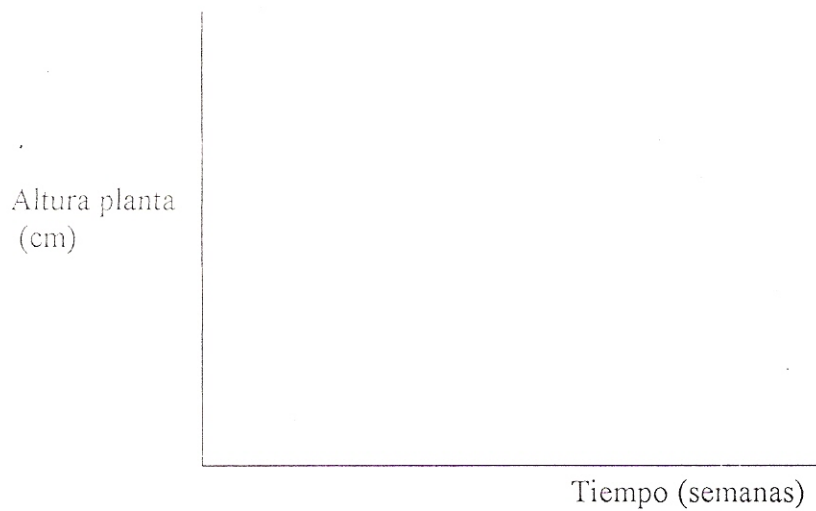


Figura 18. Velocidad de crecimiento, expresada en longitud del vástago de plantas de frijol mantenidas en diversas soluciones nutritivas.

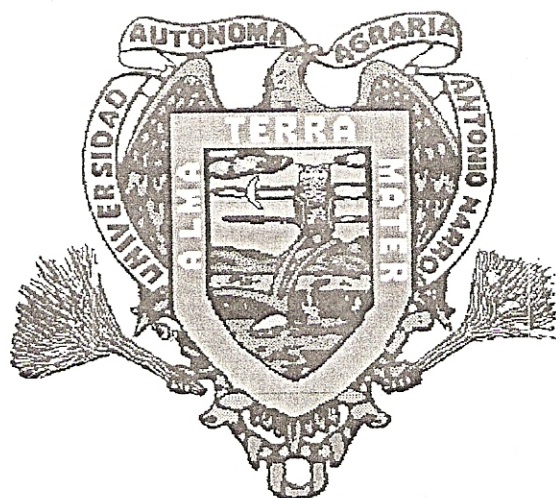
Tarea sobre nutrición mineral:

- 1.- ¿Qué papel cumple cada uno de los elementos minerales en la planta?
- 2.- ¿Qué se entiende por elementos esenciales?. Defina criterios de esencialidad.
- 3.- Indique cuales son los macronutrientes y por que se les llama así.
- 4.- Indique cuales son los micronutrientes.
- 5.- ¿Por qué un ión entra a la célula y como llega a la hoja?
- 6.- ¿Qué es un fertilizante?. ¿Qué ventajas tiene la fertilización foliar frente a la del suelo?
- 7.- ¿Qué importancia tiene para la nutrición mineral la difusión de CO_2 producido por la respiración de las raíces al suelo?
- 8.- Señale y explique qué papel juega la materia orgánica en la disponibilidad de nutrientes en el suelo.
- 9.- Investigue acerca de la factibilidad económica de los cultivos hidropónicos?
- 10.- Enumere las funciones fisiológicas conocidas de los micronutrientes?
- 11.- ¿Qué elemento mineral del suelo es absorbido en mayor cantidad por las plantas?
- 12.- ¿Por qué el exceso de nitratos en el suelo es contaminante?
- 13.- Explique ¿cómo ocurre la fijación simbiótica del nitrógeno y cómo queda disponible posteriormente para la planta?
- 14.- ¿Qué otros tipos de fijación de N_2 atmosférico conoce?. Analícelos y señale como queda disponible para las plantas.
- 15.- ¿Qué son las micorrizas?. ¿Existen otras asociaciones simbióticas que permiten fijar nitrógeno?

BIBLIOGRAFÍA

- Devlin, R. 1980. Fisiología Vegetal. Ediciones Omega. Barcelona España. 517 p.
- Kramer, P. J. 1974. Relaciones hídricas de suelo y planta. (Tejada, L. Ed.). EDUTEX, S. A. México, D. F. 538 p.
- Larqué, S. A. y C. Trejo R. El Agua en las Plantas. Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal.. Editorial Trillas. México, D. F. 88 p.
- Salisbury, B. F. y C. W. Ross. 1994. Fisiología vegetal. Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México D.F. 759 p.
- Taiz, L. y E. Zeiger. 1998. Plant Physiology. Sinauer Associates, Inc. P. O. Box 407. 23 Plumtree Road, Sunderland, MA, 01375 U.S.A. 792 p.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA
VEGETAL

DR. HÉCTOR MADINAVEITIA RÍOS

2005

PRESENTACIÓN

Mediante este manual se pretende que los estudiantes de nivel medio superior adquieran la capacidad para manejar los aparatos que existen en un laboratorio de fisiología vegetal, y que además logren identificar estructuras tanto celulares como de tejidos. También se pretende que apliquen el método científico en el análisis de los resultados que se obtengan al realizar las prácticas. Con ello se les despertará el interés científico y podrán en un momento dado aplicarlo en la solución de otro tipo de problemas. La manera como esta organizado es que primero se trata lo relacionado a la célula vegetal, como la unidad estructural y funcional de una planta. Luego se trata la relación agua – planta, haciéndose énfasis a la manera como se adaptan las plantas a condiciones de escasez de agua. Después se aborda la fotosíntesis y la nutrición mineral. Solo mediante el entendimiento de cómo es la estructura y función de las plantas podrán conservarse las relaciones adecuadas entre el hombre y los ecosistemas.

Este manual se escribió para satisfacer la necesidad de que a partir de los conceptos básicos, se muestre como deben observarse las partes que forman a una planta, la manera como se relacionan con el agua y otros factores ambientales como el O_2 y el CO_2 .

Otoño de 2005.

ÍNDICE

	PÁGINA
PRESENTACIÓN.....	ii
ÍNDICE.....	iii
PRÁCTICA 1.....	1
LA CÉLULA VEGETAL.....	1
PRÁCTICA 2.....	3
PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA.....	3
PRÁCTICA 3.....	5
LOS PLASTIDIOS.....	5
PRÁCTICA 4.....	7
DEMOSTRACIÓN DE LA DIFUSIÓN Y EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN	7
PRÁCTICA 5.....	10
DEMOSTRACIÓN DE LA ÓSMOSIS.....	10
PRÁCTICA 6.....	11
EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA INTENSIDAD DE LA ÓSMOSIS.....	13
PRÁCTICA 7.....	14
PRESIÓN OSMÓTICA.....	14
PRÁCTICA 8.....	18
PLASMÓLISIS.....	18
PRÁCTICA 9.....	22
DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL DE AGUA POR EL MÉTODO DE CHARDAKOV.....	22
PRÁCTICA 10.....	24
MÉTODOS VOLUMÉTRICOS Y GRAVIMÉTRICOS EMPLEADOS PARA DETERMINAR EL POTENCIAL DE AGUA.....	24
PRÁCTICA 11.....	27
EL AGUA Y LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS.....	27
PRÁCTICA 12.....	28
ESTRUCTURAS ANATÓMICAS QUE INTERVIENEN EN EL TRANSPORTE DE AGUA.....	28
PRÁCTICA 13.....	30
VELOCIDAD DEL FLUJO DE AGUA EN EL SISTEMA VASCULAR.....	30
PRÁCTICA 14.....	32
TRANSPIRACIÓN.....	32
PRÁCTICA 15.....	34
GUTACIÓN.....	34
PRÁCTICA 16.....	36
OBSERVACIÓN DE ESTOMAS.....	36
PRÁCTICA 17.....	38
EFECTO DE LA MORFOLOGÍA DE LAS HOJAS , TEJIDOS PROTECTORES Y SUSTANCIAS CEROSAS EN LA TRANSPIRACIÓN.....	38
PRÁCTICA 18.....	42
EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE SOLUTOS EN LA ABSORCIÓN DE AGUA.....	42
PRÁCTICA 19.....	46

FOTOSÍNTESIS: PIGMENTOS CELULARES.....	46
PRÁCTICA 20.....	50
MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE CAMBIOS EN EL pH DEL AMBIENTE.....	50
PRÁCTICA 21.....	52
MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE MICROMOLES DE CO ₂ CONSUMIDOS EN LA FOTOSÍNTESIS.....	52
PRÁCTICA 22.....	54
EFECTO DE LA LUZ, EL CO ₂ Y LA TEMPÉRATURA EN LA FOTOSÍNTESIS.....	54
PRÁCTICA 23.....	57
RESPIRACIÓN: ABSORCIÓN DE CO ₂	57
PRÁCTICA 24.....	60
NECESIDADES DE ALGUNOS ELEMENTOS PARA EL DESARROLLO DE PLANTAS.....	60
BIBLIOGRAFÍA.....	64

PRÁCTICA 1

LA CÉLULA VEGETAL

Objetivo

Reconocer los componentes de la célula vegetal, observar los movimientos protoplasmáticos.

Materiales:

Por grupo	Generales
Microscopio	éter de petróleo
6 portaobjetivos y cubreobjetos	solución de lugol
vidrio de reloj	solución de sudan III o IV
2 flores de tronadora	solución de rojo neutro 0.5%
hojas de hierba de la golondrina	tinta china
semillas de higuera	
bulbo de cebolla	

Metodología

- 1.- En un portaobjetos con una gota de agua coloque un trozo de epidermis superior de un bulbo de cebolla (desprenda el tejido usando pinzas, evite que el tejido se enrolle). Coloque el cubreobjeto y examine al microscopio, primero con el menor aumento y luego con el mayor.
- 2.- Haga otra preparación de epidermis de cebolla agregándole, ahora, una gota de rojo neutro al 0.5%.
- 3.- A otra preparación de epidermis de cebolla agréguele una gota de lugol diluido.
- 4.- Monte en un portaobjeto con una gota de agua, los pelos estaminales de flores de tronadora y observe el movimiento citoplasmático con el aumento mayor.
- 5.- Coloque en el portaobjeto una gota de savia de hoja de hierba de la golondrina y observe el movimiento browniano.

6.- Haga un corte delgado del endospermo de una semilla de higuera y tiña la preparación con sudán III o IV. Observe al microscopio, después agregue gotas de éter de petróleo y vuelva a observar.

Organización de resultados

- 1.- Dibuje varias células epidérmicas de cebolla. Identifique pared celular, citoplasma y núcleo.
- 2.- Haga un diagrama de varias células en que se muestre los diferentes estratos que las separan. Indique dónde se ubican: laminilla media, paredes celulares primaria y secundaria.
- 3.- Compare el movimiento browniano de las partículas de tinta china y savia de hierba de la golondrina. ¿Hay relación entre el tamaño de las partículas y su velocidad?
- 4.- Señale dónde actúan los siguientes reactivos y la razón de usarlos:

Reactivos	Tinción	Identificación
Rojo neutro		
Lugol		
Sudán IV		
Éter de petróleo		

PRÁCTICA 2

PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA

Introducción

Descontando el agua, los gases y las moléculas menores a un PM de 60 la permeabilidad de sustancias no iónicas solubles normalmente en agua es inversamente proporcional al tamaño molecular, también es mayor para moléculas no disociadas que para iones y para ácidos débiles que para fuertes, es inversamente proporcional al tamaño del ión más su capa de hidratación. Además la respiración es esencial para el mantenimiento de la permeabilidad diferencial y ésta desaparece con la muerte.

Objetivo

Estudiar las características de las membranas citoplasmáticas respecto a su permeabilidad.

Material

Por grupo

Repollo morado (o betabel), sacabocados de 1 cm, 3 tubos de ensayo con gradilla, vaso de 100 ml y etiquetas o lápiz de cera.

Generales

Solución de NaCl 0.75M, solución de CaCl₂ 0.75M, agua destilada, 3 pipetas de 10 ml.

Metodología

- 1.- Lave muy bien con agua destilada 3 trozos de repollo morado de igual tamaño, obtenidos con el sacabocados. Repita la operación hasta que el agua de lavado sea totalmente transparente (15 minutos).
- 2.- Etiquete 3 tubos y agrégueles las siguientes soluciones:
 - a) 10 ml de NaCl 0.75M,
 - b) 10 ml de CaCl₂ 0.75 M, y
 - c) 5 ml de NaCl más 5 ml de CaCl₂ 0.75M.
- 3.- Coloque en cada tubo un trozo de repollo y espere alrededor de una hora y observe; repita la observación al día siguiente.

Organización de resultados

1.- Anote sus observaciones en el siguiente Cuadro (Efecto del Na y Ca en la permeabilidad):

Tratamiento	Color de la solución	Significado
1) NaCl		
2) CaCl ₂		
3) NaCl + CaCl ₂		

2.- Analice y explique los cambios observados.

¿Cómo se llama el fenómeno que se ha producido en el tubo 3?

PRÁCTICA 3

LOS PLASTIDIOS

Objetivo

Identificar la estructura y función de los plastidios en la célula vegetal.

Material

Por grupo	General
Microscopio	tubérculos de papa
Hoja de <i>Elodea</i> o musgo	semillas de papa
Trozo de zanahoria	granos de maíz
Hoja de afeitador	fruto verde de plátano
Vaso pequeño	granos de trigo
9 portaobjetos y cubreobjetos	granos de arroz
	hojuelas de avena

Metodología

- 1.- Examine al microscopio una hoja joven de *Elodea* y ubique los cloroplastos. Posteriormente acerque la preparación a una lámpara para calentarla levemente. Cuide de que la preparación no se seque. Observe al microscopio la zona cercana a la nervadura (para observar el movimiento de cloroplastos en climas muy fríos debe mantener las hojas en agua durante la noche a una temperatura cercana a los 25°C).
- 2.- Haga un corte transversal de zanahoria y observe cromoplastos con cristales de carotina.
- 3.- Haga un corte transversal en los siguientes materiales: papa, semillas de papa, maíz, plátano, trigo y arroz). Raspe la superficie y observe los leucoplastos y sus granos de almidón al microscopio. Disminuya la iluminación bajando el condensador o cerrando el diafragma.
- 4.- Macere hojuelas de avena y haga una suspensión. Observe al microscopio.

Organización de resultados

- a) ¿Qué son los cloroplastos y donde se ubican?. Dibuje como se presentan en las células.
- b) Señale cuál es el efecto de la temperatura sobre el movimiento de los cloroplastos.
- c) ¿Qué es el almidón? En que tipos de tejidos los observó?

Tareas sobre célula vegetal

- 1.- Describa la teoría celular.
- 2.- Señale las diferencias y semejanzas entre una célula vegetal y una célula animal.
- 3.- En que se basaría para decir si una célula vegetal es joven o madura.
- 4.- Explique brevemente las diferencias fundamentales entre pared y membrana celular.
- 5.- Indique que son los plastidios. Clasifíquelos según su función y señale la importancia de cada uno.

PRÁCTICA 4

DEMOSTRACIÓN DE LA DIFUSIÓN Y EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN

Objetivo

Demostrar los principios generales que rigen la difusión a través de la determinación del cambio de coloración en una tira de papel pH. También observar que la intensidad de la difusión es afectada por la concentración de las partículas.

Material

Por grupo

- 1.1.- Papel indicador de pH
- Tubo de 4 cm de diámetro abierto en ambos extremos
- Alfileres
- Soporte universal con pinza
- Tira de papel milimetrado, 2 tapones de goma, 1 cuchillo
- 1.2.- 2 tubos de ensayo pequeños llenos con agar al 2%, hasta 2/3 de altura, 2 etiquetas, 2 tapones para tubos, rejilla.

General:

- 1.1.- Solución de NH_4OH al 10%, papel engomado transparente, pipeta pasteur.
- 1.2.- Sulfato de cobre al 10% (o azul de metileno al 0.2%), sulfato de cobre al 30% (o azul de metileno al 0.4%), gradilla, 2 pipetas.

Metodología

1.1.- demostración de la difusión

Fije el tubo a un soporte de tal manera que quede vertical. En su parte exterior, adhiera con papel engomado la escala graduada en cm de modo que pueda verse a través del tubo (ver Figura 1).

Corte una tira de papel indicador de menor largo que del tubo que está usando. Sujételo con un alfiler al corcho a y tape muy bien el tubo. Cuide que el papel no quede en contacto con las paredes.

En el otro tapón b haga una depresión y llénela con NH_4OH . Coloque cuidadosamente el tapón en el tubo. El borde de la tira de papel no debe quedar inmerso en la solución de NH_4OH . Observe atentamente lo que ocurre en la tira de papel pH.

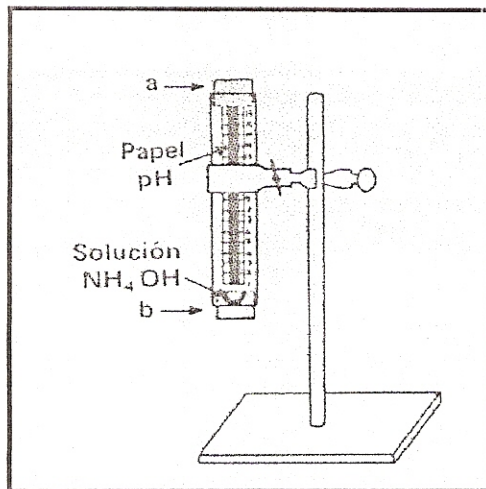


Figura 1. Demostración de la difusión

1.2 Efecto de la concentración

A uno de los tubos con agar agregue 1 a 2 ml de sulfato de cobre al 10%. Añada la misma cantidad de sulfato de cobre al 30% al otro tubo. Tápelos y colóquelos en una gradilla. No los mueva. Observe las distancias recorridas por el compuesto a las 24, 48 y 72 horas.

Organización de resultados

- a) Observe y registre sus datos en el Cuadro (Cambios de color en papel de pH) siguiente:

Distancia (cm)	Tiempo (minutos)						
	1	2	3	4	5	6	7

- b) Realice una gráfica colocando en la ordenada la distancia recorrida y en la abscisa el tiempo (Figura 2.).

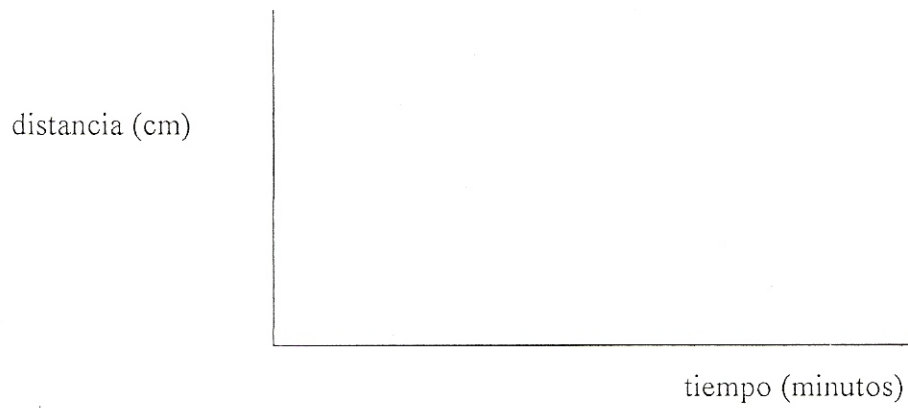


Figura 2. Velocidad de difusión en función del tiempo

- c) De acuerdo con la curva obtenida ¿cómo varía la velocidad de difusión para distancias pequeñas y para grandes?
- d) Anote el tiempo y la distancia recorrida por las soluciones en el agar. Con estos datos calcule la velocidad de difusión para cada tubo.

PRÁCTICA 5

DEMOSTRACIÓN DE LA ÓSMOSIS

Objetivo

La demostración de la ósmosis se hará usando diferentes membranas artificiales y concentraciones del solvente dentro y fuera de la membrana.

Materiales

Por grupo

2.1. 6 vasos de 100 ml, 6 trozos de tubos de diálisis de celulosa (Turtox B 27/32 o piel artificial de salchicha), 12 trozos de cordel delgado

2.2. Vaso de 50 ml, pinzas.

General

2.1. Solución de sacarosa al 10%,
solución de sacarosa al 50%,
6 probetas de 50 ml,
Agua destilada,
Rojo neutro al 1%
Permanganato de potasio al 1%,
Solución acuosa de ácido carmínico al 1%,
6 pipetas pasteur, tijeras

2.2. Sulfato de cobre al 5%
cristales de ferrocianuro de potasio.

Metodología

2.1 membrana de diálisis

Numere los vasos y agregue a cada uno de ellos 50 ml de una de las siguientes soluciones:

Vaso	Tratamiento
1	Sacarosa al 10%
2	Sacarosa al 50%
3	Agua destilada
4	Rojo neutro al 1%
5	Permanganato de potasio al 1%
6	Carmín al 1%

Corte 6 tubos de diálisis de aproximadamente 4 cm de largo. En cada trozo refuerza uno de los extremos del tubo y amarre bien con el cordel. Sumerja el otro extremo del tubo en agua con el objeto de humedecer las paredes y abra este extremo con los dedos formando así un pequeño saco.

Agregue a cada saco solución de sacarosa al 10% con una pipeta pasteur, llenando aproximadamente 2/3 del tubo de diálisis (Figura 3).

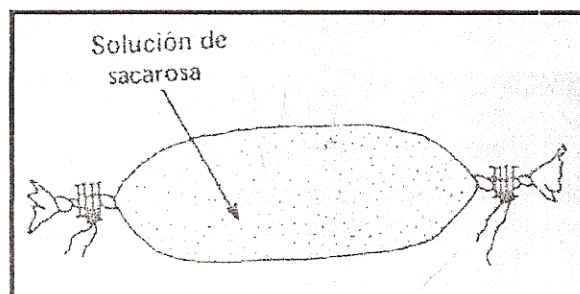


Figura 3. Dispositivo para demostración de ósmosis.

Es importante que el saco (“célula”) no quede lleno a su máxima capacidad, ya que esto permitirá su aumento de volumen visualizándose así la entrada de agua.

Sumerja la “célula” preparada en uno de los vasos con solución y observe lo que ocurre a los 5, 10, 30 y 45 minutos.

Siguiendo el procedimiento descrito prepare 5 nuevas “células” y colóquelas en los restantes vasos con las diferentes soluciones; observe qué ocurre.

2.1. Célula de Traube

Agregue a un vaso 30 ml de sulfato de cobre al 5% y deposite un cristal de ferrocianuro de potasio en solución. Debe observar atentamente lo que ocurre desde el momento de colocar el cristal. Evite mover el vaso (en caso que el cristal sea pequeño, use un tubo de ensayo en vez de un vaso).

Organización de resultados

- a) anote lo que ocurra en la “célula” al ser colocada en las diferentes soluciones. Explique las razones de lo que observó en cada caso.

- b) ¿Qué ocurriría si la “célula” se colocara en una solución de sacarosa al 80%?. Explíquelo.

- c) Escriba la ecuación de la reacción que ocurre al ponerse en contacto la solución de sulfato de cobre y el cristal de ferrocianuro de potasio
- d) Describa lo que observó en la “célula” de Troube.
- e) ¿Porqué se rompe y rehace continuamente la “célula” . ¿ Que es lo que actúa como membrana en esta “célula”?
- f) ¿qué soluciones existen en el interior y exterior de la membrana?

PRÁCTICA 6

EFFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA INTENSIDAD DE LA ÓSMOSIS

Objetivo

Se analizará el efecto de la temperatura en la ósmosis.

Materiales

Por grupo

Tubérculo de papa, sacabocados de 0.5 cm de diámetro, 3 tubos de ensayo con gradilla
Regla milimétrica, papel absorbente

General

Baño maría (o estufa), baño con hielo (o refrigerador), balanza, agua destilada pipeta de 10ml

Metodología

Prepare 3 tubos de ensayo a los cuales agrega 10 ml de agua destilada. Con un sacabocados corte 6 trozos iguales de papa de 0.5 cm de largo. Seque la superficie con papel absorbente y pese cada uno de los trozos.

En cada tubo agregue 2 trozos de papa. Coloque uno de los tubos a 40 °C, otro a 10°C y el último a temperatura ambiente.

Después de una hora mida el largo y pese los trozos de papa.

Organización de resultados

a) Anote sus datos en el siguiente Cuadro.

Parámetro		Trozo	Temperatura (°C)		
Largo	Inicial	1	10	15 a 25	40
		2			
Peso	Final	1			
		2			
	Final	1			
		2			

b) ¿Qué puede concluir acerca del efecto de la temperatura en la ósmosis?.

PRÁCTICA 7

PRESIÓN OSMÓTICA

Objetivo

Determinar el desarrollo de la presión osmótica y la dependencia de la concentración de solutos de la solución interna.

Materiales

Por grupo

2 trozos de 7 cm de largo de diálisis (piel artificial de salchicha), jeringa, 2 manómetros, 2 corchos perforados, manguera para conexión, 2 vasos de 100 ml

General

Solución de almidón al 1% , solución de sacarosa 1 molal, cordel, 2 pipetas de 5 ml, mercurio (o solución rojo neutro)

Metodología

- 1.- Para fabricar una bolsa amarre un extremo del tubo de diálisis. Llénela cuidadosamente con solución de sacarosa 1 molal. No la llene hasta el borde.
- 2.- Tape la bolsa con un corcho que tiene la conexión para el manómetro y amarre firmemente con cordel. Para que no quede aire en la bolsa termine de llenarla, a través del corcho, con una jeringa (Figura 4).

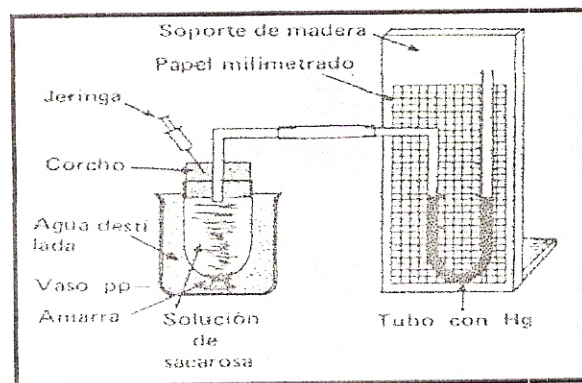


Figura 4. Demostración de la presión osmótica.

- 3.- Lave la bolsa con agua en caso de haberse derramado solución de sacarosa. Conecte la bolsa al manómetro.

4.- De la misma manera debe preparar la otra bolsa que llenará con almidón. Sumerja cada bolsa en su respectivo vaso con agua destilada y observe la presión que desarrollan a los 5, 10, 30 y 45 minutos.

Organización de resultados

- a) Anote en el siguiente Cuadro las presiones que se desarrollan y haga una gráfica (Figura 5) que relacione las variaciones de presión en función del tiempo.

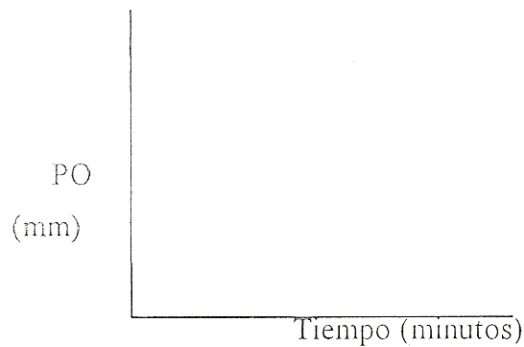


Figura 5. Variación de presión osmótica en función del tiempo.

Cuadro. Presión desarrollada en las bolsas de diálisis.

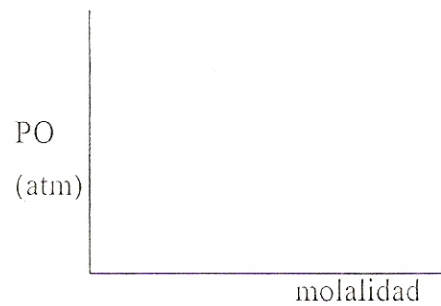
Tiempo (minutos)	Presión Sacarosa	Presión Almidón
5		
10		
15		
30		
45		

- b) ¿Cuál es la presión máxima que obtuvo?. ¿Qué ocurre con las moléculas de sacarosa después de un tiempo prolongado?.

- c) ¿Actúa la bolsa de diálisis como una membrana semipermeable?. ¿Qué ocurre con la sacarosa?. ¿Qué ocurre con el agua?
- d) Calcule la presión osmótica del sistema, tomando la temperatura del agua en el vaso.
- e) Calcule mediante la siguiente fórmula las siguientes presiones osmóticas de una solución de sacarosa a 25°C:

Molalidad	PO (atm)
1.0	
0.8	
0.6	
0.4	
0.2	
0.1	

Con sus valores calculados realice ahora una gráfica:



- f) a partir de la gráfica ¿Cuál es el valor de la PO para 0.75 Molal?
- g) ¿Cuál es el DPD de las soluciones cuando se colocan en los vasos?. ¿y en equilibrio?. Exprese esto mismo en términos de potencial.

PRÁCTICA 8

PLASMÓLISIS

Objetivo

Provocar el fenómeno de plasmólisis en soluciones hipertónicas de sacarosa.

Materiales

Por grupo

¼ de cebolla, cuchillo, pinza y aguja de disección, vidrio de reloj, microscopio, papel filtro, hoja de afeitar, 6 portaobjetos y cubreobjetos, lápiz para marcar

General

Agua destilada, solución de sacarosa 0.5 molal, solución de sacarosa 0.75 molal, solución de sacarosa 1 molal, rojo neutro al 0.05%, solución de KSCN 1 N, 6 pipetas pasteur

Metodología

- 1.- Saque 8 trozos pequeños (de 1X1 cm) de la epidermis interna de la cebolla y colóquelos en vidrio de reloj con agua destilada durante 5 minutos.
- 2.- Cambie el agua destilada por una solución de rojo neutro al 0.05% y tiña los trozos durante 5 minutos.
- 3.- Coloque un trozo en el portaobjetos, ponga el cubreobjetos y observe al microscopio.
- 4.- Saque el cubreobjetos y agregue solución de sacarosa al 0.5 molal. Evite los excesos. Observe cada 5 minutos durante 20 a 30 minutos.
- 5.- Realice tres preparaciones más. En una de ellas agregue sacarosa 0.75 molal, en otra sacarosa 1 molal y en la última KSCN 1 N. En todos los casos observe cada 5 minutos durante 20 a 30 minutos. Identifique cada preparación para evitar confusiones.
- 6.- A cada preparación agregue agua destilada, con una pipeta pasteur, por un borde del cubreobjeto. Coloque un pedazo de papel filtro en el borde opuesto para absorber el exceso de agua. Agregue varias veces agua para asegurarse de que la solución ha salido. Observe al microscopio.

Optativo:

- 7.- Se puede hacer dos preparaciones de epidermis con sacarosa 1 molal. Una para observar plasmólisis y desplasmólisis y la otra para el efecto del alcohol en la permeabilidad.

8.- Después de producirse plasmólisis con sacarosa 1 molal, agregue por un extremo del cubreobjeto gotas de alcohol a la preparación. Espere un momento y observe al microscopio.

9.- De acuerdo con la disponibilidad de tiempo se puede comparar el efecto de las soluciones de sacarosa con soluciones de NaCl 0.5 y 1 molal.

Organización de resultados

1.- Dibuje cómo se observan las células recién teñidas y colocadas en agua y dibuje los efectos observados en cada una de las preparaciones.

2.- ¿De que manera comienza el protoplasma a separarse de la pared celular y porqué ocurre esto?

3.- Que efecto tiene el KSCN en la célula?

4.-¿Qué ocupa el espacio entre la pared celular y el protoplasma en las células plasmolizadas? ¿qué sale de la célula durante el proceso de plasmólisis?

5.- ¿qué entiende por una plasmólisis incipiente?

6.- En cada preparación cuente 20 células y registre el número de plasmolizadas:

Tratamiento	Grado de plasmolisis (número de células/min.)					
	5min	10 min.	15 min.	20 min.	25 min.	30 min.
Control						
Sacarosa 0.5 molala						
Sacarosa 0.75 molal						
Sacarosa 1 molal						
KSCN IN						

7.- ¿por qué en plasmólisis incipiente la presión osmótica de la célula es aproximadamente igual a la presión osmótica (potencial osmótico) de la solución externa?

8.- ¿porqué los solutos usados como plasmolizantes deben tener un bajo poder de penetración en las células?.

9.- ¿Se puede usar la plasmólisis incipiente para calcular la presión osmótica de un tejido?

Tarea sobre difusión y ósmosis

- 1.- ¿Qué es difusión y que la causa?
- 2.- ¿Qué factores controlan la intensidad de difusión y su dirección?. Explique porqué decrece con el tiempo.
- 3.- ¿Cuál es la diferencia entre difusión y flujo de masas?
- 4.- Defina ósmosis. Describa para ilustrarla un experimento diferente al citado en este manual.
- 5.- Si la velocidad de difusión de un gas es inversamente proporcional a la raíz cuadrada de su peso molecular, calcule la velocidad de difusión de H_2 , O_2 y CO_2 .
- 6.- ¿Cuál es la función de la ósmosis en el desarrollo de la presión de turgencia?
- 7.- ¿Cuál es la importancia del potencial de presión en el crecimiento de la célula y de la plantas?
- 8.- Explique si la intensidad de la ósmosis depende de la naturaleza química del soluto, de su tamaño molecular o de su peso molecular.
- 9.- ¿Qué significa una solución isotónica, hipertónica e hipotónica?. ¿Qué ocurre cuando la célula está en contacto con cada una de ellas?
- 10.- ¿Qué es plasmólisis?. ¿Tiene alguna importancia biológica?
- 11.- Explique qué le puede ocurrir a un alga de agua dulce que llega al mar.
- 12.- Analice tres funciones importantes del agua en las plantas.
- 13.- Relacione el concepto de potencial de agua con el concepto de déficit de presión de difusión (DPD). Explique las dos terminologías.
- 14.- ¿Qué es imbibición y que condiciones se requieren para que ésta ocurra?
- 15.- Que importancia biológica tienen los fenómenos de difusión, ósmosis e imbibición?

PRÁCTICA 9

DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL DE AGUA POR EL MÉTODO DE CHARDAKOV

Objetivo

Determinar el potencial de agua con el método de Chardakov.

Materiales

Por grupo	General
12 tubos pequeños, gradilla, hojas xerófilas (u hojas a la luz y a la sombra), pinzas, hojas de afeitar (o sacabocados)	Solución de sacarosa al 0.1 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.2 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.3 molal (o manitol) Solución de sacarosa al 0.5 molal (o manitol 0.5 molal) Solución de sacarosa al 0.7 molal (o manitol 0.5 molal) Solución de sacarosa al 0.9 molal (o manitol 0.5 molal), azul de metileno 1%, 6 pipetas de 10 ml, 6 pipetas pasteur (o cuentagotas)

Metodología

- 1.- Prepare dos baterías de 6 tubos de ensayo. En una batería (*a*) agregue a cada tubo 10 ml de una de las soluciones de sacarosa y una hoja pequeña o un trozo de tejido cuyo potencial se desea conocer (lo ideal es contar con varias baterías para poder comparar diferentes tipos de tejidos).
- 2.- En cada tubo de la segunda batería (*b*) coloque 10 ml de solución de sacarosa, más una gota de azul de metileno.
- 3.- después de una hora saque el tejido que estuvo sumergido en cada una de las soluciones de la batería *a*. Con una pipeta pasteur saque una gota de la solución coloreada de sacarosa 0.1 molal (batería *b*) y colóquela cuidadosamente en el interior de la solución de sacarosa 0.1 molal en la cual estuvo previamente el tejido (Figura 6). Observe lo que sucede con la gota coloreada.

Realice la misma operación para cada una de las concentraciones en las cuales estaba sumergido el tejido. Observe en cada una de ellas lo que sucede con la gota coloreada.

Variación. Una vez determinada, aproximadamente, la solución en la cual la gota coloreada difunde, se puede repetir el ensayo utilizando una serie de concentraciones que varíen en torno a dicha concentración a modo de obtener un resultado más preciso.

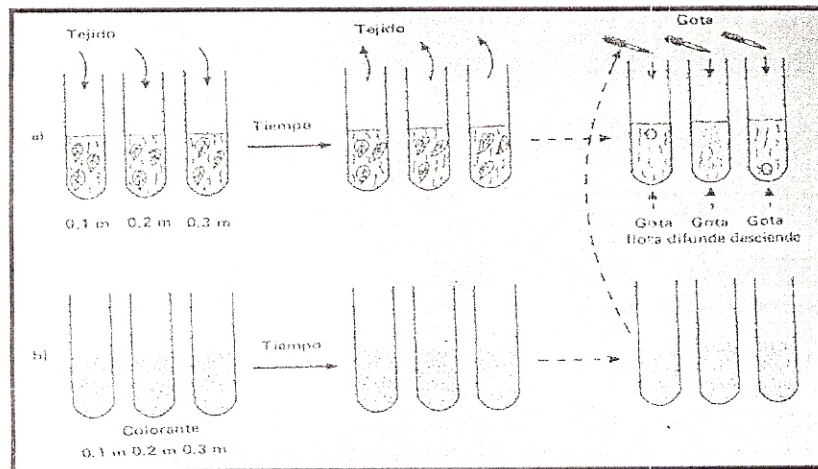


Figura 6. Método de Chardakov: a) batería con tejido, b) batería con colorante

Organización de resultados

1.- Anote sus resultados en el siguiente Cuadro:

Solución	Tipo de hoja	Gota coloreada			Conclusiones
		Sube	Baja	diluye	
0.1 molal					
0.2 molal					
0.3 molal					
0.5 molal					
0.7 molal					
0.9 molal					

2.- ¿Utilizaría este método para determinar la deficiencia de agua en condiciones de campo?. ¿Porqué?

PRÁCTICA 10

MÉTODOS VOLUMÉTRICOS Y GRAVIMÉTRICOS EMPLEADOS PARA DETERMINAR EL POTENCIAL DE AGUA

Objetivo

Determinar el potencial de agua por variaciones en el volumen o en el peso de un trozo de tejido.

Materiales

Por gupo

Tubérculo grande de papa, cuchillo, 8 cajas de petri, sacabocados de 7 a 10 mm de diámetro, tiras de papel absorbente, regla milimétrica

General

Agua destilada, solución de sacarosa 0.1 molal, solución de sacarosa 0.2 molal, solución de sacarosa 0.3 molal, solución de sacarosa 0.4 molal, solución de sacarosa 0.5 molal, solución de sacarosa 0.6 molal, solución de sacarosa 0.7 molal, balanza, 8 pipetas de 10 ml.

Metodología

Numere cada caja de petri y agregue 10 ml de las siguientes soluciones:

Caja	Solución
1	Agua destilada
2	Solución de sacarosa 0.1 molal
3	Solución de sacarosa 0.2 molal
4	Solución de sacarosa 0.3 molal
5	Solución de sacarosa 0.4 molal
6	Solución de sacarosa 0.5 molal
7	Solución de sacarosa 0.6 molal
8	Solución de sacarosa 0.7 molal

Con un sacabocados corte 8 trozos de 5 cm de largo de una papa. Mida el largo y diámetro de cada trozo. Péselos en forma individual. Coloque un trozo de papa en cada una de las cajas de petri y tápelos. Después de 3, 6 y 24 horas mida el largo de los trozos; seque cuidadosamente con papel absorbente y verifique variaciones en peso.

Organización de resultados

1.- Anote en el siguiente Cuadro las variaciones de volumen y peso:

Tiempo (horas)	variaciones	Concentración de sacarosa (molal)							
		0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7
0	Volumen peso								
2	Volumen Peso								
6	Volumen Peso								
24	Volumen Peso								

2.- Haga una gráfica que represente las variaciones de volumen y de peso del tejido en relación a la concentración de sacarosa de las soluciones (Figura 7.)

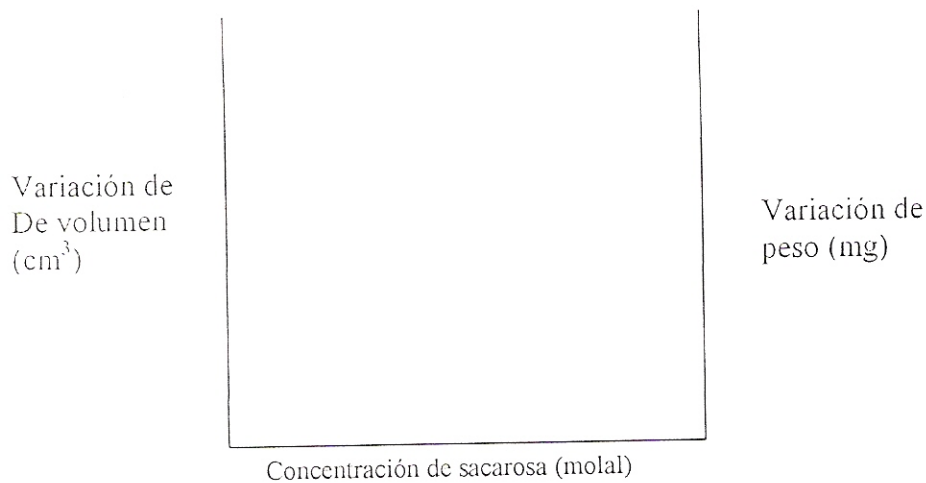


Figura 7. Variaciones de volumen y de peso del tejido por cambios osmóticos.

3.- ¿Qué conclusiones puede sacar respecto a la cantidad relativa de agua en el tejido al iniciarse el experimento?

4.- ¿Cuál de las soluciones tiene mayor concentración de agua por unidad de volumen?

5.- Utilizando los datos que obtuvo, calcule el DPD (o potencial de agua) del tejido de papa.

