



# UES

Universidad Estatal de Sonora  
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

# MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO

## Biología Aplicada a la Biomédica Laboratorio

Programa Académico  
Plan de Estudios  
Fecha de elaboración  
Versión del Documento

Ing. Biomédica

Junio 16, 2025



Dra. Martha Patricia Patiño Fierro  
**Rectora**

Mtra. Ana Lisette Valenzuela Molina  
**Encargada del Despacho de la Secretaría  
General Académica**

Mtro. José Antonio Romero Montaña  
**Secretario General Administrativo**

Lic. Jorge Omar Herrera Gutiérrez  
**Encargado de Despacho de Secretario  
General de Planeación**

## Tabla de contenido

<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>4</b>
<b>IDENTIFICACIÓN .....</b>	<b>6</b>
<i>Carga Horaria del alumno .....</i>	<i>6</i>
<i>Consignación del Documento.....</i>	<i>6</i>
<b>MATRIZ DE CORRESPONDENCIA .....</b>	<b>7</b>
<b>NORMAS DE SEGURIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS .....</b>	<b>10</b>
<i>Reglamento general del laboratorio .....</i>	<i>10</i>
<i>Reglamento de uniforme .....</i>	<i>10</i>
<i>Uso adecuado del equipo y materiales .....</i>	<i>10</i>
<i>Manejo y disposición de residuos peligrosos .....</i>	<i>10</i>
<i>Procedimientos en caso de emergencia .....</i>	<i>10</i>
<b>RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA..</b>	<b>12</b>
<b>PRÁCTICAS.....</b>	<b>3</b>
<b>FUENTES DE INFORMACIÓN .....</b>	<b>52</b>
<b>NORMAS TÉCNICAS APLICABLES.....</b>	<b>54</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>3</b>

## INTRODUCCIÓN

Como parte de las herramientas esenciales para la formación académica de los estudiantes de la Universidad Estatal de Sonora, se definen manuales de práctica de laboratorio como elemento en el cual se define la estructura normativa de cada práctica y/o laboratorio, además de representar una guía para la aplicación práctica del conocimiento y el desarrollo de las competencias clave en su área de estudio. Su diseño se encuentra alineado con el modelo educativo institucional, el cual privilegia el aprendizaje basado en competencias, el aprendizaje activo y la conexión con escenarios reales.

Con el propósito de fortalecer la autonomía de los estudiantes, su pensamiento crítico y sus habilidades para la resolución de problemas, las prácticas de laboratorio integran estrategias didácticas como el aprendizaje basado en proyectos, el trabajo colaborativo, la experimentación guiada y el uso de tecnologías educativas. De esta manera, se promueve un proceso de enseñanza-aprendizaje dinámico, en el que los estudiantes no solo adquieren conocimientos teóricos, sino que también desarrollan habilidades prácticas y reflexivas para su desempeño profesional.

El presente manual tiene como propósito servir como una guía técnica y formativa para el desarrollo de las prácticas del curso de Biología Celular Aplicada a la Biomédica, proporcionando a los estudiantes herramientas teóricas, metodológicas y operativas necesarias para el estudio experimental de los componentes y procesos celulares. Este documento organiza actividades centradas en el uso del microscopio óptico, el análisis de componentes celulares y la aplicación de técnicas moleculares y de inmunología como la extracción de ADN, PCR, hibridación y ELISA.

La integración de este manual en el programa académico de Ingeniería Biomédica se justifica por la necesidad de fortalecer la vinculación entre los conceptos celulares y moleculares con los entornos tecnológicos, clínicos y de investigación que enfrentará el egresado. Cada práctica fomenta la comprensión de procesos vitales como el transporte, la división celular, el fraccionamiento celular o el cultivo celular, que fortalecen las bases para el diseño y evaluación de soluciones biomédicas innovadoras.

A lo largo de las prácticas, se desarrollan competencias blandas, como la comunicación efectiva, el trabajo en equipo, la toma de decisiones y el uso responsable de tecnología en entornos colaborativos. En cuanto a las competencias disciplinares, se fortalecen el manejo del microscopio, la interpretación de procesos celulares, la aplicación de protocolos de biología molecular y la observación sistemática de fenómenos biológicos. Finalmente, en el ámbito de las competencias profesionales, se promueve la aplicación del conocimiento en contextos simulados o reales, como el diagnóstico molecular, la experimentación con

células vivas, la citometría de flujo y el uso de técnicas estandarizadas en laboratorios de investigación y salud, que permiten el fortalecimiento del perfil de egreso del Ingeniero Biomédico.

## IDENTIFICACIÓN

<b>Nombre de la Asignatura</b>		<b>Biología Celular Aplicada a la Biomédica</b>	
<b>Clave</b>	<b>051CP083</b>	<b>Créditos</b>	<b>5</b>
<b>Asignaturas Antecedentes</b>	<b>Bioquímica metabólica</b>	<b>Plan de Estudios</b>	<b>2020</b>

<b>Área de Competencia</b>	<b>Competencia del curso</b>
Competencia Profesionalizante	Aplicar los principios de la Biología celular en los procesos y mecanismos biológicos como situaciones patológicas de acuerdo con la Teoría celular y molecular, para emplearlos, en el diseño y modelado de sistemas biológicos y sensores de bioseñales con un enfoque biomédico, mediante el aprendizaje y el ejercicio del pensamiento crítico y trabajo colaborativo.

### Carga Horaria de la asignatura

<b>Horas Supervisadas</b>			<b>Horas Independientes</b>	<b>Total de Horas</b>
<b>Aula</b>	<b>Laboratorio</b>	<b>Plataforma</b>		
<b>2</b>	<b>2</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>6</b>

### Consignación del Documento

<b>Unidad Académica</b>	Unidad Académica Hermosillo
<b>Fecha de elaboración</b>	Junio 16, 2025
<b>Responsables del diseño</b>	Esther Saucedo Monarque
<b>Validación</b>	Academia de Ingeniería Biomédica
<b>Recepción</b>	Coordinación de Procesos Educativos

## MATRIZ DE CORRESPONDENCIA

Señalar la relación de cada práctica con las competencias del perfil de egreso

PRÁCTICA	PERFIL DE EGRESO
Normativa e infraestructura de seguridad	Reconocer las normas de seguridad, los lineamientos de comportamiento, y el uso adecuado del equipo del laboratorio de química, con la finalidad de garantizar la seguridad personal y colectiva, bajo condiciones de trabajo experimental supervisado, en el laboratorio, desarrollando el trabajo en equipo responsable
Microscopio óptico	Manejar el microscopio óptico adecuadamente con la finalidad de observar estructuras celulares durante las práctica en el laboratorio académico, para el desarrollo de habilidades técnicas en ingeniería biomédica, fomentando precisión y responsabilidad en el trabajo experimental.
Microscopio óptico y la célula	Utilizar el microscopio óptico para la observación e identificación de diferentes tipos de células (procariotas, vegetales, animales y especializadas), con la finalidad de reconocer sus estructuras, funciones y diferencias morfológicas, en el laboratorio con preparaciones fijas y técnicas de tinción básicas, en el ámbito de biología celular desarrollando la precisión, la observación crítica y el trabajo en equipo.
La célula, preparaciones temporales	Realizar preparaciones celulares temporales utilizando diferentes tipos de muestras eucariotas, con la finalidad de observar e identificar estructuras celulares y evaluar la utilidad de las tinciones vitales, bajo condiciones controladas de laboratorio con el uso del microscopio óptico, para el análisis morfológico aplicado a la biología celular desarrollando habilidades de observación, precisión y manejo responsable del material biológico.
Microtransporte y Membrana Celular	Explica los mecanismos de transporte a través de la membrana celular y su importancia fisiológica, mediante experimentos que simulan procesos de difusión y ósmosis, con el fin de comprender el comportamiento celular ante diferentes condiciones de solutos, en un entorno de laboratorio, aplicando pensamiento crítico y trabajo colaborativo

División celular	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla bajo condiciones de preparación estandarizadas en el análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de observación.
Índice mitótico y de fases	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla para estimar los índices mitótico y de fase, bajo condiciones de preparación estandarizadas y en el análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de observación.
Fraccionamiento celular	Emplear procedimientos de centrifugación diferencial para separar organelos celulares con fines de estudio morfofuncional, bajo condiciones controladas en un entorno virtual-laboratorio biomédico, desarrollando pensamiento crítico y precisión técnica en el análisis experimental.
Extracción de ADN	Aplicar técnicas de extracción y purificación de ADN mediante el uso de matrices de afinidad, con la finalidad de obtener biomoléculas de alta calidad para su análisis, bajo condiciones controladas de laboratorio, en el contexto del estudio celular biomédico, desarrollando habilidades de observación, análisis crítico y trabajo colaborativo.
Hibridación de ácidos nucleicos	Aplicar técnicas de hibridación de ácidos nucleicos para la identificación de secuencias específicas de ADN o ARN, bajo condiciones controladas de laboratorio, en el contexto del análisis molecular biomédico, desarrollando habilidades de observación crítica y trabajo colaborativo.
Electroforesis	Aplicar la técnica de electroforesis en gel de agarosa para separar fragmentos de ADN con base en su tamaño molecular, siguiendo un protocolo experimental estandarizado, en el contexto del análisis de biomoléculas en biología celular, fortaleciendo habilidades de precisión, trabajo colaborativo y pensamiento crítico.
Citometría de flujo	Aplicar la técnica de citometría de flujo para identificar y cuantificar características de células sanguíneas, con la finalidad de analizar subpoblaciones celulares inmunitarias, bajo

	condiciones de laboratorio virtual utilizando herramientas digitales, desarrollando pensamiento analítico y trabajo autónomo.
PCR	Aplicar la técnica de la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para amplificar fragmentos específicos de ADN con precisión y bajo condiciones controladas, mediante simulación virtual y el uso de recursos biomoleculares, en el contexto del diagnóstico molecular y la investigación biomédica, fortaleciendo habilidades de análisis crítico, atención al detalle y trabajo autónomo.
Cultivo celular primario	Establecer un cultivo celular primario para obtener células viables y funcionales que permitan el estudio fisiológico celular mediante procedimientos estériles en condiciones controladas in vitro, en el contexto de la biología celular aplicada a la ingeniería biomédica, fortaleciendo la responsabilidad, la observación científica y el trabajo metódico.
Ensayo de Inmunología (ELISA)	Aplicar la técnica de ELISA para detectar la presencia de anticuerpos específicos como herramienta diagnóstica, bajo condiciones de simulación y control experimental, en el contexto de la inmunología clínica fortaleciendo la capacidad analítica, la rigurosidad científica y la toma de decisiones fundamentada.

## **NORMAS DE SEGURIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS**

### **Reglamento general del laboratorio**

Asistir puntualmente a las prácticas y permanecer durante toda la sesión bajo la supervisión del docente o técnico responsable.

Queda estrictamente prohibido introducir alimentos, bebidas o dispositivos electrónicos personales no autorizados.

Mantener siempre una conducta respetuosa y responsable, tanto con las personas como con el equipo y materiales.

Se prohíbe el uso de dispositivos de reproducción de sonido o teléfonos celulares durante las prácticas, excepto si son parte del procedimiento aprobado.

No está permitido realizar experimentos que no estén incluidos en el protocolo autorizado.

Todo accidente o incidente debe reportarse inmediatamente al responsable del laboratorio

### **Reglamento de uniforme**

Usar ropa que cubra la mayor parte de la superficie del cuerpo (no se permite, faldas, bermudas, ropa desmangada)

Usar bata de laboratorio blanca 100 % algodón, sin estampados, bien abotonada.

Calzado cerrado y antiderrapante (sin tacones, sandalias ni zapatillas).

Lentes de seguridad y guantes de nitrilo (cuando el protocolo lo exija).

Cabello recogido (especialmente si excede el largo del cuello).

No se permite el uso de joyería colgante, bufandas ni mangas amplias que comprometan la seguridad.

### **Uso adecuado del equipo y materiales**

Todo instrumento debe ser utilizado conforme a las instrucciones del docente o protocolo.

Revisar previamente el estado de limpieza, calibración y funcionalidad del equipo.

No dejar recipientes con reactivos abiertos o sin etiquetar.

Transportar los materiales con precaución y emplear pinzas, gradillas o carritos cuando sea necesario.

Utilizar los instrumentos solo para los fines establecidos. No se permite el uso recreativo ni experimental libre del material del laboratorio.

### **Manejo y disposición de residuos peligrosos**

Identificar los residuos generados según su naturaleza: orgánicos, inorgánicos, corrosivos, tóxicos o inflamables.

Utilizar los contenedores específicos que estén debidamente etiquetados para cada tipo de residuo.

Nunca verter sustancias al drenaje sin autorización. Todos los residuos deben manejarse conforme a lo establecido por la NOM-052-SEMARNAT-2005.

Registrar en la bitácora correspondiente los residuos depositados, su cantidad estimada y el procedimiento aplicado.

El manejo de residuos peligrosos será supervisado por el responsable del laboratorio y su disposición final será realizada por personal autorizado.

### **Procedimientos en caso de emergencia**

Conocer la ubicación y el funcionamiento del equipo de seguridad: regadera de emergencia, lavaojos, extintores, botiquín, ventilación y salidas de emergencia.

En caso de contacto con sustancias peligrosas, lavar de inmediato con agua abundante y notificar al docente.

En caso de incendio: cortar suministro de gas si es seguro hacerlo, evacuar la zona y seguir las instrucciones del plan interno de protección civil.

Si se rompe vidrio o se derrama una sustancia: aislar el área, advertir a los compañeros, y esperar indicaciones.

No abandonar el laboratorio durante una emergencia sin reportar al docente.

