

Planificación de Curso

I. Antecedentes Generales

Nombre de la Asignatura	Metodologías Moleculares Aplicadas a la Investigación
Código Ucampus	BHT2602
Año / Semestre	Segundo año/ cuarto semestre
Nombre PEC (s)	Nolberto Zúñiga/ Fernando Urzúa
Nombre Colaboradores/as	María Ignacia Calderón
N° Ayudantes Docentes	

II. Distribución de horas

Horas Semanales Totales		7		
Horas Semanales Directas		5		
Horas Semanales Indirectas		2		
Desglose de HORAS DIRECTAS				
TEORÍA	CAMPO CLÍNICO	SIMULACIÓN	LABORATORIO	TALLER

III. Calendarización semanal

UNIDAD: Fundamentos y Técnicas de Biología Molecular para el análisis de ácidos nucleicos			
Semana / Fecha*	RA/ Indicador de Logro	Contenidos y Metodología	Actividades de evaluación diagnóstica, formativa y/o sumativa
Semana 1 12/09/2024	RA1 Comprender los fundamentos de las metodologías moleculares y su importancia en la investigación biomédica. I.L 1 El estudiante explica el papel y la relevancia de las metodologías moleculares en la investigación biomédica.	<p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> Introducir el concepto de enzimas de restricción, explicar su importancia en biología molecular como herramientas para cortar el ADN en sitios específicos. Utilizar imágenes o videos para mostrar cómo funcionan estas enzimas, destacar su papel en clonación y análisis genético. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> Explicar los diferentes tipos de enzimas de restricción, detallar cómo reconocen secuencias específicas y cortar el ADN en esos puntos. Proponer una actividad práctica donde los estudiantes deban seleccionar una enzima adecuada para un experimento de clonación y justificar su elección en base a la secuencia de ADN objetivo. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> Recapitular las funciones principales de las enzimas de restricción y señalar su importancia en la manipulación del ADN en el laboratorio. (FU) 	
Semana 1 14/09/2024		<p>1. Introducción a las Metodologías Moleculares (NZ)</p> <ul style="list-style-type: none"> Importancia y aplicaciones de las metodologías moleculares en la investigación biomédica. Descripción general de las principales técnicas moleculares. <p>Inicio:</p>	Ev. formativa: Análisis de metodologías de artículos científicos

		<ul style="list-style-type: none"> Breve presentación del curso y de la importancia de las metodologías moleculares en la investigación biomédica. Planteamiento de preguntas iniciales para evaluar el conocimiento previo de los estudiantes sobre las técnicas moleculares. <p style="text-align: center;">Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> Exposición teórica sobre las principales técnicas moleculares que se abordarán en el curso. Discusión sobre aplicaciones prácticas y ejemplos reales de cómo estas técnicas han impactado la investigación biomédica. <p style="text-align: center;">Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> Resumen de los puntos clave discutidos en la clase. Espacio para preguntas y respuestas. Asignación de una lectura introductoria para profundizar en los conceptos presentados. 	
19/08	<p>RA2 Desarrollar habilidades prácticas en la extracción y análisis de ácidos nucleicos.</p> <p>IL2 El estudiante realiza con éxito la extracción y purificación de ADN y ARN, evaluando su calidad y cantidad.</p>	<p>2. Preparación de Muestras y Técnicas Básicas (NZ)</p> <ul style="list-style-type: none"> Procedimientos para la extracción y purificación de ADN y ARN. Evaluación de la calidad y cantidad de ácidos nucleicos (espectrofotometría, electroforesis en gel). <p>Inicio: Repaso breve de la clase anterior, destacando cómo la preparación de muestras es fundamental para las técnicas moleculares.</p> <ul style="list-style-type: none"> Introducción a los objetivos específicos de la clase: extracción y purificación de ADN/ARN. <p>Desarrollo: Demostración práctica de los pasos necesarios para la extracción y purificación de ADN/ARN.</p> <ul style="list-style-type: none"> Explicación detallada de las técnicas de evaluación de la calidad y cantidad de ácidos nucleicos, incluyendo espectrofotometría y electroforesis en gel. 	