Tarea sobre métodos de medición de potencial de agua:

- 1.- Señale las ventajas y desventajas de cada uno de los métodos empleados.
- 2.- Busque y describa otros métodos para conocer el potencial de agua de un tejido
- 3.- Averigüe en la literatura si las hojas xerófilas, mesófilas e hidrófilas presentan un potencial osmótico similar.
- 4.- Señale los factores que influyen en el potencial osmótico que se desarrolla en las raíces.
- 5.- ¿Puede la actividad fotosintética hacer variar los valores osmóticos del tejido?. Indague acerca de valores de potencial de solutos de hojas de sol y de sombra.
- 6.- Investigue si es posible medir el potencial osmótico y el potencial de presión de un tejido.
- 7.- Indique la factibilidad de medir el potencial de agua de una planta en el campo.
- 8.- Señale que factores influyen en el potencial de agua de una planta.
- 9.- ¿Esperaría usted que dentro de un cultivo el potencial de agua fuera el mismo para todas las plantas?. Analícelo.

PRÁCTICA 11

EL AGUA Y LA GERMINACIÓN DE SEMILLA

Objetivo

Estimar la cinética de absorción de agua en semillas.

Materiales

Semillas (de cualquier especie), vasos de precipitados, cajas de petri, papel filtro, balanza, pinzas y agua destilada.

Metodología

- 1.- Con semillas viables, seleccione aquéllas de tamaño uniforme. Pese cada una y anótelas (procure seleccionar en este momento las de peso semejante).
- 2.- Forme grupos de 10 o más semillas y colóquelas en vasos para precipitados durante diferentes intervalos: 30, 60, 120, 180 minutos, hasta 24 horas o más.
- 3.- Cada vez que se cumplan los diferentes intervalos sáquelas del agua, séquelas con papel filtro y vuelva a pesar la semilla.
- 4.- Obtenga la cantidad de agua que absorbió en gramos por diferencia de peso y refiéralo a cambio en porcentaje del peso inicial de la semilla.
- 5.- Señale cuál de los resultados es el tiempo máximo de imbibición o el máximo porcentaje de imbibición en relación con su peso seco.
- 6.- También grafique la toma de agua de las semillas durante el tiempo.

PRÁCTICA 12

ESTRUCTURAS ANATÓMICAS QUE INTERVIENEN EN EL TRANSPORTE DE AGUA

Objetivo

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

Material

Raíz, tallo y hoja de plantas que se elijan, navaja, porta y cubreobjetos, microscopio, fluoroglucina al 2% en alcohol, etanol al 95% y ácido clorhídrico concentrado.

Metodología

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

Organización de resultados

1.- Dibuje las partes anatómicas de una raíz de una dicotiledónea y de una monocotiledónea. Que diferencias puede mencionar.

2.- Dibuje las partes anatómicas de un tallo de una dicotiledónea y de una monocotiledónea.
Que diferencias puede mencionar.

4.- Que diferencias puede mencionar entre una raíz y un tallo (desde un punto de vista funcional, anatómico y morfológico. Explique.

PRÁCTICA 13

VELOCIDAD DEL FLUJO DE AGUA EN EL SISTEMA VASCULAR

Objetivo

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

Material

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

Metodología

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

- 1.- Prepare una solución de rojo congo en agua (o cualquier otro colorante aniónico).
- 2.- Coloque las plantas en una charola que contenga la solución colorida, como se indica en la Figura 8.
- 3.- Corte (con navaja) el tallo bajo la solución y manténgalo sumergido durante algún tiempo (2 a 5 minutos).
- 4.- Ahora, sáquelo y manténgalo en su posición natural (perpendicular al piso) y registre el tiempo. Si la velocidad de transpiración es alta, el colorante penetrará en los haces vasculares y avanzará más rápidamente que en las plantas donde la velocidad de transpiración sea baja.
- 5.- Transcurridos aproximadamente 30 minutos, corte el tallo nuevamente en una región cerca de las hojas.
- 6.- De este punto empiece a hacer cortes delgados, con navaja y obsérvelos en el microscopio.

7.- Registre la distancia que avanzó el colorante desde el sitio en donde hizo el corte original y multiplíquelo por el tiempo en que se mantuvo en posición perpendicular. Así sabrá aproximadamente la velocidad del flujo de agua.

8.- Haga lo mismo con cada especie.

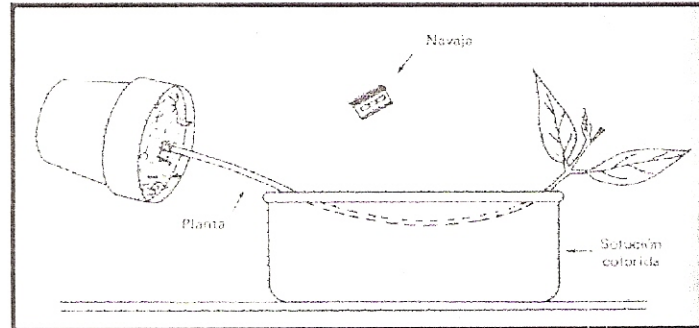


Figura 8. Sistema ideado par demostrar el flujo del agua por el xilema

Organización de resultados

1.- Anote los datos obtenidos en el siguiente Cuadro:

(distancia (mm))	Tiempo (minutos)

2.- ¿Por cual de las vías conductoras se desplazan el agua y el colorante?.

3 - Dibuje células xilemáticas y floemáticas. Señale además la distribución de estos tejidos en un tallo y una raíz.

PRÁCTICA 14

TRANSPIRACIÓN

Objetivo

Determinar la existencia de pérdidas de agua a través de la transpiración, utilizando el cambio de color del cloruro de cobalto (CoCl_2) al hidratarse.

Materiales

Por grupo

Planta o ramilla con hojas y con la base sumergida en agua, 4 placas de vidrio un poco más grandes que el papel filtro con CoCl_2 (o portaobjetos), 4 trozos de papel filtro impregnados con solución de CoCl_2 al 5%, pinzas, 4 sujetadores para ropa (o banda de goma o cinta adhesiva),

General

Desecador

Metodología

- 1.- Retire con pinzas dos trozos de papel previamente impregnados con CoCl_2 y mantenidos en un desecador. Cubra rápidamente con ellos ambas caras de una hoja que previamente ha separado de la planta.
- 2.- Sujete los papeles entre dos placas de vidrio. Apriete las placas con dos pinzas de ropa de manera que el papel filtro quede en total contacto con la hoja (Figura 9).
- 3.- Realice el mismo montaje en otra hoja. Coloque una de ellas bajo la iluminación de una lámpara y otra en condiciones naturales o en oscuridad (también se puede usar hojas al sol y a la sombra y hojas de especies que presenten estomas distribuidos en una de las dos caras).
- 4.- Observe continuamente hasta que el papel cambie de color.

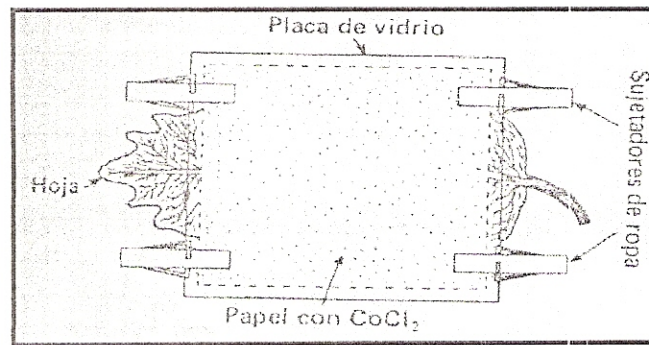


Figura 9. Colocación de papel filtro con CoCl_2 en la hoja

Organización de resultados

1.- Existe alguna diferencia entre los tratamientos respecto al tiempo necesario para que el papel con CoCl_2 cambie de color?. De razones.

2.- ¿Que limitaciones tiene el método del CoCl_2 para medir la transpiración?

PRÁCTICA 15

GUTACIÓN

Objetivo

Aprender cómo se induce la gutación en una planta.

Material

Por grupo

Campana de vidrio (o acrílico), 3 plantas de jitomate de 10 cm de alto en macetero (o centeno o maíz o trigo), 2 vasos de plástico

General

Solución de NaCl al 5% (o sal común), vaso con hielo, termómetro, atomizador

Metodología

- 1.- Riegue abundantemente con agua, a temperatura ambiente, uno de los maceteros con plántulas de jitomate, el otro con NaCl al 5% y el tercero con agua a 5 u 8°C.
- 2.- Coloque las macetas en el interior de la campana, previamente humedecida con el atomizador. Observe a las 3 y 24 horas la formación de gotitas de agua en la punta de las hojas. De ser posible cuente las gotas durante cierto periodo de tiempo como medida de la intensidad de gutación en los diferentes tratamientos.

Organización de resultados

- 1.- ¿Por qué aparecen gotitas en las hojas?. Explique.

- 2.- Anote en el siguiente Cuadro sus observaciones:

Tratamiento	Gotas/minuto	Observaciones
Agua a temperatura ambiente		
Agua entre 5 y 8°C		
Solución de NaCl al 5%		

- 3.- ¿Se requieren condiciones especiales para que ocurra la gutación?. Explíquelo.

4.- Es lo mismo gutación que presión de la raíz (radical)?

PRÁCTICA 16

OBSERVACIÓN DE ESTOMAS

Objetivo

Determinar la localización de los estomas.

Materiales

Por grupo

Hojas de plantas hidrófitas,
Mesófitas y xerófitas, 3 portaobjetos y
cubreobjetos, microscopio, pinzas

General

Alcohol al 95%, agua destilada

Metodología

- 1.- Haga preparaciones con la epidermis de cada tipo de hoja y mire al microscopio. Deben observarse todas las preparaciones con el mismo aumento.
- 2.- En el caso de hojas xerófilas reemplace el agua por alcohol y observe nuevamente al microscopio.

Organización de resultados

- 1.- Identifique y dibuje las partes del aparato estomático. ¿Existe alguna diferencia entre los estomas de hojas de gramíneas y hojas de dicotiledóneas?.

- 2.- Anote en el siguiente Cuadro sus observaciones sobre estomas en secciones de epidermis:

Especie	Num. De estomas/cm ₂	Cara de hoja	Apertura de estomas
Hidrófila			
Mesófila			
Xerófila			

3.- ¿Se observan cloroplastos?. ¿Dónde?

PRÁCTICA 17

EFECTO DE LA MORFOLOGÍA DE LAS HOJAS, TEJIDOS PROTECTORES Y DE SUSTANCIAS CEROSAS EN LA TRANSPIRACIÓN

Objetivo

Estudiar las características morfológicas de las hojas, tejidos protectores y concentración de solutos del medio bajo condiciones de variación de contenido de vapor de agua en la atmósfera.

Materiales

Por grupo

- 1.1. Hojas de plantas hidrófitas (*Elodea*, musgos), hojas de plantas xerófilas (pastos, o arbustos), hojas no coriáceas de plantas mesófilas (jitmate), hojas coriáceas de plantas mesófilas (laurel), hojas cerosas de plantas mesófilas (eucalipto).
- 1.2. 6 tubérculos de papa, 2 cladodios de tuna, cuchillo, pinza, microscopio, portaobjetos y cubreobjetos.
- 1.3. 2° limones (o naranja o manzanas)

General

- 1.1., 1.2 y 1.3 Balanza, bastidor de madera con rejilla plástica (o metálica).
- 1.3 éter de petróleo, recipiente grande.

Metodología

1.1. Morfología de hojas

- 1.- Tome una rama de *Elodea* y séquela cuidadosamente con papel absorbente.
- 2.- Pese inmediatamente y anote su valor. Pese inmediatamente hojas mesófilas y xerófilas, anote su peso.
- 3.- Ponga todas las hojas a secar sobre la rejilla en un lugar seco (Figura 10). Vuelva a pesar (después de 1, 3, 6 y 24 horas).

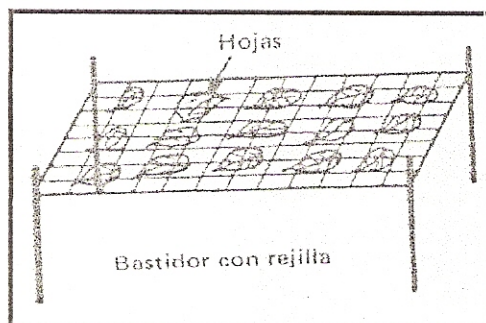


Figura 10. Dispositivo para colocación de las hojas

1.2. Tejidos protectores

- 1.- Tome un cladodio de tuna y con pinzas quítele la epidermis junto con la cutícula. Péselo y colóquelo a secar sobre la rejilla.
- 2.- Como control use un cladodio de tuna tamaño similar, al cual no se le ha extraído la epidermis ni la cutícula.
- 3.- Pele 3 papas y péselas, use como control 3 papas de tamaño similar, péselas también y coloque todo a secar sobre la rejilla.
- 4.- Vuelva a pesar al día siguiente, y a los 2, 3, 4 y 6 días. Al sexto día haga un corte longitudinal de la superficie de la papa pelada y observe al microscopio.
- 5.- Haga otra preparación de la superficie de una papa recién pelada.

1.3. Efecto de sustancias cerosas

- 1.- Elija 20 limones y pese cada fruto. Deje 10 frutos como testigo, introduzca los otros 10 frutos en éter de petróleo para quitar la cera.
- 2.- Deje a temperatura ambiente y pese diariamente durante 3 días cada fruto para determinar la pérdida de agua.

Organización de resultados

- 1.- Anote en el Cuadro siguiente las variaciones de peso fresco de los distintos tipos de hojas:

Cuadro de pérdida de agua como porcentaje de peso fresco.

Tipo de hoja	Peso inicial (g)	Peso (g)				
		1 h %	2h %	3h %	6h %	12h %
Hidrófila						
Xerófila						
Mesófila:						
No coriácea						
Coriácea						
Cerosa						

2.- ¿Qué puede concluir de sus resultados?. ¿Cuál es la causa de este comportamiento tan diferente?.

3.- Haga una gráfica del porcentaje de pérdida de agua en una hoja hidrófila y en una xerófila en función del tiempo.

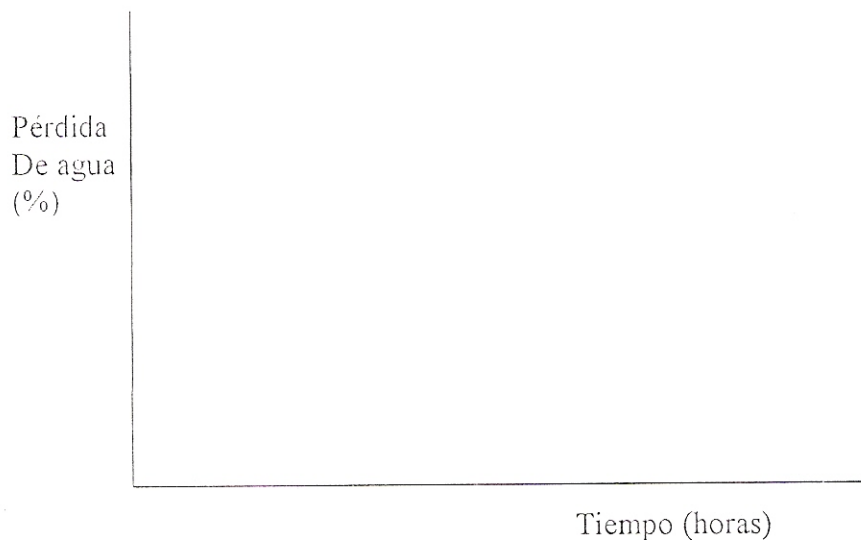


Figura 11. Velocidad de transpiración

4.- Anote en el siguiente Cuadro las variaciones de peso de los tratamientos de la parte 1.2.

Material	Tratamiento	Peso inicial	%	1 día (%)	2 días (%)	4 días (%)	6 días (%)
cladodio	Intacta		100				
	Sin epidermis		100				
Papa	intacta		100				
	Sin cáscara		100				

5.- ¿Cuál fue la barrera protectora más eficaz contra la pérdida de agua?.

PRÁCTICA 18

EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE SOLUTOS EN LA ABSORCIÓN DE AGUA

Objetivo

Determinar el efecto de la concentración de solutos del medio en la absorción de agua

Material

Por grupo

- 2.1. 6 botellas o frascos de boca ancha de 250 ml, 6 tapones con 4 perforaciones laterales, 6 bandas de goma (hilo o algodón).
2.2. Algodón, 7 botellas de boca angosta, regla milimétrica

General

- 2.1. 12 plantas de jitomate de 10 cm de altura, cultivadas en arena, 12 plantas de rabanito de 10 cm de altura, cultivadas en arena, solución de manitol (o carbowax) de 0.2, 0.4, 0.6, 0.8, 1.0 M.
2.2. 14 plantas de girasol de 10 cm de altura y 7 probetas de 500 ml, solución de CaCl_2 de 0.01 M, 0.02 M, 0.03 M, 0.05 M, 0.1 M, 0.2 M (o solución de Na Cl de igual concentración).

Metodología

2.1. Efecto en el marchitamiento

1.- Llene cada botella con una de las siguientes soluciones de manitol:

Botella	Solución
1	Agua de grifo
2	Solución de manitol 0.2 M
3	Solución de manitol 0.4 M
4	Solución de manitol 0.6 M
5	Solución de manitol 0.8 M
6	Solución de manitol 1.0 M

2.- Elija 12 plantas de jitomate y 12 de rabanito que sean de tamaño y desarrollo similar.

Lave las raíces y evite dañarlas.

3.- En cada botella coloque 2 plantas de jitomate y 2 de rabanito distribuyéndolas en las perforaciones del tapón (Figura 12). Sujete las plantas con una banda de goma (o algodón).

4.- Observe el estado de las plantas después de 2, 6 y 24 horas.

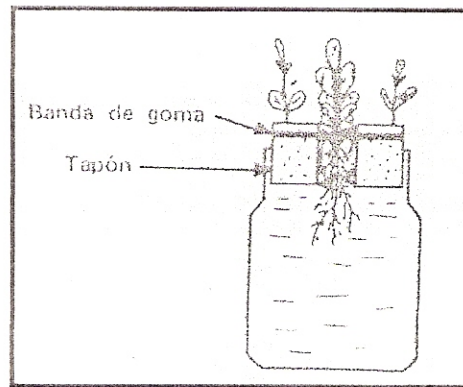


Figura 12. dispositivo para sujetar las plantas

2.2. Efecto en la transpiración

1.- Llene cada una de las 7 botellas con 500 ml de una de las siguientes soluciones:

Botella	Solución
1	Agua de grifo
2	Solución de CaCl_2 0.01 M
3	Solución de CaCl_2 0.02 M
4	Solución de CaCl_2 0.03 M
5	Solución de CaCl_2 0.05 M
6	Solución de CaCl_2 0.1 M
7	Solución de CaCl_2 0.2 M

2.- Elija 14 plantas de girasol de tamaño similar (mida el largo del tallo sobre los cotiledones).

3.- Coloque 2 plantas en cada botella, utilizando algodón para sostenerlas y déjelas en un lugar bien iluminado.

4.- En caso de disminuir mucho el volumen de la solución agregue la solución respectiva hasta el volumen original. Anote la cantidad de solución agregada (también se puede realizar en tubos de ensayo).

5.- Después de una semana saque las plantas, mida la longitud del tallo sobre los cotiledones, observe el aspecto de las plantas y determine la cantidad de agua que necesitó agregar para llevar la solución al nivel original.

Organización de resultados

1.- Anote en que tratamientos de la parte 1 del experimento 2.1. se observaron signos de marchitamiento, el momento en que aparecen y en que tipo de plantas.

2.- Existen diferencias entre el jitomate y el rabanito respecto al tiempo de aparición del marchitamiento? ¿Cual es a su juicio la razón?

3.- Explique alguna relación directa entre la concentración osmótica del medio y el marchitamiento?. Explique.

4.- Anote los valores encontrados en el girasol:

Concentración de CaCl_2	Long. Inicial	Long. Final	ml de agua transpirada	Aspecto de las plantas a los 2 días	Aspecto de las plantas a los 7 días
0.01 M					
0.02 M					
0.03 M					
0.05 M					
0.1 M					
0.2 M					

5.- ¿Que puede concluir acerca de la concentración de sales en la absorción de agua?

Tarea sobre movimiento del agua en la planta:

- 1.- ¿Que vías recorre el agua dentro de la raíz?
- 2.- ¿Donde se ubica la banda de Caspary?. ¿Qué influencia ejerce?
- 3.- ¿Qué zona de la raíz absorbe agua?
- 4.- ¿Qué es la sequía fisiológica?
- 5.- Defina porcentaje de marchitez permanente y capacidad de campo?. Señale su importancia.
- 6.- Señale las formas en que se puede encontrar el agua en el suelo. ¿Cuál de ellas es absorbida por las raíces?
- 7.- Cuando el contenido hídrico del suelo es inferior a la capacidad de campo, ¿qué ocurre con la transpiración?
- 8.- Describa los procesos que intervienen en la absorción de agua por las raíces.
- 9.- Describa el aparato estomático, dibuje sus componentes.
- 10.- Infórmese acerca de la distribución de los estomas en las hojas y su significado.
- 11.- Indique la diferencia entre transpiración y gutación.
- 12.- ¿Por qué se marchitan las hojas viejas más rápidamente?
- 13.- ¿Es la transpiración la única función de los estomas?. Explique.
- 14.- ¿Qué utilidad tiene conocer la magnitud de la transpiración desde el punto de vista agronómico?.

PRÁCTICA 19

FOTOSÍNTESIS: PIGMENTOS CELULARES

Objetivo

Identificar y separar los pigmentos fotosintéticos que se encuentran comúnmente en la célula vegetal.

Observar el fenómeno de la fluorescencia y el efecto de extinción que ilustran la importancia del estado de la clorofila (disuelta o coloidal) para la absorción de la luz.

1. Separación de los pigmentos fotosintéticos y fluorescencia de la clorofila

Materiales

Por grupo

2 bases de caja de petri de 10 cm de diámetro, tira de papel cromatográfico Whatman No 1 (15 X 4 cm), pipeta pasteur, 2 g de hojas frescas de alfalfa (espinaca), mortero, embudo y porta embudo, soporte universal, disco de papel filtro, tubo de ensayo.

Generales

Acetona o etanol puro, toluol, cuarzo, CaCO_3 en polvo, tijeras, lámparas ultravioleta (300 a 400 nm) o proyector, 2 pipetas de 10 ml.

Metodología

1.- Preparación de extracto. Si utiliza espinaca, elimine las grandes venas de las hojas. En un mortero con un poco de cuarzo y polvo de CaCO_3 (para neutralizar los ácidos orgánicos) macere completamente los 2 g de hojas. Incorpore unos 7 ml de acetona, o más si es necesario, y continúe moliendo hasta obtener un homogeneizado bien concentrado. A continuación filtre; luego, con el extracto así obtenido, realice una cromatografía en papel.

2.- Cromatografía. Prepare la cámara cromatográfica agregando 10 ml de toluol a una base de caja de petri y tape con la otra para obtener un ambiente saturado. En la tira de papel filtro haga un corte de 2.5 X 0.7 cm a modo de lengüeta o mecha que permita colocarla en contacto con el líquido de la caja (Figura 13). Encima de la base de la lengüeta y con una pipeta pasteur, deposite gota a gota parte del extracto obtenido hasta

lograr una mancha concentrada de no más de 1 cm de diámetro (espere que seque una gota antes de aplicar la siguiente).

Procediendo rápidamente, abra la caja Petri cuyo interior está saturado, sumerja la lengüeta en el toluol y tape nuevamente la cámara cromatográfica. Saque el papel cromatográfico del solvente cuando los pigmentos lleguen a un centímetro del borde de contacto (aproximadamente 10 minutos).

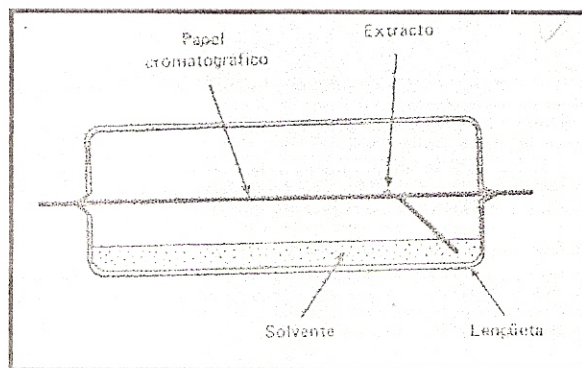


Figura 13. Dispositivo para realizar la cromatografía en papel

3.- **Fluorescencia.** Observe el color del extracto restante con luz solar o del proyector transmitida y reflejada, luego observe con una lámpara de luz ultravioleta (tenga especial cuidado en evitar que esta luz llegue a sus ojos ya que puede quemarlos).

Manteniendo el tubo a la luz, agregue agua gota a gota y observe la desaparición de la fluorescencia en el efecto denominado extinción (“quenching”).

Organización de resultados

1.- calcule el R_f de los pigmentos separados en el cromatograma partir del centro de la mancha; utilice para ello la siguiente fórmula:

$$R_f = \frac{\text{distancia recorrida por la sustancia}}{\text{distancia recorrida por el solvente}}$$

2.- Anote las características de Rf y color de cada pigmento separado con el solvente usado. Identifique los pigmentos con esos antecedentes.

3.- Anote la fórmula estructural de los pigmentos encontrados y señale en que parte de la célula vegetal se ubican.

4.- ¿que colores observa en el extracto iluminado, de acuerdo a las condiciones experimentales propuestas?

Tarea sobre fase luminosa de la fotosíntesis

- 1.- ¿Cual es la estructura de la clorofila?. ¿En que difieren la **a** y la **b**?
- 2.- ¿Que factores intervienen en su síntesis?
- 3.- ¿Cuales son los pigmentos acompañantes de la clorofila en el cloroplastidio?
- 4.- ¿Que es fluorescencia?
- 5.- ¿Como se transfiere la energía de una molécula a otra?
- 7.- ¿Que ocurre con la luz que incide en los cloroplastos de las plantas?
- 8.- ¿Donde se localizan las antocianinas dentro de la célula?
- 9.- ¿Que cambios de color se observan en los cloroplastos de plantas que están en la oscuridad?
- 10.- ¿Cual es la diferencia entre espectro de absorción y espectro de acción?

PRÁCTICA 20

MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE CAMBIOS EN EL pH DEL AMBIENTE

Objetivo

Cuantificar la intensidad del proceso fotosintético por medio de cambios de pH en el ambiente de una planta acuática, para lograr esto se hacen comparaciones con series de soluciones de tampón de pH conocido, o determinando variaciones del color de un indicador, o midiendo en un colorímetro.

Materiales

Por grupo

3 tubos de ensaye, 2 ramillas de *Elodea* de igual tamaño, lámpara de 75W, gradilla de tubos, pipeta Pasteur.

General

Papel de aluminio o caja negra, papel pH de 0-14, solución de azul de bromotimol al 0.1% con gotero, lápiz de cera o etiquetas.

Metodología

- 1.- Llene 3 tubos de ensayo con agua de charca o potable (en la que estén plantas) hasta un tercio del borde y agregue gotas de azul de bromotimol hasta que, después de agitar, el color azul permanezca.
- 2.- A dos de los tubos haga llegar aire expirado por medio de una pipeta Pasteur hasta que el color pase de azul a amarillo; determine el pH con papel indicador.
- 3.- Introduzca en cada uno de los tubos amarillos una ramita de *Elodea* que presente su extremo apical intacto, envuelva un tubo con papel aluminio o déjelo en la oscuridad. Deje el otro tubo con planta y aquél sin planta a la luz del sol o de una lámpara de 75W.
- 4.- Espere uno 45 minutos hasta que note algún cambio en el tubo con planta expuesto a la luz. Observe el tubo que quedó en oscuridad y compare los 3 tubos. Determine nuevamente el pH en cada tubo con papel indicador.

Organización de resultados

1.- Anote en el siguiente Cuadro de la determinación indirecta de la ocurrencia de fotosíntesis en *Elodea*:

Tratamiento	Color de la solución		ph de la solución	
	Inicial	final	Inicial	final
Planta en luz				
Planta en oscuridad				
Control (sin planta)				

2.- ¿Por qué la solución cambió de color en el tubo con planta expuesta a la luz?.

3.- ¿Qué está ocurriendo en el tubo con planta en oscuridad?.

4.- Explique los cambios de pH detectados. Recuerde que el azul de bromotimol es un indicador de pH que va de 6.0 a 7.6 (azul y amarillo respectivamente).

PRÁCTICA 21

MEDICIÓN DE LA FOTOSÍNTESIS POR MEDIO DE MICROMOLES DE CO₂ CONSUMIDOS EN LA FOTOSÍNTESIS

Objetivo

Emplear discos de hojas infiltradas con bicarbonato de sodio, donde la asimilación de del CO₂ determina una disminución en la densidad de los discos por lo cual ascienden a la superficie y así da una medida indirecta del proceso fotosintético.

Materiales

Por grupo

2 tubos de ensayo grandes (o frascos de 50 ml), 3 vasos de 50 ml, bureta con soporte (o jeringa hipodérmica), 2 pipetas, embudo pequeño para llenar la bureta.

General

Palangana o estanque con *Elodea*, solución de NaOH al 0.04%, solución de fenolftaleína al 0.5% con cuenta gotas, lámpara de 75W, papel aluminio o caja negra.

Metodología

- 1.- Saque una alícuota de 10 ml de agua del estanque donde se encuentran las plantas, agregue una gota de fenolftaleína al 0.5% y titule gota a gota con el NaOH contenido en una bureta, agite bien el vaso después de cada gota. Continúe así hasta la aparición de un color rosado, agregue otra gota más para permitir que el rosado permanezca. Anote el número de ml de álcali usados para llegar a este punto; dicha cantidad equivale al ácido carbónico que hay en 20 ml de agua; esta medición corresponde al control.
- 2.- Llene 2 tubos de ensayo con el agua del estanque e incorpore en cada uno una ramilla de *Elodea* de igual tamaño, deje uno a la luz y el otro en oscuridad. Al cabo de 2 horas titule del mismo modo una alícuota del tubo en oscuridad y otra del tubo a la luz. Anote el número de mililitros gastados en cada caso.

Organización de resultados

- 1.- Compute el número de micromoles de CO₂ de cada muestra multiplicando por 10 el número de mililitros de NaOH al 0.04% recién preparada puede combinarse con 10 micromoles de CO₂.

2.- Anote los valores de sus mediciones de titulación en el Cuadro siguiente, teniendo en cuenta que el número de micromoles de CO_2 en el control equivale a la cantidad inicial de este gas en el agua al comenzar el experimento; la disminución equivale entonces a la cantidad usada en el proceso de fotosíntesis.

Condición	Cantidad de CO_2 presente (micromoles)	Cantidad de CO_2 usada en la fotosíntesis (micromoles)
luz		
Oscuridad		

3.- ¿Cuál es la medición del tubo mantenido en oscuridad? ¿por qué?

PRÁCTICA 22

EFECTO DE LA LUZ, EL CO₂ Y LA TEMPERATURA EN LA FOTOSÍNTESIS

Objetivo

Demostrar la influencia que ejerce la luz, el CO₂ y la temperatura en la fotosíntesis.

Materiales

Por grupo

12 tubos de ensayo, 4 gradillas para tubos, 4 vasos de 250 ml, un vaso de 500 ml, mechero con rejilla y trípode, 4 termómetros, lápiz de cera o etiquetas, hielo.

General

Fuente con ramillas de *Elodea*, lámpara de 100W, filtros de celofán: azul, verde y rojo, soluciones de KHCO₃ al 0.1, 0.3 y 0.5%, 3 pipetas de 10 ml.

Metodología

El efecto de los factores propuestos en el proceso fotosintético puede medirse utilizando el método de los micromoles de CO₂ consumidos, o el método del burbujeo. Para este último introduzca una ramilla de *Elodea* con el borde recién cortado hacia arriba en un tubo de ensayo con agua (Figura 14).

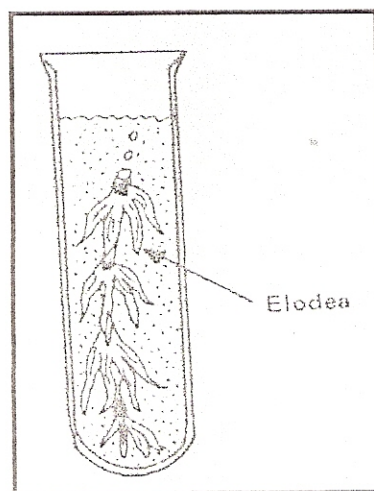


Figura 14. Ubicación de la ramilla de *Elodea* en el tubo de ensayo

Cuente el número de burbujas por minuto que salen del tallo al iluminar las plantas con una lámpara de 100W ubicada a 30 cm de distancia, deje que se regule el burbujeo 5 minutos antes de contar.

- 1.- **Efecto de la intensidad luminosa:** coloque tubos con *Elodea* a 60, 30, 15 y 5 cm de la fuente luminosa y cuente el número de burbujas/minuto (haga 3 repeticiones).
- 2.- **Efecto de la calidad de luz:** coloque la lámpara a 30 cm de los tubos con *Elodea* y antepóngale primero el filtro azul, después el verde y finalmente el rojo. Deje 15 minutos en cada condición antes de medir el burbujeo (para mayor exactitud en intensidad luminosa use filtros Kodak).
- 3.- **Efecto de la concentración de CO_2 :** coloque ramillas de *Elodea* en tubos con agua recién hervida y enfriada, un tubo con solución de KHCO_3 al 0.1%, otro tubo con solución de KHCO_3 al 0.3% y otro tubo con solución de KHCO_3 al 0.5%; espere 15 minutos y mida el burbujeo.
- 4.- **Efecto de la temperatura:** use tubos con agua a 5°C, 15°C, 30°C y 50°C en cuyo interior se colocan las ramillas de *Elodea* y haga la medición como en los casos anteriores (a 30 cm). Para mantener las temperaturas prepare un sistema de baño María depositando los tubos dentro de vasos con agua a la temperatura adecuada o hielo, contrólela con el termómetro introducido en cada tubo de ensayo.
- 5.- **Efecto del factor tiempo en la temperatura:** coloque tubos con *Elodea* en agua a 25°C y 40°C y haga 3 lecturas de 1 minuto cada una con 15 minutos de intervalo entre ellas; cuide mantener las temperaturas estables en todo el tiempo.

Organización de resultados

- 1.- Lleve a una gráfica (Figura 15) los resultados obtenidos con cada factor respecto a la intensidad de la fotosíntesis, colocando la intensidad de fotosíntesis, expresada en número de burbujas/minuto, en la ordenada y el factor estudiado en el eje de la abscisa.
- 2.- ¿Cómo actúa cada uno de los factores estudiados en el proceso fotosintético?
- 3.- ¿Qué es un factor limitante y en que consiste la ley del mínimo?

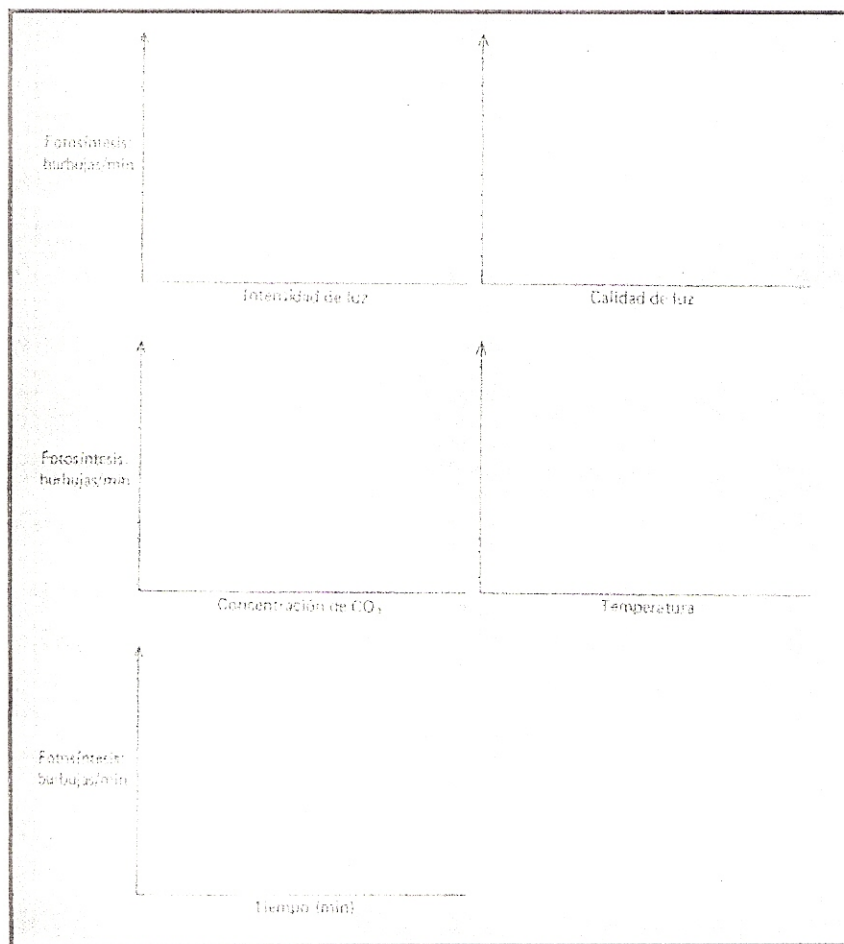


Figura 15. Intensidad de la fotosíntesis de una ramilla de *Elodea* mantenida en diversas condiciones ambientales.

Tarea sobre fotosíntesis

- 1.- Ordene según el grado de importancia los factores ambientales abióticos que regulan la actividad fotosintética.
- 2.- El agua es un factor limitante en la actividad fotosintética, señale en qué condiciones la estimula y en cuales se reduce.
- 3.- Como influye el incremento del CO₂ y la reducción de la capa de ozono en la fotosíntesis y en la producción de biomasa por las plantas.
- 4.- Cuales son los factores ambientales que son esenciales para que un cultivo se desarrolle y complete su ciclo de vida.
- 5.- Explique diferencias bioquímicas y anatómicas típicas entre plantas C₃, C₄ y CAM. Mencione ejemplos de plantas de cada tipo.

PRÁCTICA 23

RESPIRACIÓN: ABSORCIÓN DE O₂

Objetivo

Dado que en la respiración aeróbica típica se observa externamente un consumo de O₂ y un desprendimiento de CO₂, se detectará el proceso al eliminar con un álcali el CO₂ producido, con lo cual disminuye el volumen del sistema, si hay consumo de O₂.

Material

Por grupo

3 tubos de 50 ml, 3 tubos de ensayo iguales, 5 a 10 semillas de frijol germinado (o trigo o lino), lápiz de cera, varilla de agitación, 3 vasos de precipitados iguales.

General

Solución de NaOH al 20%, pipeta graduada de 10 ml, agua destilada, algodón.

Metodología

- 1.- En 2 de los tubos de ensayo coloque 5 semillas de frijol completamente embebidas e inserte en la mitad una mota de algodón húmedo, no compacto. Al tercer tubo póngale solamente el algodón húmedo.
- 2.- A 2 de los vasos de precipitados agrégueles igual cantidad (aproximadamente 20 ml) de Na OH al 20% y al otro sólo agua en igual cantidad. Luego invierta uno de los tubos con semillas en un vaso que contenga NaOH y el otro dentro del vaso con agua; el tubo sin semillas colóquelo en uno con NaOH (Figura 16).

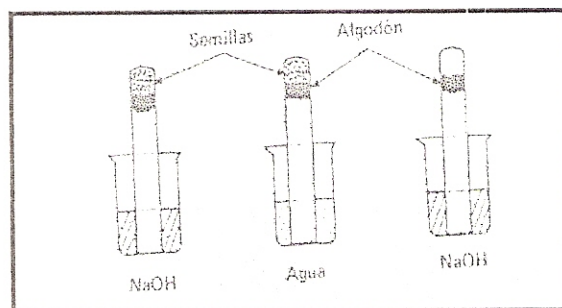


Figura 16. Dispositivo de los componentes en el experimento para demostrar la ocurrencia de respiración aeróbica.

3.- Todos los vasos deben tener igual volumen de líquido; para una mejor referencia marque ese nivel con lápiz de cera. Cuide que los tubos queden verticales dentro de los vasos y no se caigan.

4.- Observe la altura del líquido en los 3 tubos y vasos al cabo de 24 horas.

Organización de resultados

1.- Haga un esquema que ilustre los niveles de los líquidos después de 24 horas.

2.- Justifique el uso del NaOH al 20 %.

3.- Explique cual es la razón de los cambios observados en cada caso.

Tarea sobre respiración

- 1.- ¿Cuál es la función de la respiración?
- 2.- ¿Qué es el cociente respiratorio (CR)?
- 3.- ¿Cuáles son los factores externos e internos que influyen en la respiración?
Analícelos.
- 4.- ¿Por qué en los suelos anegados o muy compactos el desarrollo radicular y en general el crecimiento de la planta se afectan notablemente?
- 5.- ¿La senescencia de los frutos puede retardarse enriqueciendo con CO₂ la atmósfera. ¿Cuál es la explicación de este fenómeno?
- 6.- ¿Por qué es importante para las plantas el ciclo del glioxolato?
- 7.- ¿Son las mitocondrias organelos que se presentan en todas las células vivas?
Indique los factores que harían variar el número de ellos por célula?

PRÁCTICA 24

NECESIDAD DE ALGUNOS ELEMENTOS PARA EL DESARROLLO DE PLANTAS

Objetivo

Estudiar la necesidad de algunos elementos esenciales para el crecimiento de las plantas analizando los efectos de la carencia de N y Fe.

Material

Por grupo
6 botellas de 1 litro de boca estrecha y pintadas de negro, 12 semillas de frijol, 20 bolsas de papel, hoja de afeitar, papel absorbente, algodón y etiquetas, regla milimétrica.

generales
Soluciones madre, 5 pipetas graduadas de 5 ml, agua destilada, estufa de secado a 70°C, balanza, papel pH rango de 1-11, solución de HCl al 1%, 3 pipetas graduadas de 1 ml, invernadero o lugar iluminado.

