

ANIMALES DE LABORATORIO

ANESTESIA Y ANALGESIA

REVISTA DE LA SOCIEDAD ESPAÑOLA PARA LAS CIENCIAS DEL ANIMAL DE LABORATORIO



MIEMBRO DE FELASA E ICLAS

1 NOTICIAS DE SECAL

- RESUMEN DE LA REUNIÓN DE LA JUNTA DE GOBIERNO DE 18 DE NOVIEMBRE
- III JORNADA CIENTÍFICA DE LA SECAL

2 ARTÍCULOS

- INSTRUCCIONES TÉCNICAS PARA EL CONTROL DE ANESTÉSICOS Y PARA LOS PROCEDIMIENTOS DE ANESTESIA Y EUTANASIA DE ROEDORES EN EL IDIBELL
- ERRORES FRECUENTES EN LA MANIPULACIÓN DE ANIMALES SPF: UNA PUERTA ABIERTA A LA CONTAMINACIÓN

3 ÉTICA Y LEGISLACIÓN

- PROPUESTA DE NUEVA DIRECTIVA SOBRE PROTECCIÓN DE ANIMALES UTILIZADOS CON FINES CIENTÍFICOS

4 TÉCNICAS

- TÉCNICA DE INTUBACIÓN ENDOTRAQUEAL Y ANESTESIA INHALATORIA EN RATA Y RATÓN

5 PRESIÓN POSITIVA

- DISEÑO, PREPARACIÓN Y OBJETIVOS DE LOS PROCEDIMIENTOS NORMALIZADOS DE TRABAJO (PNTs)

6 ¿Y TÚ QUÉ OPINAS?

- CASO 1: PROCEDIMIENTO COLOCACIÓN MARCAPASOS
- CASO 2: ENFERMEDAD RENAL CRÓNICA

7 LIBROS

- CIENCIA Y TECNOLOGÍA DEL ANIMAL DE LABORATORIO

8 ENTREVISTAS

- ÓSCAR PINTADO SANJUÁN
- HERNÁN SERNA DUQUE

GRUPO EDITOR

DIRECTORA

Joana Visa
jvisa@idibell.org

SUBDIRECTORA

Dolores García Olmo

RESPONSABLES SECCIONES

Jesús Martínez Palacio
M^a Granada Picazo Martínez
Isabel Clara Rollán Delgado
Hernán Serna Duque

CORRECCIÓN DE ESTILO

Joana Esteve
Dolores García Olmo

PUBLICIDAD

Jesús Martínez Palacio

DISTRIBUCIÓN DE REVISTA

Carmina F. Criado

DISEÑA • IMPRIME

Enrique Nieto
& Asociados, S.A.
Tel.: 902 200 292
w@enryas.com

DEPÓSITO LEGAL

M-1362-1999

CONTROL DEL USO DE ANESTÉSICOS Y ANALGÉSICOS

A partir de la aplicación del concepto de las Tres Erres (sobre todo la “R” de “refinamiento”), se ha generalizado el uso de sustancias anestésicas y analgésicas. Si bien el fin principal es minimizar el dolor, hay otros aspectos asociados al uso de estas sustancias que no debemos olvidar. De hecho, al hablar de este tipo de drogas hay que tener en cuenta que es necesario realizar un buen control de su uso, un estudio de valoración riesgos laborales para el personal que los administra y, por supuesto, procurar su correcta utilización en los animales.

Debido a que algunas de las drogas que empleamos diariamente en procedimientos experimentales son también anestésicos o psicotrópicos de uso humano, en los últimos años se han detectado desviaciones de su uso hacia otros fines indeseables. Así, sustancias como la ketamina o el isoflurano han sido sustraídas de animalarios y desviadas para el consumo humano incontrolado.

Estas acciones hacen que sea necesario disponer de medidas claras de registro y de control del acceso a estas sustancias, instando a los centros a que dispongan de recomendaciones para el uso de anestésicos en animales (política de la Institución), así como de procedimientos normalizados que definan su control. En el presente número de la Revista presentamos dos ejemplos de este tipo de procedimientos.

Otro aspecto directamente relacionado con el uso de este tipo de sustancias es el riesgo para las personas que las manipulan. En el caso de las drogas administradas por vía parenteral, es necesario que el personal técnico e investigador tenga la formación y el entrenamiento adecuado en relación con el uso de equipos punzantes. Para los productos inhalatorios (isoflurano o CO₂ para eutanasia), es necesario disponer de métodos que aseguren la correcta eliminación de los productos, como por ejemplo, sistemas de absorción tipo “Fluovac” para equipos de anestesia móviles, o un sistema de extracción centralizada, con salida de gases al exterior.

De la misma forma, no solo es adecuado promover el uso de anestésicos y analgésicos entre los investigadores, sino que es necesario también disponer de instrucciones o protocolos que les ayuden a decidir qué tipo de producto se debe utilizar. Antes de decidir qué tipo de droga se administra, se debe valorar, entre otros, la especie, edad y estado general del animal, la capacidad de la sustancia para inducir inconsciencia sin causar dolor o ansiedad, su reversibilidad, su adecuación a la severidad del procedimiento, así como su compatibilidad con los requisitos y propósitos de la investigación.

El control de este tipo de productos conlleva la implicación de diferentes estamentos (Comité de Seguridad Laboral, Comité Ético de Experimentación Animal, Veterinario del Centro), por lo que es muy recomendable definir cómo se va realizar la evaluación del cumplimiento de los procedimientos realizando revisiones periódicas.

JUNTA DE GOBIERNO DE LA SECAL

PRESIDENCIA:

Dña. Patri Vergara Esteras
(2005-2009)*

VICEPRESIDENCIA:

D. Manuel Moreno Calle
(2007-2011)*

SECRETARÍA:

Dña. Marta Giral Pérez
(2005-2009)*

VICESECRETARÍA:

Dña. Dolores García Olmo
(2007-2011)*

TESORERÍA:

D. José María Garrido Gutiérrez
(2005-2009)*

VICETESORERÍA:

D. Jesús Martínez Palacio
(2007-2011)*

VOCALÍAS:

D. Carlos Costela Villodres
(2005-2009)*

Dña. Silvia Gómez Fernández
(2005-2009)*

Dña. Rosario Moyano Salvago
(2005-2009)*

Dña. Inmaculada Noguera Salvá
(2007-2011)*

Dña. Teresa Rodrigo Caldach
(2007-2011)*

D. Hernán Serna Duque
(2007-2011)*

Dña. Joana Visa Esteve
(2007-2011)*

*Entre paréntesis figura el período de permanencia en la Junta de Gobierno.

SOC. BENEFACTORES:

ANADE

ANTONIO MATACHANA S.A.

BIONOSTRA S.L.U.

BIOSIS S.L.

CENTRE D'ELEVAGE JANVIER

CHARLES RIVER LABORATORIES

DINOX S.L.

EBECO

EHRET GmbH&Co.KG

GLAXO SMITHKLINE

GRANJAS S. BERNARDO

HARLAN INTERFAUNA IBERICA S.A.

JOHNSON DIVERSEY ESPAÑA

NORAY BIOINFORMATICS, S.L.U.

PANLAB S.L.

PROLABOR

RENTOKIL

SOURALIT

STERILTECH, S.L.

STERIS

VESTILAB S.A.

VISUAL DIAGNOSTICS

JUNTA DE GOBIERNO

la Junta de Gobierno de la SECAL aprobó un nuevo formato que facilite la inscripción de nuevos socios. Este nuevo formato (en PDF) se puede localizar en la página web de la SECAL o en cada uno de los números de la Revista.