## RELACIÓN DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO POR ELEMENTO DE COMPETENCIA

<b>Elemento de Competencia al que pertenece la práctica</b>	<b>EC I</b>
	Explicar el concepto de célula como la unidad esencial en el nivel de organización de los seres vivos para reconocer los diferentes atributos, características y organización de los diferentes tipos de células, así como su origen y procesos evolutivos según la biología molecular y la teoría celular desarrollando el pensamiento crítico y un aprendizaje autogestivo

PRÁCTICA	NOMBRE	COMPETENCIA
Práctica No. 1	Normativa e infraestructura de seguridad	Reconocer las normas de seguridad, los lineamientos de comportamiento, y el uso adecuado del equipo del laboratorio de química, con la finalidad de garantizar la seguridad personal y colectiva, bajo condiciones de trabajo experimental supervisado, en el laboratorio, desarrollando el trabajo en equipo responsable
Práctica No. 2	Microscopio óptico	Manejar el microscopio óptico adecuadamente con la finalidad de observar estructuras celulares durante las práctica en el laboratorio académico, para el desarrollo de habilidades técnicas en ingeniería biomédica, fomentando precisión y responsabilidad en el trabajo experimental.
Práctica No. 3	Microscopio óptico y la célula	Utilizar el microscopio óptico para la observación e identificación de diferentes tipos de células (procariotas, vegetales, animales y especializadas), con la finalidad de reconocer sus estructuras, funciones y diferencias morfológicas, en el laboratorio con preparaciones fijas y técnicas de tinción básicas, en el ámbito de biología celular desarrollando la precisión, la observación crítica y el trabajo en equipo.
Práctica No. 4	La célula, preparaciones temporales	Realizar preparaciones celulares temporales utilizando diferentes tipos de muestras eucariotas, con la finalidad de observar e identificar estructuras celulares y evaluar la utilidad de las tinciones vitales, bajo condiciones

		controladas de laboratorio con el uso del microscopio óptico, para el análisis morfológico aplicado a la biología celular desarrollando habilidades de observación, precisión y manejo responsable del material biológico.
--	--	--

Elemento de Competencia al que pertenece la práctica	<b>EC II</b>
	Relacionar la estructura de los organelos y otros componentes de la célula con las diversas funciones o procesos biológicos mediante el aprendizaje, con el fin de reconocer, a través del pensamiento crítico, los procesos o funciones normales de las situaciones patológicas en el ámbito biomédico de acuerdo con la Biología celular y molecular.

<b>PRÁCTICA</b>	<b>NOMBRE</b>	<b>COMPETENCIA</b>
Práctica No. 5	Microtransporte y Membrana Celular	Explica los mecanismos de transporte a través de la membrana celular y su importancia fisiológica, mediante experimentos que simulan procesos de difusión y ósmosis, con el fin de comprender el comportamiento celular ante diferentes condiciones de solutos, en un entorno de laboratorio, aplicando pensamiento crítico y trabajo colaborativo
Práctica No. 6	División celular	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla bajo condiciones de preparación estandarizadas en el análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de observación.
Práctica No. 7	Índice mitótico y de fases	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla para estimar los índices mitótico y de fase, bajo condiciones de preparación estandarizadas y en el análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de

	observación.
--	--------------

<b>Elemento de Competencia al que pertenece la práctica</b>	<b>EC III</b>
	Relacionar la estructura celular como los mecanismos y procesos biológicos en situaciones patológicas como normales utilizando métodos y técnicas empleados en la Biología celular y molecular que permitan analizar, cuantificar o estudiar mediante el pensamiento crítico, los diferentes aspectos biológicos de la célula en el ámbito biomédico a través del trabajo colaborativo.

PRÁCTICA	NOMBRE	COMPETENCIA
Práctica No. 8	Fraccionamiento celular	Emplear procedimientos de centrifugación diferencial para separar organelos celulares con fines de estudio morfofuncional, bajo condiciones controladas en un entorno virtual-laboratorio biomédico, desarrollando pensamiento crítico y precisión técnica en el análisis experimental.
Práctica No. 9	Extracción de ADN	Aplicar técnicas de extracción y purificación de ADN mediante el uso de matrices de afinidad, con la finalidad de obtener biomoléculas de alta calidad para su análisis, bajo condiciones controladas de laboratorio, en el contexto del estudio celular biomédico, desarrollando habilidades de observación, análisis crítico y trabajo colaborativo.
Práctica No. 10	Hibridación de ácidos nucleicos	Aplicar técnicas de hibridación de ácidos nucleicos para la identificación de secuencias específicas de ADN o ARN, bajo condiciones controladas de laboratorio, en el contexto del análisis molecular biomédico, desarrollando habilidades de observación crítica y trabajo colaborativo.
Práctica No. 11	Electroforesis	Aplicar la técnica de electroforesis en gel de agarosa para separar fragmentos de ADN con base en su tamaño molecular, siguiendo un protocolo experimental estandarizado, en el contexto del análisis

		de biomoléculas en biología celular, fortaleciendo habilidades de precisión, trabajo colaborativo y pensamiento crítico.
Práctica No. 12	Citometría de flujo	Aplicar la técnica de citometría de flujo para identificar y cuantificar características de células sanguíneas, con la finalidad de analizar subpoblaciones celulares inmunitarias, bajo condiciones de laboratorio virtual utilizando herramientas digitales, desarrollando pensamiento analítico y trabajo autónomo.
Práctica No. 13	PCR	Aplicar la técnica de la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para amplificar fragmentos específicos de ADN con precisión y bajo condiciones controladas, mediante simulación virtual y el uso de recursos biomoleculares, en el contexto del diagnóstico molecular y la investigación biomédica, fortaleciendo habilidades de análisis crítico, atención al detalle y trabajo autónomo.
Práctica No. 14	Cultivo celular primario	Establecer un cultivo celular primario para obtener células viables y funcionales que permitan el estudio fisiológico celular mediante procedimientos estériles en condiciones controladas in vitro, en el contexto de la biología celular aplicada a la ingeniería biomédica, fortaleciendo la responsabilidad, la observación científica y el trabajo metódico.
Práctica No. 15	Ensayo de Inmunología (ELISA)	Aplicar la técnica de ELISA para detectar la presencia de anticuerpos específicos como herramienta diagnóstica, bajo condiciones de simulación y control experimental, en el contexto de la inmunología clínica fortaleciendo la capacidad analítica, la rigurosidad científica y la toma de decisiones fundamentada.



# UES

Universidad Estatal de Sonora  
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

# PRÁCTICAS

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	1
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Normas de seguridad e higiene y uso y manejo de equipo de laboratorio
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Reconocer las normas de seguridad, los lineamientos de comportamiento, y el uso adecuado del equipo del laboratorio de química, con la finalidad de garantizar la seguridad personal y colectiva, bajo condiciones de trabajo experimental supervisado, en el contexto del laboratorio universitario, desarrollando el trabajo en equipo responsable

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El laboratorio de química es un entorno donde los estudiantes ponen en práctica los conocimientos teóricos adquiridos. Para ello, es esencial observar estrictas normas de seguridad e higiene, reconocer y manipular correctamente el equipo y materiales, así como aplicar procedimientos seguros para el uso de sustancias químicas. El conocimiento de los riesgos y el manejo adecuado de residuos también forman parte de la formación integral.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Reglamento General de Laboratorio
- Bata
- Recurso digital. [Introduction to Lab Safety](#) NC Community College. BiotNetwork

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

#### Normas y reglas de seguridad e higiene

1. Discutir las Normas y lineamientos de seguridad observables previamente o durante las prácticas de laboratorio tanto de trabajo y del Equipo Protección personal (EPP).
2. Normas generales en el manejo de reactivos químicos
3. Localizar la infraestructura de seguridad en el laboratorio.
4. Niveles de Bioseguridad en los laboratorios de Investigación
5. Elaborar un croquis del laboratorio señalando equipo de seguridad.
6. Riesgos, contención y desinfección
7. Revisar la guía de reporte de práctica.

### RESULTADOS ESPERADOS

1. Croquis del laboratorio con infraestructura de seguridad.
2. Captura de pantalla del Quiz de seguridad.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

¿Qué precauciones se deben seguir al trabajar con cada tipo de reactivo?

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Enfocadas a relacionar las medidas de seguridad con la prevención de accidentes reales, la importancia de la identificación correcta del equipo y su función y el conocimiento del material y equipo básico del laboratorio de biología celular.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Revisión del recurso digital. [Introduction to Lab Safety](#) NC Community College. BiotNetwork  
Comparar la información del manual con los recursos electrónicos asignados.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Participación activa y responsable en el laboratorio. Elaboración del reporte de práctica conforme a los lineamientos. Resolución correcta de cálculos y análisis estadístico. Presentación del Quiz de seguridad contestado.
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	2
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Microscopio óptico
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Manejar el microscopio óptico adecuadamente con la finalidad de observar estructuras celulares bajo condiciones de laboratorio académico, en el contexto del desarrollo de habilidades técnicas en ingeniería biomédica, fomentando precisión y responsabilidad en el trabajo experimental.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El microscopio es una herramienta fundamental en biología celular, ya que permite la observación de estructuras que no son visibles a simple vista. Su correcta manipulación garantiza resultados válidos y minimiza errores experimentales

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Microscopio óptico compuesto
- laminillas preparaciones fijas
- Papel para limpieza de lentes

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

## USO CORRECTO DEL MICROSCOPIO ÓPTICO.

1. Para transportar el Microscopio de un lugar a otro, utilice ambas manos, sujetándolo por el soporte con una mano y sosteniéndole la base con la palma de la otra mano, llevándolo siempre en posición vertical.
2. Verifique que el microscopio esté en el lugar correcto.
3. Asegúrese que el objetivo de menor aumento, esté en posición para observar sobre la platina.
4. Si no está haga girar el revólver, haga descender la platina hasta el máximo y mueva el tornillo macrométrico, para bajar el tubo del microscopio hacia la platina lentamente.
5. Conecte la fuente de luz, observe a través del ocular, hasta observar el círculo de luz sin sombra (abra y cierre el diafragma si es necesario).

Anote las partes del microscopio y su función (Incluir en el reporte de la práctica de laboratorio, ayudado con un dibujo).

## OPERACIÓN DEL MICROSCOPIO ÓPTICO CON PREPARACIONES FIJAS

1. Coloque la preparación sobre la platina,
2. Observe por el ocular y con el tornillo macrométrico suba lentamente hasta que aparezca la imagen del objeto.
3. Utilizando el tornillo micrométrico, focalice la imagen hasta que ésta sea nítida.
4. Después de haber enfocado con el objetivo de menor aumento, gire el revólver y coloca en posición el objetivo de mediano aumento.
5. Focalice la imagen hasta ser nítida, utilizando el tornillo micrométrico.
6. Para utilizar el objetivo de 100X, debe girar el revólver y dejar despejada la preparación sin objetivo, colocar una gota de aceite de inmersión, girar el revólver de nuevo y colocar el objetivo de 100X.
7. Focalice la imagen, utilizando el tornillo micrométrico.
8. Ajuste la intensidad de luz, abriendo y cerrando el diafragma, hasta lograr una visión clara.
9. Esquematice y anote sus observaciones correspondientes.
10. Gire el revólver, retire la preparación.
11. Limpie el objetivo de 100X con papel especial.
12. Guarde el microscopio o colóquele la funda.

Alternativamente se puede utilizar un microscopio virtual

<https://www.ncbionetwork.org/iet/microscope/>

## RESULTADOS ESPERADOS

Manejo adecuado del microscopio

Identificación clara de células y estructuras celulares observadas. Dibujos o captura de imágenes con anotaciones.

## ANÁLISIS DE RESULTADOS

Comparar lo observado con imágenes de referencia. Reconocer errores comunes en el enfoque y manejo del microscopio.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Orientadas en destacar la importancia del uso y operación del microscopio óptico y su correcta manipulación requiere práctica, precisión y cuidado.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar los diferentes tipos de microscopía existentes y sus aplicaciones en medicina e ingeniería biomédica.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Uso correcto del microscopio Precisión en la observación Limpieza del área de trabajo Registro adecuado de observaciones Evidencia: imágenes: dibujos o captura de pantalla
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	3
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Microscopio óptico y la célula
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Utilizar el microscopio óptico para la observación e identificación de diferentes tipos de células (procariotas, vegetales, animales y especializadas), con la finalidad de reconocer sus estructuras, funciones y diferencias morfológicas con preparaciones fijas y técnicas de tinción básicas del laboratorio, empleadas en biología celular desarrollando la precisión, la observación crítica y el trabajo en equipo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El microscopio óptico es un instrumento fundamental en el estudio de la biología celular, permitiendo observar estructuras que escapan a la resolución del ojo humano (0.2 mm), como las células, que miden entre 10 y 20  $\mu\text{m}$ . La capacidad de resolución de este instrumento alcanza los 0.2  $\mu\text{m}$ , facilitando la visualización de orgánulos y estructuras intracelulares. El conocimiento celular ha evolucionado en paralelo al desarrollo de la microscopía y las técnicas de tinción, que aumentan el contraste para una mejor interpretación morfológica. La observación microscópica requiere comprender el plano del corte, las posibles aberraciones ópticas y artefactos, y la reconstrucción tridimensional mental de la imagen bidimensional obtenida. Diferenciar entre células procariotas y eucariotas, animales y vegetales, así como identificar especializaciones celulares (cilios, flagelos, cloroplastos, etc.), es esencial para el abordaje profesional de la biología en la ingeniería biomédica

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### MATERIALES

1. Laminillas fijas
2. Laminillas cubreobjetos
3. Papel para limpieza de lentes (microscopio)
4. Aceite de inmersión
5. Atlas de histología (digital o impreso)

#### EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Microscopio óptico binocular
- Colorantes básicos (según indicaciones del protocolo)
- Fuente de luz
- Preparaciones de tejidos animales y vegetales

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

#### OPERACIÓN GENERAL DEL MICROSCOPIO ÓPTICO

- I. Transportar correctamente el microscopio.
- II. Verificar que el microscopio esté listo para usarse: objetivo de menor aumento, platina abajo.
- III. Conectar la fuente de luz y ajustar el diafragma.
- IV. Colocar la laminilla sobre la platina.
- V. Enfocar primero con el objetivo de 4X usando el tornillo macrométrico.
- VI. Cambiar al objetivo de 10X y luego al de 40X, ajustando con el tornillo micrométrico.
- VII. Para el objetivo de 100X, colocar aceite de inmersión.
- VIII. Observar diferentes tipos de células según el protocolo (procariotas, vegetales, humanas, especializadas).
- IX. Capturar imágenes y registrar observaciones.
- X. Limpiar objetivos y guardar adecuadamente el microscopio.

