



PROGRAMA FORMATIVO

• *Título del Curso*

Curso de manipulación de animales de experimentación función a, b y c para grupo de especies: Peces-anfibios y Roedores. Edición 2022.

• *Objetivo del curso*

Proporcionar formación en experimentación animal en peces y anfibios y roedores para investigadores con objeto de su capacitación como personal de funciones a, b y c en base a los requerimientos del Anexo VII del Real Decreto 53 /2013 de 1 de febrero y a la Orden ECC/566/2015.

• *Programa según el Anexo I de la Orden ECC/566/2016.*

Módulos fundamentales o troncales

Módulo I. Legislación nacional

Tema I. *Uso de animales en experimentación. Legislación nacional vigente.*

- *Instituciones Mundiales implicadas en Legislación y Normativa nacional en vigor.*
- *Regulación sobre el uso de animales en experimentación. RD 1201/2005, Ley 32/2007, RD 53/2013, Orden ECC/566/2015.*
- *Capacitación del personal involucrado en experimentación con animales.*
- *Órganos Encargado del Bienestar Animal (OEBAs) y sus funciones.*
- *Animales incluidos en la legislación vigente.*

Módulo II. Ética, bienestar animal y las “tres erres”, nivel 1

Tema II. *Uso de animales en experimentación. Ética, bienestar y 3R.*

- *Ética en la experimentación animal. Comités Éticos.*
- *Bienestar Animal.*

Tema III. *Modelos experimentales y alternativas al uso de organismos vivos.*

- *Concepto de método alternativo. Principio de las “Tres Erres”: Validación de métodos alternativos.*
- *Alternativas en investigación y docencia.*
- *Alternativas en la evaluación de la eficacia.*
- *Alternativas en la evaluación de la seguridad de productos químicos, farmacéuticos y cosméticos.*
- *Estrategias Integradas.*



Módulo III. Reconocimiento del dolor, el sufrimiento y la angustia

Tema IV. Reconocimiento de la angustia, dolor y sufrimiento en animales de laboratorio.

- Clasificación de severidad de los procedimientos.
- Métodos para la evaluación de la angustia, dolor y sufrimiento en animales de laboratorio.
- Anestesia y analgesia.
- Punto final humanitario. Métodos de eutanasia.

Módulo IV. Biología básica y adecuada nivel 1

Tema V. Biología básica en peces y anfibios.

- Anatomía general
- Fisiología
- Reproducción
- Cría
- Comportamiento.

Módulo V. Cuidado, salud y manejo de los animales, nivel 1

Tema VI. Cuidado, salud y manejo en peces y anfibios.

- Manipulación.
- Salud e higiene.
- Nutrición.
- Transporte.
- Cuarentena.
- Zoonosis.

Práctica 1. Cuidado, salud y manejo en peces y anfibios.

- Cuidados generales.
- Nutrición.
- Alojamiento.
- Transporte.
- Identificación.
- Normas del animalario de peces.
- Registros de los animales y su bienestar.
- Cuarentena
- Protocolo de esterilización de huevos (“bleaching”).
- Ciclo de vida
- Protocolo de cría de peces y ranas
- Cultivos auxiliares: artemia y rotíferos



Módulo VI. Métodos incruentos sacrificio 1

Tema VII. Métodos de sacrificio en peces y anfibios

- La “buena muerte”.
- Métodos de sacrificio.
- Métodos de sacrificio en peces y anfibios.

Módulos específicos de una función

Módulo VII. Biología básica y adecuada, nivel 2

Tema VIII. Biología de los modelos teleósteos y de anfibios.

- Genómica de los teleósteos.
- Genética y modificaciones genéticas de los teleósteos.
- Ventajas experimentales de los modelos teleósteos.
- Genómica de los anfibios.
- Genética y modificaciones genéticas de los anfibios.
- Ventajas experimentales de los anfibios.

Módulo VIII. Métodos incruentos de sacrificio nivel 2

Práctica 2. Métodos incruentos de sacrificio

- Reconocimiento del dolor, sufrimiento y angustia en peces y anfibios.
- Identificación de síntomas de estrés.
- Tratamiento con antibióticos.
- Anestesia, analgesia y eutanasia en peces y anfibios.
- Procesamiento de cadáveres.

