

SEP

SECRETARÍA DE
EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
Instituto Tecnológico de Tizimín

“CIENCIA Y TECNOLOGÍA AL SERVICIO DEL HOMBRE”

SUBDIRECCIÓN ACADÉMICA
DEPARTAMENTO DE INGENIERÍAS
Academia de Biología

MANUAL DE BIOLOGÍA CELULAR

Elaborado por: Dr. ERMILO HUMBERTO LÓPEZ
COBÁ

FECHA: JUNIO DE 2017

LUGAR: TIZIMÍN. YUCATÁN



Fecha de Inicio: 2012.10.11
Fecha de Terminación: 2015.10.11
Alcance: Proceso Educativo

DIRECTORIO

LIC. CARLOS DURÁN PÉREZ

Director

LCC. MARIANO MATÚ SANORES
Subdirector de Planeación y Vinculación

ME. JORGE GABRIEL COCOM TEC
Subdirector Académica

M.E. LIGIA CANTO TURRIZA
Subdirector de Servicios Administrativos

LIC. AVELINO JOSÉ ALAMILLA MENA
Jefe de la División de Estudios Profesionales

LIC. JAZMI TUT NAH
Jefa del Departamento de Desarrollo Académico

DR. JORGE RODOLFO CANUL SOLIS
Jefe del Departamento de Ingenierías

ING. MANUEL SORIA FERNÁNDEZ
Jefe del Departamento Económico-Administrativas

DR. MIGUEL ANGEL COUOH NOVELO
Jefe del Departamento de Ciencias Básicas

LIC. LOURDES GUADALUPE MARFIL CEBALLOS
Jefa del Departamento de Recursos Humanos

LIC. CONSUELO GUADALUPE FERNÁNDEZ LORÍA
Jefe del Departamento de Recursos Financieros

LIC. WILBERTH TELLO MEDINA
Jefe del Departamento de Recursos Materiales y Servicios

M.C. DAHAIVIS MENA ARCEO
Encargado del Departamento de Fomento Productivo

MA. BALTAZAR MARTÍN LORÍA AVILÉS
Jefe del Departamento de Planeación, Programación y Presupuestario

LIC. JOSÉ ALEJANDRO MEZO GASTELUM
Jefe del Departamento de Gestión Tecnológica y Vinculación

M.A. ALEJANDRINA DEL SOCORRO GAMBOA
Jefa del Departamento de Servicios Escolares

LIC. JAZMI TUT NAH
Jefe del Departamento de Actividades Extraescolares

LIC. JOSÉ GUILLERMO MEDINA
Jefe del Centro de Información

IE. MIGUEL ANGEL PERERA COLLÍ
Jefe del Centro de Cómputo

LIC. FELIX RODOLFO POOT LÓPEZ
Jefe del Depto. de Comunicación y Difusión

DR. JUAN JOSÉ SANDOVAL GÍO
Jefe de la División de Estudios de Posgrado e Investigación

INDICE

	Pág.
I. Encuadre	1
a) Introducción	1
b) Cuadro de competencias	1
c) Niveles de desempeño	2
II. Marco legal (Prácticas Generales de Seguridad, NOM, /Normas de referencia y leyes aplicables)	2
III. Prácticas	4
SESIÓN 1. USO CORRECTO DEL MICROSCOPIO PARA EL ESTUDIO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	4
SESIÓN 2. MODELOS DE SISTEMAS PRECELULARES	10
SESIÓN 3. PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA	13
SESIÓN 4. SEPARACIÓN DE PIGMENTOS VEGETALES POR CROMATOGRAFÍA EN PAPEL	17
SESIÓN 5. SEPARACIÓN DIFERENCIAL POR CENTRIFUGACIÓN	19
SESIÓN 6. CÉLULA PROCARIOTA Y EUCARIOTA	21
SESIÓN 7. CÉLULA VEGETAL Y ANIMAL	25
SESIÓN 8. ORGANISMOS PLURICELULARES CARENTES DE TEJIDO	28
IV. Bibliografía	30
ANEXO 1. Formato del reporte de la práctica	31

I. Encuadre

a) Introducción

El presente manual de prácticas para el curso de Biología Celular que se imparte en la Ingeniería en Agronomía tiene la finalidad de reforzar la parte teórica del curso y de desarrollar habilidades tales como el manejo de microscopios y métodos de tinciones y cortes histológicos de diversas muestras.

La estructuración de las prácticas tiene un enfoque más didáctico por las figuras que se incluyen y por las actividades que se pide realizar a los alumnos para mejor aplicación y comprensión de los conceptos, vistos en el aula de clases.

Este manual de prácticas constituye un apoyo tanto para los profesores que imparten esta materia en las diferentes carreras del Instituto como para los estudiantes cuyas carreras tengan esta materia en común.

b) Cuadro de competencias

Describir las competencias que serán abordadas en la presente guía.

Competencias	Descripción
Previas	Conocer las características principales de los ciclos biológicos de los seres vivos para aplicarlos en el desarrollo de los organismos. Conocimiento, uso y manejo de los instrumentos y materiales de laboratorio
Genérica	Capacidad de análisis y síntesis Capacidad de organizar y planificar Conocimientos generales básicos Conocimientos generales básicos de la carrera Comunicación oral y escrita en su propia lengua Habilidades de gestión de información Trabajo en equipo Habilidades interpersonales Capacidad de aplicar los conocimientos en la práctica

	Capacidad de aprender Liderazgo Preocupación por la calidad
Específica	Desarrollar conocimientos generales de los procesos celulares y relacionarlos con los organismos vegetales y animales de interés para el hombre Realizar el análisis de los procesos biológicos celulares para entender el comportamiento de los organismos con su medio Distinguir las diferentes estructuras de las que se componen las células vegetales y animales
Profesionales	Elaborar y procesar información, necesaria para diseñar y ampliar alternativas de solución a los problemas de su entorno. Generar y transferir tecnología para atender necesidades prioritarias del sector agropecuario. Manejar y utilizar los medios de información para expresarse con propiedad en forma verbal y escrita, en el idioma español.

c) Niveles de desempeño

Nivel 2.- Se realizan un conjunto significativo de actividades de trabajo, variadas y aplicadas en diversos contextos. Algunas actividades son complejas y no rutinarias. Presenta un bajo grado de responsabilidad y autonomía en las decisiones. A menudo requiere colaboración con otros y trabajo en equipo.

II. Marco legal (Prácticas Generales de Seguridad, NOM, /Normas de referencia y leyes aplicables).

Las prácticas se llevarán a cabo en los laboratorios de docencia del ITT, por lo que nos apegaremos directamente a su manual de seguridad, debido a que las prácticas no requieren preparación previa de reactivos.

III. Prácticas

SESIÓN 1

USO CORRECTO DEL MICROSCOPIO PARA EL ESTUDIO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

OBJETIVO:

El alumno conocerá las partes más importantes del microscopio compuesto óptico y el microscopio estereoscópico, así como la forma adecuada de manejo y almacenamiento.

INTRODUCCIÓN

Existen varios tipos de microscopios, tales como el microscopio estereoscópico, el compuesto, de campo oscuro, fluorescencia, contraste de fases, de luz ultravioleta; el microscopio electrónico de transmisión y el microscopio electrónico de barrido. Para saber cuál elegir debemos preguntarnos, ¿Qué es lo que queremos observar?, los más usados en los laboratorios de nivel superior son los siguientes:

Microscopio compuesto: es el que se utiliza de manera más común en las prácticas de temas biológicos, este microscopio consta de tres sistemas.

- a) Sistema mecánico: son todas las partes que sirven de soporte al microscopio: brazo, pie o soporte, carro o platina, pinzas de sujeción, revólver, tornillos micrométricos y macrométrico de enfoque.
- b) Sistema de iluminación: fuentes de luz, condensador y espejo.
- c) Sistema óptico: está constituido por oculares y objetivos; los oculares son dos, y tienen generalmente un valor de 10X cada uno, los objetivos son 4 de diferente aumento (4X, 10X, 40x y 100X).

