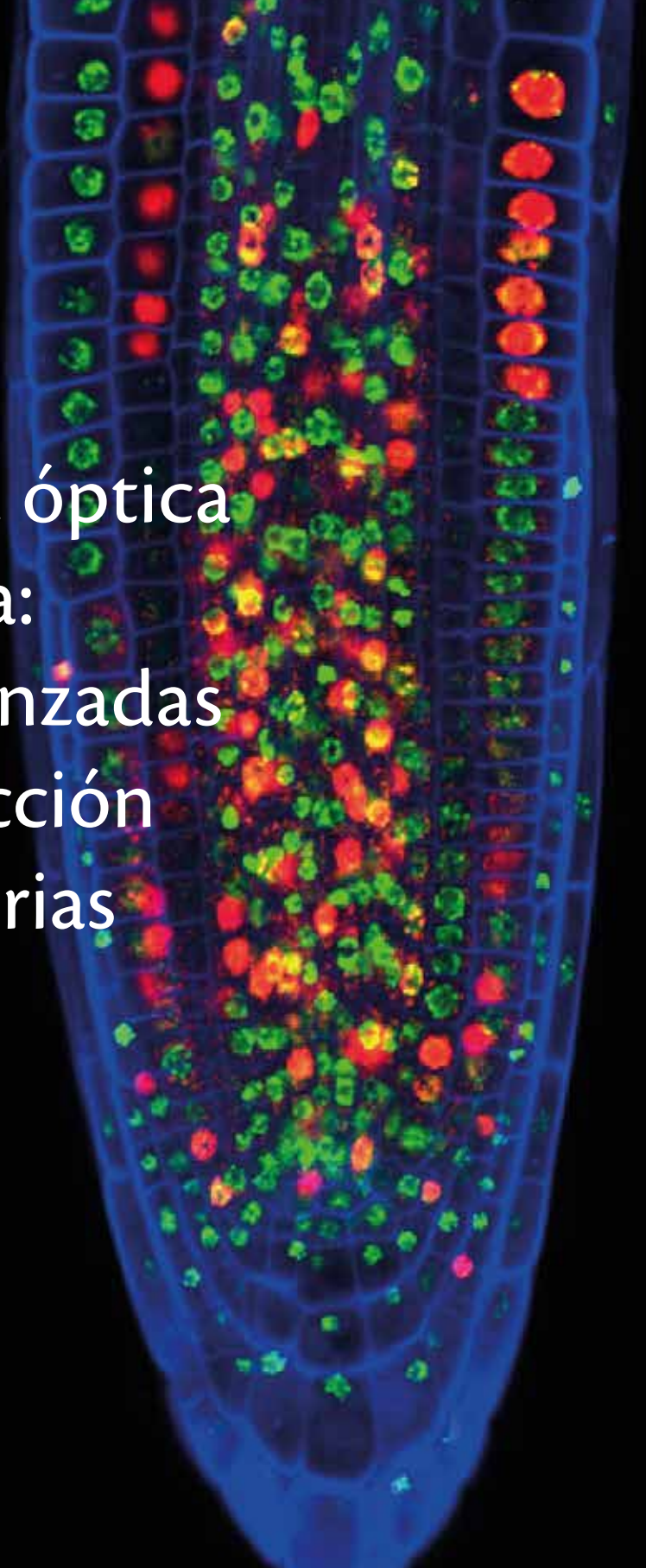


Microscopía óptica
y electrónica:
técnicas avanzadas
y microdissección
láser. Memorias
del MBW5



Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas y microdissección láser. Memorias del MBW5

COORDINADOR GENERAL:
GASTÓN CONTRERAS JIMÉNEZ

13-17 DE JUNIO DE 2023, CIUDAD UNIVERSITARIA,
UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO, CDMX



*Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas
y microdissección láser. Memorias del MBW5*

Mexican Bioimaging Workshop 5



<https://meximagingworkshops.org.mx/>

Foto en cubierta: raíz de *Arabidopsis thaliana* observada en microscopía confocal obtenida por José Irepan Reyes Olalde, Vadim Pérez Koldenkova y Gastón Contreras Jiménez.

Coordinador general: Gastón Contreras Jiménez.

Editores: Morena Avitia Cao Romero, Rosa Jimena Rey Loaiza y Gastón Contreras Jiménez.

Corrección de estilo: Morena Avitia Cao Romero, Rosa Jimena Rey Loaiza, Irma Acosta Calixto y Carolina Contreras González.

Diseño y formación: Sandra Luz Tirado Barbosa.

Primera edición, junio de 2023

D.R. © 2023 Universidad Nacional Autónoma de México

Ciudad Universitaria, Alcaldía Coyoacán

CP 04510, Ciudad de México



INSTITUTO DE ECOLOGÍA

Esta edición y sus características son propiedad
de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio
sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

Hecho en México.

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Enrique Graue Wiechers
Rector

Dra. María Soledad Funes Argüello
Directora del Instituto de Fisiología Celular

Dra. Ana Elena Escalante Hernández
Directora del Instituto de Ecología

Dr. Julio E. Campo Alves
Secretario académico del Instituto de Ecología

Dra. Graciela García Guzmán, Lic. María de Jesús Monroy Flores y Lic. Nayeli Ramírez
Salinas
Secretaría técnica y de gestión del Instituto de Ecología

Lic. Verónica Andrade Cruz
Secretaria administrativa del Instituto de Ecología

Arq. Silvia Rangel Chávez
Jefa de servicios generales del Instituto de Ecología

Instituciones organizadoras:



Instituciones coordinadoras:



Instituciones colaboradoras:



Índice

1. PRESENTACIÓN.....	7
PROGRAMA DEL TALLER	12
2. SEMBLANZAS DE LOS PONENTES	24
3. RESÚMENES DE LAS PONENCIAS.....	50
4. PROYECTOS DE LOS BECARIOS.....	70
5. ACTIVIDAD DE APROPIACIÓN SOCIAL DEL CONOCIMIENTO	90
ANEXOS	
TÉCNICAS DE MICROSCOPIA AVANZADA.....	93
REPORTE ESTADÍSTICO DEL MBW5	147

1 Presentación

Los mecanismos físicos de la microscopía representan los conocimientos teóricos para el uso correcto de esta poderosa herramienta, que sustenta proyectos de investigación en física, ciencias de la vida, química y ciencia de los materiales. A través de la microscopía es posible obtener imágenes como evidencia de los fenómenos que ocurren en la naturaleza en una escala imperceptible al ojo humano. Por lo tanto, es imprescindible que los estudiantes, técnicos e investigadores comprendan la física básica de la microscopía, para transitar hacia técnicas más avanzadas como la microscopía confocal, la microscopía electrónica de barrido y de transmisión, la superresolución, la microscopía de fuerza atómica, la de efecto túnel y la microdissección láser.

El propósito del taller “Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas y microdissección láser” es brindar una introducción a las bases teóricas de la microscopía a estudiantes de licenciatura y posgrado, técnicos e investigadores con experiencia básica en microscopía. Con el taller pretendemos promover el uso del microscopio óptico, principalmente, y difundir las generalidades de la microscopía electrónica, mecano-óptica y de efecto túnel.

El objetivo general es consolidar una comunidad de bioimagen en toda la República Mexicana, en el marco de las iniciativas del proyecto Connecting the Mexican Bioimaging Community, coordinado por el doctor Diego Delgado Álvarez (Centro de Investigación Científica y Estudios Superiores de Ensenada), el doctor Adán Oswaldo Guerrero Cárdenas (Instituto de Biotecnología, UNAM) y el doctor Christopher Wood (Instituto de Biotecnología, UNAM). Este proyecto forma parte del Expanding Global Access to Bioimaging, auspiciado por Chang Zuckerberg Initiative, que entre otros objetivos promueve el desarrollo tecnológico en el área de la bioimagen y atiende problemáticas en salud y educación a nivel mundial. Por ello, se han lanzado iniciativas para conjuntar una asociación de expertos microscopistas en zonas particulares, desde un nivel global, regional y local, que derivaron en la creación de los Mexican Bioimaging Workshops

(MBW), los cuales consisten en realizar talleres en distintas sedes académicas de nuestro país. Esta es la quinta edición de los MBW; las anteriores tuvieron lugar en Cuernavaca (Morelos), Ciudad de México, Mérida (Yucatán) y en León (Guanajuato).

La dinámica de estos MBW consiste en convocar y seleccionar participantes con perfiles *ad hoc* a las temáticas y con intereses afines a la conformación de dicha asociación, que participen de manera virtual o presencial, de modo que se integre la paridad de género y se involucren instituciones activas en la investigación con técnicas de microscopía. Todos los participantes presenciales recibieron una beca para financiar su asistencia a las actividades. También se busca invitar a expertos microscopistas en temas específicos, que apoyen las necesidades de la investigación, y con ello expandir la red y abrir oportunidades a las colaboraciones. Los talleres finalizan con una actividad de retribución social, en la que se invita al público general, especialmente a las y los jóvenes estudiantes.

Estas memorias reúnen las actividades de la quinta edición de los MBW, realizada del 13 al 17 de junio de 2023 en el Instituto de Ecología, en el Instituto de Fisiología Celular y en el Museo de las Ciencias Universum de la UNAM. Incluyen las semblanzas de los ponentes así como los resúmenes de sus pláticas, los proyectos de investigación que desarrollan los becarios seleccionados, el registro de una actividad de apropiación social del conocimiento y, finalmente, un apartado de anexos con monografías de las técnicas de microscopía y un reporte estadístico de la respuesta que tuvo esta convocatoria.

Esperamos que el lector se beneficie de la información contenida en esta obra y que ésta contribuya a la expansión de la red que se busca consolidar con el proyecto Connecting the Mexican Bioimaging Community. Agradecemos especialmente a la coorganizadora de este taller, la doctora Ruth Rincón Heredia (Instituto de Fisiología Celular, UNAM), a la doctora Ana Elena Escalante Hernández, por su respaldo institucional para realizar el MBW5 en el Instituto de Ecología, a la doctora María Soledad Funes Argüello, por su respaldo institucional para realizar el MBW5 en el Instituto de Fisiología Celular, y a la doctora María Elena Álvarez-Buylla Roces, por su apoyo y aprobación en el uso de la infraestructura del Laboratorio de Microscopía y Microdissección Láser (LabMicroLas) del Instituto de Ecología para realizar las demostraciones y la adquisición de imágenes de microscopía.

Dr. Gastón Contreras Jiménez
Instituto de Ecología, CDMX, a 8 de junio de 2023

Agradecimientos

Se agradece la participación, entrega y compromiso de todo el personal que hizo posible la realización del MBW5.

Coordinación de los MBW

Dr. Diego Luis Delgado Álvarez
Dr. Adán Oswaldo Guerrero Cárdenas
Dr. Christopher Wood

Lic. Diana Itzé Mojica Santamaría
Dr. Marco Tulio Solano de la Cruz
Biól. Irma Acosta Calixto
Dr. Gastón Contreras Jiménez

Comité organizador del MBW5

Dra. Ruth Rincón Heredia
Dr. Gastón Contreras Jiménez

Diseño gráfico

Dra. Leticia Ramírez Lugo
D.G. Julio César Montero Rojas
D.G. Diana Martínez Almaguer
Pas. D.G. Luis Esteban Ramírez Ortega
Dr. Pedro Mercado Ruaro
Mtra. Natalia Rentería Nieto
Dra. Ruth Rincón Heredia
Dr. Gastón Contreras Jiménez

Asistencia de la coordinación de los MBW

Dra. Janaina dos Santos García
Lic. Amparo A. Valverde Sánchez

Coordinación de las memorias del congreso

Dra. Rosa Jimena Rey Loaiza
Dra. Morena Avitia Cao Romero
Dr. Gastón Contreras Jiménez

Diseño de esquemas

Dr. Pedro Mercado Ruaro
(secretario técnico del IB-UNAM)
D.G. Julio César Montero Rojas
D.G. Diana Martínez Almaguer
Pas. D.G. Luis Esteban Ramírez Ortega
(área de Diseño Gráfico del IB-UNAM)

Edición de las memorias del congreso

Dra. Rosa Jimena Rey Loaiza
Dra. Morena Avitia Cao Romero
M.C. Carolina Contreras González
M.C. Yannire Vázquez Benítez

Bienvenida y apertura del MBW5

Dra. María de la Paz Sánchez Jiménez

Mesa de registro

Biól. Irma Acosta Calixto
Q. Blanca Estela Hernandez Bautista

Moderadores de ponencias

Biól. Sarai de Jesús Cruz Gómez
Dra. Ruth Rincón Heredia
Lic. Diana Itzé Mojica Santamaría
Lic. Alejandra Lara Vargas
Pas. Biól. Jessica Samantha Segura Muñoz
M.C. Carolina Contreras González
M.C. María Fernanda Martínez-Báez Téllez
M.C. Yannire Vázquez Benítez

Cómputo y audiovisual

M.I. Alejandro René González Ponce
M.I. José Miguel Baltazar Gálvez
Ing. Juan Manuel Barbosa Castillo
Ing. Ivette Rosas Aciniega
M.I. Francisco Pérez Eugenio

Fotografía

Dra. Alejandra Ivette Arteaga Ide
Dr. Marco Tulio Solano de la Cruz
Mtra. Natalia Rentería Nieto

Servicios Generales

Arq. Silvia Rangel Chávez

Guías de grupos de las DEMOs

Biól. Sarai de Jesús Cruz Gómez
Dra. Morena Avitia Cao Romero
M.C. Carolina Contreras González
Dra. Alejandra Ivette Arteaga Ide
Dr. Marco Tulio Solano de la Cruz
M.C. Yannire Vázquez Benítez

Pas. Biól. José André Vázquez Pedraza
Dra. Mónica Rodríguez Bolaños

Corrección de las monografías de técnicas de microscopía

Dr. Jaime Arturo Pimentel Cabrera
Dr. Miguel Tapia Rodríguez
Dra. Mónica Ramírez Vázquez
Dra. Ruth Rincón Heredia
Dr. Carlos Javier Villagomez Ojeda
Dr. Vadim Pérez Koldenkova
Dr. Alejandro López Saavedra
M.C. Haydeé Olinca Hernández Aviña
Dra. María Berenit Mendoza Garfías
Dra. Yasmín Ramiro Cortés
Dr. Armando Hernández García

Comité evaluador de los becarios del MBW5

Dr. Miguel Tapia Rodríguez
Dra. Mónica Ramírez Vázquez
Dra. Ruth Rincón Heredia
Dr. Vadim Pérez Koldenkova
Dr. Alejandro López Saavedra
Dra. Gabriela Guzmán Navarro
Dra. Valeria Piazza
Dra. Ángela Francisca Kú González
Dr. Gerardo Contreras Patiño
Dr. Diego Luis Delgado Álvarez
Dra. Janaina dos Santos García
Dr. Gastón Contreras Jiménez

Reporte estadístico del MBW5

M.C. Luis Alonso Quintero Navarro
Dra. Alejandra Ivette Arteaga Ide

Despedida y clausura del MBW5

Dra. María Soledad funes Argüello

Actividad de Divulgación en UNIVERSUM

Dr. Diego Luis Delgado Álvarez

Dr. Adán Oswaldo Guerrero Cárdenas

Dra. Ruth Rincón Heredia

Dra. Cecilia Rosen

Dr. Gastón Contreras Jiménez

Dra. Clementina Equihua Zamora

M.C. Maria Emilia Beyer

Lic. Élica Peláez Chávez

M.Phil. Claudia Hernández García

Dr. Armando Burgos Solorio

M.C. Óscar Burgos Dueñas

Pas. Biól. Jessica Samantha Segura Muñoz

Dr. Vadim Pérez Koldenkova

Pas. Biól. Itzamara Mejía Vázquez

Dr. Marco Tulio Solano de la Cruz

Dra. Rosalinda Tapia López

Ing. Luis Alberto Cruz Silva

Dr. Miguel Tapia Rodríguez

M.C. María Fernanda Martínez-Báez Téllez

Dra. Alejandra Ivette Arteaga Ide

Dra. Mónica Ramírez Vázquez

M.C. Alma Gabriela Islas Ortega

M.C. Leticia del Carmen Enríquez Andrade

M.C. Silvia Hernández Valencia

Dr. Alejandro López Saavedra

M.C. Haydeé Olinca Hernández Aviña

Dra. Verónica Rojo León

Ing. Oliver Omar Valdez Escalona

Dr. Roberto López Olmedo

Dra. Morena Avitia Cao Romero

Biól. Ana Patricia Galicia Salas

Biól. Sarai de Jesús Cruz Gómez

Lic. Diana Itzé Mojica Santamaría

Dra. Graciela Libier Cabrera Rivera

Pas. Biól. Jessica Samantha Segura Muñoz

Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas y microdissección láser

PROGRAM

Tuesday 13th, June 2023 - Location: Institute of Ecology, UNAM	
Time (CST)	Introduction to Optical Microscopy
8:00 - 8:25	Registration
8:30 - 8:40	Welcome and opening María de la Paz Sánchez Jiménez (Institute of Ecology, UNAM)
8:40 - 8:50	Connecting the Mexican Bioimaging Community Diego Luis Delgado Álvarez (Ensenada Center for Scientific Research and Higher Education)
8:50 - 9:10	Social perception questionnaire Adán O. Guerrero Cárdenas (Institute of Biotechnology, UNAM) y Roberto López Olmedo (Faculty of Psychology, UNAM)
9:10 - 9:30	A Brief Historical Outline of Microscopy Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM)
9:30 - 10:00	Properties and Behavior of Light Alejandro Vásquez Arzola (Institute of Physics, UNAM)
10:00 - 10:30	Light Sources and propagation through the media: Interaction of Light with Matter Alejandro Vásquez Arzola (Institute of Physics, UNAM)
10:30 - 10:40	Q & A
10:40- 10:50	Coffee -break
10:50 - 11:20	Optical Detectors (Camera types: CCD, CMOS) Jaime Arturo Pimentel Cabrera (Institute of Biotechnology, UNAM)
11:20 - 11:50	Digital Images José Manuel Martínez López (Química TECH)
11:50 - 12:35	Optical Microscopy Basic Theory José Manuel Martínez López (Química TECH)
12:35 - 12:50	Q & A

Tuesday 13th, June 2023 - Location: Institute of Ecology, UNAM

12:50 - 13:00	Coffee Break
13:00 - 14:00	Connecting the community / Icebreaker Presentations for 2min each assistant about their project, expectations for their careers, hobbies and interests.
14:00 - 15:15	Lunch
15:30 - 16:10	DEMO1: Light Behavior Gustavo Armendáriz Peña, Alejandro Vásquez Arzola (Faculty of Sciences, Institute of Physics, UNAM)
16:20 - 17:00	DEMO2: Schliren Effect Alejandro Vásquez Arzola (Institute of Physics, UNAM)
17:00 - 18:00	DEMO3: Stereoscopic visualization: VHX Microscope Fernando Guerrero Aguilar (KEYENCE México S. A. de C. V.)
18:00 - 18:15	Opening Group Photo

Moderator: Ambassador 1

Supervisor: Ambassador 2

Wednesday 14th, June 2023 - Location: Institute of Ecology, UNAM

Time (CST)	Basic Microscopy Techniques
8:30 - 8:45	Biolmaging North America program Nikki Bialy (BINA)
8:45 - 9:15	Brightfield and Darkfield Microscopy José Manuel Martínez López (Química TECH)
9:15 - 9:45	Phases Contrast Microscopy and Differential Interference Contrast Microscopy Andrés Saralegui (Institute of Biotechnology)
9:45 - 10:15	Polarized Light Microscopy José Manuel Martínez López (Química TECH)
10:15 - 10:45	Fluorescence and Widefield Fluorescence Microscopy Miguel Tapia Rodríguez (Institute of Biomedical Research, UNAM)
10:45 - 11:00	Q & A
11:00 - 11:15	Coffee Break
11:15 - 11:45	Novel applications of total internal reflection: from single molecule to microarray studies Luis Vaca Domínguez (Cell Physiology Institute, UNAM)
11:45 - 12:15	Laser Scanning and Spinning Disc Confocal Microscopy Iván Galván Mendoza (Center for Research and Advanced Studies, IPN)

12:15 - 12:45	Analysis and Processing of Images Jaime Arturo Pimentel Cabrera (Institute of Biotechnology, UNAM)
12:45 - 13:00	Q & A
13:00 - 13:15	Coffee Break
13:15 - 14:15	Stereoscopic Imaging and rendering for insect image reconstruction Armando Burgos Solorio (Center for Biological Research, UAEMor)
14:15 - 15:45	Lunch
16:00 - 16:30	DEMO: Cytation10 Confocal Microscope Yolanda Ríos Medina (SILVERA Ciencia e Ingeniería S. A. de C. V.)
16:30 - 18:00	DEMO: Practical Microscopy Trainer 1: José Manuel Martínez López (Química TECH) Trailer 2&3: Andrés Saralegui Amaro & Jaime Arturo Pimentel Cabrera (Institute of Biotechnology, UNAM), Luis Alberto Cruz Silva (ASPELAB S.A. de C.V.) Trainer 4&5: Gastón Contreras Jiménez & Ruth Rincón Heredia (Institute of Ecology/Institute of Cell Physiology, UNAM) Trainer 6: Miguel Tapia Rodríguez (Biomedical Research Institute, UNAM)

Session moderator: Ambassador 1

Supervisor: Ambassador 2

Thursday 15th, June 2023 - Location: Institute of Cell Physiology, UNAM

Time (CST)	Sample Treatment, Confocal and Laser Microdissection Microscopy
8:45 - 9:00	Latin America Bioimaging (virtual) Lia Pietrasanta (LABI, UBA, ARG)
9:00 - 9:20	Sample Preparation for Optical microscopy Ruth Rincón Heredia (Institute of Cell Physiology, UNAM)
09:20 - 9:50	Histological Processing for Animal Tissues Sandra Daniela Rodríguez Montaña (Institute of Cell Physiology, UNAM)
9:50 - 10:20	Histological Processing for Plant Tissues Estela Sandoval Zapotitla (Botanic Garden, Institute of Biology, UNAM)
10:20 - 10:30	Q & A
10:30 - 10:40	Coffee Break
10:40 - 11:40	Artificial Intelligence applied to Confocal Microscopy Mònica Roldán Molina (Orden Hospitalaria de San Juan de Dios, Provincia de España) - VIRTUAL
11:40 - 12:00	Introduction to Laser Microdissection Technique Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM)

12:00 - 12:30	Inducing DNA damage in live cells with laser microdissection Diego Oliva Rico (National Institute of Cancerology)
12:30 - 13:00	Laser Microdissection for Embryology and Cancer Applications Enrique Antonio Pedernera Astegiano (Faculty of Medicine, UNAM)
13:00 - 13:10	Q & A
13:10 - 13:20	Coffee Break
13:20 - 14:20	Laser Microdissection General Applications Pablo Ernesto Pomata (Institute of Biology and Experimental Medicine CONI-CET, Argentina)
14:20 - 15:30	Lunch
15:45 - 16:15	DEMO1: Plant Histology - Group1 Estela Sandoval Zapotitla (Botanic Garden, Institute of Biology, UNAM) DEMO2: Laser Microdissection - Group2 Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM) DEMO3: Animal Histology - Group 3 Sandra Daniela Rodríguez Montaña, Elizabeth Morales Sánchez y Leticia Ramírez Lugo (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Confocal Microscopy - Group4 Miguel Tapia Rodríguez/Ruth Rincon Heredia (Institute of Cell Physiology)
16:30 - 17:00	DEMO1: Plant Histology - Group2 Estela Sandoval Zapotitla (Botanic Garden, Institute of Biology, UNAM) DEMO2: Laser Microdissection - Group1 Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM) DEMO3: Animal Histology - Group 4 Sandra Daniela Rodríguez Montaña, Elizabeth Morales Sánchez y Leticia Ramírez Lugo (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Confocal Microscopy - Group3 Miguel Tapia Rodríguez/Nicolás Jiménez (Institute of Cell Physiology)
17:15 - 17:45	DEMO1: Plant Histology - Group3 Estela Sandoval Zapotitla (Botanic Garden, Institute of Biology, UNAM) DEMO2: Laser Microdissection - Group4 Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM) DEMO3: Animal Histology - Group 1 Sandra Daniela Rodríguez Montaña, Elizabeth Morales Sánchez y Leticia Ramírez Lugo (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Confocal Microscopy - Group2 Miguel Tapia Rodríguez/Ruth Rincon Heredia (Institute of Cell Physiology)

18:00 - 18:30	<p>DEMO1: Plant Histology - Group4 Estela Sandoval Zapotitla (Botanic Garden, Institute of Biology, UNAM)</p> <p>DEMO2: Laser Microdissection - Group3 Gastón Contreras Jiménez (Institute of Ecology, UNAM)</p> <p>DEMO3: Animal Histology - Group 2 Sandra Daniela Rodríguez Montaña, Elizabeth Morales Sánchez y Leticia Ramírez Lugo (Institute of Cell Physiology, UNAM)</p> <p>DEMO4: Confocal Microscopy - Group1 Miguel Tapia Rodríguez/Nicolás Jiménez (Institute of Cell Physiology)</p>
---------------	--

Session moderator: Ambassador 1

Supervisor: Ambassador 2

Friday 16th, June 2023 - Location: Institute of Cell Physiology, UNAM	
Time (CST)	Advanced Microscopy Techniques
8:30 - 9:00	Multiphoton Confocal Microscopy and Applications Yazmín Ramiro Cortés (Institute of Cell Physiology, UNAM)
9:00 - 9:30	Super-Resolution Microscopy and Applications Carlos Ernesto Bastián Eugenio (NIKON México S. A. de C. V.)
9:30 - 10:00	Scanning Electron Microscopy and Applications María Berenit Mendoza Garfías (Institute of Biology, UNAM)
10:00 - 10:15	Q & A
10:15 - 10:30	Coffee Break
10:30 - 11:00	Transmission Electron Microscopy and Applications in Biological Sciences Ana Paulina Mendoza von der Borch (Faculty of Sciences, UNAM)
11:00 - 11:30	Atomic Force Microscopy and Applications Armando Hernández García (Institute of Chemistry, UNAM)
11:30 - 12:00	Scanning Tunneling Microscopy and Applications Carlos Javier Villagómez Ojeda (Institute of Physics, UNAM)
12:00-12:30	Optical and Electron Correlation Microscopy David Mauricio Giraldo Gómez (Zeiss México S. A. de C. V.)
12:30 -12:45	Q & A
12:45 - 13:00	Coffee Break & Social perception questionnaire Adán O. Guerrero Cárdenas (Institute of Biotechnology, UNAM)
13:00 - 14:00	Discovering Nucleolus inside Prokaryote through Transmission Electron Microscopy Luis Felipe Jiménez & Parsifal Islas Morales (Faculty of Sciences, UNAM)

14:00-14:20	Closure of Plenaries María Soledad Funes Argüello, Director at Cell Physiology Institute, UNAM
14:20 - 15:30	Lunch
15:45 - 16:15	DEMO1: Atomic Force Microscopy - Group1 Armando Hernández García (Institute of Chemistry, UNAM) DEMO2: Scanning Electron Microscopy - Group 2 María Berenit Mendoza Garfías (Institute of Biology, UNAM) DEMO3: Transmission Electron Microscopy - Group3 Rodolfo Paredes Díaz (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Scanning Tunneling Microscopy - Group4 Carlos Javier Villagómez Ojeda (Institute of Physics, UNAM)
16:30 - 17:00	DEMO1: Atomic Force Microscopy - Group2 Armando Hernández García (Institute of Chemistry, UNAM) DEMO2: Scanning Electron Microscopy - Group 1 María Berenit Mendoza Garfías (Institute of Biology, UNAM) DEMO3: Transmission Electron Microscopy - Group4 Rodolfo Paredes Díaz (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Scanning Tunneling Microscopy - Group3 Carlos Javier Villagómez Ojeda (Institute of Physics, UNAM)
17:15 - 17:45	DEMO1: Atomic Force Microscopy - Group3 Armando Hernández García (Institute of Chemistry, UNAM) DEMO2: Scanning Electron Microscopy - Group 4 María Berenit Mendoza Garfías (Institute of Biology, UNAM) DEMO3: Transmission Electron Microscopy - Group1 Rodolfo Paredes Díaz (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Scanning Tunneling Microscopy - Group2 Carlos Javier Villagómez Ojeda (Institute of Physics, UNAM)
18:00 - 18:30	DEMO1: Atomic Force Microscopy - Group4 Armando Hernández García (Institute of Chemistry, UNAM) DEMO2: Scanning Electron Microscopy - Group 3 María Berenit Mendoza Garfías (Institute of Biology, UNAM) DEMO3: Transmission Electron Microscopy - Group2 Rodolfo Paredes Díaz (Institute of Cell Physiology, UNAM) DEMO4: Scanning Tunneling Microscopy - Group1 Carlos Javier Villagómez Ojeda (Institute of Physics, UNAM)
18:30 - 19:00	Closing - Group Photo

Session moderator: Ambassador 1

Supervisor: Ambassador 2

Sábado 17 de Junio de 2023

Hora (CST)	Grandes Mundos a través del Microscopio
8:30 - 9:30	Instalación: Arreglo de las MESAS de Trabajo
9:30 - 9:40	Bienvenida al Evento de Divulgación MBW5 - 20 Estudiantes de SECUNDARIA Ruth Rincón, Gastón Contreras, Diego Delgado y Adán Guerrero
9:40 - 10:00	Arma tu propio microscopio FoldScope - 20 Estudiantes de SECUNDARIA Diego Delgado, Adán Guerrero
10:00 - 10:20	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCAN)</p>

10:20 - 10:40	<p>MESA 1: Exposición de Insectos -GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes -GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCAN)</p>
10:40 - 11:00	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes -GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCAN)</p>

11:00 - 11:20	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCan)</p>
11:20 - 11:40	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCan)</p>
11:40 - 11:50	<p>Foto Grupal - Evento de Divulgación MBW5 - Estudiantes SECUNDARIA Ruth Rincón, Gastón Contreras, Diego Delgado y Adán Guerrero</p>
11:50 - 12:00	<p>Cuestionario de Percepción Social SECUNDARIA y Coffee Break Adán Guerrero (Instituto de Biotecnología, UNAM)</p>
12:00 - 12:10	<p>Bienvenida al Evento de Divulgación MBW5 - 20 Estudiantes de PREPARATORIA Ruth Rincón, Gastón Contreras, Mónica Ramírez, Diego Delgado y Adán Guerrero</p>

12:10 - 12:30	<p>Arma tu propio microscopio FoldScope - 20 Estudiantes de PREPARATORIA Diego Delgado y Adán Guerrero</p>
12:30 - 12:50	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCan)</p>
12:50 - 13:10	<p>MESA 1: Exposición de Insectos -GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes -GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCan)</p>

13:10 - 13:30	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes -GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCAN)</p>
13:30 - 13:50	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAEMor) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCAN)</p>

13:50 - 14:10	<p>MESA 1: Exposición de Insectos - GRUPO 2 (Morena Avitia, IE-UNAM) Óscar Burgos, Armando Burgos, Jessica Samantha Segura (UAEMor)</p> <p>MESA 2: Microorganismo en Gota de Agua Estancada- GRUPO 3 (Diana Mojica, IFC.UNAM) Vadim Pérez, Luis Alberto Cruz, Rosalinda Tapia, Gastón Contreras, Itzamara Mejía, Marco Tulio Solano (LNMA-IMSS & IE-UNAM)</p> <p>MESA 3: Organismos y micro-curiosidades fluorescentes - GRUPO 4 (Sarai de Jesús Cruz, FC-UNAM) Ruth Rincón, Miguel Tapia, Fernanda Martínez-Báez, Mónica Ramírez (IFC, IIB, IG & FacMed, UNAM)</p> <p>MESA 4: El Ojo Humano - GRUPO 5 (Jessica Samantha Segura, FCB-UAE-Mor) Leticia del Carmen Enriquez, Silvia Hernández (Museo de la Luz, DG-DC-UNAM)</p> <p>MESA 5: EducaMacro: Microscopios impresos en 3D - GRUPO 1 (Ana Patricia Galicia Salas, IE-UNAM) Haydeé Hernández, Verónica Rojo, Raúl Pinto, Oliver Valdez & Alejandro López Saavedra (EducaCiencia-IBT-UNAM, INCan)</p>
14:10 - 14:20	<p>Foto Grupal - Evento de Divulgación MBW5 - Estudiantes PREPARATORIA Ruth Rincón, Gastón Contreras, Diego Delgado y Adán Guerrero</p>
14:20 - 14:30	<p>Cuestionario de Percepción Social PREPARATORIA y Coffe Break Adán Guerrero (Instituto de Biotecnología, UNAM)</p>

2

Semblanzas de los ponentes



Dr. Diego Luis Delgado Álvarez

CENTRO DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA
Y ESTUDIOS SUPERIORES DE ENSENADA, MÉXICO

Licenciado en Biología por la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) y doctor en Ciencias de la Vida con Orientación en Microbiología por el Centro de Investigación Científica y Estudios Superiores de Ensenada (CICESE). Es docente en la licenciatura de Biología de la Facultad de Ciencias de la UABC. Forma parte de la División de Biología Experimental y Aplicada del CICESE, donde se encarga del Laboratorio Nacional de Microscopía Avanzada. Se especializa en el estudio de morfogénesis de hongos, citoesqueleto de actina y endocitosis de hongos. Sus publicaciones se centran en el desarrollo de *Neurospora crassa*. También coordina seminarios de divulgación científica y participa activamente en festivales y otras actividades de divulgación de la ciencia. Es investigador principal del proyecto “Connecting the Mexican Bioimaging Community”.