 SOLICITUD DE INSCRIPCIÓN Rellenar los datos con letra clara de imprenta	
DATOS PERSONALES	
APELLIDOS	NOMBRE
FECHA Y LUGAR DE NACIMIENTO	nº DNI / PASAPORTE
DOMICILIO	
POBLACIÓN	CÓDIGO POSTAL PAÍS
TELÉFONO	CORREO ELECTRÓNICO
DATOS PROFESIONALES	
ESTUDIOS (marcar con una x lo que corresponda) Veterinaria ☐ Biología ☐ Farmacia ☐ Medicina ☐ Psicología ☐ FP ☐ Otros ☐ (indicar) _____	
TITULACIÓN (marcar con una x lo que corresponda) Doctor ☐ Licenciado ☐ Formación Profesional ☐ Estudios primarios ☐ Otros ☐ (indicar) _____	
PUESTO DE TRABAJO (marcar con una x lo que corresponda) Asesor en Bienestar Animal ☐ Asesor en Salud Animal ☐ Investigador ☐ Experimentador ☐ Cuidador ☐ Responsable Animalario ☐ Otros ☐ (indicar) _____ Personal docente ☐ Becario ☐	
NOMBRE DE LA COMPAÑÍA / INSTITUCIÓN	
DOMICILIO	
POBLACIÓN	CÓDIGO POSTAL
TELÉFONO	CORREO ELECTRÓNICO
DESEA INGRESAR EN LA SOCIEDAD COMO SOCIO: NUMERARIO ☐ BENEFACTOR ☐	CUOTAS PARA EL AÑO 2006: Inscripción..... 7 € Cuota anual Socio Numerario (incluye suscripción a Laboratory Animals).... 86 € Cuota anual Socio Benefactor 360 €
FORMA DE PAGO	
DOMICILIACIÓN BANCARIA TITULAR DE LA CUENTA _____ nº entidad nº oficina D.C nº cuenta	TARJETA DE CRÉDITO (VISA) Nº DE TARJETA _____ FECHA DE CADUCIDAD _____ mes año
OTRAS FORMAS DE PAGO ☐ Transferencia bancaria a la cuenta de SECAL. ☐ Pago al contado ☐ Talón bancario a nombre de SECAL.	
Indicar el NIF y los datos de la entidad pagadora:	
SOCIOS DE SECAL QUE AVALAN LA SOLICITUD (Art. 8 Estatutos)	
NOMBRE Y APELLIDOS	NOMBRE Y APELLIDOS
INDICAR DÓNDE SE DESEA RECIBIR LA CORRESPONDENCIA: Domicilio particular ☐ Domicilio profesional ☐	
FIRMA Y FECHA	
ENVIAR ESTE DOCUMENTO POR FAX (Nº 914 975 353), CORREO ELECTRÓNICO (secretaria@secal.es) O CORREO ORDINARIO (Secretaría SECAL, Fac. Medicina UAM, C/ Arzobispo Morcillo 4, 28029 Madrid. España)	



Noticias de la SECAL

RESUMEN DE LA REUNIÓN DE LA JUNTA DE GOBIERNO DE LA SECAL

18 DE NOVIEMBRE DE 2008

El pasado 18 de noviembre, la Junta de Gobierno de la SECAL celebró una Reunión Ordinaria en el Centro de Investigaciones Biológicas de Madrid, en la que se trataron los siguientes asuntos:

- **Publicación de la propuesta de nueva Directiva sobre protección de animales utilizados con fines científicos:** el pasado 5 de noviembre, la Comisión Europea publicó esta propuesta, mediante la que se pretende elaborar una nueva Directiva que sustituya la normativa actual. Se prevé que a raíz de este hecho, se plantee una nueva reunión de la Comisión Ética Estatal de Bienestar Animal (CEEBA), cuya última convocatoria se remonta a diciembre de 2007, y que el Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino comience una ronda de consultas y de discusión. Se estima que la nueva Directiva entre en vigor en un plazo de 2-4 años.
- **Sobre el proceso extraordinario de homologación** que se contemplaba en la Ley 32/2007, no se tiene noticia alguna y se desconoce cómo y cuándo se resolverá. En este sentido, la Presidenta informó de que remitió un escrito a D. Carlos Martínez Alonso (Secretario de Estado de Investigación) en el que, además de presentarle la SECAL, exponía los problemas e inquietudes surgidos tras la publicación del Real Decreto 1201/2005, no habiéndose recibido aún respuesta.
- **Discusión de documentos y propuestas de**

FELASA: la Junta mostró su aprobación al documento sobre formación para la obtención de la Categoría A, denominado "Education FELASA Category A: Persons taking care of animals". En el Grupo de Trabajo que ha elaborado este documento, ha participado Manuel Moreno y la aportación de la SECAL ha sido especialmente relevante.

Asimismo, se valoró la propuesta de FELASA de crear un Grupo de Trabajo que elabore un documento, denominado provisionalmente "Terms of Reference", en el que se tratará de hacer un glosario de términos que recoja y defina los signos clínicos que pueden observarse en los animales de laboratorio, con el fin de unificar esta terminología. La Junta dio su visto bueno a la creación de este Grupo.

- **Jornadas técnicas promovidas por SECAL:** tal como se trató en reuniones anteriores, la SECAL ha propuesto a cuatro de sus socios benefactores la realización de jornadas técnicas, en distintos lugares de España, respaldadas por nuestra Sociedad. Hasta el momento, la respuesta ha sido muy favorable, por lo que se irán concretando los detalles organizativos y ampliando esta propuesta a otras empresas.
- **III Jornada Científica y X Congreso:** la III Jornada Científica de la SECAL registró cerca de 150 inscritos, lo que hace suponer que el Programa fue lo suficientemente atractivo.

Paralelamente a la reunión de la Junta de Gobierno, tuvo lugar una reunión del Comité Organizador del X Congreso de la SECAL (Salamanca 2009), en la que se terminó de perfilar el programa científico y otras cuestiones organizativas, que ya están muy avanzadas. Todas las novedades se irán incorporando a la página web propia del Congreso: <http://fundacion.usal.es/secal2009>.

Por último, se revisaron los informes que se presentaron el día siguiente a la Asamblea General y en los que se recogieron, fundamentalmente, las actividades de la Junta de Gobierno desde noviembre de 2007, que hemos ido reflejando en esta Sección a lo largo de estos meses.

La próxima reunión de la Junta de Gobierno será el 28 de enero de 2009, mediante teleconferencia.

III JORNADA CIENTÍFICA DE LA SECAL

El Centro de Investigaciones Biológicas de Madrid fue el entorno en el que se celebró, el pasado 19 de noviembre, la III Jornada Científica de la SECAL. Aunque siempre es costumbre dejar los agradecimientos para el final, esta vez creemos necesario comenzar agradeciendo a la Dirección de este Centro su generosidad y hospitalidad, acogiendo a las casi 150 personas que nos reunimos allí; a la Junta de Gobierno, y en especial a Manolo Moreno, por su esmerado trabajo organizativo; a Souralit S.L. por su generoso patrocinio y a todos los ponentes por la brillantez de sus exposiciones.

Uno de los objetivos de la SECAL para esta Jornada era aumentar la participación de los técnicos y cuidadores en este tipo de eventos, objetivo que se alcanzó, ya que la mayor parte de los inscritos fueron técnicos. Por otra parte, el programa fue lo suficientemente atractivo para que más del 50% de los participantes llegaran desde fuera de Madrid.



Como estaba previsto, la Jornada comenzó con la ponencia de Nieves Salvador, del Instituto Cajal, titulada “Errores frecuentes en la manipulación de animales SPF: una puerta abierta a la contaminación”. En ella, se expuso de forma clara los principios básicos de la estandarización microbiológica, así como las características fundamentales de las denominadas “barreras” y sus formas de aplicación.



Mesa de la Asamblea General de la SECAL



Las jornadas tuvieron una buena aceptación por los técnicos asistentes



Manuel Moreno presentando el nuevo libro de *Ciencia y Tecnología del Animal de Laboratorio*

En la sección de “Artículos”, presentamos un resumen de esta ponencia.

Yolanda Saavedra, de la Universidad Autónoma de Barcelona, en su ponencia titulada “Elaboración de PNTs: la asignatura pendiente”, nos convenció de la necesidad de trabajar bajo procedimientos normalizados de trabajo y nos mostró de forma muy detallada todos los pasos para su correcta elaboración. La nueva sección de la Revista, que hemos dado en llamar “Presión Positiva”, incluye en este número un artículo de la misma autora.

A continuación, Eduardo Díaz, del Centro Nacional de Investigaciones Cardiológicas, con su ponencia sobre “Mantenimiento y cría del Danio rerio (Pez cebra) como modelo de investigación científica”, nos proporcionó un completo manual práctico sobre el mantenimiento y cría de esta especie, “trucos” incluidos.

