



- 
-  10 ETCS
 -  2 meses
 -  100% Online
 -  14 de septiembre del 2026
*Fecha de inicio de curso sujeta a cupo mínimo de estudiantes

CURSO AVANZADO EN

Biología molecular Aplicada

Sobre este curso...

Curso universitario de formación permanente diseñado para profesionales y estudiantes avanzados en biología, farmacia, biomedicina o química, que quieran adquirir habilidades avanzadas en biología molecular, clonación, PCR, secuenciación y bioinformática.



Objetivos formativos

Conocer y aplicar las técnicas de biología molecular, desde herramientas informáticas básicas hasta métodos experimentales avanzados.

Adquirir una base sólida y homogénea en el análisis de moléculas biológicas, con énfasis en biomedicina, análisis clínicos y anatomía patológica.

Desarrollar las competencias prácticas necesarias para trabajar en un laboratorio que emplee técnicas de biología molecular.

Competencias a adquirir

Ejecutar protocolos de clonación molecular y obtener células clonadas.

Aplicar métodos de extracción y purificación de ácidos nucleicos.

Desarrollar técnicas de PCR y electroforesis de ácidos nucleicos.

Conocer la rutina de trabajo en un laboratorio de análisis clínico.

Conocer las técnicas más comunes de análisis molecular.

Adquirir el conocimiento para el buen manejo de las diferentes muestras biológicas.

Diseño y evaluación in silico de herramientas específicas para los ensayos de biología molecular.

¿Para quién es?



Estudiantes y profesionales que quieran especializarse en técnicas avanzadas de biología molecular y bioinformática.



Técnicos de laboratorio clínico, investigadores biomédicos y farmacéuticos que buscan formación aplicada.



Profesionales que necesiten adquirir competencias prácticas en análisis molecular, clonación, PCR y secuenciación de ADN.

Requisitos

Técnico superior en:

- Laboratorio Clínico y Biomédico
- Anatomía Patológica

Grado en:

- Biología
- Farmacia
- Biomedicina
- Química

Salidas laborales



Metodología

- Curso 100% online a través de nuestro **campus virtual**
- Clases teóricas grabadas para ver en horario libre. Videos prácticos grabados con todos los pasos de los protocolos de laboratorio. Análisis de casos clínicos, seguimiento de test online.
- **Evaluación** a través de: Foros de debate y participación, estudios de caso prácticos, cuestionarios tipo test online, exámenes finales por asignatura, trabajo final de proyecto individual.

Programa formativo

Asignatura 1: BIOLOGÍA MOLECULAR Y GENÉTICA

1. Preparación de medios de cultivo.

- Tipos de medios
- Componentes principales de los medios de cultivo.
- Ajuste de pH del medio.
- Esterilización: autoclave y filtración.
- Vertido, conservación y almacenamiento.
- Normas de seguridad e higiene en el manejo de medios.

2. Preparación de disoluciones.

- Conceptos clave: molaridad, normalidad, porcentaje (% m/v, v/v).
- Cálculos para preparación de disoluciones.
- Uso de material volumétrico (matraz aforado, pipetas, bureta).
- Disolventes más comunes (agua destilada, tampones).
- Esterilización y filtración de disoluciones.
- Etiquetado y conservación adecuada.

3. Extracción y purificación de ADN plasmídico bacteriano.

- Cultivo de bacterias portadoras de plásmidos.
- Métodos de lisis celular (alcalina, enzimática, térmica).
- Separación de ADN plasmídico del genómico.
- Técnicas de purificación (precipitación, cromatografía de adsorción).
- Cuantificación y verificación de calidad (nanodrop, gel de agarosa).

4. Preparación de fragmentos de ADN para clonación dirigida: digestión con enzimas de restricción.

- Principios de las enzimas de restricción (endonucleasas tipo II).
- Selección de enzimas según el GOI y el vector.
- Preparación de la mezcla de digestión.
- Condiciones de incubación (temperatura, buffer, tiempo).
- Verificación de la digestión por electroforesis.