## ESTRUCTURA Y FUNCIONES DE LA CÉLULA.

### I. Formas y tamaño

- a) Coloque la laminilla indicada por el instructor (procariota y hongo)
- b) Observe al microscopio con aumento de 4x, 10X y 40X.
- c) Determine la forma
- d) Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

### II. Cilios, flagelos

- a) Coloque la laminilla indicada por el instructor (*Paramecium*, *Giardia lamblia*)
- b) Observe al microscopio con aumento de 4X, 10X y 40X.
- c) Determine la forma e identifique las estructuras de interés
- d) Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

### III. Célula vegetal: pared celular, cloroplastos, núcleo

- a) Coloque la laminilla indicada por el instructor
- b) Observe al microscopio con el ocular de 4X, 10X y 40X.
- c) Observe la estructura de la célula vegetal núcleo, pared celular y particularmente los cloroplastos característicos de las células vegetales.
- d) Capture una imagen anotando los datos de la muestra

### IV. Células humanas

- a) Coloque la laminilla indicada por el instructor (Tejido epitelial: Riñones, pulmón, glándulas, ovarios, intestino, esófago, arterias y vasos sanguíneos)
- b) Observe al microscopio con el ocular de 4X, 10X y 40X.
- c) Observe la estructura de las células escamosas, cúbicas y columnares.
- d) Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

### V. Células humanas

- a) Coloque la laminilla indicada por el instructor (Tejido conectivo: piel, glándulas mamarias, riñones)
- b) Observe al microscopio con el ocular de 4X, 10X y 40X.
- c) Observe la estructura de los adipocitos.
- d) Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

**VI. Células humanas**

- Coloque la laminilla indicada por el instructor (tejido muscular: liso, estriado)
- Observe al microscopio con el ocular de 4X, 10X y 40X.
- Observe la estructura de los osteocitos
- Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

**VII. Células humanas**

- Coloque la laminilla indicada por el instructor (tejido nervioso: neuronas, glías)
- Observe al microscopio con el ocular de 4X, 10X y 40X.
- Observe la estructura de los osteocitos
- Capture una imagen anotando los datos de la muestra, así como sus observaciones

**RESULTADOS ESPERADOS**

- Imágenes enfocadas de células procariotas, vegetales y animales.
- Identificación clara de estructuras como el núcleo, pared celular, cloroplastos, cilios, flagelos, entre otros.
- Diferenciación morfológica entre tipos celulares,

**ANÁLISIS DE RESULTADOS**

El estudiante deberá analizar las diferencias entre los tipos celulares observados, considerando forma, tamaño, presencia de estructuras especializadas y características típicas de cada grupo (procariotas vs eucariotas, animales vs vegetales). Se deberá relacionar la estructura observada con su función biológica y su relevancia en sistemas fisiológicos humanos.

**CONCLUSIONES Y REFLEXIONES**

Orientadas a valorizar el manejo correcto del microscopio óptico para realizar identificación de los diferentes tipos celulares y estructuras para su análisis y estudio.

**ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS**

Dibujo esquemático de al menos tres tipos celulares observados.  
Consulta y resumen de un artículo científico sobre microscopia aplicada en diagnóstico biomédico.  
Comparación entre el microscopio óptico y el electrónico: usos, ventajas y limitaciones.

**EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE**

Criterios de evaluación

Corrección en el uso del microscopio.  
Identificación precisa de estructuras celulares.  
Análisis y descripción de diferencias celulares.

	<p>Entrega completa de observaciones con imágenes capturadas. Participación activa y responsable en el laboratorio. Desarrollo del cuestionario de evaluación.</p>
<p>Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño</p>	<p>Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio</p>
<p>Formatos de reporte de prácticas</p>	<p>Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)</p>

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	4
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	La célula, preparaciones temporales
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Realizar preparaciones celulares temporales utilizando diferentes tipos de muestras eucariotas, con la finalidad de observar e identificar estructuras celulares y evaluar la utilidad de las tinciones vitales, bajo condiciones controladas de laboratorio con el uso del microscopio óptico, en el contexto del análisis morfológico aplicado a la biología celular desarrollando habilidades de observación, precisión y manejo responsable del material biológico.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El descubrimiento de la célula fue posible gracias a la invención del microscopio compuesto. Las técnicas de microscopía han avanzado considerablemente, permitiendo observar tejidos vivos y fijados mediante el uso de preparaciones temporales, como las húmedas o los frotos fijos. Estas preparaciones permiten visualizar diferentes estructuras celulares, como membranas, núcleos, cloroplastos, cilios y flagelos. Para mejorar el contraste, se utilizan colorantes vitales y supravitales. La resolución del microscopio óptico (0.2  $\mu\text{m}$ ) supera ampliamente la del ojo humano (0.2 mm), haciendo posible la visualización de microorganismos y componentes celulares. Comprender las estructuras observadas requiere identificar las características celulares propias de protozoarios, hongos, células vegetales y animales, y correlacionarlas con su función biológica.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales:

- Mechero Bunsen
- Asa bacteriológica
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Gotero y pipeta Pasteur
- Lanceta esterilizada
- Algodón y alcohol etanol
- Abatelenguas o hisópo

#### Equipo y reactivos:

- Microscopio óptico
- Azul de metileno al 0.2%
- Solución fisiológica NaCl 0.9%
- Reactivo de Giemsa al 10%

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

### 1. Protozoarios de vida libre

- a) Coloque una o dos gotas de agua estancada (acuario) en una lámina limpia.
- b) Cúbrala con una laminilla.
- c) Observe al microscopio con aumento de 10X y 40X.
- d) Observe los microorganismos que presentan movimiento. Tome nota de las diversas estructuras que utilizan para su desplazamiento. Tipos celulares, tamaños, membrana celular, cilios, flagelos, cloroplasto, vacuolas, núcleo, etc.
- e) Prepare una muestra con colorante vital. Observe.
- f) Trate de identificar las formas vivientes que observa con ayuda de las ilustraciones, claves y textos de consulta (ver esquemas en el Anexo)

### 2. Célula vegetal (epidermis de cebolla)

- a) Coloque una gota de agua destilada en una lámina porta objeto y monte una hoja de elodea o de epidermis del tubérculo de la cebolla cubriéndola con una laminilla cubre objeto.
- b) Observe al microscopio con el ocular de 10X y 40X.
- c) Observe la estructura vegetal, particularmente los cloroplastos característicos de las células vegetales.
- d) Realice pequeños cortes finos de material vegetal: raíces, hojas, grama, raspado de papa, cebolla, plantas de jardín, etc.
- e) Móntelos en unas gotas de solución fisiológica y cúbralos con una laminilla.
- f) Observe al microscopio las estructuras vegetales: cloroplasto, la pared celular y la membrana celular.

### 3. Hongos microscópicos

- a) Esterilizar el asa bacteriológica (hasta que se ponga al rojo vivo Dejar enfriar el asa para evitar que al tomar la muestra los microorganismos sean destruidos) y en condiciones asépticas tomar una pequeña cantidad del cultivo.
- b) Mezclar suavemente el cultivo y la solución salina, con el asa, hasta obtener una suspensión homogénea y extenderla en el centro del portaobjetos.
- c) Esterilizar el asa.

NOTA. - Evite que su muestra se seque agregando una gota de la solución correspondiente por los bordes del cubreobjetos

### 4. Extendido sanguíneo

- a) Limpie el dedo anular con algodón empapado en alcohol.
- b) Se toman muestras de sangre con la ayuda de unas lancetas desechables. Pinche el dedo y coloque la gota de sangre (2 a 3 mm.) en un extremo de los portaobjetos limpios (1 o 2 cm del borde).
- c) Se prepararán extendidos finos: extienda la gota de sangre con el borde de otro portaobjeto formando un ángulo de 45°, deslice suavemente hasta el otro extremo de la lámina y deje secar el frotis rápidamente el frotis, soplando vigorosamente con un cartón o usando una secadora eléctrica
- d) Fije el extendido con metanol por 1 minuto.
- e) Coloree con reactivo de Giemsa al 10% por 20 min.
- f) Observe con inmersión los diferentes tipos celulares.

### 5. Células de mucosa bucal

- a. Toma de la muestra. Con la ayuda un abatelenguas o hisópo tomar una muestra de la mucosa bucal. Frotar

- con suavidad por el interior de la cavidad bucal
- b. Preparación del frotis. Extender la muestra sobre el portaobjetos frotando contra la superficie. Realizar un frotis. Añadir una gota de agua destilada a la muestra para extenderla mejor, si es necesario.
  - c. Fijar la muestra pasándola sobre la llama del mechero, con cuidado de que no se queme. Es una fijación con calor.
  - d. Tinción. Agregar una gota de colorante azul de metileno. Cubrir la muestra con azul de metileno. Dejar actuar durante dos minutos. Hazlo sobre la cubeta de tinción.
  - e. Lavar la muestra con agua dejándola caer con cuidado con ayuda de un frasco lavador o el cuentagotas hasta eliminar los restos de colorante.
  - f. Cubrir con un cubreobjetos y presionar con cuidado procurando que no queden burbujas de aire.
  - g. Observa la preparación al microscopio
  - j. Tomar fotografías para integrar en el apartado de resultados señalando los elementos estructurales de la célula.

En todos los casos, capturar fotografías de las observaciones realizadas.

### RESULTADOS ESPERADOS

- Observación clara de células eucariotas de origen vegetal, animal y fúngico.
- Identificación de estructuras como núcleo, cloroplastos, cilios, flagelos y vacuolas.
- Comparación entre preparaciones frescas y fijadas, y entre tinciones utilizadas

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

El estudiante deberá analizar las diferencias estructurales observadas en los distintos tipos celulares, asociándolas a su función y origen. Se valoran los efectos de las técnicas de tinción y la calidad de las preparaciones. Asimismo, se debe considerar el impacto de la fijación, los colorantes y el tipo de preparación sobre la morfología observada.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Encaminadas a la utilidad de las preparaciones temporales para el estudio celular y la importancia de las técnicas de tinción y fijación para el contraste y preservación.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Elaboración de esquemas comparativos entre preparaciones vegetales, animales y protozoarias.

Consulta sobre usos actuales de la coloración vital en diagnóstico biomédico.  
Discusión grupal sobre las ventajas y desventajas de preparaciones frescas y fijadas.

<b>EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE</b>	
Criterios de evaluación	Calidad y limpieza de las preparaciones realizadas. Identificación adecuada de estructuras celulares. Aplicación correcta de colorantes y fijadores. Análisis crítico de los resultados observados. Registro de observaciones con fotografías.
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	5
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Microtransporte y Membrana Celular
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Explica los mecanismos de transporte a través de la membrana celular y su importancia fisiológica, mediante experimentos que simulan procesos de difusión y ósmosis, con el fin de comprender el comportamiento celular ante diferentes condiciones de solutos, en un entorno de laboratorio, aplicando pensamiento crítico y trabajo colaborativo

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El agua, como principal componente del cuerpo humano, participa activamente en los procesos de difusión y ósmosis, que regulan los volúmenes intracelular y extracelular. La difusión es un movimiento pasivo de solutos a favor de su gradiente de concentración, mientras que la ósmosis se refiere al movimiento del agua hacia zonas de mayor concentración de solutos a través de una membrana semipermeable. Estos procesos son fundamentales para mantener la homeostasis celular. En condiciones de desequilibrio osmótico, las células pueden encogerse (medio hipertónico) o lisarse (medio hipotónico).

El potencial de membrana, originado por el desequilibrio iónico, es regulado por mecanismos como el transporte activo. El estudio de estos fenómenos a través de simulaciones experimentales con membranas biológicas (huevo) y sintéticas (celofán), permite observar los principios físico-químicos que los sustentan.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales y equipo:

- Vasos de vidrio o plástico transparente
- Popotes transparentes
- Tijeras
- Pistolas de silicón o plastilina
- Bolsas de celofán
- Ligas, hilos
- Jeringa de 5 mL
- Gradilla, tubos de ensayo
- Pipetas de 10 mL con válvula
- Vaso de precipitado de 250 mL
- Goteros, piseta
- Placa de calentamiento

#### Reactivos:

- Agua destilada
- Huevos (2 mínimo)
- Lugol, reactivo de Benedict

Azul de metileno  
Solución de almidón al 1%  
Solución de glucosa 0.1 M

## PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

### I. Difusión y temperatura

1. Llenar dos vasos con agua: uno a temperatura ambiente y otro con agua caliente (reposada tras ebullición).
2. Añadir una gota de colorante a cada uno.
3. Registrar el tiempo de difusión y compararlo.
4. Formular hipótesis sobre la velocidad de difusión.

### II. Ósmosis con membrana biológica

1. Tome un huevo y retire cuidadosamente un poco del cascarón sin romper la membrana que separa el cascarón de la clara (en extremo más ancho que corresponde a la cámara de aire y es más fácil romper el cascarón sin romper la membrana).
2. Del vértice opuesto perforar completamente de manera que sea posible insertar un popote al interior del huevo. Introducir el popote a una profundidad tal que esté en contacto con la clara, sin romper la yema. Sellar herméticamente (el espacio entre el popote y el huevo) con silicón o plastilina y verter un poco de agua con colorante en el popote hasta ver con claridad un nivel de agua en el popote).
3. Colocar el huevo con la membrana expuesta hacia abajo dentro del vaso previamente llenado con agua. Marque el nivel de agua al inicio y cada 10 minutos por una hora, registre sus datos y construya una gráfica (mm/minutos).

NOTA. - Es importante que la membrana esté sumergida en el agua.

### III. Ósmosis en membrana sintética

1. Con el azúcar prepare 20 mL aproximadamente de una solución saturada (m/v).
2. Separe 5 mL de la solución saturada y agregue 10 mL de agua.
3. Ahora tenemos 15 mL de solución saturada y 15 mL de una solución diluida.
4. Tome dos bolsitas de celofán y cada una agregue una solución (etiquete sus bolsitas), amárrelas con un hilo para evitar derrames.
5. Coloque las bolsitas en un recipiente con al menos 200 mL de agua, deje las bolsitas en el recipiente con agua al menos 2 h, posteriormente retírelas y con la jeringa mida el volumen en cada bolsita.

