

**Guía docente de la asignatura**

| | | | |
|----------------------------------|---|----------------------|-------------|
| Asignatura | PCR Cuantitativa | | |
| Materia | Técnicas básicas | | |
| Módulo | Común | | |
| Titulación | Máster en Investigación Biomédicas | | |
| Plan | | Código | 54294 |
| Periodo de impartición | 1 ^{er} Semestre | Tipo/Carácter | Obligatoria |
| | Octubre | Curso | 2021-2022 |
| Créditos ECTS | 2 | | |
| Lengua en que se imparte | Castellano | | |
| Profesor/es responsable/s | Pilar Ciudad Velasco. Profesor Coordinador. pcidad@uva.es Miguel Ángel de la Fuente García mafuelle@ibgm.uva.es Sendoa Tajada Esteban sendoa.tajada@uva.es | | |
| Horario de tutorías | | | |
| Departamento | Instituto de Biología y Genética Molecular (IBGM) | | |



1. Situación / Sentido de la Asignatura

Curso práctico obligatorio del módulo común.

Es el primer curso práctico del Máster, tiene una duración de 2 semanas con horario de mañana.

1.1 Contextualización

Este curso está integrado en el módulo común en el que se imparten cursos obligatorios teóricos y prácticos. Los cursos prácticos son tres: Cultivos Celulares, Microscopía y PCR cuantitativa, son cursos que versan sobre técnicas básicas, de uso generalizado en investigación biomédica y cuyo conocimiento es indispensable para los alumnos interesados en esta área de conocimiento.

1.2 Relación con otras materias

El curso es obligatorio y su estudio garantiza la adecuada comprensión e interpretación de los resultados de trabajos y artículos de investigación que se trabajan y manejan en otros cursos del Máster así como en la realización de Trabajo del Fin de Máster.

1.3 Prerrequisitos

Admisión al Máster





2. Competencias

2.1 Generales

- Conocimientos técnicos
- Capacidad de análisis, síntesis e interpretación
- Capacidad de relación y colaboración

2.2 Específicas

- Desarrollar la habilidad práctica de laboratorios de Biomedicina y ser capaz de seguir un protocolo experimental de forma autónoma
- Ser capaz de diseñar experimentos aplicando los conocimientos técnicos aprendidos para responder a la pregunta pertinente.





3. Objetivos

Que el alumno se familiarice con los fundamentos de la PCR a tiempo real, su instrumentación, sus aplicaciones, las distintas modalidades de utilización y aprenda a valorar e interpretar los resultados obtenibles.

En el campo de las destrezas y habilidades, el alumno aprenderá el uso de los equipos, presentándole más de un modelo de termociclador y de sistema de análisis. El alumno aprenderá a planificar, preparar y llevar a cabo una cuantificación utilizando uno de los modelos disponibles.

Finalmente, en el campo de los contenidos transversales, el alumno será capaz de analizar e interpretar los resultados obtenidos y comprobar desde su propia experiencia los aspectos técnicos y conceptuales más complejos de la técnica.





4. Contenidos y/o bloques temáticos

Sesiones teóricas donde se explican los conceptos básicos, sesiones prácticas para diseñar y preparar un experimento y sesión de análisis de datos para interpretar y discutir los resultados obtenidos en la sesión prácticas.

Recursos necesarios

Sesiones teóricas y de análisis, aulas dotadas de sistema de proyección y pizarras.

Sesiones prácticas, laboratorio con el equipamiento (termociclador, cabina de ultravioleta para PCR, micropipetas) y material fungible (reactivos y material de plástico) necesario para realizar los experimentos.

Bibliografía básica

1. PCR Primer, a laboratory manual. (Carl W. Dieffenbach and Gabriela S. Dveksler, eds.) CSHL press (2nd ed.) 2003.
2. Valasek MA, Repa JJ. The power of real-time PCR. Adv. Physiol. Ed. 29: 151-159, 2005
3. Wong ML, Medrano JF. Real-time PCR for mRNA quantitation. Biotechniques. Jul;39(1):75-85. 2005.
4. Bustin SA. Absolute quantification of mRNA using real-time reverse transcription polymerase chain reaction assays. J Mol Endocrinol 25(2):169-93. 2000.
5. Bustin SA. Quantification of mRNA using real-time reverse transcription PCR (RT-PCR): trends and problems. J Mol Endocrinol. 29(1):23-39. 2002.
6. Bustin SA, Nolan T. Pitfalls of quantitative real-time reverse-transcription polymerase chain reaction. J Biomol Tech.15(3):155-66. 2004.
7. Huggett J, Dheda K, Bustin S, Zumla A. Real-time RT-PCR normalisation; strategies and considerations. Genes Immun. 6(4):279-84. 2005.
8. Pfaffl MW. A new mathematical model for relative quantification in real-time RT-PCR. Nucleic Acids Res. 29(9):2002-2007., 2001
9. Livak KJ, Schmittgen TD. Analysis of relative gene expression data using real-time quantitative PCR and the 2-DDCt method. Methods 25, 402-408, 2001.
10. VanGuilder HD, et al. Twenty-five years of quantitative PCR for gene expression analysis. BioTechniques 44(5): 619-626. 2008