Para finalizar, Belén Pintado, del Centro Nacional de Biotecnología, presentó la ponencia titulada “Biotecnología reproductiva como herramienta en la gestión de animalarios”, en la que, sobre la base de su amplia experiencia, nos hizo una actualización de las principales técnicas de biotecnología reproductiva y con un esquema de “verdadero o falso”



Las ponencias tuvieron muy buena acogida por los participantes

so” nos mostró el porque de lo erróneo de algunas afirmaciones extendidas.

Por la tarde tuvo lugar la Asamblea General de socios de la SECAL, en la que, siguiendo el Orden del Día, se aprobó el Acta de la Asamblea anterior (celebrada en Córdoba en 2007) y se aprobó la relación de nuevos socios inscritos desde esa última Asamblea (lista que ascendía a 29 numerarios y 3 benefactores) y la relación de bajas. Seguidamente, la Presidenta y otros miembros de la Junta de Gobierno expusieron una memoria de las actividades que esta Junta ha llevado a cabo durante el último año y de las que hemos ido dando cumplida cuenta en los últimos números de la Revista. La Tesorería presentó y sometió a aprobación la Cuenta de Resultados del Ejercicio 2007 y el Presupuesto para 2009; asimismo presentó la cuenta de resultados de 2008 (a fecha 30 de septiembre). Por último, se aprobó una modificación de los Estatutos de la SECAL, para adecuarlos a la legislación vigente.

Durante la Jornada, los asistentes tuvieron ocasión de ver los primeros ejemplares del libro titulado “Ciencia y Tecnología del Animal de Laboratorio”, co-editado por la SECAL y la Universidad de Alcalá de Henares, del que encontraréis una reseña en la sección de “Libros” de este Número.



Nieves Salvador en un momento de su intervención



Yolanda Saavedra de la Universidad Autónoma de Barcelona

2 ARTÍCULOS

INSTRUCCIONES TÉCNICAS PARA EL CONTROL DE ANESTÉSICOS Y PARA LOS PROCEDIMIENTOS DE ANESTESIA, ANALGESIA Y EUTANASIA DE ROEDORES EN EL IDIBELL

Rosa Bonavia

Anna Jimenez

Institut d'investigació Biomèdica de Bellvitge (IDIBELL), Barcelona

En este artículo, reproducimos dos instrucciones de trabajo (IT) que se aplican en el “Servei d’Estabulari” del IDIBELL (SE-IDIBELL), relacionadas con el uso de drogas anestésicas y los procedimientos anestésicos en roedores.

IT PARA EL CONTROL DE ANESTÉSICOS

1. OBJETIVO

Describir la compra, conservación y control de los anestésicos y analgésicos (“controlled drugs”).

Fármacos controlados utilizados para anestesia y analgesia:

1. De uso humano: ketamina, buprenorfina e isoflurano.
2. De uso veterinario: pentobarbital sódico (Dolethal®), xilacina (Xylagesic 2%®), medetomidina (Domtor®), atipamezol (Antisedan®) y meloxicam (Metacam®).

Para todos estos fármacos se registrará su llegada al animalario y su utilización.

2.- PROTOCOLO DE COMPRA, REGISTRO Y ALMACENAJE

- Compra: la compra de este tipo de sustancias será autorizada por el responsable veterinario del SE-IDIBELL, cumplimentando la receta cuando sea necesario.

- Registro y control:

- * El personal veterinario llevará un registro de la entrada, uso y salida de estas sustancias, mediante un documento específico denominado DOC-ANE- 002 (Uso de anestésicos y analgésicos).

- * Es responsabilidad del usuario:

- Registrarse para utilizar estos productos en el animalario, a través de un documento denominado DOC-ANE-003 (Documento de registro de personal que haga uso de anestésicos).
- Registrar su uso. La hoja de registro de las cantidades utilizadas (DOC-ANE-002) se ubicará en la puerta de la nevera correspondiente.

- * La hoja de registro de utilización de productos se ubicará en las neveras correspondientes.

- Caducidad: la veterinaria del SE-IDIBELL es la encargada de comprobar la caducidad de dichos fármacos. Una vez al mes, se revisan todos los productos, se retiran los caducados y se registran todos los movimientos en el documento DOC-ANE- 002 (Uso de anestésicos y analgésicos).
- El Dolethal, es empleado como método eutánico y se usa prediluido en una solución de trabajo de 0,1 ml de Dolethal, con 0,9 ml de agua, por vía intraperitoneal. No se permite disponer de pentotal sódico tamponado (Dolethal,) para eutanasia en ninguna de las salas de animales de la zona SPF. En las salas de cuarentena y terapia génica se permite tener un tubo tipo “Eppendorf” con 1 ml. de pentotal sódico tamponado, adecuadamente identificado con el número de lote y fecha de caducidad, fecha de apertura, etc.
- Almacenaje y conservación:
 - * Nevera con cierre ubicada en el despacho del personal: se almacenarán todos los fármacos sin diluir. Debe permanecer cerrada con llave. Sólo el personal veterinario debe tener acceso a la llave (con las hojas de registro de entrada y salida, contenidas en el documento DOC-ANE- 002) (Uso de anestésicos y analgésicos).
 - * Nevera “combi” ubicada en la entrada al área SPF: debe almacenar los fármacos preparados para su uso (congelados en viales) o aquellos productos ya empezados y que se utilizan sin diluir (con las hojas de registro específicas de entrada y salida).

3.- INSTRUCCIONES TÉCNICAS

Se encuentran a disposición de los usuarios las IT correspondientes al uso de los diferentes anestésicos y analgésicos (denominadas IT- ANE-001 a 012).

El usuario dispondrá de las IT en la nevera donde se almacenen los productos y en los equipos de anestesia inhalatoria.

4.- USO ANESTESIA/ANALGESIA EN LAS SALAS DE TERAPIA GÉNICA Y DE CUARENTENA

Para los usuarios de estas salas, es necesario, que soliciten el uso de estos fármacos antes del inicio del procedimiento.

5.- REGISTRO DE USUARIOS

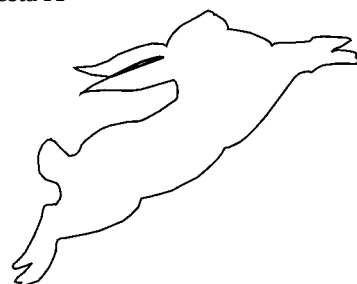
Todo usuario que necesite emplear este tipo de fármacos deberá registrarse previamente, cumplimentando el documento DOC-ANE-003 (Documento de registro de personal que haga uso de anestésicos).

6.- IDENTIFICACIÓN EQUIPOS

- Cuando se adquiere un nuevo equipamiento, este será inventariado por el IDIBELL, y ese número nos servirá como referencia en cada IT para localizar dicho equipo

7.- REVISIÓN

El veterinario del animalario es el responsable de revisar, con una periodicidad mensual, el cumplimiento de esta Instrucción Técnica, controlando la caducidad de los fármacos, su correcta ubicación y el buen uso de los mismos. Con una periodicidad bianual, el CEEA realizará una supervisión del cumplimiento de esta IT



IT PARA LA ANESTESIA, ANALGESIA Y EUTANASIA DE ROEDORES

1. OBJETIVO

Definir y proporcionar recomendaciones sobre métodos y productos para la realización de anestesia, analgesia y eutanasia a roedores estabulados en el SE-IDIBELL.

2. ANESTESIA

A. Objetivo:

Presentar un resumen sobre definiciones, recomendaciones, métodos y productos para la anestesia en roedores en el SE-IDIBELL. Esta IT, denominada IT-ANE-010 (Recomendaciones para la anestesia, analgesia y eutanasia de roedores), se complementa con otra específica para la anestesia en hámster ("IT-ANE-012: anestesia y analgesia en hámster").