### IV. Transporte de solutos

1. Etiquetar los vasos y los tubos de ensayo (a1, a2, a3, a4 a5, a6, g1, g2, g3, g4, g5 y g6)
2. Preparar una solución Glucosa 1% y Almidón 1%.
3. Verter 10 mL de la solución de Glucosa en una bolsa de celofán y cerrar con tape. Hacer lo mismo para el almidón.
4. Colocar en un vaso de precipitado de 250 mL con 100 mL de agua destilada
5. Cada 5 minutos muestrear 10 mL de la solución del vaso (100mL de agua) por 30 minutos
6. Las muestras de glucosa se les adiciona 3 gotas del reactivo de Benedict, agitar y se colocan en baño María entre 3-5 minutos.
7. Las muestras de almidón se les adiciona 3 gotas de Lugol agitar y observar

### RESULTADOS ESPERADOS

Mayor velocidad de difusión en agua caliente.  
Incremento del nivel de agua en el popote debido a la ósmosis.  
Cambios de volumen en las bolsas de celofán, según la dirección del gradiente osmótico.  
Detección de glucosa (coloración con Benedict) y almidón (coloración azul con Lugol) en el medio externo si hay difusión de solutos.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Evaluar la influencia de la temperatura sobre la velocidad de difusión.  
Comparar los efectos osmóticos en membranas biológicas vs sintéticas.  
Analizar qué factores condicionaron el paso de glucosa y almidón a través de las membranas.  
Relacionar resultados experimentales con la teoría de transporte celular.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Dirigidas al reconocimiento de los distintos aspectos que se relacionan con el transporte de sustancias a través de la membrana celular y su relación con procesos en la fisiología celular y en el diseño de sistemas biomédicos como membranas de diálisis.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar aplicaciones médicas de la ósmosis (ej. diálisis, soluciones intravenosas).  
Diseñar un esquema comparativo de tipos de transporte celular.  
Buscar ejemplos de patologías asociadas al desequilibrio osmótico.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación

Interpretación de resultados y análisis crítico

	<p>Integración de fotografías, esquemas o tablas          Participación activa en laboratorio          Cuestionario contestado en el reporte.          Reflexión personal sobre aplicación biomédica de los conceptos experimentados.</p>
<p>Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño</p>	<p>Rúbrica de práctica de laboratorio          Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio</p>
<p>Formatos de reporte de prácticas</p>	<p>Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)</p>

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	6
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	División celular
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla para estimar los índices mitótico y de fase, bajo condiciones de preparación estandarizadas y en el contexto del análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de observación.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La mitosis es el proceso por el cual el material genético se divide de forma equitativa entre dos células hijas. Comprende fases secuenciales: profase, metafase, anafase y telofase, precedidas por la interfase. Durante la interfase, la célula replica su ADN; en la profase, los cromosomas se condensan; en la metafase, se alinean en el ecuador celular; en la anafase, las cromátidas hermanas se separan, y en la telofase se restituye el envoltorio nuclear. Estas fases se observan con mayor claridad en tejidos de alta tasa de división, como el meristemo radicular de cebolla.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales

1. Microscopio óptico
2. Baño María a 60 °C
3. Tubos Eppendorf (1.5 mL)
4. Portaobjetos y cubreobjetos
5. Bisturí, cuchilla y pinzas de disección
6. Papel de filtro
7. Caja Petri
8. Gotero
9. Plumón permanente
10. Cebolla con raíces en crecimiento
11. Microscopio estereoscópico (opcional)
12. Piseta

#### Reactivos:

1. Solución de HCl 1N
2. Solución de ácido acético al 45%
3. Fucsina básica
4. Agua destilada
5. Aceite de inmersión

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

### I. Preparación previa de raíces:

- Germinar cebollas por 3-5 días hasta obtener raíces de 2-3 cm.
- Cortar y conservar en ácido acético al 100% a 4 °C (opcional).

### II. Hidrólisis ácida:

- Colocar extremos de raíz en tubos Eppendorf con HCl 1N.
- Incubar 10 min en baño María a 60 °C.

### III. Lavado:

- Enjuagar 2 veces con agua destilada en caja Petri.

### IV. Tinción y montaje:

- Cortar 1.5-2 mm del extremo apical (meristemo).
- Teñir con 3-4 gotas de fucsina básica por 15 minutos.
- Retirar exceso de tinción, añadir ácido acético al 45%, colocar cubreobjetos y realizar squash.
- Observar al microscopio con aumento de 10X y 40X.

## RESULTADOS ESPERADOS

Observación clara de las fases de la mitosis.

## ANÁLISIS DE RESULTADOS

Preguntas o guías para la interpretación de los datos.

## CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Encaminadas a la visualización de la división celular como una fase del ciclo celular en un proceso observable mediante técnicas de tinción y squash así como las distintas fases de la mitosis.

## ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

1. ¿Para qué sirve el método de squash o aplastamiento?
2. Investigue alguna de las aplicaciones de estos parámetros en patologías humanas.

## EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación

Observa e identifica correctamente las fases mitóticas.  
Realiza con precisión la preparación microscópica.

	<p>Fotografías de preparaciones (cuando sea posible).          Cuestionario resuelto          Participación activa en el desarrollo de la práctica</p>
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<p>Rúbrica de práctica de laboratorio          Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio</p>
Formatos de reporte de prácticas	<p>Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)</p>

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	7
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Índice mitótico y de fases
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Observar y clasificar las distintas fases de la mitosis en células meristemáticas de raíz de cebolla para estimar los índices mitótico y de fase, bajo condiciones de preparación estandarizadas y en el contexto del análisis morfológico citológico, desarrollando precisión técnica, pensamiento crítico y capacidad de observación.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La mitosis es el proceso por el cual el material genético se divide de forma equitativa entre dos células hijas. Comprende fases secuenciales: profase, metafase, anafase y telofase, precedidas por la interfase. Durante la interfase, la célula replica su ADN; en la profase, los cromosomas se condensan; en la metafase, se alinean en el ecuador celular; en la anafase, las cromátidas hermanas se separan, y en la telofase se restituye el envoltorio nuclear. Estas fases se observan con mayor claridad en tejidos de alta tasa de división, como el meristemo radicular de cebolla. La estimación del índice mitótico permite evaluar la proporción de células en división en un tejido, mientras que el índice de fase permite identificar la duración relativa de cada fase del ciclo mitótico. Ambas estimaciones se obtienen mediante la observación microscópica y el conteo de células en distintas etapas del ciclo.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales y equipo:

- Microscopio óptico
- Baño María a 60 °C
- Tubos Eppendorf (1.5 mL)
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Bisturí, cuchilla y pinzas de disección
- Papel de filtro
- Caja Petri
- Gotero
- Plumón permanente
- Cebolla con raíces en crecimiento

#### Reactivos:

- Solución de HCl 1N
- Solución de ácido acético al 45%
- Fucsina básica
- Agua destilada
- Aceite de inmersión

## PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. **Preparación previa de raíces:**
  - a. Germinar cebollas por 3-5 días hasta obtener raíces de 2-3 cm.
  - b. Cortar y conservar en ácido acético al 100% a 4 °C (opcional).
2. **Hidrólisis ácida:**
  - a. Colocar extremos de raíz en tubos Eppendorf con HCl 1N.
  - b. Incubar 10 min en baño María a 60 °C.
3. **Lavado:**
  - a. Enjuagar 2 veces con agua destilada en caja Petri.
4. **Tinción y montaje:**
  - a. Cortar 1.5-2 mm del extremo apical (meristemo).
  - b. Teñir con 3-4 gotas de fucsina básica por 15 minutos.
  - c. Retirar exceso de tinción, añadir ácido acético al 45%, colocar cubreobjetos y realizar squash.
  - d. Observar al microscopio con aumento de 10X y 40X.
5. **Conteo celular:**
  - a. Identificar 100 células meristemáticas.
  - b. Clasificar e identificar fases mitóticas.
6. **Cálculo de índices:**
  - a. Índice mitótico = (Núm. de células en división / Total células contadas) x 100.
  - b. Índice de fase = (Núm. de células en fase / Total de células en división) x 100.

Alternativamente se pueden utilizar las preparaciones fijas digitalizadas:

- Universidad de Buenos Aires. (s.f). Mitosis. Banco de imágenes de la cátedra de Histología. [https://www.fvet.uba.ar/b\\_histo/](https://www.fvet.uba.ar/b_histo/)
- Slide 39. Onion Root Tip, H & E. [http://medsci.indiana.edu/junqueira/virtual/93\\_bl\\_5.html](http://medsci.indiana.edu/junqueira/virtual/93_bl_5.html)
- vlab.amrita.edu,. (2011). Mitosis in Onion Root Tips. Retrieved 28 March 2022, from <https://vlab.amrita.edu/index.php?sub=3&brch=188&sim=1102&cnt=4>
- Megías M, Molist P, Pombal MA. Atlas de histología vegetal y animal. <https://mmegias.webs.uvigo.es/7-micro-virtual/raiz-cebolla.php> .
- Sorenson, R.L. y Brelje, T. C. (2014). Atlas of Human Histology. Chapter 1: The Cell. [MH 015 Plant Mitosis](#) . University of Minnesota.

## RESULTADOS ESPERADOS

- Observación clara de las fases de la mitosis.
- Obtención de índices mitóticos y de fase.
- Comparación con porcentajes teóricos esperados:
  - Profase: 53.3%
  - Metafase: 13.33%

- Anafase: 6.67%
- Telofase: 26.7%

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Evaluar si los índices obtenidos se aproximan a los teóricos.  
 Interpretar desviaciones como posibles errores técnicos, variabilidad biológica o artefactos de preparación.  
 Relacionar el índice mitótico con la actividad proliferativa del tejido.  
 Identificar qué fase predomina y por qué (p. ej., profase es la más larga).

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Reconocer la mitosis como un proceso observable y cuantificable mediante técnicas de tinción y squash y la prevalencia de las distintas fases mediante la determinación de los índices mitótico y de fases.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar la aplicación del índice mitótico en oncología.  
 Analizar imágenes digitales de preparados comerciales o virtuales.  
 Comparar preparaciones de tejidos animales y vegetales.  
 Cuestionario:  
 ¿Para qué sirve el método de squash o aplastamiento?  
 Investigue alguna de las aplicaciones de estos parámetros en patologías humanas.  
 Realice el cálculo de los índices mitótico y de fase a partir de sus observaciones.  
 Compare los resultados teóricos con los observados en laboratorio.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Observa e identifica correctamente las fases mitóticas. Realiza con precisión la preparación microscópica. Calcula correctamente los índices requeridos. Integra de forma reflexiva los resultados con el fundamento teórico. Tabla de resultados de conteo y cálculos. Fotografías de preparaciones (cuando sea posible). Cuestionario resuelto.
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	8
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Fraccionamiento celular
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Emplear procedimientos de centrifugación diferencial para separar organelos celulares con fines de estudio morfofuncional, bajo condiciones controladas en un entorno virtual-laboratorio biomédico, desarrollando pensamiento crítico y precisión técnica en el análisis experimental.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La centrifugación es una técnica que permite separar componentes celulares suspendidos en solución, aprovechando las diferencias en densidad, forma y masa de cada partícula. Esta técnica ha sido clave para el aislamiento subcelular, preservando la integridad estructural y funcional de organelos como el núcleo, mitocondrias, lisosomas, entre otros.

Existen diferentes modalidades de centrifugación: diferencial, zonal, isopícnica y ultracentrifugación. La centrifugación diferencial se basa en sedimentar fracciones celulares de acuerdo a su masa y tamaño mediante incrementos sucesivos de velocidad. Esto permite obtener fracciones celulares relativamente puras para su análisis morfológico y funcional posterior.

El conocimiento de la velocidad de sedimentación (Svedberg) y del equilibrio de sedimentación permite optimizar la eficiencia del proceso. Esta metodología es ampliamente utilizada en biología celular, bioquímica, microbiología y medicina molecular, como base de estudios de patologías celulares o procesos fisiológicos específicos.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Instrumental:

- Simulador interactivo NCBionetwork: *Centrifugation Simulator*
- Microscopio virtual
- Recurso audiovisual "Cell Fractionation" (Sumanas Inc.)

#### Equipo:

- Centrífuga (baja y alta velocidad, virtual)
- Rotor basculante
- Tubos de centrifugación

#### Reactivos virtuales:

- Homogenato celular
- Solución buffer isotónica
- Marcadores subcelulares (enzimáticos o fluorescentes)

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

Accede al recurso interactivo “Centrifugation Simulator” del sitio NCBionetwork.  
Regístrate con tu nombre completo.  
Familiarízate con los instrumentos del laboratorio simulado (centrífuga, tubos, rotor).  
Ejecuta el protocolo de centrifugación diferencial en seis pasos, siguiendo instrucciones del simulador.  
Registra tus observaciones en el "Lab Notebook" virtual.  
Captura pantalla de cada fase del experimento.  
Visualiza el video “Cell Fractionation” y elabora una reseña breve del proceso observado.  
Realiza la evaluación del simulador y guarda tu certificado.  
Consulta el manual físico para reforzar conceptos relacionados con velocidades, tiempos y fracciones subcelulares.

### RESULTADOS ESPERADOS

Separación secuencial de orgánulos celulares: núcleos, mitocondrias, lisosomas, microsomas y fracción citosólica.  
Observación de patrones de sedimentación acorde a densidad y tamaño.  
Comprensión funcional del uso de la centrífuga.  
Registro sistematizado en bitácora digital.  
Emisión de certificado como evidencia de realización.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Los estudiantes deberán reflexionar sobre:  
¿Qué factores influyen en la velocidad de sedimentación?  
¿Qué fracción se sedimentó primero y por qué?  
¿Cómo afecta el tipo de solvente o buffer a la separación?  
¿Qué utilidad tiene cada fracción aislada en el estudio de funciones celulares?

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Reafirmar la importancia de la utilización de técnicas especializadas según el propósito de estudio. Su comprensión teórico-práctica y la habilidad para operar el equipo es esencial para investigaciones biomédicas lo que fortalece la formación práctica del estudiante en biología celular.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar aplicaciones clínicas del fraccionamiento celular (por ejemplo, purificación de lisosomas para estudios de enfermedades lisosomales).  
Elaborar un esquema comparativo de los tipos de centrifugación: diferencial, zonal, isopícnica y ultracentrifugación.

Realizar un glosario con 10 términos clave (por ejemplo: coeficiente de sedimentación, rotor, isopícnica, etc.).

<b>EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE</b>	
Criterios de evaluación	Aplicación adecuada de los pasos del protocolo simulado. Registro y análisis crítico de resultados. Participación en la discusión de las diferencias entre tipos de centrifugación. Presentación del certificado de práctica virtual y reseña de video. Cuestionario respondido correctamente.
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	9
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Extracción de ADN
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar técnicas de extracción y purificación de ADN mediante el uso de matrices de afinidad, con la finalidad de obtener biomoléculas de alta calidad para su análisis, bajo condiciones de laboratorio controladas, en el contexto del estudio celular biomédico, desarrollando habilidades de observación, análisis crítico y trabajo colaborativo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El ácido desoxirribonucleico (ADN) es la molécula que almacena la información genética de todos los seres vivos. Está conformada por dos cadenas antiparalelas de nucleótidos que forman una doble hélice estabilizada por enlaces de hidrógeno entre las bases nitrogenadas. Su extracción y purificación constituyen pasos fundamentales en biología molecular, ya que permiten estudiar procesos como la expresión génica, mutaciones, clonación, diagnóstico molecular, entre otros.