5. Purificación y ligación de fragmentos de ADN.

- Purificación tras digestión (extracción de gel, cromatografía de adsorción).
- Principios de la ligación: ADN ligasa y tipo de extremos (cohesivos/romos).
- Relación molar vector:inserto y cálculos.
- Preparación de la mezcla de ligación.
- Controles de la ligación (positivos, negativos, blanco).

6. Transformación bacteria.

- Métodos de transformación: química (CaCl_2) y electroporación.
- Preparación de células competentes.
- Factores que afectan la eficiencia de transformación.
- Recuperación post-transformación y cultivo en medio selectivo.
- Sistemas de selección: antibióticos y clonación azul/blanca.

7. PCR: Amplificación de GOI (Gene of Interest).

- Fundamentos de la reacción en cadena de la polimerasa.
- Componentes de la PCR: dNTPs, primers, ADN polimerasa, MgCl_2 , buffer.
- Diseño de primers específicos para el GOI.
- Programa térmico (ciclos de desnaturalización, alineamiento, extensión).
- Verificación del producto por electroforesis.

8. Análisis de estirpes recombinantes mediante PCR de colonias.

- Preparación de colonias para PCR directa.
- Diseño de primers para amplificar la región recombinante.
- Optimización de condiciones para PCR de colonias.
- Interpretación de bandas para confirmar presencia del GOI.
- Controles positivos y negativos.

9. Secuenciación de ADN.

- Métodos de secuenciación: Sanger vs NGS.
- Preparación de muestras para secuenciación.
- Elección de primers de secuenciación.
- Envío a servicios externos o uso de secuenciador automatizado.
- Lectura e interpretación de resultados (cromatogramas).

10. Análisis e interpretación de resultados.

- Análisis de electroforesis (longitud de fragmentos esperados).
- Confirmación de inserciones por PCR y secuenciación.
- Detección de errores: mutaciones, inversiones, inserciones parciales.
- Análisis bioinformático básico (BLAST, alineamientos).
- Elaboración de conclusiones y discusión de resultados.

11. Diseño in silico de un mapa de restricción.

- Concepto y utilidad de los mapas de restricción.
- Búsqueda de secuencias de interés (plásmido o GOI) en bases de datos (NCBI).
- Identificación de sitios de corte con enzimas de restricción.
- Selección de enzimas compatibles (sin cortar dentro del GOI, extremos deseados).
- Representación gráfica del mapa de restricción.
- Verificación de fragmentos generados y predicción de tamaños esperados.

12. Diseño in silico de oligonucleótidos.

- Definición y tipos de oligonucleótidos (primers para PCR, sondas, etc.).
- Parámetros básicos: longitud, T_m (temperatura de fusión), %GC, estructura secundaria.
- Inclusión de sitios de restricción y secuencias adaptadoras.
- Uso de herramientas como Primer3, NCBI Primer-BLAST, SnapGene.
- Evaluación de especificidad y detección de dimerización o horquillas.
- Exportación y validación de secuencias.

13. Manejo in silico de distintos softwares de edición de plásmidos, simulación de electroforesis, PCR.

- Introducción a los principales softwares (SnapGene, ApE, Benchling, NEB Cutter).
- Carga y edición de secuencias (plásmidos, genes, fragmentos).
- Simulación de digestiones con enzimas de restricción.
- Simulación de PCR y visualización de productos esperados.
- Simulación de electroforesis: predicción de tamaños y patrones de bandas.
- Anotación de características (genes, promotores, orígenes de replicación, marcadores de selección).
- Exportación de resultados y generación de informes visuales.

Trabajo final: PROYECTO DE BIOLOGÍA MOLECULAR APLICADA

Profesorado

Dr. Mario Jesús Grande Vela – Coordinador del curso

Dr. Antonio Congregado Pérez – Director académico

Dr. Santiago Coca Menchero – Bioinformática aplicada

Lucas Hussing – Técnicas de clonación y PCR

Giulia Bello – Secuenciación y análisis de resultados

Precio y financiación

Precio único: 450€ (formación, materiales, prácticas y certificación incluidos). Matrícula inicial: 50€.

Contacto



E-mail: info@gesmedi.com



Teléfono: (+34) 614 278 931



Whatsapp: (+34) 614 278 931



Web: www.gesmediacademy.com