Para saber el tamaño de las muestras que observamos al microscopio debemos de multiplicar el valor del ocular (10X) por el número del objetivo (4X, 10X, 40X O 100X) que se esté usando.

El elemento óptico es el más importante, puesto, que es el que produce la imagen aumentada del objeto, esta imagen, además la observamos invertida (el objetivo funciona como una lente fotográfica) de ahí que, se observe a la derecha de la preparación se encuentre realmente a la izquierda y viceversa.



Figura 1. Microscopio compuesto

Microscopio estereoscópico: este microscopio nos sirve para observar muestras de mayor tamaño, ya sean muestras enteras o parte de ellas, se encuentra compuesto por tres sistemas:

- a) Sistema mecánico: son todas las partes que sirven de soporte al microscopio: brazo, pie o soporte, tornillo macrométrico de enfoque.
Nota: En el brazo de este tipo de microscopio se encuentra una de las fuentes de luz, por lo que a la hora de transportarlo se debe tener cuidado con esta.
- b) Sistema de iluminación: cuenta con dos fuentes de luz: una situada en la base (parte inferior) del microscopio y la otra situada en el brazo del mismo; el condensador y el espejo, nos son visibles.
- c) En este microscopio únicamente se puede apreciar un objetivo, pero se pueden cambiar los lentes desde 0.8X, 1X, 1.5X, 2X, 2.5X, 3X, 3.5X y 4X dependiendo la marca y el modelo del microscopio.

Para saber cuántas veces aumentamos la muestra se hace exactamente lo mismo que con el microscopio óptico, se multiplica el valor del ocular (10X) por el valor del lente que se esté trabajando, por ejemplo se trabaja con el 0.8X (10X por 0.8X igual a 8) entonces aumentamos la muestra a 8 veces su tamaño real.

A diferencia del microscopio óptico en el estereoscópico observamos las preparaciones tal cual sin invertir por la lentes, es decir que si se pone un recorte de alguna palabra se puede leer igual que si trajera unos anteojos o una lupa.

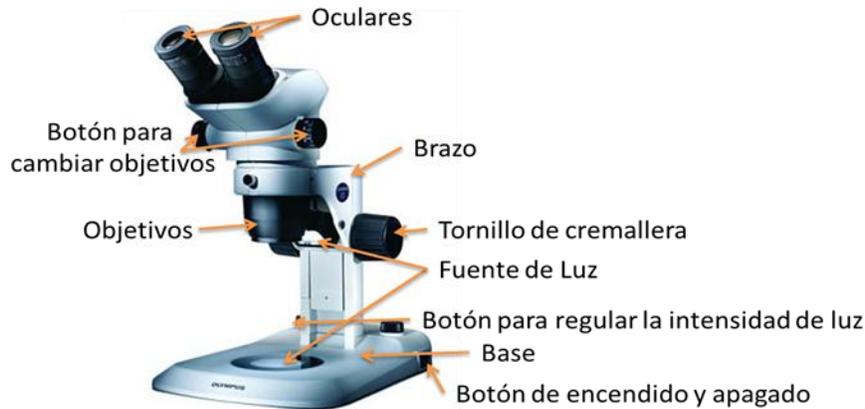


Figura 2. Microscopio Estereoscópico

INSTRUCCIONES PARA EL MANEJO DEL MICROSCOPIO ÓPTICO

1. Conectar a la toma de corriente el microscopio.
2. Encender el microscopio.
3. Regular la intensidad de luz con el botón correspondiente y de ser necesario con el diafragma.
4. Colocar el objetivo de menor aumento, para visualizar el campo a observar.
5. Situar la preparación a observar sobre la platina, sujetando con la pinza de la platina, con el objeto de poder desplazar la muestra con los tornillos para mover la pinza.
6. Mirar el microscopio lateralmente (no por el ocular), usar el tornillo macrométrico y acerca el objetivo hasta la preparación sin que llegue a tocarse.
7. Siempre con el tornillo macrométrico ajustar hasta que se observe el objeto a estudiar.
8. Con el tornillo micrométrico acabar de enfocar con nitidez.
9. Moviendo la preparación con el tornillo de la platina se localizan los campos a observar.
10. Si se requieren mayores aumentos, bajar un poco la platina esto para evitar que los objetivos topen con la muestra (debido a que mientras mayor sea el aumento, el objetivo aumenta de largo) y girar el revólver a la derecha para colocar el objetivo que en aumentos le sigue, posteriormente corregir levemente el enfoque con el tornillo micrométrico
11. Observar la luminosidad para obtener el contraste deseado, generalmente habrá que aumentarla.
12. Al finalizar las observaciones, se procederá a bajar la intensidad de la luz, apagar el microscopio y enrollar el cable.

Cuando se use el objetivo de 100X es necesario agregar aceite de inmersión, una gota entre el objetivo y la preparación, para lograr una adecuada refracción de la luz y observar a este aumento.

Inmediatamente después de su uso del objetivo de 100X deberá eliminarse el exceso de aceite con papel seda y luego impregnar otro papel seda con alcohol al 70% y limpiar nuevamente el objetivo, posteriormente secar con papel seda el mismo objetivo, esto es con la finalidad de que no quede nada de aceite de inmersión en el objetivo evitando el crecimiento de hongos en el mismo.

INSTRUCCIONES PARA EL MANEJO DEL MICROSCOPIO ESTEREOSCÓPICO

1. Conectar a la toma de corriente el microscopio.
2. Encender el microscopio.
3. Regular la intensidad de luz con el botón correspondiente.
4. Colocar el lente de menor aumento.
5. Situar la preparación sobre la base, la muestra debe siempre estar contenida dentro de una caja petri, vidrio de reloj o portaobjetos.
6. Con el tornillo de cremallera (macrométrico) ajustar hasta que se observe la muestra a estudiar.
7. Moviendo la caja petri, vidrio de reloj o portaobjetos donde se encuentre contenida la muestra se localizan los campos a observar.
8. Si se quieren mayores aumentos, girar el botón para cambiar lentes para colocar el aumento que le sigue, corrigiendo levemente el enfoque con el tornillo macrométrico.
9. Observar la luminosidad para obtener el contraste deseado, generalmente habrá que aumentarla.
10. Al finalizar las observaciones, se procederá a bajar la intensidad de la luz, apagar el microscopio y enrollar el cable.

MATERIAL

Cristalería y equipos

Microscopio óptico
Microscopio estereoscópico
Porta y cubre objetos
Pinzas
Tijeras
Bisturí
Pipeta Pasteur
Bulbo para pipeta Pasteur
Aguja de disección
Caja petri
Vaso de precipitado
Papel Seda

Reactivos y muestras

Safranina
Cebolla Morada
Periódico

PROCEDIMIENTO

I.- Para aprender el uso correcto del microscopio compuesto y estereoscópico se observaran muestras en ellos.

- a) Recortar del papel periódico una letra “e” minúscula, la más pequeña que encuentres en el periódico.
- b) A continuación colocar en un portaobjetos una gota de agua de la llave y sobre la gota se pondrá la letra “e” y cubrirle con el cubreobjetos.
- c) Colocar en la platina la muestra de manera que la letra “e” quede como si se le hubiera escrito.
- d) Posteriormente observar al microscopio a 4X, 10X y 40X, anotar las diferencias observadas a cada aumento.

Nota: El objetivo de 100X, necesita ser utilizado con aceite de inmersión para crear una adecuada refracción de luz, en esta ocasión no será necesario, porque las muestras a utilizar son de gran tamaño.

- e) Repetir el procedimiento a), y depositar la letra “e” en la mitad de la caja petri.
- f) Colocar la mitad de la caja petri con la muestra en la base del microscopio estereoscópico.
- g) Posteriormente enfoque y observe a 3 diferentes aumentos.

II.-Se realizará una preparación temporal, de un tejido epidérmico vegetal, para poner en práctica el uso del microscopio compuesto.