Dr. Adán Oswaldo Guerrero Cárdenas

INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO

Estudió Bioquímica y Biología Molecular en la Facultad de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Es maestro y doctor en Ciencias Bioquímicas por la UNAM. Sus campos de conocimiento son la biofísica y la fisiología molecular. Actualmente integra el Laboratorio Nacional de Microscopía Avanzada en el Instituto de Biotecnología de la UNAM (pionero en el desarrollo, implementación y uso extensivo de la microscopía de superresolución), donde es investigador. Este 2023 ingresó a la Academia de Ciencias de Morelos, A.C. Está interesado en desentrañar la naturaleza a escala nano/micro con el uso de tecnologías de imagen; tiene un compromiso firme con el desarrollo de las comunidades de bioimagen de México y América Latina y con el establecimiento de programas educativos en ese campo.



Dr. Gastón Contreras Jiménez

INSTITUTO DE ECOLOGÍA, UNAM, MÉXICO

Gastón Contreras es técnico académico y responsable del Laboratorio de Microscopía y Microdissección Láser (LabMicroLas) en el Instituto de Ecología de la UNAM. Químico puro por la Facultad de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM), especializado en química analítica. Se graduó como maestro en Química en el Centro de Investigaciones Químicas en la misma universidad. En 2017 concluyó su Doctorado en Química en el Departamento de Química y Bioquímica de la Facultad de Ciencias de la Universidad de Quebec en Montreal (UQÀM), Canadá, donde obtuvo la beca por parte del gobierno de Quebec. Ha colaborado en numerosos proyectos de investigación multidisciplinarios, como: Simulación *in vitro* de Atmósferas Planetarias; Elucidación y Caracterización de Estructuras Moleculares mediante técnicas analíticas instrumentales (Cromatografía de Gases-Espectrometría de Masas, HPLC, Espectroscopía UV/Vis/Infrarrojo, Resonancia Magnética Nuclear de Hidrógeno-1 y Carbono-13); Desarrollo de Algoritmos *in silico* para la Solución de Sistemas de Ecuaciones Complejas No-Lineales por Métodos Numéricos, y Modelación de Sistemas Biológicos No-Lineales con Ecuaciones Diferenciales tiene dominio de técnicas de microscopía óptica, en el desarrollo de biosensores ópticos y electroquímicos para la detección de contaminantes en el agua y detección del virus SARSCoV- 2, y en técnicas de microscopía electrónica y microdissección láser. En 2019 se incorporó al Instituto de Ecología como responsable del LabMicroLas. Ha publicado ocho artículos de investigación de alto impacto en revistas internacionales y tres artículos de divulgación de la ciencia.

Tiene fascinación por el básquetbol, el voleibol y el atletismo. Disfruta de salir a los parques naturales. Le agradan los animales, tiene dos perritas, un perrito y una gata. Es padre de dos niños y se ha preocupado por inculcarles valores que considera fundamentales, como el respeto, la honestidad, la disciplina y el amor.



Dr. Alejandro Vásquez Arzola

INSTITUTO DE FÍSICA, UNAM, MÉXICO

Alejandro Vásquez se graduó como ingeniero físico en la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM)-Azcapotzalco en 2004. Durante el periodo 2011-2014 realizó sus estudios de doctorado en el Posgrado en Ciencias Físicas de la UNAM, bajo la asesoría de la Dra. Karen Volke Sepúlveda y el Dr. José Luis Mateos Trigos, en el Laboratorio de Micromanipulación Óptica del Instituto de Física de la UNAM. En esa misma línea, realizó estudios de dinámica no lineal y transporte de partículas microscópicas en potenciales ópticos asimétricos. Más tarde realizó una estancia posdoctoral en el Instituto de Instrumentos Científicos de la Academia de Ciencias de la República Checa, en el laboratorio del Dr. Pavel Zemánek, durante el periodo 2011-2013. Desarrolló su investigación acerca de la dinámica compleja de partículas no esféricas capturadas con pinzas ópticas. Desde 2014 forma parte del grupo del Laboratorio Universitario de Micromanipulación Óptica del Instituto de Física (UNAM).

Tiene un gusto especial por las charlas de política y en general de cualquier problemática actual. Frecuenta actividades como las “cascaritas” de fútbol. Gusta de experimentar en la cocina italiana y asiática, y le encanta la comida tradicional mexicana. Su platillo favorito es el mole negro.



Ing. Fernando Guerrero Aguilar

KEYENCE MÉXICO, S.A. DE C.V.

Estudió la licenciatura en Ingeniería industrial en la Unidad Profesional Interdisciplinaria de Ingeniería y Ciencias Sociales y Administrativas del Instituto Politécnico Nacional. Cuenta con experiencia en el sector logístico, donde ha sido consultor junior de mejora continua, responsable de la habilitación de visibilidad de métricas y analista de ventas. Actualmente se desempeña como ejecutivo de ventas de KEYENCE, S.A. de C.V., en el sector de equipos de microscopía.



Dr. Jaime Arturo Pimentel Cabrera

INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO

Jaime A. Pimentel es maestro en Física y doctor en Ciencia e Ingeniería de la Computación por la UNAM desde 2013. Ha colaborado con otros investigadores en entidades de la misma Universidad, como el Instituto de Fisiología Celular y el Instituto de Biotecnología. Cuenta con amplia experiencia en el diseño e implementación de instrumentación científica aplicada en sistemas experimentales. Sus colaboraciones más recientes se han publicado en revistas de alto prestigio como *Nature*. Durante la última década ha trabajado en la adquisición, análisis y estandarización de datos en el contexto de sistemas de microscopía óptica. Desde el 2013 a la fecha se desempeña como técnico académico en el Laboratorio Nacional de Microscopía Avanzada del Instituto de Biotecnología de la UNAM.



M.C. José Manuel Martínez López

QUÍMICA TECH, S.A. DE C.V.

José M. Martínez es ingeniero mecánico electricista con maestría en ingeniería de producción, sin embargo, las circunstancias le permitieron diversificarse a otras áreas, entre ellas la microscopía. Desde hace quince años comenzó como especialista de microscopía en la empresa Química Tech. Entre sus actividades principales está la enseñanza y la demostración del máximo aprovechamiento de los microscopios. Se ha desempeñado como instructor en la microscopía en México, India y Estados Unidos. Dichas actividades le han permitido hacerse de una colección de micrografías, de las cuales algunas se han exhibido en museos y galerías en diversas partes del mundo, desde Londres, Bristol, Manchester y Lucerna hasta Zúrich. Algunas de ellas han sido premiadas por la Microscopy Society of America; otras han sido publicadas en calendarios por la prestigiosa sociedad científica para la promoción de la microscopía Royal Microscopical Society. Parte de su trabajo es la difusión de la microscopía en las redes sociales; en Instagram ha publicado colecciones de micrografías de la empresa en la que trabaja. Así nació su gusto por la divulgación científica, a través del arte y mediante las exhibiciones de micrografías.

Durante diez años practicó atletismo; suele practicar la escalada deportiva en roca y el motociclismo de aventura.



Dra. Nikki Bialy

BIOIMAGENOLOGÍA NORTEAMÉRICA, ESTADOS
UNIDOS DE AMÉRICA

Es la coordinadora de programas de Bioimagenología NorteAmérica (BINA, por sus siglas en inglés). Realizó un doctorado en Farmacología en la Universidad de Londres y ha trabajado tanto en la industria como en la academia. Nikki tiene más de quince años de experiencia en la gestión de proyectos de investigación multidisciplinarios tanto de manera personal como remota, dirigida hacia el apoyo de los esfuerzos de la comunidad científica. Antes de ingresar a BINA, estuvo en el Allen Institute for Cell Science en Seattle, Washington, como Directora Interina y como Directora de Operaciones, y sirvió como Oficial de Operaciones en Jefe para el Center for Open Science en Charlottesville, Virginia.



M.C. Andrés Martín Saralegui Amaro

INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO

Andrés Saralegui se tituló como bioquímico en la Facultad de Ciencias de la Universidad de la República de Montevideo en Uruguay. Realizó sus estudios de maestría en Ciencias Bioquímicas en el Instituto de Biotecnología de la UNAM en Cuernavaca, Morelos. Entre sus intereses está la fotografía científica; recibió el primer premio en el Segundo Concurso de Fotografía Científica, organizado por la Coordinación de la Investigación Científica y la Dirección General de Divulgación de la Ciencia de la UNAM en 2014.

Su trabajo se ha difundido en once publicaciones científicas internacionales, entre las cuales está *Biochemical Journal* y *Cellular Microbiology*; ha sido mencionado en la

sección de agradecimientos en más de cien publicaciones científicas de revistas internacionales. Entre otras actividades académicas, se ha desempeñado como docente en Uruguay y México. En la actualidad se desempeña como técnico académico en el Laboratorio Nacional de Microscopía Avanzada del Instituto de Biotecnología de la UNAM.



Dr. Miguel Tapia Rodríguez

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES BIOMÉDICAS,
UNAM, MÉXICO

Miguel Tapia se tituló como licenciado en Investigación Biomédica Básica durante el periodo 1999-2003; continuó sus estudios de doctorado en el área de neurociencias e imagenología en el Instituto de Investigaciones Biomédicas (IIBO), en el Programa de Doctorado en Ciencias Biomédicas de la UNAM en 2013. Ha participado como asistente y ponente en diversos cursos nacionales e internacionales especializados en microscopía óptica. Cuenta con experiencia metodológica diversa en técnicas de microscopía óptica (campo claro, fluorescencia de campo amplio, confocal), microscopía de superresolución (N-SIM, STORM, N-STORM), en técnicas de estereología (fraccionador óptico, fraccionador físico, *spaceballs*, Cavalieri), análisis de imagen digital de sistemas biológicos, entre otras. Desde 2011 es encargado de la Unidad de Microscopía del IIBO-UNAM y coordina el curso institucional Microscopía Óptica, que se celebra desde hace catorce años hasta ahora. Es coautor en veinticinco publicaciones indizadas a nivel internacional.

Tiene pasión por el sonido, en sus tiempos libres juega billar en compañía de sus amistades.



Dr. Luis Alfonso Vaca Domínguez

INSTITUTO DE FISIOLÓGIA CELULAR,
UNAM, MÉXICO

Luis A. Vaca se graduó como médico cirujano en la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM). Su desempeño excepcional le permitió titularse con honores en 1985 como maestro en Investigación Biomédica Básica por la UNAM, y diez años después obtuvo su grado como doctor en Ciencias Biomédicas por la misma institución, bajo el mismo esquema. Ha sido acreedor a más de treinta premios nacionales e internacionales, entre los cuales destacan el premio Miguel Alemán Valdés en Investigación en Salud 2001, el premio Silanes por el mejor artículo de investigación básica en 2004, el premio al mejor desarrollo tecnológico de la Cámara Nacional de la Industria Farmacéutica (CANIFARMA) en 2010, 2016, 2017, 2021, el premio Roche “Dr. Jorge Rosenkranz” 2016 y el Premio Estímulos a Investigaciones Médicas “Miguel Alemán Valdés” 2017. Ha publicado más de cien artículos en revistas de arbitraje internacional y varios capítulos de libros. Es autor de cinco patentes internacionales y tres nacionales. Por su experiencia, empresas como Noran Instruments, Olympus Imaging, Silicon Graphics, Sigma-Aldrich y TIRF Technologies han solicitado su asesoría. Desde 1995 labora en el Instituto de Fisiología Celular de la UNAM como investigador.

Disfruta de viajar, practica el ciclismo de montaña, el motociclismo y tiene gusto por la música y la lectura.



M.C. Iván José Galván Mendoza

CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DE ESTUDIOS
AVANZADOS DEL INSTITUTO POLITÉCNICO
NACIONAL, MÉXICO

Iván J. Galván egresó como biólogo en el año 2000 de la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM)-Xochimilco. Tres años más tarde inició sus estudios de maestría en el Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE), lugar en el que desarrolló habilidades para el manejo de la técnica de microscopía confocal multiespectral para estudios relacionados con las proteínas motoras del hongo *Neurospora crassa*. Durante sus estudios de posgrado adquirió experiencia en el manejo de esta técnica, novedosa en México en aquel entonces, razón por la cual en 2006 fue nombrado jefe de la Unidad de Servicio de Microscopía Confocal de Sistemas Multiespectrales, en el Centro de Investigación y de Estudios Avanzados (CINVESTAV-Zacatenco) del Instituto Politécnico Nacional.

Actualmente es responsable de la Unidad de Microscopía Confocal en los Laboratorios Nacionales de Servicios Experimentales del CINVESTAV-Zacatenco. Cuenta con más de veinte años de experiencia. Ha participado en alrededor de trescientos proyectos en nueve departamentos del mismo centro de investigación.

Tiene gusto por la lectura, escribe novelas de ciencia ficción en sus ratos libres, incluso ha publicado tres libros de la serie “La Guerra de las Siete Hermanas”. Entre sus intereses están la fotografía y la comida.



Dr. Armando Burgos Solorio

LABORATORIO DE PARASITOLOGÍA VEGETAL,
CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS, MÉXICO

Egresado de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM) en 1983, realizó sus estudios de maestría en la Facultad de Ciencias de la UNAM en 1997 y el doctorado en el Colegio de Postgraduados, en Montecillo, en 2002. Se ha desempeñado como investigador en el área de entomología. Ha realizado diversos estudios taxonómicos de escarabajos descortezadores y ha descrito nuevos taxones mexicanos. Ha impartido cursos de Biología de Invertebrados y Entomología general. Ha colaborado en más de cuarenta artículos relacionados con especies de dedrófagas, y en cursos y talleres sobre este grupo de escarabajos en la Universidad de Nayarit. Ha asistido a más de ochenta congresos nacionales y tres internacionales.

En la actualidad es profesor e investigador especialista en especies de escarabajos descortezadores de importancia forestal de México. Le gusta la cocina, la natación, el buceo y la carpintería.



Dra. Lía Isabel Pietrasanta

LATIN AMERICA BIOIMAGING, ARGENTINA

Realizó sus estudios de licenciatura en Química en la Universidad Nacional del Sur (UNS, Argentina) en 1981. Obtuvo un grado en Bioquímica en 1989 y parte del doctorado en Bioquímica en la misma universidad en 1996. Realizó una estancia doctoral en Alemania, donde aprendió técnicas de microscopía para estudios estructurales de

células y moléculas informativas. Más tarde aprendió técnicas avanzadas de microscopía en la Universidad de Buenos Aires (UBA) y en Estados Unidos. Ha construido una trayectoria de veinte años de experiencia como científica de imagenología y como coordinadora del Centro de Microscopía Avanzada de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la UBA. Desde 2020 participa activamente en la organización, planificación de actividades y consolidación del Sistema Nacional de Microscopía en Argentina y es miembro del comité ejecutivo de LABI (Latin America BioImaging).



Dra. Ruth Rincón Heredia

INSTITUTO DE FISIOLÓGIA CELULAR, UNAM,
MÉXICO

Es jefa de la Unidad de Imagenología del Instituto de Fisiología Celular de la UNAM desde 2018. Estudió Ingeniería en Biotecnología en la Unidad Profesional Interdisciplinaria de Biotecnología (UPIBI) del Instituto Politécnico Nacional (IPN). Realizó sus estudios de maestría y doctorado en Ciencias con especialidad en Farmacología en el Centro de Investigaciones y de Estudios Avanzados (CINVESTAV-IPN-Zacatenco). Durante sus estudios de posgrado utilizó la microscopía confocal como herramienta para estudiar el mecanismo de internalización de las proteínas de las uniones oclusoras del epitelio renal. Realizó estudios de posdoctorado en el laboratorio del Dr. Arturo Hernández Cruz, donde llevó a cabo estudio *in vivo* de células excitables. Durante siete años impartió cursos en la Facultad de Medicina de la UNAM en Iztacala y en la Facultad de Ciencias. En la actualidad colabora como profesora en el curso de Microscopía de la carrera de Neurociencias y es titular del curso Análisis y procesamiento de imágenes obtenidas por microscopía confocal, en el CINVESTAV-IPN. Ha publicado veinte artículos en revistas internacionales indizadas y dos capítulos de libros. Disfruta de los días lluviosos y las caminatas largas en el bosque. Le apasiona la fotografía y practica yoga.



Dra. Sandra Daniela Rodríguez Montaña

INSTITUTO DE FISIOLÓGIA CELULAR, UNAM,
MÉXICO

Su amor a la Histología nació porque la mayoría de su familia son histotecnólogos. En 2008 comenzó sus estudios de Histotecnología en la Facultad de Veterinaria y Zootecnia de la UNAM. En 2010 inició su carrera como histotecnóloga en el Comité Estatal de Calamanda, en Querétaro. En 2011 comenzó a trabajar en la Unidad de Histología del Instituto de Fisiología Celular-UNAM. Estudió Criminalística en el Centro de Estudios Superiores en Ciencias Jurídicas y Criminológicas, así como una maestría en Ciencias Forenses. Actualmente se encuentra en la etapa de titulación en un doctorado en Educación. Ha participado en congresos de sociedades de histología nacionales, internacionales e iberoamericanas, como ponente, en pósters y en concursos de fotografía científica, en los que obtuvo primero y segundo lugar. Ha asistido a múltiples cursos de actualización de Histología.



Dra. Estela Sandoval Zapotitla

JARDÍN BOTÁNICO, INSTITUTO DE BIOLOGÍA,
UNAM, MÉXICO

En 1982 ingresó como académica en el Jardín Botánico del Instituto de Biología de la UNAM, donde actualmente labora como técnico académico. Se graduó como licenciada en Biología en 1985 y ese mismo año la nombraron encargada del Laboratorio de Apoyo a la Investigación del Jardín Botánico, lugar en el que realizó estudios de anatomía vegetativa y reproducción de plantas. En 1999 obtuvo el grado de maestría y en el año 2010 se graduó como doctora en Ciencias Biológicas. En 2006 realizó una estancia de investi-

gación en el Jardín Botánico Lankester de Cartago, Costa Rica. Ha participado en ochenta proyectos de diversas familias vegetales. Desde 1988 es profesora de asignatura de licenciatura en la Facultad de Ciencias y desde 2012 es profesora de posgrado en el Programa de Ciencias Biológicas del Instituto de Biología (UNAM). Ha impartido capacitaciones técnicas, asesorías y cursos en técnicas histológicas, microscopía óptica, fotomicrografía y micrometría.

Ha publicado 36 informes técnicos, 24 artículos científicos, cinco libros, ocho artículos en memorias y ocho publicaciones de divulgación. Es revisora de manuscritos para publicaciones en diversas revistas nacionales e internacionales. Ha participado en 267 conferencias nacionales e internacionales y ha recibido diecinueve distinciones y premios por su labor académica. En 2021 recibió el reconocimiento especial “Doctora Helia Bravo Hollis”, otorgado por el Consejo Técnico de la Investigación Científica (CTIC-UNAM).

Es apasionada de la naturaleza, le gusta cultivar orquídeas. Practica atletismo y senderismo. Le gusta la comida poco procesada y los vegetales. La costura, la pintura y la decoración de interiores son sus actividades favoritas. Practica meditación y disfruta de ver películas.



Dr. Diego Adrián Oliva Rico

INSTITUTO NACIONAL DE CANCEROLOGÍA, MÉXICO

Licenciado en Investigación Biomédica en 2012 por la UNAM, doctor en Ciencias Biomédicas por el Instituto de Investigaciones Biomédicas (IIB) de la UNAM y el Instituto Nacional de Cancerología (INCan). Como parte de sus estudios de posgrado, realizó una estancia de entrenamiento en las instalaciones de Carl Zeiss Microscopy en Alemania (2016) con la finalidad de perfeccionar las técnicas de microdissección y micromanipulación láser de tejidos y células vivas. A la par, inició una capacitación en microscopía electrónica de barrido (SEM) y microscopía electrónica de transmisión (TEM). En la actualidad se desempeña como especialista en microscopía en la Unidad de Aplicaciones Avanzadas en Microscopía (ADMIRA) del INCan.

Tiene gusto por la ciencia ficción y por aprender idiomas.



Dr. Enrique Antonio Pedernera Astegiano

FACULTAD DE MEDICINA, UNAM, MÉXICO

Estudió medicina en la Facultad de Ciencias Médicas de la Universidad Autónoma de Rosario, Argentina. También tiene el grado de doctor en Medicina por la misma institución. Es profesor de tiempo completo de la Facultad de Medicina de la UNAM e investigador nivel II del Sistema Nacional de Investigadores. Fue jefe del Departamento de Embriología de la Facultad de Medicina de la UNAM y coordinador de las líneas de investigación que engloban el tema de defectos al nacimiento. Actualmente es investigador del Departamento de Embriología y Genética de esa Facultad. Sus líneas de investigación incluyen la regulación endocrina del desarrollo gonadal durante la etapa prenatal, la localización y caracterización de los receptores de estrógenos y la hormona del sistema reproductor FSH en las células somáticas y germinales del ovario y el testículo embrionario, y la participación de la FSH en la proliferación celular y la esteroidogénesis del ovario y del testículo durante la etapa prenatal.

Dentro de sus preferencias por los deportes destaca su afinidad por los Pumas; también le encanta el tenis y disfruta de la natación. Nunca destacó en el deporte, aunque ganó una medalla en un torneo de ajedrez de la escuela primaria. En la cocina es experto en preparar pizza a la piedra y pastas frescas hechas a mano.



Dr. Pablo Ernesto Pomata

INSTITUTO DE BIOLOGÍA Y MEDICINA
EXPERIMENTAL, ARGENTINA

Pablo Pomata es licenciado en Ciencias Biológicas (1998) y doctor por la Universidad de Buenos Aires (2006). De manera inmediata inició un posdoctorado durante cuatro años

sobre “Mecanismos del flujo de información de los circuitos cortico-estriatales en roedores con enfermedad de Parkinson experimental”. Para ese proyecto desarrolló habilidades en técnicas de electrofisiología y de microscopía de fluorescencia, entre otras. Ha participado como autor en ocho publicaciones en revistas de alto impacto, un capítulo de libro y en numerosas publicaciones con asistencia técnica. Desde el año 2009 es técnico profesional principal del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET). Actualmente tiene a su cargo el área de Microscopía Avanzada del Instituto de Biología y Medicina Experimental (IBYME). Las principales técnicas bajo su responsabilidad son microdissección por captura láser, microscopía confocal de disco giratorio, microscopía confocal de barrido láser y microscopía de superresolución por localización de molécula única mediante PAML o STORM. Entre sus funciones principales está la de brindar capacitación a los usuarios de los servicios del área de microscopía. Le gusta practicar deportes y disfruta de comer dulces.



Dra. Mónica Roldán Molina

UNIDAD DE MICROSCOPIA CONFOCAL E IMAGEN
CELULAR. ORDEN HOSPITALARIA DE SAN JUAN DE
DIOS, ESPAÑA

Es coordinadora de la Unidad de Microscopía Confocal e Imagen Celular del Hospital Sant Joan de Déu (HSJD). Cuenta con más de veinte años de experiencia en tecnologías avanzadas de microscopía fotónica. Se especializó en el estudio de enfermedades raras y graves de difícil diagnóstico y ha desarrollado metodologías de combinación de tecnologías avanzadas de microscopía confocal y superresolución con el análisis de imagen mediante inteligencia artificial para nuevas estrategias de diagnóstico. En este contexto de análisis de imagen, colabora con el Instituto de Robótica e Informática Industrial y el Centro de Desarrollo de Sensores, Instrumentación y Sistemas, ambos de la Universidad Politécnica de Cataluña (UPC). Colabora en diferentes proyectos de diagnóstico de enfermedades, como la distrofia muscular de Duchenne-Becker, miopatías de Ullrich y Bethlem, y enfermedades mitocondriales y hematológicas como la talasemia y la esferocitosis. Ha participado en 85 publicaciones y una patente. Desde su incorporación en

2017 al HSJD, ha publicado en revistas de alto impacto y ha participado en 22 proyectos. Está a cargo del proyecto europeo BE-LIGHT HORIZON-MSCA-2022-DN-01 y se ha desempeñado como profesora asociada en el departamento de Óptica y Optometría de la UPC. Disfruta del contacto con la naturaleza, viajar y descubrir nuevos rincones del planeta. Encuentra fascinación en la música, el baile, el arte, y le gusta la cocina exótica.



Dra. Yazmín Ramiro Cortés

INSTITUTO DE FISIOLÓGIA CELULAR,
UNAM, MÉXICO

La Dra. Ramiro estudió Biología en la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP) y poco después se trasladó a la Ciudad de México para hacer el doctorado en Ciencias Biomédicas en el Instituto de Fisiología Celular de la UNAM, bajo la dirección del Dr. Julio Morán. Realizó una estancia posdoctoral en el Instituto Gulbenkian de Ciencia y la Fundación Champalimaud en Portugal, en el laboratorio de la Dra. Inbal Israely, donde se especializó en el estudio de la plasticidad sináptica y estructural en espinas dendríticas. En 2014 se incorporó al Instituto de Fisiología Celular (UNAM) como investigadora asociada y miembro del Sistema Nacional de Investigadores; además, es la encargada de brindar el servicio para el uso y manejo del microscopio de excitación de dos fotones. En su laboratorio se estudian las bases neuronales del trastorno del espectro autista mediante estudios *in vivo* de la actividad neuronal y la plasticidad sináptica en espinas dendríticas individuales en diferentes circuitos neuronales.



Dr. Carlos Ernesto Bastián Eugenio

NIKON MÉXICO, S.A. DE C.V., MÉXICO

Se tituló como biólogo por la Facultad de Ciencias de la UNAM. Realizó su trabajo de tesis en el Instituto Nacional de Cancerología, donde estudió el papel de las células troncales derivadas de tejido adiposo en la migración y proliferación celular en algunos tipos de cáncer de mama. Más tarde realizó la maestría y el doctorado en Ciencias Bioquímicas en el Instituto de Fisiología Celular (UNAM). Su proyecto de investigación doctoral consistió en el estudio de la inactivación dependiente de calcio del canal Orai1 por fuentes de calcio cercanas a dicho canal, motivo por el cual desarrolló habilidades en diversas técnicas, como microscopía de epifluorescencia y microscopía de superresolución. Dedicó gran parte de su estancia a la implementación de diversos sistemas y técnicas de microscopía en el Instituto Nacional de la Salud infantil y Desarrollo Humano Eunice Kennedy Shriver (NICHD, por sus siglas en inglés) en Maryland, Estados Unidos. Hace cuatro años se desempeña como especialista en microscopía avanzada en Nikon en México, donde ha ampliado su conocimiento en el manejo de diversos tipos de microscopios: estereoscopios, de fluorescencia, confocales, de superresolución y multifotónicos. Ha participado como ponente en varios congresos de microscopía realizados en el país. Le encantan los perros, el fútbol, los libros de ciencia ficción, el manga. Le gustan los tacos, la comida italiana y la comida japonesa.



M.C. María Berenit Mendoza Garfias

INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM, MÉXICO

Realizó estudios de licenciatura en Biología, la maestría en Biología Animal y la especialidad en Microscopía Electrónica en la Facultad de Ciencias de la UNAM. Actualmente es técnico académico responsable del Laboratorio de Microscopía y Fotografía de la Biodiversidad y responsable del Sistema de Gestión de la Calidad del Laboratorio Nacional de Biodiversidad (LaNaBio). Se mantiene activa en la docencia y ha impartido más de sesenta cursos. Ha participado en más de diez proyectos de investigación. Ha publicado alrededor de cincuenta artículos indizados, tres libros, ocho capítulos de libros y ha asistido a congresos nacionales e internacionales. Le encanta la lectura, el cine, el deporte y su comida favorita es la mexicana.



M.C. Ana Paulina Mendoza von der Borch

FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM, MÉXICO

Estudió Biología en la Facultad de Ciencias de la UNAM. Durante sus estudios de maestría se entrenó en técnicas bioquímicas y de biología molecular y se dedicó al análisis de la regulación de enzimas del ciclo de Krebs en bacterias del grupo de los estreptomicetos. Su gusto por la fisiología, la biología molecular y la microbiología le permitieron realizar investigaciones en los efectos del fármaco tranilcipronina en la regulación epigenética en líneas celulares tumorales en el INCAN; también ha trabajado en la respuesta a estrés por frío en las levaduras de la Antártida del género *Rhodotorula*, entre otras investigaciones. Más adelante se dedicó a la especialidad en Microscopía Electrónica Aplicada a

las Ciencias Biológicas para profundizar en estudios del nucleolo de Ginkgo biloba a nivel ultraestructural. Actualmente es técnica académica del Laboratorio de Nanobiología Celular en la Facultad de Ciencias (UNAM), donde participa en diferentes proyectos, entre ellos, el de diversidad biológica a nivel ultraestructural del núcleo y nucleolo. Aplica sus conocimientos y habilidades en diversas técnicas de microscopía, principalmente la microscopía electrónica de transmisión (TEM). Es miembro de la Asociación Mexicana de Microscopía y embajadora de la MBW. Ha publicado un libro y varios artículos indizados. Es profesora de licenciatura desde hace quince años; ha impartido cursos de bioquímica, biología molecular y celular. Además ha impartido talleres de actualización docente y ha organizado eventos de difusión de la ciencia. Disfruta de platicar y jugar con su hijo y su perrita, pasear en bicicleta, hacer yoga y bailar.