B. Definiciones:

- Anestesia significa la pérdida de sensación de dolor para realizar cirugías u otros procedimientos dolorosos. La anestesia general es un estado de inconsciencia producido por los agentes anestésicos, con ausencia de sensación de dolor en todo el cuerpo y con un grado variable de relajación muscular.
- Anestesia combinada: se combinan dos productos anestésicos de forma que, reduciendo la dosis necesaria de cada producto si se utilizasen por separado, se produzca el efecto deseado en grado óptimo y se minimicen los efectos secundarios indeseables.
- Niveles de anestesia: la anestesia se puede dividir en cuatro niveles teóricamente, aunque en la práctica no sean tan fáciles de diferenciar.
 - * Nivel I: no hay pérdida de la percepción del dolor, y por tanto no es adecuada para la cirugía. Se pueden observar ansiedad y un aumento de la frecuencia cardíaca. Se pueden presentar movimientos voluntarios.
 - * Nivel II: fase de pre-anestesia: hay una pérdida inicial de consciencia y de la percepción del dolor, aunque el animal puede responder a estímulos fuertes. Hay una pérdida del reflejo de estación (mantenerse de pie). Se puede observar un aumento de la frecuencia respiratoria y cardíaca. El tipo de respiración sigue siendo torácica.
 - * Nivel III: anestesia quirúrgica. Se produce la inconsciencia y una relajación muscular completa. El tipo de respiración pasa a ser torácico-abdominal y se mantiene regular. Se puede subdividir en dos fases:
 - Leve: hay pérdida del reflejo de reti-

rada del pie, y se mantiene la respiración torácico-abdominal, el reflejo palpebral y corneal y las pupilas están ligeramente contraídas (miosis).

- Profunda: disminución progresiva del reflejo palpebral y corneal, profunda relajación muscular, respiración de tipo abdominal, y puede aparecer hipotermia.

* Nivel IV: dilatación de las pupilas (midriasis), bradipnea con apneas intermitentes, bradicardia, pérdida del reflejo anal y vesical (micción y defecación involuntarias), hipotermia progresiva marcada y finalmente muerte del animal.

Lo recomendado para realizar la mayoría de cirugías de forma óptima es mantener al animal en un nivel de anestesia III.

C. Métodos:

Para seleccionar un anestésico, se valorará:

- Especie animal.
- Tipo procedimiento (interferencia con resultados).
- Equipamiento requerido.
- Seguridad del animal y las personas que lo administran.
- Vías de administración.
- Efectos secundarios/toxicidad.
- Almacenamiento/preparación.

Para la realización de procedimientos quirúrgicos se recomienda:

- No realizar cirugías de forma imprevista, sino planificada.
- Organizar primero el área quirúrgica y preparar el agente anestésico.
- Valorar el estado de salud del animal.

Se pueden utilizar diferentes tipos de agentes anestésicos en roedores. En el SE-IDIBELL se recomiendan los siguientes:

- Agentes inhalatorios: se recomienda el isoflurano porque es no inflamable, tiene una inducción rápida, su biotransformación en el

hígado es baja, mantiene la estabilidad cardiovascular y es dosis dependiente (al retirarlo, el animal despierta rápidamente). Los protocolos relacionados donde se describe la forma de utilizarlos son las IT denominadas “IT-ANI-006: anestesia inhalatoria” e “IT-ANI-008: protocolo anestesia inhalatoria, analgesia y uso de la manta térmica para cirugía”.

- Agentes parenterales: los agentes parenterales que se recomiendan son:

- * Ketamina-xilacina (su protocolo de uso se describe en la IT denominada “IT-ANE-002: anestesia con ketamina-xilacina”).
- * Ketamina-medetomidina-atipamezol (IT-ANE-001: anestesia con ketamina-medetomidina y su reversión con atipamezol).

Como cuidados post-quirúrgicos se recomienda:

- Administración quirúrgica de analgesia.
- Debido a que las cirugías se realizan de forma aséptica, no se recomienda la administración de tratamiento antibiótico de forma preventiva.
- Durante la recuperación de la anestesia, proporcionar una fuente de calor (manta térmica) para evitar la hipotermia.
- Mantener los animales operados separados de sus compañeros durante la recuperación y no reintroducirlos en sus jaulas hasta que estén completamente despiertos.

3. ANALGESIA

A. Objetivo:

Describir los métodos y productos para el alivio del dolor en los roedores alojados en el SE-IDI-BELL.

B. Definiciones:

- **Dolor:** es una experiencia compleja resultado de una estimulación que lesiona o tiene potencial para lesionar los tejidos. La capacidad de experimentar y responder al dolor es amplia y está demostrada en el mundo animal. Una estimulación dolorosa provoca niveles de estrés y conduce a acciones evasivas, ya que las sen-

saciones desagradables y las experiencias emocionales están asociadas a lesiones reales o potenciales. La posibilidad de lesiones suele provocar acciones protectivas para eludir el peligro y la ansiedad/miedo; eso puede conducir a modificar el comportamiento de un animal, incluyendo la interrelación social. Se definen cuatro niveles de dolor:

- A. Leve y/o corto, o sin dolor o angustia. Supervisión: dos veces por semana.
- B. Dolor moderado, que desaparece al cesar el procedimiento. Se suministran analgésicos a los animales. Supervisión diaria.
- C. Dolor moderado que continúa tras finalizar el procedimiento. Se suministran analgésicos o anestésicos al animal. Supervisión: dos veces al día.
- D. Dolor grave y continuado que no se alivia con la administración de anestésicos o analgésicos. Supervisión: dos veces al día.

- **Estrés:** es la respuesta de un animal a uno o varios estímulos potencialmente lesivos (factores internos o estímulos externos). Esta respuesta conlleva cambios en las funciones biológicas del animal que le permiten poder adaptarse y sobrevivir. Las respuestas al estrés se pueden dividir en:

- * De comportamiento: eludir el peligro, huir o pelear. La naturaleza del dolor (agudo, crónico, intermitente) producirá respuestas diferentes pero la respuesta puede variar también individualmente.
- * Respuestas autonómicas del sistema nervioso: orientadas a “huir o pelear”, incluyen:
 - Aumento de la tasa metabólica, del consumo de oxígeno, de la frecuencia y ritmo respiratorios, de la frecuencia y ritmo cardiacos, de la presión sanguínea, etc. que permiten ajustes fisiológicos rápido para responder a las amenazas o peligros inminentes.
 - Digestión disminuida o aumentada. Procesos anabólicos.
 - Mejora del aprendizaje y memoria.

- * Respuestas neuroendocrinas: las hormonas secretadas desde el sistema neuroendocrino hipotalámico-hipofisario tienen un efecto duradero en todo el organismo. Las respuestas neuroendocrinas están orientadas a inhibir funciones que no son esenciales para el mantenimiento, para favorecer la supervivencia.
- * Respuestas inmunes: el sistema inmune es una de las mayores defensas para responder al estrés.

El protocolo del Comité Ético de Experimentación Animal (CEEA) para evitar dolor o ansiedad innecesarios, incluyendo niveles de dolor y ansiedad, valoración del dolor, así como los criterios de punto final están a disposición de los investigadores y se recogen en una IT específica, denominada “IT-CEEA-011: protocolo y monitorización de los niveles de dolor”.

C. Métodos:

Cuando el dolor es presuntamente inevitable, se recomiendan dos métodos para aliviarlo:

- Administración de productos farmacológicos: dos productos están disponibles para los investigadores: buprenorfina y meloxicam (cuyo uso se regula en una IT denominada “IT-ANE-003: preparación y administración de analgesia”). Se recomienda la administración de uno de ellos después de la cirugía o daños (por ejemplo, los ocasionados tras peleas).
- Los métodos no farmacológicos recomendados para moderar el dolor son:
 - * Reducir la inmovilización y la manipulación al mínimo necesario.
 - * Proporcionar enriquecimiento ambiental (materiales para fabricar nidos).
 - * Reducir en lo posible el ruido y la luz ambiental.
 - * Proporcionar calor, viruta y aumentar la palatabilidad de la comida (humedecer los “pellets”).

4. EUTANASIA

A. Objetivo:

Definir y describir las pautas y procedimientos autorizados para realizar eutanasia en roedores en

el SE-IDIBELL. Estas pautas están basadas en las recomendaciones de la American Medical Veterinary Association).

B. Definiciones y procedimientos:

La eutanasia implica el sacrificio de los animales mediante procedimientos que inducen una inconsciencia y muerte rápida, con el dolor y angustia mínimos para el animal. Las técnicas de eutanasia deben provocar una inconsciencia rápida, seguida de un paro cardíaco o respiratorio, y finalmente la pérdida de la función cerebral.