Metodología

- 1.- Previamente ponga a germinar semillas en cuarzo o vermiculita según se indica, dejándolas una o dos semanas hasta tener plántulas con una raíz de 4 cm y las primeras hojas. Las botellas a usar deben estar muy limpias (es fundamental que no tengan residuos químicos); etiquételas de modo que una corresponda a la solución completa, otra sin nitrógeno (N) y la tercera sin hierro (Fe).
- 2.- De acuerdo a las disponibilidades de material pueden agregarse demostraciones para la esencialidad de otros elementos como P, K, y Mg o para todos ellos.
- 3.- prepare las soluciones necesarias a partir de las indicaciones de la tabla correspondiente que aparece en el Apéndice. Para esto llene cada frasco con agua destilada hasta la mitad y agregue de las soluciones madres las cantidades necesarias para cada tratamiento (tenga especial cuidado en no cambiar las pipetas). Mida el pH de la solución final.
- 4.- Seleccione 6 plántulas iguales y cuidadosamente elimine con una hoja de afeitar, los cotiledones. Coloque dos plántulas en cada botella, introduzca con mucho cuidado las raíces para evitar que se rompan. Para sostener la plántula envuelva la

región del cuello con algodón, éste debe quedar compacto, pero no debe dañar el tallo. Evite que el algodón se moje con el objeto de impedir el ataque de hongos (Figura 17).

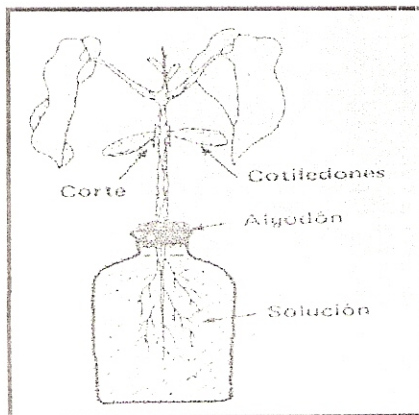


Figura 17. Instalación de la plántula para cultivo hidropónico

5.- Observe dos o tres veces por semana durante un mes. Asegúrese de que las raíces estén siempre sumergidas en la solución, en caso contrario rellene con agua destilada. Mida semanalmente el pH de las soluciones.

Organización de resultados

a.- Durante las observaciones estudie las plantas cuidadosamente y anote cualquier cambio de aspecto en el sistema radical, coloración del tallo y de las hojas. Anote si los cambios ocurren en hojas nuevas o viejas, en toda su superficie o solo en un sector (ápice o base), si es entre las nervaduras o a lo largo de los borde. Haga un cuadro con todas sus observaciones (Cuadro 1):

Cuadro 1.- Observaciones sobre el crecimiento de las plantas de frijol en diversas condiciones minerales.

Tratamiento	Parámetro observados	Fechas
Completo	Raíces Tallo Hojas PH	
Sin N	Raíces Tallo Hojas PH	
Sin Fe	Raíces Tallo Hojas PH	

2.- Mida semanalmente la altura de las plantas y anote sus valores. Con los valores promedios semanales confeccione la gráfica de la Figura 18.

3.- Al dar por finalizado el experimento y después de anotar sus observaciones, separe vástago de raíces y lave éstas con agua destilada. Si hay algas o muchas impurezas lave las raíces con HCl al 1% y después agua destilada. Seque todo con papel absorbente. Separe las hojas del vástago. Tome el peso fresco de cada una de las tres secciones, coloque las raíces, hojas y tallos separadamente en bolsas de papel marcadas y ponga a secar a 70°C durante 48 horas para, una vez fríos, tomar el peso seco. Anote sus resultados promedio en el Cuadro 2.

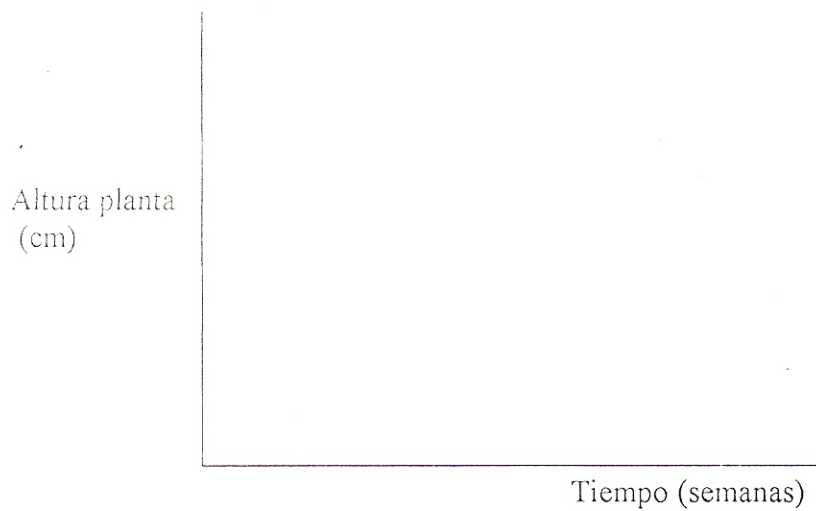


Figura 18. Velocidad de crecimiento, expresada en longitud del vástago de plantas de frijol mantenidas en diversas soluciones nutritivas.

Tarea sobre nutrición mineral:

- 1.- ¿Qué papel cumple cada uno de los elementos minerales en la planta?
- 2.- ¿Qué se entiende por elementos esenciales?. Defina criterios de esencialidad.
- 3.- Indique cuales son los macronutrientes y por que se les llama así.
- 4.- Indique cuales son los micronutrientes.
- 5.- ¿Por qué un ión entra a la célula y como llega a la hoja?
- 6.- ¿Qué es un fertilizante?. ¿Qué ventajas tiene la fertilización foliar frente a la del suelo?
- 7.- ¿Qué importancia tiene para la nutrición mineral la difusión de CO_2 producido por la respiración de las raíces al suelo?
- 8.- Señale y explique qué papel juega la materia orgánica en la disponibilidad de nutrientes en el suelo.
- 9.- Investigue acerca de la factibilidad económica de los cultivos hidropónicos?
- 10.- Enumere las funciones fisiológicas conocidas de los micronutrientes?
- 11.- ¿Qué elemento mineral del suelo es absorbido en mayor cantidad por las plantas?
- 12.- ¿Por qué el exceso de nitratos en el suelo es contaminante?
- 13.- Explique ¿cómo ocurre la fijación simbiótica del nitrógeno y cómo queda disponible posteriormente para la planta?
- 14.- ¿Qué otros tipos de fijación de N_2 atmosférico conoce?. Analícelos y señale como queda disponible para las plantas.
- 15.- ¿Qué son las micorrizas?. ¿Existen otras asociaciones simbióticas que permiten fijar nitrógeno?

BIBLIOGRAFÍA

- Devlin, R. 1980. Fisiología Vegetal. Ediciones Omega. Barcelona España. 517 p.
- Kramer, P. J. 1974. Relaciones hídricas de suelo y planta. (Tejada, L. Ed.). EDUTEX, S. A. México, D. F. 538 p.
- Larqué, S. A. y C. Trejo R. El Agua en las Plantas. Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal.. Editorial Trillas. México, D. F. 88 p.
- Salisbury, B. F. y C. W. Ross. 1994. Fisiología vegetal. Editorial Iberoamericana S.A. de C. V. México D.F. 759 p.
- Taiz, L. y E. Zeiger. 1998. Plant Physiology. Sinauer Associates, Inc. P. O. Box 407. 23 Plumtree Road, Sunderland, MA, 01375 U.S.A. 792 p.

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**MANUAL DE LABORATORIO
FISIOLOGIA VEGETAL**

**INGENIERO AGRONOMO GENERAL
INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA
INGENIERO AGRONOMO EN PARASITOLOGIA
INGENIERO AGRONOMO EN IRRIGACIÓN
INGENIERO EN AGROECOLOGIA
INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES**

**MC. HECTOR MONTAÑO RODRIGUEZ.
MC. AMANDA JARAMILLO SANTOS.
PROFESORES--INVESTIGADORES ADSCRITOS AL DEPARTAMENTO DE
BIOLOGIA
UAAAN, CAMPUS LAGUNA.**

TORREÓN, COAHUILA.



UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS

DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA

LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL

PRACTICA No. 1

DIFUSION

INTRODUCCION

Las soluciones entran y salen de las células, es conocido este fenómeno como difusión de las moléculas que la componen.

El movimiento de un punto a otro ocasionado por la energía cinética y que son aleatorios o movimientos determinados por la temperatura o la presión de las moléculas o iones, esto es, la difusión, es mayor en el aire que en el agua.

La difusión se deriva de las diferencias en la concentración de sustancias entre dos puntos en una solución, estas son muy comunes en las células.

La difusión de muchas soluciones, incluyendo el agua, se da en forma constante y aleatoria.

El gradiente de concentración es la distribución gradual de cantidades de solutos dentro de un solvente o la distribución del número de partículas en un volumen determinado.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno observará la difusión entre dos soluciones, para comprender la cinética en los líquidos.
- 2.- Diferenciará y comprenderá la influencia de los factores de la temperatura y de la concentración en las soluciones para la difusión en los líquidos.

MATERIAL

Agua destilada

Solución de sacarosa 20gr/200ml

Solución de sacarosa 10gr/200ml

Colorante azul de metileno

5 vasos de precipitado de 50 ml

METODO

1.- Se colocan 30 ml de agua a temperatura ambiente en un vaso de precipitado, agregar 1-3 gotas de azul de metilo. Observar en que tiempo se realiza la difusión del colorante en el agua (soluciones).

2.- Colocar en un vaso de precipitado 30 ml de agua fría, agregar 1-3 gotas de colorante de azul de metilo. Observará el tiempo de difusión de las soluciones.

3.- Colocar 30 ml de agua caliente en un vaso de precipitado, agregar 1-3 gotas de colorante de azul de metilo. Observará el tiempo de difusión.

4.- Colocará 30 ml de cada una de las soluciones de sacarosa en sus respectivos vasos de precipitado y agregar 1-3 gotas de colorante de azul de metilo en cada vaso. Observará el tiempo de difusión de las soluciones.

RESULTADOS

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1. Cómo afecta la temperatura a la difusión de las sustancias?

2. Cómo afecta la concentración de las soluciones en la difusión?

3. Qué diferencia hay en usar agua corriente o agua destilada?

4. Qué papel desarrolla el azul de metilo en el experimento?

5. La difusión en todos los recipientes fue igual?

6. A qué se debe la velocidad de la difusión?

7. Los factores ambientales influirán en la difusión de sustancias?

8. Cómo serán estos fenómenos dentro de la planta?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 2**

**POTENCIAL HIDRICO EN LAS CELULAS
"OSMOSIS"**

INTRODUCCION

La energía libre de una sustancia en cualquier sistema depende de la cantidad de la misma, depende del número de partículas que tienen energía y entropía particular bajo condiciones de temperatura y de presión.

La energía libre por mol de cualquier sustancia química en un sistema, se define como el potencial químico de esa sustancia.

El potencial químico del agua se conoce como el potencial hídrico, el agua tenderá a moverse hacia el punto del potencial hídrico más bajo.

La difusión de sustancias ocurre en respuesta a un gradiente en la energía libre de difusión de partículas, esto es, el movimiento del agua en función de un gradiente del potencial hídrico, incluyendo la ósmosis.

OBJETIVOS

1.- El alumno observará y comprenderá los procesos de ósmosis en una célula vegetal.

2.- Analizará los procesos de plasmolisis y turgencia celular ocasionados por el proceso osmótico en la célula.

MATERIAL

Microscopio compuesto
solución de sacarosa 30gr./200 ml
Colorante azul de bromotimol
Papel celofán
Frasco de cristal con rosca (nescafé de 200gr)
Soluciones de sacarosa 0.1 molal, 0.3 molal, 0.8 molal.
un vaso de precipitado de 250 ml.
6 frascos de precipitado de 50 ml.
6 portaobjetos
6 cubreobjetos

METODO

1.- En el vaso de precipitado de 250 ml, preparar la solución de sacarosa (20gr/200ml), agregarle 3-5 gotas de azul de metilo, agitar hasta que la mezcla de la solución sea homogénea.

En una bolsa de papel celofán, coloque la sustancia de sacarosa y colocarla en el frasco de cristal con agua, los bordes de la bolsa fijarlos con la rosca del frasco, quedando la bolsa media sumergida en el agua del frasco.
Observar la ósmosis a través del papel celofán, hacia donde se desplazan las soluciones, anotar el tiempo que tarda.

2.- Quitar con cuidado la epidermis de cebolla y hacer cortes de 1-2 cms de largo, colocarlos en los vasos de precipitado de las soluciones de sacarosa y otros en agua destilada.
Colocará de 3-5 cortes por solución y dejarlos durante 30 minutos.

3.- Colocar en el portaobjetos un corte colocando una gota de la solución respectiva, colocar el cubreobjeto suavemente y observar al microscopio a diferentes aumentos.

4.- Observará las células epidérmicas bajo los fenómenos de turgencia y de plasmolisis.

5.- Hará un dibujo de las células observadas en cada una de las soluciones consideradas

DISCUSION DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es el fenómeno de plasmolisis?

2.- Qué es turgencia celular?

3.- Qué función desarrolla el papel celofan?

4.- El azul de metilo que nos indica en el experimento?

5.- Porqué la diferencia en la concentración dentro de la bolsa de celofan?

6.- En las células epidérmicas de cebolla sucede lo mismo que en el frasco?

7.- Porqué la diferencia en las concentraciones de las soluciones?

8.- Qué es el fenómeno de ósmosis?

9.- Coinciden los conceptos teóricos con los resultados prácticos?

10.- Para acelerar los resultados del fenómeno que factor ambiental se puede manipular? _____

**UNIVERSIDAD AGRARIA AUTONOMA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL

PRACTICA No. 3

**IMBIBICION
FLUJO MÁTRICO**

INTRODUCCION

Las semillas para llevar a cabo la germinación necesitan agua, durante el proceso de maduración de la semilla, se presenta solamente de 5 - 10 % de agua dentro de ella.

El factor humedad a partir del agua es indispensable para el desarrollo del embrión dentro de la semilla.

Los cotiledones tienen carbohidratos y con la presencia del agua empiezan a desarrollar funciones metabólicas como la respiración y el crecimiento del embrión (meristemos) para formar las diferentes estructuras de la plantula.

La imbibición del agua por parte de la semilla, el paso osmótico del agua, con la consiguiente activación del metabolismo.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno comprenderá como fluye el agua cuando existe un gradiente negativo, debido a la presencia de solutos.
- 2.- Aplicará los principios de la ósmosis o sea el paso del agua hacia la semilla y observar la relación con el tiempo.

MATERIAL

Ejemplares (semillas diferentes)
Agua destilada
5 vasos de precipitado
Balanza analítica

METODO

- 1.- Colocará quince semillas ya sea: frijol, maíz, chícharo, garbanzo, trigo. Pesará en seco cada uno de los grupos.
- 2.- Hará lecturas de pesaje a los 30, 60, 120, 180, 240 minutos y a las 24 horas.
- 3.- Hará una gráfica de peso de las semillas contra tiempo de remojo.

RESULTADOS

DISCUSION DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Porqué se usa semillas en la práctica?

2.- Porqué diferentes tipos de semillas?

3.- Qué es imbibición?

4.- Cómo influye el tiempo en el fenómeno?

5.- Qué sucede con el peso de las semillas?

6.- Porqué llega un momento donde no hay variación en el peso?

7.- Qué es el flujo mátrico

8.- A qué factores se debe este fenómeno?

9.- Qué provoca el agua dentro de la semilla?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No.4**

POTENCIAL HIDRICO

INTRODUCCION.

El potencial del agua pura es de cero, la concentración de los solutos nos provoca una variación de este potencial, los diferentes organismos vegetales debido a la concentración de material orgánico (proteínas, carbohidratos lípidos, etc), que presenten dentro de su estructura, su potencial será variable

De acuerdo con esto, la colocación de un organismo en soluciones con diferentes concentraciones molales tendrá reacciones diferentes, la cinética natural de las soluciones se presentará y se desplazará de acuerdo a las reglas preestablecidas por la misma.

La pérdida o ganancia de agua en las diferentes soluciones que se presenten será diferente, así como las plantas tienen diferente velocidad de absorción de agua.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno comprenderá como se realiza el desplazamiento de los líquidos de acuerdo al gradiente de concentración de los solutos.
- 2.- Analizará como se lleva a cabo este desplazamiento en las plantas.

REVISIÓN DE LITERATURA

REVISIÓN DE LITERATURA

MATERIAL.

Material vegetativo (papa).

Sacabocados.

Balanza analítica.

Papel secante (sanitas).

Pinzas.

Vasos de precipitado de 50 ml.

Solución de sacarosa : 0.10, 0.40, 0.80

METODO O PROCEDIMIENTO.

- 1.- Tomará un sacabocado y realizará cilindros de un centimetro de longitud.
- 2.- Pesará cinco cilindros antes de colocarlo en el vaso de precipitado con cada una de las soluciones, colocar cinco cilindros por vaso.
- 3.- Hará lecturas de peso de los cilindros cada a los 30, 60, 120, 180, 240, 300 minutos y a las 24 horas.
- 4.- Al realizar las lecturas, sacar los cilindros del vaso y secarlos con papel el exceso de solución, posteriormente pesar en la balanza.
- 5.- Realizará las lecturas hasta que no haya variación de peso en los cilindros.
- 6.- Determinar en que solución es donde la variación del peso se neutralizo más rápido.
- 7.- Sacará el porcentaje del cambio de peso = $\frac{\text{Peso final} - \text{Peso inicial}}{\text{peso inicial}}$.
- 8.- Hará tabulación de datos y gráfica de resultados.

RESULTADOS

DISCUSION DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es potencial hídrico?

2.- A qué se debe este fenómeno?

3.- Cómo influyen las concentraciones iónicas en la membrana celular?

4.- cómo influyen las concentraciones de los solutos?

5.- Porqué pesar los trozos de papa?

6.- Qué diferencia hay entre el peso y la concentración de la solución?

7.- El tiempo como influye en la absorción de líquidos?

8.- Porqué dejar de pesar los trozos de papa?

9.- Porque se utiliza la papa en este experimento?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL

**PRACTICA No. 5
HUMEDAD RELATIVA
CONDENSACION**

INTRODUCCION.

Dentro de la atmósfera hay la presencia de gran cantidad de gases y de agua que se localiza como vapor de agua (gas) y que determina la humedad relativa que es de gran importancia para los seres vivos de la biosfera.

La humedad relativa es importante para las plantas y para los animales, muchas veces son una fuente de agua para ellos por medio de las gotas de rocío que se presentan en las mañanas y noches frías.

La humedad atmosférica mínima relativa permite la realización de la fotosíntesis completa.

OBJETIVO.

El alumno observará el fenómeno de condensación a través de la humedad atmosférica relativa.

El alumno comprobará la presencia de vapor de agua en la atmósfera por de gotas de rocío.

El alumno observará la importancia de la temperatura en la condensación del vapor de agua.

MATERIAL.

Un vaso de precipitado de 250 ml.

Cubos de hielo

Papel de aluminio

METODO O PROCEDIMIENTO.

1.- Colocar hielo en el vaso de precipitado, agregarle agua y tapanlo con papel aluminio.

2.- Observar la formación de las gotas de rocío en las paredes externas del vaso de precipitado.

RESULTADOS.**DISCUSION DE RESULTADOS.**

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA.

CUESTIONARIO.

1.- Qué es humedad relativa?

2.- cómo se determina la humedad relativa?

3.- Qué importancia tiene para los seres vivos (plantas)?

4.- Qué es el fenómeno de condensación?

5.- Cómo se forma la lluvia?

6.- Qué papel juega la temperatura en este fenómeno?

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS

DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA

LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL

PRACTICA No. 6

**ESTRUCTURAS ANATOMICAS DE ABSORCION , TRANSPORTE
Y TRANSPIRACION VEGETAL**

INTRODUCCION.

En la planta se presentan los fenómenos de absorción, transporte y transpiración de agua y de los nutrientes (minerales) y de savia elaborada (carbohidratos) , que son indispensables para el adecuado crecimiento y desarrollo de la misma.

Estos, se llevan a cabo a través de diferentes estructuras; la raíz, el tallo y las hojas. Los tejidos especializados en estas funciones son los haces vasculares y los estomas.

Los haces vasculares estan conformados por células diferentes con funciones muy específicas que son: el xilema que son células muertas con pared secundaria gruesa, de tamaño variable de aspecto fibroso y de floema que son células vivas de pared primaria delgada y que realizan la función del transporte en la raíz , en el tallo y en las hojas.

Los estomas son estructuras muy especializadas que se localizan en el envés de las hojas, están constituidas por células acompañantes, células oclusivas o estomáticas y el estoma (orificio), la función que realiza es el intercambio de gases en la planta.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno conocerá las estructuras que utiliza la planta para realizar los fenómenos de absorción, conducción y transpiración del agua.
- 2.- El alumno comprenderá el funcionamiento de estas estructuras.

MATERIAL.

Material vegetativo (raíz, tallo y hojas).

Laminillas montadas de tejidos.

Microscopio óptico.

Portaobjetos y cubreobjetos.

Colorantes.

Bisturí.

METODO O PROCEDIMIENTO.

1.- Montar las laminillas en el microscopio óptico, observar las estructuras de raíz y tallo especializadas en el transporte dentro de la planta (haces vasculares).

2.- Montar laminillas al microscopio para observar las nervaduras o haces vasculares en las hojas. En la región del envez de la hoja observar los estomas.

3.- Colectar hojas frescas desprender la epidermis y montarla en portaobjeto con una gota de agua y observar al microscopio los estomas.

4.- Observar la distribución, número y forma de los estomas del maíz y del frijol.

5.- Hacer esquemas de todo lo observado.

RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es el fenómeno de absorción?

2.- Cómo defines la transpiración en plantas?

3.- El transporte que estructuras lo realizan en las plantas?

4.- Qué estructuras transpiran y donde se localizan en la planta?

5.- El agua y minerales por donde son transportados?

6.- Qué factores ambientales influyen en la transpiración en plantas?

7.- Qué fenómenos influyen en la absorción de agua por las raíces?

8.- Cómo relacionas estos fenómenos de absorción, transporte y transpiración con potencial hídrico, ósmosis, flujo mátrico, difusión, etc.?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 7**

**TRANSPORTE EN HACES VASCULARES
(FLOEMA)
FLUJO DE MASA**

INTRODUCCION

Los haces vasculares son las estructuras que se encargan de la conducción de los líquidos dentro de las plantas y están conformados por el xilema y floema, el primero son células fibrosas alargadas que están muertas y que conducen agua y sales minerales y las segundas son elementos cribosos y vasos liberianos que son células vivas y que transportan la savia (carbohidratos, proteínas, aminoácidos, etc) o alimento elaborado por la planta.

Las células del floema transportan las sustancias diluidas en agua por medio de un transporte activo o pasivo, posiblemente por ambas formas.

El transporte en las plantas es de tipo apoplástico y simplástico, el primero nos indica que las soluciones son transportadas por las paredes celulares y es por difusión (pasivo) y en el segundo caso sería por medio del citoplasma celular de manera intracelular por ósmosis (activo).

El transporte dentro del floema es bidireccional, no está polarizado como en el xilema.

La difusión que se presenta se le denomina flujo de masa que se caracteriza por el desplazamiento de las soluciones de mayor concentración a las de menor concentración, aunque el desplazamiento real es al azar hasta llegar a ser homogénea.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno comprenderá la conducción de la savia a través del flujo de masa.
- 2.- El alumno aplicará el experimento para explicar la diferencia de concentraciones en las soluciones y su desplazamiento.

MATERIAL

Solución de sacarosa al 1.0 M
Agua destilada
Azul de metilo
2 vasos de precipitado de 500 ml.
2 embudos de cristal de tubo largo.
papel celofan
parafina
un soporte
pinzas de soporte
un tubo de vidrio de 10 cm.
2 mangueras de hule de 10 cm.

METODO

- 1.- A los embudos se les coloca papel celofan en la boca, fijandolos con ligas y sellandolos con parafina.
- 2.- Se coloca la solución de sacarosa en uno de los embudos, previamente coloreada con azul de metileno.
- 3.- Se unen ambos embudos por medio de las mangueras de hule y el vidrio y se colocan en el soporte.
- 4.- En los vasos de precipitado se coloca agua destilada y posteriormente se colocan los embudos invertidos en ellos, sin que toquen el fondo de los mismos dejando que el liquido fluya libremente.
- 5.- Hará las observaciones a las 6, 12, 24 y 30 horas.
- 6.- Repetir el experimento aplicando temperatura a los vasos de precipitado, hacer las lecturas inmediatamente.

RESULTADOS

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es flujo de masa?

2.- Qué es gradiente de concentración?

3.- Qué papel desempeña el azul de metilo?

4.- La temperatura como factor ambiental como afecta al flujo?

5.- Explique la diferencia entre transporte activo y pasivo?

6.- Qué papel realiza la solución de sacarosa?

7.- Qué función lleva a cabo el papel celofan?

8.- A que velocidad se desplaza las soluciones en el floema?

9.- podrías calcular el desplazamiento en el experimento

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA

LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No.8

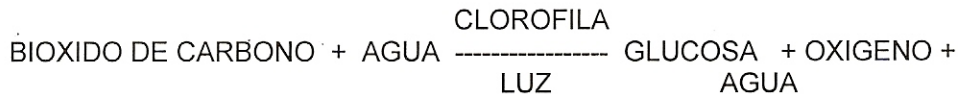
FOTOSINTESIS

INTRODUCCION

La fotosíntesis es un proceso por medio del cual se elaboran los alimentos (carbohidratos: glucosa) en las plantas, para esto es necesario, la presencia de la luz como fuente de energía, la clorofila como receptor de la misma y la posterior transformación en energía química (ATP) para llevar la carboxilación.

La fotosíntesis se divide en fotofosforilación (fotólisis del agua) y elaboración de ATP es llamada reacción de Hill o luminosa, esta energía es usada en la carboxilación o unión de carbonos para formar los carbohidratos y que es llamada reacción oscura o ciclo de Calvin.

Este proceso es muy importante porque es la fuente energética de la vida, el aprovechamiento de la energía luminosa y transformarla en energía química o alimento.



OBJETIVOS

- 1.- El alumno comprenderá la fotosíntesis a través del intercambio gaseoso en las hojas.
- 2.- El alumno aplicará algunos factores fisicoquímicos para demostrar el intercambio de gases como parte de la fotosíntesis.

MATERIAL

Plantas de Elodea
Solución de fenoltaleina
Bicarbonato de sodio al 2%
Vaso de precipitado de 1000 ml.
Embudo de cristal
tubo de ensayo
Extensión eléctrica
Foco de 100 W.
Cerillos

METODO

- 1.- Se colocan 250 ml de agua destilada y 250 ml de bicarbonato de sodio al 2% en el vaso de precipitado de 1000 ml, se agrega la solución de fenoltaleina hasta que adquiera un color rosado.
- 2.- Se coloca la Elodea en el fondo del recipiente y sobre ella un embudo invertido, dejando que fluya el líquido libremente.
- 3.- Se coloca el tubo de ensayo lleno de agua de manera invertida sobre el embudo, quedando sumergido en el líquido del vaso de precipitado.
- 4.- Se coloca una lámpara durante el periodo de una hora frente a tu montaje. observa que sucede en él.
- 5.- Con cuidado levanta el tubo de ensayo tapando la boca con el dedo, colocar un cerillo encendido en la boca del tubo. Observa que sucede.
- 6.- Repite el proceso con luz natural. Observa lo sucedido.

RESULTADOS.

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es la fotosíntesis?

2.- Qué factores ambientales influyen en la fotosíntesis?

3.- Qué longitud de onda captan mejor las plantas?

4.- Qué otros pigmentos presentan las plantas?

5.- Durante el experimento que pasa en el tubo de ensayo y porqué?

6.- La solución de bicarbonato de sodio presenta cambios, porqué?

7.- Qué función desempeña el cerillo dentro del experimento?

8.-Cuál es la diferencia entre la fuente de luz de 100w y la luz natural, explica?

9.- Porqué se demuestra la fotosíntesis de esta manera?

10.- Cómo explicas la reacción de Hill y el ciclo de Calvin con los resultados obtenidos?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 9**

GERMINACIÓN

INTRODUCCION

La germinación de las semillas es un fenómeno primordial en la producción de alimentos, la viabilidad de las semillas va ligada con la calidad de las mismas, las pruebas de germinación son indispensables para la comercialización de ellas.

Las semillas presentan una serie de características biológicas que son importantes como: latencia, dormancia, etc.

El tiempo de la germinación de las semillas esta determinado por las condiciones o factores ambientales como son: la temperatura, la humedad, la luz, los gases atmosféricos (oxígeno y bióxido de carbono), etc.

Las características de la semilla como son: la impermeabilidad y dureza de la cubierta o testa de la semilla, la presencia de inhibidores químicos dentro de ella, etc. también influyen en la germinación.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno aplicará pruebas de germinación para determinar la viabilidad de las semillas.
- 2.- El alumno aplicará algunas variantes para la germinación de semillas y comprenderá los efectos en la misma.
- 3.- El alumno aplicará algunos factores ambientales durante la germinación y comprenderá los efectos en ella.

MATERIAL

Semillas de frijol, maiz, algodón, lenteja, etc.
30 Toallas sanitas
10 cajas petri
Papel filtro
Papel de aluminio
Bisturi
Solución de cloruro de sodio al 0.3 M
Solución de tioúrea al 5%
Agua destilada
Estufa de incubación
Refrigerador

METODO

A).- Prueba de viabilidad.

- 1.- Se remojan durante 24 horas 10 semillas de cada tipo en agua destilada.
- 2.- Se colocaran diez semillas en cada toalla sanita y se enrollaran, se humedece los rollos cada vez que lo necesiten, se mantienen en condiciones ambientales en laboratorio.
- 3.- Se sacará el porcentaje de las semillas germinadas en un promedio de 5 a 7 días.

B).- Escarificación de semilla.

- 1.- Coloca 10 semillas de algodón en una caja petri humedeciendo el papel filtro, actuará como testigo.
- 2.- Se escarificará la envoltura de 10 semillas de algodón y se colocaran en caja petri.
- 3.- Se harán las lecturas de germinación en 3, 5 y 7 días.
- 4.- Hará una gráfica de resultados % contra tiempo.

C.- Inhibidores.

- 1.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja petri y se humedecerán con solución de tioúrea (3 ml).
- 2.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja pretri y se humedecerán con solución de cloruro de sodio (3 ml).
- 3.- Se colocarán 10 semillas de maíz en una caja petri y se humeceran con agua destilada (3ml), actúa como testigo.

4.- Se haran lecturas de germinación a los 3, 5 y 7 días.

D.- Factores Ambientales.

1.- Se colocarán 10 semillas en una caja de petri con agua destilada y colocarla en estufa a 25° C y luz.

2.- Colocar 10 semillas en caja de petri y humedecer con agua destilada y cubrirla con papel aluminio y dejarla a medio ambiente.

3.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y colocarla en refrigeración.

4.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y colocarlas con papel aluminio con 25° C en estufa.

5.- Colocar 10 semillas en caja petri humedecidas con agua destilada y dejarla con luz y temperatura ambiente, actuando como testigo.

RESULTADOS

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1.- Qué es germinación?

2.- Qué influencia tienen los factores fisicoquímicos del medio en el proceso?

3.- La estructura física de la semilla como influye en la germinación

4.- El remojo previo de la semilla que función realiza?

5.- Cómo actúan los inhibidores químicos?

6.- Qué es escarificación?

7.- Qué es viabilidad y latencia en semillas?

8.- Cuál es la estructura de la semilla?

9.- Qué es el hipocotilo y el epicotilo de la plantula?

10.- Qué son los cotiledones en semilla?

11.- Cuál es la función de la semilla en la planta?

12.- Cómo se define semilla?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 10**

**CRECIMIENTO
GIBERILINAS**

INTRODUCCION

Las hormonas vegetales son las que determinan el crecimiento, existen una gran diversidad de ellas como: Giberilinas, Auxinas, Citocíninas, Acido Abscísico.

Las hormonas son producidas por las plantas en las zonas de crecimiento que son los meristemos apicales (yemas vegetativas) que se localizan en el tallo y la raíz.

Dentro de la producción agronómica tienen un gran uso, puesto que nos ayudan a realizar ésta en menor tiempo y aumentar la cantidad de ella. En los procesos de maduración ya sea, adelantando o retardando la misma. En la floración de las plantas.

El crecimiento vegetativo esta fuertemente influido por los factores ambientales como humedad, temperatura, luz, minerales, etc., pero además las hormonas actúan ampliamente en este fenómeno, todos estos factores permiten el desarrollo armónico de la planta.

OBJETIVOS

- 1.- El alumno conocerá y comprenderá el efecto de las giberilinas en el crecimiento de plantulas.
- 2.- El alumno aplicará los procesos del método científico mediante la experimentación.

MATERIAL

100 semillas de zanahoria.
10 cajas petri
papel filtro
Giberilinas al 10 ppm, 1 ppm, 0.1 ppm y 0.001 ppm
5 pipetas
Agua destilada

METODO

- 1.- Remojar las semillas durante 24 horas previamente.
- 2.- Se coloca papel filtro en cinco cajas petri, posteriormente se le aplica agua destilada hasta quedar perfectamente húmedo el papel, se incuban en la estufa a 25° C. , aproximadamente durante 36 a 48 horas.
- 3.- Cuando las radículas tengan 5 cm. de largo se empieza el experimento, se seleccionan de 10 a 15 semillas que tengan la longitud deseada.
- 4.- En las cinco cajas petri restantes se coloca papel filtro, en cuatro de ellas se aplicará las giberilinas a diversas concentraciones con una pipeta en la cantidad de 5 ml.
La caja restante se le aplicara solamente agua destilada (5 ml).
Las cajas deben ir rotuladas con la concentración de giberilina y la última como testigo.
- 5.- Las semillas (10 a 15) deben ser colocadas en las cajas petri debidamente rotuladas se colocan en una zona de luz difusa.
- 6.- Se harán lecturas del tamaño del hipocotilo de la raíz a las 24, 48, 72, 96 y 120 horas, durante cada lectura si falta humedad aplicar agua destilada.
- 7.- Graficar los datos de crecimiento/concentración contra tiempo.
- 8.- Graficar crecimiento contra logaritmo de concentración.

RESULTADOS

CUESTIONARIO

1.- Qué es una Giberilina, cuantas existen y a que se debe su nombre?

2.- Qué función desarrollan las giberilinas en las plantas?

3.- Qué utilidad pueden tener dentro de agronomía?

4.- Existe alguna diferencia en los resultados en relación a la concentración de las giberilinas, explique?

5.- Cuales son los centros de producción de las Giberilinas?

6.- Porqué la aplicación de hormonas es por aspersión foliar?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISIOLOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 11**

**CRECIMIENTO
AUXINAS**

INTRODUCCION

Las auxinas son hormonas de crecimiento en las plantas y actúan determinando la mitosis y elongación de las células, originadas en el meristemo.

Una particularidad de las hormonas es su acción a muy baja concentración y se transportan a otras regiones.

Estos compuestos orgánicos son indispensables para las plantas y su producción es estimulada por factores ambientales como la temperatura, el fotoperíodo, minerales, etc.

OBJETIVOS

Determinar la acción de las hormonas sobre el crecimiento de plántulas mediante el aumento de biomasa.

El alumno podrá cuantificar cual es la estructura que tiene mayor crecimiento, la raíz o el tallo.

MATERIAL

Plántulas.
Charolas.
Auxinas.

METODO

1. se utilizan plántulas de frijol de 10 días de edad.
2. se pesan cuatro paquetes de dos plántulas antes de la aplicación de hormonas.
3. a dos de los paquetes se les aplica hormona auxina 0.1 ppm.
4. los otros dos paquetes de plántulas son testigos y se les aplica agua.
5. a los 10 días de la aplicación pesar las plántulas y analizar la diferencia.

RESULTADOS

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA

CUESTIONARIO

1. Cual es la auxina más común en las plantas?

2. En que partes de la planta se localizan las auxinas?

3. Qué usos pueden tener las hormonas para mejorar la producción?

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

**LABORATORIO DE FISILOGIA VEGETAL
PRACTICA No. 1**

**DOMINANCIA APICAL
AUXINAS**

INTRODUCCION

Aunque las yemas axilares se inician en el meristemo apical permanecen inactivas durante un periodo, mientras el eje principal siga creciendo. La inhibición del crecimiento de estas yemas por el ápice principal se le denomina dominancia apical.

Al desaparecer la yema principal o apical se presenta un desarrollo de las yemas laterales o axilares, formando ramas con su propia yema apical o dominancia.

Las auxinas son las hormonas que ejercen esta dominancia en las plantas y que sirve para controlar el desarrollo de las mismas.

OBJETIVO

El alumno comprobará la presencia de la dominancia apical en plantas ejercida por la auxina (AIA).

Analizará la importancia de las hormonas en el manejo de la producción.

MATERIAL

Plántulas de frijol
Charolas
Hormonas AIA.
Bisturí
Musgo

METODO

1. Se usaran dos paquetes de dos plántulas de frijol y se les cortará el ápice o tallo principal.
2. En un paquete se aplicará la auxina (AIA) con lanolina en la punta cortada.
3. En el segundo paquete no se aplicara nada.
4. Se esperará una semana y se observarán los resultados.

RESULTADOS

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA

CUESTIONARIO

1. Cuantas auxinas naturales existen y cuales son ? _____

2. Hay auxinas sintéticas cuales son más usadas? _____

3. Cuales son más eficientes las naturales o las sintéticas ?

4. Como se ha resuelto en fruticultura la propiedad de la dominancia apical en los frutales.

BIBLIOGRAFÍA

Devlin, M.R. Fisiología Vegetal
Barcelona, España. Ediciones Omega, S.A. Tercera Edición 1980.

Lira, S.H. Fisiología Vegetal.
México, D.F. Editorial Trillas, S.A. Primera edición. 1994.

Mitchel, J.V. Métodos para el estudio de hormonas vegetales y sustancias
reguladoras del crecimiento.
México, D.F. México. Editorial Trillas, S.A. Segunda Edición. 1983.

Ray, M. La planta viviente.
México, D.F. Editorial CECSA . Octava impresión. 1983.

Salisbury, B.F. Fisiología Vegetal.
México, D.F. México. Editorial Iberoamericana, S.A. Cuarta Edición. 1994.

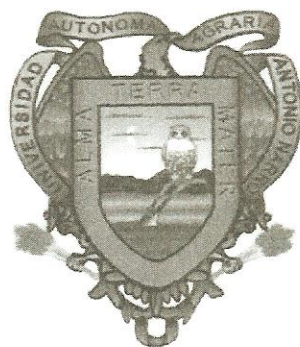
Welch, C.A. Y Colab. Ciencias Biológicas. De las moléculas al Hombre.
México, D.F. México. C.E.C.S.A. Sexta Impresión. 1976.

Wilson, C.L. y Loomis, W.E. Botánica.
México, D.F. México. UTEHA, S.A. Cuarta Edición. 1980.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

PERIFÉRICO Y CARRETERA A SANTA FE TORREÓN COAHUILA, MÉXICO.

TELS. 729-76-10, 729-76-44



DIVISIÓN DE CARRERAS AGRÓNOMICAS

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO

MATERIA:

MICROBIOLOGÍA AMBIENTAL

Elaborado por: MC. José Luis Ríos González.

Biól. María Isabel Blanco Cervantes.

2010

CONTENIDO:

		Pag.
	Introducción.....	3
PRÁCTICA 1	Investigación de las medidas microscópicas.....	4
PRÁCTICA 2	Esterilización de material de vidrio.....	7
PRÁCTICA 3	Preparación de medios de cultivo.....	10
PRÁCTICA 4	Preparación de Colorantes y Tinción Simple.....	12
PRÁCTICA 5	Aislamiento de bacterias aerobias, morfología colonial.....	15
PRÁCTICA 6	Tinción de Gram.....	17
PRÁCTICA 7	Aislamiento de bacterias por estrías.....	19
PRÁCTICA 8	Control de microorganismos.....	21
PRÁCTICA 9	Detección de hongos en granos almacenados.....	23

INTRODUCCIÓN

Microbiología (*mikro* 'pequeño', *bios* 'vida' *logos* 'estudio'). Es la rama de la biología dedicada a estudiar a los organismos que son solo visibles a través del microscopio: organismos procariontes y eucariontes simples.

La microbiología estudia los organismos que son demasiado pequeños para ser claramente percibidos a simple vista y que se denominan microorganismos. Los organismos que tienen un diámetro de 1mm o inferior son microorganismos y caen dentro del amplio dominio de la microbiología.

Los microorganismos tienen una amplia distribución taxonómica, incluyen algunos animales, protozoos, muchas algas, hongos, bacterias y virus. La existencia del mundo microbiano se desconocía hasta la invención de los microscopios, instrumentos ópticos que sirven para ampliar objetos muy pequeños. El descubridor del mundo microbiano fue un comerciante holandés de nombre Antony Van Leeuwenhoek.

Los microorganismos pueden ser considerados en términos generales con dos criterios que son antagónicos. Uno corresponde a las actividades útiles que tienen algunos para obtener bienes y servicios y otro completamente distinto corresponde a los efectos perjudiciales que ocasionan que estén generalmente asociados a la producción de enfermedades, tanto en el hombre como en los animales y que se pueden extender al deterioro producido sobre alimentos y materiales diversos.

Una gran variedad de microorganismos tienen una amplia distribución, su localización geográfica durante su ciclo de vida lo hacen a través de la atmósfera. Por tal motivo las partículas biológicas están siempre presentes en dicho ambiente, aunque su número y viabilidad cambian con las horas del día, las condiciones del tiempo, las estaciones del año y su ubicación geográfica. El tamaño de la biota que fluye en la atmósfera varía desde micrómetros, como el caso de los virus, bacterias, esporas y polen, hasta milímetros, como las semillas y los insectos sin alas. Se pueden encontrar cerca del suelo o a grandes alturas pero su presencia más allá de la tropósfera no se ha determinado con precisión.