Módulo IX. Procedimientos mínimamente invasivos sin anestesia, nivel 1

Práctica 3. Manejo y establecimiento de cruces en peces y anfibios.

- Manejo de peces y anfibios.
- Identificación de machos y hembras en peces y anfibios.
- Condiciones necesarias para la consecución de embriones y el mantenimiento de las líneas silvestres y transgénicas.
- Establecimiento de cruces para producción de embriones silvestres.
- Establecimiento de cruces para producción de embriones transgénicos.
- Tratamiento hormonal para estimular la producción de huevos en anfibios.



Módulo X. Procedimientos mínimamente invasivos sin anestesia, nivel 2

Práctica 4. Técnicas de micro-inyección en peces.

- Puesta de adultos para producción de huevos.
- Recolección de huevos en estadio de una célula.
- Transgénesis mediada por elementos Tol2.
- Micro-inyección de morfolino
- Micro-inyección de RNAm.

Práctica 5. Técnicas de micro-inyección en ranas.

- Obtención de huevos en ranas.
- Fertilización in vitro.
- Microinyección.
- Evaluación de los resultados.

Módulo XI. Anestesia para procedimientos menores

Práctica 6. Microscopia confocal “in vivo” en pez cebra.

- Selección de transgénicos.
- Decoronar larvas de pez cebra.
- Anestesia para la captura de fotos “in vivo”.
- Identificación macroscópica de tejidos y órganos de peces cebra transgénicos.
- Montaje para microscopía confocal.
- Microscopía “Time-lapse”.

Módulo XII. Anestesia avanzada para intervenciones quirúrgicas o procedimientos prolongados

Tema IX. Intervenciones quirúrgicas en peces

- Anestesia para intervenciones quirúrgicas o procedimientos prolongados.
- El pez cebra como modelo de infarto de miocardio.

Práctica 7. Toma de muestras para genotipado en peces.

- Anestesia y toma de muestras.

Práctica 8. Técnicas de criopreservación en peces.

- Anestesia.
- Preparación del medio de criopreservación para esperma.



- *Extracción de esperma y congelación.*
- *Conservación y archivo.*
- *Fecundación in vitro.*

Módulo XII. Principios de cirugía

Práctica 9. Técnicas quirúrgicas en ranas.

- *Asepsia. Preparación del campo quirúrgico e instrumental básico.*
- *Técnicas quirúrgicas básicas.*
- *Perfusión.*
- *Extracción de testículos, útero, intestino, hígado, cerebro.*
- *Eutanasia.*
- *Procesamiento de cadáveres.*

Módulo XIV. Biología básica y adecuada nivel 2 en roedores.

Tema X: El ratón como modelo de enfermedades humanas. Genética y modificaciones genéticas.

- *Genómica de los ratones.*
- *Genética y modificaciones genéticas en ratones.*
- *Ventajas experimentales de los modelos murinos.*

Módulo XV. Anestesia menor/avanzada en roedores

Práctica 10. Anestesia menor/avanzada

- *Reconocimiento del dolor, sufrimiento y angustia ratones.*
- *Anestesia, analgesia y eutanasia ratones.*
- *Procesamiento de cadáveres.*

Módulo XVI. Procedimientos mínimamente invasivos sin anestesia, nivel 2 en roedores

Práctica 11. Determinación de la fuerza muscular y comportamiento.

- *Determinación del tono muscular.*
- *Estudios de comportamiento en ratón.*

Módulo XVII. Principios de cirugía en roedores

Práctica 12. Técnicas quirúrgicas básicas en ratón.

- *Asepsia*

- *Preparación del campo quirúrgico e instrumental básico*
- *Técnicas quirúrgicas básicas*
- *Extracción de ovario, oviducto y útero.*

• *Lugar de Realización*

Temas teóricos: Salón de actos del CABD.

Prácticas 1, 2 y 3: Animalario de Vertebrados Acuáticos del CABD.

Prácticas 4- 6 y 8-12: Laboratorio del Servicio de Genómica Funcional del CABD.