Para evaluar los métodos seleccionados, se ha considerado:

- La capacidad de inducir la inconsciencia y muerte, sin causar dolor o ansiedad.
- Fiabilidad.
- Irreversibilidad.
- Tiempo para inducir la inconsciencia.
- Especie, edad y estado de salud del animal.
- Compatibilidad con los requisitos y propósitos de la investigación.
- Mantenimiento del equipamiento necesario.
- Seguridad del personal.
- Efecto emocional sobre los operadores.

Los agentes eutanásicos inducen la muerte mediante tres mecanismos:

- Hipoxia directa o indirecta (agentes inhalatorios).
- Depresión directa de las neuronas necesarias para las funciones vitales (agentes químicos no inhalatorios).
- Trastornos físicos de la actividad cerebral y neuronal, con destrucción de las neuronas necesarias para la vida.

Debido a que, durante la inducción, los animales pueden secretar feromonas, se recomienda que no haya animales presentes, o muy cerca, cuando se realiza.

Para la eutanasia se recomienda la utilización de un agente químico, inhalatorio o no, frente a los métodos físicos, a no ser que los agentes químicos estén excluidos por el protocolo experimental.

Los métodos recomendados para la eutanasia son:

- Animales adultos (a partir del destete):

- * Agentes inhalatorios: dióxido de carbono en la cabina de inducción, situada en el laboratorio de necropsia de ratones, y en las salas de Terapia Génica para los hámsteres. Se seleccionó debido a sus depresivos rápidos, efectos analgésicos y anestésicos bien establecidos, directamente disponible en cilindros comprimidos, barato, no inflamable, no explosivo y con riesgos mínimos para el personal si se utiliza con el equipamiento adecuado. Existe una IT específica denominada "IT-ANE-005: sacrificio de los animales con CO₂ en el SE IDIBELL", a disposición de los investigadores.

- * Agentes químicos no inhalatorios: el método más rápido y eficaz para la eutanasia. Los barbitúricos son de rápida actuación, inducción suave, efecto potente y largo, estables en solución preparada y de coste relativamente bajo. El pentobarbital sódico es el producto que mejor se ajusta a estos criterios. Debido a la dificultad para la administración intravenosa en roedores, por su tamaño y por el estrés inducido por la inmovilización, se recomienda administrarlo por vía intraperitoneal. La IT del procedimiento es la denominada "IT-ANE-004: sacrificio de animales mediante administración de pentobarbital sódico", disponible para uso de los investigadores.

- * Métodos físicos: dislocación cervical, solamente cuando el procedimiento excluye el uso de agentes químicos. El CE-EA lo autoriza para la realización de rederivación por cesárea en ratones no SPF y cuando sea necesario obtener tejidos no contaminados. Antes de ser autorizado, el personal debe demostrar que sabe realizar la técnica correctamente o debe ser entrenado. No se recomienda en hámster, debido a que su cuello es corto y los músculos fuertes.

- Animales jóvenes (desde el nacimiento hasta que son destetados):

- * Los agentes químicos no inhalatorios son el método más rápido y eficaz para la eutanasia. Los barbitúricos son de acción rápida, la inducción es suave, su efecto potente y largo en el tiempo y su coste relativamente barato. El pentobarbital sódico es, de todos los barbitúricos, el que mejor se ajusta a estos criterios. Debido a la dificultad para la administración intravenosa en roedores, debido a su tamaño y al estrés inducido por la inmovilización, se recomienda administrarlo por vía intraperitoneal. La IT del procedimiento es la denominada "IT-ANE-004: sacrificio de animales mediante administración de pentobarbital sódico", disponible para uso de los investigadores.

- * Métodos físicos: en lugar de la dislocación cervical, en neonatos se recomienda la decapitación realizada con tijeras afiladas como método para inducir la inconsciencia rápida y la eutanasia, aunque puede resultar desagradable para el personal que la realice.



ERRORES FRECUENTES EN LA MANIPULACIÓN DE ANIMALES SPF: UNA PUERTA ABIERTA A LA CONTAMINACIÓN

RESUMEN DE LA PONENCIA DEL MISMO TÍTULO
PRESENTADA EN LA III JORNADA CIENTÍFICA DE LA SEAL

Nieves Salvador
Instituto Cajal (CSIC), Madrid

En roedores y conejos, la mayoría de las contaminaciones víricas, bacterianas y parasitarias no producen síntomas clínicos evidentes. Además, factores no microbiológicos pueden también influir en el desarrollo de la enfermedad clínica. Por ejemplo, el aumento de la concentración de amoníaco, puede inhibir el movimiento ciliar en el tracto respiratorio y limitar la eliminación de microorganismos.

Estas infecciones latentes pueden no ser observadas hasta que el animal ha sido estresado, por ejemplo en un procedimiento experimental, debiendo valorarse el impacto que pueden tener en los resultados experimentales, discriminando si el efecto es debido a la presencia de la infección o al protocolo experimental. De ahí que sea imprescindible la prevención de la infección y no solamente la prevención de la enfermedad clínica.

VENTAJAS DEL USO DE ANIMALES DEFINIDOS

La necesidad de estandarizar el reactivo biológico ha llevado al uso de animales sanos, genéticamente definidos y mantenidos en un medio controlado. Estos animales presentan un buen crecimiento y reproducción, con parámetros biológicos constantes, ausencia de enfermedades, flora estable y resistente a las infecciones.

Para el científico, la mayor ventaja de usar animales de calidad definida es saber con antelación las condiciones de su reactivo biológico y que los resultados experimentales que obtenga sean válidos y reproducibles. Trabajar con animales de calidad implica una menor variabilidad experimental y

una reducción significativa del número de animales (principio de las Tres Erres).

Un beneficio adicional es la posibilidad de comparar la calidad microbiológica de poblaciones de distinto origen, o de una misma población, a lo largo del tiempo, y la disminución del riesgo de contagio de enfermedades zoonóticas para quienes trabajan directa o indirectamente con el animal.

Un animal de experimentación se ve influido por su entorno. Un correcto mantenimiento a largo plazo sólo se consigue con la introducción de barreras y rígidos protocolos de trabajo.

¿QUÉ ES UNA BARRERA?

Una barrera se define como el conjunto de medidas técnicas, mecánicas, teóricas y sanitarias que se adoptan dentro de un área de producción, mantenimiento, experimentación o sistema mixto, donde colaborarán diferentes profesionales (arquitectos, ingenieros, investigadores, veterinarios y expertos en animales de laboratorio).

Las medidas técnicas van destinadas a proyectar las instalaciones de tal forma que permitan tener al animal en el estado sanitario exigido. Las mecánicas cubren las necesidades de funcionamiento de los sistemas generales de ventilación, climatización, sobrepresión, iluminación, filtración, limpieza, esterilización, aislamiento acústico, etc. Las medidas teóricas son los protocolos de trabajo, de mantenimiento de aparatos y equipos, de acceso a las diferentes zonas de trabajo, de cuarentenas, etc., que se adoptan con objeto de organizar el funcionamiento interno del centro. Las medidas sanitarias

están dirigidas a evitar las contaminaciones en cualquier sentido, creando un ambiente seguro, libre de zoonosis y de contaminaciones indeseadas.

Las características de cada instalación estarán en consonancia con los requerimientos de la especie, o especies, que se pretendan producir, mantener o utilizar; con el nivel sanitario de los animales y con los diseños experimentales que allí se lleven a cabo. En función de cada centro, hay que considerar una única instalación centralizada o compartimentada en distintas áreas, y no debemos olvidarnos de los biomódulos que pueden complementar cualquier instalación existente.

Debe tenerse en cuenta qué tipo de barrera se necesita y cuál podemos mantener. Es decir, hay que valorar si pueden asumirse los costes económicos para mantener la barrera, realizar los controles oportunos para confirmar que funciona y, por supuesto, transmitir la filosofía de barrera y luchar contra la relajación de las normas.