En las prácticas de laboratorio que se llevarán a cabo en esta materia se recurrirá a coleccionar y cultivar microorganismos principalmente hongos y bacteria. En el caso de las bacterias su tamaño pequeño y por la velocidad con que se reproducen alcanzando fácilmente poblaciones numerosas, son excelentes organismos para los estudios de laboratorio. Las bacterias se encuentran en todas partes y pueden contaminar cualquier cosa si no se toman las precauciones, algunas son inofensivas pero si están presentes en gran cantidad pueden llegar a causar infecciones.

Recomendaciones

Utilizar bata de laboratorio y cuando sea necesario, cubrebocas y guantes de latex, limpiar siempre la mesa de trabajo y desinfectarla cuando sea necesario. Cada equipo deberá traer su material de limpieza (un trapo y cloro al 1 o 5 %).

Es de suma importancia manejar los microorganismos con las medidas de seguridad necesarias y ser cuidadoso con los procedimientos requeridos en las prácticas de laboratorio.

Las prácticas deben de entregarse completas, deberá hacer esquemas del procedimiento y de los resultados obtenidos.

PRÁCTICA No. 1

INVESTIGACIÓN DE LAS MEDIDAS MICROSCÓPICAS

INTRODUCCIÓN

Podemos observar a simple vista objetos u organismos pequeños, posiblemente como el tamaño de un grano de sal y podremos calcular su tamaño en milímetros, pero los microorganismos que observamos al microscopio no podremos calcular su tamaño si no tenemos una referencia en cuanto a la medición microscópica. La medida microscópica es la micra o micrómetro (μ) y equivale a la millonésima parte de un metro. $1\mu = 0.000001$ m. En esta práctica aprenderás a calcular la medida del objeto a observar, tomando en cuenta el diámetro de los campos de aumento del microscopio.

OBJETIVOS

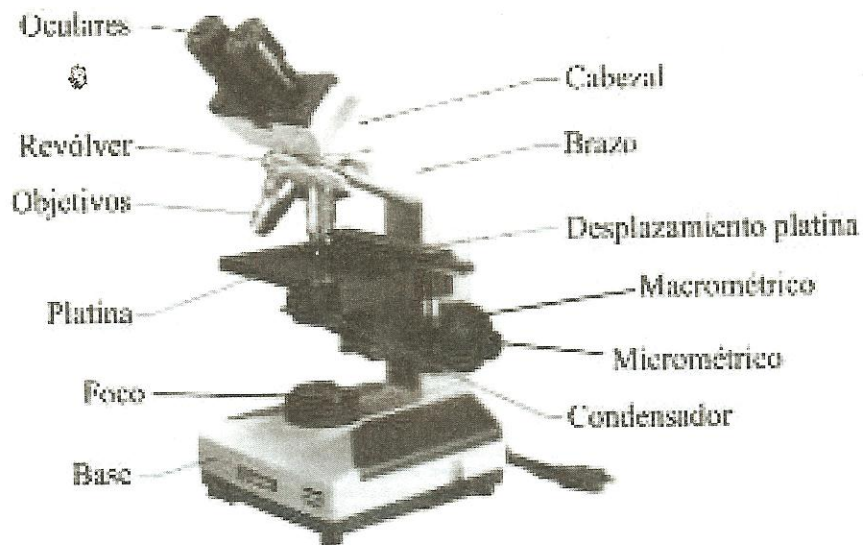
1. Estimar las mediciones del campo del microscopio para los objetivos y aumento.
2. Estimar el tamaño de objetivos microscópicos.
3. Uso y cuidados del microscopio.

MATERIALES y MÉTODO

1 microscopio compuesto
5 portaobjetos
5 cubreobjetos
1 frasco gotero
1 aguja de disección
1 regla transparente (mm)*
1 lápiz con punta fina*
Fotografías de revista*
Papel absorbente

(*) Material a traer por los alumnos.

1. Colocar el microscopio en un lugar apropiado, conectarlo a la corriente eléctrica, reconocer las partes del microscopio para su mejor uso. Encender el microscopio al empezar la observación del material. Se recomienda apagar el microscopio si la siguiente preparación toma más tiempo.



2. Campo de menor aumento (10 X)

Con un lápiz de punta fina, dibuje cuidadosamente en un pedazo de papel, varios círculos pequeños, con una separación de aproximadamente de 0.5 cm; comience con el círculo mas pequeño que usted pueda dibujar y vaya haciéndolos progresivamente más grandes, hasta que tenga cerca de cinco círculos. El más grande debe tener cerca de 4 mm de diámetro.

Corte el papel en cuadros conteniendo cada uno un círculo. Haga un montaje húmedo (en un portaobjetos (coloque una pequeña gota de agua y sobre de esta coloque el recorte de papel que contiene el círculo, cúbralo con un cubreobjetos). Con el círculo más pequeño obsérvelo con el objetivo de menor aumento (10 X). El círculo debe ser más pequeño que el campo.

Monte cada uno de los otros círculos en orden, del más pequeño al mas grande. Enfóquelos hasta que usted encuentre uno que iguale lo más posible el campo del microscopio. Si no tiene uno que sea igual al campo, dibuje otros círculos hasta que lo logre.

Una vez que se encuentre el círculo del portaobjetos y mida su diámetro con aproximación de 0.5 mm. Este es el diámetro aproximado del ampo de su microscopio. Anote el diámetro.

Coloque una regla milimétrica transparente en la platina del microscopio, de modo que usted pueda ver la marca de los milímetros cuando observe con el objetivo de menor aumento. Determine el diámetro del campo con la lente de menor aumento (10 X, con una aproximación de 0.5 mm).

Cual es la relación entre el diámetro que usted ve ahora y el diámetro del círculo que dibujo y que corresponde al diámetro aproximado del campo del microscopio? Si las cifras no se aproximan lo suficiente (0.5 mm), deberá repetir ambos métodos para determinar el diámetro del campo y encontrar el error.

Con ayuda de la fórmula $A=\pi r^2$, donde: A = área, $\pi=3.14$ y r = radio, o sea la mitad del diámetro del círculo.

Calcule en milímetros cuadrados el área del círculo del campo de menor aumento.

La micra (μ), micrón o micrómetro (μm) es la unidades de medición para los objetos tan pequeños que requieren ser vistos a través del microscopio.

Un milímetro (mm) equivale a 1,000 micras o sea que micra cuadrada es igual a 0.001 mm.
Un milímetro cuadrado equivale a un millón de micras cuadradas ($1 \text{ mm}^2 = 1,000,000 \mu^2$).

Determine el diámetro del campo de menor aumento de su microscopio en micras. Así mismo, el área de micras cuadradas.

3. El campo de mayor aumento (40 X)

Corte un pedazo de una fotografía de revista, no mayor del tamaño de un cubreobjetos.

Haga un montaje húmedo y examínelo con el objetivo de menor aumento. Cuente el número de puntos y espacios que aparecen en una línea imaginaria a través del diámetro del campo de menor aumento (10 X). Comparando el tamaño de los puntos y espacios con el diámetro conocido del campo de menor aumento:

Calcule el diámetro de cada punto o espacio en micras (μ).

Ahora enfoque con el objetivo de mayor aumento (40 X).

¿Cuántos puntos y espacios a través de una línea imaginaria puede ver en este aumento?

Sobre la base del tamaño de los puntos o espacios:

Determine el diámetro del campo de mayor aumento.

¿Es este campo de mayor aumento, más grande o más pequeño que el de menor aumento?

¿Cuántas veces?

¿Cómo es el aumento de los objetivos con respecto a los diámetros de sus campos?

4. Ejercicio.

Intercambie muestras de cabellos con sus compañeros, proceda a determinar el diámetro de dos de ellos, uno rizado y otro liso, en micras (μ).

Para la medición, coloque en el portaobjetos varios pedacitos de un mismo cabello uno al lado del otro, de modo que no quede espacio entre ellos.

Observe los cabellos con el objetivo de mayor aumento (40 X) y cuente su número a lo largo de una línea imaginaria que los corte transversalmente por el ecuador, determine su diámetro.

Compare sus resultados con los de otro equipo.

¿Qué relación hay entre el diámetro del cabello y su condición de rizado o liso?

5. CUESTIONARIO

Describa el sistema métrico decimal.

Haga una relación de las unidades de medición microscópicas partiendo del milímetro, señalando su equivalencia con respecto al mismo.

PRÁCTICA 2.

ESTERILIZACIÓN DE MATERIAL DE VIDRIO

INTRODUCCIÓN

Los microorganismos son susceptibles a los cambios de condiciones ambientales y en la medida en que se han podido adaptar a estos cambios se han distribuido en una gran diversidad de hábitats, colonizando y alterando las condiciones de higiene en áreas donde es indispensable la esterilidad. Se han desarrollado y aplicado diversos procesos de desinfección y esterilización para limitar su presencia o eliminarlos.

La esterilización es un método de eliminación total de todo tipo de organismo y que asegura la ausencia absoluta de cualquier forma viviente, mientras que la desinfección es un proceso que solamente elimina formas vegetales de los microorganismos.

Tipos de Esterilización.

Existen diferentes tipos de esterilización como: la esterilización química, ultravioleta, por filtración y por calor que se menciona a continuación.

Esterilización por calor. La esterilización por calor puede definirse como la completa destrucción de todas las formas vivas, incluyendo a las esporas.

Una vez tapado el material, éste debe ser esterilizado para destruir los organismos adheridos a las paredes interiores del material. Así mismo los medios de cultivo deben ser esterilizados antes de usarlos. Existen varios tipos de esterilización por calor que son usados en laboratorios:

1. *Esterilización por Aire Caliente:* Se emplean las estufas de calor seco, en las que el aire caliente circula por el espacio que existe entre la doble pared, transmitiendo así el calor a los objetos que se encuentran en su interior. Los microorganismos se mueren por oxidación de sus estructuras previa deshidratación, pudiéndose llegar a una ligera carbonización, ya que se les somete a una temperatura de 160 a 180° por una hora y media o dos. Se utiliza preferentemente para esterilizar material de vidrio. Todo el material debe ir perfectamente acondicionado, preferentemente envuelto en papel blanco de modo tal que una vez retirado de la estufa, permanezca estéril hasta el momento de ser usado.
2. *Método de Arnold:* Se ha determinado que el calor húmedo es más dañino a los microorganismos porque el agua induce una coagulación más rápida de las proteínas. El esterilizador Arnold trabaja con vapor de agua, el cual circula por rendijas desde la base donde se hierve agua hacia toda la cámara de esterilización y por la pared doble de ésta. Este método es principalmente usado para la esterilización de la gelatina, azúcares, leche y materiales que son alterados por una temperatura mayor de 100°C.
3. *Autoclave:* Por medio del autoclave son destruidas tanto las formas vegetativas como las esporuladas. Usualmente se opera a una temperatura de 120°C por media hora, dicha temperatura corresponde a una presión de 15 libras (2 atmósferas) la temperatura se eleva a 121.6°C. El autoclave es utilizado para esterilizar los medios que no contienen carbohidratos. Se utiliza en agar, material contaminado y en general todo aquel medio o material que no sea susceptible de alteración a esa temperatura.

Presión en libras	Temperatura en °C
5	107.7
10	115.5
15	121.6
20	126.6
25	130.5
30	134.4

OBJETIVO

1. Conocer los métodos de esterilización del material de vidrio y otros instrumentos de laboratorio.

MATERIALES Y MÉTODO

4 cajas de Petri *
 12 Tubos de ensaye 16 x 150 mm.
 2 pipetas de 10 ml
 10 pipetas de 1 ml
 1 matraz Erlenmeyer de 250 ml
 Agua destilada
 Algodón
 gasa
 Papel para envolver
 Canastilla metálica

* Solo la cantidad de cajas Petri es por persona, el material siguiente es por equipo.

1. Lavado y Esterilización de Material de Vidrio.

Los métodos de limpieza del material deberán adaptarse al tipo de sustancia que sea necesario remover. En principio vamos a tener dos tipos de materiales: el contaminado (el que ha tenido contacto con microorganismos) y el no contaminado. Cuando se trata de material contaminado, se deberá esterilizar en autoclave a 121°C, 15 libras de presión, durante 20 a 30 minutos antes de someterlo al proceso de lavado. Para llevar a cabo el proceso de lavado, se emplea una solución detergente con agua caliente, posteriormente se enjuaga con agua destilada y se deja secar a la temperatura ambiente. En este caso se deben emplear detergentes diluidos que dejen poco o ningún residuo.

Una vez que el material está limpio y seco debe ser esterilizado, para ello previamente deberá empacarse de manera que se pueda mantener estéril hasta el momento de su uso.

El material no contaminado, es decir el que ya ha sido lavado y se requiere utilizar para preparaciones estériles se debe lavar para retirar exceso de tierra o enjuagar con agua destilada, secarse y envolverse para ser esterilizado para su uso posterior.

2. Preparación de material para esterilizar.

Se utiliza papel estraza, torundas cubiertas con gasa, cinta testigo.

Envuelva las cajas Petri con el papel se envuelve una por una o puede hacer paquetes de dos o tres cajas procurando colocar la tapa de la caja hacia abajo, para que una vez que se quite el papel no corra el riesgo de abrirse. Al envolver la caja se hace un dobles al juntar las orillas del cuadro para que quede bien sellado, el papel que sobresale de cada extremo se dobla en forma de triangulo y se llevan las puntas de este hacia abajo se unen las dos puntas con cinta testigo. un trozo de cinta que tenga dos franjas indicadoras será suficiente.

A cada tubo de ensaye se le coloca una torunda de algodón no muy apretado pero si lo suficiente para evitar que entre el aire cuando salgan de la autoclave. Se colocan en rejillas que se pueden cubrir con papel para asegurar que no se contaminen al salir del autoclave.

A cada pipeta se le coloca un pequeño tapón de algodón en la parte superior una vez colocado se cortan tiras de papel estraza para envolver cada una y se sella con un trozo de cinta testigo.

Si se cuenta con matraz Erlenmeyer para esterilizar, se le coloca en la boca una torunda con gasa, no muy ajustado pero lo suficiente para evitar entrada de aire, enseguida se le pone a cada uno, un capuchón de papel estraza sellando con cinta testigo.

En esta práctica se utilizara matraz Erlenmeyer de 250.

-Agregar 250 ml de agua destilada al matraz Erlenmeyer cubrir la boca con una torunda y enseguida colocar un capuchón de papel y sellar con cinta testigo.

Una vez listo el material se coloca en la autoclave. La autoclave se utilizará de la manera en que se le indique en las instrucciones de operación, o por las recomendaciones dadas por el profesor.

Al salir el material ya esterilizado se deja enfriar para usarse o se guarda aún envuelto, en el refrigerador. El cual deberá estar limpio.

3. CUESTIONARIO. (Realice consulta bibliográfica)

¿Por qué se recomienda tapar los tubos y matraces con papel, cuando se esterilizan en autoclave?

¿Describa los diferentes métodos de esterilización?

¿Defina correctamente el término: Esterilización?

¿Considera útil el método de esterilización que usó?

Realice un esquema del autoclave y describa los componentes.

PRÁCTICA No. 3

PREPARACIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO

INTRODUCCIÓN

Un microorganismo necesita para crecer nutrientes que le aporten energía y elementos químicos para la síntesis de sus constituyentes celulares. Los microorganismos se pueden clasificar en **autótrofos** (microorganismos que fotosintetizan) utilizan el dióxido de carbono como fuente de carbono, la luz o sustancias químicas para la energía y **heterótrofos**, utilizan el carbono y el nitrógeno de la materia orgánica de otros organismos, una gran parte de las bacterias se encuentra en este grupo.

Para el cultivo de microorganismos en laboratorio, se utilizan los medios de cultivo que aportan los nutrientes necesarios para que los microorganismos se desarrollen y realicen sus funciones fisiológicas. Los medios de cultivo pueden ser tan variados como los microorganismos a cultivar.

En función de los microorganismos que pueden crecer en ellos, los medios pueden ser **generales**, **selectivos** cuando favorecen el crecimiento de ciertos microorganismos mientras suprimen el de otros (por ejemplo, el medio SPS para clostridios), **diferenciales** cuando alguno de sus componentes permite identificar las colonias de un tipo de microorganismos (por ejemplo medios con hematófagos para identificar colonias de microorganismos hemolíticos), **selectivo-diferenciales** cuando combinan las dos características anteriores (por ejemplo, el agar de MacConkey para identificar *Escherichia coli*), y **medios de enriquecimiento** que permiten aislar un tipo determinado de microorganismo a partir de una mezcla.

Los medios de cultivo se pueden clasificar en **definidos** cuando su composición química se conoce totalmente y **complejos** cuando no es el caso porque están compuestos por mezclas de extractos de materiales complejos (extracto de levadura, extracto de carne, etc.). Por otra parte, los medios de cultivo pueden ser **líquidos** o **sólidos** si se añade algún agente solidificante que no sea consumible por los microorganismos (normalmente agar).

OBJETIVO

1. Conocer la técnica de preparación de medios de cultivo y su utilización.
2. Realizar algunas técnicas de siembra de microorganismos ambientales en placas.

MATERIALES Y MÉTODO

2 Matraces Erlenmeyer de 500 ml o de 1 litro (Se prepara material para todos los equipos).

Agar nutritivo (bacterias)

Agar PDA (hongos)

Cajas Petri (Previamente esterilizadas en la práctica anterior).

1. Preparación del agar.

Pese cada agar en una balanza, deberá seguir las recomendaciones sugeridas por el fabricante, de cada agar cerrar el envase inmediatamente, una vez que se tome la cantidad necesaria para medio litro.

Agregar ½ litro de agua destilada a cada matraz, poner el agua a calentar en la placa de calentamiento, enseguida agregar lentamente el agar ya sea nutritivo o PDA, Agitar

suavemente conforme se calienta para evitar que se pegue en la base del matraz, evitar la ebullición podría derramarse. Utilizar guantes de asbesto para evitar quemaduras. El agar deberá calentarse hasta que se torne transparente y no se observen grumos. Cuando este listo, se tapa el matraz como se le indicó en la practica dos, enseguida se pone en el autoclave (la cual debe ponerse a calentar antes, de preferencia en mínimo, esto ayuda a agilizar el tiempo de esterilización) siguiendo las instrucciones que se indicaron en la práctica 2. Para el agar nutritivo y PDA, se controlará el autoclave a una presión de 15 libras por 15 minutos.

Sacar el Agar del autoclave para que se enfríe un poco y después se vacía en las cajas Petri. Después dejar enfriar.

2. Cuidados para vaciar el agar.

Esterilizar el área de trabajo, preparar las cajas Petri, quitar la envoltura con cuidado cerca del mechero, se pueden utilizar varios mecheros para asegurar un área mas amplia de esterilidad, Se toma la caja con una mano (se le indicará cual es la manera apropiada de hacerlo) y con la otra mano se toma el matraz con el agar aun caliente y enseguida se agrega a la caja Petri sin llegar a saturar, la cantidad utilizada es aproximadamente un poco mas de la mitad de la caja, evitar que se formen burbujas, en caso de que el agar empiece a solidificarse, colocar al fuego para que se haga liquido nuevamente. Colocar las cajas Petri en la mesa de trabajo para que se enfríen, una vez que el agar este solidificado, se pueden guardar o utilizar.

El material de vidrio que se utilice tendrá que lavarse. En el caso de los matraces se recomienda lavar inmediatamente para evitar se queden pegados residuos de agar, evite vaciar restos de agar solidificado en la tarja. Podría obstruir la cañería.

3. Siembra de microorganismos.

Cada alumno utilizará una caja con agar nutritivo y otra con agar PDA. Expondrá las cajas al medio ambiente, las colocará de 1 a dos minutos en el lugar que desee, en un salón, en el baño, comedor jardín etc., teniendo cuidado de que no caigan partículas grandes dentro de la caja. Cierre la caja y enseguida séllela con parafilm, (plástico especial flexible que ayuda a mantener sellado algún contenedor de vidrio). Lleve las cajas a casa y colóquelas en algún lugar cálido evite exponerlas a los rayos del sol. Haga observaciones al siguiente día para ver si hay crecimiento de microorganismos en caso de que no espere al tercer día. Una vez que haya crecimiento de microorganismos lleve las cajas al laboratorio y colóquelas dentro del refrigerador asegúrese de identificar sus cajas, no coloque etiquetas grandes en la tapa de la caja. Los microorganismos cultivados se utilizaran en otras prácticas, por lo que el material utilizado (Cajas Petri) se esterilizará y lavara cuando se le indique.

4. CUESTIONARIO. (Realice consulta bibliográfica).

Describe que es un medio de cultivo.

¿Qué es y para que sirve el agar PDA y el Agar Nutritivo?

Describe la Microbiología Ambiental

En un cultivo, ¿A simple vista, qué diferencia hay entre bacterias y hongos? Describe estos dos grupos de microorganismos.

PRÁCTICA 4

PREPARACIÓN DE COLORANTES Y TINCIÓN SIMPLE

INTRODUCCIÓN

Debido a que las bacterias y otros microorganismos son pequeños y su protoplasma posee un índice de refracción cercano al del agua, se requiere de tinciones biológicas para visualizar o demostrar el fino detalle de sus estructuras internas. Las tinciones se llevan a cabo con soluciones acuosas u orgánicas de colorantes o mezclas de colorantes, que confieren una variedad de colores a los microorganismos, tejidos animales o vegetales y otras sustancias de importancia biológica.

La mayoría de los colorantes son compuestos orgánicos que tienen alguna afinidad específica por los materiales celulares. Muchos colorantes utilizados con frecuencia son moléculas cargadas positivamente (cationes) y se combinan con intensidad con los constituyentes celulares cargados negativamente, tales como los ácidos nucleicos y los polisacáridos ácidos. Ejemplos de colorantes catiónicos son el azul de metileno, el cristal violeta y la safranina. Otros colorantes son moléculas cargadas negativamente (aniones) y se combinan con los constituyentes celulares cargados positivamente, tales como muchas proteínas. Esos colorantes incluyen la eosina, la fucsina ácida y el rojo Congo. Otro grupo de colorantes son sustancias liposolubles; los colorantes de este grupo se combinan con los materiales lipídicos de la célula, usándose a menudo para revelar la localización de las gotículas o depósitos de grasa. Un ejemplo de colorante liposoluble es el negro Sudán.

Los microorganismos, concretamente las bacterias, pueden observarse directamente al microscopio de campo claro. Sin embargo, debido al bajo contraste entre las células y su entorno, estos procedimientos se utilizan en ocasiones muy limitadas, como por ejemplo para la observación de la movilidad bacteriana.

La tinción es un método sencillo para incrementar el contraste entre la célula y su entorno y por lo tanto contribuye a mejorar la imagen observada. Las técnicas de tinción con diversos colorantes facilitan la observación al aumentar notablemente el contraste.

Tinción Simple.

Se denomina así, porque solo se utiliza un colorante, generalmente básico. Con este tipo de coloración no se pretende diferenciar microorganismos o estructuras celulares. Las técnicas de coloración simple pueden ser **positivas** cuando el colorante es fijado por las células apareciendo los microorganismos de color oscuro o coloreado sobre un fondo luminoso o claro, y son **negativas** cuando los microorganismos no fijan el colorante, en cuyo caso el fondo es el que se tiñe y los microorganismos aparecen brillantes sobre fondo oscuro.

OBJETIVOS

1. Aprender a preparar colorantes para la tinción de microorganismos.
2. Aplicar técnicas de preparación y tinción para la observación de microorganismos.
3. Identificar las características en placas de cultivo de bacterias de acuerdo a su elevación y forma así como la morfología de las bacterias.

Preparación de Colorantes.

MATERIALES Y MÉTODO

Azul de Metileno	
Azul de metileno	3 gr.
Alcohol etílico 96°	30ml.
Agua destilada	100 ml

Se disuelve el colorante en el alcohol y en seguida se agrega el agua destilada.

Cristal Violeta	
Violeta de Genciana5 gr
Agua destilada	100 ml.

Se disuelve el colorante en el agua destilada.

Safranina	
Safranina5 gr.
Agua destilada	100 ml.

Se disuelve el colorante en agua destilada.

Verde malaquita	
Verde malaquita	5 gr.
Agua destilada	100 ml.

Disolver el colorante en un poco de agua destilada y luego completar los 100 ml. Filtrar y en seguida envasar.

NOTA. Todos los colorantes se envasan en frasco color ámbar.

Tinción Simple

MATERIALES Y MÉTODO

Microscopio*
Portaobjetos*
Cubreobjetos*
Asa de platino*
Mechero*
Frasco gotero con agua destilada*
Puente de coloración
Cristal violeta
Safranina
Verde malaquita
Azul de metileno
Aceite de inmersión

* Material necesario para trabajar en equipo.

1. Características de Colonias Bacterianas.

Haga observación de las colonias que se encuentren en la placa con agar. Describa y haga esquemas de las características observadas como la forma, elevación, sus bordes y coloración.

2. Preparación de Frotis.

Para cultivo en medio sólido, coloque con el gotero o con el asa de platino una gota de agua destilada en el centro del portaobjetos, esterilice el asa en el mechero, en seguida tome una pequeña muestra de una colonia bacteriana y haga una suspensión uniforme en la gota de agua, es decir, extienda la gota de agua sobre la superficie del portaobjetos formando una película delgada y uniforme. Esterilice el asa nuevamente para evitar contaminar el área de trabajo.

Si es a partir de un cultivo de medio líquido, tome con el asa estéril una gota del cultivo y colóquela con el centro del portaobjetos extendiéndola para formar una película delgada y uniforme.

En ambos casos, deje secar al aire, luego fije el frotis al calor calentando la parte posterior del portaobjetos con la flama del mechero pero no tan cerca de esta.

3. Tinción simple.

Coloque el portaobjetos sobre el puente de coloración, cubra el frotis con unas gotas del colorante, según las indicaciones del instructor, déjelo por un minuto, escúrralo, lave el exceso de colorante con el chorro suave de agua corriente y deje secar al aire.

Observe al microscopio, describa y realice esquemas de los resultados obtenidos en las muestras realizadas de acuerdo a las instrucciones dadas por el instructor.

4. CUESTIONARIO. (Consulta bibliográfica)

¿Qué tipos de colorantes se emplean en microbiología y como se clasifican?

¿Cómo se dividen las tinciones?

¿Qué tipos de fijación de microorganismos se pueden utilizar en un frotis?

PRÁCTICA N° 5

AISLAMIENTO DE BACTERIAS AEROBIAS, MORFOLOGÍA COLONIAL.

INTRODUCCIÓN

Las bacterias deben ser cultivadas en medios de cultivo en laboratorio para caracterizar su crecimiento hacer su identificación y determinar sus actividades metabólicas. Generalmente las bacterias son inoculadas o introducidas en medios líquidos (caldos) o solidificados como el agar para su propagación y/o conservación, así como para estudiar sus características de crecimiento.

Las técnicas de aislamiento, permiten la obtención de microorganismos a partir de muestras complejas (suelo, agua, alimentos, etc.) en las que hay una gran diversidad de microbiana así como para comprobar la pureza de los cultivos obtenidos. El aislamiento de cultivos microbianos puede realizarse por métodos de dilución, en medios sólidos por estría en placa o en medios líquidos. En el primer caso se considera que cada célula bacteriana que se separa dará origen a una población que formará una colonia característica, visible a simple vista.

El método de dilución o del número mas probable permite calcular la densidad microbiana sin una enumeración directa, el crecimiento de los organismos empieza después de la inoculación de volúmenes conocidos en series de diluciones decimales en medio nutritivo siempre que el inoculo contenga una o mas células.

OBJETIVO

Aislar bacterias aerobias por la técnica de dilución.
Reconocer las características morfológicas de las colonias.

MATERIALES Y MÉTODO

Muestra de suelo (1 gr.) o agua (1 ml.)
10 tubos de ensayo de 16 x 150 mm estériles
1 pipeta de 10 ml estéril
10 pipetas de 1 ml estériles
1 matraz Erlenmeyer de 250 ml con 100 ml de agua destilada estéril
Cajas Petri con agar nutritivo
1 Varilla de vidrio acodada (o asa bacteriológica)
1 mechero bunsen (o lámpara de alcohol)

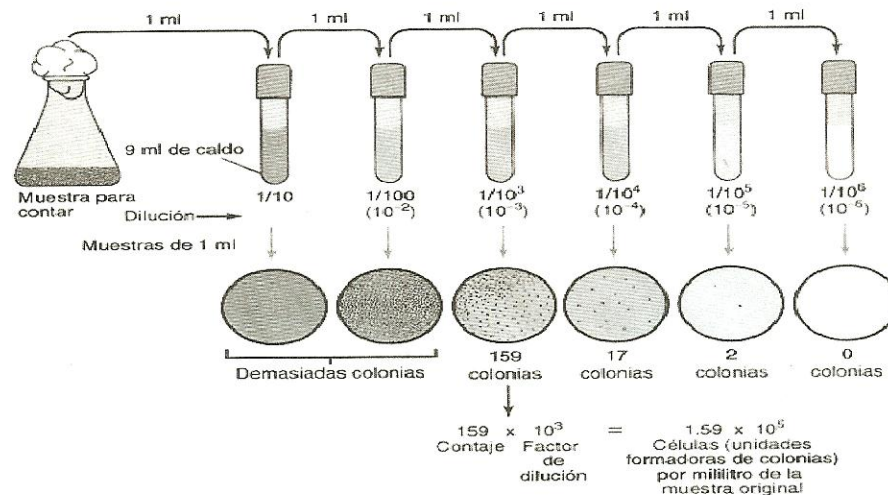
1. Aislamiento por el método de dilución

Marcar una serie de tubos de 1 a 10. Adicionar a cada tubo 9 ml de agua destilada estéril en condiciones de esterilidad.

Agregar al primer tubo 1 gr. o 1 ml de la muestra. En el caso del suelo, homogenizar la suspensión y dejar sedimentar las partículas gruesas.

Efectuar diluciones decimales de la muestra ya sea suelo o agua, (tubo 1) utilizando para cada dilución una pipeta de 1 ml estéril. Del tubo 1, con una pipeta tomar 1 ml. de la solución y agregarla al tubo 2, coloque la pipeta nuevamente en la envoltura para reutilizarla, agitar el tubo para homogenizar la solución y dejar sedimentar. Tomar del tubo 3, 1 ml. de la solución

y agregarlo al tubo 4 y así sucesivamente hasta llegar al tubo 10. Recuerde, guardar las pipetas en la envoltura para usarlas después. Ver la siguiente figura como ejemplo del método de dilución:



Prepare 5 placas con agar nutritivo, seleccione 5 diluciones y marque cada caja con una dilución de las 5 seleccionadas. Coloque .1 ml de cada dilución en la placa con el número de dilución correspondiente, utilice la pipeta correspondiente a cada dilución. Con ayuda de la varilla de vidrio extender la muestra sobre la placa. Incube de 30 a 35° C durante 24 hrs.

RESULTADOS

1. Realice una tabla donde pueda identificar las diluciones utilizadas para el aislamiento y anotar la cantidad de colonias encontradas y tomar nota también de las características encontradas en cada una, como la coloración, si se presentan diferentes colonias etc.
2. Se selecciona una placa que contenga aproximadamente 30 colonias. El número de colonias que se encuentra en la placa se multiplica por la dilución de la muestra y es igual a número de bacterias por mililitro.
3. Sobre la base de los datos obtenidos en el punto anterior diga cual es el número de bacterias por gr. o ml. de la muestra estudiada.
4. De una dilución describa las características de dos colonias aisladas como: tamaño, color, superficie, aspecto: húmedo o seco, bordes, luz reflejada: brillante o mate, luz transmitida: opaca o transparente, consistencia: suave o dura.

CUESTIONARIO (Consulta bibliográfica)

¿Que es un aislamiento bacteriano y para que sirve?

¿Qué ventajas o desventajas se presentan en método de dilución seriada?

¿Cómo se puede identificar una bacteria o colonia bacteriana? ¿Se podrá realizar a simple vista?

PRÁCTICA No. 6

TINCIÓN DE GRAM

INTRODUCCIÓN

Para la observación microscópica existen diferentes tipos de coloraciones según las características morfológicas o estructuras que quieran observarse. Se clasifican en simple y diferenciales (compuestas).

La tinción simple es el uso de una sola solución colorante que se aplica para teñir microorganismos, este tipo de tinción puede ser positiva o negativa. La coloración positiva se efectúa con colorantes básicos que poseen afinidad por los constituyentes celulares y se combinan químicamente con el citoplasma microbiano. En la coloración negativa los microorganismos quedan sin teñir y se colorea el medio que los rodea, por lo tanto, lo que se ve es el perfil de las células.

Las tinciones diferenciales se utilizan ampliamente en microbiología consisten en la aplicación de dos colorantes a una preparación en frotis y que contrastan en su intensidad o color y un paso intermedio que provoca una respuesta diferente entre microorganismos distintos o entre determinadas células dentro de una población. La diferenciación puede ser provocada por un agente químico o físico, permitiendo observar dos tipos de respuestas diferentes a la tinción en una misma muestra.

La tinción de Gram fue propuesta por el médico Danés Christian Gram (1884). Es la tinción diferencial más utilizada de forma rutinaria. Proporciona información esencial sobre la forma, tamaño y agrupación celular, como es el tipo y composición de la pared que presentan las bacterias. La tinción de Gram divide a las bacterias en dos grandes grupos: bacterias con pared de tipo Gram positiva y bacterias con pared de tipo Gram negativa. Las bacterias Gram positivas se caracterizan por fijar el colorante primario (cristal violeta), las Gram negativas pierden el colorante primario al decolorarse con alcohol y se tiñen con el colorante secundario (safranina).

OBJETIVOS

Aprender a utilizar la tinción de Gram.

Identificar bacterias Gram positivas o Gram negativas según la coloración.

Definir las características celulares de las bacterias que permiten que sean Gram positivas o Gram negativas.

MATERIALES Y MÉTODO

1 microscopio óptico compuesto

1 portaobjetos

1 asa de platino

1 mechero

1 gotero con agua destilada

Cultivo de bacterias (placa con cultivo de bacterias de práctica anterior)

Cristal violeta *

Lugol *

Alcohol-Acetona *

Safranina *

Puente de coloración *

* Material proporcionado al grupo en el área de trabajo.

1. Frotis y tinción de Gram.

Prepare una laminilla, con una muestra de bacterias, haciendo un frotis: en un portaobjetos y con ayuda del asa de platino coloque una pequeña muestra de bacterias en una gota de agua destilada, extienda la muestra sobre la parte central del portaobjetos con el asa del platino, no olvide esterilizar el asa antes de tomar la muestra y después de hacer el frotis. Fíjela con calor, pasando el frotis por el mechero sin permitir que se quemé. Enseguida proceda a teñir siguiendo la técnica de la Tinción de Gram.

Coloque la muestra en el puente de coloración:

1. Agregue unas gotas de cristal violeta a la muestra y deje por un minuto.
2. Enjuague con agua de la llave o destilada el colorante de la muestra.
3. Coloque unas gotas de lugol y deje por un minuto.
4. Enjuague el lugol con agua.
5. Agregue el alcohol-acetona durante 30 segundos inclinando el portaobjetos para que este arrastre fácilmente el colorante.
6. Enjuague con agua.
7. Agregue unas gotas de safranina y deje durante un minuto.
8. Enjuague con agua.

Seque el portaobjetos de la parte de abajo y deje secar al aire.

2. Observación al microscopio.

Coloque el portaobjetos con la preparación, observe primero con el objetivo de 10 X para ubicar los microorganismos, después observe con el objetivo de 40 X para enfocar mejor lo observado y por último coloque una gota de aceite de inmersión y observe con el objetivo de 100 X para definir las características de las bacterias, en cuanto a la forma y coloración.

RESULTADOS

Realice un esquema de la observación en 100 X y describa las características del microorganismo en cuanto a su forma (cocos, bacilos, etc.) y describa si es Gram positivo o Gram negativo.

CUESTIONARIO (Consulta bibliográfica)

1. Describa que ocurre en las células bacterianas teñidas con tinción de Gram, por que son Gram positivas y por que Gram negativas?
2. De que se compone la solución de lugol y que función tiene en la tinción de Gram?
3. Realice un cuadro con las diferentes formas de bacterias y su nombre.

PRACTICA N° 7

AISLAMIENTO DE BACTERIAS POR ESTRIAS

INTRODUCCIÓN

En muestras provenientes de diferentes ambientes, por ejemplo suelo, agua, alimentos, etc., existen normalmente comunidades microbianas formadas por diferentes especies de microorganismos. Sin embargo, el conocimiento de las propiedades de los microorganismos está basado en estudios con cultivos puros, es decir, un cultivo que contiene un solo tipo de organismo. Por lo que es de gran importancia disponer de métodos y procedimientos que permitan aislar un microorganismo a partir de una muestra mixta. Una vez aislado un microorganismo particular, este puede ser cultivado en el laboratorio separadamente de los demás, para así estudiar sus características morfológicas, fisiológicas y moleculares.

Cabe suponer que cada colonia aislada es la descendencia de una sola célula y por lo tanto, un cultivo puro. En espacios donde las células se agrupan de forma característica, por ejemplo, estafilococos y estreptococos, la colonia se desarrolla a partir de un grupo de células del mismo tipo e igualmente presenta un cultivo puro. Se pueden utilizar varias técnicas de aislamiento como puede ser por diluciones y por estrías.

El aislamiento por estrías es un método rápido y simple de agotamiento progresivo y continuo del inóculo sobre un medio sólido contenido en una placa de Petri. El objetivo es obtener, a partir de un elevado número de bacterias, un número reducido de ellas distribuidas individualmente sobre la superficie de la placa. Cada una de estas bacterias originará una colonia. El aislamiento por estrías también se puede realizar en tubos de ensayo con agar inclinado.

OBJETIVO

Aprender a aislar un solo tipo de bacteria o más según sea el estudio que se le va a hacer al cultivo sembrado por estrías.

MATERIALES Y METODOS

Asa de platino
1 o 2 Cajas petri (por alumno)
Mechero bunsen o lámpara de alcohol
Medio de cultivo (agar nutritivo)
1 tubo de ensayo con tapa.

1. Medio de cultivo

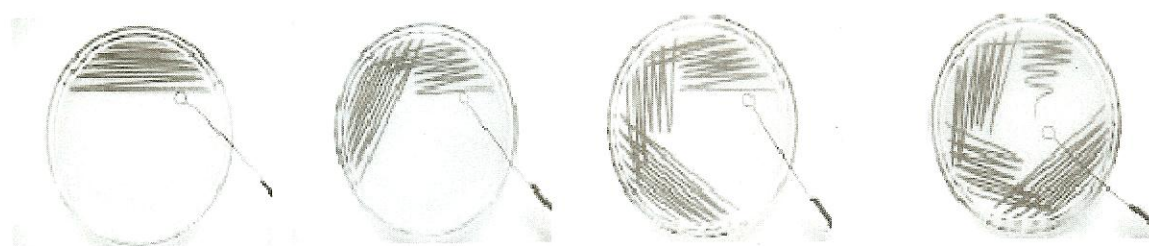
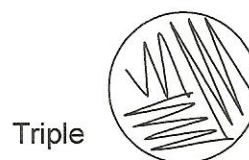
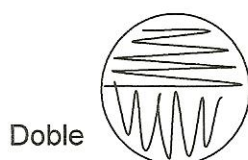
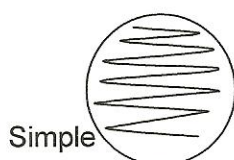
Se prepara agar nutritivo como se ha hecho en prácticas anteriores, se agrega agar al tubo de ensayo un poco mas de la mitad, los tubos se esterilizan junto con el agar, una vez esterilizados se colocan en posición inclinada para que solidifique el agar, el agar restante previamente esterilizado se vacía a las cajas Petri a que solidifique

De cultivos anteriores, localizar colonias aisladas de bacterias para tomar una muestra con el asa de platino, y se inocular en la placa con agar, el método a utilizar será la técnica por estrías. Inocule con la técnica de estrías un tipo diferente en cada caja. (puede ser simple, y otra en cuadrantes.

2. Técnica por estrias.

Procedimiento: (Ver imagen)

1. Esterilizar el asa y enfriarla en las proximidades del mechero.
2. Tomar el inóculo.
3. Transferir el inóculo a un área pequeña de la superficie de la placa, próxima al borde. Extenderlo formando estrias muy juntas sobre la superficie de una porción pequeña de la placa. (esto será el llenado para después diluir con las estrias)
4. Flamear el asa y enfriarla. Rozar una vez con el asa las estrias sembradas la primera vez y realizar sobre una porción virgen de la placa una segunda tanda de estrias que no toque la primera.
5. Flamear y enfriar el asa. Repetir la operación descrita en el apartado anterior, pero rozando al empezar la segunda tanda de estrias.
6. Flamear el asa y cerrar la placa e incubar a 25° C.
7. Observar el crecimiento a las 24, 48 y 72 hrs.
8. Una vez que se tenga una placa con bacterias aisladas, inocule en el tubo de ensaye, con estria simple.



Estriado en cuatro cuadrantes

RESULTADOS

Realizar un informe conforme a las características del crecimiento bacteriano, describa las características morfológicas de las colonias.

CUESTIONARIO (Consulta bibliográfica)

- ¿Qué es un cultivo axénico?
- ¿Para que sirve el aislamiento de bacterias?
- ¿Qué es un inóculo?

PRACTICA N° 8

CONTROL DE MICROORGANISMOS

INTRODUCCIÓN

El número de microorganismos vivos se estima por su actividad vital valorable, como en la multiplicación celular, fermentación de lactosa y digestión de la célula. El fundamento para realizar esta estimación es que cualquier célula viva inoculada en un medio recién preparado, se multiplicará y producirá datos de crecimiento de fácil conocimiento como turbidez y presencia de ácido o gas en caldo, estos medios tienen la ventaja de uniformidad, al interpretar los resultados, pero no son exactos. Los métodos de dilución y recuento de colonias se emplean ampliamente cuando se desea saber el número total de microorganismos en una población heterogénea desde el punto de vista fisiológico. Los microorganismos con gran especificidad nutricional, necesitan de ingredientes especiales del medio y algunos son inhibidos por sustancias que facilitan el crecimiento de otros, por ejemplo los aerobios no crecen en medios anaerobios y viceversa.