Bibliografía complementaria

Se especificará durante la presentación del curso y se publicará en la plataforma Moodle días antes del comienzo del segundo semestre



5. Métodos docentes y principios metodológicos

Sesiones teóricas donde se explican los conceptos básicos, sesiones prácticas para diseñar y preparar un experimento y sesión de análisis de datos para interpretar y discutir los resultados obtenidos en la sesión prácticas. Se publicarán en la plataforma del Campus Virtual los materiales necesarios para el desarrollo del curso los días previos al comienzo del mismo

Plan de trabajo

La asignatura está organizada en tres actividades claramente diferenciadas:

1. Sesiones teóricas en las que se explican los conceptos básicos, los fundamentos técnicos y los sistemas de análisis. Estas sesiones se imparten con un grupo reducido de alumnos que favorece la participación del alumno. En estas sesiones se tratarán los siguientes puntos:

- Introducción a la PCR a tiempo real: consideraciones básicas, instrumentación, química, ventajas respecto a la PCR tradicional.
- Estrategias de cuantificación más comunes y sus fundamentos: el método de cuantificación relativo frente al absoluto.
- Conceptos básicos para el análisis de los resultados: eficiencia de las reacciones, curvas patrones, genes normalizadores. Aplicaciones y limitaciones de la técnica.

2. Sesiones prácticas en las que tras presentar los distintos instrumentos y hacer que los alumnos se familiaricen con su manejo, cada grupo ha de diseñar, preparar y llevar a cabo un experimento de cuantificación a tiempo real de algún gen que se le asigne. El diseño de los experimentos incluye controles positivos y negativos, calibradores y diluciones seriadas de las muestras para certificar la validez del experimento y poder detectar posibles fallos en su diseño o ejecución. Estas sesiones se llevan a cabo en grupos de 3-5 alumnos.

3. Sesiones de análisis y evaluación, en las que los alumnos han de ser capaces de presentar interpretar y discutir los resultados obtenidos manejando el programa de análisis. Estas sesiones se llevarán a cabo de nuevo en los grupos de 4-8 alumnos.

4. Sesiones no presenciales, los alumnos deberán realizar trabajo autónomo para estudiar y afianzar los conocimientos impartidos y analizar los resultados obtenidos para su posterior discusión.



6. Tabla de dedicación del estudiante a la asignatura

| ACTIVIDADES PRESENCIALES | HORAS | ACTIVIDADES NO PRESENCIALES | HORAS |
|---|-----------|---|-----------|
| Clases teóricas | 3 | Estudio y trabajo personal | 10 |
| Seminarios y Prácticas | 25 | Discusión, preparación y presentación de trabajo. | 5 |
| Sesiones de análisis y revisión de resultados | 2 | Elaboración y presentación de memorias | 5 |
| | | | |
| Total presencial | 30 | Total no presencial | 20 |





7. Sistema y características de evaluación

Evaluación continua (20% nota final) y examen final (80% de la nota final)

Los alumnos están durante todo el curso acompañados por uno de los profesores responsables, que se encarga de impartir los contenidos teóricos en la primera parte del curso, y que en el resto de las actividades actúa como observador y facilitador de la tarea a realizar por los alumnos. Esto permite al profesor formarse una idea muy precisa del grado de adquisición de conocimientos teóricos, así como de las habilidades prácticas de los alumnos a la hora de manejar las muestras, los aparatos y el programa de análisis.

La evaluación del examen escrito se confronta con el ejercicio de evaluación que supone la realización de un experimento por parte del alumno. Este experimento es además idóneo como ejercicio de autoevaluación ya que el objetivo que se persigue es que sea capaz de evaluar críticamente los resultados obtenidos para detectar fallos metodológicos, de ejecución, de análisis o conceptuales. Puesto que ellos mismos han de ejecutar todo el proceso, obtienen una información muy precisa con respecto al grado de comprensión de la técnica que han alcanzado y por tanto el grado de consecución de los objetivos del curso.

| Instrumento/Procedimiento | Peso en la nota fina | Observaciones |
|---------------------------|----------------------|---------------------------------------|
| Evaluación continua | 20% | |
| Examen final | 80% | Preguntas cortas y ejercicio práctico |

CRITERIOS DE CALIFICACIÓN

- **Convocatoria ordinaria:** la suma de la nota del examen final más la evaluación continua debe ser de al menos 5 puntos sobre 10.
- **Convocatoria extraordinaria:** se realizará solamente el examen final, puesto que la nota de evaluación continua se conserva de la convocatoria ordinaria.