Dr. Armando Hernández García

INSTITUTO DE QUÍMICA, UNAM, MÉXICO

El Dr. Armando Hernández García es un experto en el diseño e ingeniería de proteínas y ADN con el fin de ensamblar nanoestructuras y nanopartículas tipo virus artificial. Es pionero en el desarrollo de proteínas modulares autoensamblantes que imitan propiedades fisicoquímicas y biológicas de proteínas de cápside viral. Su línea de investigación es excepcional: posibilita la creación de nanomateriales avanzados con múltiples aplicaciones en biotecnología, biomedicina, entre otras. Cuenta con veinte artículos publicados en revistas de alto impacto, como *Nature Nanotechnology*, *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *Small*, *ACS Nano*, *Nucleic Acids Research*, *Nanoletters*, *Nanoscale*, entre otras. Ha realizado investigación científica en la Universidad de Lund en Suecia, Universidad de Wageningen en Países Bajos, Universidad de Northwestern en Estados Unidos, Universidad Nacional de Singapur y la UNAM, donde se graduó como Químico de Alimentos en 2007 y desde 2017 es investigador. Imparte cursos de bionanotecnología en los programas de posgrado en Ciencias Químicas, Biomédicas y Bioquímicas. Es responsable del Laboratorio de Ingeniería Biomolecular y Bionanotecnología en el Instituto de Química de la UNAM. Tiene gusto por la lectura y las actividades artísticas y culturales. Disfruta de la cocina y pasear en bicicleta.



**Dr. Carlos Javier
Villagómez Ojeda**
INSTITUTO DE FÍSICA, UNAM, MÉXICO

Realizó la maestría en Nanofísica, Nanocomponentes y Nanomedidas en la Universidad Paul Sabatier en Toulouse, Francia. Realizó un posdoctorado en Nanofísica en el Instituto Nacional de Ciencia Aplicada en la misma universidad; después de dos posdoctorados en la Universidad Libre de Berlín y en el Instituto Fritz-Haber de la Sociedad Max Plank de Berlín, se incorporó como profesor asociado al Instituto de Física de la UNAM. Entre sus aportaciones más relevantes está el desarrollo del primer microscopio tunelizador de barrido en condiciones de ultra alto vacío a baja temperatura hecho en casa en México. Su línea de investigación se relaciona con el aumento de espectroscopia Raman por punta usando el microscopio de efecto túnel (STM), el estudio de moléculas adsorbidas en capas finas de aislantes y superficies metálicas por medio del microscopio de efecto túnel (STM) y microscopio de Fuerza Atómica (AFM) en ultra alto vacío y baja temperatura, así como la fabricación de puntas nanométricas por ataque electroquímico y preparación en UHV. Tiene gusto por la comida, el cine y los viajes.



**Dr. David Mauricio
Giraldo Gómez**
ZEISS MÉXICO, S.A. DE C.V., MÉXICO

Se graduó en 2009 como ingeniero de materiales por la Universidad del Valle en Cali, Colombia. Realizó sus estudios de maestría (2012) y doctorado (2016) en Ciencia e Ingeniería de Materiales en la UNAM. Se desempeñó como profesor-investigador adscrito a la Facultad de Medicina (UNAM) en el periodo 2017-2022, donde además fue asignado

como responsable de la Unidad de Microscopía. Ha colaborado en diferentes centros de investigación a nivel nacional e internacional: el Laboratorio de Biomateriales del Instituto de Investigaciones en Materiales (UNAM); la Unidad de Ingeniería de Tejidos, Terapia Celular y Medicina Regenerativa y el Laboratorio de Biotecnología, del Instituto Nacional de Rehabilitación de la CDMX; el Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias CDMX; el Instituto Nacional de Perinatología CDMX; el Laboratorio de Bioingeniería de Tejidos de la División de Estudios de Posgrado e Investigación de la Facultad de Odontología (UNAM), y el Department of Pathology and Medical Biology, de la University of Groningen, en los Países Bajos. A partir de marzo de 2022 se unió a Zeiss México como especialista en microscopía electrónica y de rayos-X. Es autor de más de veinte artículos científicos y una patente. Ha sido galardonado con el premio “Career Development Award” otorgado por la Tissue Engineering and Regenerative Medicine International Society-American Chapter en 2019, y ganador del Premio Nacional de Cirugía “Dr. Francisco Montes de Oca”, otorgado por la Academia Mexicana de Cirugía ese mismo año. Tiene gusto por el ciclismo, los viajes y el fútbol colombiano.



Dr. Luis Felipe Jiménez

FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM, MÉXICO

Es biólogo, maestro y doctor en Ciencias por la UNAM. Durante su trayectoria académica se ha dedicado a la biología celular y molecular. Realizó su tesis doctoral en el Centro Médico de Texas en Houston y un posdoctorado en el Laboratorio Cold Spring Harbor de Nueva York. Recibió el premio Distinción Universidad Nacional en Docencia en Ciencias Naturales en 1998.

Ha publicado más de cien artículos científicos y diez libros. Es miembro de la Academia Mexicana de Ciencias. Ocupó el cargo de la presidencia en la Asociación Mexicana de Microscopía y la vicepresidencia del Comité Interamericano de Sociedades de Microscopía. Es presidente del comité organizador del Congreso Internacional de Biología Celular, que se llevará a cabo en 2024. Es coordinador del Programa de Posgrado de la especialidad en Microscopía Electrónica en Ciencias Biológicas. Es profesor titular y coordinador del Departamento de Biología Celular en la Facultad de Ciencias de la UNAM.



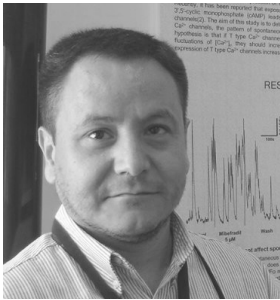
Dr. Parsifal Fidelio Islas Morales

FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM, MÉXICO

Es biólogo con mención honorífica por la Facultad de Ciencias de la UNAM. Realizó estudios de maestría en Ciencias Marinas en la King Abdullah University of Science and Technology KAUST de Arabia Saudita, y se graduó como doctor en Ciencias Biomédicas en la Facultad de Medicina de la UNAM.

Durante su estancia en Medio Oriente fundó el capítulo regional (Arabia Saudita) de la Red Global de Talentos en el Exterior de la Secretaría de Relaciones Exteriores. Ha publicado artículos de investigación y de divulgación y participado en foros globales de ciencia, diplomacia, educación y juventud. Entre sus aportaciones destaca el descubrimiento del nucleolo de Archaea. Ha recibido reconocimientos como el Premio Nacional de la Juventud (Ciencia y Tecnología); la medalla “Cinna Lomnitz” al Mérito Científico, otorgada en el Senado de la República, y el Premio Estatal de Ciencias de Sajonia, Alemania. Es profesor en la UNAM y coordinador general de la Cátedra UNESCO de Diplomacia y Patrimonio de la Ciencia con sede en el Pabellón Nacional de la Biodiversidad del Instituto de Biología. En el ámbito de la investigación básica, su línea de investigación es el origen del nucleolo y la evolución temprana de la célula.

Es un científico interesado en el desarrollo de México a través de las alianzas entre la ciencia, la diplomacia, la política y la sociedad.



Dr. José Nicolás Jiménez Pérez

UNIDAD DE IMAGENOLOGÍA DEL INSTITUTO
DE FISIOLÓGÍA CELULAR, UNAM, MÉXICO

Tiene licenciatura de Químico Farmacéutico Biólogo y doctorado en Ciencias Biomédicas por la UNAM. Se desempeñó como profesor de la asignatura de fisiología en la Facultad de Medicina (UNAM) durante el periodo 1996-2011. Es profesor del taller de titulación en la Facultad de Ciencias de la misma universidad desde 2005 hasta la fecha. Cuenta con más de veinte años de experiencia en microscopía óptica y microscopía confocal. Se especializa en el área de registros de señales y marcadores intracelulares en células *in vivo* mediante el uso de indicadores fluorescentes. Siente pasión por los libros y la lectura, le gusta el cine y los viajes.



M.C. Paulina Carmona

PRODUCT SPECIALIST EDINBURGH
INSTRUMENTS, ESCOCIA

Paulina Carmona es química por la UNAM. Durante la licenciatura realizó una estancia semestral en la Universidad de California campus San Diego. Realizó estudios de maestría y doctorado en el Posgrado en Ciencias Químicas de la UNAM, con especialización en materiales. Su investigación estuvo relacionada con perovskitas (materiales híbridos) para su aplicación en celdas solares y diodos emisores de luz (LEDs), proyecto que comenzó con el proceso de síntesis de los materiales y continuó hasta la fabricación y caracterización de dispositivos. Durante este periodo realizó estancias en el Centro de Investigaciones en Óptica (León, Guanajuato), en el Instituto de Ciencias de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla y en las instalaciones de cristalografía de la Universidad de California campus San Diego. Su tesis de maestría fue acreedora al Premio Fun-

dación UNAM-CFE a la mejor tesis en Eficiencia Energética. Recientemente se incorporó a la empresa Techcomp Latino como especialista de productos de espectroscopia de Edinburgh Instruments para Latinoamérica. Participa en el Coro Filarmónico Universitario de la UNAM. Le fascina la natación y practicar pilates, y también le gusta la cocina.



M.C. Yolanda Ríos Medina

SILVERA CIENCIA E INGENIERÍA/AGILENT MÉXICO,
S.A. DE C.V., MÉXICO

Es licenciada en Biología por la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas y maestra en Biomedicina Molecular por la Escuela Nacional de Medicina y Homeopatía del Instituto Politécnico Nacional, lugar en el que participó en la descripción y caracterización del complejo regulador del canal de sodio epitelial en neutrófilos humanos, bajo la dirección de las doctoras Doris Atenea Cerecedo Mercado e Ivette Astrid Martínez Vieyra. Realizó una estancia de investigación en el Laboratorio de Hematobiología de la Escuela Nacional de Medicina y Homeopatía. Ha colaborado en el área de validaciones del MPD de la empresa UR Service. En el año 2021 inició su trabajo en el área de Aplicaciones de la empresa Silvera Ciencia e Ingeniería; se ha desempeñado como capacitadora por parte del fabricante Agilent, brindando asesorías a usuarios de los equipos, consumibles y químicas. Imparte asesorías en los equipos de última generación de la línea genómica y celular químicas de la marca Agilent. Ha tenido la experiencia de participar en el Congreso de Genética Humana como promotora del equipo TapeStation.



M.C. Gustavo Armendáriz Peña

FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM, MÉXICO

Estudió la carrera de Física en la Facultad de Ciencias de la UNAM y después una maestría en el Posgrado en Ciencias Físicas. Se especializó en el área de Óptica Cuántica desde la licenciatura, desarrollando temas de interferometría y mediciones de estados cuánticos. Actualmente está terminando el doctorado en el mismo posgrado de la UNAM, en el que aplica la microfabricación en chips de óptica integrada. Además se ha desempeñado como académico de la UNAM desde hace catorce años: comenzó como ayudante de la materia Introducción a la Óptica Cuántica y después se desempeñó como profesor de asignatura en materias como Física (para la carrera de Biología), Laboratorio de Física General (materia de tronco común en la Facultad de Química) y Laboratorio de Óptica (para la carrera de Física). Perteneció también al grupo QO de Óptica Cuántica de la Facultad de Ciencias desde 2007 y a la Unidad de Micro y Nano Fabricación del laboratorio nacional LaNSBioDyT desde 2020.

3 Resúmenes de las ponencias

Conectando a la comunidad mexicana de Bioimagen / *Connecting the Mexican Bioimaging Community*

IMPARTIDA POR EL DR. DIEGO LUIS DELGADO ÁLVAREZ,
DEL CENTRO DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA Y ESTUDIOS
SUPERIORES DE ENSENADA, MÉXICO.

El proyecto “Connecting the Mexican Bioimaging Community (Conectando a la comunidad mexicana de bioimagen) es parte del programa “Expanding Global Access to Bioimaging” de la Iniciativa Chan Zuckerberg (CZI), que busca ampliar el acceso a tecnologías y el desarrollo de capacidades en imagenologías para científicos en el campo de la microscopía. Consiste en seis talleres de Fundamentos de Microscopía y seis de Microscopía Avanzada. Cada uno de los doce talleres ofrece una demostración con microscopios de bajo costo a públicos no especializados. Durante el año y medio que ha funcionado el programa, se han logrado alianzas entre investigadores, técnicos, divulgadores, estudiantes y personal que labora en unidades de servicio de microscopía, con el objetivo final de conformar una comunidad mexicana de bioimagen.

Cuestionario de percepción social / *Social perception questionnaire*

IMPARTIDA POR EL DR. ADÁN O. GUERRERO CÁRDENAS,
DEL INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO Y,
POR EL DR. ROBERTO LÓPEZ OLMEDO DE LA FACULTAD DE
PSICOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

Para valorar y promover la relevancia de la microscopía en la sociedad mexicana, se implementa un estudio exploratorio y descriptivo en los Mexican Bioimaging Workshops (MBWs) y en los eventos de apropiación social del conocimiento científico asociados a los MBWs. Este estudio se realiza mediante un cuestionario aplicado al inicio y al final de cada evento, capturando las percepciones de los participantes de manera presencial y virtual. Hasta la fecha, se ha llevado a cabo en los primeros cuatro MBWs, se aplica en esta quinta edición y se usará también en el evento llamado “Grandes mundos a través del microscopio”. Las respuestas se analizan con la técnica de Red Semántica Natural, lo que permite identificar procesos de apropiación e institucionalización de la microscopía. Nuestro objetivo es fomentar una cultura que valore la ciencia y las bioimágenes, y contribuir así al desarrollo y el bienestar social en México.

Una breve reseña histórica de la microscopía / *A Brief Historical Outline of Microscopy*

IMPARTIDA POR EL DR. GASTÓN CONTRERAS JIMÉNEZ, DEL
INSTITUTO DE ECOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

La curiosidad del ser humano por los fenómenos que acontecen a su alrededor es parte de su naturaleza, como el interés por observar estructuras y formas imperceptibles a nuestro ojo humano, ya sea por querer ver objetos que están a grandes distancias (uso de telescopios) o por querer observar objetos u organismos diminutos que parecieran no existir (uso de microscopios) pero ahí están y se manifiestan de muchas maneras en la

naturaleza. Lo sorprendente de la microscopía es que gracias a esa poderosa herramienta podemos verlos. En esta plática se habla de la invención del microscopio y cómo evolucionó a lo largo de la historia hasta que fue posible observar las estructuras de insectos con gran detalle, a finales del siglo XV, y los átomos y moléculas en la actualidad.

Propiedades y comportamiento de la luz / *Properties and Behavior of Light*

Fuentes de luz y su propagación en el medio: interacción de la luz con la materia / *Light Sources and propagation through the media: Interaction of Light with Matter*

IMPARTIDAS POR EL DR. ALEJANDRO VÁSQUEZ ARZOLA,
DEL INSTITUTO DE FÍSICA, UNAM, MÉXICO.

En estas dos sesiones introductorias consecutivas se muestra un panorama general de la naturaleza de la luz y su interacción con la materia, todo esto con la motivación de comprender los aspectos más importantes de estos fenómenos en el marco de la microscopía óptica. Asimismo, se realizan demostraciones de la naturaleza de la luz y su interacción con la materia, entre las que se encuentran: la naturaleza ondulatoria, la polarización, el esparcimiento, la dispersión, la difracción, la absorción selectiva y la fluorescencia. También se muestra un sistema de formación de imágenes de contraste de fase que funciona a partir del efecto Schlieren.

Demostración de microscopía estereoscópica: microscopio VHX */ Stereoscopic Visualization: VHX Microscope*

IMPARTIDA POR EL ING. FERNANDO GUERRERO AGUILAR,
DE KEYENCE MÉXICO, S.A. DE C.V.

En esta demostración se presentan algunos antecedentes de la historia de la microscopía, en particular del microscopio VHX. Se explica también el proceso de instalación del equipo y las posibilidades de configuración para lograr funciones como si se tratara de un estereoscopio, de un SEM o de un microscopio metalográfico. Se muestran la función de navegación, el efecto óptico de las sombras y las funciones de análisis y medición del equipo.

Detectores ópticos (tipos de cámaras: CCD, CMOS) / *Optical Detectors (Camera types: CCD, CMOS)*

IMPARTIDA POR EL DR. JAIME ARTURO PIMENTEL CABRERA,
DEL INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

En esta plática se presentan los mecanismos de funcionamiento de los sensores que integran las cámaras de adquisición. También se presenta cómo la señal que emite la muestra y que viaja en forma de luz es traducida por este sensor y convertida en información digital. Con ésta, una computadora crea una imagen que puede ser observada por el usuario.

Imágenes digitales / *Digital Images*

IMPARTIDA POR EL M.C. JOSÉ MANUEL MARTÍNEZ LÓPEZ,
DE QUÍMICA TECH, S.A. DE C.V.

Se cubren los fundamentos de la formación de imágenes digitales, los cálculos básicos para determinar el tamaño de pixel adecuado para representar digitalmente una imagen y la selección de cámaras.

Teoría básica de la microscopía óptica / *Optical Microscopy Basic Theory*

IMPARTIDA POR EL M.C. JOSÉ MANUEL MARTÍNEZ LÓPEZ,
DE QUÍMICA TECH, S.A. DE C.V., MÉXICO.

Quien entienda el concepto de multiplicar y dividir podrá ser un gran microscopista, como se demuestra en esta plática. Aquí se cubre la teoría básica de microscopía óptica, para facilitar el aprovechamiento del microscopio que se tenga disponible o para seleccionar el microscopio adecuado para cada requerimiento.

Microscopía de campo claro y campo oscuro / *Brightfield and Darkfield Microscopy*

IMPARTIDA POR EL M.C. JOSÉ MANUEL MARTÍNEZ LÓPEZ,
DE QUÍMICA TECH, S.A. DE C.V.

En esta charla se trata la importancia de realizar el ajuste de iluminación de Köhler, cómo hacer ese ajuste y cómo afecta la calidad de imagen en las técnicas de contraste de campo claro y campo oscuro.

Microscopía de luz polarizada / *Polarized Light Microscopy*

IMPARTIDA POR EL M.C. JOSÉ MANUEL MARTÍNEZ LÓPEZ,
DE QUÍMICA TECH, S.A. DE C.V., MÉXICO.

Se cubre la teoría de una de las técnicas de contraste más espectaculares. En esta plática se ven temas como birrefringencia, compensación, ajustes de iluminación y aplicaciones técnicas y artísticas de la microscopía con luz polarizada.

Microscopía de fluorescencia y fluorescencia de campo amplio / *Fluorescence and Widefield Fluorescence Microscopy*

IMPARTIDA POR EL DR. MIGUEL TAPIA RODRÍGUEZ, DEL
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES BIOMÉDICAS, UNAM,
MÉXICO.

La charla trata sobre los principios de la fluorescencia de campo amplio y su aplicación en el área biomédica. Las prácticas en CSLM tienen el propósito de que el asistente comprenda cómo funciona un microscopio confocal de escaneo con láser, y desarrolle un criterio para la elección de los valores más adecuados de las distintas variables para adquirir una imagen de acuerdo con el objetivo de la captura.

Nuevas aplicaciones de la reflexión interna total: de molécula única a microarreglos / *Novel applications of total internal reflection: from single molecule to microarray*

IMPARTIDA POR EL DR. LUIS ALFONSO VACA DOMÍNGUEZ,
DEL INSTITUTO DE FISIOLÓGÍA CELULAR, UNAM, MÉXICO.

En óptica, la reflexión interna total (TIRF, por sus siglas en inglés) es el fenómeno que se produce cuando un rayo de luz atraviesa un medio de índice de refracción n_2 menor que el índice de refracción n_1 en el que este se encuentra, por lo cual se refracta de tal modo que no es capaz de atravesar la superficie entre ambos medios, reflejándose completamente. El fenómeno de reflexión total produce una onda evanescente que tiene la propiedad de extinguirse de forma exponencial con la distancia de origen. Esto permite iluminar secciones ópticas muy delgadas (a distancias menores a 100 nm del origen de la onda evanescente), lo que resulta en una iluminación restringida y de mayor resolución a la proporcionada por la microscopía confocal. En esta plática se revisan las nuevas estrategias de uso de TIRF aplicado al estudio de moléculas individuales, canales iónicos e incluso microarreglos de nueva generación.

Microscopía confocal de escaneo láser y de disco giratorio / *Laser Scanning and Spinning Disc Confocal Microscopy*

IMPARTIDA POR EL M.C. IVÁN JOSÉ GALVÁN MENDOZA, DEL
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DE ESTUDIOS AVANZADOS
DEL INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL, MÉXICO.

Desde que las proteínas fueron identificadas como complejos formadores de estructuras en los seres vivos, se ha intuido que tienen una función vital para cada aspecto de la vida

en nuestro planeta. La necesidad de identificarlas, comprenderlas y manipularlas ha sido una constante y se han desarrollado métodos para observarlas a pesar de su diminuto tamaño; algunos métodos son directos y otros indirectos; la óptica es uno de los métodos indirectos que nos ocupan. Debido al diminuto tamaño de las proteínas y a la poca resolución desarrollada aun en los lentes más sofisticados, ha sido necesario apoyarse en técnicas como el marcaje con fluorescencia para apreciarlas en su conjunto dentro de estructuras en tejidos y células. El marcaje con fluorescencia es caótico debido a que todos los planos focales de la imagen coinciden en nuestra retina y no podemos separar de dónde viene cada imagen. Esta charla plantea la solución al problema a través de la microscopía confocal, sus avances en la microscopía de alta definición y el uso de los *spinning disk* y los sistemas AOBS, así como los retos y perspectivas para el futuro.

Análisis y procesamiento de imágenes / *Analysis and Processing of Images*

IMPARTIDA POR EL DR. JAIME ARTURO PIMENTEL CABRERA,
DEL INSTITUTO DE BIOTECNOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

El uso de instrumentación para adquirir, procesar y analizar imágenes experimentales es amplio, recurrente y con resultados trascendentes en la generación de nuevo conocimiento. Particularmente relevante en el contexto académico es fomentar las habilidades lógicas y de abstracción necesarias para que el usuario aproveche la potencialidad de los recursos materiales existentes en sus instituciones. La charla combina descripciones conceptuales con ejemplos prácticos para lograr una comprensión de las transformaciones implícitas en la formación de imágenes digitales en el contexto de la microscopía óptica.

Imagenología estereoscópica y reinderización para la reconstrucción de insectos / *Stereoscopic Imaging and rendering for insect reconstruction*

IMPARTIDA POR EL DR. ARMANDO BURGOS SOLORIO,
DEL LABORATORIO DE PARASITOLOGÍA VEGETAL, CENTRO
DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS-UNIVERSIDAD
AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS, MÉXICO.

Este curso taller incluye las siguientes actividades:

- 1) Preparación de material entomológico
- 2) Limpieza del material
- 3) Preparación del sistema digital para la toma de las imágenes
- 4) Reinderización de las imágenes
- 5) Limpieza digital y proceso de nitidez a las mismas
- 6) Presentación final y procesamiento plasmadas un formato
- 7) Impresión final y aprobación

Demostración: Microscopía confocal, Cytation 10 / *DEMO: Confocal Cytation 10*

DEMOSTRACIÓN IMPARTIDA POR LA MC. YOLANDA RÍOS
MEDINA, DE SILVERA CIENCIA E INGENIERÍA/AGILENT
MÉXICO, S.A. DE C.V., MÉXICO.

El Cytation 10 lleva al siguiente nivel la captura de imágenes confocales de disco giratorio y la lectura multimodal de microplacas, con imágenes 3D de última generación incluso de muestras gruesas.

Su módulo confocal con doble *spinning disk* (40 μm y 60 μm) proporciona una delicada resolución y capacidades de corte óptico en una amplia variedad de muestras. Sus componentes incluyen una cámara Hamamatsu Scientific CMOS (sCMOS), objeti-

vos Olympus e iluminación láser, lo que permite obtener imágenes de excelente calidad. Incluye ópticas para la captura de imágenes con contraste de fases, campo claro y fluorescencia de campo amplio.

Su módulo de lectura de placas multimodal tiene monocromadores con sistema de control de ancho de banda. Los controles ambientales, como el controlador de CO₂ y O₂ y el dispensador dual de reactivos, permiten trabajar ensayos con células vivas. Su *software* Gen5™ permite la detección de muestras, captura de imágenes y captura de imágenes automática de punto final a través del tiempo, montaje y z-stack; a su vez, permite el análisis de resultados cualitativos y cuantitativos, así como la generación de videoclips a partir de secuencias de tiempo. Con este *software* se crean imágenes, gráficos y datos listos para publicación.

Preparación de muestras para microscopía óptica / *Sample Preparation for Optical Microscopy*

IMPARTIDA POR LA DRA. RUTH RINCÓN HEREDIA, DEL
INSTITUTO DE FISIOLÓGÍA CELULAR, UNAM, MÉXICO.

El éxito en la observación de un espécimen a través de un microscopio utilizando técnicas ópticas clásicas o técnicas avanzadas demanda conocimiento en el uso del microscopio y más profundamente de la herramienta con la que se desea observar. Aunque se sea experto en el uso de los microscopios más modernos que incluyan las herramientas o módulos más sofisticados, sin una muestra preparada adecuadamente la observación del espécimen será poco satisfactoria.

La preparación de muestras biológicas es tan diversa como la cantidad de especímenes que se puede encontrar. Si bien existen protocolos estandarizados para la preparación de muestras para su observación con técnicas específicas, siempre será necesario realizar ajustes en alguno de los pasos o en la manera de proceder. Algunas pautas a seguir al momento de preparar una muestra son: ¿el espécimen a observar estará vivo o fijado?, ¿qué fijador es más conveniente?, ¿es necesaria alguna posfijación?, ¿se usará algún colorante?, ¿el colorante debe estar fresco o es necesario madurarlo?

Entender que hay flexibilidad en los protocolos de preparación de muestras bio-

lógicas puede asegurar una mejor observación del espécimen a través de la lente de un microscopio.

Procesamiento histológico para tejidos vegetales / *Histological Processing for Plant Tissues*

IMPARTIDA POR LA DRA. ESTELA SANDOVAL ZAPOTITLA,
DEL JARDÍN BOTÁNICO, INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM,
MÉXICO.

A partir de una sesión teórica y una práctica se aborda las principales técnicas histológicas necesarias para el estudio anatómico de los tejidos vegetativos y reproductivos. Se busca que el estudiante conozca los conceptos y métodos específicos empleados en el manejo de las principales técnicas histológicas utilizadas en los estudios anatómicos; que aprenda, de acuerdo con el enfoque de los diferentes estudios, a seleccionar, muestrear y subdividir el material biológico; que comprenda la importancia, efectos y ventajas del adecuado procesamiento del material biológico (fijación, deshidratación, infiltración, inclusión, cortes, tinciones, secado, limpieza y etiquetado), hasta la obtención de preparaciones histológicas de secciones paradermales, transversales y longitudinales, así como de transparentación de tejidos y obtención de epidermis, y que al final del taller sea capaz de establecer un protocolo metodológico adecuado a los objetivos particulares de su estudio. Para ello, los temas de esta charla son: principios del trabajo en el laboratorio (reglamento); recolecta y subdivisión de material; fijación; transparentación de hojas y extracción de epidermis; deshidratación; infiltración e inclusión; cortes; desparafinación; tinción; secado; limpieza y etiquetado. En la práctica se procurará mostrar con mayor detalle algunos de los procedimientos previamente señalados usando materiales vegetales.

Introducción a la técnica de microdissección láser / *Introduction to Laser Microdissection Technique*

IMPARTIDA POR EL DR. GASTÓN CONTRERAS JIMÉNEZ,
DEL INSTITUTO DE ECOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

La microdissección láser es una técnica de aislamiento celular mediante el corte con láser de gran precisión espacial. Permite aislar muestras homogéneas o células únicas destinadas a los análisis genómicos, transcriptómicos, proteómicos y metabólicos. El Laboratorio de Microscopía y Microdissección Láser del Instituto de Ecología (UNAM) cuenta con el sistema de microdissección Arcturus XT-Nikon Eclipse Ti (Applied Biosystems), que contiene un módulo láser UV para el aislamiento preciso de grupos celulares, y un láser IR de captura para garantizar la extracción de los tejidos aislados por el láser UV, preservando en lo posible la integridad de las muestras celulares. Los módulos láseres y un brazo robot están acoplados a un microscopio Nikon Eclipse Ti equipado con lentes/objetivos de alta resolución para epifluorescencia, contraste de fases y luz polarizada, así como adaptadores para microdisseccionar tanto células vivas como cortes histológicos de tejidos embebidos en parafina. Esta configuración es la primera en su tipo instalada en la UNAM en una unidad de apoyo a la investigación.

Induciendo daño al ADN en células vivas con microdissección láser / *Inducing DNA damage in live cells with laser microdissection*

IMPARTIDA POR EL DR. DIEGO ADRIÁN OLIVA RICO,
DEL INSTITUTO NACIONAL DE CANCEROLOGÍA, MÉXICO.

La aplicación de la microdissección láser como herramienta para el estudio de la reparación del ADN permite generar daño de manera específica en una región de interés y observar a través del tiempo la dinámica de reclutamiento de las proteínas de repara-

ción involucradas debido a que no compromete la viabilidad de las células en cultivo. La implementación de este protocolo reduce los costos para los usuarios, a la vez que hace más eficientes los resultados obtenidos.

Microdissección láser para aplicaciones en embriología y cáncer / *Laser Microdissection for Embryology and Cancer Applications*

IMPARTIDA POR EL DR. ENRIQUE ANTONIO PEDERNA
ASTEGUIANO, DE LA FACULTAD DE MEDICINA, UNAM.

Dentro del estudio del desarrollo embrionario del sistema nervioso central, la formación del cerebelo y su corteza es importante para entender la estructura y la función de dicho órgano. En la presentación veremos un ejemplo de un estudio que, utilizando la microdissección láser junto a la secuenciación individualizada de células, permitió analizar la formación, diferenciación y migración de poblaciones celulares en los labios rómbicos, la región granulosa externa y en la capa de células de Purkinje en fetos humanos de diferentes edades de gestación. El estudio permite comparar el desarrollo del cerebelo humano con los hallazgos previos en roedores y sienta las bases para entender la génesis de patologías congénitas derivadas de alteraciones en poblaciones celulares del cerebelo.

Aplicaciones generales de la microdissección láser / *Laser Microdissection General Applications*

IMPARTIDA POR EL DR. PABLO ERNESTO POMATA, DEL
INSTITUTO DE BIOLOGÍA Y MEDICINA EXPERIMENTAL
(IBYME), CONICET, ARGENTINA.

La microdissección láser es una tecnología desarrollada para separar células seleccionadas a partir de tejidos de naturaleza heterogénea. A diferencia de la mayoría de las técnicas realizadas en microscopios, el objetivo de la microdissección no es obtener imágenes representativas sino purificar el ADN, ARN o proteínas de poblaciones de células homogéneas, para luego ser analizados por PCR, NGS o espectrometría de masas, entre otras posibilidades. La selectividad y versatilidad de la técnica permiten que pueda ser utilizada para obtener material de diversas preparaciones y tejidos (cromosomas metafásicos, complejos depósitos de placas amiloides y una amplia variedad de tipos celulares). Sin embargo, puede ser costosa y requerir personal especializado. En esta presentación se revisan los fundamentos de la microdissección por captura láser, los requerimientos para la preparación de muestras y su procesamiento, con énfasis en los cuidados necesarios para maximizar la obtención de las biomoléculas de interés. Finalmente, se presentan ejemplos de estudios realizados en el Servicio de Microscopía Avanzada del IBYME.