OBJETIVO

Cuantificar el crecimiento de microorganismos en medios sólidos o líquidos.

MATERIALES Y MÉTODO

3 Tubos de ensaye más 3 tubos para cada alumno de el equipo)
Matraz Erlenmeyer
3 Pipetas de 1ml
1 pipeta de 10 ml
Muestra de leche (bronca de cabra o de vaca)
Medios de cultivo: Agar nutritivo y caldo lactosado
1 caja Petri (por alumno)

1. Capacidad de crecimiento en atmósfera anóxica.

En tres tubos con agar nutritivo fundido, esterilizado y en frío (3/4 de agar en el tubo) se hace una siembra con muestra de leche (.5 ml y se mezcla con el agar y se deja solidificar. Se incuba y se observa el crecimiento de microorganismos a las 48 horas.

2. Conteo de microorganismos por dilución.

Con este método se logra una estimación del número de bacterias en la población, que pueden multiplicarse en un medio líquido.

Se prepara caldo lactosado enseguida se coloca en 3 tubos de ensaye a la mitad o a 3/4 de su capacidad, enseguida se esterilizan.

En otros 3 tubos de ensaye se colocan 9 ml. de agua destilada y se esteriliza, después de esterilizado se preparan las diluciones, al primer tubo se le agrega 1 ml de leche bronca, se agita y de esa muestra se toma 1 ml y se agrega al segundo tubo y se agita, por ultimo se agrega 1 ml de la solución del segundo tubo, y se agrega al tercer tubo, se agita. En un tubo de ensaye con caldo lactosado se le agrega .1 ml de la primera dilución, al segundo tubo se le agrega .1 ml de la segunda dilución y al tercer tubo se le agrega .1 ml de la tercera dilución, enseguida se meten los tubos a la incubadora a una temperatura de 35 °C. Observe el crecimiento a las 24, 48 y 72 horas.

En una placa con agar nutritivo se inocula con .1 ml de la muestra de la tercera dilución. Y se incuba entre 25 y hacer observaciones a las 24 y 48 horas.

RESULTADOS

Describe los cambios físicos y fisiológicos que aparecen durante el desarrollo temprano de un cultivo bacteriano.

Realice una gráfica con los datos obtenidos

CUESTIONARIO (Consulta bibliográfica)

¿Qué significa la palabra anoxica?

¿Para que sirve el control de microorganismos?

¿Porque mueren las bacterias en un cultivo normal en vez de que se multiplique?

¿Cómo puede conservarse indefinidamente el crecimiento bacteriano a una velocidad constante?

PRACTICA N° 9

DETECCIÓN DE HONGOS EN GRANOS ALMACENADOS

INTRODUCCIÓN

La materia orgánica es muy susceptible de ser afectada por la presencia de hongos, por ejemplo el género *Aspergillus* que se observa comúnmente en el almacenamiento de granos.

Es necesario contar con las debidas precauciones en el almacenamiento ya que el hongo se encuentra en estado latente y una vez que la temperatura es entre 21 a 30° y la humedad de 14-18%, ataca la testa y los embriones de las semillas.

Algunos granos susceptibles a esta enfermedad son el arroz, el frijol, el maíz, el garbanzo, el trigo, entre otros.



Ear and kernel rot of corn.
Courtesy Harold Kaufman, TAEX, 1996.

Fusarium en maíz.



Semillas y plántulas de soja colonizadas por micelios algodonosos de *Fusarium* sp.

OBJETIVO

El alumno podrá detectar e identificar hongos en el laboratorio así como determinar las precauciones necesarias al realizar labores de almacenamiento en granos, con el fin de evitar pérdidas económicas.

MATERIALES Y MÉTODO

2 cajas Petri

Rudas de papel filtro (se puede sustituir con papel secante)

Agua destilada de preferencia estéril.

Solución de cloro al 5 %

Semillas no tratadas de diferentes especies (por ejemplo frijol, alpiste, lenteja, girasol, garbanzo, maíz, etc.)

Preparación de las cajas petri

Se lavan y se secan las cajas petri, se coloca en cada caja el papel filtro. Se esterilizan en el autoclave a 15 libras por 15 minutos. Una vez esterilizadas se sacan se dejan enfriar para enseguida humedecer el papel con el agua destilada de preferencia esterilizada.

Preparación de semillas.

Se calcula la cantidad de semillas que puedan colocarse en cada caja petri, tratando de cubrir toda la caja pero dejando espacio entre las semillas.

En un vaso de precipitado que contenga la solución de cloro al 5 %, se colocan las semillas que se utilizarán en una caja petri. Se dejan en remojo por 5 minutos, enseguida se colocan en la caja petri.

Las semillas que no son remojadas en cloro se colocan en la otra caja petri. Ambas cajas se colocan en la incubadora a 25°C hacer observaciones a las 24, 48 y 72 y agregar agua para mantener la humedad para las semillas.

RESULTADOS

Se espera poder observar hongos que afectan a los granos o semillas, que no han sido tratados.

Si el resultado es positivo se tomará una muestra de, el o los hongos detectados en un portaobjetos con una gota de agua y se cubre con un cubreobjetos y se observa al microscopio. Realice esquemas de la estructura de los hongos observados.

CUESTIONARIO (Consulta bibliográfica)

¿Qué son los cereales?

¿Que tipo de hongos afectan a los granos y semillas almacenadas?

¿Qué es una aflatoxina?

¿Qué normas oficiales regula el almacenaje de granos y semillas, mencione y describa brevemente?

¿Que tratamientos son sugeridos para evitar el ataque de hongos a los granos y semillas?

LITERATURA CONSULTADA

Manual de Prácticas de Microbiología. <http://imb.usal.es/Practicas2/P2/Practicas2.pdf>

Manacorda A. M., Cuadros D. P y Álvarez A. S. 2007. Manual Práctico de Microbiología - Tomo I: Microbiología Ambiental I.

http://essa.uncoma.edu.ar/academica/materias/microbiologia_ambiental_I/Manual_Practico_de_Microbiologia_I.pdf

Sanchez, M. J. 2004. Manual de microbiología de suelos. Técnicas, métodos y medios de cultivo. Universidad Autónoma de México.

Prácticas de Microbiología 2º Curso Licenciatura de Farmacia.

<http://egg.umh.es/frvalera/manualDePracticas.pdf>

Microbiología aplicada. Manual de laboratorio.

http://www.azc.uam.mx/cbi/quimica/microbiologia/ap_b.pdf

Cultivo de microorganismos.

<http://www.unavarra.es/genmic/microgral/Tema%2002.-%20Cultivo%20de%20microorganismos.pdf>

Microbiología aplicada. Práctica No. 12.

<http://www.azc.uam.mx/cbi/quimica/microbiologia/p12.pdf>

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**

**PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO EN
PROCESOS AMBIENTALES**



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE
MICROBIOLOGIA AMBIENTAL**

PROFESOR: IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

COLABORADOR: QFB ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ

IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

QFB ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ

PRESENTACION

La microbiología es una ciencia relativamente reciente con respecto a otras ramas de la Biología. El estudio de los microorganismos se inició a partir de que Antonie van Leeuwenhoek en 1670 inventó el microscopio, y que a partir de los estudios de Louis Pasteur en 1876, se logró el mayor desarrollo y reconocimiento de los microorganismos como actores de una gran diversidad de procesos.

Aunque durante mucho tiempo estos organismos causaron graves problemas de enfermedades en plantas, animales y humanos, también es cierto que desde la antigüedad, algunas especies microbianas han sido utilizadas en procesos de producción de alimentos fermentados como: quesos, vinos, pan y cerveza, entre otros y, actualmente se ha reconocido su importancia en diversas áreas de investigación básica, en la industria alimentaria, ambiental y farmacéutica.

El objetivo general del curso práctico de Microbiología es que el alumno se inicie en el conocimiento básico de los microorganismos, características morfológicas, requerimientos nutricionales, condiciones de control y que adquiera habilidades necesarias para su manipulación en el laboratorio.

Este manual está dirigido a estudiantes que iniciarán su experiencia en el manejo de microorganismos, por lo que consideramos de gran importancia incluir una serie de recomendaciones relacionadas con las reglas generales del laboratorio y los principales procedimientos que el estudiante deberá aprender para que manipule en forma adecuada los microorganismos y garantizar su seguridad y la de sus compañeros.

En cada práctica se presentan los objetivos y una breve introducción para facilitar la comprensión de los mismos, después se indican los materiales y métodos en forma de instrucciones numeradas que se complementan con figuras y esquemas.

En cada práctica se proponen formas de presentación de los resultados en cuadros, para que el alumno recopile sus observaciones. También se

incluyen preguntas en forma de cuestionarios que el alumno deberá resolver. Se presentan también algunos anexos que contienen las indicaciones para la preparación de soluciones, colorantes y medios de cultivo, necesarios para la realización de las prácticas.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA



PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERO AGRÓNOMO
EN PROCESOS AMBIENTALES

PROGRAMA DE PRÁCTICAS

JUNIO 2009

INSTRUMENTO DE PLANEACIÓN DEL CURSO
(PRACTICAS)

DATOS DE IDENTIFICACIÓN DE LA MATERIA			
<ul style="list-style-type: none"> Programa Académico : INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES 			
<ul style="list-style-type: none"> Título del Curso: 	<ul style="list-style-type: none"> MICROBIOLOGIA AMB. 	<ul style="list-style-type: none"> Clave: PAB - 402 	<ul style="list-style-type: none"> Créditos 8
<ul style="list-style-type: none"> Tipo de Curso: 	<ul style="list-style-type: none"> Tradicional 	<ul style="list-style-type: none"> Seminario 	<ul style="list-style-type: none"> Taller
<ul style="list-style-type: none"> Semestre en que se Imparte: 	<ul style="list-style-type: none"> Sección: DOS 		<ul style="list-style-type: none"> <input checked="" type="checkbox"/> Laboratorio
<ul style="list-style-type: none"> TERCERO 			

DATOS GENERALES DE LAS PRACTICAS						
<ul style="list-style-type: none"> Frecuencia/semana: 	<ul style="list-style-type: none"> 1 	<ul style="list-style-type: none"> Total de Prácticas: 	<ul style="list-style-type: none"> 14 			
<ul style="list-style-type: none"> Horario 	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
	<ul style="list-style-type: none"> 	<ul style="list-style-type: none"> 	<ul style="list-style-type: none"> 	<ul style="list-style-type: none"> 	<ul style="list-style-type: none"> 	<ul style="list-style-type: none">
<ul style="list-style-type: none"> Fecha de Inicio: 	<ul style="list-style-type: none"> Agosto 2009 		<ul style="list-style-type: none"> Fecha de Término: 	<ul style="list-style-type: none"> Diciembre 2009 		
<ul style="list-style-type: none"> Línea Curricular a la que pertenece: PROCESOS AMBIENTALES 						
<ul style="list-style-type: none"> REVISO 						
<ul style="list-style-type: none"> JEFE DE DEPARTAMENTO 			<ul style="list-style-type: none"> JEFE DE PROGRAMA DOCENTE IPA 			
<ul style="list-style-type: none"> M en C Luis R. Castañeda V. 			<ul style="list-style-type: none"> M en C Hugo Aguilar Márquez 			

IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

QFB ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ

OBJETIVO

(Quién, que, para que)

El presente trabajo se elaboró con la finalidad de proporcionar un material ordenado y de fácil acceso al trabajo académico el cual se complementa con la actividad científica en el laboratorio.

Es por esta razón que nos dimos a la tarea de elaborar un manual que satisfaga las necesidades del docente en los aspectos teóricos llevados en el aula con la actividad científica desarrollada en el laboratorio de tal forma que se nos facilite el trabajo ordenado y uniforme el laboratorio de microbiología ambiental.

El manual consta de catorce prácticas y fue elaborado tomando en cuenta las referencias bibliográficas que marca el programa de superior de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna para la asignatura de Microbiología Ambiental.

La elaboración del manual se realizó en varias etapas mediante la recopilación de prácticas. Cada práctica inicia con el título en la parte central el cual se seleccionó de acuerdo a la dosificación del programa por semana. El objetivo hace referencia al aspecto significativo que se pretende que los alumnos logren al final del experimento. La introducción es la parte teórica de cada una de las prácticas, fue tomada de diversas referencias bibliográficas. En la parte experimental el procedimiento se tomó de diversos manuales de otras Universidades. El cuestionario en el que el alumno demuestra su aprovechamiento logrado al final de la secuencia de aprendizaje se elaboró basado en el aspecto introductorio y resultados experimentales que se esperan de cada práctica. Así mismo se complementa con observaciones que el alumno realizará mediante dibujos o esquemas y finalizará con conclusiones personales del mismo.

POLÍTICAS DEL LABORATORIO

Todas las personas que trabajan con materiales que contengan agentes infecciosos deben estar conscientes de los peligros potenciales asociados a estos agentes, además deben estar entrenadas en las prácticas y técnicas requeridas para manejar estos materiales de una manera segura.

Es por ello que antes de comenzar con las actividades prácticas, todas las personas involucradas (estudiantes y profesores) tenemos la obligación de conocer cuáles son las normas de seguridad a seguir en el laboratorio de manera tal, que el trabajo se realice con un riesgo mínimo de exposición, tanto para las personas que lo ejecutan como para el medio ambiente. El objetivo general de esta lectura, es ofrecerle al estudiante una guía para que realice sus actividades prácticas en el Laboratorio de Microbiología de una manera adecuada y segura.

IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

QFB ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ

NORMAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO DE MICROBIOLOGÍA

- La hora de entrada tendrá 10 minutos de tolerancia, después de este tiempo, no se permitirá el acceso al laboratorio.
- Entrar al laboratorio en forma ordenada, dejar las Mochilas, bolsas, libros y otros objetos personales en el lugar que se les indique para tal fin.
- Llevar puesta la bata de laboratorio en todo momento. La misma debe permanecer completamente cerrada.
- Limpiar y descontaminar las superficies de trabajo, antes de comenzar y al finalizar la sesión práctica.
- Lavar las manos con agua y jabón antes de realizar las actividades programadas, antes de salir del laboratorio y siempre después de manejar materiales que se sabe o se sospecha que son contaminantes.
- Días antes de iniciar la práctica lea cuidadosamente que es lo que se va a realizar, si no entiende pregunte al profesor.
- Si hay necesidad de llevar material biológico para la realización de la práctica, es necesario conseguirlo de lo contrario la práctica se suspenderá para todo el equipo.
- Mantener el área de trabajo ordenada, limpia y desinfectada, antes, durante y después de realizar sus actividades.
- Llevar un calzado apropiado, preferiblemente cerrado y de suela antideslizante en las áreas de laboratorio.
- Evitar llevar en el laboratorio accesorios que podrían ser fuente de contaminación (por ejemplo joyas).
- Recoger el cabello largo.
- Evitar desplazamientos innecesarios, movimientos bruscos. Hablar sólo lo indispensable.
- No comer, beber, fumar, almacenar comida, objetos personales o utensilios, aplicarse cosméticos ni ponerse o quitarse lentes de contacto en ningún área del laboratorio.
- Conocer el manejo de todos los equipos y reactivos a emplear antes de iniciar las actividades indicadas en la práctica. Si usted tiene alguna duda, dirijase al profesor.
- Mantener las mesas libres de libros, cuadernos u objetos personales, excepto aquellos equipos y materiales necesarios para la realización del trabajo práctico.
- Tener cuidado con el alcohol cuando manipule el mechero. Nunca debe dejar éste desatendido.
- Regresar los reactivos y equipos empleados (microscopio, mechero, etc.), limpios y de manera ordenada a su respectivo lugar una vez finalizada la actividad. Reporte cualquier daño de los mismos al profesor.
- Colocar los materiales de vidrio contaminados en los recipientes dispuestos para tal fin, por ejemplo: las pipetas en los pipeteros, tubos y placas en las ollas de desecho, etc.
- No usar ningún reactivo que no esté debidamente identificado, verificar las etiquetas de los mismos y estar seguro de cómo emplearlo.
- No devolver sustancias a sus envases originales.
- Realizar solamente aquellas actividades indicadas por el profesor, no llevar a cabo experimentos no autorizados.
- Reportar inmediatamente cualquier accidente al profesor (derrame de material contaminado, heridas, quemaduras, etc.), ninguno deberá ser considerado como menor.

IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

QFB ANA MARIA MEJIA FERNANDEZ

MATERIAL INDISPENSABLE EN CADA SESION DE LABORATORIO

1. Bata de laboratorio limpia
2. Protocolo de la práctica y anotarse en la bitácora del laboratorio.
3. Un trozo de tela, cerillos, etiquetas pequeñas o marcador indeleble y cinta.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 1
- **NOMBRE DE LA PRACTICA:** EL MICROSCOPIO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** EL ESTUDIO DE LA MICROBIOLOGIA
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

El microscopio es indispensable en el Laboratorio de Microbiología para el estudio de la morfología y estructura de los microorganismos, así como su reacción a diferentes colorantes, lo cual junto con otros criterios, permitirá su identificación, por lo tanto, es importante conocer su adecuado manejo. Antonio van Leeuwenhoek, en 1676, gran apasionado en pulir lentes que utilizaba para examinar gran variedad de materiales, fue el primero en observar bacterias y protozoarios en agua de lluvia, en infusiones diversas y en su sarro dental. La máxima amplificación que logró Leeuwenhoek en los diversos microscopios que construyó fue de 300 diámetros. La perfección del moderno microscopio compuesto facilita intensamente el estudio de la morfología de microorganismos y por lo menos de algunas de las grandes estructuras de la célula bacteriana. A finales del siglo XIX surgieron avances importantes en Microscopía, período de gran progreso en Microbiología.

II. OBJETIVO

Conocer sus partes y su función, así como el cuidado, manejo y utilidad en el Laboratorio de Microbiología ambiental.

MICROSCOPIO OPTICO

Se usa para aumentar el tamaño de la imagen aparente de los objetos, lo cual permite observar los detalles estructurales de los microorganismos. El microscopio óptico normal que se usa para observar bacterias y otros organismos celulares es un microscopio compuesto, el cual está provisto de una fuente luminosa, una lente condensadora de luz que la dirige hacia el objeto a observar y dos juegos de lentes que ayudan a la amplificación de la imagen. A través de la refracción o reflexión de los rayos luminosos mediante el sistema de lentes del microscopio, se forma la imagen del objeto, que es más grande que el objeto mismo, permitiendo el examen de sus estructuras en detalle.

AMPLIFICACION

La capacidad amplificadora de un microscopio compuesto es el producto del aumento individual de los oculares y los lentes objetivos. Un microscopio típico que se usa en bacteriología tiene objetivos con poder de resolución de 10X, 40X y 100X y oculares de 10X, por lo cual es capaz de amplificar la imagen de la muestra 100, 400 y 1000 veces. En un aumento de 1000X, las bacterias y microorganismos grandes se pueden visualizar muy bien, pero los virus y muchos de los detalles finos de las estructuras bacterianas no se pueden ver.

PODER DE RESOLUCION

La resolución se define como el espacio de máxima aproximación entre dos puntos en el que aún se pueden observar claramente como dos entidades independientes, es decir, es la distancia entre dos entidades estructurales de un objeto en la cual todavía se pueden observar como estructuras separadas en la imagen amplificada. El poder de resolución de un microscopio está sujeto a la longitud de onda de la luz y a la propiedad de las lentes conocidas como la apertura numérica (AN). El límite del poder de resolución de un microscopio es aproximadamente igual a $0.61/AN$ que para un microscopio óptico es de alrededor de 200 nm (nanómetros). A menor longitud de onda de la luz y AN de las lentes, será mejor el poder de resolución del microscopio. Por lo tanto, queda claro que el poder de resolución de los microscopios ópticos se encuentra restringido por AN que se obtenga de los sistemas de lentes y las longitudes de onda del espectro de luz visible.

APERTURA NUMERICA

Esta expresión, que suele abreviarse AN, indica la cantidad de luz que entra en un objetivo desde un punto del campo del microscopio. Tal valor es de suma importancia, ya que, como se dijo anteriormente, de él depende el Poder de Resolución, la propiedad más importante de un objetivo. La AN de una lente depende del índice de refracción (N) del medio que llena el espacio entre el objeto y la parte frontal del objetivo, y del ángulo (μ) de los rayos de luz más oblicua que puedan entrar al objetivo. La fórmula para calcular la AN es:

$$AN = N \times \sin \mu/2$$

El aire tiene un índice de refracción de 1.0, que limita la resolución que se puede obtener, pero se puede incrementar la AN poniendo aceite de inmersión entre el espécimen y el objetivo, aumentando así el poder de resolución del microscopio. El aceite de inmersión

tiene un índice de refracción de 1.5, lo que aumenta considerablemente la AN y esto mejora el poder de resolución del microscopio.

TIPOS DE MICROSCOPIO

Simple.

Los primeros microscopios, construidos por Leeuwenhoek alrededor de 1675, eran simples, es decir, contenían sólo una lente o lupa.

Compuesto.

Tiene varias lentes combinadas, capaces de producir gran aumento. (Fig. 1.1) Existen varios aditamentos que utilizados en el microscopio óptico ordinario, aumentan mucho su rendimiento como instrumento de observación, p. ej. Microscopio en Campo Oscuro (Ultramicroscopio), Microscopio de Contraste de Fases, Microscopio de Fluorescencia, Microscopio de Luz Ultravioleta, Microscopio de Interferencia, Microscopio de Contraste de Interferencia Diferencial de Nomarski. Existe además el Microscopio electrónico, que debido a sus posibilidades para obtener imágenes claras de los objetos más diminutos, ha hecho contribuciones de la mayor importancia, sobre todo en el estudio de la constitución y ciclos vitales de los virus filtrables. El poder de resolución del microscopio electrónico es mucho mayor que el del microscopio óptico pudiéndose incluso observar estructuras moleculares como proteínas y ácidos nucleicos, pero debido a que los haces electrónicos poseen bajo poder de penetración, es necesario emplear técnicas especiales para la obtención de cortes ultra finos que permitan la observación de las muestras.

Hay dos tipos básicos de microscopios electrónicos:

El microscopio electrónico de transmisión (MET) y el microscopio electrónico con barrido (MEB). Para el estudio de las estructuras internas de las células es esencial un microscopio MET. En el MET se utilizan electrones en lugar de rayos de luz, y la función de las lentes la realizan electromagnetos, operándose en todo momento a alto vacío. Cuando sólo se pretende estudiar las estructuras externas de una muestra, no son necesarios cortes ultrafinos, pudiéndose realizar la observación directa en MET, después de aplicar una tinción negativa. También se puede usar el MEB. Todos los microscopios electrónicos tienen cámaras incorporadas que permiten fotografiar las muestras denominándose microfotografías electrónicas.

METODOS DE MICROSCOPIA

Examen de organismos vivos.

La forma más simple de examinar las bacterias y otros microorganismos vivos es suspenderlos en agua u otro líquido, colocar una gota de esta suspensión en un portaobjetos ordinario y encima un cubreobjetos, utilizando para su observación al microscopio los objetivos seco débil y seco fuerte. Existen otros métodos como son el de gota pendiente y el microcultivo.

Examen de bacterias teñidas.

La forma y estructura de las bacterias se revelan con más claridad cuando son desecadas sobre un portaobjetos y son coloreadas o examinadas contra un fondo teñido. Existen diversas técnicas de tinción.

PARTES DEL MICROSCOPIO Y SU FUNCION

1. Base.

2. Soporte.
3. Bisagra de inclinación.
4. Brazo.
5. Cuerpo del tubo.
6. Tubo intercambiable.
7. Revólver.
8. Tornillo macrométrico.
9. Tornillo micrométrico.
10. Platina y Pinzas de la platina.
11. Fuente de luz.
12. Condensador.
13. Diafragma.
14. Objetivos: Seco débil, Seco fuerte y de Inmersión.
15. Oculares.

Base, soporte y brazo.

Sirven para mantener en posición las partes ópticas esenciales. La base y el brazo son fuertes, para disminuir la vibración.

Tubo intercambiable.

Su función es ajustar la longitud mecánica del tubo, es decir, la distancia entre la lente del ocular que está arriba y la unión del objetivo al revólver, que está abajo.

Tornillos macrométrico y micrométrico.

Sirven para enfocar, logrando que la muestra se vea nítida y clara, ya que permiten subir y bajar todo el cuerpo del tubo junto con sus lentes y en microscopios modernos, junto con la platina. El tornillo micrométrico permite subir o bajar muy ligeramente.

Platina.

Parte del microscopio donde se coloca la muestra que va a ser examinada.

Pinzas de la Platina.

Estas sirven para sujetar la muestra a examinar.

Tornillos para desplazar la Platina.

Estos sirven para mover la muestra que está sobre la platina, hacia arriba, abajo, derecha ó izquierda, hasta enfocar el campo adecuado.

Fuente de Luz.

Se encuentra colocada debajo del objeto; ésta emite la luz que pasa por el condensador, para después iluminar la preparación.

Condensador.

Antes de que la luz alcance la muestra en la platina, se condensa y enfoca a través de una gran lente condensadora que se halla bajo la platina.

Diafragma.

Sirve para controlar la luz a través del condensador.

Objetivos.

La función de éstos es delimitar el tamaño de la imagen:

➤ **Objetivo de pequeño aumento ó "Seco débil".**

Útil para observar microorganismos grandes, p. ej. Protozoarios. Este objetivo está marcado con un "3" ó "2/3", que significa 2/3 de pulgada ó 16 mm. También está marcado como 10X. Tiene una lente en el extremo mucho más grande que cualquiera de los otros objetivos.

➤ **Objetivo de gran aumento ó "Seco fuerte".**

Este se usa para el examen de microorganismos vivos suspendidos en gotas de agua u otros líquidos. Está marcado con "6" ó "1/6" que significa 1/6 de pulgada ó 4 mm. También está marcado como 45X ó 50X. La lente del extremo es de menor tamaño que la del seco débil.

➤ **Objetivo de inmersión en aceite.**

Este objetivo es indispensable para el examen de frotis teñidos de bacterias. La lente visible del extremo es mucho más corta que la de los objetivos secos. Este objetivo está marcado "oil inmer" o "homog inmer" que significa inmersión homogénea. También está marcado "1/12" (1/12 de pulgada, 1.9 mm, 1.8 mm) y con 97X ó 100X. Las marcas 10X, 45X y 97X con que suelen estar marcados los objetivos del microscopio corresponden a la potencia amplificadora, y las letras "N.A.", a la apertura numérica. Mientras mayor sea la cifra "N.A.", mayor será el detalle que revela el objetivo. Las cifras 16 mm, etc., en los objetivos, se refieren a lo que se llama distancia focal equivalente, o sea, nos da una idea de la distancia que deberá haber entre el extremo del objetivo y la muestra al enfocarse.

➤ **Oculares.**

Son tubos cortos, cada uno con dos lentes. La función de éstos es amplificar la imagen del objeto formado por el objetivo. Los oculares están marcados "5X", "10X", etc. indicando que amplían la imagen del objetivo 5 veces, 10 veces, etc.

Cuando se utiliza el ocular 10X con el objetivo de pequeño aumento da una ampliación final de 100 veces. El de 50X dará una ampliación final de 500 veces y el de 100X una ampliación final de 1000 veces.

CUIDADO Y MANEJO DEL MICROSCOPIO

1. Para transportar el microscopio a la mesa de trabajo deberá tomarse del brazo con la mano derecha y de la base con la mano izquierda y en posición vertical.
2. Antes de usarlo, limpiar perfectamente la fuente de luz del microscopio, parte superior del condensador, oculares y objetivos con vaho y frotando suavemente con hisopos.
3. No encender la fuente de luz, sino hasta que se vaya a usar.
4. Colocar la muestra sobre la platina y girar el objetivo que se va a usar colocándolo en la posición correcta mientras que se observa el material.
5. Ver por el ocular y controlar la cantidad de luz adecuada, moviendo el condensador y diafragma.
6. Para enfocar, bajar el objetivo que se va a usar con el uso del tornillo macrométrico hasta donde tope, sin forzarlo, luego enfocar primero con el tornillo macrométrico y una vez que se ha localizado el campo, usar el tornillo micrométrico para enfocar adecuadamente.
7. Con respecto al objetivo de inmersión, hay que tener mucho cuidado, ya que la distancia focal es muy corta y habrá que emplear únicamente el tornillo micrométrico y no el macrométrico debido a que se puede dañar la preparación y la lente del objetivo, para su utilización es recomendable:
 - a) Levantar el tubo óptico del microscopio, antes de poner el objetivo en posición.
 - b) Colocar una gota de aceite de inmersión sobre la preparación. No usar aceite en exceso, ya que daña el cemento de las lentes.
 - c) Viendo por fuera del microscopio, como ya se insistió anteriormente, bajar el objetivo con el macrométrico hasta que toque la gota de aceite. A partir de ese momento el objetivo estará prácticamente dentro de su distancia focal. Enfocar la preparación con movimientos del tornillo micrométrico.
8. Evitar girar el revólver de los objetivos sin antes levantar el tubo óptico del microscopio.
9. Recordar que el objetivo 45X es más largo que el de 10X y más todavía que el de inmersión, por lo que deberá tenerse cuidado, pues si llegan a rozar, la platina los inutiliza permanentemente.

10. Cuando se vaya a utilizar el objetivo seco fuerte (45X), hacer primero el enfoque de la preparación con el objetivo seco débil, luego, girar el revólver de tal manera que el siguiente objetivo sea el seco fuerte, cuidando que la lente no tope con la preparación.
11. Ajustar el enfoque usando el tornillo micrométrico.
12. Mantener el microscopio retirado de la orilla de la mesa.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

Microcultivo.
Preparaciones teñidas.
Aceite de inmersión.
Hisopos.
Papel absorbente.
Microscopio.

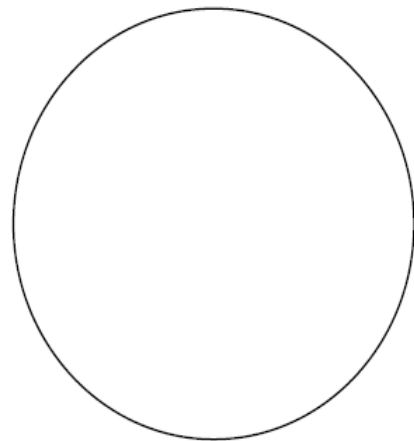
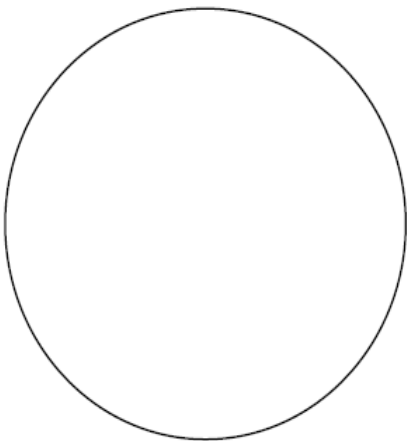
IV. TECNICA

1. Siguiendo las indicaciones para el manejo del microscopio:

Observar una preparación teñida con el objetivo de inmersión.
Observar un microcultivo, primero con el objetivo seco débil y después con el seco fuerte.

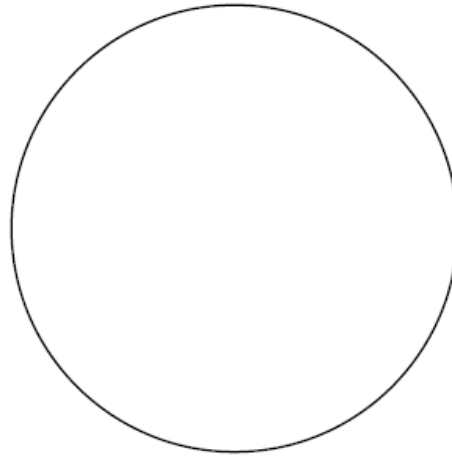
2. Dibujar lo observado.

MICROCULTIVO:



Seco fuerte
PREPARACION TEÑIDA:

seco débil



Objetivo de inmersión

V. CUESTIONARIO

1. Hacer un esquema del recorrido de la luz a través de un microscopio óptico compuesto.
2. Consultar el fundamento de: Microscopía electrónica, Microscopía en campo oscuro, Microscopía de luz Ultravioleta, Microscopía de Contraste de Fases y Microscopía por Fluorescencia
3. Mencionar ejemplos de la utilidad de las anteriores Microscopías.
4. Describir brevemente los tipos de microscopio electrónico.
5. Consultar dos técnicas de preparación de muestras biológicas para ser observadas con microscopio electrónico.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 2
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** PREPARACIÓN Y ESTERILIZACIÓN DE MATERIALES Y MEDIOS DE CULTIVO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** METODOS DE ESTERILIZACION
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Los microorganismos, como otros seres vivos, son susceptibles a los cambios de condiciones ambientales, y en la medida en que se adaptan a estos cambios, se distribuyen en una gran diversidad de hábitats incluyendo los de condiciones extremas, sobre todo de tipo físico y químico.

Se han desarrollado y aplicado diversos procesos de desinfección y esterilización para limitar la presencia de microorganismos y/o eliminarlos. La esterilización es un método de eliminación total de todo tipo de microorganismo y que asegura la ausencia absoluta de cualquier forma viviente, mientras que la desinfección es un proceso que elimina solamente formas vegetativas de los microorganismos.

DIFERENTES PROCEDIMIENTOS DE ESTERILIZACIÓN

La esterilización con calor seco y húmedo son los procedimientos de mayor utilización en microbiología. El calor seco desnaturaliza las enzimas y destruye a los microorganismos por oxidación, por ejemplo al ponerlos directamente a la flama de un mechero o en horno a 150-180°C durante 2 horas. Estos métodos se aplican principalmente en la esterilización de asas de inoculación y todo tipo de material de vidrio y quirúrgico.

Los procesos con calor húmedo se aplican para esterilizar medios de cultivo, soluciones, y cultivos bacterianos que se desechan, el más recomendable es el autoclave en el que se utiliza vapor de agua a presión para alcanzar temperaturas de 121°C. El material se deja a esta temperatura durante 15 minutos para asegurarse de la destrucción de endosporas, que son las estructuras bacterianas más resistentes al calor.

Cuando se requiere esterilizar diferentes materiales sensibles al calor como las soluciones de vitaminas, aminoácidos, etc., se esterilizan por filtración en membranas de 0.2 micras de diámetro y para el caso de materiales de plástico es recomendable el uso de gases como óxido de etileno o con radiaciones gamma. Las superficies generalmente se desinfectan con radiaciones U.V. o con compuestos químicos en forma líquida como: fenoles, compuestos cuaternarios de amonio (alquildimetil bencilamonio), formaldehído, alcoholes, halógenos y detergentes.

Cada uno de estos procedimientos tienen ventajas y desventajas de uso, los sistemas de filtración son muy eficientes y rápidos para la esterilización pero sólo se aplican en pequeños volúmenes. Los fenoles y compuestos cuaternarios de amonio son muy efectivos para la desinfección de superficies pero son muy corrosivos. Los detergentes y alcoholes tienen actividad limitada contra esporas bacterianas y algunos virus por lo que sólo son desinfectantes.

II. OBJETIVO

Conocer y practicar algunos de los tipos de esterilización más usados frecuentemente para el material de cristalería y medios de cultivo.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

7 tubos de ensayo de 16 x 150 mm con tapón de rosca
3 tubos de ensayo de 16 x 150 mm sin tapón de rosca
6 cajas de Petri de vidrio
3 pipetas de 1 o 2 ml.
3 pipetas de 10 ml
1 pipeta Pasteur
3 matraces Erlenmeyer de 250 ml
1 parrilla de calentamiento con agitación
1 autoclave
1 horno de calor seco
1 mechero Fisher
1 incubadora a 35°C
1 hisopo estéril, algodón y gasa
Papel manila o estraza para envolver
Caldo nutritivo

Agar nutritivo
Agar papa dextrosa (PDA)
Medio mínimo de sales
Soluciones amortiguadoras pH 4 y 7

IV. TECNICA

El profesor explicará los principios generales de trabajo en el laboratorio de microbiología, enfatizando en la desinfección de áreas así como en la preparación y esterilización de los medios de cultivo y materiales necesarios para el trabajo cotidiano con microorganismos. También hará las demostraciones necesarias para que el estudiante aprenda a envolver los materiales, así como su manejo en condiciones asépticas.

Preparación del material de vidrio y medios de cultivo

1. Lavar perfectamente las cajas de Petri y pipetas con escobillón y detergente. Enjuagar con abundante agua corriente.
2. Escurrir el exceso de agua y enjuagar el material con agua destilada, por las paredes interiores. Dejar escurrir sobre una toalla o papel de envoltura. No debe secar el material por ningún otro medio.
3. Una vez seco el material, se procederá a envolver las cajas de Petri y pipetas con papel estraza. Para los tubos y matraces se elaborarán tapones de algodón y gasa, procurando que ajusten con holgura, sobre los que finalmente se les colocará un capuchón de papel.
4. Preparar 20 ml de (CN) en un matraz Erlenmeyer de 250 ml y ajustar el pH a 6.5-7.0, agregando, con una pipeta Pasteur, poco a poco solución de HCl 0.1 M o solución de NaOH 0.1M, en caso de que el pH sea más alcalino o ácido respectivamente. Vaciar 5 ml en cuatro tubos de cultivo con tapón de rosca que deberán cerrar sin llegar al tope.
5. Preparar 120 ml de (AN), calentar la mezcla en parrilla con agitación constante hasta ebullición, durante 1 minuto (cuidar que no se proyecte) y vaciar enseguida 5 ml del medio en tres tubos con tapón de rosca. Enjuagar inmediatamente la pipeta para evitar que se solidifique el agar. El resto se esteriliza en la autoclave.
6. Preparar 120 ml de PDA en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, ajustar el pH del medio a 5.0-5.6. Colocar un magneto de agitación y calentar hasta ebullición durante 1 minuto; cuidando que no se proyecte o derrame. Posteriormente vaciar 7 ml del medio en tres tubos que se tapan con tapón de algodón y gasa. El resto se esteriliza en la autoclave.
7. Preparar 120 ml de medio de cultivo mínimo de sales (MM) en un matraz Erlenmeyer de 250 ml.

Esterilización de materiales y medios de cultivo

1. Las cajas de Petri y pipetas envueltas se colocarán en autoclave a 121°C durante 15 minutos, el procedimiento a seguir para la esterilización del material de cristalería será el mismo que se encuentra descrito en el paso dos. Después de sacarlas, dejarlas enfriar y abrir los paquetes únicamente en área aséptica.
2. Los medios de cultivo se esterilizarán en autoclave de acuerdo a las siguientes instrucciones:
 - a. Revisar que el nivel de agua coincida con la marca en el tubo indicador. En caso necesario añadir agua destilada.
 - b. Conectar la autoclave y poner la perilla de control en calentamiento alto. Acomodar los medios y materiales en la canasta de la autoclave y colocarla dentro.
 - c. Cerrar la puerta, apretar las manijas de dos en dos en posición encontrada y esperar a que salga el vapor de agua por el orificio de purgado. Después cerrar este orificio con la válvula de seguridad.
 - d. Dejar que el equipo se caliente hasta alcanzar los 121°C o 15 lbs. de presión revisando continuamente la escala del manómetro. Una vez alcanzada esta temperatura deberá bajarse el nivel de calentamiento moviendo la perilla de control al nivel medio o bajo.
 - e. Mantener el equipo en estas condiciones durante 15 minutos.
 - f. Apagar la autoclave y dejar que baje la presión al valor de 0 lbs. Quitar la válvula de seguridad y, con la ayuda de guantes de asbesto o una jerga húmeda, abrir cuidadosamente la puerta, de adelante hacia atrás para evitar quemaduras por la salida del vapor.

Preparación de las cajas Petri y tubos con medios de cultivo

1. Los tubos con agar, se deberán colocar en una superficie inclinada de tal forma que el medio se solidifique a una distancia aproximada de 1-2 cm de la boca del tubo.
2. Dejar que los matraces con agar que se han sacado de la autoclave se enfrien a una temperatura aproximada de 40-50 °C, que coincide con la posibilidad de sostener el matraz en la palma de la mano sin sentir un calor excesivo.
3. Cerca del mechero, etiquetar 3 cajas Petri con AN, 3 cajas con PDA y 3 con MM. Los medios de cultivo se vacían en las cajas Petri (aproximadamente de 25-30 ml) en zona aséptica cerca del mechero o en campana de flujo laminar.
4. Dejar que solidifiquen los medios (por lo menos 30 minutos) y posteriormente envolver las cajas cuidadosamente con papel estraza o acomodarlas en forma invertida en bolsa de plástico limpia.
5. Guardarlas en refrigeración hasta 24 horas antes de utilizarlas.

Prueba de esterilidad de materiales

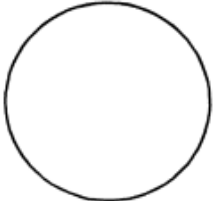
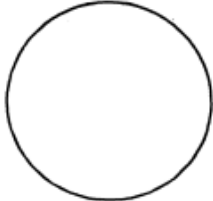
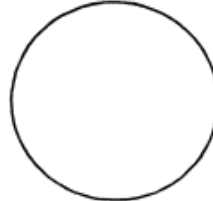
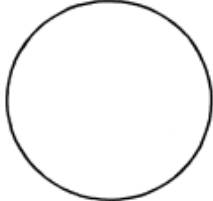
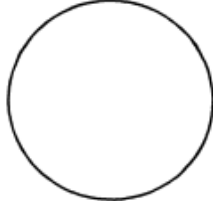
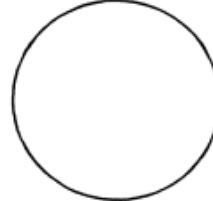
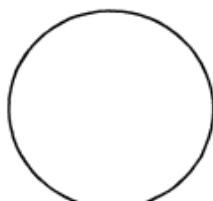
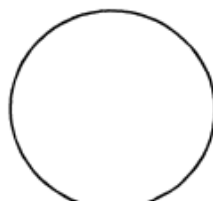
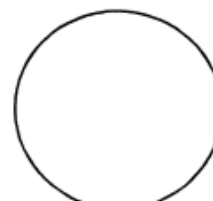
1. Colocar los tubos con agar inclinado y las cajas Petri en forma invertida en una estufa de incubación ajustada a 30 °C durante 24-48 horas.
2. Revisar los tubos y cajas Petri para detectar la presencia de contaminantes, por la aparición de turbidez, nata superficial y/o depósito de material en el fondo de los tubos con medio líquido; así como la formación de colonias microbianas en la superficie de medios sólidos.
3. Si no hay contaminación de los medios, se abrirá una de las cajas Petri de cada medio durante 1 minuto en el laboratorio o zonas accesorias al mismo y se etiquetará como "al aire".
4. La otra caja de medio de cultivo se abre durante 30 segundos cerca de un mechero y se etiquetará "en área aséptica".
5. La tercera caja se conservará sin abrir y se etiquetará como "control".