El ADN se encuentra protegido por membranas celulares y unido a proteínas estructurales, por lo que su aislamiento requiere de técnicas que rompan dichas estructuras sin degradar el material genético. Para lograrlo, se utilizan detergentes que solubilizan los lípidos de las membranas y soluciones salinas que estabilizan la carga del ADN. Posteriormente, el uso de alcohol (etanol o isopropanol) permite su precipitación al generar un entorno no polar donde el ADN se vuelve insoluble.

Una de las técnicas modernas más efectivas para su purificación es la extracción con matrices de afinidad (como *GeneClean Glassmilk*), donde el ADN se une a una matriz sólida en presencia de sales caotrópicas, permitiendo su aislamiento de proteínas y otros contaminantes por centrifugación y lavado. Esta técnica es altamente eficiente y rápida, ideal para obtener ADN genómico de alta calidad.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

**Materiales:**

- Mortero con mano
- Caja Petri
- 20 g de tejido (vegetal o animal)
- Agua destilada
- Papel filtro
- Vasos de precipitado (100 y 200 mL)
- Tubos de ensayo grandes
- Gradilla
- Embudo de vástago corto
- Pipeta Pasteur
- Pipeta de 10 mL
- Válvula para pipeta

Mango y hoja de bisturí  
Piceta  
Agitador de vidrio

**Reactivos:**

- Desoxicolato de sodio
- Solución salina
- Alcohol absoluto o isopropílico

**PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA**

1. Pesar 20 g del tejido en la caja Petri.
2. Macerar con 10 mL de agua destilada en el mortero hasta obtener mezcla semilíquida.
3. Filtrar la mezcla con embudo y papel filtro hacia un vaso de precipitado.
4. Transferir el filtrado a un tubo de ensayo y añadir 20 mL de solución surfactante. Mezclar con agitación suave evitando producir espuma.
5. Agregar 10 mL de solución salina y colocar en baño María por 3 minutos.
6. Decantar la fase líquida (sobrenadante) y transferirla a otro tubo de ensayo.
7. Añadir 20 mL de alcohol por las paredes del tubo inclinado.
8. Dejar reposar 5 minutos y observar la formación de hebras de ADN.
9. Registrar observaciones de cada paso en el cuaderno de laboratorio.

**RESULTADOS ESPERADOS**

Visualización de ADN como una masa blanquecina en la interfase (en método con alcohol).  
Obtención de una solución transparente conteniendo ADN purificado con matriz de afinidad.  
Diferenciación entre métodos tradicionales y métodos modernos de purificación.  
Identificación de variables que afectan el rendimiento de la extracción (tipo de tejido, tiempo, temperatura, reactivos).

**ANÁLISIS DE RESULTADOS**

Comparar la eficacia de los métodos: ¿cuál proporciona ADN más puro y en mayor cantidad?  
Evaluar la apariencia del ADN extraído: filamentos visibles, turbidez o contaminantes.  
Interpretar la función de cada reactivo y paso dentro del protocolo.  
Discutir qué factores pueden afectar la eficiencia de la extracción en muestras clínicas o ambientales.

**CONCLUSIONES Y REFLEXIONES**

Reafirmar que la extracción de ADN es esencial para distintas áreas del conocimiento tanto básica como de aplicación, la comprensión teórico-práctica y la habilidad para operar el equipo es esencial para investigaciones biomédicas lo que fortalece la formación práctica del estudiante en biología celular.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar al menos dos aplicaciones clínicas o forenses de la extracción de ADN.  
Realizar una comparación de protocolos de extracción para células vegetales vs. animales.

Elaborar una infografía del procedimiento de extracción con matriz de afinidad.

Cuestionario:

¿Cuál es la finalidad de usar alcohol en la extracción de ADN?

¿Qué diferencias observas entre la técnica de solventes y la de matriz de afinidad?

¿Cómo se asegura la pureza del ADN extraído?

¿Por qué es importante realizar una purificación del ADN?

Mencione al menos tres aplicaciones del ADN purificado en la investigación biomédica.

¿Qué cuidados se deben tener al manipular materiales genéticos?

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Registro fotográfico del proceso, bitácora de laboratorio Cuestionario respondido correctamente Tabla comparativa
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	10
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Hibridación de ácidos nucleicos
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar técnicas de hibridación de ácidos nucleicos para la identificación de secuencias específicas de ADN o ARN, bajo condiciones controladas de laboratorio, en el contexto del análisis molecular biomédico, desarrollando habilidades de observación crítica y trabajo colaborativo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La hibridación de ácidos nucleicos es un proceso fundamental en biología molecular mediante el cual una cadena simple de ácido nucleico (ADN o ARN) se aparea con una secuencia complementaria formando una doble hélice. Esta técnica permite detectar, localizar y cuantificar secuencias específicas dentro de una muestra compleja.

Se basa en la complementariedad de bases nitrogenadas: adenina con timina (o uracilo en ARN), y citosina con guanina. Para que ocurra la hibridación, ambas cadenas deben estar desnaturalizadas (separadas) y luego reenfrías para permitir el emparejamiento.

Existen diferentes variantes de esta técnica como:

- **Southern blot:** detección de ADN.
- **Northern blot:** detección de ARN.
- **In situ hybridization (ISH):** visualización de secuencias específicas en tejidos o células.
- **FISH (Fluorescent in situ hybridization):** hibridación con sondas fluorescentes, muy útil en el diagnóstico de alteraciones cromosómicas.

En Ingeniería Biomédica, estas técnicas tienen aplicaciones en diagnóstico genético, desarrollo de biosensores, análisis de expresión génica y personalización de tratamientos médicos.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Muestra de ADN/ARN desnaturalizado
- Sonda marcada (fluorescente o biotina)
- Solución salina fosfatada (PBS)
- Formamida
- Solución de hibridación
- Solución de lavado (SSC)
- DAPI (para contrateñido nuclear, en caso de FISH)

**Equipos:**

- Termociclador o baño maría

- Estufa o incubadora a 37–42 °C
- Microscopio de fluorescencia (si se usa FISH)
- Cámara de flujo laminar (para manipulación estéril)

## PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

### Preparación de la muestra

Fijar las células sobre portaobjetos utilizando metanol o paraformaldehído. Desnaturalizar el ADN/ARN con calor o solución alcalina.

### Aplicación de la sonda

Añadir la sonda específica marcada a la muestra y cubrir con cubreobjetos. Incubar en cámara húmeda a 37–42 °C durante 1–3 h (según el protocolo).

### Lavado de la muestra

Lavar con soluciones SSC de concentración decreciente para eliminar sondas no específicas.

### Detección

Si la sonda es fluorescente, observar directamente en microscopio. Si es biotilada, revelar con enzimas como la peroxidasa y colorantes como DAB.

### Contrateñido (opcional)

Aplicar DAPI u otro marcador nuclear para contraste.

### Observación y documentación

Analizar al microscopio y registrar imágenes de hibridación positiva.

## RESULTADOS ESPERADOS

Visualización específica de zonas hibridadas en el núcleo o citoplasma.

Diferenciación clara entre muestras con y sin hibridación.

Comprensión del principio de especificidad molecular.

Capturas de imágenes de las zonas marcadas para documentación y análisis.

## ANÁLISIS DE RESULTADOS

Comparar la intensidad y localización de la hibridación entre diferentes muestras.

Evaluar la especificidad de la sonda y la eficiencia del lavado.

Discutir posibles causas de hibridación inespecífica.

Relacionar los resultados con la función genética o patológica de la secuencia analizada.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Enfocadas en comprender como la técnica de hibridación es una herramienta esencial en el diagnóstico y la investigación biomédica, lo que permite al ingeniero biomédico su formación para colaborar con áreas como genética médica, farmacogenómica y diseño de tecnologías moleculares.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investiga una aplicación clínica reciente de FISH en el diagnóstico de cáncer o enfermedades genéticas.

Realiza una presentación sobre las diferencias entre Southern y Northern blot.

Elabora un protocolo ilustrado de hibridación in situ en tejidos.

Cuestionario:

¿Cuál es el principio molecular que permite la hibridación entre dos cadenas de ácidos nucleicos?

¿Qué factores afectan la especificidad de la sonda?

¿Qué diferencias hay entre una sonda fluorescente y una biotinilada?

¿Qué aplicaciones tiene la hibridación en ingeniería biomédica?

Describe una situación clínica donde sería útil usar esta técnica

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Comprensión del fundamento teórico Precisión en el procedimiento Capturas de pantalla o fotos de la observación microscópica. Cuestionario resuelto Trabajo colaborativo y responsabilidad
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	11
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Electroforesis en Gel de ADN
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar la técnica de electroforesis en gel de agarosa para separar fragmentos de ADN con base en su tamaño molecular, siguiendo un protocolo experimental estandarizado, en el contexto del análisis de biomoléculas en biología celular, fortaleciendo habilidades de precisión, trabajo colaborativo y pensamiento crítico.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La **electroforesis en gel** es una técnica clave en biología molecular utilizada para **separar y visualizar fragmentos de ADN, ARN o proteínas** según su **tamaño y carga**. El ADN posee carga negativa por sus grupos fosfato, por lo que, al aplicar una corriente eléctrica, migra hacia el polo positivo (ánodo) a través de un gel de agarosa.

La velocidad de migración está inversamente relacionada con el tamaño del fragmento: **los fragmentos más pequeños migran más lejos** que los grandes. Esta propiedad permite su análisis comparativo utilizando **marcadores o estándares moleculares**.

La **electroforesis** es ampliamente utilizada en aplicaciones biomédicas como:

- Diagnóstico molecular
- Control de calidad de productos biotecnológicos
- Identificación genética y pruebas forenses
- Evaluación de productos de PCR o digestión enzimática

Para el ingeniero biomédico, esta técnica es esencial para comprender los fundamentos de los procesos moleculares que sustentan tecnologías clínicas, dispositivos de diagnóstico y herramientas de biología molecular.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales y equipos:

- Matraz de vidrio
- Microondas
- Molde para gel
- Peine para gel
- Micropipetas (20–200  $\mu$ L) y puntas estériles
- Cámara de electroforesis
- Fuente de poder
- Transiluminador UV
- Guantes, gafas de protección y bata

**Reactivos:**

- Agarosa
- Buffer de corrida (TBE o TAE)
- Muestras de ADN (experimental y estándar)
- Solución de tinción de ADN (e.g., GelRed o bromuro de etidio)
- Micropellets (tubos con muestras)
- Agua destilada

**Recurso digital:**

Genetic Science Learning Center. (s.f.). *Gel electrophoresis virtual lab*. University of Utah.  
<https://learn.genetics.utah.edu/content/labs/gel/>

BioModel. (s.f.). *Electroforesis en gel SDS-PAGE*. Universidad de Alcalá.  
<https://biomodel.uah.es/lab/SDS-PAGE/inicio.htm>

**PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA**

## **I. Lectura y preparación**

1. Leer con atención las instrucciones y precauciones de seguridad.
2. Familiarizarse con los elementos de la simulación y su orden.

## **II. Preparación del gel**

1. Colocar una cucharada de agarosa en el matraz.
2. Añadir buffer al matraz y calentar en el microondas hasta disolver.
3. Verter la mezcla caliente en el molde y colocar el peine.
4. Dejar solidificar, retirar el peine y colocar el gel en la cámara.
5. Agregar buffer hasta cubrir el gel.

## **III. Carga de muestra**

1. Con micropipeta y puntas nuevas, cargar muestra de ADN en el primer pocillo.
2. Cargar el ADN estándar en el segundo pocillo.
3. Verificar la carga sin generar burbujas.

## **IV. Corrida del gel**

1. Conectar el electrodo negro (-) y rojo (+) correctamente.
2. Encender la fuente y observar la migración.
3. Finalizar la corrida cuando los colorantes se hayan separado adecuadamente.

## **V. Tinción y visualización**

1. Sumergir el gel en la solución de tinción.
2. Observar los resultados bajo luz UV.
3. Tomar captura de pantalla antes y después de conocer la respuesta.

### **RESULTADOS ESPERADOS**

Separación visible de fragmentos de ADN en bandas definidas.  
Diferenciación de fragmentos por tamaño con base en su migración.  
Reconocimiento del ADN muestra frente al marcador estándar.  
Tinción exitosa de los fragmentos que permite análisis visual.

### **ANÁLISIS DE RESULTADOS**

Interpretar la distancia de migración en relación al tamaño molecular.  
Comparar resultados con el estándar para identificar la longitud del ADN experimental.  
Reflexionar sobre errores técnicos: carga incorrecta, burbujas, mala solidificación, entre otros.

Evaluar el impacto de la calidad del gel o el buffer en el resultado final.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Reafirmar la importancia de la utilización de técnicas especializadas según el propósito de estudio. Su comprensión teórico-práctica y la habilidad para operar el equipo es esencial para investigaciones biomédicas, lo que permite desarrollar competencias aplicables a diagnósticos moleculares y diseño de biosensores y fortalece la formación práctica del estudiante en biología celular.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investiga y presenta los diferentes tipos de geles usados en electroforesis (agarosa, poliacrilamida).

Elabora una infografía sobre el principio físico-químico de la electroforesis.

Analiza un caso real de diagnóstico genético donde se haya empleado esta técnica.

Simula el diseño de un protocolo para ADN viral en muestras clínicas.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	<ul style="list-style-type: none"> <li>Comprensión del fundamento</li> <li>Precisión en el procedimiento</li> <li>Interpretación de resultados</li> <li>Capturas de pantalla de resultados antes y después</li> <li>Trabajo colaborativo y actitud científica</li> <li>Cuestionario respondido</li> </ul>
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	<ul style="list-style-type: none"> <li>Rúbrica de práctica de laboratorio</li> <li>Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio</li> </ul>
Formatos de reporte de prácticas	<ul style="list-style-type: none"> <li>Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)</li> </ul>

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	12
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Citometría de flujo
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar la técnica de citometría de flujo para identificar y cuantificar características de células sanguíneas, con la finalidad de analizar subpoblaciones celulares inmunitarias, bajo condiciones de laboratorio virtual utilizando herramientas digitales, desarrollando pensamiento analítico y trabajo autónomo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La citometría de flujo es una técnica bioanalítica utilizada para contar, examinar y clasificar microscópicamente partículas suspendidas en un flujo de fluido, como células sanguíneas. Este proceso combina principios de la óptica, la electrónica y la bioquímica, permitiendo analizar simultáneamente características físicas (como el tamaño y la granularidad) y moleculares (como la expresión de antígenos de superficie marcados con anticuerpos fluorescentes). Se ha convertido en una herramienta indispensable en hematología, inmunología, oncología y biología celular para diagnóstico, pronóstico y seguimiento terapéutico.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

- Microscopio
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Cámara de Neubauer
- Pipeta Pasteur
- Micropipeta
- Tubo de ensayo con muestra de sangre
- Solución de lisis
- Marcadores fluorescentes para linfocitos T y B

### RECURSO DIGITAL

- Genetic Science Learning Center. (2018). Flow Cytometry. <https://learn.genetics.utah.edu/content/labs/flowcytometry/>
- <https://biomodel.uah.es/tecnicas/cel/hemocitometro.htm> Recurso alternativo.

