



FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

U.B.A.

1.- DEPARTAMENTO/INSTITUTO de INVESTIGACIONES BIOQUIMICAS

2.- CARRERA de: a) Licenciaturas en Cs. Químicas y Cs. Biológicas.....

ORIENTACION: --.....

b) Doctorado y/o Post-Grado en--.....

c) Profesorado en...--.....

d) Cursos Técnicos en Meteorología..--.....

e) Cursos de Idiomas...--.....

3.- 2º CUATRIMESTRE Año:2004.....

4.- Nº DE CODIGO DE CARRERA..01 y 05.....

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

Nº DE CODIGO B045.....

6.- PUNTAJE PROPUESTO 5 puntos (Ciencias Químicas) otorgado Res.CD 831/95.....

7.- PLAN DE ESTUDIO Año 1987 (para 01), 1984 (para 05).....

8.- CARACTER DE LA MATERIA Optativa Lic. Ccias. Químicas y Lic. Ccias. Biológicas).....

9.- DURACION Cuatrimestral. (16 semanas).....

a) Teóricas 2 ½ hs (Prom.) d) Seminarios 1 ¼ hs (Prom.)

b) Problemas -- hs e) Teórico-problemas -- hs

c) Laboratorio 5 1/2 hs (Prom.) f) Teórico-prácticas -- hs

g) Totales Horas 9 1/4 hs

11.CARGA HORARIA TOTAL 148 hs.....

12.- ASIGNATURAS CORRELATIVAS Química Biológica I.....

13.- FORMA DE EVALUACION Promoción mediante tres notas parciales, y examen integrador final, Informes aprobados y concepto.....



14. PROGRAMA ANALITICO

El objetivo de la presente materia es el adiestramiento 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, en promedio, dura 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.

Teóricas y Seminarios:

Los alumnos asisten a las teóricas y seminarios correspondientes a todos los módulos prácticos, no pudiendo faltar a las clases teóricas y seminarios correspondientes a los módulos prácticos que realizará.

Prácticos:

De acuerdo al nivel 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**
ADN I
Aislamiento ADN; geles agarosa; corte y clonado, etc
- **2) Dra. Andrea Llera**
ADN II
PCR, RT-PCR. Detección de expresión, RAPD's
- **3) Dra. Cecilia D'Alessio**
Proteínas
Sobreexpresión de proteínas recombinantes en bacterias. Purificación de la proteína verde fluorescente (GFP) recombinante. Curvas de inducción. SDS-PAGE por métodos de Laemmli y de Tricina. Geles semi-nativos. Tinción por coomassie y tinción reversa. Cuantificación de proteínas. Fluorescencia de la GFP.
- **4) Dra. Graciela Boccaccio**
Cultivo de Células
Líneas celulares; tinciones de citoesqueleto; transfección de plásmidos; genes reporteros; inmunofluorescencia, etc.
- **5) Dr. Luis Ielpi**
Secuenciación automática de ADN
Preparación de ADN apto para secuencia automática. Uso del aparato de secuenciación automática. Análisis de las secuencias obtenidas: uso programa chromas. Análisis de las secuencias en base de datos: uso del BLAST. Ejercicios de interpretación y análisis de secuencias.
- **6) Dr. Marcelo Dankert**
Electroforesis Pulsante – Separación de Cromosomas.
Cultivo de levaduras, aislamiento de DNA intacto, manejo de geles, tinción de DNA, etc.



- **7) Dr. Israel Algranati**
Determinación de Amplificación Génica
Se preparará DNA genómico de varios parásitos, y después de su digestión con enzimas de restricción, los segmentos resultantes se separarán por electroforesis en gel de agarosa y transferirán a membranas que se someterán a un análisis por hibridización con sondas específicas preparadas por amplificación PCR. La densitometría de las bandas de hibridización permitirá calcular el número de copias de un gen en el genoma analizado.

- **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 cómo evitar artefactos en la medición.

- **9) Dra. Olga Castro - Dr. Armando Parodi**
Disrupción Génica en Levaduras
Análisis de glicofomas.

- **10) Dr. Fernando Goldbaum – Dra. Ana Cauerhff**
Cristalografía de Proteínas
Cristalización de lisozima, análisis de los parámetros experimentales. Difracción de Rayos X de cristales de lisozima. Análisis computacional de los datos de difracción. Determinación de unidad de celda y grupo espacial, reemplazo molecular. Nociones de refinamiento.

- **11) Dra. Angeles Zorreguieta – Dr. Adrián Vojnov**
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.

- **12) 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.

- **13) 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.

- 14) 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.



- **15) 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 conformafcional 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.

- **16) Dra. Basso - Dr. Luis Quesada Allué**
Técnicas de FISH - Bandedos
Cromosomas de insectos. Sondas cDNA.

- **17) Dr. Carrasco**
Detección y localización de transcritos con sondas no radioactivas
Embriones de anfibios. Hibridización in situ.

- **18) Dr. Pignataro**
Actividad biológica de hormonas

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:

Dra. ANGELES ZORREGUIETA
DIRECTORA ADJUNTA
Instituto de Investigaciones
Bioquímicas - FCEyN - UBA