Práctica 7: Laboratorio del Servicio de Genómica Funcional y el Servicio de Microscopía del CABD.

Prácticas 10-12: Animalario de vertebrados terrestres del CABD.

Centro Andaluz de Biología del Desarrollo - Universidad Pablo de Olavide
Ctra. Utrera, km.1
41013, Sevilla

- *Fecha de inicio:* 9 Mayo 2022
- *Fecha de fin:* 20 Mayo 2022

• **Cronograma**

Hora	Día
	Lunes 9 Mayo
9:45h-10:00h	<i>Bienvenida al curso de experimentación animal Profesora: Ana Fernández.</i>
10:00h-11:00h	<i>Tema I. Uso de animales en experimentación. Legislación nacional vigente. Profesora: Ana Fernández.</i>
11:00h-12:00h	<i>Tema II. Uso de animales en experimentación. Ética, bienestar. Profesora: Cristina Vicente</i>
12:00h -13:00h	<i>Tema III. Modelos experimentales y alternativas al uso de organismos vivos. 3Rs Profesor: Guillermo Repetto.</i>
13:00h-15:00h	<i>Almuerzo</i>
15:00h -18:00h	<i>Tema IV. Reconocimiento de la angustia, dolor y sufrimiento en animales de laboratorio. Profesores: Cristina Vicente y Manuel Jimenez.</i>
	Martes 10 Mayo
09:00h-12:00h	<i>Tema V. Biología básica en peces y anfibios. Profesora: Ana Fernández.</i>
12:00h-13:00h	<i>Tema VI. Cuidado, salud y manejo en peces y anfibios. Profesora: Ana Fernández.</i>
13:00h-14:00h	<i>Almuerzo</i>
14:00h-18:00h	<i>Práctica 1. Cuidado, salud y manejo en peces y anfibios. Profesora: Rocío Morales. Lugar: Animalario de vertebrados acuáticos del CABD.</i>
	Miércoles 11 Mayo
09:00h-11:00h	<i>Tema VII. Métodos de sacrificio en peces y anfibios Profesora: Ana Fernández.</i>
11:00h-14:00h	<i>Tema VIII. Biología de los modelos teleósteos y de anfibios. Profesores: Juan Tena y Juan Ramón Martínez.</i>
14:00h-15:00h	<i>Almuerzo</i>
15:00h-19:00h	<i>Práctica 3. Manejo y establecimiento de cruces en peces y anfibios. Profesora: Ana Fernández</i>
	Jueves 12 Mayo
09:00h-14:00h	<i>Práctica 4. Técnicas de micro-inyección en peces. Profesora: Ana Fernández y Laura Romero. Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
14:00h-15:00h	<i>Almuerzo</i>
15:00h-18:00h	<i>Práctica 2. Métodos incruentos de sacrificio. Profesora: Rocío Morales. Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
	Viernes 13 Mayo
09:00h-14:00h	<i>Práctica 6. Microscopía confocal "in vivo" con embriones de pez cebra. Profesoras: Ana Fernández y Laura Romero. Lugar: Lab. Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) y Servicio de microscopía CABD.</i>
	Lunes 16 Mayo
9:00h-10:00h	<i>Tema IX. Intervenciones quirúrgicas en peces. Profesora: Ana Fernández.</i>
10:00h-14:00h	<i>Práctica 8. Técnicas de criopreservación en peces. Profesoras: Ana Fernández y Laura Romero</i>