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. Ingresar al laboratorio virtual mediante el recurso digital proporcionado.
2. Navegar en la interfaz y seleccionar las secciones disponibles.
3. Revisar la sección "Introduction of blood" para repasar los tipos celulares sanguíneos.
4. En "Complete blood count" realizar el recuento manual de células con ayuda de la cámara de Neubauer. Capturar pantalla con los resultados.

5. En "Leukemia subtype diagnosis", comparar perfiles de citometría de un paciente sano y uno enfermo. Asociar con diagramas correspondientes.
6. En "Minimal residual disease", analizar la aplicación de la citometría en el seguimiento de tratamiento oncológico.

### RESULTADOS ESPERADOS

Reconocimiento de células inmunitarias por sus características físicas y marcadores fluorescentes.

Cuantificación aproximada de las subpoblaciones leucocitarias.

Diferenciación de patrones celulares normales y patológicos.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Interpretación de los recuentos y proporciones celulares en condiciones normales. Comparación de diagramas de dispersión (dot plots) de pacientes normales y con leucemia.

Valoración del impacto de los resultados de citometría en el diagnóstico y seguimiento médico.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Reafirmar la importancia de la utilización de técnicas especializadas según el propósito de estudio. Su comprensión teórico-práctica y la habilidad para operar el equipo es esencial para investigaciones biomédicas lo que fortalece la formación práctica del estudiante en biología celular en particular esta técnica es esencial en la medicina de precisión, particularmente en oncología e inmunología.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investigar tres aplicaciones clínicas actuales de la citometría de flujo en diagnóstico y seguimiento terapéutico.

Analizar una publicación científica reciente donde se haya utilizado citometría de flujo en enfermedades hematológicas.

Cuestionario:

1. ¿Cuál es la cantidad normal de células inmunitarias en una persona sana?
2. ¿Cuál es el principio de Coulter?
3. ¿Qué es un marcador fluorescente?
4. Explica cómo interactúan los marcadores fluorescentes con las células inmunitarias y cómo las diferencia el citómetro.
5. Diferencias entre anticuerpos policlonales y monoclonales.

6. ¿Qué son los antígenos CD y su importancia?
7. Características de los anticuerpos que influyen en el marcaje.
8. Cambios en el tratamiento de pacientes usando citometría de flujo.

<b>EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE</b>	
<b>Criterios de evaluación</b>	Comprensión del principio de funcionamiento del citómetro Participación activa en el laboratorio virtual Entrega de capturas de pantalla. Captura de pantalla del conteo celular manual Registro de resultados virtuales y análisis crítico de resultados obtenidos y comparación de perfiles normales/patológicos Respuestas argumentadas al cuestionario Trabajo colaborativo y responsabilidad
<b>Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño</b>	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
<b>Formatos de reporte de prácticas</b>	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	13
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	PCR
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar la técnica de la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para amplificar fragmentos específicos de ADN con precisión y bajo condiciones controladas, mediante simulación virtual y el uso de recursos biomoleculares, en el contexto del diagnóstico molecular y la investigación biomédica, fortaleciendo habilidades de análisis crítico, atención al detalle y trabajo autónomo.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

La **PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa)** es una técnica de biología molecular desarrollada por Kary Mullis en 1983, que permite amplificar secuencias específicas de ADN de forma exponencial. Se basa en el principio de replicación del ADN utilizando un **ADN polimerasa termoestable, cebadores específicos y nucleótidos libres (dNTPs)** en presencia de ciclos térmicos controlados por un **termociclador**.

Los tres pasos básicos de cada ciclo son:

1. **Desnaturalización (94-95 °C):** se separan las hebras de ADN.
2. **Alineamiento o anillamiento (50-65 °C):** los cebadores se unen a las regiones específicas del ADN molde.
3. **Extensión (72 °C):** la polimerasa sintetiza nuevas cadenas complementarias.

La PCR es esencial en áreas como la **diagnóstico de enfermedades genéticas o infecciosas**, la **identificación forense**, la **investigación en genómica**, y el desarrollo de **dispositivos médicos y biosensores**, por lo cual representa una herramienta crucial para el perfil profesional del **ingeniero biomédico**.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales y equipo:

- Micropipeta (20–200 µL)
- 7 Microtubos (pellets)
- Termociclador)

#### Reactivos y muestras:

- ADN molde
- Cebadores (primer 1 y 2)
- ADN polimerasa (Taq polimerasa)
- dNTPs (mezcla de nucleótidos)

### Recurso digital:

- Simulador virtual (<http://learn.genetics.utah.edu/content/labs/pcr/>)

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. Ingresar al simulador del laboratorio virtual proporcionado.
2. Utilizar la micropipeta para transferir ADN desde un microtubo fuente a otro microtubo.
3. Agregar el primer cebador (primer 1) al microtubo de reacción.
4. Añadir el segundo cebador (primer 2), que se unirá al extremo opuesto de la secuencia objetivo.
5. Incorporar la mezcla de nucleótidos (dNTPs) al microtubo.
6. Agregar el ADN polimerasa termoestable.
7. Colocar el microtubo de PCR en el termociclador, el cual realiza 30 ciclos térmicos automáticos.
8. Observar cómo tras los 30 ciclos se obtienen miles de millones de copias del fragmento objetivo.
9. Capturar evidencia del proceso (pantallas del simulador y resultado final).

### RESULTADOS ESPERADOS

Comprensión del principio y fases de la PCR.  
Identificación correcta de cada componente de la mezcla de reacción.  
Reconocimiento del funcionamiento del termociclador y sus fases térmicas.  
Visualización del producto amplificado en condiciones óptimas.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Comparación entre la muestra inicial y la amplificada.  
Evaluación de la importancia de la fidelidad en el proceso de amplificación.  
Identificación del papel que juega cada reactivo dentro de la PCR.  
Reflexión sobre el impacto de errores en las condiciones térmicas o en la selección de cebadores.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Reafirmar la importancia de la utilización de técnicas especializadas con aplicaciones para la medicina personalizada, detección de patógenos y biotecnología, así como el diseño de pruebas moleculares y dispositivos de diagnóstico. Comprender e implementar protocolos moleculares fortalece la formación científica y práctica del profesional.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investiga tres aplicaciones clínicas actuales de la PCR en medicina molecular.  
 Elabora una infografía que resuma cada una de las fases del ciclo térmico en PCR.  
 Diseña un protocolo de PCR para detectar una secuencia viral específica.  
 Reflexiona en un breve ensayo sobre el futuro de la PCR en la ingeniería biomédica (200 palabras).  
 Cuestionario:  
 Describe las tres fases térmicas de la PCR y su propósito.  
 ¿Cuál es la función de los cebadores en la PCR?  
 Explica el rol del ADN polimerasa en el proceso.  
 ¿Por qué es importante utilizar una polimerasa termoestable?  
 Investiga al menos dos tipos de PCR (ej. PCR en tiempo real, PCR múltiple).  
 ¿Qué aplicaciones tiene esta técnica en el desarrollo de dispositivos biomédicos?

<b>EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE</b>	
<b>Criterios de evaluación</b>	Comprensión del proceso de PCR Desarrollo del procedimiento (simulación) Análisis e interpretación de resultados Capturas de pantalla del simulador. Respuestas correctas del cuestionario
<b>Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño</b>	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
<b>Formatos de reporte de prácticas</b>	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	14
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Cultivo celular primario
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Establecer un cultivo celular primario para obtener células viables y funcionales que permitan el estudio fisiológico celular mediante procedimientos estériles en condiciones controladas in vitro, en el contexto de la biología celular aplicada a la ingeniería biomédica, fortaleciendo la responsabilidad, la observación científica y el trabajo metódico.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El cultivo celular permite estudiar las células en un entorno controlado fuera del organismo. Los cultivos primarios se obtienen directamente a partir de tejidos u órganos, y conservan muchas de las características fisiológicas del tejido original. Esta técnica es fundamental en biología celular, farmacología, toxicología e ingeniería de tejidos.

Uno de los sistemas más utilizados para cultivos primarios es el de embriones de pollo o pez cebra, por su disponibilidad, bajo costo y facilidad de manipulación. Para que las células sobrevivan y se dividan, se cultivan en medios nutritivos como DMEM, en ambientes estériles, con control de temperatura, pH y concentración de CO<sub>2</sub>.

La viabilidad del cultivo depende del mantenimiento de condiciones asépticas, la adecuada digestión enzimática de los tejidos (tripsina), y la correcta distribución celular en medios de cultivo. La observación del nivel de confluencia celular indica el grado de cobertura celular sobre la superficie del recipiente, lo que determina su crecimiento.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Material y equipo:

Pinzas curvas y normales  
Bisturís  
Cajas Petri (60 mm y 100 mm)  
Tubos de ensayo y gradilla  
Pipetas y micropipetas  
Refrigerador  
Campana de flujo laminar  
Incubadora de CO<sub>2</sub> a 37°C  
Microscopio invertido

#### Material Biológico y reactivos:

- Huevo incubado (10 días) o embrión de pez cebra
- DBSS (Dissection Balanced Salt Solution)
- BSS (Balanced Salt Solution)

- Tripsina 0.25%
- Medio de cultivo DMEM
- Etanol al 70%

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

1. Ingresar al simulador virtual: *Primary Cell Culture*.
2. Esterilizar la campana de flujo laminar y el área de trabajo con etanol al 70%.
3. Extraer cuidadosamente un huevo incubado por 10 días.
4. Desinfectar y romper la cáscara, retirando la membrana corioalantoidea.
5. Extraer el embrión y colocarlo en una caja Petri con DBSS.
6. Diseccionar el embrión y seleccionar los órganos a cultivar.
7. Transferir los tejidos a tubos con tripsina al 0.25%.
8. Incubar los tubos entre 6 a 18 h a 40°C.
9. Retirar la tripsina, reincubar brevemente (15–20 min) a 37°C.
10. Agregar DMEM y pipetear para disgregar el tejido.
11. Transferir las células a cajas Petri con medio fresco.
12. Incubar por 12 h en incubadora con CO<sub>2</sub>.
13. Observar con microscopio invertido y evaluar la confluencia.
14. Reincubar 5–7 días para alcanzar confluencia completa.
15. Realizar mantenimiento y seguimiento del cultivo.

### RESULTADOS ESPERADOS

- Obtención de un cultivo primario viable con células adheridas.
- Reconocimiento de morfología celular mediante microscopía invertida.
- Observación de confluencia celular entre 70–90% tras 7 días.
- Comprensión de las fases del cultivo y su importancia.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Comparar el comportamiento celular observado con el esperado (confluencia, adherencia, viabilidad).

Evaluar los factores que pudieron haber afectado la eficiencia del cultivo: calidad del tejido, esterilidad, tiempo de digestión, etc.

Identificar las ventajas del uso de modelos como el embrión de pollo o pez cebra en la obtención de cultivos

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Fortalecer el conocimiento básico sobre el cultivo celular primario que requiere de protocolos con alta rigurosidad de trabajo experimental y que es una herramienta

fundamental para estudiar funciones celulares con relevancia biomédica para aplicaciones en terapia celular, diagnóstico e ingeniería de tejidos.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Elabora una tabla comparativa entre cultivo primario y líneas celulares.  
Investiga dos aplicaciones actuales del cultivo celular primario en medicina regenerativa.  
Diseña un protocolo de mantenimiento para cultivos celulares en condiciones de laboratorio.  
Elabora una infografía sobre las fases del cultivo celular y su relación con la ingeniería biomédica.

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Comprensión del fundamento del cultivo celular Aplicación del procedimiento Capturas de pantalla del simulador virtual. Resultados de las actividades complementarias
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

<b>NÚMERO DE PRÁCTICA</b>	15
<b>NOMBRE DE LA PRÁCTICA</b>	Ensayo de Inmunología (ELISA)
<b>COMPETENCIA DE LA PRÁCTICA</b>	Aplicar la técnica de ELISA para detectar la presencia de anticuerpos específicos como herramienta diagnóstica, bajo condiciones de simulación y control experimental, en el contexto de la inmunología clínica fortaleciendo la capacidad analítica, la rigurosidad científica y la toma de decisiones fundamentada.

### FUNDAMENTO TEÓRICO

El sistema inmunológico genera anticuerpos como respuesta a agentes extraños, conocidos como antígenos. Estos anticuerpos circulan en el plasma sanguíneo y pueden ser detectados mediante el Ensayo Inmunoabsorbente Ligado a Enzimas (ELISA), una técnica fundamental para el diagnóstico de enfermedades infecciosas, autoinmunes y en investigación biomédica.

La técnica ELISA se basa en la reacción específica antígeno-anticuerpo, donde un anticuerpo marcado con una enzima reacciona con un sustrato para generar un cambio de color. Esto permite visualizar si un antígeno o anticuerpo está presente en la muestra. Sus variantes incluyen ELISA indirecto, sándwich y competitivo, dependiendo del diseño experimental.

En el caso de enfermedades autoinmunes, como el lupus eritematoso sistémico (LES), los anticuerpos anti-ADN son un biomarcador clave que puede detectarse por esta técnica. El uso de un anticuerpo secundario conjugado con HRP (peroxidasa de rábano picante) permite amplificar la señal y obtener resultados cuantificables.

### MATERIALES, EQUIPAMIENTO Y/O REACTIVOS

#### Materiales y equipo:

- Placa de micropocillos
- Tubos de ensayo
- Tubos Eppendorf
- Gradilla
- Centrífuga
- Micropipeta y puntillas
- Guantes de látex
- Incubadora a 37°C

#### Reactivos y biológicos:

- Muestras de suero sanguíneo (A, B y C)
- Solución buffer fosfato salino
- Anticuerpo anti-ADN (anti-SLE)

- Anticuerpo secundario (conejo anti-humano)
- Sustrato HRP (peroxidasa de rábano)

#### Recurso virtual:

- *Virtual Lab ELISA*, Howard Hughes Medical Institute  
<https://media.hhmi.org/biointeractive/vlabs/immunology2/content/index.html>

### PROCEDIMIENTO O METODOLOGÍA

#### I. Preparación de diluciones

1. Colocarse los guantes de látex.
2. Centrifugar las muestras de sangre A, B y C.
3. Retirar el suero y preparar diluciones con buffer salino fosfato (1:1, 1:10, 1:100).
4. Agitar cada mezcla cuidadosamente.