Disponer de una instalación bien diseñada, construida, equipada, mantenida y utilizada, resulta imprescindible para garantizar el estado sanitario y el bienestar de los animales. Cuanto más visible sea la barrera, más fácil será que se cumplan los protocolos de trabajo. En cualquier caso, su diseño y ubicación tendrán presente la limitación de acceso a las instalaciones, tanto de personas no autorizadas, como de animales foráneos (roedores, insectos, etc.).

Dentro de una instalación para animales de laboratorio pueden considerarse 3 tipos de zonas o áreas en función de su utilización. Las destinadas a la producción o mantenimiento de animales (donde incluiremos la sala de cuarentena), las que se utilizan para experimentación y las de servicios (pasillos, almacenes, sala de lavado, etc.). Entre todas estas zonas se establecerá un circuito de entrada y salida de personal y materiales, con protocolos de trabajo rígidos específicos para cada área, a fin de preservar las condiciones de la barrera de la instalación.

Las variables ambientales se han de medir para detectar cualquier desviación de los valores esperados. Las instalaciones deben disponer de equipos fijos o móviles, calibrados de manera periódica, que permitan cuantificar los valores de los diferen-

tes sistemas implicados (termohigrómetros, anemómetros, gasómetros, luxómetros, etc.). De igual manera, resulta interesante la realización de análisis microbiológicos rutinarios del aire y del agua en diferentes puntos del sistema.

CONTROL SANITARIO DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Implícitos a todo sistema de barreras, están los sistemas de calidad para verificar su funcionamiento. La eficacia de la barrera se demuestra mediante controles periódicos de la salud de los animales.

Los controles periódicos de salud poseen una doble función. Por una parte, actúan como instrumento preventivo al permitir conocer el estado del animal antes de su introducción en el animalario y, por otra, sirven para controlar regularmente el funcionamiento del sistema de barreras.

Uno de los problemas de las unidades de producción es la necesidad de alojar animales de diferente origen y carga microbiana desconocida. Gérmenes irrelevantes para cierta línea experimental pueden invalidar otra línea completamente distinta. Por tanto, la unidad de producción y experimentación será la que defina qué organismos son inaceptables en la barrera y testados en todos los controles microbiológicos.

El diagnóstico es imprescindible para poder tomar medidas de control, predecir las consecuencias, identificar la vía de entrada o, en el mejor de los casos, confirmar que había sido una falsa alarma.

Como es imposible abarcar todos los agentes existentes, deberían tenerse en cuenta al menos los siguientes:

- Los patógenos más comunes que, al ser más fácilmente detectables, hacen más sencillo su chequeo.
- Los oportunistas que se presentan como patógenos en ciertas ocasiones, como cuando los animales están estresados, cuando existen variaciones en las condiciones ambientales, interacción de otros agentes, pérdida de defensas, etc.
- Los microorganismos que puedan interferir directamente sobre los resultados experimentales.

- Las infecciones zoonóticas, como Hantavirus, en ratas infectadas de forma inaparente.

También debe tenerse en cuenta:

- La prevalencia, determinante del riesgo de infección y de las posibilidades de detección del organismo en la barrera. Si la prevalencia es elevada, los controles serán más frecuentes.
- Disponibilidad de métodos adecuados de detección.
- Posibilidad real de evitar o erradicar la infección.
- Características de la población, especie animal, cepa, estado inmunitario, etc., que pueden ayudarnos a excluir gérmenes del estudio y las medidas más adecuadas para su control sanitario.
- Controles previos, durante y al finalizar el experimento, para confirmar que no ha habido cambios en los animales en experimentos prolongados.

FELASA ha publicado recomendaciones generales, listas de microorganismos y sus respectivos métodos de análisis con la finalidad de armonizar conceptos.

Uno de los factores condicionantes que limitan el muestreo y la periodicidad es el coste económico. Por ello, muchas instituciones muestrean microorganismos de alta prevalencia y si aparecen infecciones amplían el muestreo.

El uso de animales inmunodeficientes y centinelas, a ser posible de la misma base genética que los animales a controlar, puede ser útil en los controles microbiológicos. En los primeros, la baja producción de anticuerpos puede invalidar en muchos casos los análisis sexológicos. También pueden mostrar diferencias en la duración de la enfermedad, localización del agente causal y de sus lesiones, sin olvidarnos de los gérmenes oportunistas y del riesgo de adquirir infecciones del personal técnico e investigador, lo que puede dar lugar a resultados erróneos. En los segundos, la naturaleza del agente infeccioso puede determinar el tiempo de exposición antes de contagiarse y dar lugar a que la seroconversión sea mayor de lo previsto y no se infecten los animales.

CONCLUSIONES

- Los sistemas de cría y mantenimiento de animales bajo barrera nos ayudan a tener animales definidos.
- Un animal definido genética y microbiológicamente, mantenido en condiciones óptimas, influye positivamente en la reproducibilidad de los resultados experimentales y en la reducción del número de animales utilizados.
- Unas buenas medidas de barrera y unos protocolos de trabajo rigurosos son necesarios para mantener unos animales definidos.
- La relajación del personal o la demora en solucionar problemas detectados en la instalación, pueden ser decisivos en la rotura de la barrera.
- Las diferentes medidas de control de la barrera, así como el control microbiológico periódico de los animales, serán la prueba del buen funcionamiento de la barrera y del correcto mantenimiento de nuestros animales.



3 ÉTICA y legislación

PROPUESTA DE NUEVA DIRECTIVA SOBRE PROTECCIÓN DE ANIMALES UTILIZADOS CON FINES CIENTÍFICOS

Jesús Martínez Palacio

Centro de Investigaciones Energéticas, Medioambientales y Tecnológicas (CIEMAT)

Después de años de discusión, se ha dado el primer paso formal en la elaboración de una nueva Directiva relativa al uso de animales de experimentación, que sustituirá la normativa actual. Con fecha del pasado 5 de noviembre, se ha publicado el texto propuesto por la Comisión, cuya versión en castellano podéis consultar en esta dirección de Internet:

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=COM:2008:0543:FIN:ES:PDF>

A esta propuesta le faltan los siguientes pasos para su adopción:

- En primer lugar, el Parlamento remitirá el texto a un comité para su revisión (usualmente, al Comité de Medio Ambiente, aunque también puede pasar al Comité de Investigación). Este trámite puede incluir debates internos e incluso consultas públicas.
- En el momento en que este Comité emita su informe (con los cambios que procedan), se ha de votar en Pleno del Parlamento.

Por los plazos y reuniones previstas, no es esperable que nada de esto suceda hasta finales del año próximo.

Entre los principales puntos de debate de la propuesta, destacan:

- La restricción de uso de primates no humanos de segunda generación, criada en cautividad, a los 7 años de la entrada en vigor de la Directiva. El abandono de uso de grandes pri-

mates, salvo autorización excepcional expresa.

- Las limitaciones a la reutilización de animales.
- La obligación de las 'autoridades competentes' de revisar éticamente todos los procedimientos 'de modo transparente e integrando las opiniones independientes'.
- La definición de las categorías de severidad de los procedimientos por un comité regulador.
- La posibilidad de que la Comisión pueda controlar las condiciones en que las inspecciones son llevadas a cabo por los estados.

Y, de igual modo, podemos destacar los siguientes puntos:

- Obligación del Estado de inspeccionar los centros, al menos dos veces al año y una de ellas sin previo aviso.
- La adopción de unas superficies mínimas de jaulas renovadas (por ejemplo, 330 cm² para el alojamiento de ratones, lo que supone abandonar las jaulas tipo I tradicionalmente usadas en alojamiento de transgénicos).
- La obligación de los estados de designar un laboratorio de referencia para validación de alternativas.
- La revisión retrospectiva de los procedimientos con primates no humanos, así como el establecimiento de criterios internos de revisión de bienestar.

4 TÉCNICAS



ESTA SECCIÓN, TIENE COMO OBJETIVO DESCRIBIR DE FORMA SINTÉTICA Y PRÁCTICA, TODO TIPO DE TÉCNICAS Y PROCEDIMIENTOS EXPERIMENTALES.

