



1821 Universidad de Buenos Aires

Resolución Consejo Directivo

Número:

Referencia: EX-2026-00849521- -UBA-DMESA#FCEN - POSTGRADO - Sesión
17/03/2026

VISTO

La nota presentada por la Dirección del Departamento de Física, mediante la cual eleva la información del curso de posgrado Fundamentos de Microscopías de Tiempo de Vida y Superresolución: de la Física a la Biología Molecular para el año 2026,

CONSIDERANDO

lo actuado por la Comisión de Doctorado,

lo actuado por este cuerpo en Sesión del día 17 de marzo de 2026,

en uso de las atribuciones que le confiere el Artículo 113° del Estatuto Universitario,

EL CONSEJO DIRECTIVO DE LA FACULTAD

DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

RESUELVE:

ARTÍCULO 1º: Aprobar el nuevo curso de posgrado **Fundamentos de Microscopías de Tiempo de Vida y Superresolución: de la Física a la Biología Molecular** de 43 horas y 3 semanas de duración, que será dictado por la Dra. Sabrina Simoncelli, con la colaboración de la Dra. Laura Estrada.

ARTÍCULO 2º: Aprobar el programa del curso de posgrado **Fundamentos de Microscopías de Tiempo de Vida y Superresolución: de la Física a la Biología Molecular** que como anexo forma parte de la presente Resolución, para su dictado en el primer cuatrimestre de 2026.

ARTÍCULO 3º: Aprobar un puntaje máximo de dos (2) puntos para la Carrera de Doctorado.

ARTÍCULO 4º: Establecer un arancel de **CATEGORÍA NULA**.

ARTÍCULO 5º: Disponer que, de no mediar modificaciones en el programa, la carga horaria y el arancel, el presente Curso de Posgrado tendrá una vigencia de cinco (5) años a partir de la fecha de la presente Resolución.

ARTÍCULO 6º: Comuníquese a todos los Departamentos Docentes, a la Dirección de Estudiantes y Graduados, a la Biblioteca de la FCEyN y a la Secretaría de Posgrado con copia del programa incluida. Cumplido, pase a FISICA#FCEN y resérvese.

ANEXO

Fundamentos de Microscopías de Tiempo de Vida y Superresolución: de la Física a la Biología Molecular

PROGRAMA

Este curso intensivo ofrece una formación teórica y práctica en microscopía de fluorescencia avanzada, con énfasis en técnicas basadas en detección de tiempo de vida de fluorescencia, FLIM (*Fluorescence Lifetime Imaging Microscopy*), y de moléculas individuales, SMLM (*Single Molecule Localization Microscopy*). Está orientado al estudio de procesos biológicos a escala nanométrica, combinando fundamentos físicos, instrumentación, adquisición de datos y análisis cuantitativo. A lo largo del curso se discutirán aplicaciones actuales en biología molecular y biofísica, incluyendo estudios de interacción proteína-proteína, dinámica molecular, organización subcelular y señalización intracelular. El enfoque es multidisciplinario, dirigido principalmente a estudiantes de las áreas de Física, Química y Biología.

La materia se organiza en tres partes: "Fundamentos de la fluorescencia", una parte dedicada a "Microscopia de tiempo de vida de fluorescencia (FLIM)" y otra a "Microscopia de superresolución basadas en la detección de moléculas individuales (SMLM)". Consiste en 7 clases teóricas de 3 hs cada una, 4 clases prácticas en computadora de 5 hs (análisis de datos de FLIM, y simulaciones y análisis de datos de SMLM) y 1 clase práctica de laboratorio que se desarrollará en el grupo de la profesora Estrada.

Evaluación: La evaluación consta de un examen escrito al final del curso. En el caso de estudiantes de doctorado, los mismo deberán entregar un informe que detalle los resultados y análisis realizados durante las clases prácticas y un coloquio.

Programa:

Fundamentos de la fluorescencia

Clase teórica 1 (3h): "Introducción"

Introducción al fenómeno de fluorescencia (diagrama de Jablonski)

Tipos de fluoróforos: proteínas fluorescentes, moléculas orgánicas, quantum dots 1.3
Anatomía de un microscopio de fluorescencia

Límite de resolución por difracción

Técnicas convencionales de microscopía, incluyendo microscopía confocal, microscopía de campo amplio, microscopía de fluorescencia por reflexión interna total.

Microscopía de tiempo de vida de fluorescencia (FLIM)

Clase teórica 2 (3h): "Introducción a FLIM"

Definición de tiempo de vida de fluorescencia

Procesos de desactivación radiativos y no radiativos.

FLIM por conteo de fotones (Time-Correlated Single Photon Counting, TCSPC). 2.4
FLIM por cámara (gated ICCD, SPAD arrays, streak cameras).

Sincronización y control del tiempo

Ventajas, limitaciones y resolución temporal

Clase teórica 3 (3h): "Análisis y Aplicaciones de FLIM"

Determinación de tiempo de vida (ajuste mono- y multi-exponencial; representación por pseudocolores y curvas; phasor plot: conceptos y ventajas).