#### II. Ensayo ELISA

5. Llenar los micropocillos con 0.1 mL de cada dilución de suero (A, B, C).
6. Agregar controles: positivo (anticuerpo anti-ADN) y negativo (buffer solo).
7. Incubar la placa a 37°C por 15 minutos.
8. Eliminar líquidos y lavar con buffer.
9. Añadir 0.1 mL de anticuerpo anti-humano a cada pozo.
10. Incubar nuevamente por 15 minutos a 37°C.
11. Lavar con buffer.
12. Agregar 0.1 mL de sustrato HRP a cada pozo.
13. Esperar 15 minutos y registrar el cambio de color.
14. Comparar los resultados con los valores de referencia.

### RESULTADOS ESPERADOS

Visualización de coloración azul en los pozos donde hay anticuerpos específicos (resultado positivo).

Pozos sin coloración indican resultado negativo.

Controles deben validar la confiabilidad del ensayo.

### ANÁLISIS DE RESULTADOS

Confirmar la presencia o ausencia de anticuerpos en cada muestra.

Comparar con los controles para validar resultados.

Evaluar si el patrón de coloración corresponde a una respuesta inmunológica esperada.

Discutir posibles errores como fallas en el lavado o en la incubación.

### CONCLUSIONES Y REFLEXIONES

Revalidar la importancia de la utilización de técnicas especializadas según el propósito de estudio, requiere de ejecución precisas y es específica en diagnóstico clínico. Su aplicación en ingeniería biomédica se extiende a diseño de biosensores, estudios farmacológicos y diagnóstico in vitro.

### ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

Investiga y elabora una tabla comparativa entre ELISA, Western Blot y PCR.  
 Diseña un esquema visual del principio del ensayo ELISA.  
 Explica cómo la técnica ELISA puede adaptarse a pruebas rápidas como las de embarazo o COVID-19.  
 Elabora una ficha técnica sobre el uso del anticuerpo HRP-conjugado.  
 Realiza una propuesta para adaptar ELISA a un biosensor portátil.  
 Cuestionario:  
 ¿Cuál es el propósito de la prueba ELISA?  
 ¿Qué significa ELISA y qué mide?  
 ¿Cómo se relaciona esta técnica con el diagnóstico clínico?  
 ¿Qué función cumple el anticuerpo secundario conjugado con HRP?  
 ¿Por qué es crucial la temperatura en la incubación?  
 ¿Qué implicaciones tiene un resultado positivo?  
 ¿Qué errores experimentales afectarían los resultados?

### EVALUACIÓN Y EVIDENCIAS DE APRENDIZAJE

Criterios de evaluación	Comprensión del fundamento teórico Ejecución del procedimiento. Capturas del laboratorio virtual. Interpretación de resultados Actividades complementarias
Rúbricas o listas de cotejo para valorar desempeño	Rúbrica de práctica de laboratorio Rubrica de Reporte de Práctica de Laboratorio
Formatos de reporte de prácticas	Utilizar la Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio (Anexos)

## FUENTES DE INFORMACIÓN

1. Alberts, B., Johnson, A., Lewis, J., Morgan, D., Raff, M., Roberts, K., & Walter, P. (2016). *Biología molecular de la célula*. Editorial Omega.
2. Alejos, V. L. P., Aragón, M. C., & Cornejo, A. R. (2014). *Herramientas moleculares aplicadas en ecología: Aspectos teóricos y prácticos*. SEMARNAT, INECC y UNAM. [http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4\\_uibd.nsf/770DBBBD5ADF759505257D4900580FE6/\\$FILE/HerramientasMolecularesAplicadasEcología.pdf](http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4_uibd.nsf/770DBBBD5ADF759505257D4900580FE6/$FILE/HerramientasMolecularesAplicadasEcología.pdf)
3. BioModel. (s.f.). Electroforesis en gel SDS-PAGE. Universidad de Alcalá. <https://biomodel.uah.es/lab/SDS-PAGE/inicio.htm>
4. Brusco, H., López, J. J., & Loidl, C. F. (2014). *Histología médico práctica*. Elsevier.
5. Calvo, A. (s.f.). *Biología celular biomédica. Capítulo 2*. Elsevier
6. De Juan, J. (1999). *Catálogo de células del organismo humano*. Universidad de Alicante. <https://rua.ua.es>
7. Encinar, J. A. (s.f.). *Fraccionamiento subcelular*. Laboratorio Integrado I, Instituto de Biología Molecular y Celular. [https://shaker.umh.es/docencia/lab\\_int\\_I/LIIB/smb/sm2/](https://shaker.umh.es/docencia/lab_int_I/LIIB/smb/sm2/)
8. Ganong, W. F., Barrett, K. E., Barman, S. M., Boitano, S., & Brooks, H. L. (2016). *Ganong: Fisiología médica* (25.ª ed.). McGraw-Hill Education.
9. Genetic Science Learning Center. (2018, October 23). *DNA extraction*. University of Utah. <https://learn.genetics.utah.edu/content/labs/extraction/>
10. Genetic Science Learning Center. (s.f.). Gel electrophoresis virtual lab. University of Utah. <https://learn.genetics.utah.edu/content/labs/gel/>
11. Hall, J. E. (2011). *Guyton y Hall: Tratado de fisiología médica*. Elsevier.
12. Histología general. (s.f.). Universidad de Zaragoza. <http://wzar.unizar.es>
13. Jaimes, C. B. (2017). *Manual de prácticas: Laboratorio de protistas y metazoarios*. [Publicación académica].
14. Light Microscope. (2011). *Amrita Virtual Lab*. vlab.amrita.edu. <http://vlab.amrita.edu>
15. Martini, F. H., Tallitsch, R. B., & Nath, J. L. (2018). *Human anatomy* (9.ª ed.). Pearson.
16. Megías, M., Molist, P., & Pombal, M. A. (2023). *Atlas de histología vegetal y animal*. <http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html>
17. Narváez Armas, D. J. (s.f.). *La microscopía: Herramienta para estudiar células y tejidos*. Universidad de Los Andes. <http://www.medic.ula.ve/histologia/anexos/microscopweb>
18. NC Community College. *Introduction to Lab Safety*. BiotNetwork <https://www.ncbionetwork.org/iet/labsafety/>
19. NCBionetwork. (2018). *Centrifugation simulator*. <https://www.ncbionetwork.org/interactive-eLearning/centrifugation>
20. Pérez, F. (2017). *Manual de prácticas de biología celular*. Universidad Industrial de Santander. <http://ciencias.uis.edu.co/consejo/sites/default/files/Anexo%2017%201.2%20Manual%20Lab%20Biol%2020170800.pdf>
21. Sharyn, A. E., & Russell, A. P. (2015). *Basics: Biophysics – A step-by-step introduction to concepts for students*.
22. Slide 39. Onion Root Tip, H & E. [http://medsci.indiana.edu/junqueira/virtual/93\\_bl\\_5.html](http://medsci.indiana.edu/junqueira/virtual/93_bl_5.html)

23. Sorenson, R.L. y Brelje, T. C. (2014). Atlas of Human Histology. Chapter 1: The Cell. [MH 015 Plant Mitosis](#) . University of Minnesota.
24. Staley, J. T., Gunsalus, R. P., Lory, S., & Krieg, N. R. (2007). *Microbial life*. Sinauer Associates.  
<http://www.sumanasinc.com/webcontent/animations/content/cellfractionation.html>
25. Tortora, G. J., & Derrickson, B. H. (2018). *Principios de anatomía y fisiología*. Editorial Médica Panamericana.
26. UNAM Departamento de Fisiología. (s.f.). *Práctica 3: Ósmosis*. Facultad de Medicina, Universidad Nacional Autónoma de México. <https://fisiologia.facmed.unam.mx>
27. vlab.amrita.edu. (2012). *Primary cell culture*.  
<http://vlab.amrita.edu/?sub=3&brch=188&sim=1333&cnt=2>
28. Universidad de Buenos Aires. (s.f). Mitosis. Banco de imágenes de la cátedra de Histología.  
[https://www.fvet.uba.ar/b\\_histo/](https://www.fvet.uba.ar/b_histo/)
29. vlab.amrita.edu,. (2011). Mitosis in Onion Root Tips. Retrieved 28 March 2022, from <https://vlab.amrita.edu/index.php?sub=3&brch=188&sim=1102&cnt=4>

## **NORMAS TÉCNICAS APLICABLES**

Las prácticas de laboratorio descritas en este manual se desarrollan bajo el cumplimiento de las siguientes normativas oficiales mexicanas:

- NOM-007-STPS-2023, relativa a la seguridad e higiene en laboratorios.
- NOM-087-ECOL-SSA1-2002, para el manejo de residuos biológico-infecciosos.
- NOM-026-STPS-2008 y NOM-018-STPS-2015, en lo referente a la identificación de riesgos y sustancias químicas.
- NOM-052-SEMARNAT-2005, para la clasificación de residuos peligrosos.

Asimismo, se sugiere adoptar buenas prácticas derivadas de la norma ISO 15189:2022 y del sistema de seguridad ISO 45001:2018 para fortalecer la cultura de calidad y prevención de riesgos en el laboratorio.



# UES

Universidad Estatal de Sonora  
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu

## ANEXOS

## Guía de Elaboración de Reportes de Laboratorio

### Indicaciones y orientaciones para la elaboración de un reporte y/o informe de laboratorio

#### Formato general:

- Fuente: Arial, 12 puntos
- Interlineado: Sencillo
- Alineación: Justificada
- Numerar las páginas

#### I. PORTADA

Debe incluir todos los elementos esenciales:

- Logotipo de la institución
- Logotipo del programa educativo
- Nombre de la unidad académica
- Nombre del estudiante
- Matrícula
- Nombre de la práctica
- Datos generales: nombre del curso, nombre del profesor, fecha y lugar.

Se recomienda que la portada mantenga una disposición armoniosa y profesional.

#### II. TABLA DE CONTENIDO

Debe enlistar los apartados del informe con su respectiva numeración de páginas.

#### III. INTRODUCCIÓN

Este apartado debe proporcionar la información contextual necesaria para comprender el experimento y las razones por las que se llevó a cabo. La introducción debe responder a la pregunta:

**¿Cuál es el problema que se ha estudiado?**

Debe explicar de forma clara el propósito y la importancia de la práctica desde la perspectiva del estudiante, relacionándola con su carrera, la vida cotidiana y su perfil profesional.

#### Consideraciones importantes:

- No incluir procedimientos experimentales, resultados, ni conclusiones.
- Se pueden incluir conceptos teóricos o fórmulas relacionadas con la práctica.

### Extensión:

- Mínimo: media página
- Máximo: una página
- Un párrafo de al menos 20 renglones

### IV. COMPETENCIA

Se deben incluir las habilidades, destrezas o técnicas que se espera desarrollar durante la práctica.

- **Competencia general:** Refleja el propósito del laboratorio.
- **Competencias específicas:** Describen habilidades o procedimientos más precisos a alcanzar.

### Nota:

Las competencias deben ser las indicadas en el protocolo de la práctica. Se permite parafrasearlas, pero no inventar otras ajenas al objetivo del experimento.

### V. MARCO TEÓRICO

Puede integrarse en la introducción o desarrollarse como un apartado independiente.

Debe elaborarse con base en fuentes académicas confiables: libros, artículos científicos, revistas o sitios web especializados.

### Contenido mínimo:

- Conceptos y principios básicos relacionados con la experiencia
- Ecuaciones relevantes y su explicación
- Relación con el fundamento de la práctica

### Normas de citación:

- Usar normas **APA 7** para citar dentro del texto y al final del documento.
- Ejemplos:
  - *Vallejos (1999) sostiene que...*
  - *En un estudio reciente (Vallejos, 1999)...*

### Evitar:

- Incluir resultados o conclusiones
- Copiar texto literal del protocolo o sitios web (parafrasear y citar)

**Extensión máxima:** Media página

## VI. METODOLOGÍA / PROCEDIMIENTO

### Contenido:

1. Listado de materiales, equipos y reactivos utilizados (según el protocolo o con ajustes realizados).
2. Descripción detallada del procedimiento, en orden cronológico.
3. Inclusión de limitaciones presentadas y ajustes aplicados.
4. Fotografías o esquemas explicativos del montaje experimental.

### Sobre los equipos:

- Equipos complejos: describir nombre, modelo, capacidad, y funcionamiento.
- Equipos menores: solo se mencionan (ej. probeta, beaker, micrómetro).

### Redacción:

- En tiempo pasado y tercera persona (impersonal).  
Ejemplo: *“Se llevó a cabo la extracción líquido-líquido mediante un embudo de separación”*

### Importante:

No se deben incluir resultados ni interpretaciones en esta sección.

## VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Presenta los datos obtenidos durante la práctica, acompañados de su análisis e interpretación.

### Recomendaciones:

- Organizar los datos en cuadros, tablas o gráficas con títulos claros y unidades bien definidas.
- Comparar los resultados con fuentes teóricas consultadas.
- Identificar aciertos, errores y limitaciones del procedimiento.
- Incluir figuras numeradas (título al pie) y tablas numeradas (título en la parte superior).

### Análisis:

- Relacionar causas y efectos, comparar con prácticas previas si es pertinente.
- Comentar errores sin que estos sean el eje central del análisis.
- Evitar redacciones redundantes al referirse a tablas o gráficos.

Correcto: “Los niños nicaragüenses presentan deficiencia de vitamina A (ver Cuadro 1).”

**Importante:**

- No extenderse en descripciones innecesarias.
- Apoyar los análisis en fundamentos teóricos y referencias citadas.

**VIII. CONCLUSIONES**

Las conclusiones deben derivarse exclusivamente de los resultados obtenidos en el laboratorio.

**Estructura sugerida:**

1. Conclusiones relacionadas con las competencias planteadas.
2. Conclusiones adicionales basadas en observaciones significativas.

**Evitar:**

Confundir resultados con conclusiones o incluir opiniones personales no fundamentadas.

**IX. LISTA DE REFERENCIAS**

Listado completo de las fuentes consultadas, siguiendo el formato de **citación APA 7**.