V. RESULTADOS

- A. Hacer la descripción morfológica de las colonias obtenidas en las cajas con diferentes medios de cultivo (AN, PDA y MM) y con los distintos tratamientos en relación a la caja control.
- B. Reportar el crecimiento en forma cualitativa: (-) no hay crecimiento, (+) poco crecimiento, (++) crecimiento regular y (+++) crecimiento abundante.
- C. Discuta los resultados y determine si la esterilización en la autoclave y en el horno fue adecuada, así como el manejo de los materiales.

Cuadro 1

Descripción morfológica de microorganismos en cajas Petri con diferentes medios de cultivo

MEDIO DE CULTIVO	Ablerta al aire	Ablerta en área aséptica	Control
AGAR NUTRITIVO			
MÍNIMO DE SALES			
PAPA DEXTROSA AGAR			

VI. CUESTIONARIO

- 1) ¿Cuáles son los métodos de esterilización más utilizados en microbiología? ¿En qué tipo de materiales se aplica cada uno?
- 2) Explique cuáles son las diferencias entre los procesos de esterilización, desinfección y asepsia. ¿Cómo se relacionan estos procedimientos con la pasteurización?

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 3
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** DISTRIBUCION DE LOS MICROORGANISMOS EN LA NATURALEZA
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** EL ENTORNO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

El Reino Protista, definido en el sistema de clasificación de Haeckel (1866) comprende a las Bacterias, Hongos, Algas y Protozoos. El término microorganismo comprende además de los grupos anteriores a los Virus, que son considerados como entidades microscópicas no vivas. Todos estos organismos presentan diversas formas y tamaños, pero se caracterizan porque para observarlos y estudiarlos como organismos individuales, generalmente se requiere el uso del microscopio. Los microorganismos se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza. Sus hábitats naturales son extremadamente diversos. Prácticamente los encontramos en todas partes: en el agua que bebemos, en el aire que respiramos, en el suelo, en los alimentos que ingerimos, algunos pueden vivir en el interior de plantas y animales, sobre nuestra piel, y en general sobre cualquier material que les proporcione materias nutritivas y las condiciones de humedad y temperatura sean favorables para su desarrollo y multiplicación. Hay muchos hábitats donde, debido a las extremas condiciones físicas o químicas, no se encuentran organismos superiores, sin embargo, en ellos pueden existir microorganismos que en algunos casos, incluso crecen mejor allí.

II. OBJETIVO

Demostrar la presencia de diversos tipos de microorganismos en la naturaleza.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

Frasco gotero conteniendo agua estancada.
Frasco gotero conteniendo suspensión de tierra de jardín.
Alimento contaminado por hongos. (Verdura, fruta, pan, tortilla, etc.)
Frasco gotero conteniendo agua destilada.
3 portaobjetos.
3 cubreobjetos.
Asa bacteriológica.
Hisopos.
Papel absorbente.
Cerillos ó encendedor.
Mechero Bunsen.
Microscopio.

IV. TECNICA

PARTE A.

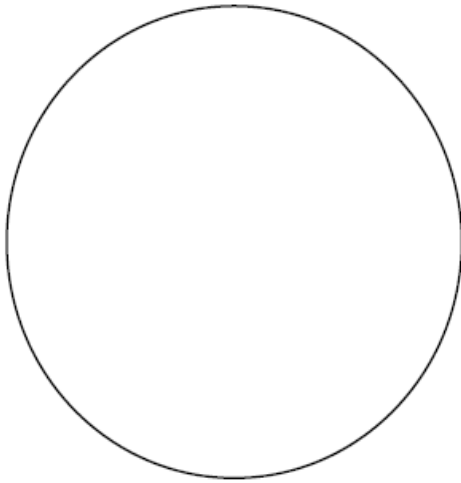
1. Poner en el centro de un portaobjetos limpio, una gota del agua estancada.
2. Colocar sobre la gota de agua un cubreobjetos, cuidando que no se formen burbujas de aire.
3. Observar al microscopio utilizando primero el objetivo seco débil y posteriormente el seco fuerte
4. Dibujar lo observado.
5. Repetir lo anterior para la suspensión de tierra.

PARTE B.

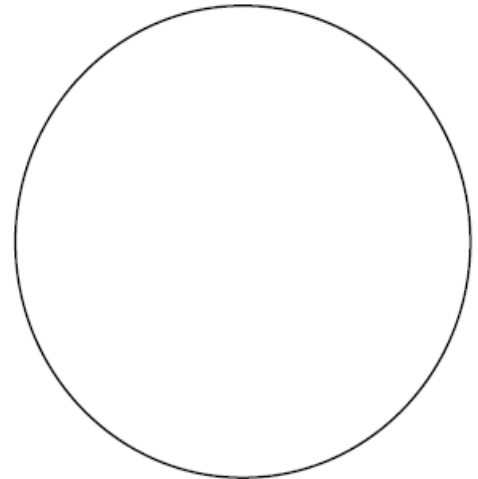
1. Poner en el centro de un portaobjetos limpio una gota de agua destilada.
2. Tomar con el asa bacteriológica en forma de ángulo recto y en condiciones asépticas - esterilizar el asa calentándola al rojo vivo sobre la flama del mechero antes y después de hacer la preparación - tomar una pequeña porción de lama del alimento y suspenderla en la gota de agua.
3. Colocar un cubreobjetos sobre la preparación.
4. Observar al microscopio primero con el objetivo seco débil y posteriormente con el seco fuerte.
5. Dibujar lo observado:

V. RESULTADOS

AGUA ESTANCADA:

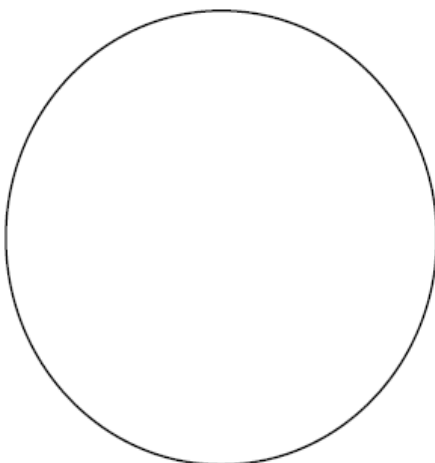


Seco débil.

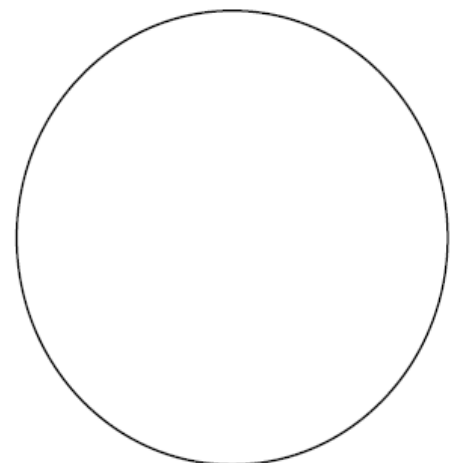


Seco fuerte.

SUSPENSION DE TIERRA:

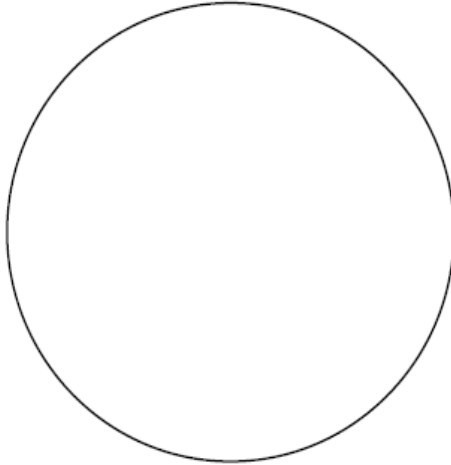


Seco débil.

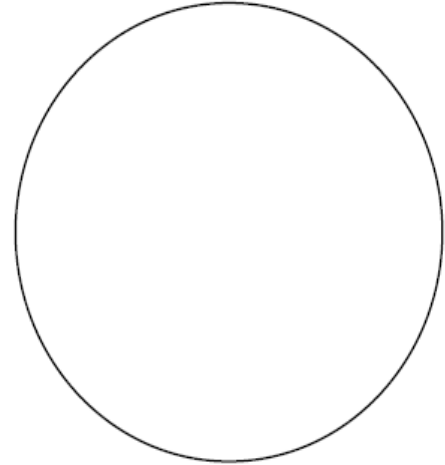


Seco fuerte.

ALIMENTO CONTAMINADO POR HONGOS:



Seco débil.



Seco fuerte.

VI. CUESTIONARIO

1. ¿A qué se debe la amplia distribución de los microorganismos?
2. ¿En qué forma pueden transferirse los microorganismos de un lugar a otro?
3. ¿Qué característica común poseen los microorganismos?
4. ¿Qué propiedades de un microorganismo determinan su carácter útil ó perjudicial?
5. ¿Qué importancia tiene la distribución de los microorganismos en Ingeniería Ambiental?

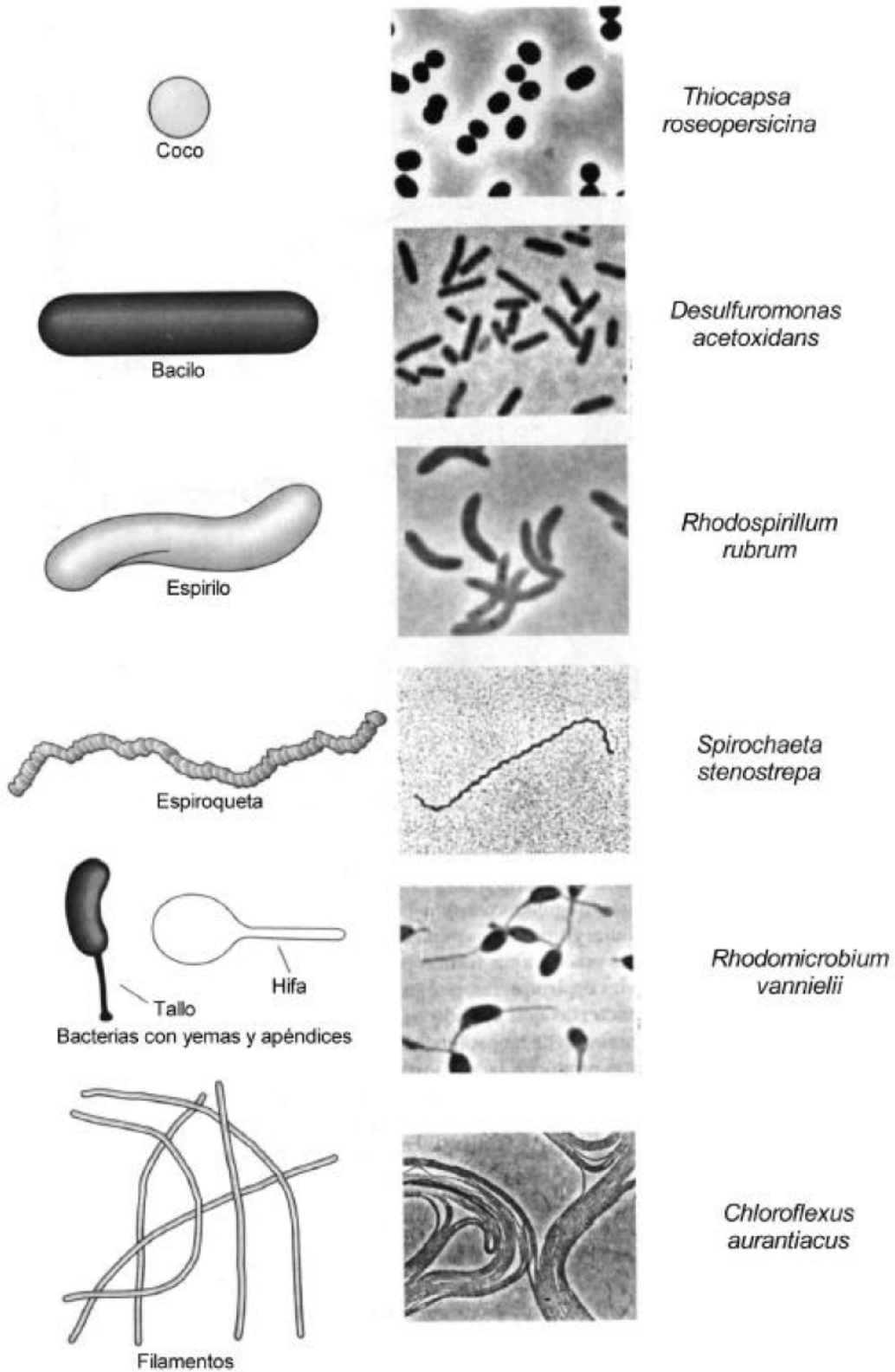


Fig. 2.1 Morfología celular representativa de Procariotas.

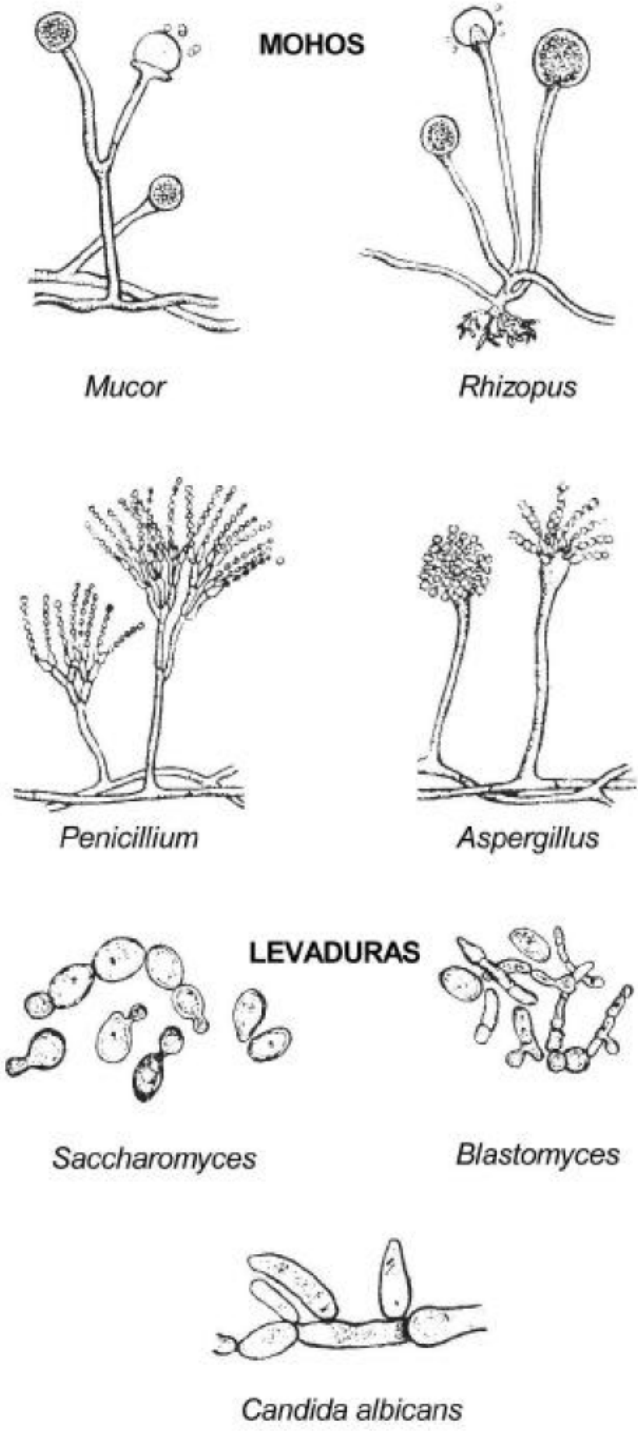


Fig. 2.2 Morfología de algunos Hongos: Mohos y Levaduras.

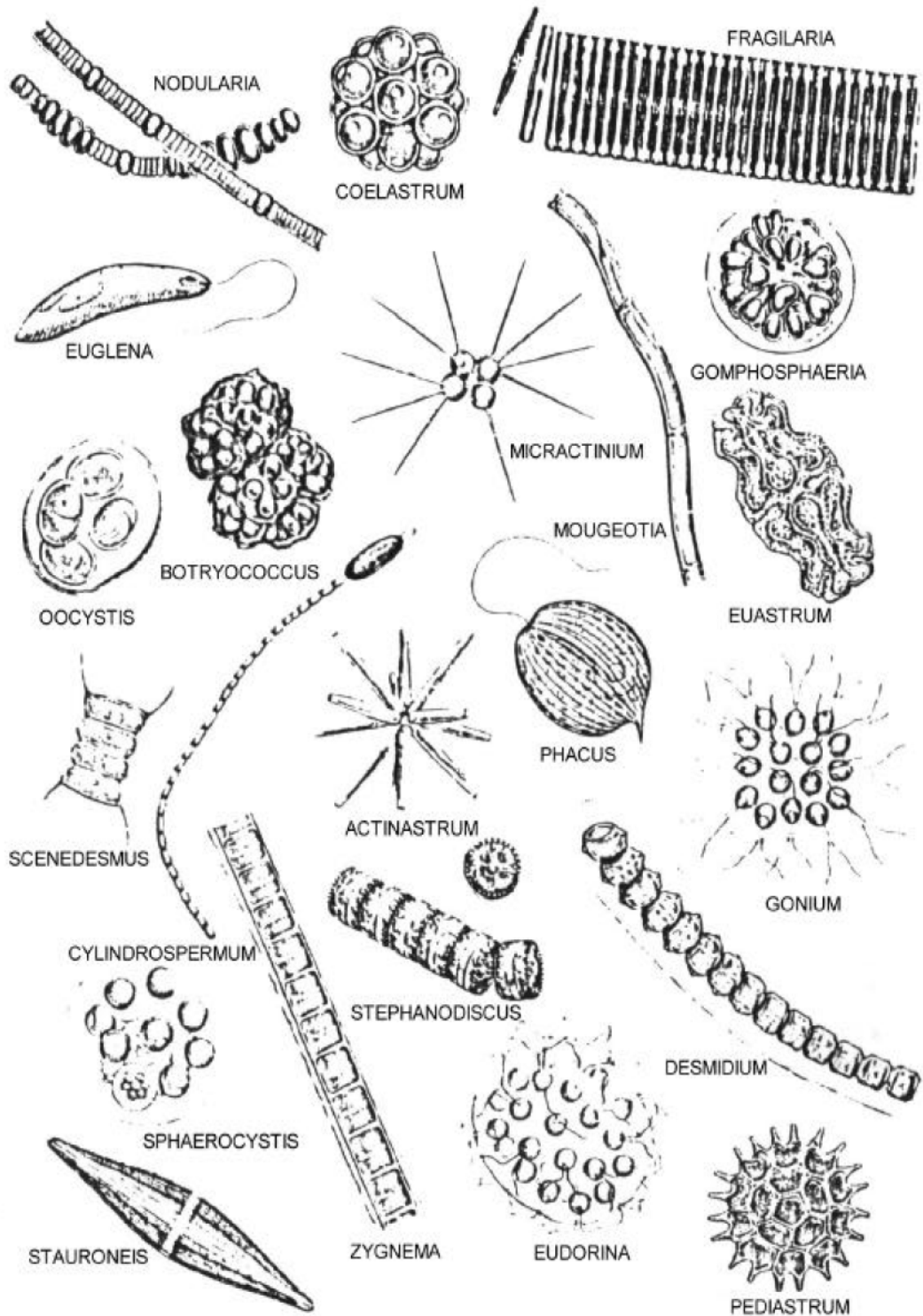


Fig. 2.3 Algas del plancton y otras algas de aguas superficiales.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 4
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** PREPARACIÓN, FIJACIÓN Y COLORACIÓN SIMPLE DE FROTIS.
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** CLASIFICACION DE LOS MICROORGANISMOS
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Debido al pequeño tamaño de la mayoría de los microorganismos, se requiere de un microscopio óptico, ya sea de campo claro o de campo oscuro para hacer la descripción morfológica de éstos. El microscopio de uso más común es el de campo claro, en el que la observación de células vivas es limitada debido a que las células son incoloras y permiten el paso de una gran cantidad de luz.

La observación de frotis teñidos es más recomendable. El frotis se prepara haciendo una extensión de los microorganismos sobre una superficie transparente, en la cual se fijan y tiñen los microorganismos. De acuerdo al número de soluciones colorantes y a los objetivos de estudio se pueden realizar diferentes tipos de tinciones como son: simple, diferencial, negativa y selectiva.

Los frotis de cultivos líquidos se deberán fijar con alcohol para evitar residuos del medio, que al quemarse darán interferencias en las observaciones y los de colonias de medios sólidos se fijan generalmente con calor. Después de la fijación, los frotis son teñidos con diferentes colorantes sintéticos derivados de anilina.

Los colorantes más utilizados son sales formadas por iones coloridos cargados, conocidos como cromóforos. Por ejemplo:

Cloruro de azul de metileno → Azul de metileno + Cl⁻

(Cromóforo)

Si el cromóforo es un ión positivo, el colorante es de tipo básico, pero si la carga es negativa, será de tipo ácido. La mayoría de las bacterias con teñidas por colorantes básicos, que permean la pared celular y se adhieren por enlaces iónicos débiles a moléculas con cargas negativas de la célula bacteriana. La tinción de las bacterias con azul de metileno, es un ejemplo de tinción simple que facilita la observación de forma, tamaño y arreglo de las células.

II. OBJETIVOS

Que el alumno aprenda las técnicas de preparación de frotis, de fijación y coloración más utilizadas en el estudio microscópico de cultivos bacterianos, obtenidos de medios sólidos y líquidos. Que identifique las principales formas bacterianas y la importancia de las tinciones simples en la caracterización morfológica de estos microorganismos.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

1 probeta de 100 ml
1 vaso de precipitados de 100 ml
1 mechero
1 asa de siembra
5 portaobjetos
Pizeta con agua destilada
Microscopio compuesto de campo claro
Azul de metileno alcalino
Etanol al 70%
Fenol al 2%
Aceite de inmersión

IV. TECNICA

Previo al día de realización de la práctica el alumno deberá conseguir, cultivos sólidos y líquidos de: *Escherichia coli*, *Streptococcus sp.*, *Staphylococcus sp.*, *Bacillus subtilis*, *Klebsiella sp.* y *Pseudomonas fluorescens*. El estudiante preparará frotis de cada cepa obtenida de cultivo sólido y otros de cultivo líquido, los cuales fijará y teñirá con azul de metileno.

El profesor explicará los principios de manejo del microscopio y la forma de ajustar la iluminación.

Preparación de frotis

1. Lavar perfectamente los portaobjetos, secarlos con papel y etiquetarlos (fig. 1).
2. Prender el mechero y esterilizar el asa en la flama del mechero hasta que se ponga al rojo vivo.
3. Dejar enfriar el asa para evitar que al tomar la muestra, los microorganismos sean destruidos. Después acercarse al mechero el tubo de cultivo, quitarle el tapón y flamear rápidamente la boca del tubo. Introducir el asa en el tubo y tomar cuidadosamente la muestra.
4. Para el caso de cultivos líquidos, colocar la muestra en el centro del portaobjetos, extenderla suavemente en un área circular de 2 cm. De diámetro aproximadamente y esterilizar nuevamente el asa. Dejar secar el frotis al aire y repetir los procedimientos 3 y 4 por 2-3 veces más.
5. Si el cultivo es de medio sólido, previamente se colocará en el centro del portaobjetos una gota de agua destilada en la que se mezcla una pequeña muestra del cultivo que se toma siguiendo las indicaciones del paso 3. Extenderla suavemente y dejar secar al aire.

Fijación del frotis

1. Fijar los frotis de cultivos líquidos con dos gotas de metanol o etanol absoluto y dejar secar al aire (hacer esto en zonas alejadas al mechero).
2. Los frotis de cultivos sólidos, completamente secos se fijarán con calor. Para esto se pasará el frotis rápidamente 2-3 veces en el interior de la parte amarilla de la flama del mechero.
3. Palpar la parte inferior del portaobjetos con el dorso de la mano izquierda para enfriar y comprobar que no hubo sobrecalentamiento.

Tinción simple

1. Cubrir el frotis con 2 gotas de azul de metileno durante 30 segundos a 1 minuto.
2. Eliminar el exceso de colorante con lavado suave al agua corriente o con la ayuda de la pizeta con agua destilada.
3. Dejar secar al aire.

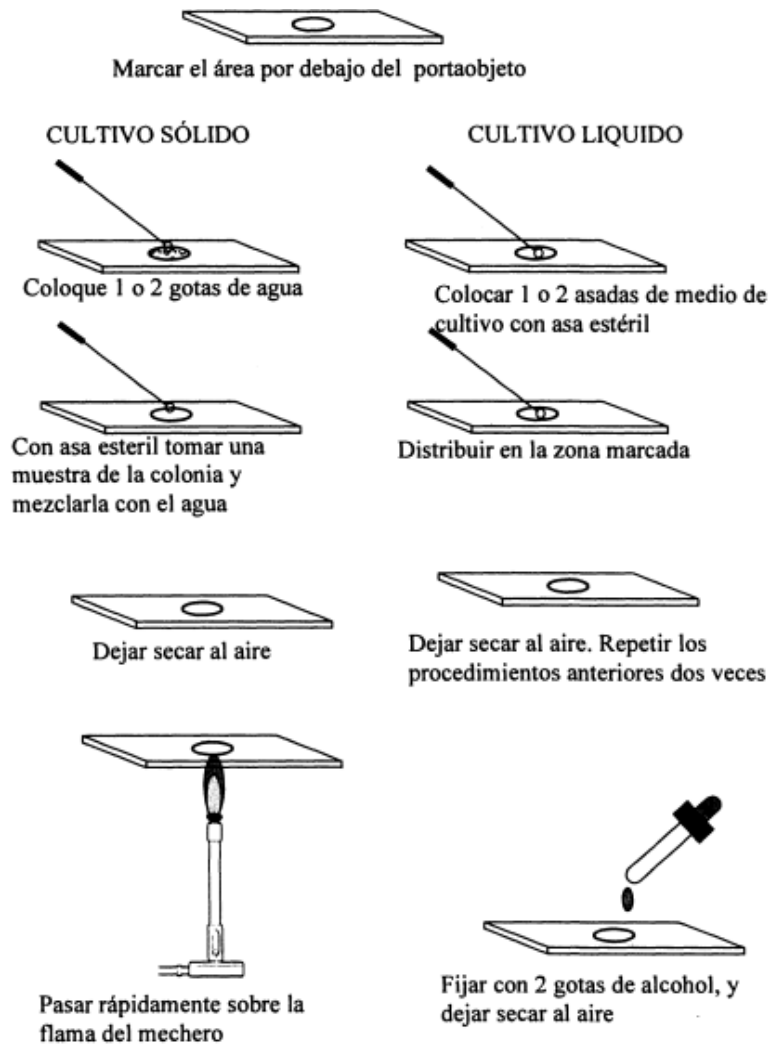


Figura 1. Preparación y fijación de frotis bacterianos a partir de cultivos sólidos y líquidos

V. RESULTADOS

Observación al microscopio

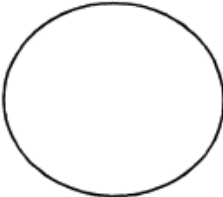
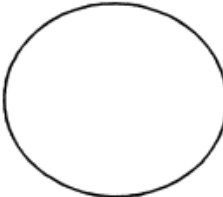
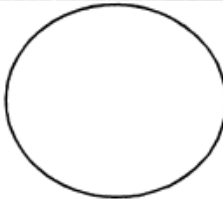
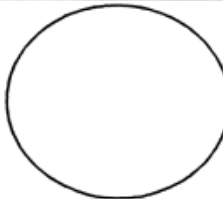
1. Limpiar cuidadosamente los objetivos y el ocular del microscopio con papel seda.
2. Ajustar el haz de luz en el centro del campo de observación, siguiendo las indicaciones del profesor.

3. Colocar los portaobjetos en la platina y empezar a localizar la preparación con el objetivo de 10 X, posteriormente pasar al de 40 X. Para la observación con el objetivo de 100 X, colocar previamente una pequeña gota de aceite de inmersión sobre la preparación.
4. Al finalizar las observaciones, limpiar cuidadosamente el objetivo con papel seda para eliminar el exceso de aceite y evitar incrustaciones que dañan estos sistemas.

Esquemas

- A. Reportar las observaciones de forma, agrupación y tamaño relativo de cada uno de los microorganismos en el cuadro de resultados.
- B. Comparar sus observaciones con las reportadas en la literatura.

Cuadro 2
Observaciones microscópicas de frotis de cultivos bacterianos

	<i>Escherichia coli</i>	<i>Streptococcus sp.</i>
Cultivo: Líquido		
Aumento total:		
Forma: (cocos, bacilos, etc.)		
Agrupamiento de las células (solos, pares, cadenas, etc.)		
Tamaño:		
Cultivo: Sólido		
Aumento total:		
Forma: (cocos, bacilos, etc.)		
Agrupamiento de las células (solos, pares, cadenas, etc.)		
Tamaño:		

VI. CUESTIONARIO

1. Investigue cuáles son las estructuras celulares o moléculas responsables de la tinción simple realizada. Dé ejemplos de otros colorantes que podrían utilizarse.
2. ¿Por qué se recomienda fijar los frotis de cultivos líquidos con alcohol y no con calor? ¿Por qué se deben poner varias veces muestra del cultivo líquido y sólo una muestra de cultivos sólidos al preparar los frotis?
3. ¿Cuáles son las principales precauciones de manejo del microscopio y por qué se debe utilizar el aceite de inmersión al hacer el estudio microscópico de bacterias?
4. ¿Cuáles son las desventajas o limitaciones de la tinción simple?
5. ¿Cuáles son las fuentes de error más frecuentes en la preparación de frotis?

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 5
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** TINCIÓN DIFERENCIAL DE GRAM Y TINCIONES SELECTIVAS
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** CLASIFICACION DE LOS MICROORGANISMOS
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

La tinción propuesta por el médico danés Christian Gram en 1884, es una de las tinciones diferenciales más utilizadas en bacteriología, que clasifica los cultivos bacterianos de menos de 24 horas en Gram positivas (+) y Gram negativas (-). El método se fundamenta en el hecho de que el colorante primario (cristal violeta) tiñe por igual a todas las bacterias, pero la combinación con el colorante es más permanente en los Gram (+).

Para establecer la diferenciación en estos dos grupos, se aplica un disolvente del colorante primario, que no tiene efecto sobre el grupo de aquellos que no son capaces de retenerlo, quedando por lo tanto, completamente decolorados. En estas circunstancias, sería muy difícil su observación, por lo que es preciso tratarlos con otro colorante llamado secundario, como la safranina. Este colorante no modifica el color de los microorganismos que habían retenido el color primario, pero tiñe a los microorganismos decolorados.

Estas diferencias de tinción de las bacterias se explican por cambios en la composición química y estructura de las paredes celulares, que facilitan la retención o eliminación del colorante primario después del proceso de decoloración.

Otras tinciones que permiten obtener mayor información son la negativa y la selectiva. La tinción negativa facilita las observaciones de la morfología y tamaño de las bacterias, como la cápsula de algunas especies bacterianas. La cápsula también llamada glicocálix

es una estructura externa a la célula, formada por polisacáridos o polipéptidos, que confiere protección a las bacterias contra la desecación y la fagocitosis.

La extensión sobre un portaobjetos en forma de capa fina de una mezcla de las bacterias con tinta china o nigrosina, permite observar en el microscopio estructuras celulares especiales como son las cápsulas, que aparecen como una zona clara que rodea la célula bacteriana en un fondo oscuro.

Las tinciones selectivas permiten observar estructuras especializadas como las endosporas de *Bacillus* y *Clostridium*, bacterias en las que su presencia, forma y localización son importantes criterios de clasificación taxonómica.

Además, debido a la resistencia al calor de las endosporas y a que algunas especies son microorganismos patógenos de gran toxicidad, su detección en microbiología alimentaria y médica adquiere gran interés.

II. OBJETIVOS

Que el estudiante clasifique algunas especies bacterianas en Gram (+) o Gram (-) de acuerdo a la tinción de Gram. Que observe estructuras bacterianas especiales, como las endosporas y cápsulas con tinciones selectivas. Que comprenda la importancia que tienen estas tinciones para la caracterización e identificación de bacterias.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

1 probeta de 100 ml
1 vaso de precipitados de 100 ml
1 parrilla de calentamiento
1 mechero
5 portaobjetos
1 pizeta con agua destilada
Cristal violeta
Safranina
Lugol
Solución de alcohol-acetona
Verde malaquita
Tinta china
Fenol al 2%
Aceite de inmersión
Microscopio compuesto de campo claro

IV. TECNICA

Previo al día de realización de la práctica el alumno deberá conseguir, cultivos líquidos y sólidos de: *Escherichia coli*, *Streptococcus sp.*, *Staphylococcus sp.*, *Bacillus subtilis* y *Klebsiella sp.*

El estudiante preparará frotis de cultivo sólido y de cultivo líquido de cada cepa y aplicará la tinción de Gram.

También realizará la tinción selectiva de endosporas en un frotis de *Bacillus subtilis* fijado al calor y la tinción negativa en cultivos de *Klebsiella sp.*

Tinción diferencial de Gram

- a) Cubrir el frotis con 2 gotas de cristal violeta durante 30 segundos a 1 minuto.
- b) Lavar cuidadosamente el frotis con agua de la llave o destilada para eliminar el exceso de colorante.
- c) Sacudir un poco y sin dejar secar, cubrir el frotis con 2 gotas de lugol por 30 segundos.
- d) Lavar el frotis cuidadosamente con agua.
- e) Inclinar el portaobjetos y aplicar gota a gota el decolorante dejando que escurra hasta que no fluya más tintura.
- f) Inmediatamente lavar con agua.
- g) Aplicar 2 gotas de safranina durante 30 segundos.
- h) Lavar nuevamente con agua, eliminar cuidadosamente el exceso de agua con una toalla de papel y dejar secar al aire.

Tinción selectiva de endosporas

- a) Colocar un pequeño trozo de papel filtro sobre el frotis de *Bacillus subtilis* (fig. 2).
- b) Agregar verde malaquita sobre el papel filtro, de tal manera que cubra toda la preparación.
- c) Colocar el portaobjetos sobre un vaso de precipitados con agua en ebullición.
- d) Dejar durante 5 minutos evitando que se seque el colorante (agregar un poco más si es necesario) y eliminar el colorante con agua destilada.
- e) Cubrir con safranina durante 30 segundos.
- f) Lavar nuevamente y dejar secar al aire.

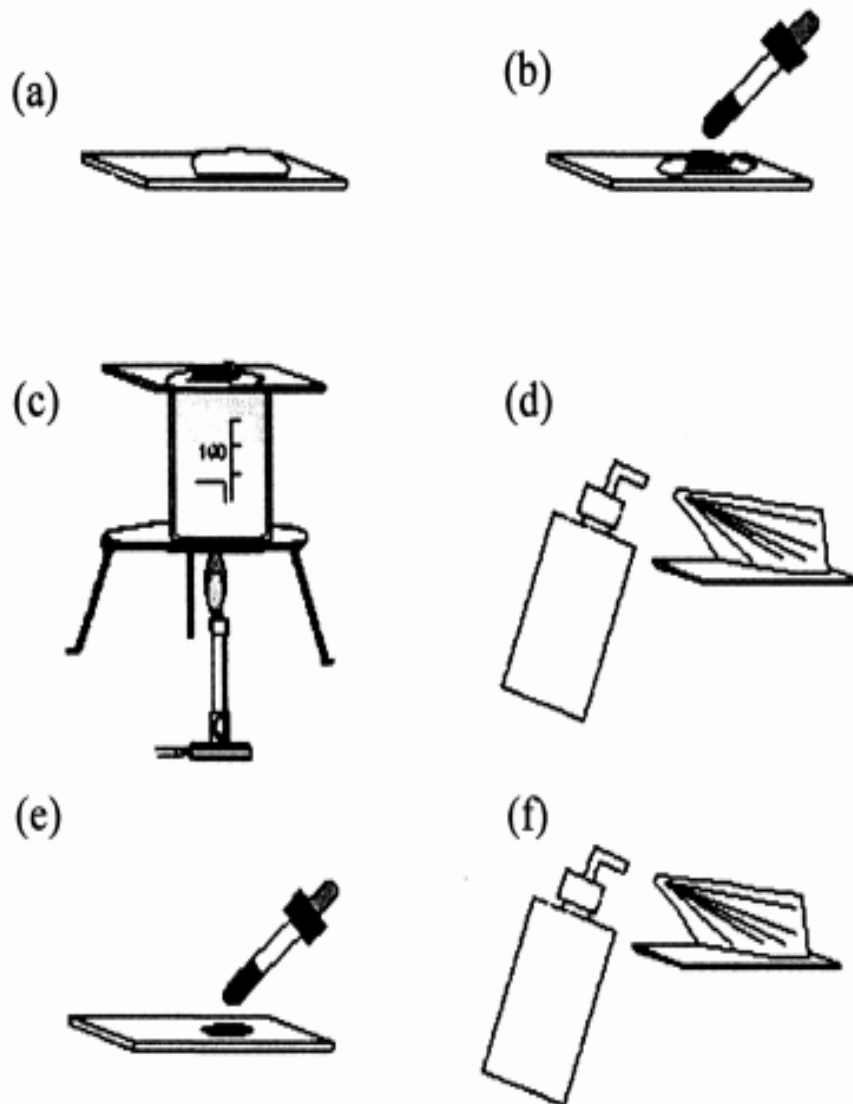


Figura 2. Tinción selectiva de endosporas bacterianas

Tinción negativa para observación de cápsulas

- a) Colocar una pequeña gota de tinta china en el extremo de un portaobjetos; colocar junto una gota del cultivo líquido de *Klebsiella sp.*

- (fig.3). Si se trata de un cultivo sólido, hacer una suspensión del microorganismo en una gota de agua destilada y mezclar cuidadosamente con la tinta china.
- Distribuir la mezcla a lo ancho del portaobjetos, colocando otro portaobjetos perpendicular en ángulo de 45° sobre la muestra.
 - Desplazar poco a poco el segundo portaobjetos a lo largo del primero para hacer una capa fina de la mezcla.
 - Secar al aire.

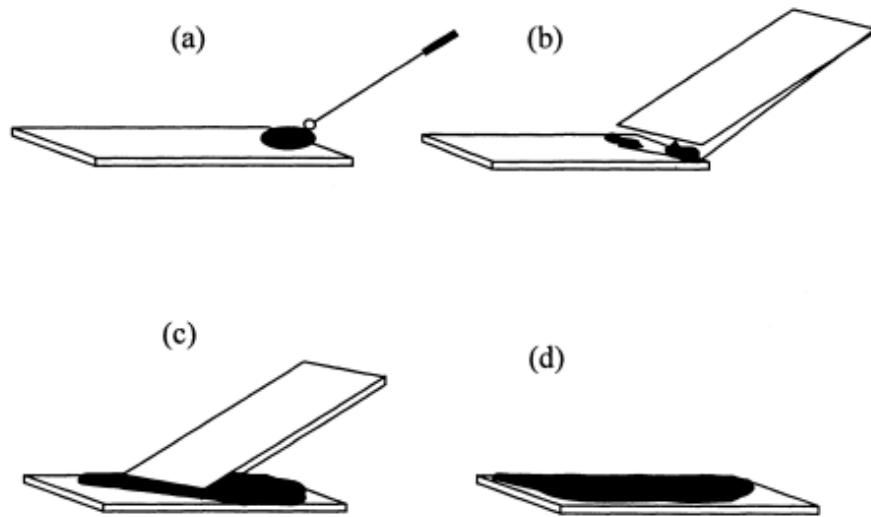


Figura 3. Técnica de tinción negativa

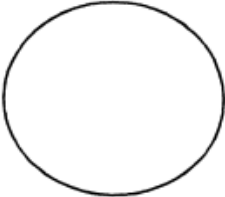
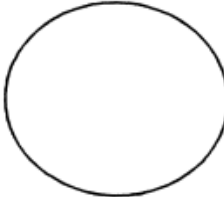
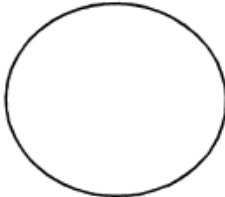
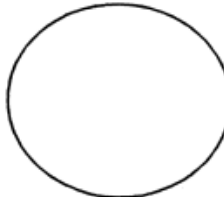
Observaciones al microscopio

- Limpiar cuidadosamente los objetivos y los oculares del microscopio con papel seda.
- Colocar los portaobjetos en la platina y empezar a localizar la preparación con el objetivo de 10 X, posteriormente pasas al de 40X. Para observar con el objetivo de 100X colocar previamente una pequeña gota de aceite de inmersión sobre la preparación.
- Al finalizar las observaciones, limpiar cuidadosamente el objetivo con papel seda para eliminar el exceso de aceite y evitar incrustaciones que dañan a estos sistemas.