- a) Separar una de las hojas catafila de la cebolla y trabajar con la epidermis interior.
- b) Depositar un fragmento de la epidermis interior de la cebolla (aproximadamente de 0.5 cm), sobre un portaobjetos.
- c) Verter unas gotas de safranina y dejar actuar durante 5 minutos.
Nota: No debe secarse la epidermis por falta de colorante o por evaporación del mismo.
- d) Realizar la observación al microscopio al menor aumento para localizar el campo deseado, tener en cuenta que la safranina tiñe el material genético de las células, haciendo que resalte el núcleo de un color que va de rosa a rojo.
- e) Repetir todo el procedimiento pero ahora utilizando Azul de toluidina, tener en cuenta que el azul de toluidina resalta la pared celular de las plantas y dependiendo si se trata de celulosa se teñirá de color azul, si la pared celular presenta hemicelulosa se teñirá de color morado o rosa, y si la célula fuera de un tallo se presentaría lignina, la cual se teñiría de color azul turquesa.
- f) Al finalizar la práctica, deberá limpiar los objetivos del microscopio óptico con una solución de alcohol al 70% y con un papel seda, para evitar que quede algún residuo de colorante.

- g) Dejar el microscopio óptico en el 4X (menor aumento), enrollar bien el cable y regresar el equipo a su lugar, tomándolo del brazo y la base para evitar accidentes.

EJERCICIO

Completa la siguiente tabla de aumento total de los microscopios óptico y estereoscópico (de acuerdo al equipo que tengas en tu mesa, completar el cuadro con los valores de los objetivos).

Oculares	Objetivo	objetivo	Objetivo	Objetivo
Compuesto	4X	10X	40X	100X
10X				
Estereoscópico	0.8X	1.5X	2.5X	3X
10X				

CUESTIONARIO:

1. ¿De qué forma se observa la letra “e” al microscopio óptico y estereoscópico? Describa la diferencia si existiera
2. ¿Describa cómo se observa la letra “e” a 0.8X, 2X, 2.5X, 4X, 10X y 40X? Utilice el microscopio adecuado para cada caso
3. ¿De qué color se tiñen los núcleos de las células, cuando se utiliza acetocarmín?
4. ¿De qué color se tiñen la pared celular de la epidermis interna de la cebolla al utilizar azul de toluidina? Y explique a que se debe ese color
5. ¿Qué forma tienen las células observadas?
6. ¿A qué aumentos realizo las observaciones?
7. ¿Son iguales todas las células que observas?
8. Investiga cuales fueron las partes de la célula vegetal que observaron al microscopio y póngale nombre a todos sus esquemas.

SESIÓN 2

MODELOS DE SISTEMAS PRECELULARES

OBJETIVO

El alumno observará como al mezclar determinados compuestos químicos, estos reaccionan entre sí presentando una organización constante, lo que permite explicar el posible origen de los sistemas precelulares.

INTRODUCCION

A lo largo de la historia se ha tratado de dar una explicación sobre el origen de la vida, así, desde la antigüedad se formularon diversas teorías que pretendían dar una explicación. Las principales teorías que se han postulado para tratar de dar una explicación sobre el origen de la vida son las siguientes:

Teorías creacionistas

Teoría de la generación espontánea

Versión materialista

Versión idealista

Teoría de la panspermia

Teoría de la panspermia clásica

Teoría de la panspermia dirigida

Teoría de la síntesis abiótica.

En la actualidad esta última es la más aceptada por los biólogos y fue propuesta inicialmente por Oparin en 1921-1924 y por Haldane en 1929, de manera completamente independiente. Si bien difieren en algunos aspectos, ambos sugieren que la vida apareció en la tierra como resultado de un dilatado proceso evolutivo de la materia.

Oparin sostiene que las propiedades vitales aparecieron gradualmente a lo largo de largos periodos gracias a la selección natural y de esta manera aparecieron los primeros probiontes o primeros sistemas previos a la vida y que estos fueron adquiriendo mejores características hasta dar origen a los primeros eubiontes o primeros seres vivos.

Entre los trabajos más destacados acerca de modelos precelulares tenemos:

Los coacervados de Oparin

Microesferas proteínoides de Fox

Colpoides y sulfobios de Alfonso Herrera.

MATERIALES

Cristalería y equipos

Microscopio compuesto

Porta objetos

Cubre objetos

Aguja de disección

Pipetas pasteur

Reactivos y Muestras

5ml de alcohol etílico

20 ml de HCl concentrado

1 gota de solución acuosa de gretina al 1%

1 gota de solución acuosa de goma arábica

Caja de petri

al 1%

1 gota de colorante azul de metileno (si es necesario)

25 ml de una mezcla de aceite de oliva y gasolina blanca en proporción 1:4

20 ml de solución acuosa de hidróxido de sodio al 12% con gotas de hematoxilina

PROCEDIMIENTO

1. Lava un porta objeto con agua y jabón y enjuágalo con el alcohol y déjalo secar
2. Deposita sobre el porta objetos una gota de solución de goma arábica y grenetina.
3. Introduce la punta de una aguja de disección en HCl concentrado para inducir a la formación de los coacervados.
4. Mezcla con esa misma aguja de disección, observa a simple vista y con el microscopio compuesto. Registra tus resultados
5. Agrega a tu preparación anterior una gota de azul de metileno si es necesario y no le coloques cubre objetos, cuida que la preparación no toque la lente del objetivo.
6. Observa a 40x aumentos con el microscopio compuesto, elabora un esquema detallado y describe sus características.
7. Vierte en la caja de petri 25 ml de la mezcla de aceite de oliva y gasolina blanca
8. Tapa inmediatamente tanto la caja de petri como el frasco de donde tomaste la mezcla manteniéndolos así para que no inhales sus vapores
9. Observando con una lupa agrega a la mezcla anterior algunas gotas de la solución de hidróxido de sodio y hematoxilina
10. Elabora un esquema detallado de los colpoides y describe sus características.

CUESTIONARIO

1. ¿En qué sentido son comparables las sustancias que utilizaste para la elaboración de los modelos con las que pudieron haber existido realmente cuando se formaron estos sistemas?
2. ¿Qué estructura celular se pudo haber originado por delimitación representada en ambos modelos?
3. ¿Qué implicaciones tuvo la formación de dicha estructura en relación con el probable origen y funcionamiento de la célula?

SESIÓN 3

PERMEABILIDAD DE LA MEMBRANA PLASMÁTICA

OBJETIVO

El alumno será capaz de identificar los procesos de permeabilidad que se dan en la célula.

INTRODUCCIÓN

La existencia de la membrana plasmática que rodea las células, funciona como una especie de muro que separa dos compartimentos, el extracelular y el intracelular. Esta separación trae como consecuencia que las diferentes moléculas e iones se distribuyan de manera asimétrica estableciendo diferenciales de concentración y cargas eléctricas que promueven el intercambio entre ambos compartimentos. Estas moléculas e iones, pueden atravesar las membranas biológicas mediante diferentes mecanismos, dependiendo de la naturaleza polar, el tamaño de ellas y la diferencia de concentración.

Dentro del grupo de moléculas que pueden atravesar las membranas, el paso de agua es muy importante para las células, porque utiliza un mecanismo particular que puede contribuir a disminuir diferencias extremas en las concentraciones de las sustancias disueltas entre los compartimentos, permitir la adaptación celular al medio ambiente o causar la destrucción de la misma. Este flujo de agua y/o de diferentes sustancias puede traer como consecuencia cambios en la morfología de célula que pueden ser apreciables al microscopio, los ejemplos más claros son el fenómeno de turgencia y plasmólisis, estos cambios suceden tanto en la célula animal como vegetal, la única diferencia es que la célula vegetal gracias a la existencia de la pared celular compuesta de celulosa no se llega a romper por la rigidez que le brinda ésta.

En esta práctica vamos a observar los fenómenos de turgencia y plasmólisis mediante la exposición de células vegetales y animales a tres tipos de soluciones.