Inteligencia artificial aplicada a microscopía confocal / *Artificial Intelligence applied to Confocal Microscopy*

IMPARTIDA POR LA DRA. MÓNICA ROLDÁN MOLINA, DE LA
UNIDAD DE MICROSCOPIA CONFOCAL E IMAGEN CELULAR.
ORDEN HOSPITALARIA DE SAN JUAN DE DIOS, ESPAÑA.

Actualmente estamos en medio de una revolución en la digitalización de la medicina gracias a los avances en materia computacional. Se han desarrollado tecnologías para extraer y manejar miles de datos médicos de manera rápida y sencilla. Los profesionales de la salud se basan en su experiencia y vivencias pasadas para abordar nuevas situaciones y tomar decisiones. Por ejemplo, un patólogo experimentado sabe qué zonas de una biopsia deben examinarse y qué señales son indicativas de una patología específica.

La inteligencia artificial (IA) es una herramienta que puede ser utilizada para tratar estos procesos y permite a las máquinas imitar la inteligencia humana realizando tareas específicas. Los algoritmos de IA pueden usar grandes cantidades de datos biomédicos para “aprender” de ellos y ofrecer un análisis automático que puede ser utilizado para apoyar a los profesionales de la salud en el diagnóstico, agilizando y automatizando determinados procesos. En particular, la IA está siendo cada vez más utilizada en el análisis de imágenes médicas, con el objetivo de facilitar y dar soporte al diagnóstico. Esta charla proporciona una visión general de la IA centrada en el análisis de imágenes de microscopía de fluorescencia procedentes de diferentes tecnologías. Se pondrá el foco en los conceptos metodológicos clave y el potencial de los métodos de aprendizaje automático (*machine learning*) y de aprendizaje profundo (*deep learning*) para automatizar y mejorar diferentes aspectos de la práctica clínica. Se mencionan casos prácticos que ya se han implementado en la rutina asistencial en nuestro hospital en el ámbito de las enfermedades raras. Para finalizar, es importante tener en cuenta que la incorporación de la IA a la práctica clínica y su accesibilidad para la comunidad médica aún requiere de un esfuerzo multidisciplinario. Este esfuerzo permitirá el desarrollo de nuevas líneas de investigación en el futuro y facilitará la adopción de los métodos de IA en el entorno clínico. Es esencial que se fomente la colaboración entre expertos en medicina, informática y tecnología, para lograr la integración efectiva de la IA en la atención sanitaria y así mejorar la calidad de vida de los pacientes.

Demostración: Microscopía confocal / *DEMO 4: Confocal Microscopy*

DEMOSTRACIÓN IMPARTIDA POR EL DR. JOSÉ NICOLÁS
JIMÉNEZ PÉREZ, DEL INSTITUTO DE FISIOLÓGÍA CELULAR,
UNAM, MÉXICO.

Práctica de microscopía confocal. En esta sesión se revisan preparaciones de células vegetales y animales, con énfasis en la selección de los parámetros de las longitudes de onda de los distintos fluoróforos y la resolución de las imágenes.

Microscopía de superresolución y aplicaciones / *Super-Resolution Microscopy and Applications*

IMPARTIDA POR EL DR. CARLOS ERNESTO BASTIÁN EUGENIO,
DE NIKON MÉXICO, S.A. DE C.V., MÉXICO.

No existe un consenso en la definición de microscopía de superresolución (MSR), pero se puede definir como todas las técnicas de microscopía que sobrepasan el límite clásico de la resolución óptica de la luz (200 nm lateralmente y 700 nm axialmente). Existen varias maneras para realizar técnicas que sobrepasan el límite de resolución óptica y varios métodos desarrollados. En la actualidad, una gran variedad de sistemas de MSR están comercialmente disponibles o son autoensamblados, lo que tiene como consecuencia que muchos investigadores estén interesados en utilizar esas técnicas en sus experimentos para obtener más información. En esta plática se trata brevemente algunas de las técnicas más relevantes comercialmente disponibles, como la microscopía de iluminación estructurada (SIM), la microscopía de barrido de imágenes (ISM), la microscopía de localización de molécula única (SMLM, como PALM y STORM) y la microscopía de agotamiento de la emisión (STED). Se mencionan las ventajas y desventajas de cada una y sus posibles aplicaciones.

Microscopía electrónica de barrido y aplicaciones / *Scanning Electron Microscopy and Applications*

IMPARTIDA POR LA M.C. MARÍA BERENIT MENDOZA
GARFIAS, DEL INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM, MÉXICO.

En esta charla se tratan los principios básicos del funcionamiento de un microscopio electrónico de barrido, los diferentes tipos de microscopios que existen, algunas técnicas que se utilizan para la observación de muestras biológicas y en qué otras áreas del conocimiento se utiliza el MEB; incluye una visita para demostración en el Laboratorio de Microscopía y Fotografía de la Biodiversidad 1.

Microscopía electrónica de transmisión y aplicaciones en Ciencias Biológicas / *Transmission Electron Microscopy and Applications in Biological Sciences*

IMPARTIDA POR LA M.C. ANA PAULINA MENDOZA VON DER
BORCH, DE LA FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM, MÉXICO.

La microscopía electrónica de transmisión (TEM) es una herramienta fundamental para la descripción de muestras biológicas a nivel ultraestructural porque genera imágenes con una resolución de hasta tres órdenes de magnitud superiores a la microscopía óptica gracias a un haz de electrones acelerados que atraviesa la muestra, como lo hace la luz en un microscopio óptico. Sin embargo, la aplicación de esta técnica a muestras biológicas implica un procesamiento complejo del material ya que: 1) el material debe ser fijado para que mantenga la ultraestructura, 2) debe estar completamente deshidratado, lo que se logra con una sustitución gradual del agua por otro líquido hasta eliminarla completamente; 3) se requieren muestras de aproximadamente 60 nm de grosor, por lo que las células o tejidos deben rebanarse en cortes ultrafinos, y 4) se debe marcar con átomos pesados que desvíen a los electrones acelerados (los electrones no dispersados

son captados en una pantalla fluorescente, generando una imagen de dos dimensiones en blanco y negro). Todo esto, manteniendo siempre la ultraestructura celular, ya que su descripción es el objeto de esta técnica.

El TEM permite observar la ultraestructura celular *in situ*. A lo largo de los años se han desarrollado diversas técnicas que han aumentado la importancia de su aplicación en biología.

Microscopía de fuerza atómica y aplicaciones / *Atomic Force Microscopy and Applications*

IMPARTIDA POR EL DR. ARMANDO HERNÁNDEZ GARCÍA,
DEL INSTITUTO DE QUÍMICA, UNAM, MÉXICO.

La microscopía de fuerza atómica (AFM por sus siglas en inglés) es una técnica muy poderosa que permite observar muestras de varios tipos a nivel nanométrico. En los últimos años se ha usado para visualizar la forma, tamaño y dinámica de biomoléculas y hasta de células. La plática incluye los principios fundamentales de la técnica, los usos más comunes para estudiar biomoléculas y sistemas biológicos; también considera una demostración de su uso para estudiar el autoensamble de nanofibras tipo virus artificial.

Microscopía de correlación óptica y electrónica / *Optical & Electron Correlation Microscopy*

IMPARTIDA POR EL DR. DAVID MAURICIO GIRALDO GÓMEZ,
DE ZEISS MÉXICO, S.A. DE C.V., MÉXICO.

Las técnicas de microscopía se utilizan a diferentes escalas y poderes de resolución para obtener diferentes tipos de información de las muestras a observar. Sin embargo, sigue

siendo un reto importante obtener la información de la muestra en contexto, de manera que las imágenes obtenidas de diferentes técnicas de microscopía, como microscopía de luz y microscopía de electrones, puedan correlacionarse para maximizar la información que se puede obtener de cada una de las técnicas. En esta plática se presentan los avances en torno a la obtención de información de diversos tipos de microscopía, algunos consejos para preparar la muestra y trabajar con diferentes técnicas de microscopía sobre una misma muestra, y los avances en *software* y *hardware* de microscopía correlativa.

4 Proyectos de los becarios

Efecto de lactoferrina sobre la adhesión de *Mannheimia haemolytica* A2 a células ovinas

ENRIQUE NICOLAI DARQUEA BUSTILLOS,
ESTUDIANTE DE MAESTRÍA EN CIENCIAS EN
BIOLOGÍA CELULAR, CENTRO DE INVESTIGACIÓN
Y DE ESTUDIOS AVANZADOS DEL INSTITUTO
POLITÉCNICO NACIONAL

DIRECTORA DE TESIS: DRA. GUADALUPE MIREYA
DE LA GARZA AMAYA

Mannheimia haemolytica es una bacteria gramnegativa, de forma cocobacilar y perteneciente a la familia Pasteurellaceae. Es anaerobia facultativa, posee cápsula y es carente de movilidad. Habita de manera normal en la cavidad nasal, así como en las criptas tonsilares de rumiantes sanos. Sin embargo, cuando el animal está inmunosuprimido, *M. haemolytica* se convierte en un patógeno oportunista que prolifera rápidamente y migra hacia los pulmones, donde invade el epitelio alveolar y provoca una patología respiratoria conocida como mannheimiosis. El serotipo A1 se relaciona con la mannheimiosis en bovinos, mientras que el serotipo A2 es el causante de la mannheimiosis ovina. *M. haemolytica* cuenta con varios factores de virulencia, entre ellos una potente leucotoxina (LktA) que lisa a macrófagos, neutrófilos y eritrocitos

bovinos y ovinos mediante la formación de poros. Además, la bacteria cuenta con varias adhesinas que median el primer contacto del microorganismo con la superficie de la célula a la cual va a infectar. En la actualidad no se cuenta con un tratamiento farmacológico efectivo ni con vacunas totalmente eficaces, por lo que ha surgido el uso de tratamientos alternativos, como lactoferrina, una glicoproteína del sistema inmunitario innato de mamíferos con un peso de ~ 80 kDa. Está presente en importantes concentraciones en el calostro, así como en la leche. Posee, entre otras cosas, un efecto antibacteriano debido a su capacidad de unir hierro a su estructura o por interactuar directamente con los componentes de la membrana externa de bacterias gramnegativas (como el lipopolisacárido o las proteínas de membrana externa). En este sentido, en esta investigación se busca analizar el efecto de lactoferrina bovina administrada en una manera dosis-dependiente sobre la adhesión de *M. haemolytica* A2 a células ovinas, específicamente a células bucoepiteliales de ovino, así como a monocitos y macrófagos ovinos de sangre periférica. Para este propósito, se busca estandarizar técnicas de obtención de estos tipos celulares; se procedió al uso de microscopía de fluorescencia y confocal para cuantificar y analizar las muestras obtenidas.

Microscopía en la odontología

M.C. GUADALUPE TONANTZIN DE DIOS FIGUEROA,
DOCENTE EN LA UNIVERSIDAD LAMAR Y
ASPIRANTE AL DOCTORADO EN CIENCIAS
BIOMÉDICAS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE MÉXICO

En la Universidad LAMAR, escuela privada adscrita a la Universidad de Guadalajara, dentro de las clases de bioquímica humana y bioquímica bucal en la licenciatura de Odontología se incluyen imágenes de fluorescencia y microscopía electrónica con la intención de que los estudiantes visualicen los eventos celulares, proteínas, receptores, organelos, etc., que se estudian durante las clases teóricas. Específicamente, parte de la asignatura de bioquímica bucal es la anatomía del diente, en la que la microscopía ha sido fundamental para estudiar los tejidos mineralizados (esmalte, dentina y cemento); las imágenes obtenidas con estas herramientas son parte de los recursos usados en las presentaciones docentes.

La dentina es el tejido que se encuentra entre la pulpa (formada por odontoblastos, nervios y vasos sanguíneos) y el esmalte (en el área de la corona) o el cemento (en el área radicular). La dentina es atravesada por túbulos (de entre 1 y 3 μm) que en su interior contienen prolongaciones citoplasmáticas de los odontoblastos de la pulpa. Gracias a

estudios con microscopía electrónica y microscopía confocal de barrido láser fue posible identificar la organización de los túbulos dentinarios.

El esmalte recubre al diente y es el tejido más duro del cuerpo. Dado que su superficie está en contacto con el ambiente de la cavidad bucal, los cristales de hidroxiapatita que lo conforman pueden ser disueltos por los ácidos orgánicos producidos por bacterias o por el cambio de pH derivado del consumo de alimentos. Estos procesos de desmineralización y erosión pueden visualizarse por microscopía electrónica. Además, la microscopía se aplica en la evaluación de materiales para tratamientos dentales, por ejemplo, las resinas compuestas, utilizadas para reparar piezas dentales o tratamientos estéticos.

Las imágenes obtenidas por SEM, TEM y microscopía confocal han sido una herramienta importante para la enseñanza. Las imágenes de fluorescencia nunca dejan de maravillarse a los alumnos, pues además de ser atractivas, permiten el análisis y la discusión y dejan ver las proporciones reales de células y tejidos más allá de imágenes e ilustraciones prediseñadas.

Se planea usar más adelante la microscopía electrónica de transmisión de barrido (STEM) dentro del programa de posgrado en Ciencias Biomédicas de la UNAM, para la caracterización física (tamaño, forma) y química de nanopartículas sintéticas o incidentales presentes en alimentos.

BIBLIOGRAFÍA

- Levine, M. (2011). *Topics in Dental Biochemistry*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-540-88116-2>
- Nawrocka, A., I.S. Piwonski, A. Sauro, A. Porcelli, L. Hardan & M. Lukomska-Szymanska (2021). Traditional Microscopic Techniques Employed in Dental Adhesion Research-Applications and Protocols of Specimen Preparation. *Biosensors* 11 (11): 408. <https://doi.org/10.3390/bios11110408>
- Risnes, S., M. Saeed, & A. Sehic (2019). *Scanning Electron Microscopy (SEM). Methods for Dental Enamel*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-9012-2_27

Actividad antibacteriana de exudados de larvas de mosca *Lucilia sericata* y *Lucilia cuprina* contra bacterias causantes de infecciones en heridas *in vitro*

AGUSTÍN HERNÁNDEZ RAMOS, ESTUDIANTE DE MAestrÍA EN CIENCIA EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES, EN EL CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN PARA EL DESARROLLO INTEGRAL DE OAXACA-INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

DIRECTORES DE TESIS: DR. RAFAEL PÉREZ PACHECO Y DRA. ALICIA FONSECA MUÑOZ

El manejo de heridas es de suma importancia en el mundo y constituyen un problema de salud pública. En Latinoamérica el problema se agrava principalmente por el gran número de personas con obesidad y diabetes, quienes son más susceptibles a presentar lesiones, motivo que significa un importante gasto económico en México y el mundo. Las heridas pueden ser generadas por algún agente fisicoquímico que provoca una lesión en la piel, misma que puede ser colonizada por diferentes microorganismos, como bacterias u hongos; las lesiones se agravan por mala respuesta al tratamiento o por problemas del hospedero, lo que puede ocasionar problemas en la cicatrización y en la recuperación de la herida, además de complicaciones en los pacientes. El tratamiento con antimicrobianos es la práctica más común, pero en los últimos años su uso indiscriminado ha ocasionado la selección de múltiples mutantes resistentes a diferentes antimicrobianos; esto ha conducido a nivel mundial a que el manejo de los procesos infecciosos resulte

complicado, por lo que cada vez se requieren compuestos más costosos con mayores efectos colaterales en el paciente. Es importante señalar que algunos microorganismos son resistentes a diferentes antimicrobianos. Ante la dificultad para el manejo adecuado de las infecciones, la Organización Mundial de la Salud (OMS) plantea la importancia del uso adecuado de los antibióticos, para prevenir la resistencia bacteriana. A lo largo del tiempo se han retomado algunos tratamientos alternativos para las heridas infectadas que ayudan al control de la infección y a la cicatrización de las heridas. Entre ellos, la utilización de larvas de mosca de las familias Calliphoridae, *Lucilia sericata* ha demostrado gran eficacia para el manejo de diversas lesiones de la piel. El beneficio de la terapia se relaciona en parte con los exudados que genera la larva al estar en contacto con la herida. En años recientes el estudio de los exudados de las larvas de mosca, ha tomado gran importancia y se ha reportado que algunas especies, como *Cochliomyia macellaria* y *Lucilia cuprina*, pueden presentar sustancias inhibidoras de bacterias.

Efectos de los microplásticos sobre la conducta materna y procesos cognitivos y emocionales en la rata

ESTHEFANIA MORALES CONDE, ESTUDIANTE DE MAESTRÍA EN CIENCIAS EN SISTEMAS DEL AMBIENTE, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE TLAXCALA

DIRECTORES DE TESIS: DRA. ARELY ANAYA HERNÁNDEZ Y DR. ÁNGEL I. MELO SALAZAR

Los microplásticos (MP) son pequeñas partículas de plástico que miden menos de 5 mm de diámetro. Proviene de la descomposición de objetos más grandes, como botellas y bolsas, o son agregados intencionalmente a productos como exfoliantes faciales y dentales. Son ubicuos en el ambiente y se han encontrado en una variedad de alimentos, bebidas y entornos interiores y exteriores.

Los MP pueden tener efectos negativos en los organismos que los ingieren o están expuestos a ellos. Por ejemplo, se ha demostrado que pueden acumularse en los tejidos de los organismos y causar inflamación, estrés oxidativo, cambios metabólicos y citotoxicidad. Además, pueden aumentar el riesgo de enfermedades, como el cáncer o trastornos del sistema inmunológico, y pueden tener efectos negativos en el desarrollo y la función del cerebro al alterar diversos procesos cognitivos y conductuales.

La conducta materna es crítica para la sobrevivencia de las crías ya que la madre les proporciona alimento, refugio, calor y protección contra depredadores. Esta conducta es obtenida por un conjunto de cambios fisiológicos que se sincronizan durante el parto y la lactancia para responder a las necesidades de la progenie. La maternidad, además, provoca cambios fisiológicos, en la plasticidad y neuronales. Como los MP pueden atravesar la barrera hematoencefálica por su diminuto tamaño y causar neurotoxicidad, es posible la afectación de procesos cognitivos y conductuales, aunque aún no son claros los mecanismos por los cuales ocurre, ya que depende del tipo de MP, el tamaño y el tipo

de exposición. El objetivo de este proyecto es evaluar los efectos de los MP de poliestireno de 100 nm administrados durante la gestación sobre la expresión de la conducta materna, así como en los procesos cognitivos y emocionales en la rata madre lactante. Uno de los objetivos específicos es evaluar en qué áreas cerebrales se acumulan los MP de poliestireno, así como el tiempo que permanecen bioacumulados. Para ello se utilizará microscopía de fluorescencia sobre cortes cerebrales teñidos con rojo Nilo.

Identificación de variantes genéticas implicadas en la respuesta a la metformina en pacientes mexicanos

JESÚS ORLANDO NÚÑEZ GONZÁLEZ, ESTUDIANTE DE LICENCIATURA EN BIOLOGÍA EXPERIMENTAL, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA-UNIDAD IZTAPALAPA

DIRECTOR DE TESIS: DR. FRANCISCO MARTÍN BARAJAS OLMOS

La *diabetes mellitus* tipo 2 es considerada una epidemia global y una de las patologías con mayor prevalencia en la población mexicana. Uno de los medicamentos de primera línea para su tratamiento es la metformina, una biguanida obtenida a partir de la planta *Galega Officinalis*, de amplia prescripción en la práctica clínica pese a que su mecanismo de acción no está completamente definido y es todavía objeto de amplios debates e investigación.

Uno de los campos de abordaje a la metformina relativamente reciente es el de la farmacogenómica: se busca establecer una relación entre el genoma de un grupo de individuos –una población– que son tratados con determinado fármaco y la respuesta terapéutica al propio fármaco a partir de aproximaciones como los estudios de asociación del genoma completo (GWAS) o de gen candidato; la importancia de estas aproximaciones radica en la necesidad de comprender por qué algunos individuos responden “bien” al medicamento y otros responden “mal” o simplemente no responden a la terapia, y en el mejor de los casos, determinar en qué poblaciones –genéticamente hablando– resulta más pertinente evitar cierto fármaco o bien si un individuo con determinado genotipo responderá de forma adecuada al tratamiento.

Por ello, este proyecto se abocará a realizar estudios de asociación estadística entre variantes de un solo nucleótido en genes candidatos y la respuesta a la metformina de

pacientes diabéticos. Estas pruebas de asociación considerarán las covariables necesarias, los ajustes por ancestría –desde la perspectiva de genética de poblaciones– y los análisis de desequilibrio de ligamiento que permitan dilucidar si algunos SNV's son segregados en conjunto al no cumplir con las leyes mendelianas de la herencia.

Finalmente, se espera genotipificar una muestra de pacientes tratados con metformina y establecer una relación con sus curvas de farmacocinética, para responder a la hipótesis de que aquellos con determinados SNV's responden de forma diferencial al medicamento. Algunos estudios han establecido que ciertos transportadores membranales –y evidentemente su estructura proteica– afectan la absorción del fármaco y su efecto a nivel hepático debido a que el tamaño y estructura de poro que generan no es el óptimo; así, un gen codificante que presente SNV's podría estar traduciendo una proteína de membrana ineficiente. Se considera entonces que en un futuro las técnicas avanzadas de bioimagen podrían apoyar en la visualización de estructuras celulares o, en el mejor de los casos, de procesos biológicos *in vivo* que puedan arrojar luz sobre el tema de este proyecto.

Diversidad, distribución espacial y aspectos ecológicos de helmintos de aves acuáticas en México

PATRICIA PADILLA AGUILAR, ESTUDIANTE DE DOCTORADO EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL. MVZ MEDICINA Y SALUD ANIMAL, FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

DIRECTORA DE TESIS: DRA. EVANGELINA ROMERO CALLEJAS

Las enfermedades parasitarias son muy frecuentes entre las aves acuáticas, consideradas el grupo de vertebrados con la mayor riqueza parasitaria que existe debido al amplio espectro de su dieta, su gran capacidad de desplazamiento y la complejidad de su tubo digestivo. Los parásitos pueden interferir en la condición corporal, comportamiento, desempeño reproductivo y supervivencia de las aves acuáticas. La mayoría de los grupos parasitarios que afectan a estos organismos necesitan de un cuerpo de agua que reúna las condiciones ecológicas para llevar a cabo su ciclo biológico; un ejemplo de esto son los humedales mexicanos, que reciben 84% del total de las aves acuáticas que migran de América del Norte durante el invierno, principalmente aves de la familia Anatidae.

Las investigaciones en México sobre los parásitos de las aves acuáticas son escasas, nulas o muy antiguas; la mayoría son estudios taxonómicos dispersos enfocados principalmente en la familia Anatidae, a pesar de que algunos grupos de esas aves son los más importantes para las actividades turísticas en México y representan un ingreso económico sustancial para los pobladores locales que manejan esos recursos.

Considerando lo anterior, y ante la falta de información sobre el estado de salud de las aves acuáticas en México, esta investigación se centrará en generar nuevos regis-

tros de parásitos que afectan a especies de aves acuáticas que habitan en los humedales mexicanos. Lo anterior se realizará a partir de muestras biológicas obtenidas de patos, garzas, gallaretas, pelícanos, avocetas, zambullidores, ibis y playeritos. La identificación de los helmintos se realizará mediante identificación morfológica, molecular y con el microscopio electrónico de barrido.

Vanroyenella plumosa (Podostemaceae): embrión con meristemas atróficos y desarrollo de la planta a partir del hipocótilo

DANIELA PÉREZ BARRERA, ESTUDIANTE DE
LICENCIATURA EN BIOLOGÍA, FACULTAD DE
CIENCIAS, UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

DIRECTORA DE TESIS: DRA. JUDITH MÁRQUEZ GUZMÁN,
FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE MÉXICO

Las podostemáceas son la familia con el mayor número de especies acuáticas estrictas de las angiospermas. Se distribuyen alrededor de las regiones tropicales y subtropicales en el mundo. Se han descrito aproximadamente 340 especies. En el continente americano se ubican alrededor de 60% de las especies. Específicamente en México se encuentran cuatro géneros: *Marathrum*, *Podostemum*, *Tristicha* y *Vanroyenella*. Son angiospermas acuáticas poco comunes con un hábito epilítico; su morfología inusual está íntimamente relacionada con su hábitat.

Las plantas viven en los ríos o caídas de agua dulce donde el nivel del agua fluctúa estacionalmente. En su etapa vegetativa, se encuentran sumergidas, y sus raíces se arrastran por las superficies rocosas y producen brotes adventicios en sus flancos o superficies dorsales durante la estación lluviosa. En la estación seca, cuando el nivel del agua desciende, las plantas empiezan a producir brotes reproductivos aún sumergidas en el agua, para posteriormente florecer por encima del agua y producir frutos con cientos de semillas.

A diferencia del resto de las angiospermas, en las que la planta se desarrolla a partir de los meristemas apical del tallo y subapical de la raíz localizados en el embrión, en Podostemaceae los meristemas no se desarrollan, por lo que no forman el

brote ni tampoco una raíz. Es decir, del hipocótilo del embrión es una raíz adventicia que da origen a brotes y raíces adventicios. Esta organogénesis inusual de los brotes que implica la modificación de los meristemas del embrión muestra planes corporales extraordinarios. No todas las podostemáceas tienen este plan de desarrollo, que se muestra solo en la subfamilia Podostemoideae.

El objetivo de este trabajo es describir la estructura del embrión de *V. plumosa* poniendo énfasis en el hipocótilo durante las primeras fases de la germinación de la semilla.

Se tendrá que germinar las semillas de *Vanroyenella plumosa* colectadas en el río Horcones, municipio de Cabo, en el estado de Jalisco; se colocarán en una cámara de germinación con un fotoperiodo de 16 h luz/ 8 h oscuridad a $25\text{ }^{\circ}\text{C}\pm$ con una intensidad luminosa promedio de $24.90\text{ }\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-2}$; bajo esas condiciones se deberá observar y dar seguimiento a la germinación, la emergencia del polo radicular y elongación del polo de los cotiledones, por lo que se requieren diferentes técnicas de microscopía para la observación y descripción de las células.

Sistemas de producción de pequeños rumiantes en Chiapas

MPA MARÍA ERÉNDIRA REYES GARCÍA, DOCENTE
EN LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA CAMPUS II, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE CHIAPAS

Dentro de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia se desarrollan líneas de generación y aplicación del conocimiento en pequeños rumiantes para las que se ha desarrollado un trabajo de laboratorio y de microscopio frecuente. También para las unidades de competencia de Patología General y Patología Sistémica siempre fue muy importante el trabajo en el laboratorio y la enseñanza de las bases de la observación macro y microscópica.

Actualmente, dentro del Laboratorio de Biotecnología de Pequeños Rumiantes se han llevado a cabo varios proyectos tanto en pequeños rumiantes como en otras especies. La unidad de competencia de Parasitología es un área que requiere de la observación macro y microscópica, por lo que un plan de trabajo para esta área incluye reunir una colección de parásitos adultos de varias especies animales y elaborar materiales temporales y permanentes de diversos parásitos, material importante para los estudiantes de esta unidad de competencia y para todo el interesado en la parasitología. Se cuenta con diversos especímenes colectados durante años de varias especies animales que serán aprovechados en el siguiente ciclo escolar. Se busca contar con una colección de laminillas teñidas y conservadas de manera permanente, para que se utilicen en próximos cursos y se cuente con elementos parasitarios que los estudiantes puedan identificar. Del mismo modo, se cuenta con una serie de fotografías del microscopio de especímenes que constituyen un acervo propio para la elaboración de manuales de práctica del laboratorio de Parasitología, ya que en ocasiones no se cuenta con ellas para la identificación ni para utilizarlas en las clases de dicha unidad de competencia.

Medicina tradicional y herbolaria en el noroeste de México

CHRISTIAN SALMERÓN MENDOZA, TÉCNICO DE INVESTIGACIÓN, EL COLEGIO DE SONORA

Se persigue el objetivo de conformar un equipo de trabajo –comunitario y académico– que conduzca un programa de desarrollo e investigación sobre fitoterapia y medicina tradicional en el noroeste de México. Para ello, una de las estrategias será la conducción de un programa de formación e intercambio de diálogos de saberes, con sesiones mensuales comunitarias itinerantes, presenciales y a la vez virtuales, dirigido a personas interesadas en el estudio y el desarrollo de recursos y procedimientos de la medicina tradicional y la herbolaria regionales; se buscará la participación de los curadores tradicionales, especialmente sus aprendices (como alumnos o docentes), así como de estudiantes y profesionistas vinculados al estudio y desarrollo de la herbolaria y otros colaboradores y asesores del proyecto.

Este proyecto pretende inscribirse dentro de una amplia gama de investigaciones, estudios e iniciativas que han dado cuenta de la relevancia, eficacia y potencial de algunas prácticas terapéuticas autóctonas en el noroeste mexicano, especialmente en materia herbolaria, para desarrollar una trayectoria donde se apliquen esos conocimientos en la atención primaria a la salud como insumos para el aprovechamiento sostenible desde una perspectiva intercultural.

Entre los productos generados y herramientas que se han utilizado para el aprovechamiento de tecnologías dentro del proyecto figuran el desarrollo de un sitio web y un aula virtual, para la administración de contenidos y usuarios del programa de formación, así como la actualización de una base de datos del proyecto sobre etnobotánica de las plantas del noroeste de México con utilidad médica. Se pretende vincular la base datos al sitio web del proyecto, crear un acceso a información sobre las plantas –incluyendo la microfotografía de algunas especies con aspectos fitoquímicos de relevancia– y dar espacio a la retroalimentación de los visitantes y sus experiencias en el uso de la medicina tradicional en el noroeste. Para el programa de formación se contempla introducir a los participantes en temas de vanguardia, como nanomateriales para aplicaciones médicas y

microfotografía para el estudio de la fitoquímica de las plantas medicinales del noroeste. En esto último, existe la propuesta de dar solución a una problemática sobre la diferenciación de los tipos de árbol de *Sangregado* en el país.

Hongos micorrízicos arbusculares: un mutualismo esencial con plantas nativas en zonas áridas de México

IVÁN FERNANDO VALDÉS VÁSQUEZ, PASANTE DE LA LICENCIATURA EN BIOLOGÍA, FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA, UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

DIRECTOR DE TESIS: DR. ARCADIO MONROY ATA, FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA, UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

El proyecto está centrado en el estudio y análisis de suelos con inóculos de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), un mutualismo esencial en zonas semiáridas del municipio de Santiago de Anaya del Valle del Mezquital del estado de Hidalgo y también de la zona arqueológica de Teotihuacán. El propósito es analizar el apoyo que brindan los hongos micorrizógenos arbusculares asociados a diversas especies de plantas domesticadas y medicinales nativas de México que son resilientes a la sequía y al estrés ambiental, para cuantificar el crecimiento vegetal y medir la funcionalidad ecosistémica del mezquite (*Prosopis laevigata*); además, se busca estudiar la simbiosis micorrízica mutualista entre ambos reinos. Las muestras se analizan con microscopía óptica, ahora en proceso; los resultados se obtendrán próximamente.