		Cierre: Resumen de la importancia de la preparación adecuada de muestras para obtener resultados confiables.	
21/08	<p>RA3 Aplicar la técnica de PCR para la amplificación de ADN y adquirir conocimientos en la detección de proteínas mediante Western Blot.</p> <p>IL3 El estudiante lleva a cabo un experimento de PCR, optimizando las condiciones para obtener resultados fiables.</p>	<p>3. Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) (FU)</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Fundamentos de la PCR y sus variantes. ○ Preparación de reactivos y configuración de una reacción de PCR. ○ Análisis de productos de PCR mediante electroforesis en gel de agarosa. <p>Inicio:Introducción a la técnica de PCR, explicando su relevancia y las variantes disponibles.Presentación de los componentes y condiciones esenciales para llevar a cabo una PCR exitosa.</p> <p>Desarrollo:Explicación detallada del proceso de configuración de una reacción de PCR, incluyendo la preparación de reactivos y la programación del termociclador.</p> <p>Cierre: Discusión sobre los posibles errores comunes en PCR y cómo evitarlos.</p>	
26/08	<p>RA4: Comprender los principios y aplicaciones de la hibridación de ácidos nucleicos en el análisis de secuencias genéticas.</p> <ul style="list-style-type: none"> ● IL4: El estudiante describe y ejecuta correctamente la técnica de hibridación de ácidos nucleicos. 	<p>Clase: Hibridación de Ácidos Nucleicos (NZ)</p> <p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Introducción al tema: <ul style="list-style-type: none"> ○ Explicación del concepto de hibridación de ácidos nucleicos, destacando su importancia en técnicas moleculares como Southern Blot, Northern Blot y FISH (Fluorescencia in situ). ○ Activar conocimientos previos de los estudiantes sobre la hibridación para identificar posibles conceptos erróneos y ajustar el enfoque de la clase. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Exposición teórica: <ul style="list-style-type: none"> ○ Explicar en detalle el principio de hibridación de ácidos nucleicos, incluyendo la complementariedad de bases y la formación de dobles cadenas estables. ○ Discutir los factores que afectan la hibridación, como la temperatura de anillamiento (Tm), la concentración de sales, y la longitud de las secuencias. 	

		<ul style="list-style-type: none"> ○ Describir las diferentes aplicaciones de la hibridación, enfocándose en métodos como el Southern Blot para la detección de secuencias específicas de ADN, el Northern Blot para ARN, y la FISH para la visualización de secuencias en células y tejidos. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Resumen de la clase: ○ Repasar los puntos clave sobre la hibridación de ácidos nucleicos y su relevancia en técnicas moleculares. ○ Responder a preguntas de los estudiantes para aclarar cualquier duda que haya surgido durante la clase. 	
28/08		Seminario 1. PCR	Control escrito (2%)
2/09	<p>RA1: Comprender el uso de microarrays en el análisis de la expresión génica y su importancia en estudios de gran escala.</p> <p>RA2: Analizar los principios y técnicas de secuenciación de ADN de última generación.</p> <p>IL1: El estudiante interpreta los datos generados por microarrays, discutiendo su aplicación en estudios transcriptómicos.</p> <p>IL2: El estudiante compara las diferentes plataformas de secuenciación, evaluando sus ventajas y limitaciones en el análisis genético.</p>	<p>Clase: Microarray y secuenciación (FU):</p> <p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Introducir los conceptos básicos de microarrays y secuenciación, resaltando su importancia en la investigación biomédica. ● Utilizar un video o gráfico para ilustrar cómo estas tecnologías permiten el análisis de múltiples genes. ● Realizar una breve encuesta para conocer el nivel previo de los estudiantes. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Microarrays: ○ Explicar el funcionamiento, aplicaciones y limitaciones de los microarrays en el estudio de expresión génica y análisis genético. ● Secuenciación: ○ Describir las principales tecnologías de secuenciación (Sanger y NGS), los pasos clave y las plataformas disponibles, comparando sus usos y ventajas. ● Actividad práctica: 	

		<ul style="list-style-type: none"> ○ Simulación de un experimento de microarray o secuenciación, enfocándose en la interpretación de datos. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Resumir los puntos clave y diferencias entre microarrays y secuenciación. ● Facilitar una discusión sobre la aplicación de estas tecnologías en la investigación y medicina. 	
4/09		Seminario 2: FISH, microarray y estudio de expresión génica.	Control escrito (2%)
9/09	<p>RA1: Comprender los principios de la genómica y transcriptómica, y su importancia en el estudio de la biología molecular y celular.</p> <p>RA2: Aplicar herramientas bioinformáticas para el análisis de datos genómicos y transcriptómicos.</p> <p>RA3: Evaluar la utilidad de los estudios genómicos y transcriptómicos en la investigación de enfermedades y desarrollo de terapias.</p> <p>IL1: El estudiante describe los conceptos básicos de la genómica y la transcriptómica, explicando cómo se relacionan con el análisis de la expresión génica y las variaciones genéticas.</p>	<p>Genómica y transcriptómica (NZ).</p> <p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Introducir los conceptos de genómica y transcriptómica, destacando su papel en el estudio integral de los genomas y perfiles de expresión génica. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Genómica: <ul style="list-style-type: none"> ○ Explicar el análisis del genoma completo, incluyendo técnicas como la secuenciación de nueva generación (NGS) y sus aplicaciones en la identificación de variantes genéticas y estudios de asociación genómica. ● Transcriptómica: <ul style="list-style-type: none"> ○ Describir el análisis del transcriptoma, enfocándose en cómo se estudian los perfiles de expresión génica mediante RNA-seq, microarrays y sus aplicaciones en la investigación de enfermedades. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Resumir las diferencias y conexiones entre genómica y transcriptómica. ● Facilitar una discusión sobre cómo estas disciplinas se complementan en la investigación biomédica 	<ul style="list-style-type: none"> ● Actividad práctica: <ul style="list-style-type: none"> ○ Simulación o análisis de datos genómicos y transcriptómicos, comparando los resultados de diferentes tecnologías.