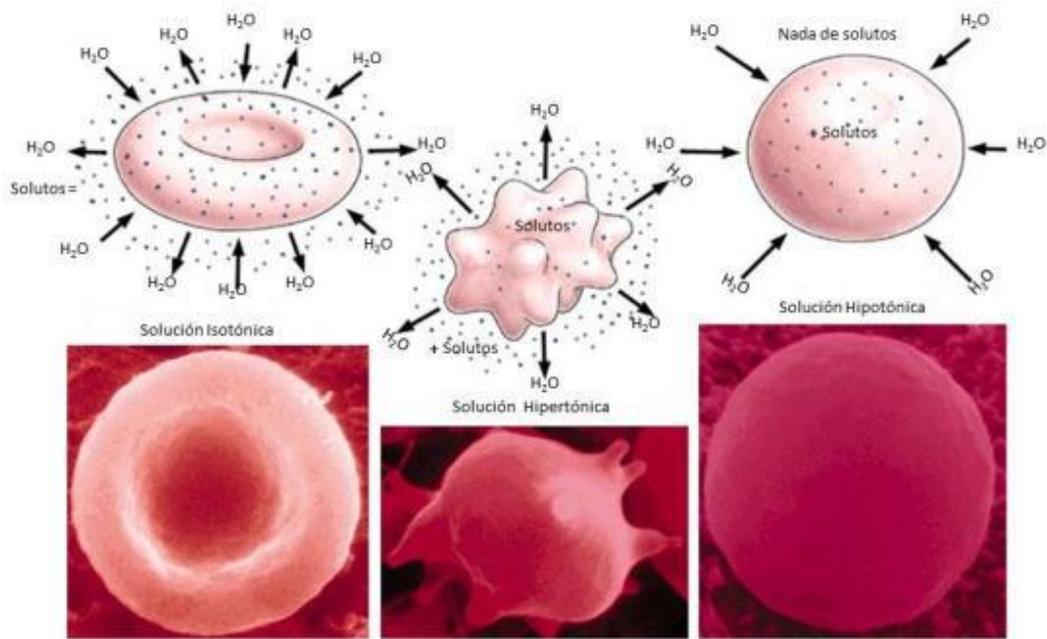


Figura 1. Cambios que sufren la célula animal en las soluciones: Isotónicas, Hipotónicas e Hipertónicas.

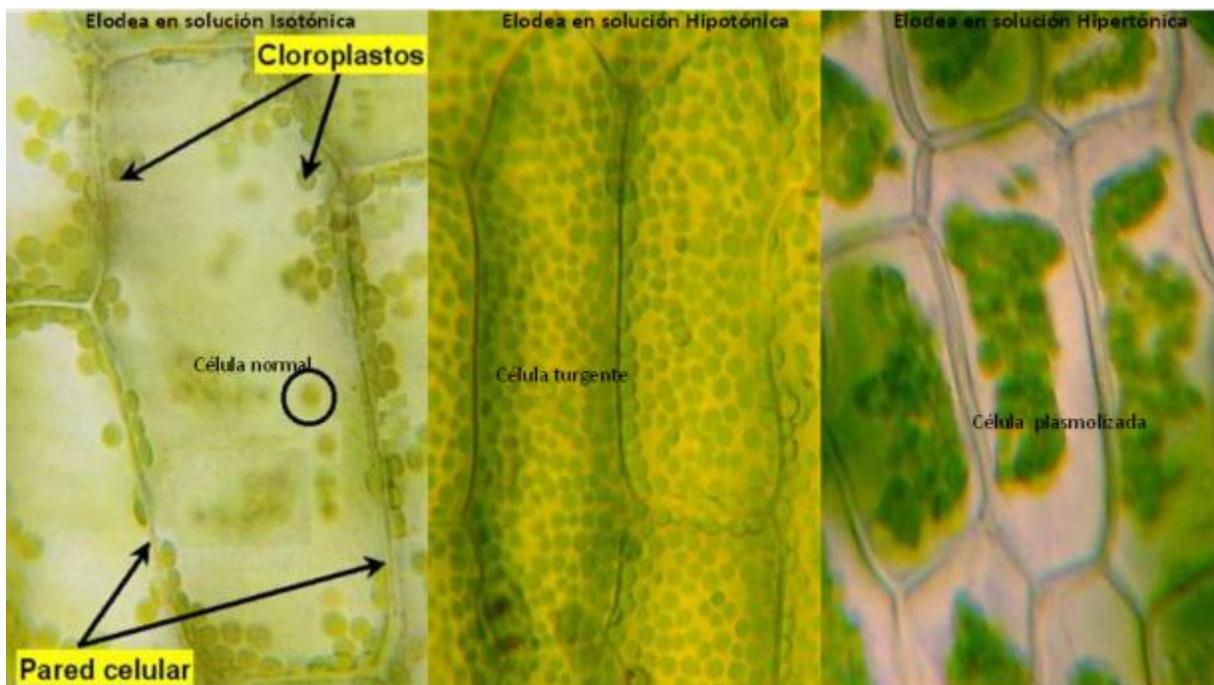


Figura 2. Cambios que sufre la célula vegetal en diferentes soluciones: isotónicas, hipotónicas e hipertónicas.

MATERIAL

Cristalería y equipos

Reactivos y muestras

Microscopio óptico
Porta y cubreobjetos
Cajas petri
Pipetas Pasteur
Bisturí
Lanceta estéril

Solución isotónica
Solución Hipotónica
Solución hipertónica
Cebolla blanca

PROCEDIMIENTO 1

1.- Separe una de las capas de la epidermis de la cebolla, obtenga un fragmento y coloque en un portaobjetos, y observe la membrana que se encuentra en contacto con la pared celular, esto es para saber cómo se encuentra la célula antes de sufrir cualquier cambio al ser sometida a los tres tratamientos, (agregue una gota de agua de ser necesario, para evitar que se deshidrate la planta).

2.- Posteriormente obtenga otro fragmento de la epidermis y deposítela en la caja petri con solución isotónica, espere 15 minutos y colóquelo en un portaobjetos, añada una gota de la solución isotónica (con el fin de evitar la desecación de la muestra), coloque el cubreobjetos y observe al microscopio a 10 X y 40X, para identificar la membrana plasmática y esquematice o tome foto de la muestra al microscopio.

3.- Separe otro fragmento de la epidermis y colóquela en una caja petri con una solución hipotónica, espere 15 minutos y deposite en un portaobjetos con una gota de la solución hipotónica (con el fin de evitar la desecación de la muestra), coloque el cubreobjetos y observe al microscopio a 10X y 40X y esquematice o tome foto de la muestra al microscopio.

4.- Prepare un cuarto fragmento de la epidermis y deposítela en una caja petri con una solución hipertónica, espere 15 minutos y deposite en un portaobjetos con una gota de la solución hipertónica (con el fin de evitar la desecación de la muestra), coloque el cubre objetos y observe a 10X y 40X y esquematice.

Nota: es importante que la muestra de la epidermis de la cebolla no se seque al estar observando al microscopio.

PROCEDIMIENTO 2

1.- Con una torunda de algodón con alcohol, limpiar la yema del dedo índice.

2.- Con una lanceta pique la yema de uno de sus dedos hasta que brote sangre, colocar una gota en cada uno de los portaobjetos (tres).

NOTA: Desecha la lanceta inmediatamente en el contenedor adecuado.

3.-La primera gota colóquelo sobre un portaobjetos que contenga dos gotas de solución isotónica.

4.- La segunda gota colóquelo sobre un portaobjetos que contenga dos gotas de solución hipotónica.

- 5.- La tercera gota colóquelo sobre un porta objetos que contenga dos gotas de solución hipertónica.
- 6.- En los tres casos homogeneizar mediante movimientos circulares del portaobjetos. Coloca el cubreobjetos y observa las preparaciones al microscopio, con el objetivo 10X y 40 X y esquematiza.

RESULTADOS

- 1.- Realiza tus observaciones y dibuja o fotografía tus resultados de la práctica identificando a qué aumento se observó cada esquema.
- 2.- Agrega nombre a cada proceso.
- 3.- Explique las causas por las cuales las células sufrieron cambios al someterlas a las diferente soluciones.
- 4.- ¿Hubo alguna diferencia entre lo que ocurrió con las células vegetales y animales?, si la hubo a que se debió.
- 5.- Menciona las principales diferencias que existen entre una célula animal y una vegetal.
- 6.- ¿En qué fenómeno hay disminución de protoplasto y disminución del tamaño de las vacuolas?

