

Instit. Invest. Bisp.  
2005  
23  
P  
7  
4

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

U.B.A.

1.- DEPARTAMENTO/INSTITUTO de INVESTIGACIONES BIOQUIMICAS

2.- CARRERA de: a) Licenciatura en.....ORIENTACION:.....

b) Doctorado y/o Post-Grado en Ciencias Químicas y Biológicas

c) Profesorado en.....

d) Cursos Técnicos en Meteorología.....

e) Cursos de Idiomas.....

3.- 2do. CUATRIMESTRE.....Año: 2005.....

4.- N° DE CODIGO DE CARRERA...51 y 55.....

5.- MATERIA Técnicas de Bioquímica y Biología Molecular "B".....

N° DE CODIGO B 046

6.- PUNTAJE PROPUESTO 5 puntos.....

7.- PLAN DE ESTUDIO Año ---.....

8.- CARACTER DE LA MATERIA Optativa.....

9.- DURACION un cuatrimestre.....

10.- HORAS DE CLASE SEMANAL:

- |                        |          |                      |       |
|------------------------|----------|----------------------|-------|
| a) Teóricas            | 2 ½ hs   | d) Seminarios        | 2 hs  |
| b) Problemas           | - hs     | e) Teórico-problemas | -- hs |
| c) Laboratorio         | 5 1/2 hs | f) Teórico-prácticas | -- hs |
| g) Totales Horas 10 hs |          |                      |       |

11. CARGA HORARIA TOTAL 160 hs.....

12.- ASIGNATURAS CORRELATIVAS Egresados de Cs. Químicas, Ciencias Biológicas, Farmacia, Bioquímica, etc.

13.- FORMA DE EVALUACION: TP: Concepto, informes y exámenes parciales (con nota). Examen Oral (con nota).....

## 14. PROGRAMA ANALITICO



El objetivo de la presente materia es el adiestramiento de post-grado en técnicas generales de uso tanto en el laboratorio académico de investigación como en laboratorios comerciales e industriales.

Cada alumno realiza un programa práctico constituido por 3 Trabajos Prácticos intensivos (módulos), de entre 18 posibles. Cada práctico dura en promedio 28hs. En cada módulo práctico se desarrollan en forma minuciosa una o dos técnicas principales y varias auxiliares en forma personal. Se considera que el alumno que aprueba un práctico está en condiciones de llevar a cabo las técnicas aprendidas, en condiciones similares, en forma profesional.

### Teóricas y Seminarios:

Los alumnos asisten a las teóricas y seminarios correspondientes a todos los módulos prácticos (80% de asistencia obligatoria) no pudiendo faltar a las clases teóricas y seminarios correspondientes a los módulos prácticos que realizará.

Además el alumno realiza una exposición frente al resto de alumnos y profesores sobre uno o más trabajos de la bibliografía relacionados con el tema de la práctica realizada.

### Prácticos:

De acuerdo a la orientación de su carrera y a las vacantes en cada combinación, el alumno se inscribe y realiza 3 prácticos intensivos, con sus correspondientes seminarios y sesiones de instrucción.

- **1) Dra. Ana Cauehrff (Teórica a cargo del Dr. Fernando Pitossi)**  
ADN I  
Aislamiento ADN; geles agarosa; corte y clonado, etc
  
- **2) Dra. Cecilia D'Alessio**  
Proteínas  
SDS-PAGE (Laemmli y Tricina). Geles semi-nativos. Tinción (coomassie y reversa).
  
- **3) Dra. Cecilia D'Alessio (Teórica a cargo del Dr. Fernando Pitossi)**  
ADN II  
PCR, RT-PCR. Detección de expresión, RAPD's
  
- **4) Dra. Graciela Boccaccio**  
Cultivo de Células  
Líneas celulares; tinciones de citoesqueleto; transfección de plásmidos; genes reporteros; inmunofluorescencia, etc.
  
- **5) Dr. Israel Algranati**  
ADN III  
Amplificación Génica. Preparación de PCR de sondas radioactivas específicas y su utilización en el análisis por hibridación de DNA. Determinación del número de copias de un gen por genoma.



- **6) Dr. Luis Ielpi**  
**Secuenciación automática de ADN**  
Introducción en la utilización de nuevas técnicas para secuenciar ADN y análisis de genomas. Conceptos básicos teórico-prácticos de nuevas técnicas para secuenciar ADN y posterior análisis de la secuencia obtenida. Estrategias y proyectos de secuenciación sistemática de genomas.
  