**Importante:**

- No incluir referencias listadas en el protocolo.
- Citar solo aquellas fuentes utilizadas realmente en el desarrollo del informe.

**X. ANEXOS**

Incluye material complementario relevante para la comprensión de la práctica, como:

- Modelos de instrumentos utilizados
- Fotografías, mapas, esquemas
- Glosarios, cuadros complementarios
- Cuestionarios de evaluación (cuando aplique)

**Nota:** Todo anexo debe estar citado previamente en el cuerpo del informe.

Ejemplo de Portada

UNIVERSIDAD ACADÉMICA HERMOSILLO  
INGENIERÍA BIOMÉDICA



Nombre de la Asignatura

Nombre del Docente

Práctica #

Nombre de la Práctica

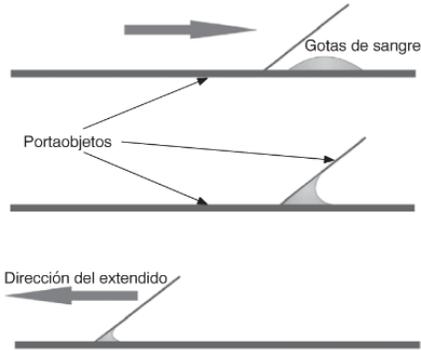
Nombre del Alumno

Número de expediente

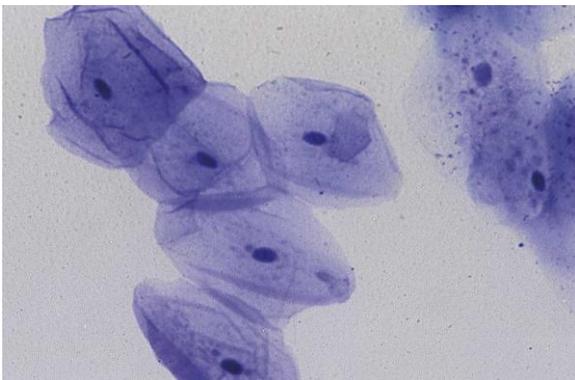
Lugar y fecha

Práctica No. 4 La célula, preparaciones temporales

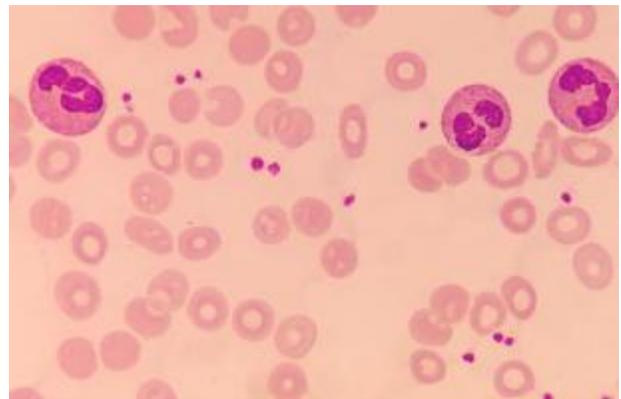
Esquemas de apoyo



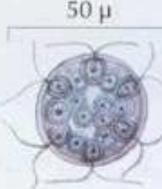
Técnica de preparación de un frotis sanguíneo

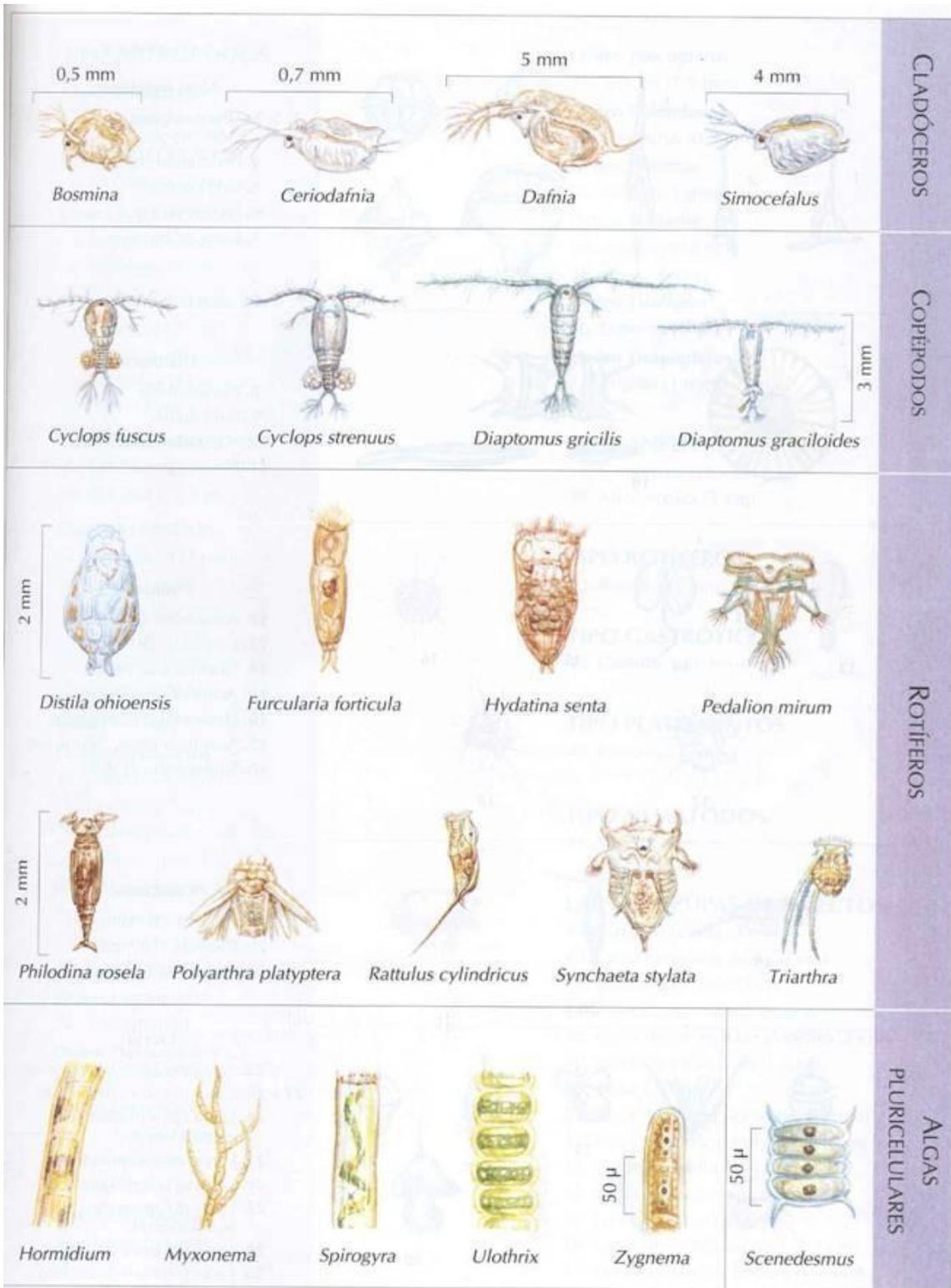


Células de la mucosa bucal



Células sanguíneas. (Tomado del Manual de tinciones citoquímicas especiales e hematología, 2019)

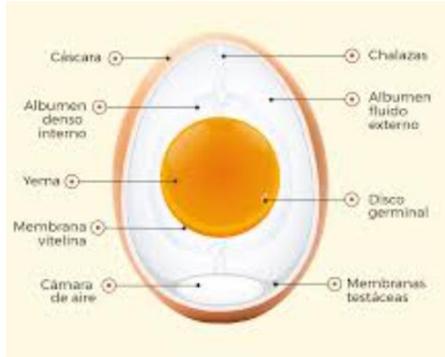
RIZÓPODOS	 100 $\mu$	 300 $\mu$	 100 $\mu$	 350 $\mu$		
	<i>Ameba limax</i>	<i>Ameba proteus</i>	<i>Ameba radiosa</i>	<i>Diffugia</i>		
	FLAGELADOS	 10 $\mu$	 150 $\mu$	 50 $\mu$	 50 $\mu$	
		<i>Chlamydomonas</i>	<i>Euglena</i>	<i>Eudorina</i>	<i>Peridineo</i>	
CILIADOS		 250 $\mu$	 50 $\mu$	 80 $\mu$	 25 $\mu$	
		<i>Gastrostila</i>	<i>Colpidium</i>	<i>Euplotes</i>	<i>Halteria</i>	
	 0,3 mm		 1,5 mm	 0,5 mm	 150 $\mu$	
	<i>Paramecium</i>	<i>Spirostomum</i>	<i>Stentor</i>	<i>Vorticella</i>	<i>Stylonychia</i>	
	ALGAS UNICELULARES	DIATOMEAS		DESMIDIACEAS		
				 150 $\mu$	 50 $\mu$	 500 $\mu$
		<i>Asterionella</i>	<i>Navicula</i>	<i>Closterium</i>	<i>Cosmarium</i>	<i>Euastrum</i>



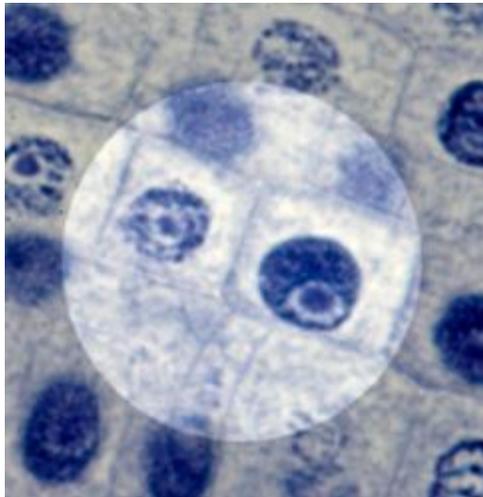
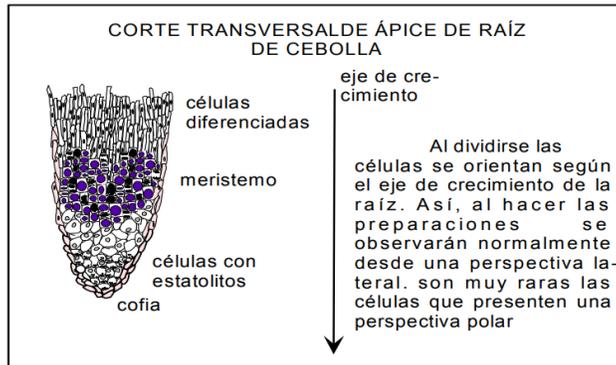
(Tomado de la práctica 3 "RECOLECTA DE PROTISTAS Y CROMISTAS DULCEACUÍCOLAS Y OBSERVACIÓN EN VIVO" en Jaimes C. B. (2017). Manual de Prácticas Laboratorio de Protistas y Metazarios.)



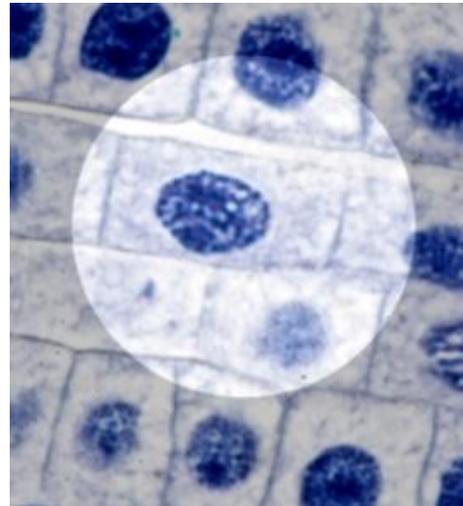
## Práctica 5 Esquemas de Apoyo



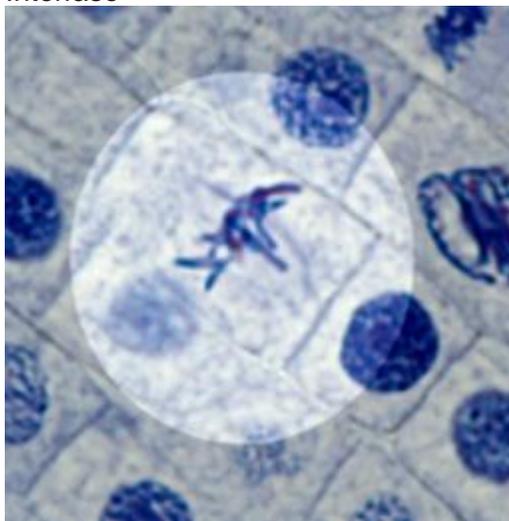
### Práctica 6 Esquemas de apoyo



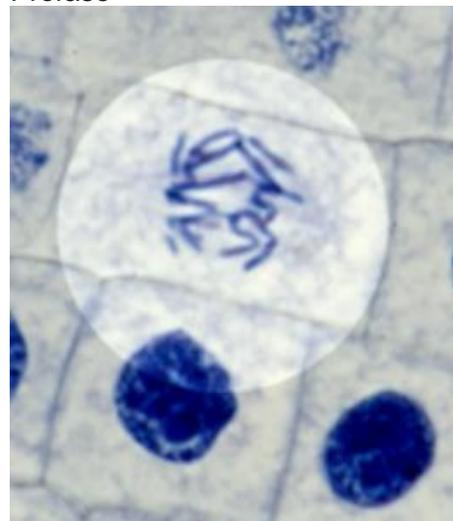
Interfase



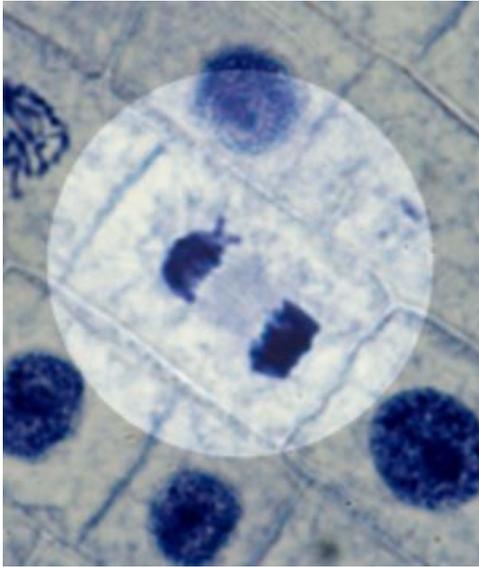
Profase



Metafase



Anafase



Tefofase  
Tomado de Rossi, C.,J. (2004). [Micscape Magazine \(Microscopy-UK\)](#).



# UES

Universidad Estatal de Sonora  
La Fuerza del Saber Estimulará mi Espíritu