**TODOS LOS SOCIOS, ESPECIALMENTE TÉCNICOS,
ESTÁN INVITADOS A PARTICIPAR EN ELLA**

CONTACTO: MARÍA GRANADA PICAZO; mgpicazo@sescam.jccm.es

TÉCNICAS DE INTUBACIÓN ENDOTRAQUEAL Y ANESTESIA INHALATORIA EN RATA Y RATÓN

***M^a Cruz Rodríguez-Bobada
Pablo Antonio González López
Joaquín Calatayud Gastardi***

Hospital Clínico “San Carlos”, Madrid

Actualmente existen numerosos modelos de enfermedades de severidad elevada (estudios en corazón, pulmones, riñón e hígado) en los que se emplea frecuentemente la rata y el ratón, por ser especies de fácil cría y manejo. En estos procedimientos, se requieren métodos de anestesia eficaces y seguros, siendo muy recomendable la intubación endotraqueal, ya que es la técnica más segura para aplicar anestésicos inhalatorios, tanto para el animal, como para el experimentador.

La intubación endotraqueal presenta una serie de ventajas con respecto a otras técnicas anestésicas:

- Evita la fuga de gases anestésicos.

- Permite registrar los niveles de CO² espirados y saturación de O₂.
- Facilita la monitorización cardiovascular (frecuencia cardíaca, electrocardiografía).
- Contribuye a mantener la estabilidad hemodinámica del animal.

PREPARACIÓN PRE-OPERATORIA

Las ratas y ratones son animales muy sensibles al estrés producido por la manipulación, el cambio de habitaciones o los nuevos olores. Para evitar un sufrimiento innecesario, es conveniente trasladar al animal al lugar en que va a ser intervenido al menos una hora antes de comenzar los procedimientos,

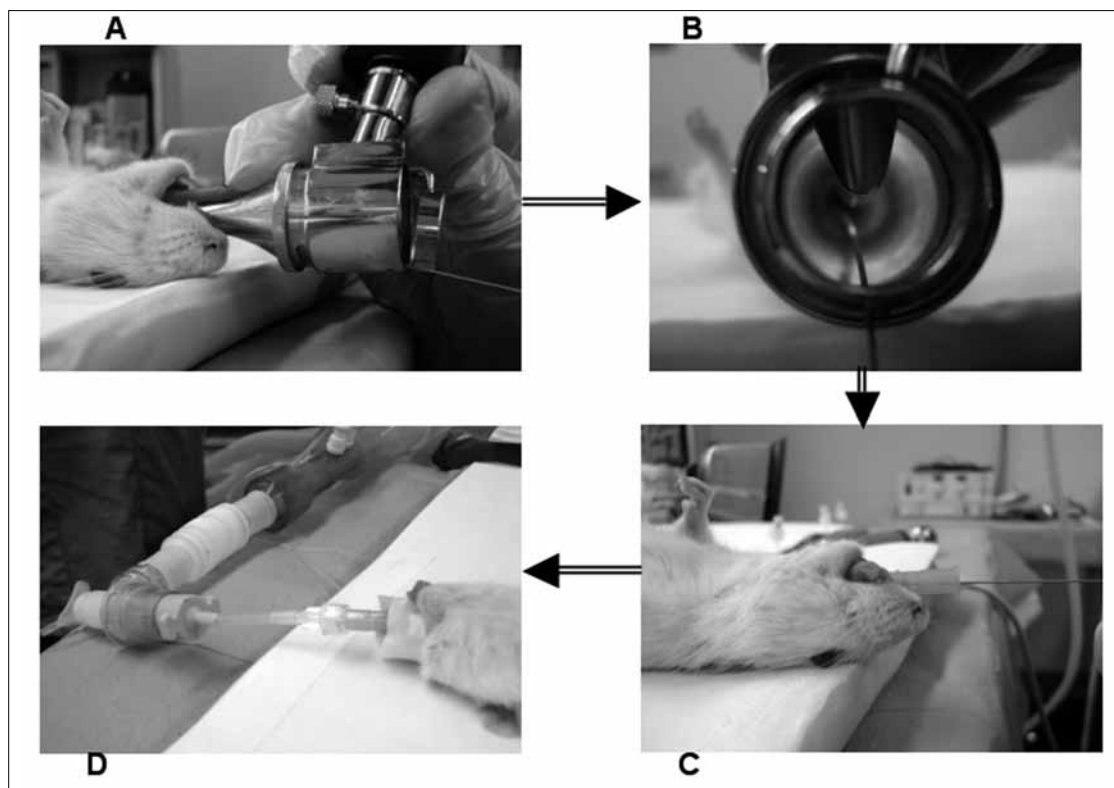


Figura 1: Proceso de intubación en una rata de laboratorio:

A: colocación del otoscopio; B: visualización de la tráquea; C: colocación del catéter; D: conexión del catéter al respirador mecánico.

permitiendo así una mínima adaptación a dicho lugar.

MATERIAL NECESARIO PARA LA INTUBACIÓN

- Catéteres de venopunción de 18G y 14G.
- Fiador flexible (se puede utilizar el fiador de una vía central).
- Otoscopio canino.
- Sonda esofágica (se utiliza una vía central).
- Equipo anestésico de clínica humana (modo presión o volumen).
- Equipo anestésico de roedores (modo presión).

PRE-ANESTESIA

El método de pre-anestesia es idéntico en ratas y ratones. Introducimos al animal en una mascarilla de oxigenación de 13 cm de longitud por 14 cm de diámetro y le administramos una mezcla de isoflurano al 2% en oxígeno, durante unos dos minu-

tos, lo que nos permite un buen manejo del animal y disminuye el nivel de estrés provocado por la sujeción y posterior inyección intraperitoneal (Fig. 2A).

INDUCCIÓN ANESTÉSICA

Rata: combinamos ketamina (40 mg/kg) inyectada por vía intraperitoneal, con medetomidina (0,25 mg/kg) y sulfato de atropina (0,04 mg/kg), ambos por vía subcutánea. Esta combinación es la más utilizada en nuestro Centro, por su rápida recuperación anestésica. Otra combinación también muy utilizada es el fentanilo (0,3 mg/kg) con medetomidina (0,3 mg/kg), ambos por vía intraperitoneal.

Ratón: utilizamos una combinación de ketamina (50 mg/kg) y medetomidina (1 mg/kg), por vía intraperitoneal.

Siempre que el estudio lo permite, administramos además antiinflamatorios no esteroideos y opiáceos, como el Metacam® (meloxicam; 2

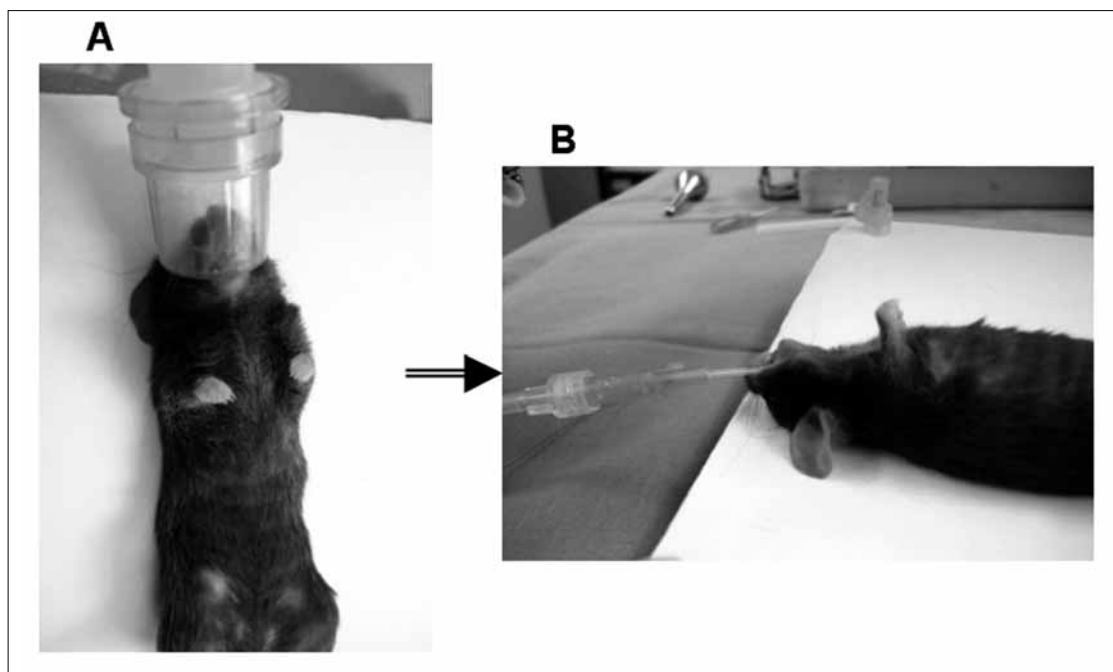


Figura 2: . Intubación en el ratón:
A: preanestesia con una mascarilla; B: conexión del tubo endotraqueal al respirador mecánico.

mg/kg cada 24 h) y el Buprex® (buprenorfina; 0,05 mg/kg cada 8 h), por vía subcutánea.