- **7) Dr. Marcelo Dankert**  
**Electroforesis Pulsante – Separación de Cromosomas.**  
Cultivo de levaduras, aislamiento de DNA intacto, manejo de geles, tinción de DNA, etc.
  
- **8) Dr. Tomás Santa Coloma**  
**Microscopía Confocal**  
Teoría de microscopía confocal – uso práctico del microscopio confocal LSM510 (karl Zeiss). Teoría de los métodos FRAP, FLIP, FRET, deconvolución, imágenes 3D, colocalización, y consideraciones sobre como evitar artefactos en la medición.
  
- **9) Dra. Olga Castro**  
**Disrupción Génica en Levaduras**  
Obtención de mutantes. Análisis de glicoformas. Disrupción génica en un sólo paso utilizando PCR, electroporación de levaduras. Detección de diferentes glicoformas de una proteína vacuolar (CPY) de levaduras usando western blot.
  
- **10) Dra. Angeles Zorreguieta**  
**Mutagénesis en Bacterias**  
Mutagénesis con transposones en bacterias. Utilización de derivados de fagos como vectores de transposones. Titulación de fagos. Mapeo de la inserción. Cultivo y manipulación de bacterias. Transformación de bacterias.
  
- **11) Dr. Ricardo Wolosiuk**  
**Análisis Espectrofluorométrico de los cambios estructurales de las proteínas.**  
Caracterización de la emisión de fluorescencia en un compuesto variando la composición del medio. Utilización de esta característica en estudios estructurales de proteínas.
  
- **12) Dra. Ana Cauerhff**  
**Interacciones Proteína – Proteína mediante Biosensor**  
Medición y cálculo de las constantes cinéticas de unión en solución acuosa y en estrés por solvente.
  
- 13) Dr. Osvaldo Podhajcer**  
**Transferencia de genes mediante el uso de adenovectores replicativos y no replicativos.**  
Introducir al alumno en técnicas de manejo de vectores virales, de replicación condicional y no replicativos, para la transferencia de genes terapéuticos. Se pondrán en práctica las principales técnicas del campo mediante el uso de genes reporteros (LacZ) y promotores específicos de tumores que dirijan la expresión del gen E1A del adenovirus.



- **14) Dr. Julio Caramelo**  
**Determinación de la estabilidad conformacional de una proteína**  
Mediante agentes químicos se desnaturalizarán dos proteínas modelo (CI2, aglutinina de soja). El estado conformacional será seguido por los cambios en los espectros de fluorescencia y en el radio hidrodinámico de las mismas. Se determinarán los parámetros termodinámicos de la pérdida de la estructura terciaria y cuaternaria.
  
- **15) Dr. Luis Quesada**  
**Rudimentos de "lipidómica"**  
Separación y microanálisis de lípidos. HPLC / TLC; Cromatografías de adsorción y de intercambio iónico. Detergentes. Análisis diferencial.
  
- **16) Dr. Carrasco**  
**Detección y localización de transcritos con sondas no radioactivas**  
Embriones de anfibios. Hibridización in situ.
  
- **17) Dr. Pignataro**  
**Actividad biológica de hormonas**  
Radioinmunoensayo (RIA). Marcación y cuantificación de nucleótidos cíclicos.  
Actividades enzimáticas. Determinación de inositoles fosfatos totales (IPs) y diacilglicerol (DAG) por TLC.
  
- **18) Dr. Adrián Vojnov**  
**Técnicas en Interacción Planta-Patógeno**  
Respuesta de hipersensibilidad. Expresión de genes de virulencia. Deposición de callosa.  
Muerte celular.

#### 15.- BIBLIOGRAFIA GENERAL

Trabajos novedosos, relevantes, recientemente publicados en revistas de nivel internacional (Nature, Science, Cell, J. Biological Chemistry, Embo J., J. Molecular Cell Biology, Plant Physiology, etc.)  
(La bibliografía específica de cada Trabajo Práctico se entrega al comienzo de cada Práctico)

FECHA:

FIRMA PROFESOR:

Aclaración firma: Dr. Luis Quesada Allué

FIRMA DIRECTOR:

Sello Aclaratorio:

Dr. LUIS A. QUESADA ALLUE  
EX-DIRECTOR TITULAR  
Instituto de Investigaciones  
Bioquímicas - FCEyN - UBA