V. RESULTADOS

- A. Reportar las observaciones de forma, agrupación, color y tamaño relativo tal como se indica en el cuadro 3 de resultados. Hacer los dibujos de la morfología de cada uno de los microorganismos y colorearlos.
- B. Comparar las observaciones realizadas con las reportadas en la literatura.

Cuadro 2
Observaciones microscópicas de frotis de cultivos bacterianos

	<i>Escherichia coli</i>	<i>Streptococcus sp.</i>
Cultivo: Líquido		
Aumento total:		
Forma: (cocos, bacilos, etc.)		
Agrupamiento de las células (solos, pares, cadenas, etc.)		
Tamaño:		
Cultivo: Sólido		
Aumento total:		
Forma: (cocos, bacilos, etc.)		
Agrupamiento de las células (solos, pares, cadenas, etc.)		
Tamaño:		

VI. CUESTIONARIO

1. Explique en forma completa la teoría que explica la tinción de Gram. Investigue otros dos ejemplos de tinción diferencial.
2. ¿Cuáles son las fuentes de error más comunes en la tinción de Gram?
3. Explique qué reacción de Gram darán los cultivos de levaduras. ¿Estos resultados tendrán la misma importancia que para las bacterias? ¿Por qué?

4. Explique el fundamento de la tinción de endosporas. ¿Por qué se debe calentar la preparación? ¿Qué dificultades se tendrían si no se adiciona la safranina al final de la tinción?
5. Explique el fundamento de la tinción negativa realizada en la práctica. ¿Qué tipo de información se obtiene? Investigue otra técnica de tinción selectiva que permita observar estas estructuras bacterianas.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 6
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** MÉTODOS DE CULTIVO Y AISLAMIENTO DE BACTERIAS
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** BACTERIAS
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Las bacterias deben ser cultivadas en medios de cultivo de laboratorio para caracterizar su crecimiento, hacer su identificación y determinar sus actividades metabólicas. Un medio de cultivo es una solución acuosa de diferentes compuestos que contiene todos los elementos indispensables que requieren los microorganismos para crecer.

Generalmente las bacterias son inoculadas o introducidas en medios líquidos (caldos) o solidificados con agar para su propagación y/o conservación, así como para estudiar sus características de crecimiento. Es importante recordar que la inoculación de los microorganismos en los medios de cultivo, siempre deberán realizarse en zona aséptica (cerca del mechero o en campana de flujo laminar), condiciones que limitan la presencia de microorganismos indeseables o contaminantes.

Las técnicas de aislamiento, permiten la obtención de microorganismos a partir de muestras complejas (suelo, agua, alimentos, etc.) en las que hay una gran diversidad microbiana, así como para comprobar la pureza de los cultivos obtenidos. Los cultivos puros están formados por un solo tipo de microorganismos; y son indispensables para conocer las características morfológicas, propiedades de tinción, actividad bioquímica, patogenicidad, sensibilidad a antibióticos e identificación de las especies microbianas.

El aislamiento de cultivos microbianos puede realizarse por métodos de dilución, en medios sólidos por estría en placa o en medios líquidos. En el primer caso se considera que

cada célula bacteriana que se separa dará origen a una población que formará una colonia característica, visible a simple vista.

La limitación principal de estas técnicas de dilución, es que no es práctica para el aislamiento a partir de mezclas donde el microorganismo de interés se encuentra en pequeñas cantidades, donde solamente se obtendrán las bacterias dominantes.

Para favorecer el aislamiento de cultivos de baja densidad, se aplican métodos de cultivo especiales, en los que se utilizan medios que contienen nutrientes especiales, antibióticos, altas concentraciones de sales y/o condiciones de pH, luz o temperatura para favorecer el crecimiento del microorganismo de interés y se conocen como selectivos o de enriquecimiento.

En ocasiones se pueden agregar a los medios de cultivo otros componentes como: sangre, colorantes, indicadores, etc. Para distinguir especies bacterianas diferentes por la forma en que metabolizan los sustratos que se manifiesta por cambios en la apariencia o modificación del pH del medio de cultivo. Estos medios se conocen como medios diferenciales y son de gran utilidad para la caracterización e identificación de especies bacterianas.

II. OBJETIVOS

Que el alumno conozca las diferentes técnicas de aislamiento en medios de cultivo sólido para la obtención de cultivos puros de bacterias. Que el estudiante prepare medios de cultivo de uso general, diferencial y selectivo para el cultivo de diferentes especies bacterianas.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

- 3 cajas Petri con AN
- 2 cajas Petri con EMB
- 2 cajas Petri con agar S-110
- 2 cajas Petri con MMS
- 1 tubo con agua destilada estéril
- 2 tubos con CN
- 4 tubos con AN
- 1 mechero
- 1 asa de inoculación
- 1 parrilla de agitación
- 1 autoclave

IV. TECNICA

Previo al día de realización de la práctica el alumno deberá conseguir cultivos puros de *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas fluorescens*, *Klebsiella sp.* y *Streptococcus sp.*

También deberá conseguir una muestra problema por equipo (con dos microorganismos diferentes) en la que practicarán la técnica de aislamiento por estría cruzada.

Técnica de estría cruzada

- a) En la parte posterior y exterior de la caja, dividirla en cuatro cuadrantes. Tomar una muestra con el asa previamente flameada y fría, inocular la muestra haciendo 4-5 estrías simples muy juntas de lado a lado sobre el primer cuadrante de la caja, cerrar la caja (Fig. 4).
- b) Flamear el asa de inoculación y hacer girar la caja Petri un cuarto de vuelta. Abrir nuevamente la caja y enfriar el asa de siembra tocando la superficie del medio, lejos de la zona de estrías recién hechas.
- c) Rozar con el asa una vez la superficie del conjunto original de estrías y hacer un segundo cuadrante como en el caso anterior.
- d) Repetir el procedimiento 4 y 5 en el tercer cuadrante y al efectuar la siembra en el último cuadrante, no se deberá flamear el asa de siembra y se hará una estría más abierta (simple).

Siembra en tubos con caldo y agar nutritivo

1. Sembrar un cultivo puro diferente en cada uno de los tubos con CN y en tubos con AN inclinado.
2. Sembrar con el asa extendida los mismos cultivos puros en otros tubos con AN solidificado en forma recta (Fig. 5).

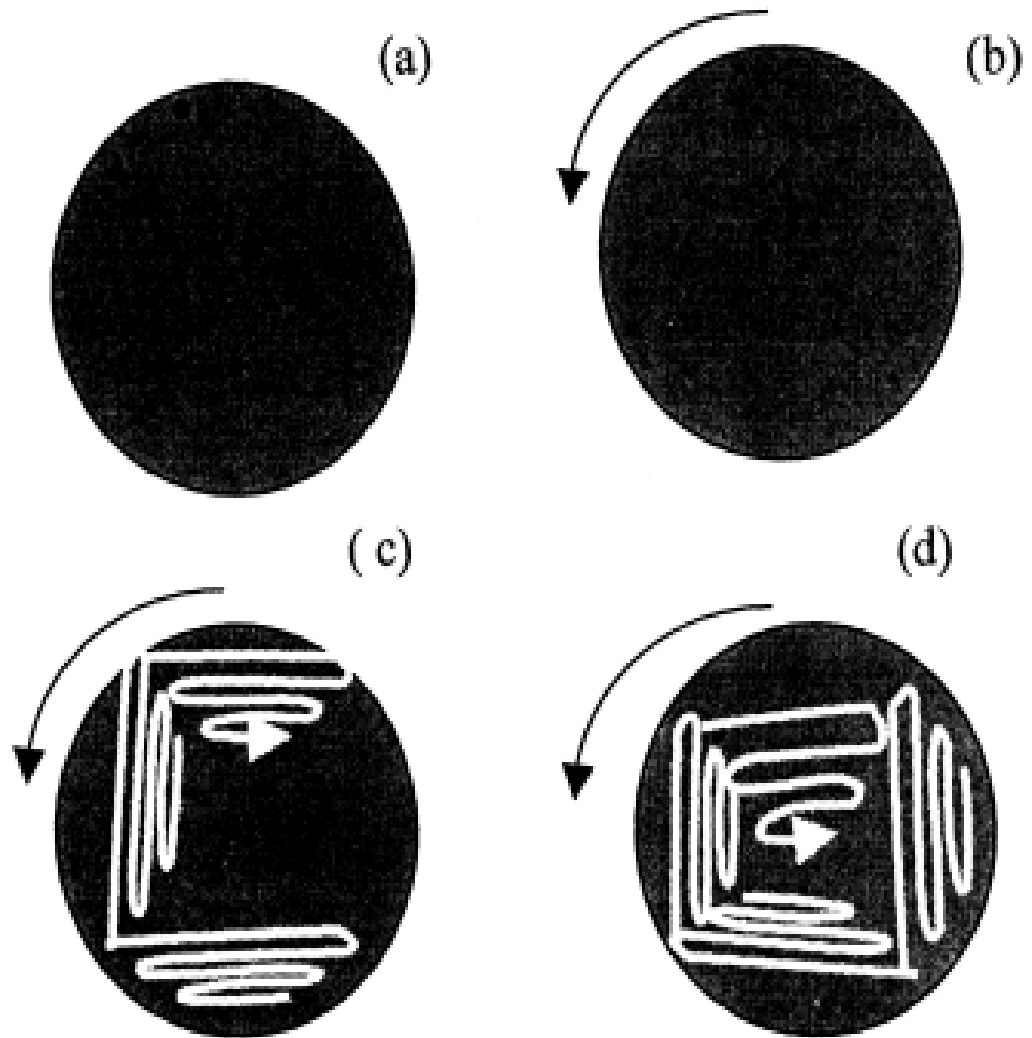


Figura 4. Aislamiento de bacterias por estria cruzada en placa

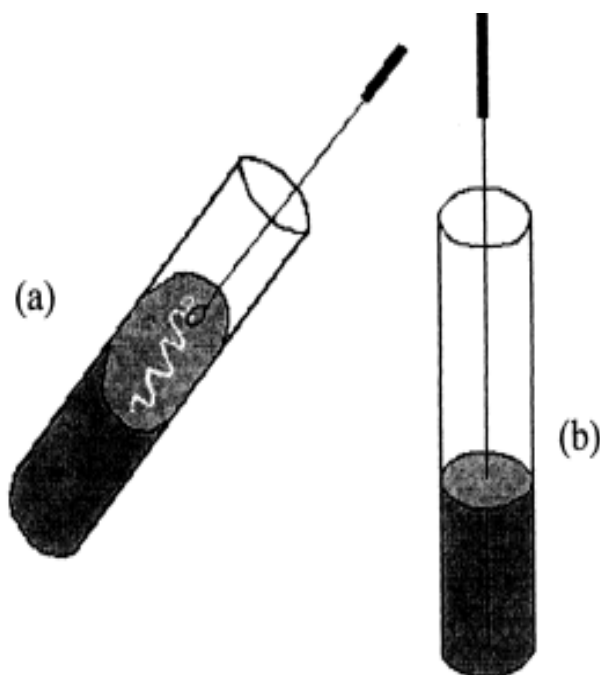


Figura 5. Siembra de medios con agar por estría simple (a) en tubos inclinados y por picadura (b) en tubos solidificados en forma recta.

Siembras de cajas Petri con medios diferenciales y selectivos

1. Dividir en tres partes una caja Petri con EMB, otra con agar S-110 y una de MMS. Sembrar en cada parte un cultivo puro diferente por estría simple.
2. En otra serie de tres cajas con cada uno de los medios antes descritos, sembrar por estría cruzada la muestra problema.

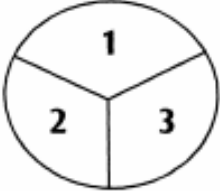
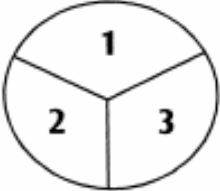
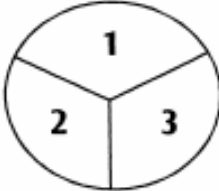
Condiciones de incubación

1. Incubar las cajas en forma invertida a 35°C durante 24 horas. De las cajas inoculadas por estría cruzada, seleccionar la colonia más aislada (generalmente del cuarto cuadrante). Transferir una pequeña muestra de esta colonia a tubos inclinados con AN.
2. Incubar los tubos a 35°C durante 24-48 horas. Observar la aparición de colonias y reportar la forma en que se distribuyen a lo largo del tubo.

V. RESULTADOS

- A. Recopilar la información de la caracterización colonial de cada cepa en los cuadros 4 y 5.
- B. De acuerdo a sus observaciones identifique las especies presentes en la muestra problema.

Cuadro 4
Morfología colonial de cultivos bacterianos

	<i>Escherichia coli</i>	<i>Streptococcus sp</i>	MUESTRA PROBLEMA
Aislamiento por Estría cruzada			
Forma:			
Color:			
Tamaño (mm):			
Borde:			
Superficie:			
Aspecto:			
Elevación:			
Luz transmitida:			
Luz reflejada:			
Consistencia:			
	MEDIO EMB	MEDIO 110	MEDIO MINIMO
Siembra en medios selectivos y diferenciales:			
Microorganismo 1:			
Forma:			
Color:			
Tamaño (mm):			
Elevación:			
Luz transmitida:			
Luz reflejada:			
Consistencia:			

Nota: La descripción colonial puede hacerse considerando los siguientes criterios:

Forma: circular, irregular, filamentosa o rizoide

Borde: entero, lobulado, aserrado

Superficie: lisa o rugosa

Aspecto de la colonia: húmeda, seca, butirosa



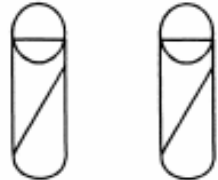


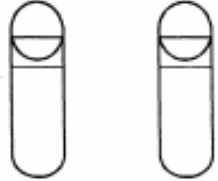
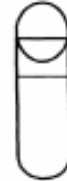
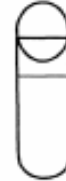
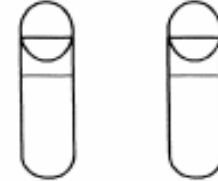
Elevación: convexa, plana, hundida

Luz transmitida: translúcida, opaca

Luz reflejada: brillante, mate

Consistencia: dura, blanda, mucoide

Cuadro 5
Descripción morfológica de cultivos puros en tubos de cultivo

	<i>Escherichia coli</i>	<i>Streptococcus sp</i>	MUESTRA PROBLEMA
Tubos inclinados de Agar Nutritivo			
Crecimiento: arborescente, filiforme, rizoide, disperso, puntiforme			
Color:			
Cultivo en tubo de Caldo Nutritivo			
Crecimiento: superficie como película, como sedimento, turbidez en todo el tubo			
Color:			
Tubos rectos de Agar Nutritivo			
Crecimiento: en forma de película superficial, a lo largo de la picadura, solo en el fondo			
Color:			

VI. CUESTIONARIO

1. ¿Qué es el agar y de dónde se obtiene? ¿Cuáles son los nutrimentos que proporciona a los microorganismos?
2. ¿Cuál es la composición química de los medios EMB, S-110 y MMS? ¿Cuáles son los componentes o propiedades responsables de su función como medios selectivos o diferenciales?
3. ¿Por qué el agar nutritivo es un medio de uso general para el cultivo de bacterias? Proponga algunas sustancias que se le agregarían para hacerlo selectivo para bacterias Gram (-)?
4. ¿Cuál es la información que se obtiene de las siembras de cultivos bacterianos en tubos con agar inclinado y en tubos con agar solidificado en forma recta?

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°: 7**
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** MÉTODOS DE CULTIVO Y DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA DE HONGOS.
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** HONGOS
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Los hongos son organismos eucarióticos y de mayor tamaño que las bacterias, se distinguen de otros eucariontes como los animales, por ser inmóviles, y de las algas y plantas, por carecer de pigmentos fotosintéticos.

Son de nutrición heterótrofa, es decir, dependen de nutrientes orgánicos que son solubilizados por sistemas enzimáticos específicos y son absorbidos a través de su pared celular y membrana plasmática. Estos organismos pueden ser unicelulares (levaduras) o multicelulares (filamentosos), sin embargo, también existen hongos dimórficos principalmente patógenos que se presentan en las dos formas alternativamente, dependiendo de condiciones ambientales como la temperatura.

Las levaduras son células de forma esférica u oval, ampliamente distribuidas en la naturaleza; frecuentemente se encuentran formando una cubierta polvosa fina sobre frutos y hojas. Las levaduras se reproducen asexualmente por gemación, un proceso por el cual brota una protuberancia o yema de la célula madre que posteriormente se separa como una célula individual.

El cuerpo o estructura vegetativa característica de los hongos filamentosos (mohos) se denomina talo, generalmente constituido de hifas ramificadas que forman el micelio. Las

hifas de algunos hongos presentan tabiques transversales o septos, aunque en el caso de los *Zygomycetes* las hifas no presentan septos y se les conoce como hifas cenocíticas.

El principal mecanismo de reproducción de los hongos se asexual, por fragmentación de hifas vegetativas o por la producción de abundantes esporas en conidióforos y esporangióforos formados en hifas aéreas llamadas hifas reproductivas. Sin embargo, la descripción de las estructuras de reproducción sexual es el principal criterio de clasificación, por el que pueden ser ubicados en tres subdivisiones o phylum: Zygomycota, Ascomycota y Basidiomycota.

Se estima que puede haber 1.5 millones de especies de hongos, de los cuáles se han descrito más de 250 000 y de éstas solo se conocen 150 especies patógenas para el hombre y otras tantas plantas y animales. Es de gran importancia conocerlos, por los beneficios que proporcionan al hombre, ya que como se mencionó, la mayoría son saprobios (utilizan materia orgánica muerta), por lo que tienen una gran capacidad de reciclar materiales orgánicos de diferentes tipos, de tal forma que se pueden utilizar como agentes de biodegradación de compuestos recalcitrantes en procesos de biorremediación.

Desde la antigüedad, estos microorganismos se han utilizado en procesos de producción de diferentes alimentos como: vino, cerveza, pan y queso entre otros. También se ha reportado que en la naturaleza hay diversas especies que funcionan como importantes agentes de control biológico de insectos (bioinsecticidas) y que pueden mejorar la nutrición y permanencia de la mayoría de las plantas (micorrizas).

II. OBJETIVOS

Que el alumno aprenda las técnicas de cultivo y manipulación de diferentes tipos de hongos. Que el estudiante conozca las principales características morfológicas (macroscópica y microscópica) de los hongos.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

- 4 cajas Petri con 25 ml de PDA
- 4 cajas Petri con 25 ml de medio Czapek-Dox
- 3 tubos de cultivo inclinado con 7 ml de PDA
- 2 matraces Erlenmeyer de 250 ml
- 1 probeta de 100 ml
- 1 vaso de precipitados de 100 ml
- 1 mechero Fisher
- 5 portaobjetos y cubreobjetos
- 1 aguja de disección
- 1 asa de siembra

Cinta adhesiva transparente
Microscopio óptico de campo claro
Aceite de inmersión
Autoclave
Incubadora a 30 °C
Azul de lactofenol

IV. TECNICA

El estudiante conseguirá previo al día de la práctica, tubos de cultivo con *Aspergillus niger*, *Penicillium chrysogenum*, *Rhizopus oligosporus*, *Trichoderma viride* y de la levadura *Saccharomyces cerevisiae*.

El estudiante inoculará cada una de las cepas en cajas Petri con dos medios de cultivo: a) Czapek-Dox Agar, a base de sales minerales y sacarosa y b) PDA, que es un medio complejo.

Hará la descripción macroscópica de cada especie en los medios de cultivo y la observación microscópica la realizará aplicando la técnica de cinta scotch con azul de lactofenol.

Siembra de hongos

1. Para sembrar hongos filamentosos, se deberá separar una parte de micelio de los tubos de cultivo con aguja de disección, previamente calentada en la flama del mechero y enfriada.
2. Colocar el micelio en el centro de una caja Petri con PDA y de la misma manera inocular la caja con medio de Czapek-Dox.
3. Las levaduras se inocularán por estria cruzada sobre la superficie de las cajas, en forma similar a la inoculación de bacterias.
4. Colocar las cajas envueltas en papel o en bolsa de plástico en forma invertida dentro de una incubadora a 28-30 °C durante 3-5 días.

Descripción macroscópica de levaduras y mohos

1. Hacer la descripción de la forma, tamaño, aspecto, textura y color de las colonias de *Saccharomyces cerevisiae*.
2. En los cultivos de mohos, describir la forma, tamaño y el tipo de colonia, así como las características del micelio (algodonoso, velloso, aéreo o pegado al medio) el color del micelio, el color de esporas, cambios en el medio de cultivo, etc.

Descripción microscópica de levaduras

1. De las colonias de levaduras preparar un frotis fijado al calor y teñirlo con azul de metileno.
2. Hacer observaciones al microscopio con objetivos de 40X y 100X.

Descripción microscópica de mohos en montaje con cinta adhesiva

1. Se corta una tira de 4-5 cm de cinta adhesiva transparente tomándola únicamente por los extremos.
2. Cerca del mechero se abre la caja y se presiona ligeramente la cinta sobre la periferia de la colonia.
3. Colocar la cinta con la muestra adherida sobre una gota de azul de lactofenol, previamente colocada en el centro de un portaobjetos. La cinta funcionará como cubreobjetos por lo que deberá aplanar lo mejor posible, evitando la formación de burbujas y sin alterar demasiado las estructuras.
4. Dejar reposar durante 3-5 minutos y hacer las observaciones en el microscopio con los objetivos de 10X y 40X.
5. Localizar en las preparaciones: hifas, estructuras especiales como conidióforos, conidias, esporangióforos, esporangios y rizoides. Determine si las hifas presentan septos o no.

V. RESULTADOS

- A. Reportar sus observaciones en el cuadro 6. Hacer los dibujos de las observaciones morfológicas de cada uno de los microorganismos y colorarlos.
- B. Comparar las observaciones realizadas con los esquemas de la fig. 6.
- C. Investigar en la literatura cómo se clasifican los hongos estudiados en la práctica.

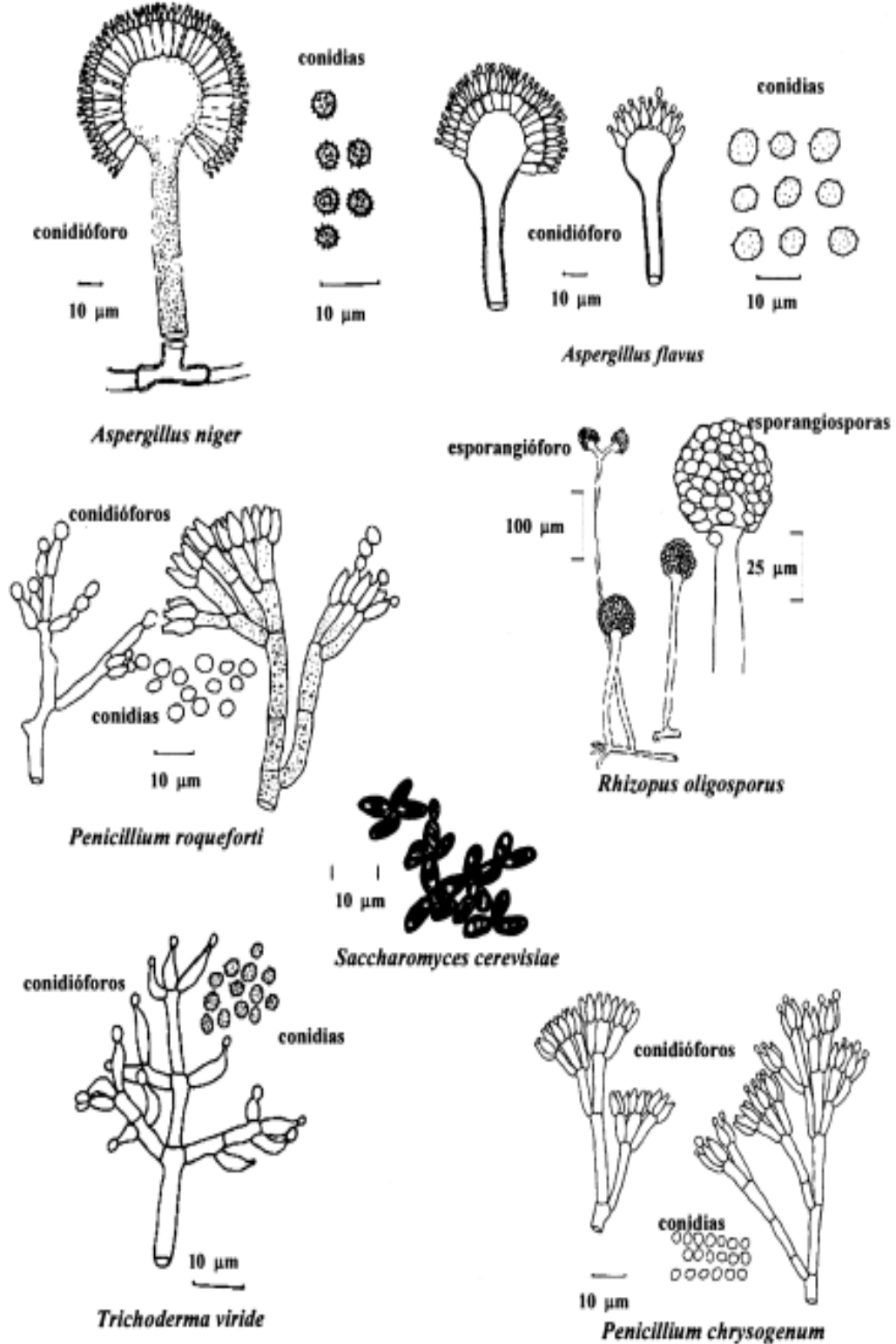


Figura 6. Descripción microscópica de estructuras de reproducción asexual de algunas especies de hongos.

VI. CUESTIONARIO

1. ¿Cuáles son las principales estructuras características de levaduras y mohos?
2. Elaborar un cuadro comparativo de características morfológicas, nutricionales y de sensibilidad a antibióticos de hongos y bacterias. Mencione las diferencias que hay entre las esporas de hongos y las endosporas bacterianas.
3. Mencione los criterios de clasificación de hongos filamentosos y levaduras.
4. Describir brevemente tres problemáticas concretas para el hombre causadas por hongos y tres ejemplos de utilización benéfica.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 8
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** PRUEBAS BIOQUIMICAS DE IDENTIFICACION
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** METABOLISMO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

El metabolismo es toda la serie de reacciones que ocurren en los seres vivos. Estas reacciones incluyen procesos de obtención de energía como son: la descomposición de moléculas orgánicas en los quimiótrofos (catabolismo) o la captación de luz para el caso de los fotótrofos (anabolismo). Todas las reacciones metabólicas, son catalizadas por enzimas que en su mayoría funcionan dentro de la célula por lo que se conocen como endoenzimas, hay también exoenzimas principalmente hidrolíticas que son liberadas por la célula para catalizar reacciones fuera de ésta.

En el laboratorio, es posible conocer las características metabólicas de los microorganismos, inoculándolos en diferentes medios de cultivo, con sustratos que pueden utilizar como fuente de energía, fuente de carbono y de otros nutrientes esenciales para su crecimiento.

La mayoría de los microorganismos, utilizan la glucosa como fuente de carbono y energía. Al entrar a la célula, la glucosa será oxidada en forma incompleta (fermentación) o completa (respiración) dependiendo de la presencia de oxígeno y de las capacidades enzimáticas de los microorganismos.

En la fermentación, los microorganismos obtienen 1-2 ATP/mol de glucosa y liberan ácidos orgánicos u otras pequeñas moléculas orgánicas como productos metabólicos; mientras que las bacterias y levaduras de catabolismo respiratorio obtienen mayor cantidad (36-38

ATP/mol de glucosa), CO₂ y agua. Algunas especies microbianas pueden ser de tipo respiratorio o fermentativo de acuerdo a las condiciones de oxigenación.

Se han propuesto numerosas pruebas bioquímicas en medios de cultivo con indicadores de pH, para detectar la producción de ácido o álcali; con inhibidores selectivos como billis, cianuro, colorantes, sulfuros, etc., que facilitan la determinación de diferentes actividades metabólicas como son: la capacidad para fermentar carbohidratos (glucosa, lactosa, sacarosa), catabolizar aminoácidos y urea, la producción de enzimas específicas de tipo endo o exo como oxidasas, reductasas, amilasas, lipasas, etc.

Como se ha observado en las prácticas anteriores, algunas bacterias y levaduras tienen características coloniales y microscópicas muy similares, lo que no permite decidir si dos cultivos bacterianos o levaduras morfológicamente similares pertenecen a una misma especie. Con algunas pruebas bioquímicas es posible su diferenciación e incluso su identificación, cuando el número de pruebas es suficientemente amplio.

II. OBJETIVOS

Que el alumno realice algunas pruebas bioquímicas en medios de cultivo con sustratos específicos que permitirán demostrar actividades metabólicas de bacterias y levaduras. Que el estudiante comprenda la importancia de las pruebas bioquímicas para caracterización e identificación de estos microorganismos.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

- 1 Gradilla
- 1 Parrilla de agitación
- 1 Probeta de 100 ml
- 3 Matraces Erlenmeyer de 250 ml
- 3 Vasos de precipitados de 250 ml
- 1 Mechero
- 1 Asa de siembra
- 2 Cajas con agar almidón (AA)
- 2 Tubos con campana de Durham y 5 ml de cada uno de los siguientes medios: glucosa-rojo de fenol, lactosa-rojo de fenol, sacarosa-rojo de fenol y manitol-rojo de fenol.
- 2 Tubos con 7 ml de medio SIM (sulfuro, indol, motilidad)
- 2 Tubos con 7 ml de medio TSI (triple azúcar hierro), solidificados en forma inclinada
- 2 Tubos con 7 ml de medio citrato de Simmons, solidificados en forma inclinada
- 2 Tubos con 7 ml de caldo urea
- 2 Tubos con 7 ml de leche tornasolada
- 2 Tubos con 7 ml de agar gelatina solidificados en forma recta

2 Tubos con 7 ml de agar nutritivo blando solidificado en forma recta
Peróxido de hidrógeno al 30%
Ácido tricloroacético (TCA) al 5%

IV. TECNICA

El alumno conseguirá previo al día de la práctica, cultivos puros de *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli*, *Pseudomona fluorescens*, *Klebsiella sp.* y *Saccharomyces cerevisiae*. A cada uno de los equipos, le corresponderá también un cultivo problema. Todos los tubos y cajas deberán etiquetarse e inocularse de acuerdo a las siguientes instrucciones.

Técnica de inoculación en cajas Petri

1. Dividir en tres secciones por la parte de atrás las cajas con agar-almidón.
2. En una de las cajas inocular por estría simple tres cepas diferentes.
3. En la segunda caja, inocular en dos secciones, la muestra problema y dejar una sección sin inocular.
4. Incubar las cajas en formas invertida a 35 °C durante 24-48 horas.

Técnica de inoculación en tubos

1. Los tubos de glucosa, lactosa, sacarosa y manitol rojo de fenol, caldo urea y leche tornasolada, se inocularán mezclando una asada de cada uno de los microorganismos.
2. Los tubos con agar TSI se inocularán por estría simple en la superficie y por picadura hasta el fondo (figura 5).
3. Los tubos con gelatina nutritiva y agar nutritivo blando, se inocularán por picadura (con asa recta).
4. Incubar los tubos a 35 1C durante 24-48 horas.

Evaluación de actividades metabólicas

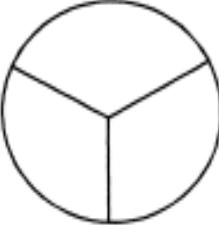
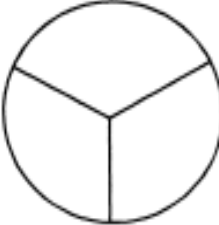







1. Determinar la actividad de amilasas en las cajas de agar almidón por el crecimiento y aparición de zonas claras alrededor de las colonias. Si no es posible observarlas a simple vista, agregar una gotas de lugol a la cajas y observar la aparición de zonas claras cobre el medio que se coloreará de azul como indicativo de prueba (+). Comparar los resultados con la zona de la caja que se dejó sin inocular.
2. En un portaobjetos hacer una suspensión en una gota de agua de las colonias obtenidas en cajas de agar almidón y agregar unas gotas de peróxido de hidrógeno al 30%. Observar la formación de burbujas que significan una prueba de catalasa (+).
3. Todas las pruebas en tubo deberán interpretarse en comparación con tubos control, que contienen los mismos medios de cultivo pero sin inocular.





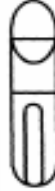
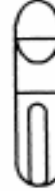
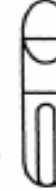

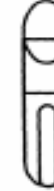
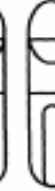

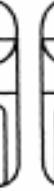


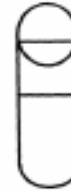

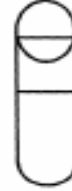
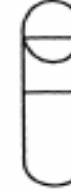
4. En los tubos de agar gelatina, observar la licuefacción del medio y agregar unas gotas de solución de TCA al 5 %, observar la aparición de zonas claras o nubosidad en el medio.
5. En los tubos con medios de glucosa, lactosa, sacarosa y manitol rojo de fenol, hacer observaciones a las 24 y 48 horas de incubación. Determinar si hay crecimiento, cambios de color en el indicador y producción de gas en la campana de Durham.







V. RESULTADOS

- A. Reportar los resultados en el cuadro 7. De acuerdo al siguiente criterio: no hay crecimiento (-), crece un poco (+), crecimiento mayor (++), crecimiento abundante (+++). Actividad sobre sustratos (+) o negativa (-).
- B. Investigar los resultados bibliográficos de cada una de las cepas y compararlos con los obtenidos en la práctica.
- C. Investigar las reacciones enzimáticas y de color realizadas para la evaluación de actividades metabólicas.
- D. De acuerdo a sus observaciones proponga el nombre de la especie que corresponde a su microorganismo problema.

Cuadro 7
Resultados de pruebas de diferenciación bioquímica

MEDIO DE CULTIVO	<i>Escherichia coli</i>	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	CULTIVO PROBLEMA
Agar Almidón			
Crecimiento:			
Color del medio con el lugol:			
Hidrólisis de almidón:			
Prueba de catalasa: Aparición de burbujas al agregar peróxido de hidrógeno:			
Reacción de catalasa:			
Gelatina Nutritiva:			
Crecimiento:			
Licuefacción del medio:			
Formación de nubosidad al agregar TCA al 5%:			
Hidrólisis de gelatina:			
Agar Nutritivo Blando:			
Crecimiento: superficial, en la parte media, en el fondo:			
Crecimiento en la picadura:			
Movilidad:			

MEDIO DE CULTIVO	<i>Escherichia coli</i>				<i>Saccharomyces cerevisiae</i>				CULTIVO PROBLEMA			
Caldo rojo de fenol												
	Gluc	Lac	Sac	Man	Gluc	Lac	Sac	Man	Gluc	Lac	Sac	Man
Crecimiento:												
Color del medio:												
Ácido:												
Gas:												
Leche tornasolada (Litmus Milk)												
Ácido:												
Alcali:												
Sin cambio:												
Reducción:												
Peptonización:												
Coagulación:												
Gas:												
Caldo Urea												
Crecimiento:												
Color:												
Hidrólisis de urea:												

MEDIO DE CULTIVO	<i>Escherichia coli</i>	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	CULTIVO PROBLEMA
Medio TSI			
Crecimiento:			
Cambio de color:			
Producción de H ₂ S:			
Producción de gas:			
Fermentación del azúcar:			
Medio de citrato de Simmons			
Crecimiento:			
Cambio de color:			
Utilización de citrato:			

VI. CUESTIONARIO

1. ¿Cuáles son las rutas bioquímicas de obtención de energía de las bacterias aerobias, las de las anaerobias, las fermentadoras y las anaerobias estrictas? ¿Cuál de éstas es más eficiente? ¿por qué?
2. Describa brevemente las actividades enzimáticas que se identificaron en cada uno de los medios de cultivo utilizados en la práctica. ¿Cuál es la reacción bioquímica que cataliza cada una? ¿Cuáles son exoenzimas y cuáles son endoenzimas?
3. ¿Explique por qué los tubos de fermentación de azúcares deben evaluarse a las 24 y 48 horas? ¿Qué resultados se observan en los tubos en el caso de que un microorganismo metabolizara oxidativamente la glucosa?
4. ¿Explique por qué se busca la presencia de precipitados de sulfuros en el fondo del tubo de TSI y no en la superficie?

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 9
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** METODOS DE CONTEO DE MICROORGANISMOS
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** METABOLISMO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Existen diferentes métodos para cuantificar el número o peso (biomasa) de células microbianas en un cultivo; los métodos pueden ser directos o indirectos. Entre los directos se pueden mencionar a la determinación de peso seco y el recuento de células en cámara de Neubauer.

La determinación de peso seco es un método de cuantificación muy utilizado en cultivos de gran densidad, sobre todo para hongos y levaduras. Como los cultivos se someten a varios procesos (filtración, lavado, secado) se pueden causar pérdidas importantes de biomasa y errores en la cuantificación.

El método de cuenta directa en cámara tiene la ventaja de ser muy rápido y económico, aunque no se pueden distinguir las células viables y no viables. Se puede calcular el número de microorganismos en una muestra a partir del volumen de la cámara y de las diluciones de la muestra que sean necesarias. Sin embargo, tiene el inconveniente de que la observación y cuantificación se dificultan en células muy pequeñas (1-5 μm) o en poblaciones de baja densidad debido al pequeño volumen de muestra que se utiliza (0.1-0.2 mm^3).

Entre los métodos indirectos, uno de los más utilizados es la medición de la turbidez de los cultivos en un espectrofotómetro, que es relativamente rápida y que se basa en la capacidad de las células microbianas de dispersar la luz que incide sobre éstas. Como el

tamaño de las células en una población es casi constante, el grado de dispersión es proporcional a la concentración de células presentes pero no se puede diferenciar la turbidez dada por células viables o no viables.

La forma de cuantificar células viables más utilizada en microbiología, es la de hacer diluciones y cuenta en placa con medios de cultivo específicos para la población de interés. Esta técnica se basa en la suposición de que cada bacteria incluida en un medio de agar o en su superficie, se multiplicará y producirá una colonia visible, en consecuencia, el número de colonias que se observarán a simple vista será igual al número de bacterias viables o unidades formadoras de colonias (UFC) inoculadas en el agar multiplicadas por la dilución.

Esta técnica aplicada en muestras complejas, dará una estimación aproximada del número total de microorganismos, dependiendo del medio de cultivo utilizado, ya que no hay un medio y condiciones de incubación que favorezcan el crecimiento de todos los microorganismos. También pueden presentarse problemas relacionados con falta de homogeneidad de las diluciones y en la inoculación de las muestras, por lo que se pueden obtener bajos valores si es que las células no se separan bien y valores elevados si la toma de las muestras se hacen del fondo del tubo donde se han concentrado los microorganismos por gravedad.

II. OBJETIVOS

Que el alumno conozca algunas de las técnicas de cuantificación directa o indirecta de microorganismos más utilizadas. Que compare las ventajas y desventajas de cada una en función de la información que se obtiene, del tiempo invertido y de los recursos necesarios

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

6 Cajas de Petri con agar nutritivo
10 Pipetas de 1-2 ml estériles
10 Tubos con 9 ml de ssi (solución salina isotónica 0.89% NaCl)
1 Matraz Erlenmeyer de 125 ml con 99 ml de ssi
Vasos de precipitados
1 Parrilla de agitación
1 Espectrofotómetro
1 Cámara de Neubauer
1 Pipeta Pasteur
Fenol al 2 %
1 Varilla de vidrio doblada en L
1 Microscopio compuesto
Safranina

IV. TECNICA

El alumno conseguirá previo al día de la práctica, un cultivo de *Saccharomyces cerevisiae* y *Escherichia coli*.

El alumno medirá la turbidez de los cultivos en un espectrofotómetro, cuantificarán el número de células totales, por cuenta directa en cámara de Neubauer y determinará el número de unidades formadoras de colonias por dilución y siembra en placa.

Técnica turbidimétrica

1. Encender el espectrofotómetro y dejar que el instrumento se caliente por 15 minutos.
2. Ajustar la longitud de onda a 520 nm.
3. Calibrar el instrumento a 0% de transmitancia (T) con el botón izquierdo. Para leer en la escala, observar la aguja a nivel de los ojos y tomar el dato donde la aguja coincida sobre su reflejo en el espejo.
4. Colocar una celda con medio de cultivo estéril como testigo (sin inocular) y calibrar a 100% de transmitancia.
5. Para medir la turbidez de una muestra, vaciarla en otra celda, limpiar perfectamente con papel suave y medir el valor de % T.
6. Calcule la absorbancia (A) de la fórmula $A = -\log (\%T/100)$
7. En caso de disponer de un aparato digital, ajustar las mediciones a absorbancia (D.O.).

Técnica de cuenta directa en cámara de Neubauer

1. Se coloca 1 ml de la muestra en un tubo de ensaye. Cuando se trata de cuantificar muestras muy concentradas ($D.O > 1.5$) será necesario preparar diluciones de la misma con ssi. Agregar 0.5 ml de solución de fenol al 2% y dos gotas de safranina. Mezclar y dejar en reposo durante 5-10 minutos.
2. Lavar cuidadosamente la cámara de Neubauer sin frotar la zona brillante del centro y el portaobjetos. Secar con papel suave. Colocar el portaobjetos sobre la zona central limitada por dos excavaciones laterales donde se aprecia una zona cuadrículada a simple vista.
3. Homogenizar perfectamente la muestra en un vórtex, tomar inmediatamente una muestra con una pipeta Pasteur de punta fina y depositar una gota entre cámara y el cubreobjetos por el borde de la cámara. Dejar que la muestra se distribuya por capilaridad, evitando el exceso que dificultará la evaluación precisa de la población microbiana.
4. Dejar reposar durante 5 minutos, colocar la cámara en la platina del microscopio y localizar con el objetivo seco débil (10X) la zona cuadrículada que se muestra en la figura 7.