Generación de un sistema de producción de partículas pseudovirales de Zika

MARÍA VILLALBA NIETO, PASANTE DE LA LICENCIATURA EN BIOLOGÍA EN EL LABORATORIO DE ENSAMBLAJE VIRAL Y MICROSCOPIA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ

DIRECTOR DE TESIS: DR. MAURICIO COMAS GARCÍA

El virus de Zika, perteneciente a la familia *Flaviviridae*, es un virus de una cadena de ARN de polaridad positiva (+ssARN). Desde la epidemia de 2015 en Brasil se han hecho grandes esfuerzos para generar vacunas y terapias antivirales, aunque sin resultados definitivos todavía. Las partículas pseudovirales son una opción interesante para la generación de vacunas.

En este proyecto se generaron cuatro plásmidos para la expresión en células de mamífero que contienen las proteínas del virus de Zika. Dos plásmidos solamente contienen las proteínas estructurales, mientras que los dos restantes también tienen la proteasa viral (NS2B/3). Se realizó una mutación a la proteína de la cápside para eliminar la alfa hélice 4, región hidrofílica que interactúa con el ARN genómico para generar la nucleocápside. Esta mutación consistió en remplazar este sitio de interacción con el gARN por una alfa hélice oligomerizante hidrofóbica. El objetivo de estos plásmidos es obtener, mediante cultivos en células de mamíferos, partículas pseudovirales (VLPs) de dos tipos, con ARN celular y sin ARN. A largo plazo se busca obtener un sistema de producción de VLPs que pueda ser utilizado como candidato vacunal contra el virus de Zika.

Hasta el momento se han producido VLPs solo en presencia de las proteínas estructurales. Las células productoras han sido caracterizadas por medio de microscopía de campo claro y microscopía electrónica de transmisión.

Aplicaciones de la microscopía en óptica y biofotónica

M.C. BARUC ZAGO MAZZOCCO, TÉCNICO
EN INVESTIGACIÓN, INSTITUTO NACIONAL
DE ASTROFÍSICA ÓPTICA Y ELECTRÓNICA

En el laboratorio de microscopía de fluorescencia del departamento de Óptica del Instituto Nacional de Astrofísica Óptica y Electrónica se analizan muestras biológicas que se procesan en el área de biofotónica, como hongos, bacterias y células que han sido expuestas a tratamientos específicos con la finalidad de ver los efectos de dicho tratamiento. Para esos análisis se utilizan técnicas de microscopía de fluorescencia, campo claro, campo oscuro y contraste de fase, o bien se usa más de una técnica simultáneamente para extraer de la muestra la mayor cantidad posible de información.

También se analizan bajo el microscopio muestras de depósitos de materiales para el desarrollo de chips electrónicos, LED y fotoceldas, entre otros. Para analizar estos materiales, y ya que la luz no pasa a través de ellos, se utilizan técnicas como la microscopía de fluorescencia, en la que se usa una lámpara de mercurio del microscopio, pero sin filtro, para que la luz incida sobre la superficie y muestre sus detalles, o bien se inclina ligeramente el sustrato para que el haz de luz permita observar la profundidad de la muestra y así determinar la calidad del depósito del material.

En general, se utiliza el microscopio para el análisis de muestras biológicas y de sustratos electrónicos, para lo que es necesario recurrir a diversas técnicas de microscopía.

5 Actividad de apropiación social del conocimiento

Grandes mundos a través del microscopio: actividad de divulgación del MBW5 (Outreach5)

Uno de los compromisos y consignas del Connecting the Mexican Bioimaging Community es realizar una actividad de retribución social. La actividad planeada para este MBW5 “Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas y microdissección láser” consiste en una sesión de demostraciones sobre la importancia del uso del microscopio para la observación de organismos, células, objetos o estructuras de la naturaleza que son imperceptibles al ojo humano, dirigido al público general, especialmente a estudiantes de nivel básico (secundaria). Se busca despertar el interés por la microscopía y las áreas de la investigación sostenidas por esta poderosa herramienta. Además, se busca llegar a una comunidad estudiantil que quizá no tenga muchas oportunidades para conocer estas técnicas.

El objetivo general es mostrar a las estudiantes y a los estudiantes cómo realizar observaciones al microscopio. Para ello, el trabajo se ha estructurado de la siguiente manera:

- * Mesa I: demostración de la inmensa variedad de insectos y su importancia en el equilibrio de la naturaleza.
- * Mesa II: demostración de la gran diversidad de microorganismos presentes en

una gota de agua estancada y su importancia en la biodiversidad.

* Mesa III: demostración de organismos, microorganismos, objetos y estructuras microscópicas que presentan fluorescencia.

* Mesa IV: demostración sobre la estructura del ojo humano y la importancia de los tejidos que lo componen para observar objetos.

* Mesa V: demostración de la observación en microscopios plásticos impresos en 3D; mostrar la simplicidad del funcionamiento de un microscopio óptico.

Se espera recibir primero a veinte estudiantes de secundaria (con un familiar acompañante). La dinámica consiste en armar un microscopio a base de papel (Foldscope). Los estudiantes, organizados en cinco grupos y guiados por una persona, tendrán la oportunidad de recorrer cada una de las mesas de demostración (I, II, III, IV y V) y escuchar a los profesores hablar sobre el tipo de muestras incluidas en la demostración y los especímenes observados en el microscopio (las imágenes también se proyectarán en pantallas); los alumnos podrán observar directamente al microscopio e interactuar con las muestras.

Después será el turno de veinte estudiantes de preparatoria (con un familiar acompañante), quienes serán guiados por una dinámica similar a la ya descrita.

Se espera que:

* Las estudiantes y los estudiantes invitados conozcan y disfruten las capacidades tecnológicas de los microscopios y adquieran conciencia del desarrollo tecnológico que ha propiciado el avance de la investigación científica.

* Se acerquen a los expertos en el área de microscopía y resuelvan dudas respecto a la diversidad de organismos que coexisten en nuestro planeta pero que son imperceptibles al ojo humano.

* Las y los participantes se animen a perseguir áreas de estudios relacionadas a las Ciencias Exactas y Ciencias de la Vida, pues ellos serán las generaciones científicas del futuro.

Anexo

Técnicas
de microscopía
avanzada

1. Microscopía de campo brillante y campo oscuro

ROSA JIMENA REY LOAIZA

Y VADIM PÉREZ KOLDENKOVA

La microscopía de campo brillante o claro es una técnica fácil de ejecutar en la que los detalles de la muestra se observan sobre un fondo claro, brillante y muy iluminado. El contraste de la imagen se obtiene de las diferencias en la densidad de la muestra, o de la diferencia de sus colores naturales en comparación con el fondo. Es una herramienta extraordinaria porque permite observar tejidos celulares, células solas vivas en tiempo real y bacterias. Es la más simple de las técnicas de microscopía en la que la muestra se observa con luz transmitida. Se puede utilizar con iluminación de Köhler y es posible aumentar o disminuir la cantidad de luz de la fuente lumínica con un diafragma de iris. También es posible resaltar características invisibles a la luz blanca con un filtro polarizador (o filtro de color). Se recomienda usar tinciones para observar muestras transparentes. Gracias a programas de digitalización y edición de imágenes, es posible tratar las micrografías de células incoloras y mejorar de manera significativa el contraste; se recomienda emplear métodos ópticos de contraste más sofisticados si se busca observar los especímenes vivos con mayor detalle. Los especímenes que en esta técnica tienen un contraste muy bajo brillarán mejor con la microscopía de campo oscuro.

Por su parte, la microscopía de campo oscuro se basa en la iluminación oblicua para mejorar el contraste de especímenes difíciles de observar en condiciones de iluminación normal. A diferencia de la anterior, aquí se usa una placa opaca sobre el condensador del microscopio cuya función es bloquear la luz directa, de modo que sólo pasan los rayos de luz difractados dentro del objetivo. Utiliza una luz muy intensa que cae concentrada en forma de cono hueco sobre la muestra. El campo de visión sólo recoge la luz que se

refleja en el objeto. La imagen que surge es la de la muestra iluminada y muy brillante sobre un contrastante fondo negro. En esta técnica no se utilizan colorantes ni fijadores, por lo que es “ideal para observar tanto células como microorganismos vivos y sus interacciones” (Flores Cisneros, 2016). Se puede utilizar para analizar muestras transparentes y sin manchas que resultan invisibles con una iluminación normal. Esta técnica es ideal para estudiar organismos acuáticos vivos, diatomeas, insectos pequeños, huesos, fibras, pelo, bacterias sin tinción, levaduras, células en cultivo de tejidos y protozoos.

También es posible observar muestras no biológicas, como “cristales de propiedades minerales y químicas, partículas coloidales, muestras de recuento de polvo y secciones finas de polímeros y cerámicas que contienen pequeñas inclusiones, diferencias de porosidad o gradientes de índice de refracción” (Grand, 2020).

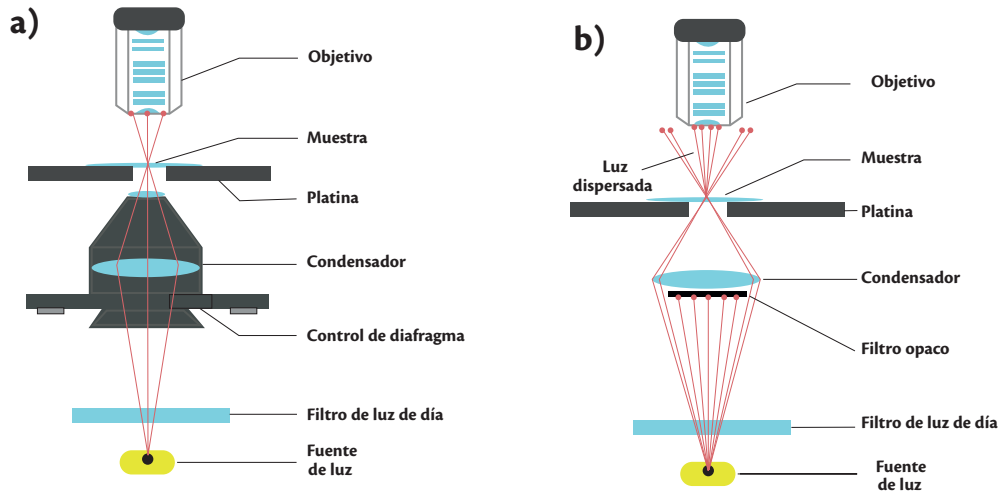


Figura 1. Esquema de la trayectoria óptica en a) microscopía de campo brillante y b) microscopía de campo oscuro. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM, modificado de “Materiales de laboratorio” (2020).

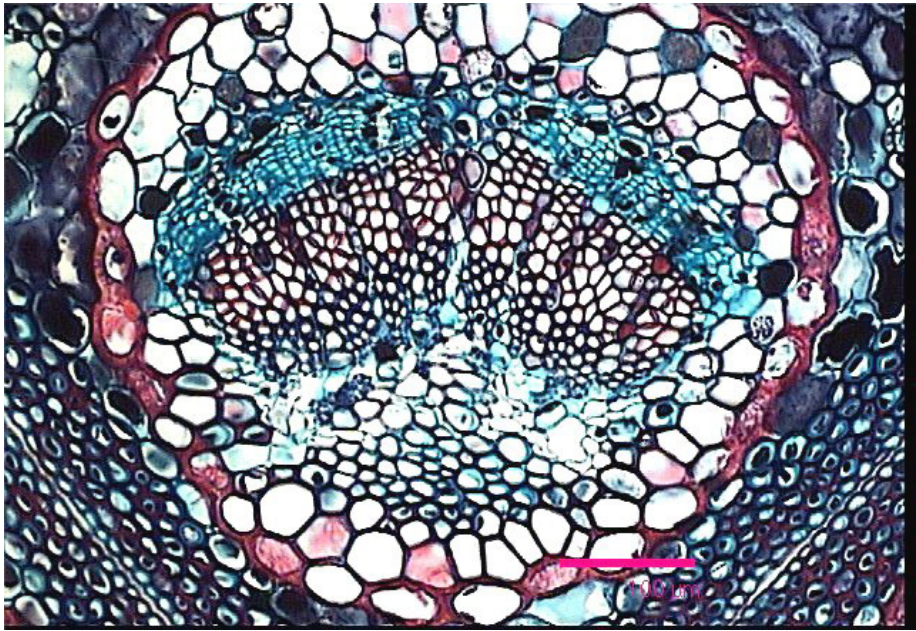


Figura 2. Sección transversal de acícula, haces vasculares con xilema y floema de *Pinus sp* a 200x en campo claro. Crédito de la imagen: Estela Sandoval Zapotitla.

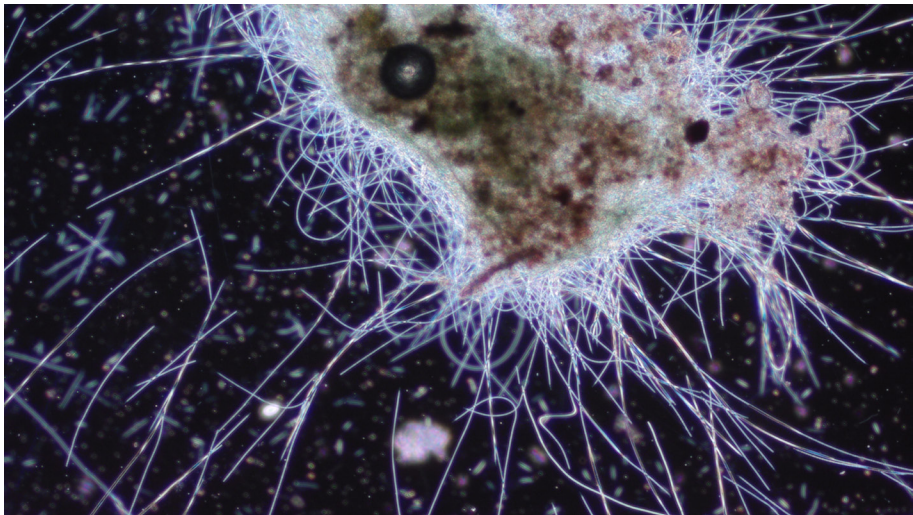


Figura 3. Cúmulo de algas verdi-azules en muestra de agua de estanque vistas en microscopía de campo oscuro. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.

Bibliografía

- Flores Cisneros, Luz del Carmen *et al.* (2016). "Microscopía, una aventura en miniatura". En *Diario Xalapa*. Universidad Veracruzana. Recuperado el 18 de mayo de 2023, de <https://www.uv.mx/cienciauv/blog/microscopiaaventuraenminiatura/>
- Grand, Alec de (2020). "¿Qué es la microscopía de campo oscuro?". Recuperado el 18 de mayo de 2023, de <https://www.olympus-lifescience.com/es/discovery/what-is-darkfield-microscopy/>
- "Materiales de laboratorio" (2020). Recuperado el 18 de mayo de 2023, de <https://materialesdelaboratoriohoy.us/metal/microscopio-de-campo-brillante/> el 18 de mayo de 2023.
- Narváez Armas, Daniel J. (s/f). "Técnicas especiales de microscopía", en *La microscopía: herramienta para estudiar células y tejidos*. Recuperado el 18 de mayo de 2023, de <http://www.medic.ula.ve/histologia/anexos/microscopweb/MONOWEB/capitulo6.htm>

2. Microscopía de contraste de fases y contraste por interferencia diferencial (DIC)

YANNIRE VÁZQUEZ BENÍTEZ

El físico holandés Fritz Zernike desarrolló un método de iluminación que llamó método de contraste de fases, que consiste en acelerar las ondas en $\frac{1}{4}$ de longitud; como resultado, la interferencia produce una imagen con detalles oscuros sobre un fondo claro, denominado contraste de fase oscuro o positivo. Otro método consiste en el efecto contrario, es decir, retrasar o disminuir la velocidad de la luz en $\frac{1}{4}$ de longitud de onda; la interferencia produce una imagen con detalles brillantes en un fondo oscuro, denominada contraste de fase brillante o negativo. Zernike aplicó ese método al microscopio, entre otras cosas, y demostró que podía aumentar considerablemente la visibilidad. Por esa aportación se le otorgó el Premio Nobel de Física en 1953.

En el microscopio de contraste de fase se coloca un anillo al condensador en la trayectoria del haz de iluminación, y la luz en el objetivo se guía a través de un anillo de fase (fig. 1a). Si la imagen del anillo del condensador y el anillo de fase se superponen, surgen condiciones de contraste de fase. Debido a la interferencia, los cambios de fase de la luz que pasa pueden hacerse visibles para aumentar el contraste en muestras semitransparentes. La imagen de contraste de fases es aplicable a células vivas en cultivos, microorganismos, cortes delgados de tejido, patrones litográficos, dispersiones de látex, fragmentos de vidrio y partículas subcelulares (incluyendo núcleos y otros organelos), donde la técnica revela estructuras que no son visibles en campo claro. Una ventaja de la microscopía de contraste de fases es que las células vivas pueden ser observadas en detalle sin la necesidad de teñirlas o usar fluoróforos.

Nomarski modificó en 1952 los prismas de Wollaston, de modo que la separación lateral fuera menor que el poder de resolución del microscopio. Colocó un polarizador seguido del prisma, donde la luz emitida desde la fuente se polariza linealmente y el haz de luz polarizado entra en un prisma específico del condensador que lo divide en dos rayos que vibran perpendiculares. Los rayos son paralelos, no pueden causar interferencia porque vibran perpendicularmente entre sí. El grosor variable y los índices de refracción del espécimen alteran las trayectorias de onda de los haces que luego entran en el objetivo, donde se enfocan por encima del plano focal trasero, y después entran en un segundo prisma que los combina. El analizador, que es un segundo polarizador, lleva las vibraciones de los haces al mismo plano y eje, causando frentes de onda entre los dos. Luego la luz viaja al ocular o a la cámara, donde se puede ver una imagen DIC con diferencias de intensidad y color (fig. 1b). Las imágenes de alta resolución con buen contraste producidas por DIC son mejores para visualizar muestras sin teñir. Generalmente se usa una fuente de luz infrarroja (IR) con DIC para obtener imágenes de muestras gruesas, ya que la luz IR penetra más profundamente en los tejidos que la luz visible debido a su longitud de onda más larga. Una ventaja de usar DIC sobre otras técnicas de contraste (como el contraste de fase) es que en DIC se utiliza la apertura completa del microscopio, ya que en el de contraste de fase el anillo del condensador restringe la apertura y reduce la resolución de la imagen.

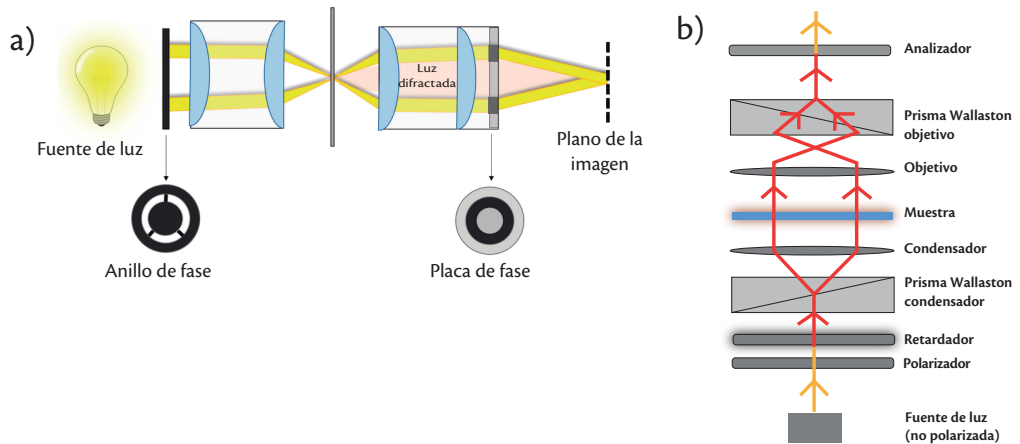


Figura 1. a) Trayectoria del haz de iluminación en la microscopía de contraste de fases; b) trayectoria del haz de iluminación de microscopía de contraste por interferencia diferencial. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM.



Figura 2. Copépodo visto por contraste de fases con 40x en muestra de agua de estanque. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.



Figura 3. Tricoma de hoja de *Arabidopsis thaliana* observado mediante la técnica DIC a color con una magnificación de 20x. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.

Para mayor información

- Burch, C.R., & J.P.P Stock (1942). Phase-contrast microscopy. *Journal of Scientific Instruments* 19 (5): 71.
- Mann C., L. Yu, C.M. Lo, M. Kim (2005). High-resolution quantitative phase-contrast microscopy by digital holography. *Opt Express* 31; 13 (22): 8693-8698. [http:// 10.1364/opex.13.008693](http://10.1364/opex.13.008693). PMID: 19498901.
- Murphy, D. (2001). "Differential interference contrast (DIC) microscopy and modulation contrast microscopy". *Fundamentals of Light Microscopy and Digital Imaging* (pp. 153-168). Wiley-Liss.
- Blystone R. (2003). [www.Cell Biology Education](http://www.CellBiologyEducation.com). *Cell Biology Education* 2: 214-219. <https://doi.org/10.1187/cbe.03-10-0043>

3. Microscopía de luz polarizada

YANNIRE VÁZQUEZ BENÍTEZ

Y HAYDEÉ OLINCA HERNÁNDEZ AVIÑA

El microscopio de luz polarizada revela el orden de orientación en estructuras moleculares dentro de células vivas, tejidos y organismos completos. Es especialmente útil en el monitoreo y análisis de las primeras etapas de desarrollo de los organismos, gracias a su capacidad para observar estructuras biológicas que exhiben una alineación característica de su arquitectura molecular. El microscopio de luz polarizada está diseñado para observar y fotografiar especímenes que son visibles principalmente por su naturaleza ópticamente anisotrópica.

En contraste con los materiales isótropos, que tienen átomos uniformemente organizados y propiedades ópticas consistentes en todas las direcciones, los materiales anisótropos presentan una organización asimétrica y propiedades ópticas que varían según la dirección. Cuando la luz incide en un material anisótropo, puede experimentar el fenómeno de la doble refracción o birrefringencia, lo que implica la propagación de dos rayos refractados distintos con vibraciones en planos diferentes y velocidades diferentes en el interior del material. El microscopio de luz polarizada se utiliza para estudiar y fotografiar especímenes que no son visibles debido a su naturaleza ópticamente anisotrópica, de allí su uso en cristalografía. El microscopio de polarización incluye un polarizador y un analizador (un segundo polarizador; fig. 1). El polarizador se coloca delante de la muestra, en la trayectoria de la luz, mientras que el analizador se sitúa en la trayectoria óptica entre la apertura posterior del objetivo y los tubos de observación o el puerto de la cámara. La luz proveniente de la fuente de iluminación pasa a través del filtro polarizador, las ondas y su campo eléctrico oscilan en un mismo plano, lo cual se conoce

como plano de polarización. El polarizador solo permite el paso de la luz que vibra en un plano específico, es decir, en un eje de polarización determinado. Esto genera contraste en las imágenes observadas en el microscopio, ya que la luz polarizada interactúa con la muestra birrefringente en ese plano. Es importante destacar que el uso de polarizadores y analizadores en el microscopio de polarización permite controlar la dirección y el plano de polarización de la luz, lo que proporciona información valiosa sobre la estructura y las propiedades ópticas de la muestra.

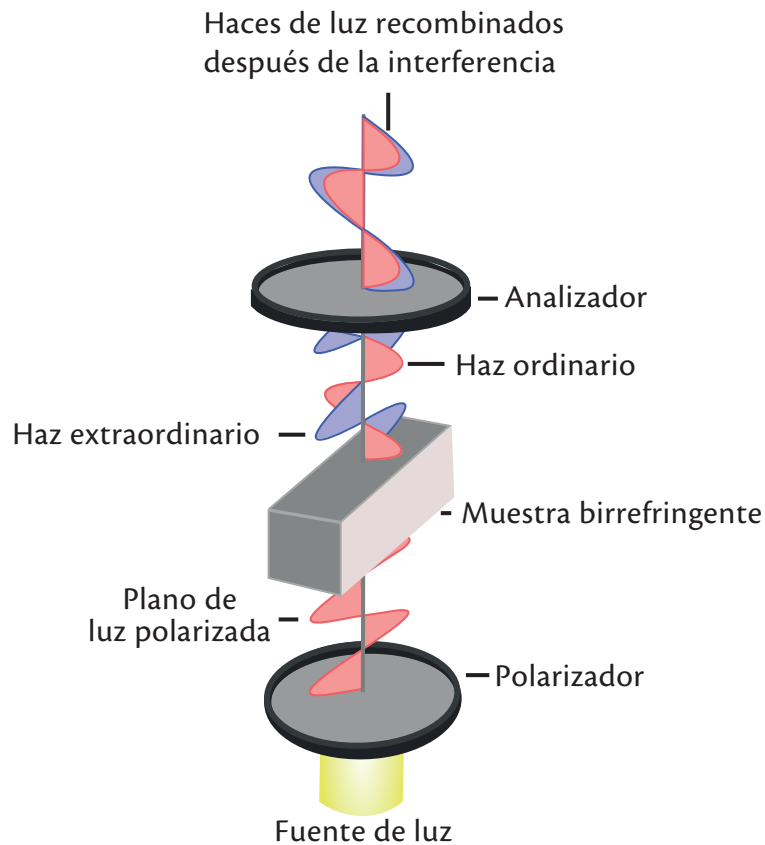


Figura 1. Disposición óptica esquemática de un microscopio polarizador convencional. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM.

Comparada con las otras técnicas de incremento de contraste, el uso de la luz polarizada es la más efectiva en el estudio de muestras ricas en materiales birrefringentes. La microscopía de luz polarizada también puede proporcionar información sobre el color de absorción y los límites del camino óptico entre minerales de diferentes índices de refracción, de forma similar a la iluminación de campo brillante, pero la técnica también puede distinguir entre sustancias isotrópicas y anisotrópicas. Además, la mejora del contraste explota las propiedades ópticas específicas de la anisotropía y revela información detallada sobre la estructura y composición de los materiales, lo que resulta muy valioso para la identificación y el diagnóstico.

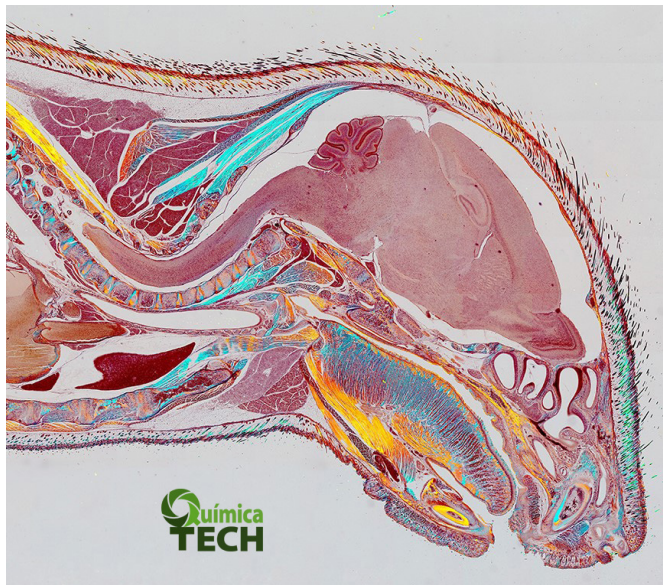


Figura 2. Corte de un feto de ratón sin teñir en donde los colores observados son el producto del estrés mecánico que hay en los tejidos y que pueden ser contrastados usando luz polarizada transmitida. Crédito de la imagen: Química Tech, S.A. de C.V.



Figura 3. Cristales de 8-Hidroxiquinolato de aluminio vistos con luz polarizada a 30x. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.

Para más información

Koike-Tani M., T. Tani, S.B. Mehta, A. Verma & R. Oldenbourg (2015). Polarized light microscopy in reproductive and developmental biology. *Molecular reproduction and development* 82 (7-8): 548-562.

4. Microscopía de fluorescencia de campo amplio

DIANA ITZÉ MOJICA SANTAMARÍA
Y MIGUEL TAPIA RODRÍGUEZ

La microscopía de fluorescencia es una técnica utilizada para visualizar y estudiar muestras biológicas que contienen fluoróforos, moléculas que generalmente emiten luz visible cuando son excitadas por la luz de cierta longitud de onda, usualmente más pequeña y de mayor energía. Para esta técnica se utilizan fuentes de energía de alta potencia, y para el caso de luz blanca se requiere el uso de un aditamento en el microscopio llamado *cubo de fluorescencia*, el cual contiene filtros que aíslan los espectros de luz de excitación y de emisión, y un divisor de haz; el cubo de fluorescencia proporciona la especificidad en la observación de las muestras a estudiar en el microscopio. Por su parte, las tinciones fluorescentes también pueden proporcionar una gran versatilidad, lo que permite obtener información detallada sobre la ubicación y distribución de diversos componentes de interés dentro de la muestra de estudio.

Técnicamente, microscopía de fluorescencia y epifluorescencia son variantes conceptuales de lo que es la microscopía de fluorescencia de campo amplio, en donde la luz de excitación generada por la fuente de iluminación, filtrada por el filtro de excitación y desviada por el divisor de haz, viaja a través del lente objetivo y atraviesa el espécimen, irradiando todo aquello que se encuentre en la trayectoria de iluminación. Las moléculas que sean susceptibles de ser excitadas por la luz de excitación emitirán fluorescencia, la cual se dispersará en todas direcciones; parte de la radiación emitida entrará al lente objetivo y viajará hasta el cubo de fluorescencia, donde atravesará el divisor de haz y será filtrada por el filtro de emisión; debido a que la trayectoria de emisión se encuentra

paralela con relación al eje óptico del lente objetivo, toda la luz de emisión que es captada por éste corresponde a todos los planos focales en el plano axial, los cuales llegan de manera simultánea a la lente ocular, razón por la que se denomina *fluorescencia de campo amplio* (fig. 1).

En la actualidad la microscopía de fluorescencia de campo amplio es la base para la mayoría de las metodologías con fluorescencia más avanzadas; al ser sus fuentes de iluminación las menos costosas, es ideal para la estandarización de protocolos con tinciones fluorescentes sencillas o múltiples; también se pueden realizar experimentos de monitoreo de biomoléculas, de expresión génica, de viabilidad celular, de monitoreo de voltaje transmembranal, trazado de vías anatómicas, entre otros. Sin embargo, una de sus limitantes es que, al estar constituidas por una gran cantidad de planos adicionales al plano focal principal, las imágenes adquiridas con esta metodología generalmente tienen elementos en distintos planos focales (desenfocados), además de la luz difractada de otros planos que genera un ruido de luz que afecta el contraste de la misma. No obstante, la microscopía de fluorescencia de campo amplio continúa (y continuará) siendo una de las metodologías más utilizadas en investigación.