SESIÓN 4

SEPARACIÓN DE PIGMENTOS VEGETALES POR CROMATOGRAFÍA EN PAPEL

OBJETIVO

Que el alumno realice la separación de los principales pigmentos que se pueden encontrar en las células vegetales por medio de la técnica de cromatografía en papel.

INTRODUCCIÓN

Los cloroplastos deben su color verde a un pigmento denominado clorofila. Sin embargo, lo que en realidad existe en los cloroplastos es una mezcla de pigmentos representados principalmente por dos tipos de clorofila (clorofila a y clorofila b), por b-caroteno y por xantofila.

Todas estas sustancias presentan un grado diferente de solubilidad, lo cual permite su separación cuando una solución de la misma asciende por capilaridad por una tira de papel poroso (papel de filtro), ya que las más solubles se desplazarán a mayor velocidad, pues acompañarán fácilmente al disolvente a medida que éste va ascendiendo. De esta forma, al cabo de cierto tiempo, a lo largo del papel de filtro se irán situando los distintos pigmentos en forma de bandas coloreadas, tanto más desplazadas cuanto más solubles sean los pigmentos a que pertenecen y tanto más anchas cuanto mayor sea la abundancia de estos en la mezcla.

La cromatografía se fundamenta en la separación de los componentes de una mezcla por sus diferencias de adsorción. Estas diferencias van a ser debidas a las fuerzas de Van der Waals que se establecen entre los componentes de la mezcla y una sustancia que actúa de fase estacionaria.

La cromatografía en papel es una técnica sencilla y barata de separación de diversos componentes líquidos.

MATERIALES

Cristalería

Mortero y pistilo
Cajas de petri
Matraz
Embudo de vidrio

Reactivos y muestras

Papel filtro No. 1
Alcohol de 96°
Hojas de distintas plantas

PROCEDIMIENTO

1. Lave las hojas con abundante agua corriente y trócelas colocándolas en el mortero (evitando las venaciones muy gruesas).
2. Adicione 50 o 60 ml de alcohol y triture sin golpear hasta que el líquido obtenga una coloración verde intenso.

3. Filtrar el contenido en un matraz debidamente rotulado, para obtener una solución alcohólica de pigmentos.
4. En una caja de petri debidamente rotulada adicionar la solución.
5. Coloque un papel filtro doblado en ángulo dentro de la solución y deje reposar el tiempo que sea necesario.
6. Retire el papel filtro de la caja petri y deje secar.

RESULTADOS

1. Mide las diferentes bandas de tu cromatograma, siendo la primera banda la más cercana al borde que tocaba la solución.
2. Obtén una imagen de tu cromatograma y señala las diferentes bandas y grosores, así como el nombre del pigmento al cual corresponde de acuerdo a la siguiente información: la velocidad de difusión de mayor a menor es b-caroteno, xantofila, clorofila a y clorofila b.
3. Realiza un cuadro comparativo de todas tus muestras.

SESIÓN 5

SEPARACIÓN DIFERENCIAL POR CENTRIFUGACIÓN

OBJETIVO

Que el alumno sea capaz de realizar separaciones diferenciales por el método de centrifugación.

INTRODUCCIÓN

El fraccionamiento subcelular es un conjunto de métodos y técnicas que tienen como objetivo obtener fracciones puras o enriquecidas en un determinado componente celular, ya sea éste un orgánulo (mitocondrias, núcleos, peroxisomas, etc.) una fracción de membrana (membrana total, plasmática, dominio basolateral, dominio apical, etc.), complejos multiproteicos (citoesqueleto de actina, microtúbulos, poros nucleares, etc.).

Separación de los organelos: puede ser llevada a cabo empleando la centrifugación. Manejando las variables fuerza centrífuga y tiempo podemos separar primero los organelos de mayor tamaño como el núcleo. En centrifugaciones sucesivas de mayor fuerza gravitacional y mayor tiempo obtendremos las diferentes fracciones de nuestro interés. La etapa final es la obtención del citosol que es un líquido complejo el cual contiene los elementos del citoesqueleto y entre el 25 - 50% de las enzimas celulares. De acuerdo a la ley de Stokes, también podemos separar las organelas de acuerdo a sus densidades relativas con respecto a un gradiente de densidades.

Las células se lisan y los componentes subcelulares se separan mediante una serie de centrifugaciones que van aumentando de velocidad. Después de cada centrifugación, los orgánulos que se han sedimentado en el fondo del tubo, se recogen en forma de precipitado sólido. El sobrenadante se centrifuga a una mayor velocidad para sedimentar la siguiente organela más grande. Se sedimentan las estructuras más grandes y pesadas con mayor rapidez.

MATERIALES

Cristalería y equipos

Tubos de ensayo
Centrífuga
Mortero y pistilo
Pipeta pasteur
Bulbo para pipeta pasteur

Reactivos y muestras

Agua destilada
Solución fisiológica
HCl al 30%
Muestra biológica de sangre de perro
Muestra biológica de hígado de pollo

PROCEDIMIENTO 1

1. Tome una porción de aproximadamente 1 cm³ de hígado de pollo y agregue 10 ml de HCL al 10% en un mortero. Con ayuda del pistilo triture hasta formar una pasta diluida.

2. Coloque una porción de esta solución en un tubo de ensayo y agregue solución fisiológica.
3. Centrifugue a 1000 g por 10 min
4. Retire el sobrenadante a otro tubo de ensayo y en caso de ser necesario agregue más solución fisiológica.
5. Centrifugue el sobrenadante a 20,000 g por 15 min
6. Retire el sobrenadante a otro tubo de ensayo y en caso de ser necesario agregue más solución fisiológica.
7. Centrifugue el sobrenadante a 80,000 g por 50 min

PROCEDIMIENTO 2

1. Coloque una muestra de solución de sangre de perro en un tubo de ensayo y agregue solución fisiológica.
2. Centrifugue a 1000 g por 10 min
3. Retire el sobrenadante a otro tubo de ensayo y en caso de ser necesario agregue más solución fisiológica.
4. Centrifugue el sobrenadante a 20,000 g por 15 min
5. Retire el sobrenadante a otro tubo de ensayo y en caso de ser necesario agregue más solución fisiológica.
6. Centrifugue el sobrenadante a 80,000 g por 50 min

RESULTADOS

Esquematiza tus resultados, señalando cada una de las fases y su contenido teórico para cada procedimiento.

SESIÓN 6

CÉLULA PROCARIOTA Y EUCARIOTA

OBJETIVO

El alumno será capaz de distinguir las diferencias en las estructuras de las células procariotas y eucariotas.

INTRODUCCIÓN

La célula es la unidad estructural, funcional o metabólica y genética de todo organismo vivo. Basándonos en la organización de las estructuras celulares, todas las células vivientes pueden ser divididas en dos grandes grupos: Procariotas y Eucariotas.

Las células procariotas son células sin núcleo, donde el ADN y el ARN no están limitados por membrana alguna. El término procariota hace referencia a los organismos conocidos como moneras que se incluyen en el reino Moneras o Procariotas, ejemplo: las bacterias.

Las células procariotas se dividen en tres grupos principales:

1).- Eubacterias, que poseen paredes celulares formadas por peptidoglicano o por mureína. Incluye a la mayoría de las bacterias y también a las cianobacterias.

2).- Arqueobacterias, que utilizan otras sustancias para constituir sus paredes celulares. Son todas aquellas que habitan en condiciones extremas como manantiales sulfurosos calientes o aguas de salinidad muy elevada.

3) Cianobacterias, son un grupo de bacterias con características peculiares. Son más parecidas a las bacterias gramnegativas. Son mayores que las eubacterias. Como particularidad también tienen la pared parecida a la de las bacterias grampositivas. La clorofila es prácticamente la misma de las plantas superiores y la fotosíntesis es aerobia. En las cianobacterias los pigmentos se disponen sobre una vesícula denominada tilacoide que se dispone en una región alrededor de una zona clara llamada nucleoplasma, región granular donde está el material genético y a su alrededor se encuentra el cromatoplasma, donde se encuentran los tilacoides, que le dan esa tonalidad que poseen las cianobacterias. También se les llama algas procariotas debido a su semejanza con respecto a la clorofila de las plantas superiores.