11/09		Estudio autónomo: Trabajo de integración.	
Semana de Receso			
23/09	<p>RA1: Comprender los principios y aplicaciones de la transgénesis y mutagénesis en la modificación genética de organismos.</p> <p>RA2: Aplicar técnicas de transgénesis y mutagénesis para generar y analizar organismos genéticamente modificados.</p> <p>IL1: El estudiante describe los métodos principales utilizados en la transgénesis y mutagénesis, identificando sus aplicaciones en investigación y biotecnología.</p> <p>IL2: El estudiante diseña y propone un experimento utilizando transgénesis o mutagénesis, justificando la elección de la técnica y los resultados esperados.</p>	<p>Transgénesis y mutagénesis (NZ)</p> <p>Aquí tienes una versión resumida de inicio, desarrollo y cierre para la clase sobre Transgénesis y Mutagénesis:</p> <p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Introducir los conceptos de transgénesis y mutagénesis con ejemplos visuales. ● Realizar una breve discusión sobre las aplicaciones de estas técnicas en investigación y biotecnología. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Explicar las técnicas de transgénesis (CRISPR, microinyección) y mutagénesis (química, dirigida). ● Realizar una actividad en grupo donde los estudiantes diseñen un experimento aplicando una de estas técnicas, justificando su elección. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Resumir las diferencias entre transgénesis y mutagénesis, y sus aplicaciones. ● Facilitar una discusión ética sobre los organismos modificados genéticamente (OGM) y asignar una tarea para diseñar un experimento con estas técnicas. 	
25/09		Seminario: Genómica y transcriptómica	Control escrito (2%)

30/09		Preparación Certamen I	
02/10		Certamen I	20% nota presentación
UNIDAD: Fundamentos y Técnicas de Biología Molecular para el análisis de proteínas			
7/10	<p>RA1: Comprender los principios de la extracción de proteínas y las técnicas para su purificación.</p> <p>IL1: El estudiante explica correctamente los pasos de extracción de proteínas a partir de células o tejidos.</p>	<p>4. Métodos para la purificación de proteínas</p> <p>Introducir los métodos comunes de purificación de proteínas (cromatografía, centrifugación, precipitación).</p> <p>Mostrar un esquema o diagrama que ilustre las diferentes etapas de purificación de proteínas en un laboratorio.</p> <p>Desarrollo:</p> <p>Explicar las técnicas clave de purificación: cromatografía de afinidad, intercambio iónico, exclusión por tamaño.</p> <p>Cierre:</p> <p>Resumir las principales técnicas de purificación y sus aplicaciones.</p>	<p>Actividad formativa: Realizar una actividad en grupo donde los estudiantes planifiquen un protocolo de purificación para una proteína específica, eligiendo las técnicas más apropiadas.</p>
9/10		- Trabajo Práctico I: Extracción y purificación de ADN	Control escrito (2%) Informe de laboratorio (5%)
14/10	Semana de la Salud		

21/10	<p>RA Adquirir conocimientos en la detección de proteínas mediante Western Blot.</p> <p>IL3 El estudiante lleva a cabo un experimento de Western Blot, optimizando las condiciones para obtener resultados fiables.</p>	<p>5. Western Blot (WB) y Proteómica</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Principios del Western Blot para la detección de proteínas. ○ Preparación de muestras, electroforesis en gel de poliacrilamida (SDS-PAGE) y transferencia de proteínas a membranas. ○ Detección de proteínas mediante anticuerpos y análisis de resultados. 	
23/10		<p>- Trabajo Práctico II: PCR</p>	<p>Control escrito (2%) Informe de laboratorio (5%)</p>
28/10	<p>RA1: Comprender los principios de la inmunofluorescencia y su aplicación en la detección de proteínas y otras moléculas en células y tejidos.</p> <p>RA2: Desarrollar habilidades en el uso de técnicas de microscopía para la visualización de muestras teñidas con anticuerpos fluorescentes.</p> <p>RA3: Evaluar la importancia de los controles y la optimización de las condiciones experimentales en experimentos de inmunofluorescencia.</p> <p>IL1: El estudiante explica los principios básicos de la inmunofluorescencia directa e indirecta, detallando las ventajas y desventajas de cada método.</p>	<p>6. Clase Inmunofluorescencia (IF)/ Microscopía para Inmunofluorescencia</p> <ul style="list-style-type: none"> ● Inicio: Introducir el concepto de inmunofluorescencia y explicar su relevancia en la investigación y diagnóstico. Establecer los objetivos de la clase para que los estudiantes comprendan qué aprenderán y por qué es importante. ● Desarrollo: Explicar los principios básicos de la inmunofluorescencia, incluyendo el papel de los anticuerpos y fluoróforos. ● Describir el proceso de tinción con anticuerpos, diferenciando entre anticuerpos primarios y secundarios. ● Abordar la visualización de muestras usando microscopía de fluorescencia, configurando el microscopio y capturando imágenes. ● Cierre: Revisar los puntos clave de la clase y resolver dudas. Ofrecer ejemplos de aplicaciones prácticas de la inmunofluorescencia y asignar una tarea o actividad para aplicar lo aprendido. 	
30/10		<p>Seminario: Técnicas de identificación de proteínas</p>	<p>Control escrito (2%)</p>