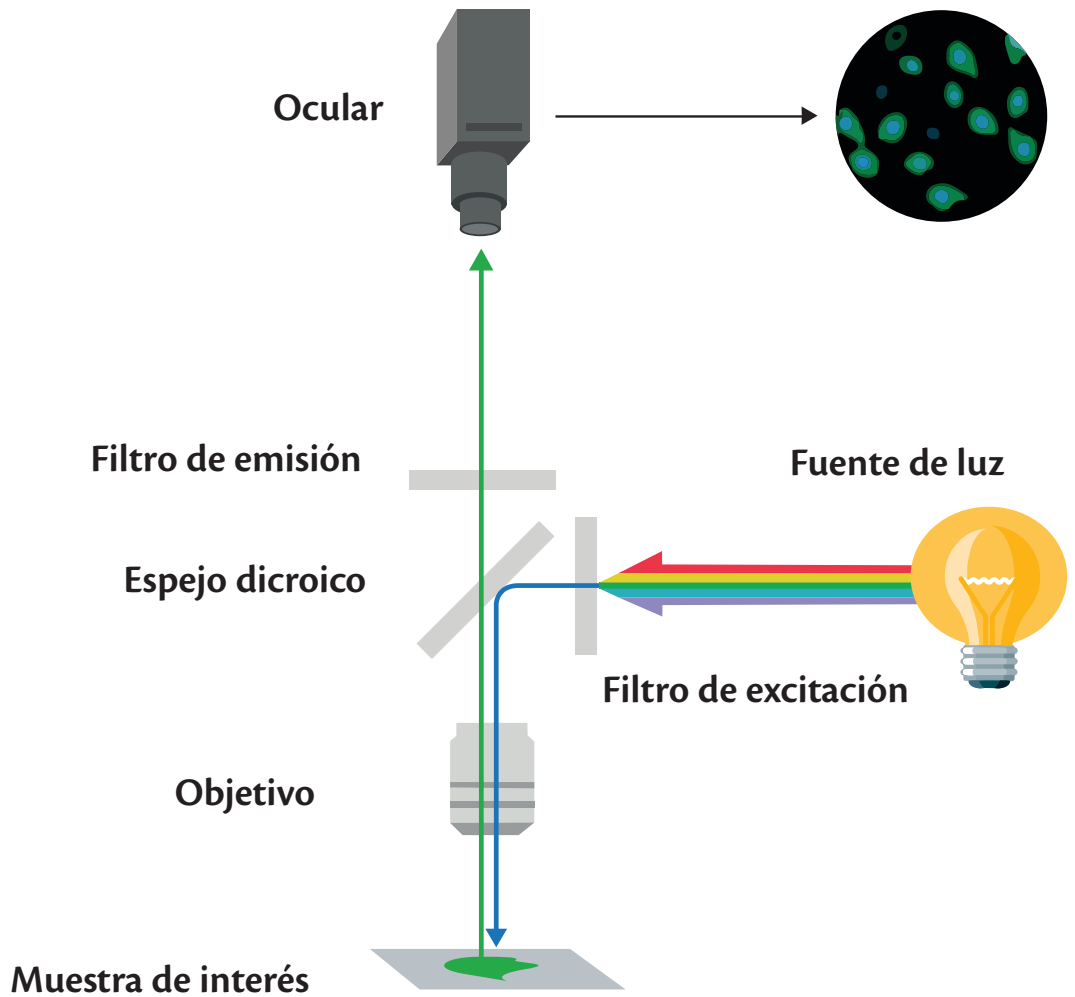


Figura 1. Representación esquemática del diseño de un microscopio de fluorescencia y micrografía. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM.

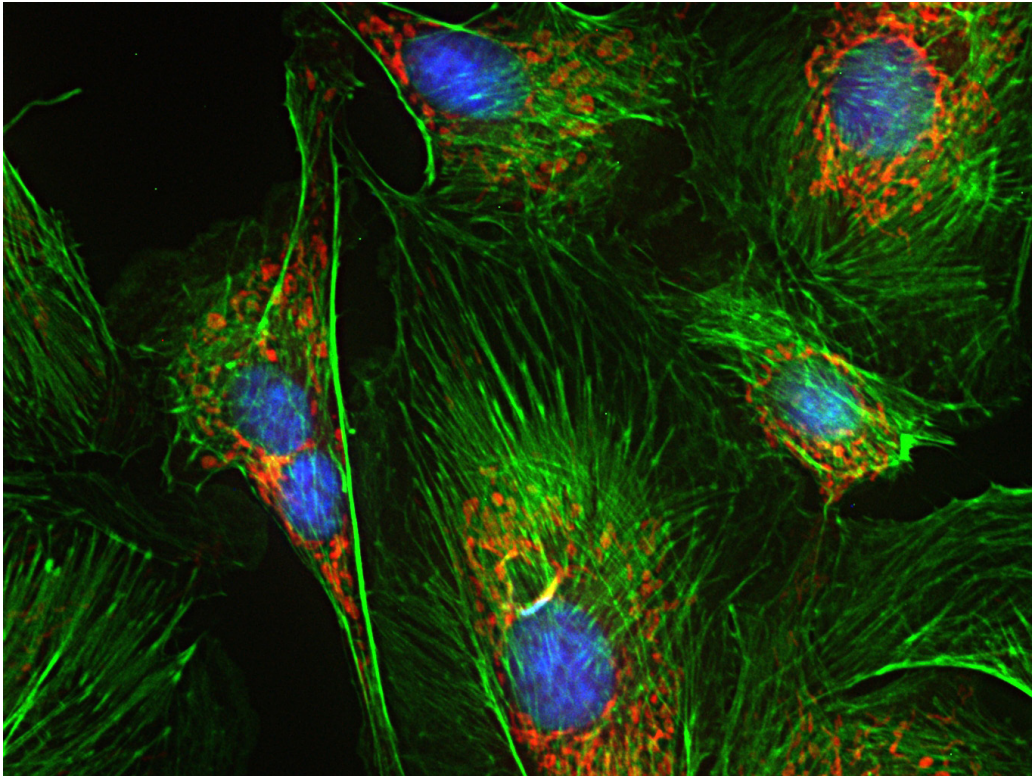


Figura 2. Células endoteliales de pulmón de bovino (BPAE). Marcaje con DAPI en núcleos, Texas-red en mitocondria y Fluor-488 en faloidina. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.



Figura 3. Corte transversal de una hoja de *Aloe vera* en fluorescencia (esta imagen ganó el premio *People award* del concurso de la Microscopy Society of America en el 2020). Crédito de la imagen: Química Tech S.A. de C.V.

Para más información

Sanderson, M.J., *et al.* Fluorescence Microscopy. *Cold Spring Harb Protoc* 2014; doi: 10.1101/pdb.top071795

Ogundele O. M., *et al.* Principles of Fluorescence Microscopy. *World J Young Researchers* 2013; 3 (1): 21.

Lichtman J, Conchello J-A. Fluorescence Microscopy. *Nature methods* 2005; 2 (12): 910-9.

5. Microscopía confocal

MARCO TULLIO SOLANO DE LA CRUZ

Y MÓNICA RAMÍREZ VÁZQUEZ

La microscopía confocal emplea el mismo principio de la fluorescencia, incrementando el contraste con la posibilidad de reconstruir imágenes tridimensionales. Es una técnica desarrollada por Marvin Minsky a finales de los años 1950. Los principios que Minsky propone son tres: a) *iluminar un punto de la muestra*, b) *recoger la luz dispersada por este punto* y c) *realizar un barrido del plano focal punto por punto para obtener la imagen* (Minsky, 1988; Elliott, 2020). Para cumplir con estos principios, un microscopio confocal debe tener ciertos elementos indispensables para su funcionamiento; i) la iluminación por láseres monocromáticos de distintas longitudes de onda, ii) pinhole (“orificio limitante” o “diafragma de detección”), cuya función es la de impedir o bloquear el paso de aquella luz que no proceda de los planos de la muestra fuera de foco, y iii) fotomultiplicadores.

En términos generales, funciona de la siguiente manera: un láser de cierta longitud de onda es reflejado mediante un espejo dicróico y con la lente de un objetivo es enfocado en la muestra; ésta absorbe la energía y emite luz propia en otra longitud de onda que vuelve por el mismo camino óptico y pasa el pinhole hasta el fotomultiplicador, donde la señal será amplificada, permitiendo obtener la captura de una serie de imágenes en distintos planos focales. Se considera una técnica no invasiva debido a que es posible observar muestras gruesas realizando secciones ópticas en distintos planos focales del material observado (Paddock, 2001). Esta técnica de microscopía posibilita el estudio tridimensional de las muestras, incluyendo su interior, y en determinados materiales permite la obtención de imágenes de su superficie empleando la reflexión. Es posible moverse en distintas direcciones (xy , xyz , xyt y $xyzt$) de la muestra para escanear o recorrer su contenido a través del punto de iluminación y construir una imagen única resultante con la información captada por el detector.

Con la microscopía confocal se abren muchas posibilidades en el estudio de muestras *in vivo* a lo largo de un intervalo de tiempo o para la localización de distintos marcapos en una región específica. Permite capturar imágenes de alta resolución al interior de una muestra, por ejemplo, imágenes al interior de los tejidos con distintos niveles de profundidad y varios marcapos fluorescentes simultáneos que permiten evidenciar distintos procesos, como la presencia de proteínas, pruebas de fármacos en cultivos celulares, entre muchas otras aplicaciones.

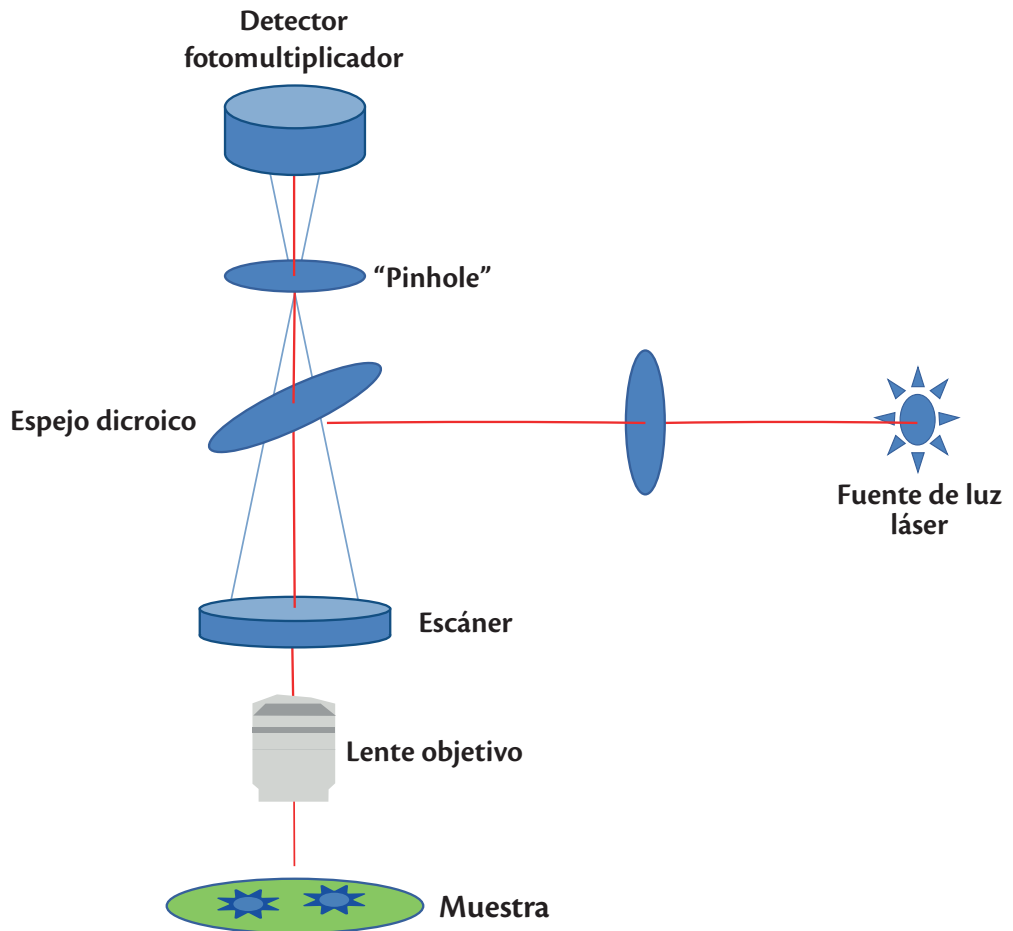


Figura 1. Esquema general de la microscopía confocal, basado en Elliott (2020). Crédito de la imagen: Marco Tulio Solano de la Cruz.

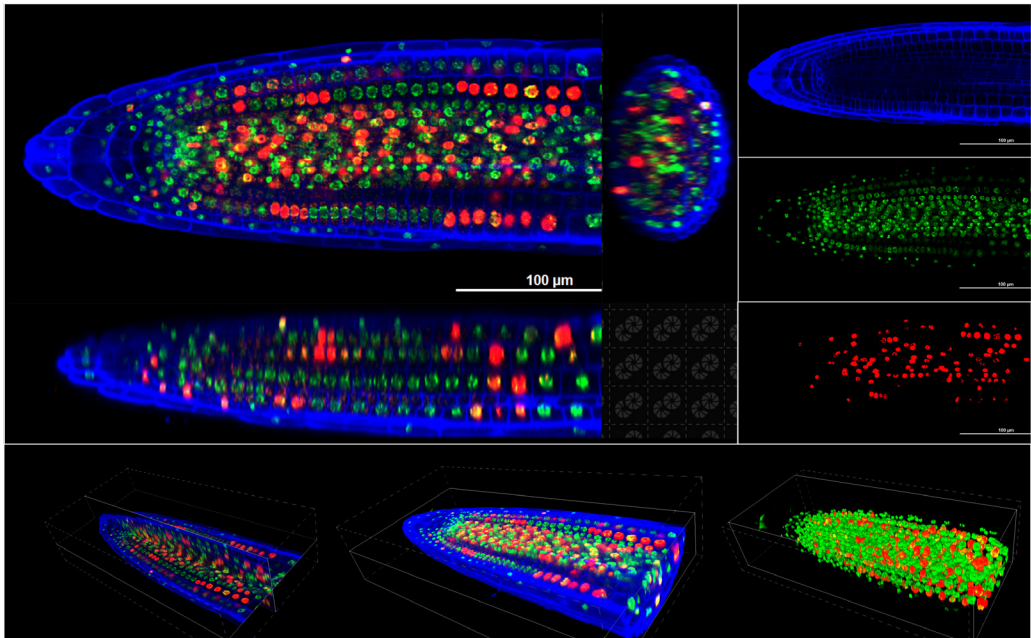


Figura 2. Raíz de *Arabidopsis thaliana* observada en microscopía confocal con marcaje con Eterneon-647 a núcleos en fase-S, con SYTOX-green núcleos celulares totales y con SR2200 para marcar pared celular. Las imágenes fueron adquiridas en el Laboratorio Nacional de Microscopía Avanzada, CMN SXXI-IMSS. Créditos de la imagen: José Irepan Reyes Olalde, Vadim Pérez Koldenkova y Gastón Contreras Jiménez .

Bibliografía

- Elliott, A.D. (2020). Confocal Microscopy: Principles and Modern Practices. *Curr Protoc Cytom* 92 (1): e68. <https://doi.org/10.1002/cpcy.68>
- Minsky, M. (1988). Memoir on inventing the con-focal scanning microscope. *Scanning*10: 128-138. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/sca.4950100403>
- Paddock, S. (2001). "Confocal Laser Scanning Light Microscopy". *Encyclopedia of Life Sciences*. John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1038/npg.els.0002993>

6. Microscopía confocal de disco giratorio

MARCO TULLIO SOLANO DE LA CRUZ

Y JAIME ARTURO PIMENTEL CABRERA

A diferencia del confocal de la clase LSCM, donde la imagen se forma punto a punto y un solo *pinhole* asegura que la luz registrada en cada voxel $I(x, y, z)$ provenga del punto central de la PSF, la técnica confocal de disco giratorio (*Spinning disk confocal microscopy*, SDCM) integra un sistema de múltiples pinholes que permite recolectar de forma simultánea información proveniente de cientos de PSF. La primera versión de SDCM fue desarrollada por Mojmir Petráň (Petran *et al.*, 1968), quien incorporó un disco de Nipkow –un disco plano y circular con una serie de pequeñas perforaciones ($\sim 1\%$ de su superficie) dispuestas en forma de espiral desde el centro hacia el exterior– a un microscopio óptico, logrando, mediante cientos de pinholes perforados en un disco, el procesamiento paralelo de la señal luminosa y preservando la confocalidad de la luz registrada (Elliot *et al.*, 2022). Años más tarde, la compañía Yokogawa agregó un segundo disco con cientos de microlentes integrados a un disco con arquitectura Nipkow, que incrementó notablemente (fig. 1) la eficiencia en la transmisión de la luz de excitación hacia la muestra (Favro *et al.*, 1992; Gräf *et al.*, 2005; Tanaami, 2002).

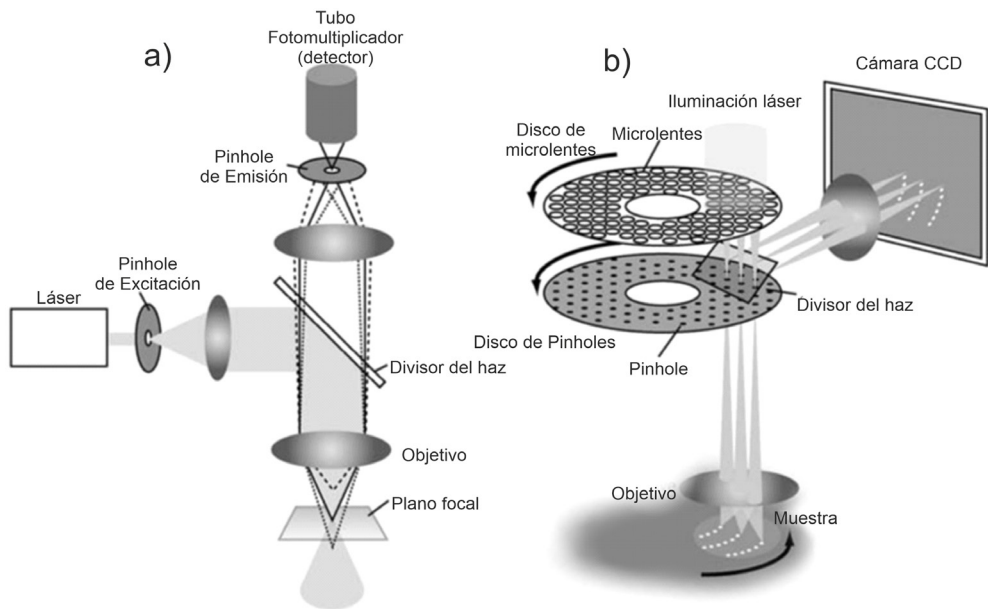


Figura 1. Principios operacionales del confocal LSCM; a) comparados con el del SDCM Yokogawa CSU 10; b) figura original publicada por Gräf *et al.* 2005.

El SDCM permite registrar imágenes confocales a una velocidad mucho más alta que el LSCM, y al mismo tiempo minimiza el daño por iluminación excesiva en la muestra; no obstante, existen diversos factores a considerar en su uso (cuadro).

Cuadro. Comparativa entre SDCM y LSCM. Información disponible en Spinning Disk confocal CSU.

Factor	SDCM	LSCM	Epifluorescencia de campo amplio
Tipo de muestreo	Paralelo con Microlentes para eficientar la óptica.	Unidimensional punto a punto	No aplica
Fuente de luz	Láser		Lámpara Hg o Xenon, Led's.
Detector	CCD, EMCCD	PMT	CCD, EMCCD
Velocidad de cuadro	2000 fps	~1 fps	No aplica
Fotoblanqueo / Fototoxicidad	Baja	Alta	Bajo
Confocalidad	Alta	Muy alta (límite óptico)	No aplica
Calidad de imagen (SNR)	Alta (fija)	Muy alta (ajustable)	Baja

En resumen, un microscopio del tipo SDCM es una herramienta muy versátil que ofrece ventajas cuando la muestra tiene una buena relación señal-ruido, cuando se quiere escanear regiones muy amplias con alta resolución espacial, o cuando se busca registrar eventos con alta resolución temporal. En situaciones con pobre SNR, baja resolución temporal o que requieren una resolución espacial cercana al límite óptico, los microscopios del tipo LSMC tienen mejor desempeño.

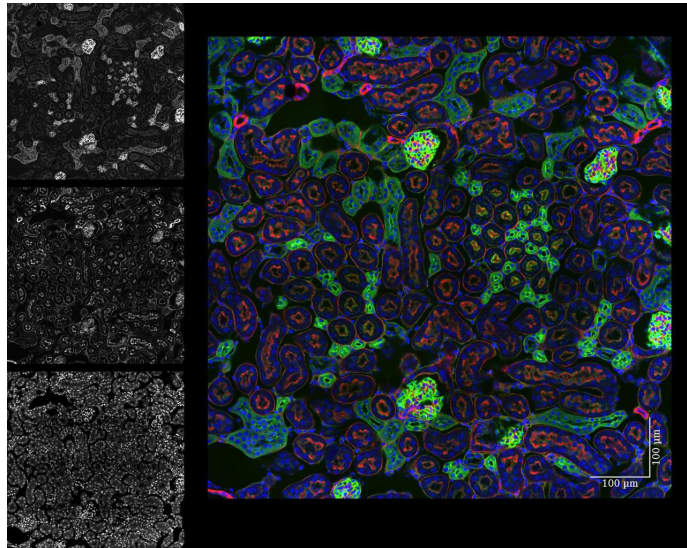


Figura 2. Mosaico y protección en Z construido a partir de 16 campos de observación adyacentes. Cada campo mide 130 μm y contiene 8 planos focales distintos. Las imágenes fueron adquiridas en menos de 3 minutos usando un 63X Oil/1.4 N.A. montado en un microscopio SDCM de la marca 3I con cabezal confocal CSU1 de la marca Yokogawa (LNMA, IBt-UNAM). La muestra es una sección de riñón de ratón teñida con Alexa Fluor 488 WGA, Alexa Fluor 568 Phalloidin y DAPI. Invitrogen Fluo Cells™ prepared Slide 3, F24630. Crédito de la imagen: Jaime Arturo Pimentel Cabrera.

Bibliografía

- Elliott A.D. (2020). Confocal Microscopy: Principles and Modern Practices. *Curr Protoc Cytom* 92 (1): e68. doi: 10.1002/cpcy.68. PMID: 31876974; PMCID: PMC6961134.
- Gräf, R., J. Rietdorf y T. Zimmermann (2005). Live cell spinning disk microscopy. *Adv Biochem Eng Biotechnol* 95: 57-75. doi: 10.1007/b102210. PMID: 16080265.
- Tanaami, T., S. Otsuki, N. Tomosada, Y. Kosugi, M. Shimizu y H. Ishida (2002). High-speed 1-frame/ms scanning confocal microscope with a microlens and Nipkow disks. *Appl Opt* 41: 4704-4708.

7. Microdissección láser

GASTÓN CONTRERAS JIMÉNEZ

Los estudios a nivel celular se han profundizado gracias a la invención del microscopio óptico, pues con este instrumento fue posible observar estructuras que son invisibles a simple vista y que nuestro ojo humano es incapaz de percibir con detalle.

Una de las técnicas de análisis que nos permite realizar estudios en tejidos a nivel celular es la microdissección láser, una técnica que hace uso de un haz láser para realizar cortes tan finos como el tamaño de una célula. La microdissección láser es utilizada principalmente para procesar muestras sólidas en las cuales se busca aislar de manera muy selectiva una región del tejido, por ejemplo, delimitar una población de glóbulos blancos a partir de un frotis sanguíneo, o incluso delimitar una célula individual a partir de una mezcla de células diversas, todo ello sin intervenir directamente la muestra y manteniendo su integridad al máximo. El tejido aislado es procesado para realizar análisis específicos posteriores, como la genómica (análisis de genes en muestras de ADN), transcriptómica (análisis de transcritos de ARN para identificar los genes que codifican para ciertas proteínas y se expresan diferencialmente en el tiempo y/o en el espacio), proteómica (análisis de proteínas de una muestra en un estado de desarrollo específico o inducido), metabolómica (análisis de metabolitos o sustancias traza en la muestra, presencia de toxinas, hormonas, vitaminas, minerales), etc. La tecnología de microdissección láser ha sido desarrollada en varias modalidades de acuerdo a la compatibilidad con el tratamiento de la muestra, y por el sello distintivo de la empresa que adquirió las respectivas patentes; así, existe la microdissección láser y catapulte por presión (tecnología de Carl Zeiss, en la que se corta el tejido y éste se proyecta con presión hacia el tubo colector), la microdissección láser por gravedad (tecnología de Leica Microsystems, en donde el tejido cortado cae por efecto de la gravedad hacia un tubo colector) y la microdissección por

captura láser (LCM, siglas en inglés de *Laser Capture Microdissection*, tecnología ahora de Thermo Fisher Scientific), desarrollada por Emmert-Buck y colaboradores (1996), con la cual el tejido es extraído mediante la adhesión térmica en un tapón de plástico que luego se transfiere a un tubo colector. En comparación con la técnica de catapulte y con la de gravedad, la LCM permite una extracción más fiable en términos de confirmar la extracción del tejido después del corte.

A diferencia de otras técnicas de aislamiento celular, como la citometría de flujo y la micromanipulación asistida, la microdissección láser se destaca por no interferir con la morfología de las células ni separarlas en protoplastos, lo que pudiera ocasionar una intervención en los componentes celulares o incluso provocar la degradación molecular (aunque ciertamente, mientras se procese un tejido con los agentes fijadores correctos, se disminuye la probabilidad de dañar y modificar la muestra de interés). Uno de los inconvenientes de la microdissección láser es que el corte se realiza desde un eje, es decir, el corte es siempre perpendicular a la muestra. Entonces, para llevar a cabo aislamientos celulares específicos, es recomendable realizar secciones histológicas de los tejidos con el espesor adecuado para delimitar una sola capa celular, de lo contrario, se corre el riesgo de extraer más de un tipo celular. De tal manera, la microdissección láser está fuertemente acompañada de un pretratamiento de muestras mediante técnicas de histología e histoquímica (seccionamiento con microtomos y tinciones de tejidos, respectivamente).

La LCM se puede usar en cualquier tejido biológico (animal, vegetal, bacterias, hongos, etc.), ya sea fijado o vivo; incluso con la LCM es posible aislar células vivas individuales a partir de cultivos celulares heterogéneos en cajas Petri, con el propósito de propagar un linaje celular específico. Otra de sus grandes aplicaciones es el estudio del cáncer mediante el análisis de tejidos tumorales en los que se puede estudiar los componentes moleculares que pueden estar asociados a distintos tipos de comportamiento celular anómalo en comparación con las células sanas circundantes. También se busca identificar genes que están activos en etapas previas, durante y posteriores a la formación de tumores.

Algunos investigadores han hecho uso de la LCM para extraer ARN de tejidos de cerebro de ratón con el propósito de realizar un estudio del perfil de la expresión genética de poblaciones celulares discretas (Wang, W.Z. *et al.*, 2009); también se han realizado estudios transcripcionales comparativos en células estromales y epiteliales en muestras humanas, para el seguimiento del potencial metastásico en el cáncer de próstata (Tyekucheva, S. *et al.*, 2017), e incluso se ha utilizado en el estudio de la respuesta en plantas a la infección de patógenos como nematodos y hongos (Raffaella B. *et al.*, 2009).

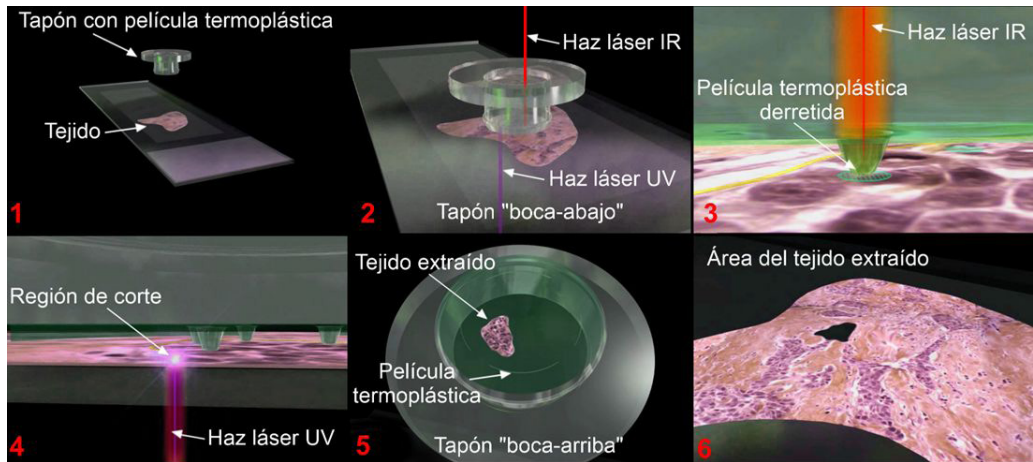


Figura 1. Proceso de extracción y corte de una muestra mediante microdissección y captura láser. 1) La muestra es colocada en un portaobjetos. 2) El tapón hace contacto directo con la muestra a extraer. 3) El haz láser IR provoca el derretimiento de la película termoplástica del tapón, adhiriéndose a la muestra. 4) El haz láser UV corta o disecciona alrededor de la muestra previamente adherida al tapón, separando así la región deseada del resto de la muestra. 5) La región o tejido extraído se queda adherida en el tapón. 6) La muestra que no fue adherida al tapón se queda en el portaobjetos, mostrando así la ausencia de la fracción extraída. Adaptado del video promocional del ArcturusXT, Thermo Fisher Scientific, Inc.

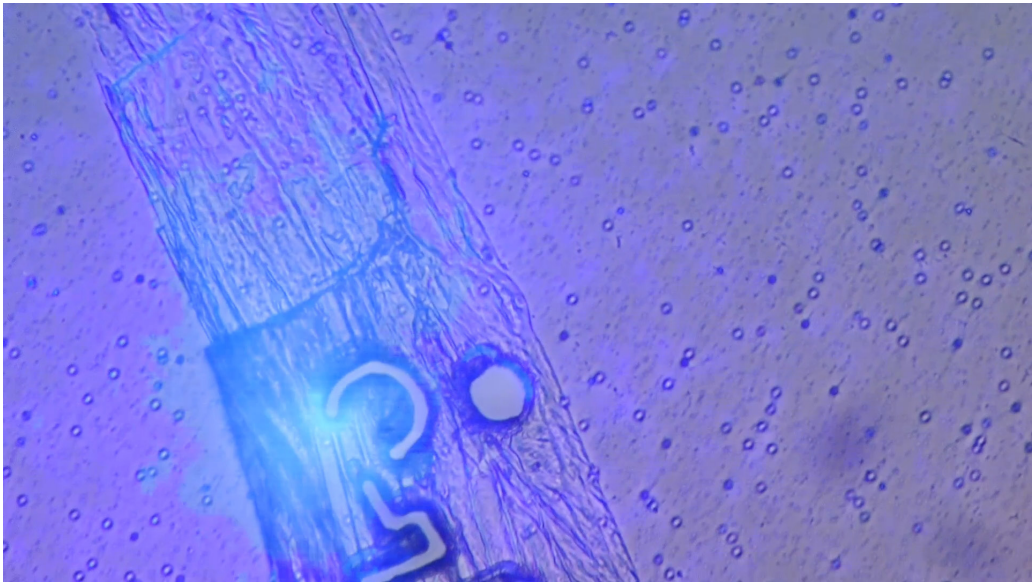


Figura 2. Microdissección láser de región circular de la raíz de *Arabidopsis thaliana* en la zona de diferenciación. Crédito de la imagen: Gastón Contreras Jiménez.