Factores ambientales que afectan el tiempo de vida de fluorescencia: pH, oxígeno, viscosidad, etc.

Aplicaciones:

FLIM para seguimiento de metabolismo celular (NADH/FAD).

Detección de microambientes (lipid rafts, viscosidad).

Clase teórica 4 (3h): "FLIM-FRET"

Principios de FRET: teoría de Förster, eficiencia de transferencia y dependencia con la distancia

Ventajas del uso de FLIM versus intensidad para cuantificar FRET

Diseño experimental: pares dador/aceptor, control de expresiones, calibraciones

Adquisición de datos FRET-FLIM: estrategias típicas en células vivas y en vitro

Aplicaciones en biología molecular: detección de interacciones proteína-proteína, conformaciones, ensamblajes complejos.

Limitaciones técnicas y fuentes de error: fotofísica, crosstalk espectral y autofluorescencia

Clase práctica en computadora 1 (5 hs): "Análisis de datos FLIM, incluyendo ajustes y phasor plots"

Microscopía de super-resolución basadas en la detección de moléculas individuales (SMLM)

Clase teórica 5 (3h): "Introducción a SMLM"

Principios de localización de moléculas individuales

Microscopía de localización por activación fotoinducida (PALM)

Microscopía de reconstrucción óptica estocástica (STORM)

Microscopía por hibridación transitoria de ADN (DNA-PAINT)

Microscopía de localización con flujo mínimo de fotones (MINIFLUX)

Parámetros críticos: densidad, número de fotones, precisión de localización

Aplicaciones en distintos contextos biológicos

Clase teórica 6 (3h): "Multiplexado en SMLM"

Codificación espectral y por intensidad

Codificación por tiempo de vida de fluorescencia 3.10 Codificación por secuencia de ADN: Exchange-PAINT 3.11 Análisis de imágenes y control de crosstalk

Ventajas y desafíos técnicos del multiplexado 3.13 Aplicaciones en distintos contextos biológicos

Clase teórica 7 (3h): "3D SMLM"

Métodos ópticos de 3D (astigmatismo, doble hélice, tetrapod, microlentes)

Métodos interferométricos (iPALM)

Técnicas intensimétricos (DAISY, SIMPLER)

Técnicas basadas en transferencia de energía y determinación de tiempo de vida de

fluorescencia (MIET/GIET por acoplamiento con plasmones o grafeno).

Aplicaciones en distintos contextos biológicos

Clase práctica en computadora 2 (5 hs): "Simulación de datos de SMLM y reconstrucción de imagen de super-resolución"

Clase práctica en computadora 3 (5 hs): "Análisis de distribución espacial de proteínas mediante métodos de clustering"

Experimentos de FLIM en el microscopio por absorción de 2 fotones ensamblados en el grupo de biofotónica-DF-FCEN-UBA

Familiarización con el instrumento y normas de seguridad

Calibración a partir del tiempo de vida de muestras patrón

Medición de los tiempos de vida de muestras conocidas

Introducción a la caracterización de muestras incógnitas (en el caso de estudiantes de doctorado, pueden ser muestras aportadas por las/los estudiantes y de interés para sus proyectos)

Para la clase experimental se armarán grupos reducidos procurando separar estudiantes de grado y de posgrado, pero mezclando estudiantes de distintas disciplinas. Con esto esperamos generar un intercambio de información y experiencias. La clase experimental se realizará en simultáneo con la clase 4 de computadoras, estará a cargo de la profesora Estrada y se realizará en su grupo de investigación.

Clase práctica en computadora 4 (5 hs): Clase de consultas.

BIBLIOGRAFIA

Digman, M. A., et al (2008). The phasor approach to fluorescence lifetime imaging analysis. *Biophysical Journal*, 94, L14-L16

Sun, Y. et al, (2011). Investigating protein-protein interactions in living cells using fluorescence lifetime imaging microscopy. *Nature Protoc.* 6, 1324-1340.

Betzig, E., et al. (2006). Imaging intracellular fluorescent proteins at nanometer resolution. *Science*, 313, 1642-1645.

Rust, M. J., Bates, M., & Zhuang, X. (2006). Sub-diffraction-limit imaging by stochastic optical reconstruction microscopy (STORM). *Nature Methods*, 3(10), 793-796.

Jungmann, R., et al. (2010). Single-molecule kinetics and super-resolution microscopy by fluorescence imaging of transient binding on DNA origami. *Nano Letters*, 10(11), 4756- 4761.

Balzarotti, F., et al. (2017). Nanometer resolution imaging and tracking of fluorescent molecules with minimal photon fluxes. *Science*, 355(6325), 606-612.

Jungmann, R., et al. (2014). Multiplexed 3D cellular super-resolution imaging with DNA- PAINT and Exchange-PAINT. *Nature Methods*, 11, 313-318.

Schnitzbauer, J., et al. (2017). Super-resolution microscopy with DNA-PAINT. *Nature Protocols*, 12(6), 1198-1228.

Schnitzbauer, J. et al. (2017). *Picasso: versatile and user-friendly software for super-resolution imaging*. GitHub Repository: <https://github.com/jungmannlab/picasso>