Los organismos eucariontes incluye a los organismos más conocidos, repartidos en cuatro reinos: Animalia, Plantae, Fungi y Protista. Los ejemplos de la disparidad eucariótica van desde un dinoflagelado (un protista unicelular fotosintetizador), un árbol como la secuoya, un calamar, o un racimo de setas (órganos reproductivos de hongos), cada uno con células distintas y, en el caso de los pluricelulares, a menudo muy variadas. Estas células poseen un núcleo bien definido, delimitado por una membrana nuclear. En ella se observan, organelos unidos por membranas. Las células eucariontes tienen

distintas regiones que van separando distintos procesos metabólicos, lo que permite aumentar la eficiencia de las actividades celulares propias de ellas. La única diferencia entre sus estructuras es la pared celular ya que la célula vegetal tiene por fuera de la membrana, una membrana rígida que la protege llamada pared celular. Las células animales no la tienen (Karp, G. 1998).

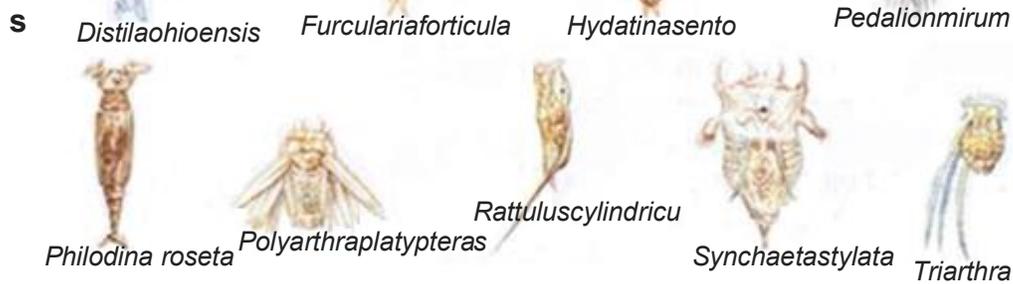
Cladóceros



Copépodos



Rotíferos



Algas pluricelulares



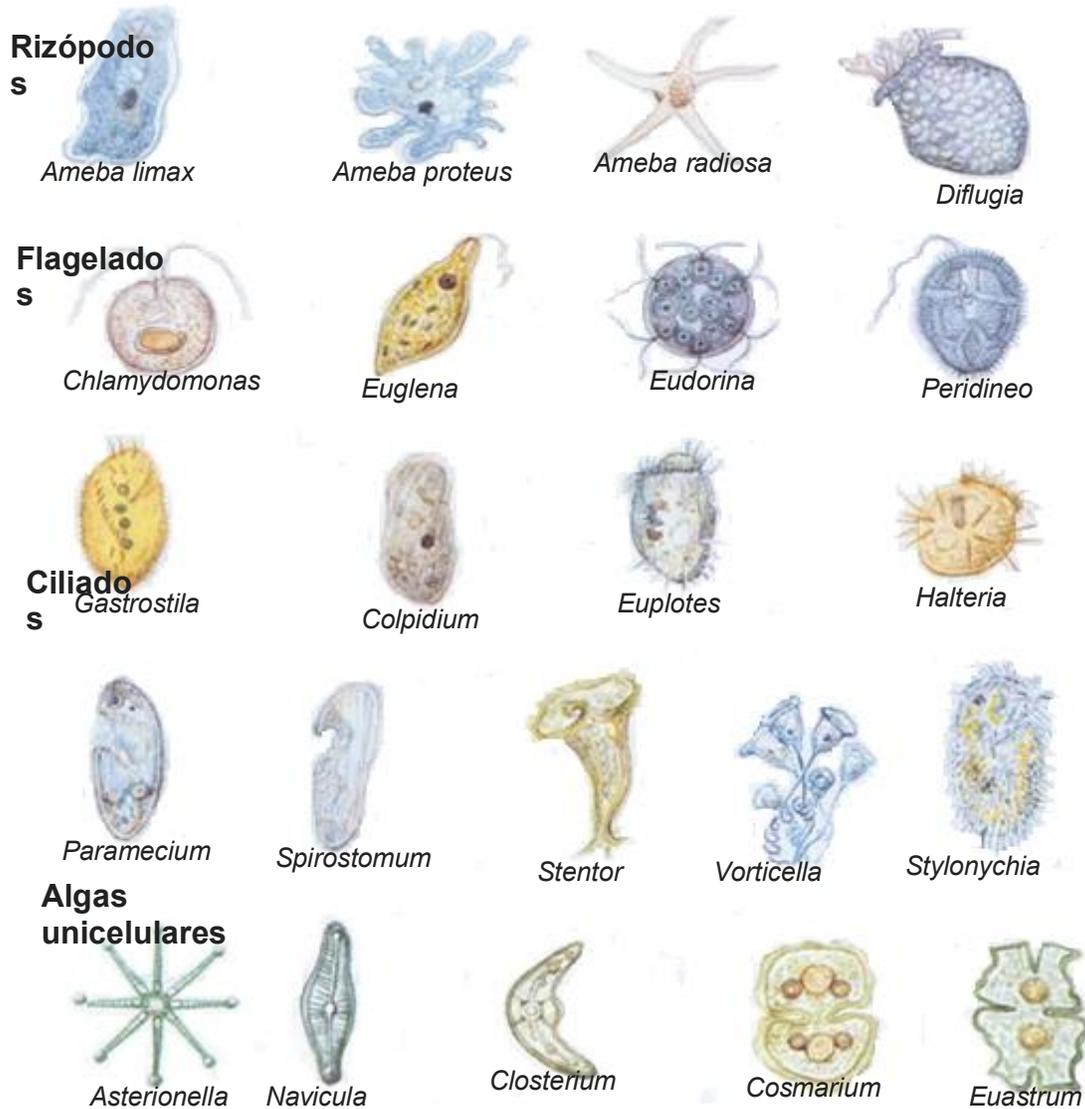


Figura 1. Los microorganismos más comunes en las muestras de agua dulce.

MATERIAL:

Cristalería

- Microscopio compuesto
- Porta y cubreobjetos
- Pipetas Pasteur
- Aza de siembra
- Aguja de disección
- Pinza

Reactivos y muestras

- Safranina
- Azul de algodón
- Azul de metileno
- Muestra de agua de estanque, pileta o cenote
- Solución de levadura
- Tortilla con hongos

PROCEDIMIENTO:

1.- Tome una pequeña gota de cada muestra para elaborar preparaciones temporales, en caso de requerirse colocar una gota de agua al porta objetos y diluir la muestra del frasco, colocar el cubre objetos y observar las tres muestras al microscopio compuesto a 10X y 40X en caso de que el profesor lo requiera observar a 100X con sus instrucciones.

2.- Las células procariotas se tiñen de color rosa en presencia de la safranina por lo que repetimos el paso anterior, pero agregando una gota de este colorante, con las tres muestras.

3.- Con una pipeta tome una gota del sedimento de la muestra de agua, colóquelo en un portaobjetos y cubra con el cubreobjetos.

4.- Observe la preparación al microscopio, a 10X y 40X, e identifique protozoarios, algas clorofitas, diatomeas y algunos invertebrados o larvas de estos, de ser necesario tiña con azul de metileno.

5.- Coloque una gota de agua en un portaobjetos y con un asa de siembra toma una muestra a los hongos de la tortilla y diluye en la gota de agua del portaobjetos, tiñe con azul de algodón, coloca el cubreobjetos y observe a 10X y 40X la preparación.

Nota: Las muestras del agua deben de contener residuos de las paredes o fondo del estanque o pileta, para que se puedan observar los microorganismos.

RESULTADOS:

1.- Anote los tipos de células procariotas y eucariota que se encontraron en cada muestra.

2.- Realice esquemas a todos los tipos de células que observó.