	<i>Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
14:00h-15:00h	<i>Almuerzo</i>
15:00h-18:00h	<i>Práctica 7. Toma de muestras para genotipado en peces. Profesora: Ana Fernández. Lugar: Animalario de Vertebrados Acuáticos del CABD.</i>
Martes 17 Mayo	
9:00h-14:00h	<i>Práctica 9. Técnicas quirúrgicas en ranas. Profesores: Juan Tena y Silvia Naranjo. Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
14:00h-15:00h	<i>Almuerzo</i>
15:00-16:00h	<i>Práctica 3 cont. Manejo y establecimiento de cruces en peces y anfibios. Profesores: Juan Tena y Silvia Naranjo. Lugar: Animalario de Vertebrados Acuáticos del CABD.</i>
Miércoles 18 Mayo	
09:30h-13:30h	<i>Práctica 5. Técnicas de micro-inyección en ranas. (Silvia Naranjo y Juan Tena) Profesores: Juan Tena y Silvia Naranjo. Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
Jueves 19 Mayo	
09:00h-10:00h	<i>Práctica 5 continuación. Técnicas de micro-inyección en ranas. Profesores: Juan Tena y Silvia Naranjo. Lugar: Laboratorio Servicio de Genómica Funcional (Lab. 011) del CABD.</i>
10:00h-11:00h	<i>Tema X: El ratón como modelo de enfermedades humanas. Genética y modificaciones genéticas. Profesora: Cristina Vicente</i>
11:00h-13:00h	<i>Práctica 11. Determinación de la fuerza muscular y comportamiento. Lugar: Animalario de Vertebrados Terrestres del CABD.</i>
13:00-14:00h	<i>Almuerzo</i>
14:00h-15:00h	<i>Práctica 10. Anestesia menor/avanzada. Lugar: Animalario de Vertebrados Terrestres del CABD.</i>
15:00h-16:00h	<i>Práctica 12. Técnicas quirúrgicas básicas en ratón. Lugar: Animalario de Vertebrados Terrestres del CABD.</i>
Viernes 20 Mayo	
9:30h-11:00h	<i>Examen tipo test Lugar: Biblioteca del CABD.</i>

• **Duración del curso para obtener la capacitación en peces y anfibios y roedores:**

Módulo Teórico: 17 horas.

Módulo Práctico: 43 horas.

Total: 60 horas.

• **Requisitos académicos (debe cumplir al menos uno)**

- Licenciados en ciencias biológicas, químicas, biotecnológicas, biosanitarias y afines.
- Técnicos de FP de laboratorio.

- Personal que trabaje con animales utilizados en experimentación u otros fines científicos y servicios generales del CABD.

• **Tutor del curso:** Ana Fernández Miñán

• **Sistema de evaluación y lugar, fecha y hora de la prueba de evaluación**

Para superar el curso se tendrá en cuenta:

- La asistencia a las clases teóricas y prácticas.

Para controlar la asistencia en las aulas, estarán presentes en todo momento la hoja de firmas y el libro de incidencias. El profesorado firmará al finalizar la jornada de clase las hojas de firmas y libro de incidencias, verificando la identidad del alumnado, la coincidencia entre los asistentes a clase con la hoja de firmas registradas, así como anotará en el libro de incidencias todas aquellas situaciones que afectan al normal desarrollo del curso, incluidas las ausencias de los alumnos producidas antes de la finalización de las clases. En las hojas de firmas, los nombres de los alumnos aparecerán impresos mecánicamente en el mismo orden todos los días. Tras la finalización del curso, las hojas de firmas y de incidencias se remitirán a IFAPA.

- El examen tipo test sobre las materias impartidas durante el curso.

Este test cubre todos los temas teóricos y prácticos. Se debe superar el 50% de las preguntas. El examen tipo test se llevará a cabo el día 20 Mayo del 2022 a las 9:30h a las 10:00h en el CABD. El Acta de calificaciones se remitirá a IFAPA tras finalizar el curso.

• **Diploma**

Los alumnos recibirán un diploma tras superar el curso con las especificaciones del artículo 17.5 de la Orden ECC/566/2015.

• **Trabajo bajo supervisión (TBS)**

- ¿Cuándo?

El TBS se realizará una vez finalizado el curso en experimentación animal.

- ¿Dónde?

El TBS de peces y anfibios se realizará en el Animalario de Vertebrados Acuáticos del CABD.

- ¿Cuánto tiempo?

El número total de horas será de 50 horas divididas en 40 horas para el primer grupo de especies y 10 horas para el segundo grupo de especies, el estipulado por IFAPA para las funciones $a + b + c$. Hay dos opciones para realizar el TBS según sea la primera especie el grupo peces-anfibios o el grupo de roedores (ver tabla).

	1 ^{er} grupo especies 40 horas	2 ^o grupo especies 10 horas	Duración total TBS
Opción A	Peces-anfibios	Roedores	50 horas
Opción B	Roedores	Peces-anfibios	