<p>4/11</p>	<p>RA1. Comprender los principios fundamentales de la citometría de flujo y sus aplicaciones en el análisis celular.</p> <p>RA2 Comprender el funcionamiento de un cell sorter y su uso en la separación y purificación de poblaciones celulares específicas.</p> <p>IL Explica el principio de la citometría de flujo y Cell Sorter y discute cómo la tecnología permite el análisis de características físicas y químicas de las células en suspensión.</p>	<p>7. Clase. Citometría de Flujo, Cell Sorter</p> <ul style="list-style-type: none"> • Inicio: • Explicar brevemente qué es la citometría de flujo y el cell sorter, resaltando su importancia en la investigación de células individuales. • Mostrar ejemplos de aplicaciones actuales, como la clasificación de células inmunitarias, y presentar el flujo básico del procedimiento. • Desarrollo: • Detallar cómo funciona la citometría de flujo, incluyendo los principios de marcado celular con fluorocromos y la detección de las propiedades ópticas. • Describir los pasos del cell sorting, explicando cómo permite separar células según sus características y cómo esta técnica se utiliza para obtener poblaciones celulares puras. • Cierre: • Revisar los puntos clave cubiertos en la clase, destacando las aplicaciones biomédicas de la citometría de flujo y la importancia de la precisión en el análisis celular. 	
<p>6/11</p>	<p>IL4 El estudiante completa un Western Blot, desde la preparación de muestras hasta la detección de proteínas, y analiza los resultados obtenidos.</p>	<p>- Trabajo Práctico III: Western Blot</p>	<p>Control escrito (2%) Informe de laboratorio (5%)</p>
<p>11/11</p>	<p>RA1: Comprender el concepto de cultivos celulares y su rol fundamental en la investigación biomédica y farmacéutica.</p> <p>RA2: Adquirir conocimientos sobre las técnicas de cultivo, mantenimiento y manipulación de líneas celulares.</p> <p>IL1: El estudiante explica con claridad los principios y ventajas del uso de cultivos celulares en la investigación científica, destacando su relevancia en estudios biomédicos.</p>	<p>8. Clase. Métodos de estudios celulares.</p> <p>Inicio:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Introducir el concepto de cultivos celulares, explicando su importancia en la investigación biomédica y farmacéutica. <p>Desarrollo:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Explicar los diferentes tipos de cultivos celulares: monocapa (2D), organoides (3D) y co-cultivos. Destacar las técnicas asociadas, como el aislamiento celular, la esterilización, el mantenimiento de condiciones estériles, y la criopreservación. 	

	<p>IL2: El estudiante establece y mantiene cultivos celulares, demostrando competencia en el manejo de las condiciones necesarias para el crecimiento celular óptimo.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Demostrar cómo se realiza el manejo de cultivos celulares, desde la preparación del medio hasta el control de contaminantes, y discutir las aplicaciones específicas de cada tipo de cultivo. <p>Cierre:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Finalizar la clase con un resumen de los tipos de cultivos celulares y sus aplicaciones más comunes en la investigación. 	
13/11		Seminario Métodos de estudios celulares	Control escrito (2%)
20/11		Ayudantía II	Control escrito (2%)
25/11		Certamen II	20% Nota de Presentación
27/11		- Trabajo Práctico IV: Inmunofluorescencia	Control escrito (2%) Informe de laboratorio (5%)
2/12		Entrega Informe proyecto de investigación.	20% Nota de Presentación
4/12		Evaluaciones Recuperativas	

7/12		Examen Final	30% nota final
------	--	---------------------	----------------

*Se debe identificar la fecha de la Semana de Aprendizaje Autónomo y Autocuidado.