3.- De acuerdo a los esquemas proporcionados por el profesor identifique a qué tipo de célula eucariota pertenecen las que usted encontró en su muestra de agua.

4.- Mencione cinco características de las células Procariotas y cinco de las Eucariotas.

5.- Mencione cinco ejemplos de seres unicelulares o pluricelulares que presenten el tipo de célula eucariota y que haya observado.

6.- En base a la práctica mencione cinco diferencias entre las células procariotas y eucariotas.

SESIÓN 7

CÉLULA VEGETAL Y ANIMAL

OBJETIVO

El alumno será capaz de identificar las estructuras que componen las células animales y vegetales.

INTRODUCCIÓN

Existen dos tipos de células con respecto a su origen, células animales y células vegetales:

En ambos casos presentan un alto grado de organización con numerosas estructuras internas delimitadas por membranas. La membrana nuclear establece una barrera entre el material genético y el citoplasma.

Diferencias entre células animales y vegetales

1.- La célula vegetal presenta una pared que suele estar formada por celulosa rígida, en cambio la célula animal no la posee, sólo tiene la membrana citoplasmática que la separa del medio.

2.- La célula vegetal contiene cloroplastos: organelos capaces de sintetizar azúcares a partir de dióxido de carbono, agua y luz solar (fotosíntesis) lo cual los hace autótrofos (producen su propio alimento), y la célula animal no los posee, por lo tanto, no puede realizar el proceso de fotosíntesis (heterótrofos).

3.- Una vacuola única llena de líquido que ocupa casi todo el interior de la célula vegetal, en cambio, la célula animal, tiene varias vacuolas y son más pequeñas.

4.- Las células vegetales pueden reproducirse mediante un proceso que da por resultado células iguales a las progenitoras, este tipo de reproducción se llama reproducción asexual.

5.-Las células animales pueden realizar un tipo de reproducción llamado reproducción sexual, en el cual, los descendientes presentan características de los progenitores pero no son idénticos a él (Alberts, et al. 1999).

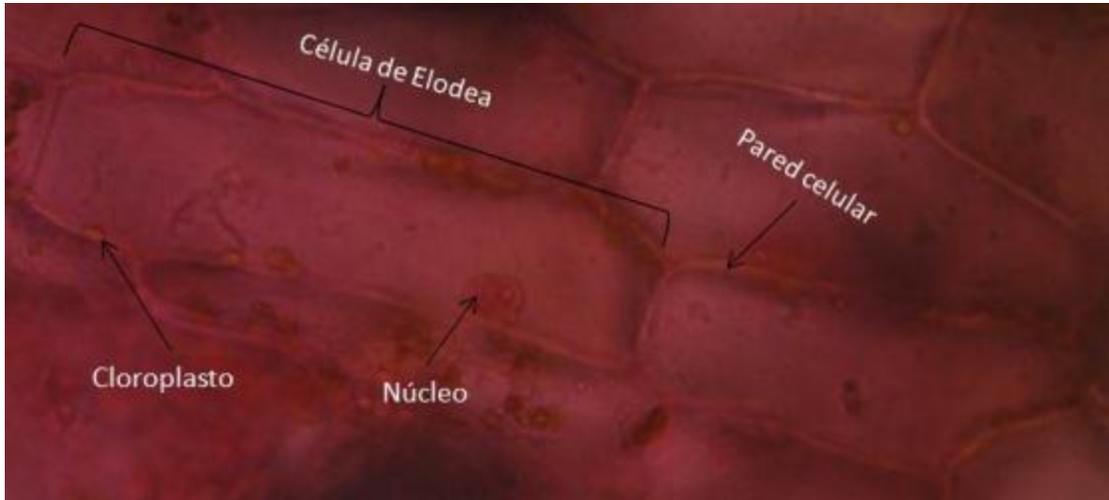


Fig. 1. Célula de *Elodea*, con colorante de acetocarmín.

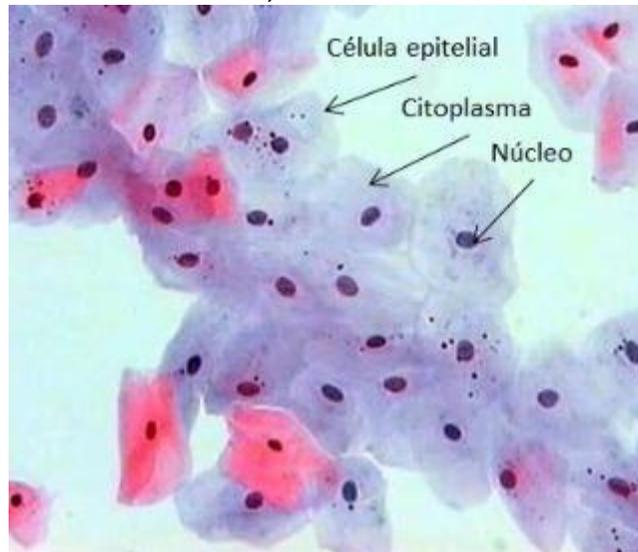


Fig. 2. Célula de epitelio bucal, con azul de metileno

MATERIAL:

- | | |
|-----------------------|-----------------------------------|
| Cristalería | Reactivos y muestras |
| Microscopio compuesto | Botella de agua purificada |
| Porta y cubreobjetos | Azul de metileno |
| Pipetas Pasteur | Acetocarmín |
| Cajas petri | Verde rápido |
| Bisturí | Lugol |
| | Cebolla blanca |
| | Muestra de frotis de mucosa bucal |

PROCEDIMIENTO 1:

1.- De la epidermis de la cebolla realice cuatro preparaciones temporales con diferentes colorantes como se indica a continuación:

Colorante	Especie vegetal	Estructura teñida por
-----------	-----------------	-----------------------

		el colorante
Azul de metileno	<i>Allium cepa</i>	Pared celular (lignina)
Acetocarmín	<i>Allium cepa</i>	Núcleo (cromosomas)
Verde rápido	<i>Allium cepa</i>	Pared celular (celulosa)
Lugol	<i>Allium cepa</i>	Parénquima de reserva (almidón)

2.- Observe al microscopio a 10X y 40X y esquematice.

PROCEDIMIENTO 2:

3.- Tome un trago de agua purificada y realice buches para enjuagarse la boca.

4.- Tome una muestra del epitelio de la mejilla con un portaobjetos limpio y realice una impronta de su mejilla interna, tiña con azul de metileno y observe al microscopio a 10X y 40X.

RESULTADOS:

1.- Esquematice todas las células vegetales y animales observadas señalando sus estructuras y aumento al que fue observada dicha estructura.

2.- Mencione las características de las células vegetales y animales

3.- ¿Qué hace que a las células vegetales y animales se les considere células eucariotas?.

SESIÓN 8 ORGANISMOS PLURICELULARES CARENTES DE TEJIDO

OBJETIVO

El alumno será capaz de distinguir la organización celular en organismos que no forman un verdadero tejido.

INTRODUCCIÓN

Un organismo pluricelular es aquél que está constituido por más de una célula las cuales están diferenciadas. Los organismos pluricelulares son agregados celulares con división de trabajo entre células. Poseen un TALO, cuerpo vegetativo multicelular con especialización de células o grupos de células (tejidos) pero NO diferenciado en un eje vascularizado hojas y raíces y NO dispone de mecanismos de regulación de su contenido hídrico (poiquilohídricos). Se consideran talófitos las algas verdes, los hongos inferiores, y los líquenes. Los talos pueden formarse de dos maneras:

Por yuxtaposición de células al principio libres (consorcios de agregación)

Por separación incompleta de las células hijas resultantes de la división (pluricelulares auténticos).

Tipos:

Consorcios de agregación. Se encuentran en algunas algas verdes como: *Pediastrum*.

Colonias celulares. Ocupan un lugar intermedio entre los cenobios y consorcios de agregación y los talos con una división incipiente del trabajo. Ejemplo: Volvox.

Talos filamentosos. Las células que forman los filamentos poseen tabiques comunes con punteaduras.