Para profundizar más

- Emmert-Buck, M.R. *et al.* (1996). Laser capture microdissection. *Science* 8; 274(5289): 998-1001.
- Wang, WZ. *et al.* (2009). High quality RNA from multiple brain regions simultaneously acquired by laser capture microdissection. *BMC Molecular Biology* 10, 69.
- Tyekucheva, S. *et al.* (2017). Stromal and epithelial transcriptional map of initiation progression and metastatic potential of human prostate cancer. *Nature Communications* 8, 420.
- Raffaella B. *et al.* (2009). Application of Laser Microdissection to plant pathogenic and symbiotic interactions. *Journal of Plant Interactions* 4: 2: 81-92.

8. Microscopía de superresolución

DIANA ITZÉ MOJICA SANTAMARÍA

La microscopía de superresolución (SRM, siglas en inglés de *Super-Resolution Microscopy*) es un conjunto de técnicas avanzadas de imagen que superan el límite de resolución de la microscopía óptica convencional. Los microscopios ópticos tradicionales se ven limitados por la difracción y la interferencia de la luz, fenómenos que ocurren cuando la luz pasa por una abertura pequeña (como el lente de un microscopio) y se propaga en forma de ondas. Este fenómeno limita la capacidad del microscopio para distinguir estructuras que están muy cerca entre sí. Según los estudios descritos por el físico alemán Ernst Karl Abbe a finales del siglo XIX, existe un límite teórico para la resolución óptica, conocido como límite de difracción, que significa que las estructuras que están más cerca entre sí que aproximadamente la mitad de la longitud de onda de la luz utilizada para la imagen, se mezclarán y no podrán ser distinguidas por el microscopio óptico convencional.

Por otro lado, la microscopía electrónica, a pesar de su capacidad para lograr una resolución mucho mejor en órdenes de magnitud, suele verse obstaculizada por la dificultad en la preparación de muestras y para etiquetar e identificar moléculas y estructuras específicas. Por lo tanto, los físicos buscaron formas de superar la barrera de resolución y cerrar la brecha entre la microscopía óptica y electrónica. La SRM sobrepasa el límite de difracción, permitiendo distinguir estructuras que están más cerca entre sí que el límite de difracción, y, por lo tanto, la visualización de la organización subcelular a un gran nivel de detalle nanométrico que antes sólo era posible con microscopía electrónica; a la vez, retiene las ventajas de la microscopía óptica, como en cuanto a la conservación de la muestra. La SRM permite extraer información cuantitativa sobre la distribución espacial

y el número absoluto de proteínas u otras macromoléculas dentro de compartimentos subcelulares. Estas técnicas de superresolución, como la microscopía de depleción de la emisión estimulada (STED), la microscopía de estructuración iluminada (SIM) y la microscopía de reconstrucción óptica estocástica (STORM), emplean diferentes enfoques para superar el límite de difracción y mejorar la resolución de la imagen. Al utilizar métodos como la extinción de la emisión estimulada o de la iluminación estructurada, estas técnicas permiten obtener imágenes detalladas de estructuras a nivel nanométrico.

Microscopio de depleción de la emisión estimulada

En la microscopía STED (*Stimulated emission depletion microscopy*), una sonda fluorescente es primero excitada por un láser y llevada de un estado basal a un estado excitado (estado *OFF* y estado *ON*, respectivamente). Después es desexcitada (regresada al estado *OFF*) mediante la emisión estimulada (SE) o de manera espontánea mediante la emisión de fluorescencia. Para forzar eficientemente a un fluoróforo al estado *OFF*, la SE tiene que ganar la competencia contra la emisión espontánea, que ocurre apenas unos nanosegundos después del evento de excitación. Para lograr esto, se utiliza un segundo láser de depleción que está configurado para apagar selectivamente la emisión fluorescente de todas las moléculas, excepto de una pequeña región de interés en el centro del punto focal. Esta luz de depleción interactúa con las moléculas excitadas y las lleva rápidamente a su estado fundamental sin emitir luz fluorescente. Al hacer esto, se “apaga” la emisión fluorescente de las moléculas fuera de la región de interés y se reduce el tamaño efectivo del punto focal, permitiendo así una mayor resolución espacial. Al escanear el láser de depleción alrededor de la muestra se puede construir una imagen detallada de alta resolución de la región de interés.

Microscopía de estructuración iluminada

Esta técnica (*Structured illumination microscopy*, SIM) se basa en la excitación de la muestra con un patrón espacialmente estructurado de luz conocido y en la generación de patrones de interferencia conocidos como efecto *Moiré*. Se adquieren diferentes imágenes, y, mediante la deconvolución matemática de la señal de interferencia, se obtiene una

imagen de superresolución. Con esta técnica se puede lograr una mejora de dos veces en la resolución (aproximadamente 120 nm). La alta resolución temporal y la baja potencia de iluminación de SIM permiten la obtención de imágenes en células vivas.

Microscopía de reconstrucción óptica estocástica

Esta microscopía (*Stochastic Optical Reconstruction Microscopy*, STORM) es de las técnicas de microscopía de superresolución más utilizadas para obtener imágenes de moléculas individuales. Se basa en la activación de fluoróforos individuales con propiedades particulares; los fluoróforos “parpadean” mediante un proceso de activación desde un estado apagado (*OFF*) a un estado emisión (*ON*), seguido por el regreso al estado *OFF*. Este proceso es repetido muchas veces mientras se realiza la captura de miles de fotografías digitales durante dicho proceso. En esta técnica, los fluoróforos individuales deben estar dispersos entre sí para que solo una molécula se active. Durante el proceso de reconstrucción de STORM, las moléculas pueden ser localizadas con precisión al determinar las coordenadas de su posición a partir de los fotones que son detectados en cada evento de activación. La técnica STORM produce imágenes con detalle nanométrico, por lo que es útil cuando se quiere analizar con mucho detalle estructuras como los complejos proteicos.

En el texto anterior únicamente se abordaron tres tipos de microscopías de superresolución, pero no son las únicas; el tipo de microscopía que se utilice dependerá del tipo de muestra y lo que se quiera analizar. Por ejemplo, la microscopía STED se puede utilizar con preparaciones biológicas convencionales, pero la fluorescencia de la muestra debe permitir tolerar intensidades de excitación altas, mientras que la microscopía SIM, aunque únicamente duplica la resolución, es compatible con preparaciones biológicas convencionales y con condiciones de captura estándar. La microscopía STORM, por su parte, requiere una preparación de muestra especial, y aunque los tiempos de imagen suelen ser más largos que los utilizados en la microscopía STED para la generación de una imagen, generalmente la intensidad de excitación no es tan alta, lo que permite crear una imagen de manera relativamente sencilla. Las técnicas de superresolución fueron galardonadas con el premio Nobel en Química en 2014.

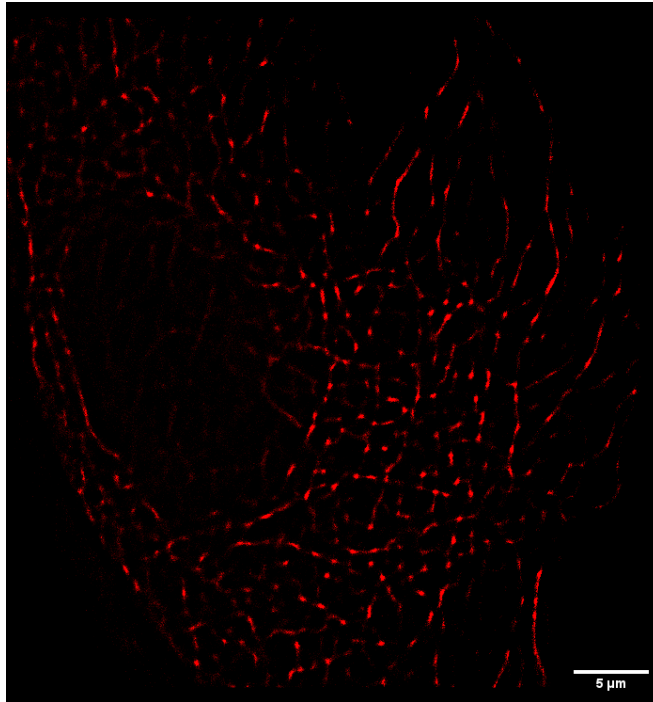


Figura 1. Estructuras de alfa-tubulina de células HeLa en microscopía de superresolución N-STORM adquiridas en la Unidad de Microscopía, IIBO-UNAM. Crédito de la imagen: Miguel Tapia Rodríguez.

Para profundizar más

- Prakash K., B. Diederich, R. Heintzmann, L. Schermelleh (2022). Super-resolution microscopy: A brief history and new avenues. *Philos Trans R Soc A Math Phys Eng Sci* 380 (2220). <https://doi:10.1098/rsta.2021.0110>
- Schermelleh L, A. Ferrand, T. Huser *et al.* (2019). Super-resolution microscopy demystified. *Nat Cell Biol* 21 (1): 72-84. <https://doi:10.1038/s41556-018-0251-8>
- Vicidomini G., P. Bianchini, A. Diaspro (2018). STED super-resolved microscopy. *Nat Methods* 15 (3): 173-182. <https://doi:10.1038/nmeth.4593>

9. Microscopía electrónica de barrido

CAROLINA CONTRERAS GONZÁLEZ
Y MARÍA BERENIT MENDOZA GARFÍAS

Es conocida como análisis SEM o técnica SEM y se utiliza principalmente para obtener imágenes de alta precisión de una amplia gama de materiales orgánicos e inorgánicos. Para la ejecución de esta técnica se requiere de un microscopio electrónico de barrido (MEB), cuya potencia de amplificación se encuentra en un rango de los 300 000 x a 1 000 000 x. La óptica electrónica es el principio bajo el cual funciona un MEB (fig. 1); este dispositivo requiere lentes electromagnéticas y electrones que se comportan como paquetes de ondas libres. Para el análisis de una muestra con esta técnica, el MEB demanda una fuente de iluminación, la cual se conforma de un haz de electrones al vacío de alta energía. Asimismo, el MEB requiere de un campo eléctrico que se configura entre el cátodo y el ánodo, de tal manera que funciona como una lente que condensa electrones. Los electrones son partículas con carga eléctrica; se generan en un filamento de tungsteno, viajan a través del cilindro de Wehnelt y pasan por el orificio del ánodo y la columna del microscopio hasta la muestra.

El resultado del proceso anterior es la proyección de una imagen o micrografía de la muestra. El MEB cuenta con un sistema de electrones secundarios que pasan por un fotomultiplicador para proyectar una imagen tridimensional de la superficie de la muestra en una pantalla. Así, la imagen proviene de los electrones secundarios que emergen de las interacciones que ocurren entre el haz de electrones y la muestra.

Aunque es posible analizar diversos materiales, esta técnica tiene sus limitaciones debido a las condiciones bajo las que se observa la muestra. Entre los materiales que se

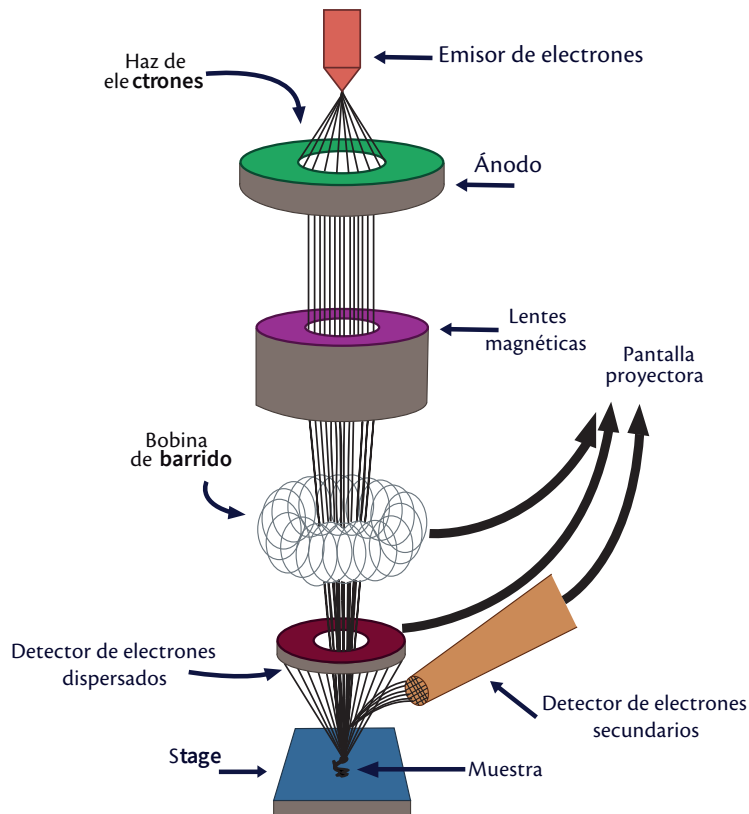


Figura 1. Esquema del mecanismo de operación de la microscopía electrónica de barrido. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM, modificado de J. Atteberry (2009).

pueden analizar están los metales, los plásticos, los cultivos de tejido, la materia vegetal y los fluidos humanos, siempre y cuando se cumplan dos condiciones: a) resistencia al haz de electrones y b) resistencia al aumento de la temperatura que se genera en la torre del MEB.

En el caso de muestras biológicas, si son sólidas se requieren técnicas previas de fijación y lavado, mientras que para muestras líquidas es necesaria la centrifugación para eliminar contaminantes.

Las muestras deben estar a una temperatura de 4 °C, fijadas, en solución amortiguadora. Debido a la alta energía y el sistema de vacío, las muestras no deben contener agua, por lo tanto, todos los objetos observados bajo esta técnica son muestras no vivas.

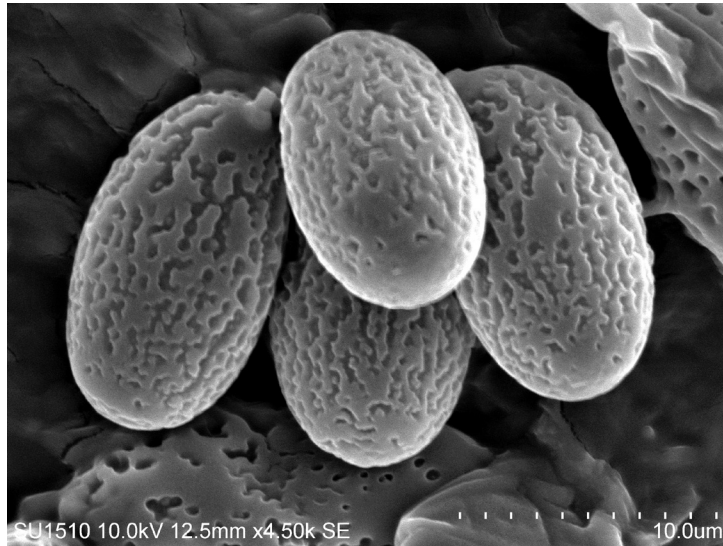


Figura 2. Esporas de hongos observadas por microscopía electrónica de barrido con una magnificación de 4500 x. Crédito de la imagen: Elvira Aguirre.



Figura 3. Larva de cestodo parásito de peces marinos observada en el microscopio electrónico de barrido del LaNaBio-IB-UNAM. Crédito de la imagen: María Berenit Mendoza Garfías.

Bibliografía

- Atteberry, J. (2009). *How Scanning Electron Microscopes Work*. How Scanning Electron Microscopes Work, Marina Del Rey, CA, Estados Unidos. Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://science.howstuffworks.com/scanning-electron-microscope2.htm>
- Bharati, M. (2020). *Scanning electron microscope (SEM): Structure and description*. Sciencequery. Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/5a88tcwu>
- González, S., Ruiz, M.R. y E. Hernández (2003). *Guía de microscopía electrónica*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Mukhopadhyay, A. (2015). Measurement of magnetic hysteresis loops in continuous and patterned ferromagnetic nanostructures by static magneto-optical kerr effect magnetometer. Satyendra Nath Bose National Centre for Basic Sciences, Guwahati.
- Rosas Saito, G.H. (s.f.). *Microscopía electrónica de barrido y microanálisis de elementos del Clúster Científico y Tecnológico BioMimic*. Instituto de Ecología, A.C. Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/3czea2u9>
- Rosell, J. (2014). *SEM-EDS: El microscopio electrónico (I)*. Rosellminerals. Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/3s9cdcx2>
- SciMed. (2023). *A Brief Introduction to SEM (Scanning Electron Microscopy)*. SciMed. Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/49ebnzzc>
- Universidad de Málaga (s.f.). *Microscopía electrónica de barrido*. Scai.uma. Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/bde7xz66>

10. Microscopía electrónica de transmisión

VÍCTOR HUGO MENDOZA GUTIÉRREZ
Y RUTH RINCÓN HEREDIA

En el trabajo de Hans Busch publicado en la revista académica *Archives Elektrotechnik* se propone que el campo electromagnético generado por una bobina corta de un tubo de rayos catódicos podría usarse para dirigir haces de electrones, de la misma manera que la luz pasa a través de una lente óptica convexa. A Busch le debemos el desarrollo de la lente electromagnética. Por otro lado, Louis de Broglie había propuesto que pequeñas partículas como los electrones podían comportarse como ondas. Los trabajos independientes de Louis de Broglie y Hans Busch inspiraron a Ernst Ruska y a Mark Knoll, quienes en 1931 desarrollaron el primer prototipo de un microscopio electrónico de transmisión (TEM, *Transmission Electron Microscopy*).

El TEM es un instrumento que utiliza un haz de electrones acelerados para irradiar una muestra ultradelgada, la cual se coloca sobre una rejilla plana con dos caras; una de ellas es irradiada por el haz de electrones, pero la imagen se forma por los electrones que emergen de la cara contraria.

Es una herramienta importante en el estudio de la biología celular a nivel ultraestructural. Permite la visualización de muestras nanométricas al ampliarlas hasta 50 millones de veces, lo que en términos de resolución se traduce a 0.1 nm.

Los componentes principales de los microscopios electrónicos de transmisión son:

1) La óptica electrónica, llamada comúnmente “columna” porque se presenta en forma de un cilindro alargado. El sistema de iluminación y el de observación se basan en lentes electromagnéticas.

2) El sistema de vacío, que permite mantener una presión baja al interior de la columna. Consiste en un sistema de pre-vacío con el que se desplaza el aire desde la presión del ambiente. Esta etapa da pauta a que las bombas de alto vacío comiencen a trabajar.

3) Los sistemas de enfriamiento: generalmente son sistemas de recirculación de agua colocados en las lentes electrónicas, que van por fuera de la pared cilíndrica de la bomba difusora.

4) El cañón de electrones, que genera el haz de electrones acelerados. En este componente se pueden regular tres parámetros: el voltaje de aceleración, la intensidad del haz y la corriente que permite el calentamiento del filamento.

5) Los dispositivos de registro de imágenes. En el pasado, la única posibilidad que existía para registrar las imágenes desde la pantalla fluorescente era a través de un sistema fotográfico. En la actualidad los TEM están acoplados a cámaras CCD que traducen los fotones a una cámara de centelleo; de esta forma los electrones se registran indirectamente; cuanto más gruesa sea la capa de centelleo, más sensible será.

Para observar a través del TEM es necesario que la preparación de la muestra sea impecable. En el caso de las muestras biológicas, la preparación de las membranas es crucial, por lo que para la fijación de los especímenes es crucial utilizar un agente fijador de entrecruzamiento con una buena velocidad de difusión. Posteriormente se requiere una fijación con tetraóxido de osmio, que además permite un mejor contraste de las muestras. Después se realiza el contraste, la deshidratación e inclusión del material en una resina, para posteriormente realizar los cortes ultrafinos, de un espesor máximo de 150 nm; estos han de montarse en rejillas de materiales diversos y recubiertos con polímeros que permiten la adhesión del corte.

El estudio de la ultraestructura celular animal y vegetal, el diagnóstico de enfermedades mitocondriales y renales, y la identificación de virus en muestras patógenas son algunas de las aplicaciones en las que el TEM es una herramienta insustituible en el área de las ciencias biológicas. Sin embargo, el TEM es un instrumento también muy apreciado en el área de los materiales, en donde la determinación del tamaño y la forma de las nanopartículas es requerida como control de calidad en diversas farmacéuticas.

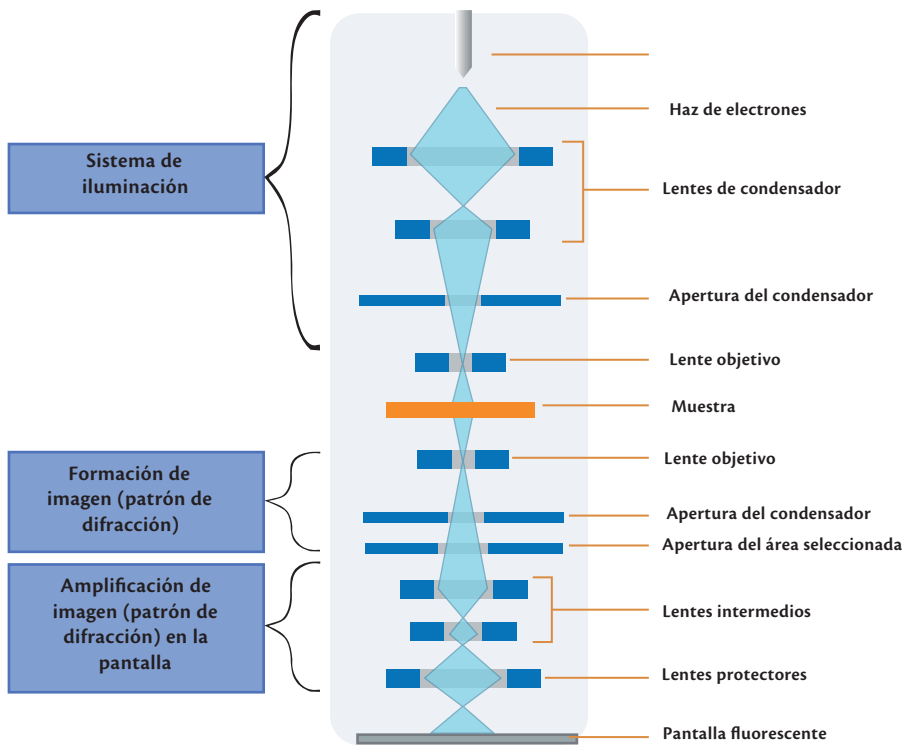


Figura 1. Diagrama simplificado de la MET. Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM, modificado de <https://nanoscience.com/>

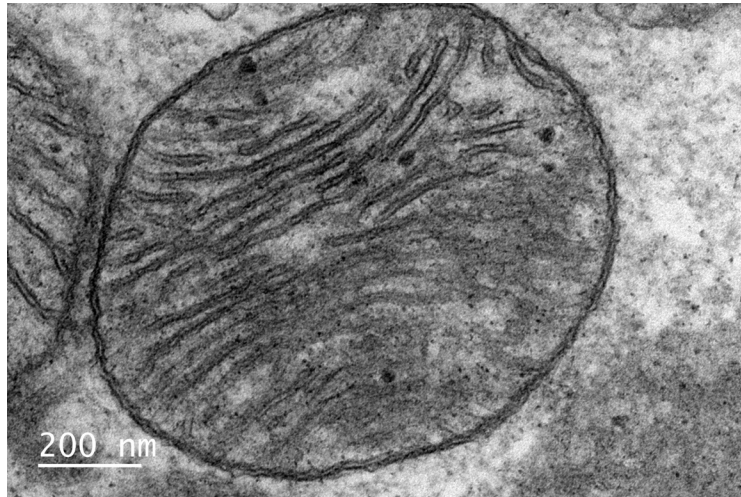


Figura 2. Micrografía obtenida por microscopía electrónica de transmisión, en donde se observa el corte transversal de una mitocondria proveniente de una célula de hígado de rata. Se observa la membrana mitocondrial, así como sus crestas. Barra de escala, 200 nm. Crédito de la imagen: Ruth Rincón Heredia y Rodolfo Paredes Díaz.

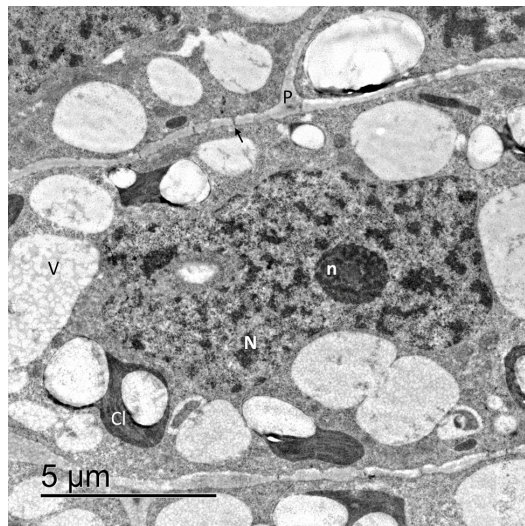


Figura 3. Micrografía electrónica de una célula foliar *Ginkgo biloba* donde se pueden observar los diferentes componentes subcelulares. Núcleo (N), nucleolo (n), vacuola (V), pared celular (P), cloroplasto (cl), plasmodesmo (flecha). UrPb. 80 kV. Crédito de la imagen: Ana Paulina Mendoza von der Borch.

Bibliografía

- Calderón, H.A. (2020). Microscopía electrónica de transmisión para observar átomos: principios y desarrollo. *Mundo nano. Revista interdisciplinaria en nanociencias y nanotecnología* 13 (25): 133-56.
- Gómez-Verjan, J.C. y N.A. Rivero-Segura (eds.) (2022). *Principles of Genetics and Molecular Epidemiology*. Springer International Publishing, 2022. Recuperado el 3 de junio de 2023, de <https://link.springer.com/book/10.1007/978-3-030-89601-0>
- Pennycook, S.J., A.R. Lupini, A. Borisevich, M. Varela, Y. Peng, P.D. Nellist *et al.* (2003). Transmission Electron Microscopy: Overview and Challenges. *AIP Conference Proceedings* 683 (1): 627-633.
- Sciau, P. (2016). Transmission electron microscopy: emerging investigations for cultural heritage materials. *Advances in Imaging and Electron Physics* 1 (198): 43-67.
- Nanoscience Instruments (s/f). "Transmission Electron Microscopy". Recuperado el 25 de mayo de 2023, de <https://www.nanoscience.com/techniques/transmission-electron-microscopy/>
- University of California, Santa Barbara (s/f). "The Transmission Electron Microscope". Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://www.ccber.ucsb.edu/ucsb-natural-history-collections-botanical-plant-anatomy/transmission-electron-microscope>
- Vázquez Nin, G. (2000). *Introducción a la microscopía electrónica aplicada a las ciencias biológicas*. Fondo de Cultura Económica. Recuperado el 3 de junio de 2023, de <https://www.museodelaluz.unam.mx/renovacion/lecturas/9681662407/introduccion-a-la-microscopia-electronica-aplicada-a-las-ciencias-biologicas>

11. Microscopía de fuerza atómica

YANNIRE VÁZQUEZ BENÍTEZ

Recientemente, Binnig, Quate y Gerber desarrollaron el microscopio de fuerza atómica (AFM, siglas en inglés de *Atomic Force Microscopy*), un instrumento que detecta fuerzas diminutas (10^{-12} - 10^{-8} N) entre una punta afilada y una superficie de muestra. Esta técnica de microscopía se utiliza ampliamente para obtener imágenes superficiales de alta resolución e información de las propiedades mecánicas de un material. Cuenta con diversos modos de operación, algunos de ellos son: estáticos, dinámicos, *tapping* y contacto. El funcionamiento básico del AFM consiste en una interacción entre un fotodetector (cuatro cuadrantes), un cantilever con una punta, los posicionadores de materiales piezoeléctricos, el láser y la muestra (fig. 1). Su funcionamiento corresponde a una pequeña punta de un par de micras de largo llamada cantilever, que realiza un barrido sobre la superficie de la muestra, de forma que va tomando los datos para determinar las características topográficas y de fases del material. Con esa configuración, el cantilever detecta las fuerzas de interacción que se generan entre la punta y la superficie de la muestra, es decir, las fuerzas de Van der Waals, electrostáticas y repulsiones electrónicas que surgen en distancias nanométricas. Los microscopios de fuerza atómica cuentan con dos modos: estáticos o de modos de contacto y dinámicos, también llamados modos de oscilación. En el primero, el cantilever sufre deflexión de acuerdo con la fuerza aplicada hasta alcanzar el equilibrio estático. Por otro lado, en el modo dinámico se mantiene la amplitud o la frecuencia constante, y ambos poseen el mismo contenido físico.

El AFM sirve para caracterizar la superficie de muestras sólidas y semisólidas relativamente planas. Obtiene información morfológica en 3D a partir de imágenes topográficas de las mismas, así como parámetros superficiales tales como valores en Z, rugosi-

dad, tamaño y límites de grano, distribución (homogeneidad) de partículas en pinturas o películas delgadas, entre otros. También se emplea en la determinación de propiedades mecánicas de los materiales (fuerzas de atracción, repulsión, viscosidad, elasticidad y dureza).

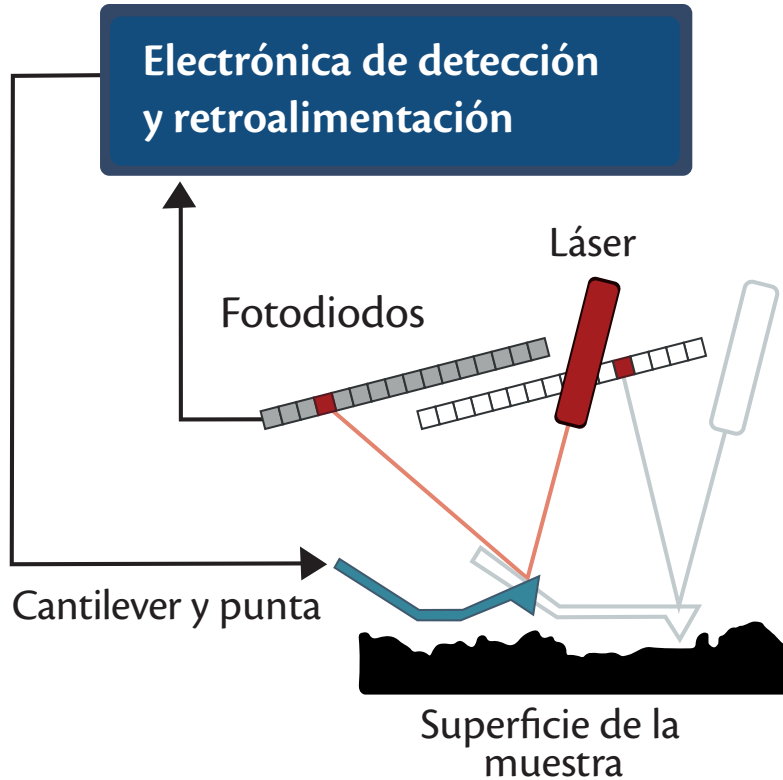


Figura. 1. Esquema de la interacción fotodetector y punta cantilever (voladizo). Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM, modificado de Wikimedia Commons.