5. Localizar el cuadro central grande (C1) que miden 1.0 mm por lado, que se encuentra dividido en 5X5 cuadros pequeños (C2) limitados por triple línea que miden 0.2 mm por lado. Estos cuadros pequeños a su vez se encuentran divididos en 16 cuadros más pequeños (C3) de 0.05 mm de lado.
6. Hacer la cuantificación de células con el objetivo seco fuerte (40X), contando el número de células que se localicen en el cuadro C1, los cuadros de menor tamaño C2 sirven de guía para el cómputo. Se empieza a contar desde la parte superior de los cuadros C2 y se continúa hasta la base. Si las células tocan los límites de los cuadros C2, deberán contarse solamente aquellas que toquen la parte superior y el lado derecho del cuadro. Si las células tocan la parte inferior o el lado izquierdo no se cuentan. Este método reduce las posibilidades de contar la misma célula dos veces.
7. Cuente hasta cerca de 200 a 250 células antes de determinar el número de células por ml. En el proceso de contar se pueden presentar tres situaciones diferentes que a continuación se explican:
 - a. Si hay de 200 a 250 células por C1, multiplicar directamente por 10^4 para reportar el número de células por ml.
 - b. Con menos de 200 células por C1, será necesario contar algunos de los cuadros de las esquinas (miden 1X1 mm de lado y divididos en 4X4). De esta manera se cuantificarán más de 200 células. Después dividir el número total de células entre el número de cuadros empleados y sacar el valor promedio por cuadro grande. Después multiplicar este valor por 10^4 para reportar el número de células por ml.
 - c. En el caso de que se observen más de 200 células por C1, se deberán contar las células de los cuadros C2 hasta contar cerca de 200 células. Dividir este valor entre el número de cuadros usados para la cuenta para sacar el valor promedio por C2. Multiplicar este valor promedio por 25 para obtener el número de células aproximado en un C1 y después multiplicar por 10^4 para reportar el número de células por ml.
8. El factor de 10^4 por el cual se debe multiplicar el número de células por C1 (cuadro grande) es porque este cuadrado contiene un volumen de 0.1mm^3 (mide 1 mm por lado y la cámara tiene una profundidad de 0.1 mm).

$$\# \text{ Células /cuadro C1 (25 cuadros C2)} = \# \text{ células/cuadro C1 (25 cuadros C2)} = \# \text{ células}/0.1 \text{ mm}^3 \times 10^4 = \# \text{ células/ml}$$

9. En el caso de que el # de células sea muy grande, la suspensión deberá diluirse y se hará la corrección como sigue:

Células/ml en la muestra diluida X factor de dilución = # células/ml en la suspensión original.

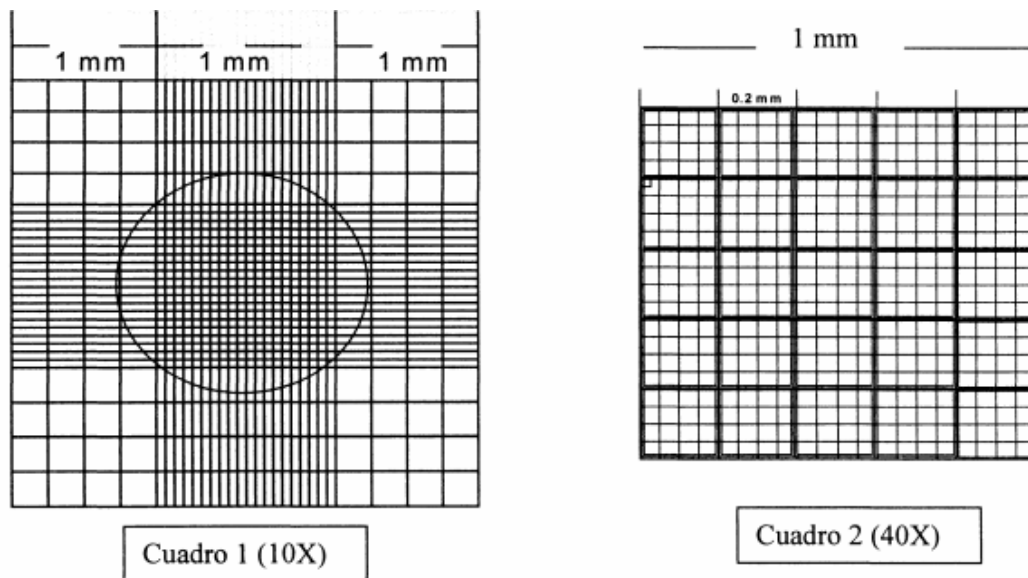
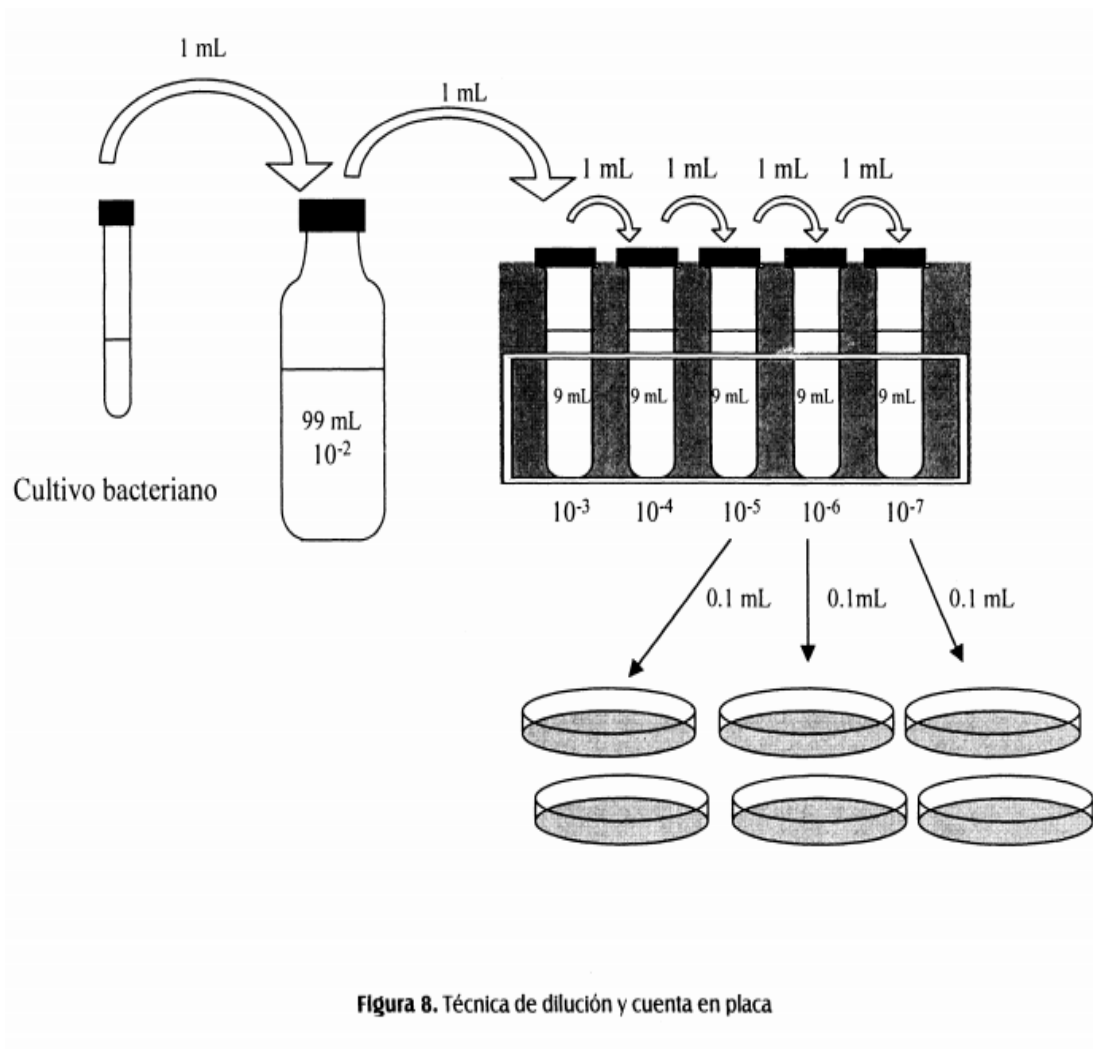


Figura 7. Cuenta en cámara de Neubauer

Técnica de dilución y siembra en placa

1. Hacer diluciones decimales del cultivo de 10^{-6} hasta 10^{-9} en condiciones estériles (fig. 8). Se colocarán en cajas Petri con agar nutritivo por duplicado 0.1 ml de las últimas tres diluciones.
2. Distribuir cuidadosamente el inóculo en toda la caja con ayuda de una varilla en forma de "L" previamente esterilizada a la flama del mechero y enfriada.
3. Dejar absorber el líquido durante 10 minutos.
4. Incubar las cajas en forma invertida a 35°C durante 24-48 horas para bacterias y de 5-7 días para hongos filamentosos.

5. Hacer la cuenta de las colonias de las placas, seleccionando la dilución donde el número de colonias sea entre 30 y 300.
6. Si la inoculación fue por duplicado o triplicado, se calcula el número promedio de colonias por dilución y este número se multiplicará por el inverso de la dilución $\times 10$ (por ajuste de volumen inoculado) para obtener el número total de unidades formadoras de colonias UFC/ ml en la muestra original.



V. RESULTADOS

- A. Reportar los resultados de cuantificación de los cultivos, aplicando las técnicas descritas. Indicar los cálculos hechos para cada metodología.
- B. Recopilar sus resultados en el cuadro 8 incluyendo los de los otros equipos, indicando la muestra analizada por cada equipo. Discutir en cada caso cuáles fueron las ventajas y desventajas de las metodologías de cuantificación.

Cuadro 8
Cuantificación de microorganismos por técnicas directas e Indirectas

MICROORGANISMO	Turbidez (D.O.)	Cuenta en cámara de Neubauer (# células totales/mL)	Cuenta viable en placa (# UFC/mL.)
<i>Escherichia coli</i>			
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>			

VI. CUESTIONARIO

1. Compare el método de dilución en placa con el método de cuenta directa en cámara de Neubauer para la cuantificación de microorganismos. ¿En qué casos conviene usar cada uno?
2. Explique cuáles son las ventajas y desventajas del método turbidimétrico de cuantificación de células.
3. Mencione dos aplicaciones concretas en las que se utilicen cada una de las técnicas de cuantificación realizadas.
4. Algunos autores sugieren la medición de actividad biológica y la determinación de constituyentes celulares para la cuantificación de poblaciones microbianas. Comente sus ventajas y desventajas.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 10
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** EFECTO DEL pH Y LA TEMPERATURA EN EL CRECIMIENTO MICROBIANO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** METABOLISMO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Los microorganismos están continuamente afectados por su ambiente, ya que éste ejerce una influencia profunda en su desarrollo al igual que sobre las demás formas de vida. Los factores del medio se pueden clasificar en tres grupos:

- a) Físicos.- Temperatura, presiones externas, humedad.
- b) Químicos.- pH, disponibilidad de nutrimentos, presencia de productos tóxicos.
- c) Biológicos.- Las interacciones microbianas entre las especies coexistentes.

Algunos microorganismos están especialmente adaptados a los hábitats extremos, donde otros no pueden sobrevivir y que incluso tienen propiedades fisiológicas que restringen su crecimiento a tales sitios. En otros hábitats menos rigurosos, las fuentes de nutrimentos y las interacciones entre poblaciones adquieren mayor importancia en la selección de las poblaciones que se encontrarán.

Los factores ambientales que se controlan en condiciones de laboratorio con mayor frecuencia, además de los nutrimentales son los fisicoquímicos como: la temperatura y el pH.

Todos los organismos tienen una temperatura óptima de crecimiento que los caracteriza, en la cual muestran las tasas más elevadas de crecimiento. También hay límites de temperatura, la temperatura mínima en las que son metabólicamente inactivos y una temperatura arriba de la cual el crecimiento ya no es posible, llamada temperatura máxima.

De acuerdo a su temperatura óptima de crecimiento, los microorganismos se dividen en psicrófilos (<0 °C – 20 °C), mesófilos (20-40 °C), termófilos (40-80 °C) e hipertermófilos (80-110 °C). La mayoría de los hipertermófilos son arqueas como *Methanococcus igneus*. Las diferencias entre la temperatura óptima de crecimiento y los intervalos de temperatura entre los cuales es posible el crecimiento de bacterias y arqueas determinan la separación espacial en la naturaleza de esos dos dominios de microorganismos.

La concentración de iones hidrógeno del medio, afecta directamente a los microorganismos y enzimas, e influye también en la disociación y solubilidad de moléculas que requieren. Sin embargo, algunos microorganismos se han adaptado a diferentes condiciones de acidez o alcalinidad, como *Sulfolobus* y *Thiobacillus* que crecen a pH tan ácido como 1-2, oxidando minerales de sulfuro para producir ácido sulfúrico y son llamados acidófilos.

Otros microorganismos se desarrollan en los hábitats naturalmente alcalinos como lagos salados y desiertos, donde los valores de pH 10 son comunes, estos alcalófilos incluyen especies de *Rhizobium*, *Bacillus* y algunas bacterias entéricas y cianobacterias. En general los hongos son más tolerantes a la acidez que las bacterias.

Cada microorganismo tiene un rango de temperatura y pH en el cual pueden crecer, de tal manera que al modificarse estos factores se pueden alterar la velocidad de crecimiento y causar la muerte de los mismos, por lo que se pueden utilizar como factores de control de crecimiento microbiano.

II. OBJETIVOS

Que el estudiante conozca el efecto del pH y la temperatura como parámetros de control del crecimiento microbiano. Que el alumno comprenda la importancia de estos factores fisicoquímicos en la selección de poblaciones microbianas en los diferentes ambientes en que se encuentran y los mecanismos de adaptación a nivel celular y metabólico que han desarrollado.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

- 2 Cajas Petri con PDA ajustado a pH 7.0 (Anexo 2.6)
- 2 Cajas Petri con PDA ajustado a pH 5.0
- 2 Cajas Petri con PDA ajustado a pH 9.0

22 Tubos con 7ml de caldo microinoculación (Bioxón) ajustado a pH 7.0 sin amortiguas (Anexo 2.19)
4 Tubos con 7 ml de caldo de microinoculación ajustado d pH 5.0 sin amortiguar
4 Tubos con 7 ml de caldo microinoculación ajustado a pH 9.0 sin amortiguador
4 Tubos con 7 ml de caldo microinoculación ajustado a pH 7.0 con amortiguador (Anexos 1.1, 2.19)
4 Tubos con 7 ml de caldo microinoculación ajustado pH 5.0 con amortiguador
4 Tubos con 7 ml de caldo microinoculación ajustado a pH 9.0 con amortiguador
1 Asa de inoculación
3 Pipetas de 1.0 ml estériles
1 Mechero Fisher
Espectrofotómetro
Microscopio estereoscópico
Soluciones amortiguadoras de pH 4, 7 y 10

IV. TECNICA

El alumno conseguirá previo al día de la práctica, cultivos líquidos de: *Escherichia coli*, *Pseudomonas fluorescens* y *Lactobacillus sp.*, una suspensión de esporas de *Aspergillus niger* y *Penicillium roqueforti*. Cada uno de los tubos y cajas deberán etiquetarse con el nombre del microorganismo que se inoculará.

Efecto de la temperatura

1. En tres cajas Petri con PDA divididas en dos secciones, inocular 0.1 ml. de la suspensión de esporas de hongos en cada sección.
2. Incubar una caja Petri a 15 °C, otra a 30 °C y la última a 45 °C en forma invertida durante 72 horas y hacer las observaciones macroscópicas.
3. Incubar nuevamente las cajas y realizar observaciones en microscopio estereoscópico después de una semana.
4. En seis tubos de caldo de microinoculación ajustado a pH 7.0, inocular dos con cada una de las cepas bacterianas.
5. Incubar dos tubos en estufa a 15 °C, otros dos a 30 °C y los dos últimos a 45 °C durante 24-48 horas. Medir la D.O.

Efecto del pH

1. Preparar tres series de cuatro tubos de caldo de microinoculación ajustados a 3 diferentes valores de pH (5.0, 7.0 y 9.0) con solución de HCl 1.0 M ó NaOH 1.0 M.

2. Preparar otra serie de cuatro tubos ajustados a los mismos valores de pH del punto anterior pero utilizando soluciones amortiguadoras tal como se indica en la tabla del Anexo 1.10.
3. Inocular 0.1 ml. de cada una de las cepas bacterianas en la serie de seis tubos de caldo de microinoculación ajustados a diferentes pH con amortiguador y sin amortiguador, dejando uno sin inocular como testigo.
4. Incubar los tubos a 35 °C durante 24-48 horas y medir la D.O.
5. Inocular tres cajas Petri con medio PDA ajustado a tres pH diferentes con cada una de las cepas de hongos.
6. Incubar las cajas Petri a 30 °C durante 72-96 horas y hacer observaciones macroscópicas.
7. Después de una semana observar las cajas en microscopio estereoscópico.

V. RESULTADOS

- A. Reportar los resultados en los cuadros 9 y 10 de acuerdo al siguiente criterio: no hay crecimiento (-), crece un poco (+), mayor crecimiento (++) y crecimiento abundante (+++).
- B. Comparar sus resultados con los reportados en la bibliografía de cada una de las cepas.

Cuadro 10
Efecto del pH de cultivo en el crecimiento microbiano

PAPA DEXTROSA AGAR	pH 5.0		pH 7.0		pH 9.0	
<i>Aspergillus niger</i> Morfología de la colonia a las 72 horas						
Morfología microscópica a la semana						
<i>Penicillium roqueforti</i> Morfología de la colonia a las 72 horas						
Morfología microscópica a la semana						
	Con amortiguador			Sin amortiguador		
CALDO MICROINOCULACIÓN	pH 5.0	pH 7.0	pH 9.0	pH 5.0	pH 7.0	pH 9.0
<i>Escherichia coli</i>						
Crecimiento a las 24-48 horas						
Absorbancia (D.O.)						
<i>Pseudomonas fluorescens</i>						
Crecimiento a las 24-48 horas						
Absorbancia (D.O.)						
<i>Lactobacillus sp.</i>						
Crecimiento a las 24-48 horas						
Absorbancia (D.O.)						

VI. CUESTIONARIO

1. ¿Cuáles son las temperaturas cardinales y cómo se clasifican los microorganismos de acuerdo a su temperatura óptima de crecimiento?
2. ¿Cómo influyó el pH en el crecimiento de hongos y bacterias? ¿Qué diferencias se observaron en los medios de cultivos amortiguados y sin amortiguar?
3. Explique brevemente cuáles son los mecanismos celulares que los microorganismos termófilos extremos y psicrófilos han desarrollado para adaptarse a condiciones extremas de temperatura y pH.
4. Explique cuál es la relación que existe entre condiciones óptimas de crecimiento en el laboratorio y las condiciones del hábitat de origen de las poblaciones microbianas.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°:** 11
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** EFECTO DE LA ACTIVIDAD DEL AGUA EN EL CRECIMIENTO MICROBIANO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** METABOLISMO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

El agua líquida es esencial para todos los procesos bioquímicos. Para los microorganismos, un factor crítico es la disponibilidad de agua líquida más que la cantidad total de agua presente en el ambiente. El total de agua realmente disponible para uso microbiano se expresa como la actividad de agua (a_w).

Los efectos de las altas concentraciones de solutos sobre los microorganismos pueden deberse a los solutos mismos o a los efectos del soluto sobre la a_w . Cada vez que se disuelven sustancias en el agua pura se disminuye la cantidad de agua disponible o agua libre. La actividad de agua en términos termodinámicos proporciona una medida de

agua libre y es definida por la ecuación:

$$a_w = \frac{P}{P_0} = \frac{n_2}{n_1 + n_2}$$

Donde P es la presión de vapor de la solución y P_0 es la presión de vapor del agua pura, n_1 y n_2 son el número de moles de soluto y solvente respectivamente. Así, si la concentración de soluto aumenta la a_w disminuye, para agua pura la a_w es igual a 1.0.

La mayoría de microorganismos solo toleran pequeñas disminuciones en la a_w y al igual que con otros factores ambientales, hay notables excepciones de microorganismos que toleran o incluso requieren actividades de agua reducidas como: las bacterias halófilas, hongos xerofíticos y las levaduras osmófilas. Las bacterias halófilas que viven en ambientes

salinos son las que mejor toleran la disminución de la a_w independientemente del soluto utilizado para reducirla, mientras que en las otras la tolerancia varía en función del soluto que se utiliza para disminuirla.

Estas propiedades de disminución de la a_w en soluciones, es la base de algunos sistemas de conservación de alimentos, por ejemplo: el salado del pescado o en la adición de elevadas concentraciones de azúcares en mermeladas.

II. OBJETIVOS

Que el estudiante conozca las respuestas de crecimiento de diferentes cultivos microbianos, frente al estrés osmótico causado por la adición de azúcares, la adición de NaCl y la desecación. Que el alumno comprenda el efecto de estos factores sobre la actividad de agua y los mecanismos de adaptación que han desarrollado los microorganismos.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

- 1 Asa de inoculación
- 1 Espectrofotómetro
- 3 Cajas Petri con AN y 10% de sacarosa (p/v)
- 3 Cajas Petri con AN y 30% de sacarosa
- 3 Cajas Petri con AN y 60% de sacarosa
- 3 Cajas Petri con AN y 1% de NaCl (p/v)
- 3 Cajas Petri con AN y 5 % de NaCl
- 3 Cajas Petri con AN y 10% de NaCl
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 10% de sacarosa
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 30% de sacarosa
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 60 % de sacarosa
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 1% NaCl
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 5 % NaCl
- 6 Tubos de ensaye con 7 ml de CN y 10 % NaCl
- 36 Tubos de ensaye vacíos y estériles
- 5 Pipetas de 1 ml estériles

IV. TECNICA

El profesor proporcionará cultivos líquidos de bacterias; *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas sp.* y hongos: *Saccharomyces rouxii*, *Aspergillus niger*, *Penicillium chrysogenum*. En series de tres cajas Petri y 6 tubos de cada medio, se inocularán por equipo tres de los microorganismos.

Efecto de la presión osmótica y actividad de agua (a_w) en hongos y bacterias

1. Inocular en el centro de las cajas Petri, con una gota de cada una de las cepas de hongos.

2. Inocular con 0.1 ml de cultivo de dos cepas de bacterias en dos tubos de ensaye con 7 ml de cada uno de los medios.
3. Incubar las cajas en forma invertida a 30 °C y los tubos de caldo a 35 °C durante 48 horas y hacer observaciones. Incubar nuevamente y a la semana realizar observaciones de la morfología de los cultivos en cajas, y en tubos, medir la turbidez de los cultivos en caldo nutritivo a las 24-48 horas.

Efecto de la desecación

1. En series de seis tubos de ensaye vacíos y estériles, con una pipeta estéril, colocar una gota de una suspensión de cada uno de los siguientes cultivos bacterianos: *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli* y en un tercer tubo, una gota de una suspensión de esporas de *Aspergillus niger*.
2. Cerrar los tubos y dejarlos a la temperatura ambiente durante una semana.
3. En dos tubos de cada cultivo agregar 3 ml de CN estéril.
4. Incubar los tubos a 35 °C durante 24-48 horas.
5. Observar si hay crecimiento o no.
6. Repetirlas instrucciones de los puntos 3-5, después de dos y tres semanas en los tubos restantes.

V. RESULTADOS

- A. Reportar los resultados en los cuadros 11-13 de acuerdo al siguiente criterio: no hay crecimiento (-), crece un poco (+), mayor crecimiento (++) y crecimiento abundante (+++).
- B. Medir la absorvancia de los tubos de cultivo en un espectrofotómetro.
- C. Investigar los resultados bibliográficos de cada una de las cepas y compararlos con los obtenidos en la práctica.

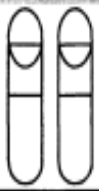
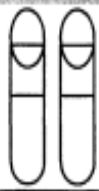
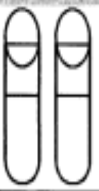
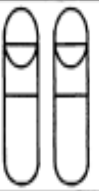
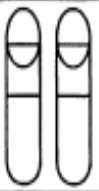




Cuadro 11
Efecto de la presión osmótica y actividad de agua en el crecimiento de bacterias

	$(a_w = 0.990)$		$(a_w = 0.970)$		$(a_w = 0.940)$	
CEPA	Sacarosa 10%	NaCl 1%	Sacarosa 30%	NaCl 5%	Sacarosa 60%	NaCl 10%
<i>Staphylococcus sp.</i>						
Crecimiento a las 24 horas						
Densidad óptica:						
<i>Escherichia coli</i>						
Crecimiento a las 24 horas						
Densidad óptica:						
<i>Bacillus subtilis</i>						
Crecimiento a las 24 horas						
Densidad óptica:						

Cuadro 12
Efecto de la presión osmótica y actividad de agua en el crecimiento de hongos

CEPA	$(a_w = 0.990)$		$(a_w = 0.970)$		$(a_w = 0.940)$	
	Sacarosa 10%	NaCl 1%	Sacarosa 30%	NaCl 5%	Sacarosa 60%	NaCl 10%
<i>Sacharomyces rouxii</i>						
Morfología de la colonia a las 72 horas:						
Morfología de la colonia después de una semana:						
<i>Aspergillus niger</i>						
Morfología de la colonia a las 72 horas:						
Morfología de la colonia después de una semana:						
<i>Penicillium chrysogenum</i>						
Morfología de la colonia a las 72 horas:						
Morfología de la colonia después de una semana:						

Cuadro 13
Efecto de la desecación en la recuperación de cepas microbianas de bacterias y hongos

	SEMANA		
	1	2	3
<i>Escherichia coli</i>			
Crecimiento: superficial, depósito:			
Absorbancia (D.O.):			
<i>Bacillus subtilis</i>			
Crecimiento: superficial, depósito:			
Absorbancia (D.O.):			
<i>Aspergillus niger</i>			
Crecimiento: superficial, depósito:			
Absorbancia (D.O.):			

VI. CUESTIONARIO

1. Definir brevemente los términos: osmófilo, halófilo, xerófito.
2. ¿Cuáles son las hipótesis que tratan de explicar la osmofilia y la halofilia de poblaciones microbianas?
3. Explique ¿cuál es la importancia de la actividad de agua en procesos de conservación de alimentos? ¿Qué es la plasmólisis? ¿Qué es la plasmoptisis?
4. ¿Qué relación hay entre la a_w y la humedad relativa?
5. ¿Cómo se explica la mayor tolerancia de los hongos a valores de a_w reducidos que en bacterias

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

FECHA DE ELABORACIÓN

JUNIO 2009

DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- **PRACTICA N°: 13**
- **NOMBRE DE LA PRÁCTICA:** AISLAMIENTO DE 2 MICROORGANISMOS Y OBTENCION DE UN CULTIVO AXENICO
- **CORRESPONDE AL TEMA DE:** CRECIMIENTO MICROBIANO
- **LUGAR DONDE SE LLEVARÁ A CABO:** LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA DEL DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
- **HORAS DE DURACIÓN:** 2
- **CARRERAS EN LAS QUE SE IMPARTE:** ING. EN PROCESOS AMBIENTALES
- **SEMESTRE:** TERCER **SECCIÓN:** 2
- **RESPONSABLE DE LA PRÁCTICA:** IBQ RUBI MUÑOZ SOTO

I. INTRODUCCION

Si se toma un asa bacteriológica cargada con una muestra que contenga bacterias y se van haciendo estrías de ésta sobre una placa de agar nutritivo de tal manera que el material se vaya "diluyendo" sobre la superficie (Fig. 12.1), llegará un momento en que las bacterias depositadas en la estría estén bien separadas unas de otras, reproduciéndose cada una en progresión geométrica (1, 2, 4, 8, 16, 32, 64, etc.).

Dependiendo del tiempo de generación, que varía según la especie bacteriana, después de cierto tiempo, cada una se habrá multiplicado muchas veces, formando sobre la superficie del medio un pequeño promontorio constituido por células bacterianas llamado **Colonia**, que se obtiene generalmente en unas 24-48 horas.

Las colonias de cada especie bacteriana son diferentes ya sea en tamaño, color, consistencia etc., y pueden ser diferenciadas sobre estas bases. Cada colonia aislada está constituida de un solo tipo de bacterias, ya que se supone que es la descendencia de una sola célula y por tanto, un cultivo puro. Para estudiar las características físicas, químicas, fisiológicas, etc., de una bacteria, se necesita que ésta sea aislada en cultivo puro y el aislamiento en caja Petri es el primer paso para ello, siendo el segundo paso la siembra de una porción de una colonia en un medio de cultivo en tubo, verificando su pureza después de la incubación apropiada, mediante observación al microscopio.

La morfología de las colonias es importante por lo anteriormente expuesto y debe familiarizarse el alumno con ella. (Fig. 12.2). La terminología mencionada a continuación sobre algunas de las características más constantes de una colonia bacteriana es muy útil:

FORMA:

Puntiforme, circular, irregular, alargada, fusiforme, filamentosa, rizoide, etc.

TAMAÑO:

Estimar el diámetro en mm.

SUPERFICIE:

Lisa, rugosa, cerebriforme, en anillos concéntricos, etc.

ELEVACION:

Aplanada, elevada, pulvinada, convexa, umbonada, umblicada, etc.

BORDE:

Continuo, ondulado, lobulado, erosionado, festoneado, filamentoso, etc.

ESTRUCTURA INTERNA:

Amorfa o granulosa.

COLOR:

Según sea observado por la luz reflejada o por la luz transmitida, puede ser de color blanco, amarillo, rojo ladrillo, anaranjado, etc.

OPACIDAD:

Transparente, opaca, etc.

CONSISTENCIA:

Dura, viscosa, membranosa, gelatinosa, mucosa, etc. Usar el asa bacteriológica para determinar la consistencia.

II. OBJETIVOS

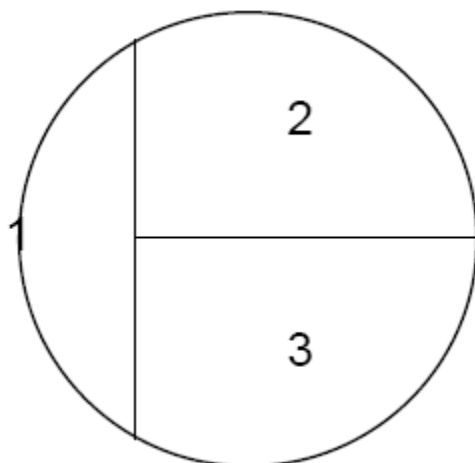
Aislar dos microorganismos por la técnica de siembra de dilución por estría en placa de agar y obtener un cultivo axénico o puro.

III. MATERIAL Y SUBSTANCIAS

Caja de Petri conteniendo agar nutritivo estéril.
2 Tubos de ensayo conteniendo agar inclinado.
Tubos de ensayo conteniendo cultivo mixto.
Lápiz graso.
Asa bacteriológica.
Mechero Bunsen.
Cerillos ó encendedor.
Gradilla.

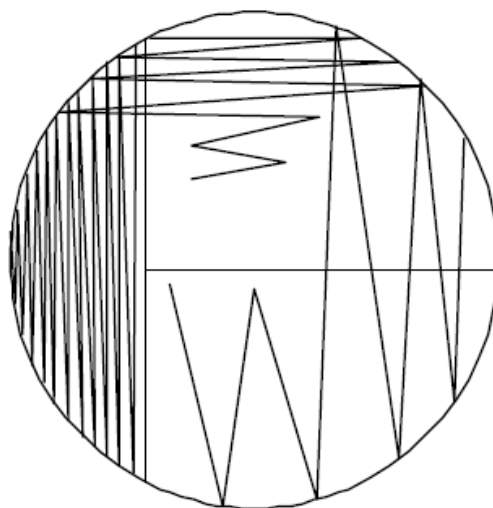
IV. TECNICA

1. Con el lápiz graso dividir la caja Petri en 3 sectores, de tal manera que al destaparla para proceder a la inoculación, se tenga como se indica en la figura:



El sector No. 1 es más pequeño y sirve para descargar el asa.

2. Usando la técnica ya conocida, tomar el cultivo bacteriano y en condiciones asépticas obtener una asada del material.
3. Una vez cerrado el tubo, colocarlo en una gradilla.
4. Con la mano izquierda levantar parcialmente la tapa de la caja de Petri y descargar el material en el sector 1, trazando una serie de zig-zags muy cerrados a todo lo ancho del sector. Cerrar la caja.
5. Esterilizar el asa flameándola y mientras que se enfría, girar la caja 90° hasta que el sector 1 quede a la izquierda y el 2 hacia arriba a la derecha.
6. Trazar unos 5 zig-zags en el sector 2 invadiendo el sector 1 para llevar un poco de material al sector 2 y las siguientes estrías no deben tocar el sector 1. En esta forma se diluye el material quedando unas bacterias separadas de las otras.
7. Esterilizar de nuevo el asa, girar la caja 90° y ahora el sector 2 estará a la izquierda y el 3 a la derecha.
8. Trazar unos 5 zig-zags en el sector 3 invadiendo el sector 2 y el resto sin tocar el sector 2, como se muestra en el dibujo:



9. Incubar a 37°C por 24-48 horas.
10. Observar si hubo o no, aislamiento de colonias.

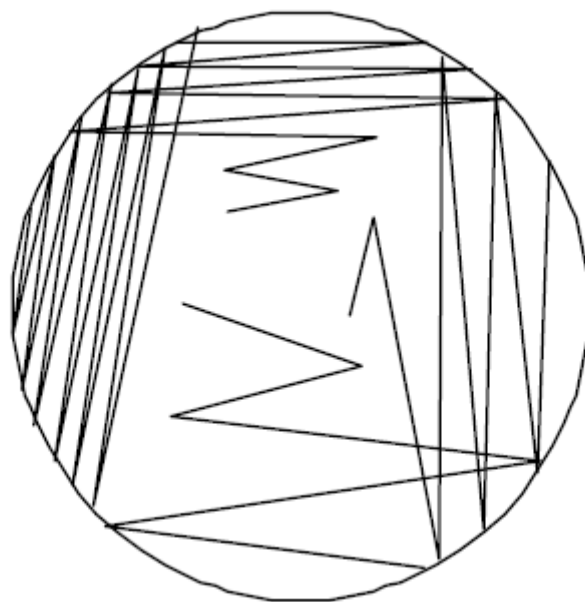
NOTA:

En el sector 1 generalmente no se obtienen colonias aisladas, pero en 2 y 3 sí.

11. Anotar las características de las colonias aisladas
12. Inocular a partir de las colonias aisladas los tubos de agar inclinado, por estría, para obtener cultivos puros. (Fig. 12.3)
13. Incubar a 37°C por 24-48 horas.
14. Después de este período observar si efectivamente hubo crecimiento de un solo tipo de microorganismos.
15. Preparar un frotis, teñir con la técnica de Gram y observar al microscopio con objetivo de inmersión para confirmar su pureza.
16. Dibujar las observaciones hechas al microscopio
17. Guardar los cultivos puros en el refrigerador para su posterior clasificación e identificación.

NOTAS:

- Siguiendo la misma técnica, la caja de agar se puede dividir en más de 3 sectores, obteniendo una dilución mayor, como se muestra en el dibujo:



- Existen otras técnicas de aislamiento en placa, como pueden ser la siembra en superficie y la de placa vertida.

VI. CUESTIONARIO

1. Describir una técnica de aislamiento bacteriano a partir de una fuente natural.
2. Consultar dos técnicas de aislamiento en tubo.
3. ¿Qué es un cultivo axénico o puro?
4. ¿Qué importancia tiene la obtención de un cultivo puro?
5. Mencionar 5 Colecciones de Cultivos suministradoras de cultivos microbianos puros.

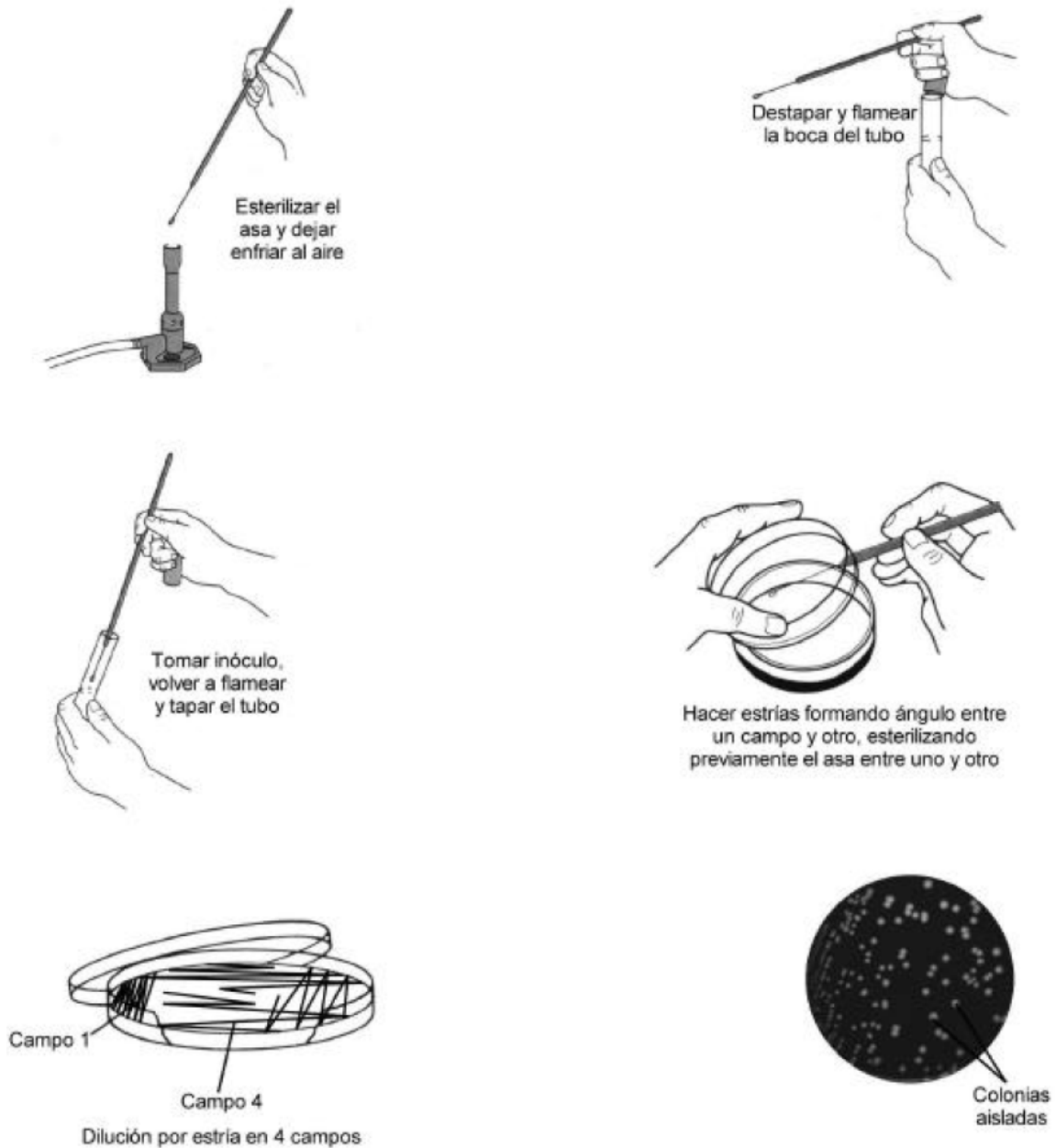
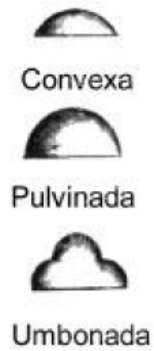


Fig. 12.1 Siembra en placa para aislamiento por la técnica de dilución por estría.

Forma



Elevación



Borde



Fig. 12.2 Morfología Colonial en Placa

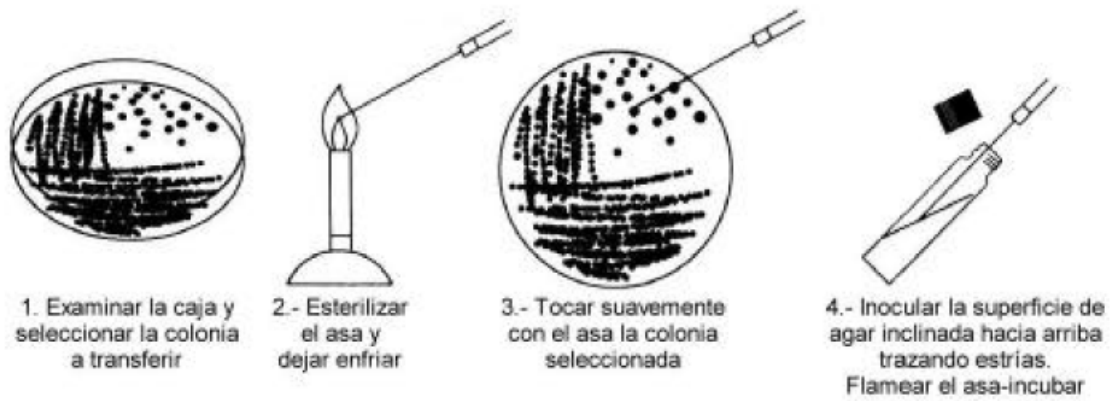


Fig. 12.3 Obtención de cultivo puro.



Fig. 12.4 Otras técnicas de aislamiento en placa.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA AMBIENTAL

BIBLIOGRAFIA

Atlas, R.M., "Microbiología Fundamentos y Aplicaciones", CECSA, México, 1990.

Davidsohn, I. y Wells, Todd-Sanford Diagnóstico Clínico por el Laboratorio, Editorial Marín, S. A., 1986.

Freeman, B.A., "Microbiología de Burrows", 22ª Edición Interamericana, Mc Graw Hill, 1989.

Mac Faddin, J.F., "Pruebas Bioquímicas para la Identificación de Bacterias de Importancia Clínica", Ed. Médica Panamericana, México, 1990.