Algas Verdes (Clorofitas). Suelen ser unicelulares y se agrupan unidas por mucílagos formando un cenobio. También pueden ser multicelulares las cuales se agrupan formando filamentos, acintados, cenocíticos y septados, en forma de "hojas", talo. Poseen pigmentos accesorios: ficobilina, xantofila, carotenos. También poseen clorofila: A, B, C, D, E y la combinación de estas dando como por ejemplo, A1, B2, E2, ETC, todas poseen sustancias de reserva (almacenan la energía producida por el desdoblamiento de algunos organelos (ATP).

Hongos. Los hongos son organismos eucariontes con uno o más núcleos en cada célula, con pared celular con quitina o celulosa, no presentan tejido verdadero, sino hifas, células alargadas que componen al micelio, que constituyen al talo, cuerpo del hongo, carecen de clorofila, reservan glucógeno y carecen de clorofila, su reproducción es sexual o asexual por fisión binaria, fragmentación o esporulación.

MATERIAL:

Cristalería y equipos
Microscopio compuesto
Porta y cubreobjetos
Pipetas Pasteur
Cajas petri
Agujas de disección
Asas de siembra

Reactivos y muestras
Azul de metileno
Azul de algodón
Muestras de agua de estanque que contenga algas coloniales y filamentosas.
Muestra de tortilla o pan con hongos.

PROCEDIMIENTO:

- 1.- Coloque en un portaobjetos una gota de la muestra de agua tiña con azul de metileno e identifique algas de tipo colonial.
- 2.- De la muestra de agua ponga una gota en la cual incluya filamentos formados por las algas, tiña con azul de metileno y observe, otro tipo de colonias.
- 3.- Coloque una gota de agua en un portaobjetos y con una aguja de disección, coloque una pequeña muestra de los hongos presentes en el pan o tortilla tiña con azul de algodón y observe al microscopio, e identifique que tipos de hifas presento su muestra.

RESULTADOS:

- 1.- Realice esquemas de todos los organismos observados y sus estructuras.
- 2.- ¿Qué tipo de células fueron las que se observaron en las muestras (procariota o eucariota)? ¿Por qué?
- 3.- ¿Cuáles de los organismos presentaron clorofila?
- 4.- ¿Cuántos y cuáles de los agregados celulares o pseudotejidos observó?

IV. Bibliografía

1. Alberts B., Bray D., Johnson, Lewis J., Raff M., Roberts K. y Walters P. 1999. Introducción a la biología celular. Editorial Omega. Barcelona.
2. Avers, C. 1991. Biología celular. Interamericana. México
3. CNEB. 1970. Investigaciones de laboratorio y de campo. CECSA. México DF.
4. Cortés, F. 1980. Histología vegetal básica. H. Blume. Madrid.
5. Esau, F. 1976. Anatomía vegetal. Ed. Omega. Barcelona, España.
6. Gaviño T.G. y C. Juárez. 2004. Técnicas biológicas de laboratorio y de campo. Limusa. México DF.
7. Geneser F. 2000. Histología sobre bases moleculares. Médica-Panamericana. México.
8. Karp, G. 1998. Biología Celular. McGraw-Hill-interamericana. México. D.F.
9. Leeson, C. R. y T. Leeson 1988. Atlas de Histología. Interamericana. México. D.F.
10. Pérez Chirinos I.G. 2007. Prácticas de Laboratorio de Biología y Geología.
11. Paniagua R., Nistal M., Sesma P., Álvarez-Uría M, Fraile B., 2002. Citología e Histología Vegetal y Animal. Biología de las Células y tejidos Animales y Vegetales. 3a ed. Interamericana/McGrawHill. Madrid.

ANEXO 1.

Formato del reporte de la práctica

El reporte deberá incluir:

Portada: nombre de la institución, nombre de la dependencia, nombre de la licenciatura o ingeniería, número de práctica, nombre de los autores del reporte, nombre del profesor a cargo de la materia, fecha y lugar de elaboración.

Introducción: redacción sintética de la información documental básica requerida como elemento de apoyo para interpretar los resultados. Nota: no debe ser la misma del protocolo de la práctica.

Objetivo: Este si es igual al del protocolo de la práctica

Material: Descripción de los materiales y equipos que se utilizaron durante la realización de la práctica, pueden variar al en cuanto al listado original del protocolo

Procedimiento: Descripción de los procedimientos que se siguieron para lograr los resultados, puede ser el mismo del protocolo o podría variar en algunos casos, pero se debe de reportar en tercera persona y en tiempo pasado. (Ejemplo: Tomar una escama de pez y limpiarla con agua.. queda como: Se tomó una escama de pez y se limpió con agua..)

Resultados: presentación descriptiva, gráfica y/o esquemática de los hallazgos obtenidos durante la realización de la práctica además del ejercicio y cuestionario contenidos en el protocolo de la práctica.

Discusión: interpretación y argumentos de los resultados obtenidos fundamentados en la introducción, citando todas las fuente de información ocupadas en este apartado.

Conclusión: síntesis de resultados fundamentados.

Bibliografía:

Escribir las referencias en orden alfabético de acuerdo con el apellido del autor o los autores y después por año. Utilizar sangría francesa de 1.25 cm. No abreviar el nombre de las publicaciones. Las formas de citar son las siguientes:

Revistas o Publicaciones periódicas

Sardà-Palomera, F., M. Puigcerver, L. Brotons y J.D. Rodríguez-Teijeiro. 2012. Modelling seasonal changes in the distribution of Common Quail *Coturnix coturnix* in farmland landscapes using remote sensing. *Ibis* 154:703-713.

Libros

AOU (American Ornithologists' Union). 1998. Check-list of North American birds, 7a ed. American Ornithologists' Union. Washington, DC, EUA.

- Arizmendi, M. del C. y L. Márquez Valdelamar (eds.). 2000. Áreas de importancia para la conservación de aves en México. FMCN, CONABIO, CCA, CIPAMEX. México, DF.
- Stattersfield, A.J., M.J. Crosby, A.J. Long y D.C. Wege. 1998. Endemic bird areas of the world. Priorities for biodiversity conservation. BirdLife Conservation Series No. 7. Birdlife International. Cambridge, Reino Unido.

Capítulos de libro

- Navarro S., A.G. y L.A. Sánchez-González. 2003. La diversidad de las aves. Pp. 24-85. In: H. Gómez de Silva y A. Oliveras de Ita (eds.). Conservación de aves. Experiencias en México. CIPAMEX, NFWF, CONABIO. México, DF.
- Snow, D.W. 2001. Family Momotidae (motmots). Pp. 264-285. In: J. del Hoyo, A. Elliot y J. Sargatal (eds.). Handbook of the birds of the world, Vol. 6: mousebirds to hornbills. Lynx Edicions. Barcelona, España.

Tesis

- Bravo-Cadena, J. 2008. Selección de áreas prioritarias para la conservación de aves en Hidalgo, México. Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Pachuca, Hidalgo, México.
- Fraga, R.M. 1986. The Bay-winged Cowbird (*Molothrus badius*) and its brood parasites: interactions, coevolution, and comparative efficiency. Tesis de doctorado, University of California. Santa Barbara, California, EUA.

Publicaciones gubernamentales

- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2010. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección Ambiental – Especies nativas de México de flora y fauna silvestres – Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio – lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación. 30 de diciembre de 2010, Segunda Sección. México, DF.

Internet

- Citar las fuentes de Internet sólo si son relevantes y razonablemente permanentes. Incluir la fecha en la que se consultó el sitio.
- Gómez de Silva, H., A. Oliveras de Ita y R.A. Medellín (en línea). 2005. *Myiopsitta monachus*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIBCONABIO. Proyecto U020. México, DF. <conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfU020.pdf> (consultado 9 de febrero de 2012).

Ridgely, R.S., T.F. Allnutt, T. Brooks, D.K. McNicol, D.W. Mehlman, B.E. Young y J.R. Zook (en línea). 2007. Digital distribution maps of the birds of the Western Hemisphere, versión 3.0. NatureServe. Arlington, Virginia, EUA. <www.natureserve.org/getData/birdMaps.jsp> (consultado 18 de diciembre de 2012).