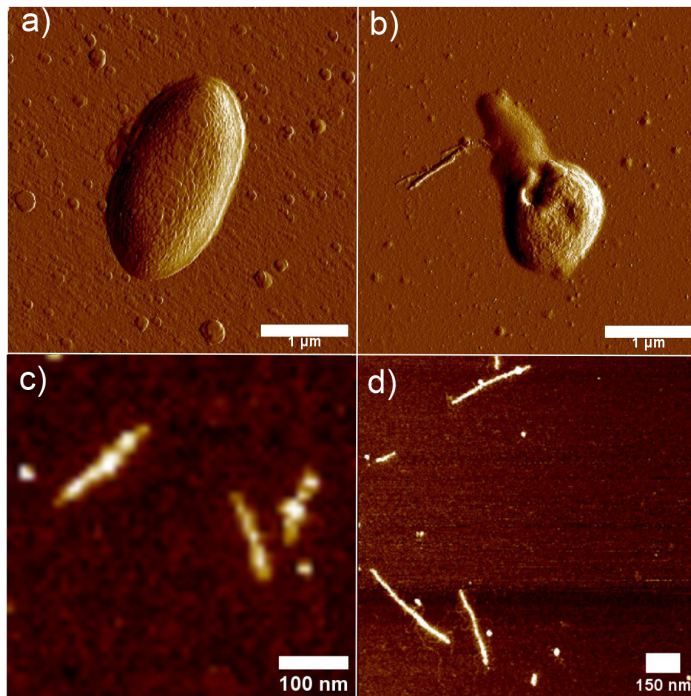


Figura 2. Imágenes adquiridas en microscopía de fuerza atómica en el laboratorio de AFM del IQ-UNAM: a) imagen de *E. coli* BL21 que creció en condiciones óptimas; b) imagen de *E. coli* BL 21 que presenta fugas citosólicas después de un tratamiento antibacteriano en modo de Peak Force Error; c) nanopartículas construidas únicamente con proteína y d) nanopartículas construidas con DNA (tamaño de 2500 pb) y proteína. Crédito de la imagen: Eddie Guillermo Sánchez Rueda y Armando Hernández García.

Bibliografía

- García, A. & K. Kikut Cruz (2020). Microscopía de fuerza atómica como herramienta en la investigación de asfaltos. *Infraestructura Vial* 22 (40): 20-27.
- Eaton, P. & P. West (2010). *Atomic force microscopy*. Oxford University Press.
- Voigtländer, B. (2019). *Atomic force microscopy*, pp. 301-307. Springer.

12. Microscopía de barrido de efecto túnel

CAROLINA CONTRERAS GONZÁLEZ
Y CARLOS JAVIER VILLAGÓMEZ OJEDA

La microscopía de barrido de efecto túnel (STM, siglas en inglés de *Scanning Tunneling Microscope*), o simplemente microscopio de efecto túnel, se utiliza para analizar la topografía de superficies conductoras a través de una corriente de túnel entre la punta del microscopio y la superficie de la muestra. El efecto túnel es el principio detrás de esta técnica, un fenómeno cuántico que ocurre con los electrones, los cuales tienen la capacidad de penetrar una barrera de potencial de mayor energía a la que poseen.

Los electrones se dispersan entre la punta del microscopio en interacción con la muestra a muy corta distancia, aproximadamente del orden de 1 nm, y establecen la corriente de túnel. La punta suele estar fabricada de oro, platino/iridio o tungsteno. Para que el tunelaje ocurra entre punta y muestra, es necesario que los materiales sean conductores o semiconductores y se aplique una diferencia de potencial en la unión túnel.

La ejecución de esta técnica puede funcionar al ambiente o con el uso de ultravacío (para tener condiciones ultralimpias de preparación con deposiciones de moléculas o átomos a muy alta precisión). La imagen en topografía de la superficie se reconstruye al mantener la corriente eléctrica constante en cada punto de la superficie y registrar los desplazamientos de la punta en dz. Este tipo de barrido es el más utilizado en la microscopía de efecto túnel y se le conoce como imagen a corriente constante. Sin embargo, existe otro método menos utilizado para el barrido de la punta, el método de altura constante, en el que la punta se mueve a una altura constante relativa a un punto inicial de la superficie y se registran las variaciones de corriente túnel en cada punto del área de la muestra.

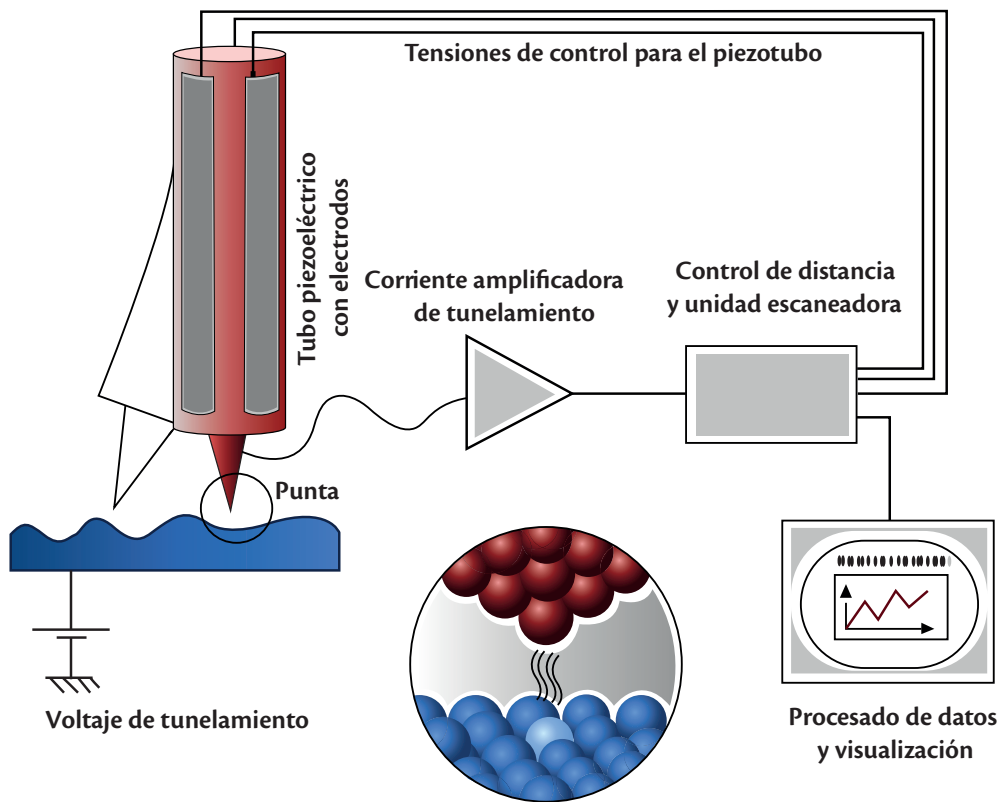


Figura 1. Esquema de funcionamiento de un microscopio de efecto túnel (STM). Crédito de la imagen: Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM, modificado de A. Lusiardi (2014).

La técnica de STM se utiliza para la exploración a nanoescala y para realizar imágenes en tiempo real con una resolución atómica de las superficies analizadas. La precisión espacial de la punta del microscopio hace posible obtener las cualidades electrónicas de la muestra, manipular átomos y moléculas, además de obtener información de procesos químicos *in situ* o de su estructura química.

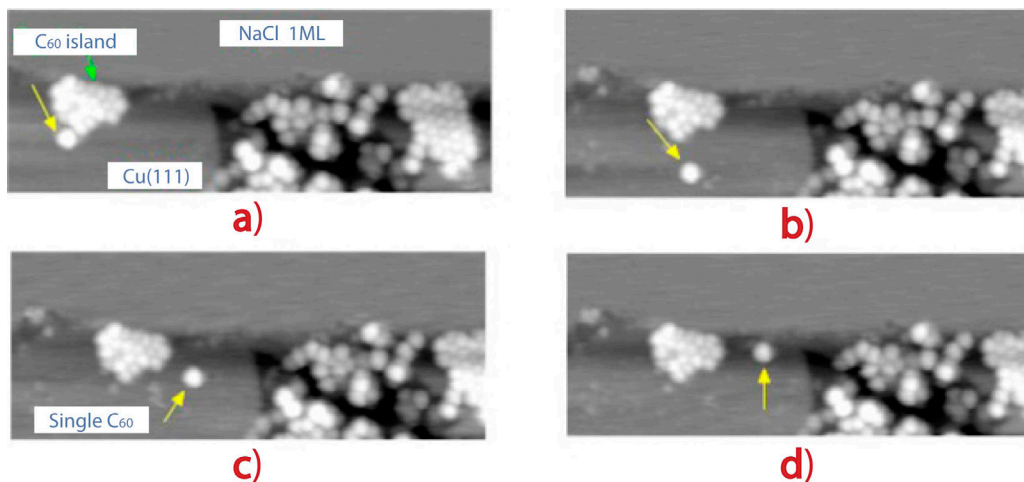


Figura 2. Secuencia de imágenes STM de manipulación lateral de una molécula de buckminsterfullerene por la punta de STM hacia el borde de isla de monocapa de NaCl. a) Molécula extraída de una isla de moléculas de Cu(111); b) y c) manipulación de un fullereno único sobre una superficie de cobre; d) posición final de una sola molécula en el límite de una isla de NaCl. Crédito de la imagen: Carlos Javier Villagómez Ojeda.

Bibliografía

- Arrieta, J.P. (2010). “Desarrollo de un microscopio de efecto túnel”. Trabajo para obtener el grado en Bachiller en Ingeniería Eléctrica. Universidad de Costa Rica. Recuperado el 1 de junio de 2023, de <https://www.kerwa.ucr.ac.cr/bitstream/handle/10669/400/Jose%20Pablo%20Arrieta%20Desarrollo%20de%20un%20Microscopio%20de%20Efecto%20Tunel.pdf?sequence=1>
- Ávila, A.G. & R.S. Bonilla (2009). Estudio de superficies usando un microscopio de efecto túnel (STM). *Ingeniería e Investigación* 29 (3): 121-127. Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/5xvy8w4n>
- Bassiuk, M. & V. Basiuk (2010). Microscopía de barrido de efecto túnel: ojos y dedos para nano. *Mundo Nano. Revista Interdisciplinaria en Nanociencias y Nanotecnología* 3 (2): 101-121. Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/sefu5usz>

- Bertolazzi, S., J. Brivio, A. Radenovic *et al.* (2013). Exploring flatland: AFM of mechanical and electrical properties of graphene, MoS₂ and other low-dimensional materials. *Microscopy and Analysis*. Santa Barbara, CA. Recuperado el 1 de junio de 2023, de <https://tinyurl.com/4k5nsu99>
- Lusiardi, A. (2014). "Aplicación de técnicas de microscopía de fuerza atómica y ultrasónica en hidrogeles poliméricos". Tesis de maestría en Ciencias Ambientales y Bioquímica. Universidad de Castilla-La Mancha, Albacete. Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/8bad6v3e>
- MicroscopioOptico.org (s.f.). Microscopio de efecto túnel. Recuperado el 30 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/49ba52rn>
- Proksch, R. (2013). *Imagen de microscopía de efecto túnel de barrido de grafito pirolítico orientado* [micrografía]. Exploring flatland: AFM of mechanical and electrical properties of graphene, MoS₂ and other low-dimensional materials. Santa Barbara, CA. Recuperado el 24 de mayo de 2023, de <https://tinyurl.com/4k5nsu99>
- Sarmiento Santos, A.F. (2007). *Implementación de microscopio de efecto túnel (STM)*. Tesis en Ingeniería. Universidad de Los Andes, Santafé de Bogotá. Recuperado el 3 de junio de 2023, de <https://repositorio.uniandes.edu.co/bitstream/handle/1992/23137/u281738.pdf?sequenc>

13. Microscopía de multifotón

MARCO TULLIO SOLANO DE LA CRUZ
Y YAZMÍN RAMIRO CORTÉS

La microscopía de multifotón, o microscopía de excitación dos fotones, es una técnica para obtener imágenes profundas (de hasta ~2 mm dependiendo de la muestra) en organismos vivos o animales despiertos (moscas, peces, roedores y pequeños primates, por ejemplo) sin dañar el tejido.

El principio básico de este tipo de microscopía es el uso de un láser infrarrojo pulsado (que puede ir de 680-1 080 nm) para la excitación de la muestra solo en el plano focal; por ello no se usa un pinhole, pues en el plano focal es donde convergen en espacio y tiempo dos pulsos del láser, dos fotones que son absorbidos por la muestra para emitir la fluorescencia (fig. 1) (Denk *et al.*, 1990; Svoboda and Yasuda, 2006). Los componentes de un microscopio de excitación de dos fotones son diferentes a los de un microscopio confocal (también llamado de un fotón), pues varían los objetivos, láser, detectores, espejos dicróicos y atenuadores de poder (AOM) (fig. 2).

Según las condiciones, este tipo de microscopía permite la eliminación de la luz que se encuentra fuera de foco; la eliminación de la luz desenfocada es aún mayor a la que se alcanza en el microscopio confocal o en los microscopios del tipo multifotón; esta característica, junto con la baja fototoxicidad y fotodaño, permite realizar imágenes por largos periodos de manera continua en especímenes vivos. Además, se pueden realizar imágenes de segundas armónicas, una propiedad en la que las proteínas que forman las estructuras (como las fibras de colágeno) permiten generar imágenes con el láser infrarrojo sin necesidad de marcar las muestras con algún fluorocromo. Finalmente, esta microscopía no solo está diseñada para realizar imágenes sino también para imageno-

logía funcional, es decir, el láser infrarrojo tiene la capacidad de estimular diversos compuestos enjaulados, como neurotransmisores, queladores de calcio, fosfatos, fluoróforos, etc., para modular las respuestas biológicas de diversos sistemas.

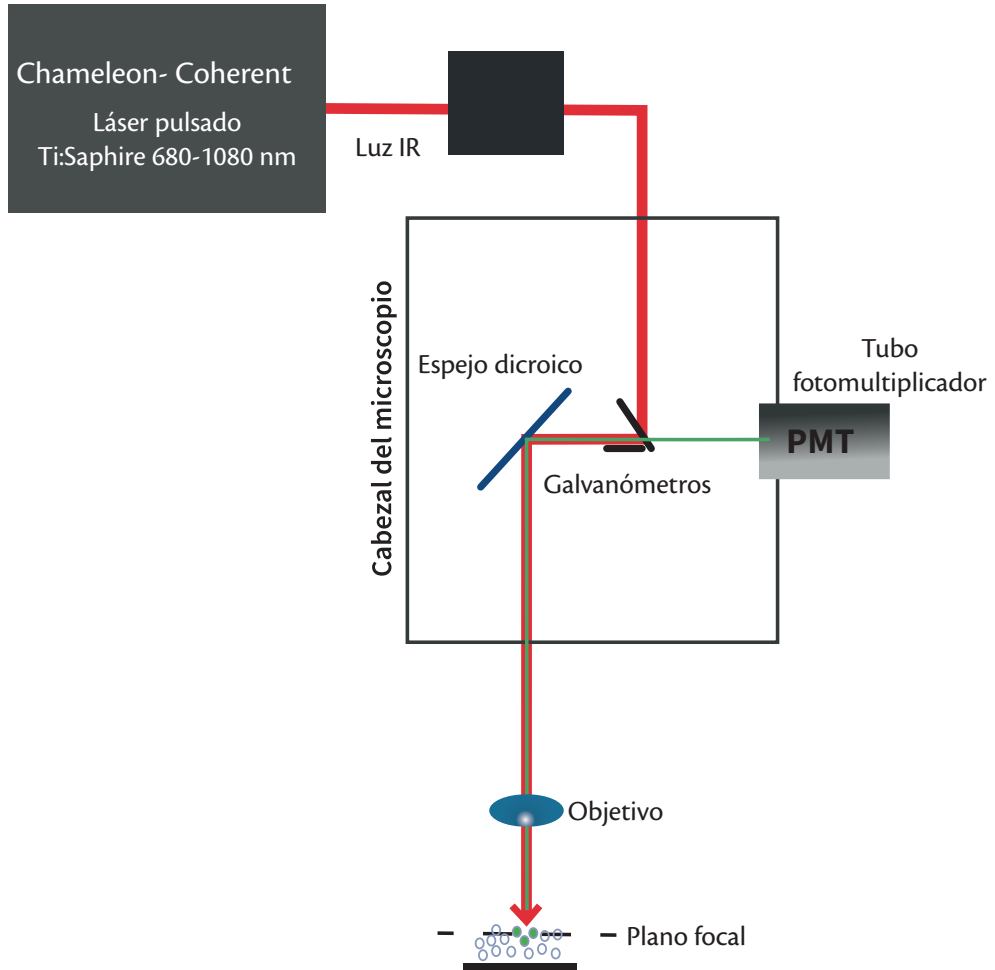


Figura 1. Esquema de componentes básicos de un microscopio de excitación de dos fotones. Se muestra: la fuente de luz (láser infrarrojo pulsado), que va de 680-1 080 nm; el modulador acusto-óptico, que atenúa el poder del láser; el espejo dicroico, que deja pasar la luz infrarroja y refleja la luz emitida; el tubo fotomultiplicador (PMT), y el objetivo. Crédito de la imagen: Yazmín Ramiro Cortés, modificada por el Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM.

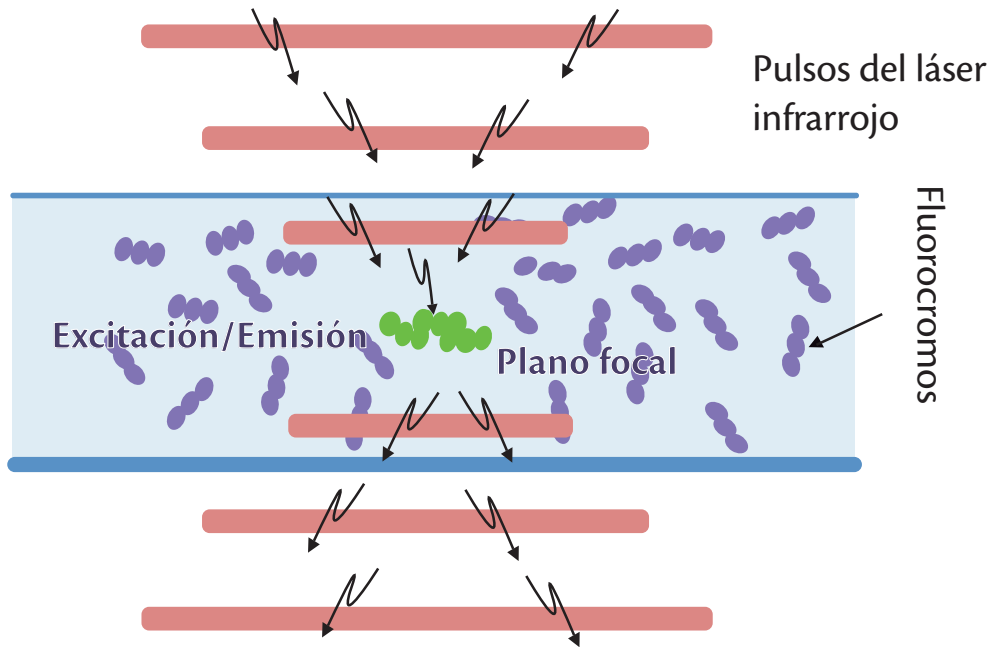


Figura 2. Esquema de excitación del microscopio de excitación de dos fotones. Se muestra cómo los pulsos de luz infrarroja convergen en espacio y tiempo solo en el plano focal de la muestra, donde se da el proceso de absorción y emisión de la fluorescencia. Las líneas rojas representan un láser infrarrojo pulsado (frecuencia de pulsos 80 MHz, con pulsos de 140 fs). Crédito de la imagen: Yazmín Ramiro Cortés, modificada por el Área de Diseño Gráfico, Secretaría Técnica, IB-UNAM.

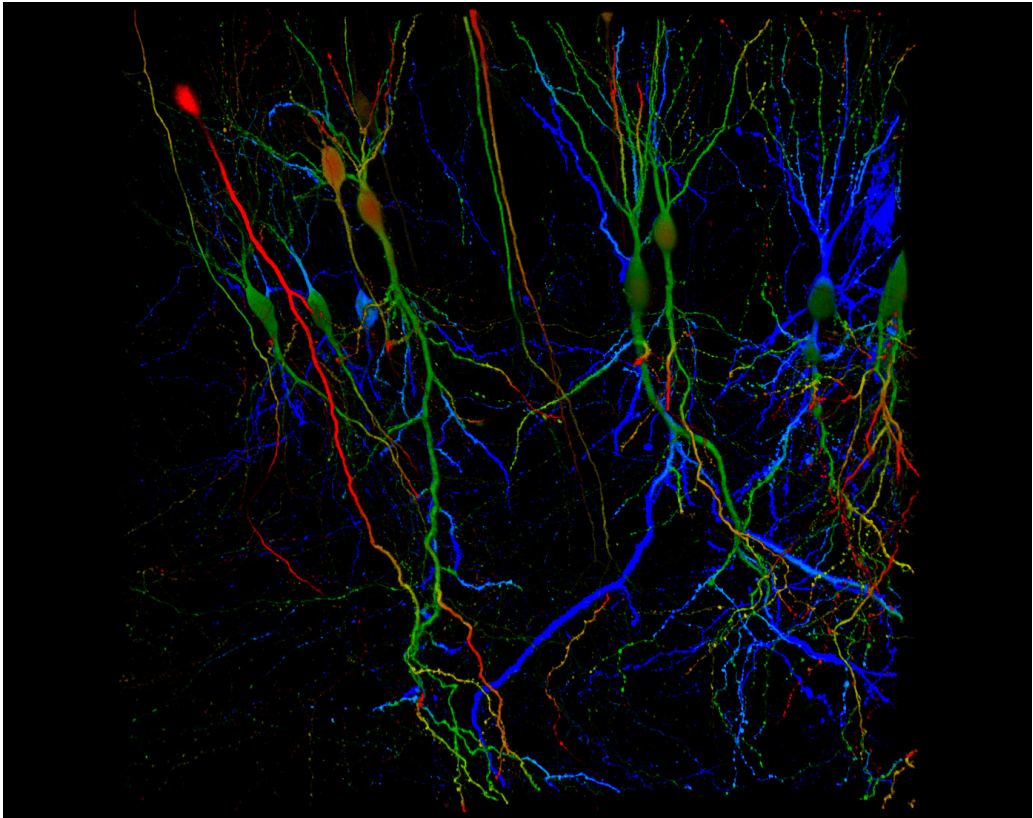


Figura 3. Imagen con microscopía de excitación de dos fotones (Zeiss LSM710), magnificación 20x de neuronas CA1 vivas marcadas con la proteína verde fluorescente (GFP), provenientes de rebanadas de cultivos organotípicos de hipocampo de ratón. Crédito de la imagen: Yazmín Ramiro Cortés.

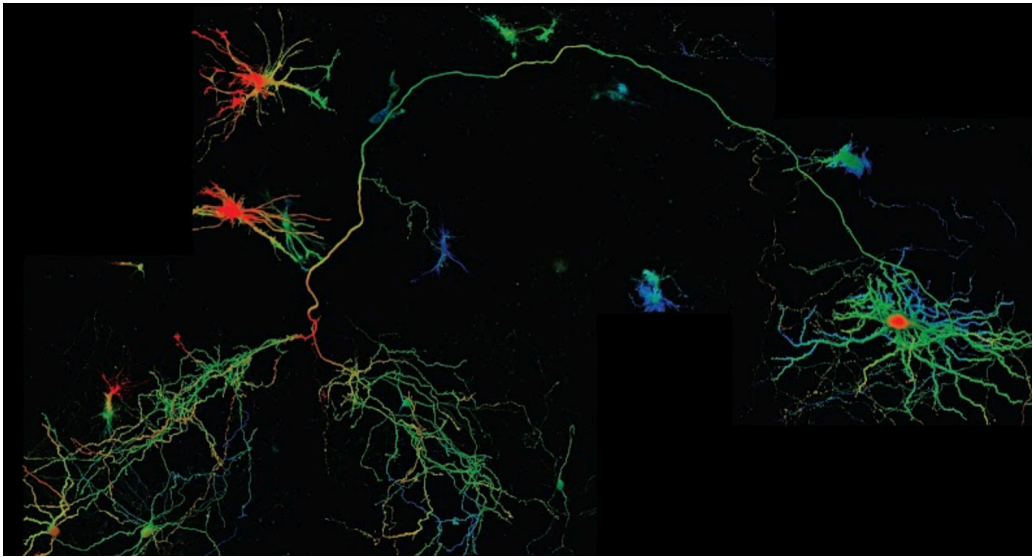


Figura 4. Imagen con microscopía de excitación de dos fotones (Zeiss LSM710), magnificación 20x de neuronas vivas marcadas con la proteína verde fluorescente (GFP), provenientes de rebanadas de cultivos organotípicos de hipocampo de ratón. Crédito de la imagen: Yazmín Ramiro Cortés.

Bibliografía

- Denk W., J.H. Strickler, W.W. Webb (1990). Two-photon laser scanning fluorescence microscopy. *Science* 248:73-76.
- Svoboda K, Yasuda R (2006). Principles of two-photon excitation microscopy and its applications to neuroscience. *Neuron* 50: 823-839.

Anexo

Reporte
estadístico
del MBW5

La convocatoria del Mexican Bioimaging Workshop 5 (MBW5) “Microscopía óptica y electrónica: técnicas avanzadas y microdissección láser” fue lanzada el 1 de mayo de 2023, con el 8 de mayo como fecha límite de registro. Se recibieron 145 solicitudes. No obstante, se lanzó una extensión de la convocatoria hasta el 14 de mayo, y entonces se alcanzaron los 330 registros. Todas las solicitudes fueron sometidas a evaluación y se seleccionaron solo veinte participantes en modalidad presencial y hasta cien para la modalidad virtual. La selección estuvo a cargo de un comité evaluador conformado por catorce expertos y expertas en microscopía y bioimagen.

A continuación se presentan algunas estadísticas que resultaron de esta convocatoria, de las que es posible obtener un factor estimado sobre la percepción social de la misma.

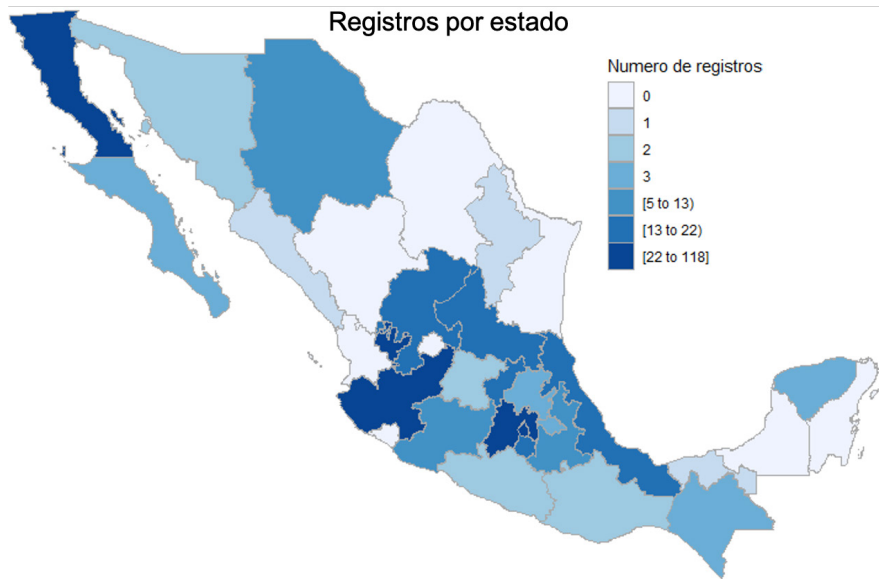


Figura 1. Mapa de la República Mexicana y número de solicitudes ingresadas en la convocatoria por estado. Crédito de la imagen: Luis Alonso Quintero Navarro y Alejandra Ivette Arteaga Ide.

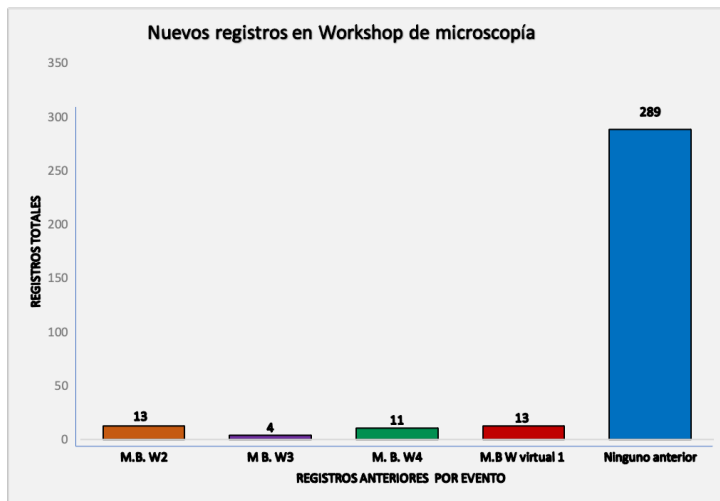


Figura 2. Número de solicitudes ingresadas en la convocatoria, considerando las de convocatorias anteriores. Crédito de la imagen: Luis Alonso Quintero Navarro y Alejandra Ivette Arteaga Ide.



Figura 3. Número de solicitudes por género. Crédito de la imagen: Luis Alonso Quintero Navarro y Alejandra Ivette Arteaga Ide.



Figura 4. Número de solicitudes según el grado académico. Crédito de la imagen: Luis Alonso Quintero Navarro y Alejandra Ivette Arteaga Ide.

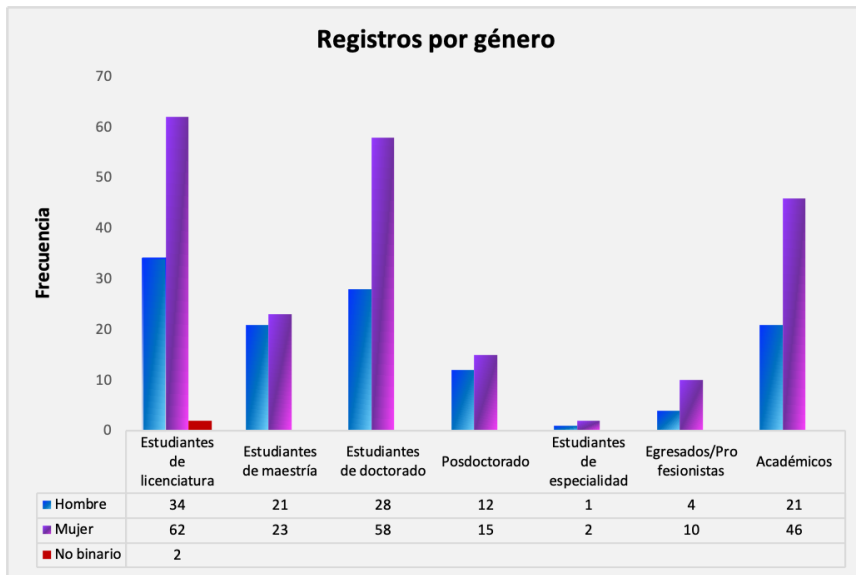
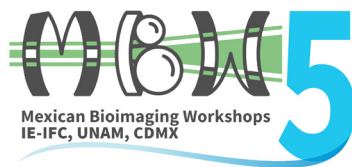


Figura 5. Número de registros por grado académico y género. Crédito de la imagen: Luis Alonso Quintero Navarro y Alejandra Ivette Arteaga Ide.

Agradecemos a nuestros patrocinadores.





MÉXICO JUNIO 2023