A continuación, aplicamos pomada lubricante en los ojos para evitar la sequedad y posterior formación de úlceras corneales.

Colocamos al animal en posición de decúbito supino sobre una manta térmica, manteniendo la normotermia durante todo el procedimiento quirúrgico. El control de la temperatura corporal se realiza mediante un termómetro introducido en el recto del animal.

INTUBACIÓN ENDOTRAQUEAL

Rata: comenzamos este punto dando un “toque” en la laringe con un hisopo empapado en lidocaína al 5% para desensibilizar la zona y evitar así el laringoespasma. A continuación, tiramos de la lengua de la rata y colocamos un otoscopio canino para visualizar la laringe (Fig. 1, A). Introducimos un fiador a través de la tráquea, progresando 1 cm (Fig. 1, B). Retiramos el otoscopio y utilizando el fiador como guía, introducimos un catéter de punción venosa de 14G y retiramos el fiador (Fig. 1, C). El catéter lo fijamos con esparadrapo al maxilar

de la rata y lo conectamos a un ventilador mecánico (Fig. 1, D) utilizando un volumen tidal de 10 ml/kg o una presión inspiratoria de 12-14 cm H₂O, presión máxima de 20 cm de H₂O, frecuencia respiratoria de 50-60 respiraciones por minuto, índice de inspiración/expiración de 1:2 y una presión positiva al final de la expiración de 2-4 cm de H₂O.

Como el catéter no dispone de balón para fijar el tubo a la tráquea, se produce salida de gases y, como consecuencia, valores muy bajos de CO₂. Para disminuir este espacio colocamos una sonda esofágica de 18G, que, por su tamaño presiona la tráquea y disminuye el espacio entre ésta y el catéter manteniendo el CO₂ con niveles de 30-35 mm de Hg. El catéter de venopunción se une a un sistema de suero cortado y éste a su vez a la conexión azul de un tubo endotraqueal pediátrico.

Ratón: una vez anestesiado, el proceso de intubación es idéntico al de la rata, aunque el catéter utilizado debe ser de 18G (Fig. 2, B) La frecuencia respiratoria debe ser de 50-60 respiraciones minuto, el volumen tidal de 0,5 ml/animal o una presión inspiratoria de 12 cm de H₂O, presión máxima de 15 cm de H₂O, índice inspiración/expiración de 1:2

y una PEEP de 2 cm de H₂O. El cono del otoscopio debe ser más fino para que entre en la cavidad oral del ratón.

MANTENIMIENTO ANESTÉSICO

Se realiza con isofluorano al 1% y un flujo de oxígeno de 0,9 litros/minuto.

RECUPERACIÓN POSTOPERATORIA

Una vez finalizado el procedimiento quirúrgico, realizamos la recuperación anestésica del animal. Para ello, retiramos el suministro de isofluorano y mantenemos la ventilación con oxígeno y aire medicinal durante 5 minutos. Desconectamos la entrada de oxígeno y comprobamos que el animal respira de forma espontánea. Inyectamos Atipamezol® 1mg/kg por vía subcutánea y extubamos, manteniendo la temperatura ambiente a 25°C durante el periodo de recuperación, mediante una lámpara de infrarrojos.

CONCLUSIONES

La utilización de la intubación endotraqueal presenta numerosas ventajas frente a otras técnicas anestésicas. Además de las anteriormente mencionadas, permite que el tiempo de cirugía pueda ser ampliado al mantener controlado y monitorizado al animal, reduciendo así el número de muertes durante la anestesia.

BIBLIOGRAFIA

- *BSAVA Manual of Exotic Pets*. 4th edn. Meredith A, Redrobe S, eds. Quedgeley. BSAVA 2002.
- Monitorización Anestésica Avanzada en pequeños Animales. Cardiovascular y Respiratoria. Dr. J.I. Cruz, CertVA, DECVA. Información Veterinaria, Diciembre 2005.
- Manual de Anestesia Veterinaria. Cuarta edición. William W. Muir. Edición 2008.
- *Laboratory Animal Anesthesia*. P. Flecknell. London. Academic Press Limited. 1996.



5 Presión POSITIVA

ESTA NUEVA SECCIÓN, TIENE COMO OBJETIVO SER UNA FUENTE DE ACTUALIZACIÓN PROFESIONAL PARA LOS RESPONSABLES DE ANIMALARIOS.

TODOS LOS SOCIOS ESTÁN INVITADOS A PARTICIPAR ENVIÁNDONOS SUS ARTÍCULOS

CONTACTO: HERNÁN SERNA; hserna@binaex.com

DISEÑO, PREPARACIÓN Y OBJETIVOS DE LOS PROCEDIMIENTOS NORMALIZADOS DE TRABAJO (PNTs)

Yolanda Saavedra Torres

Universitat Autònoma de Barcelona

DEFINICIÓN

Los procedimientos normalizados de trabajo (PNTs), en inglés “Standard Operating Procedures” (SOPs), son los documentos que describen cómo deben llevarse a cabo determinados procesos, tareas o técnicas y cuándo y quién las debe llevar a cabo, aunque a veces también pueden describir políticas y normas generales. Los PNTs son, además de documentos de utilidad a nivel administrativo (acreditaciones de calidad: Buenas Prácticas de Laboratorio –BPLs-, ISO, AAALAC), documentos de consulta y de uso diario, que deben estar presentes físicamente en las zonas de trabajo donde van a llevarse a cabo las tareas o procesos que describen y al alcance de las personas que van a realizar las tareas que describen.

Un PNT debería permitir que una persona pueda realizar una tarea que nunca ha llevado a cabo anteriormente, aunque no sea esta la finalidad de los PNTs. No es suficiente con poner al alcance de las personas la información necesaria para que lleven a cabo sus tareas; hay que dar un paso más y entrenar adecuadamente al personal.

FINALIDAD

La finalidad de los PNTs en los animalarios es estandarizar las tareas que se realizan de forma rutinaria en la instalación. La estandarización de las tareas supone beneficios para los animales, los usuarios (investigadores), el personal del animalario, la investigación y el funcionamiento del Centro en general.

ESTRUCTURA

Los PNTs suelen ser documentos de estructura determinada, con una serie de apartados definidos, que se deben definir previamente a la elaboración del mismo. Dependiendo del tipo de PNT, la estructura puede variar un poco, aunque hay ciertos apartados que deben mantenerse en todos los de una misma instalación.

En lo que se refiere a los animalarios, los PNTs pueden abarcar áreas muy diversas, pero, en líneas generales, se pueden agrupar en las siguientes categorías:

- Procedimientos de tipo administrativo general.
- Procedimientos de equipos: funcionamiento, mantenimiento, calibración, etc.
- Procedimientos de funcionamiento y mantenimiento general de la instalación.
- Procedimientos relacionados con el mantenimiento, manejo, salud y bienestar de los animales.

En el Anexo de este artículo, y a modo de ejemplo, se muestra un listado de los PNTs que incluye cada una de estas categorías.

En el caso de que la Institución cuente con el apoyo de una Unidad de Garantía de Calidad, es recomendable ponerse en contacto con ellos, para que nos asesoren en la estructura y elaboración, nos proporcionen modelos y revisen y aprueben los PNTs.

La estructura de un PNT tipo seguiría el siguiente esquema:

- Identificación del PNT: título, autores, código del PNT, fecha de aprobación, firmas de los autores, del Responsable de la instalación, del Responsable de calidad.
- Objetivos.
- Ámbito de aplicación: en qué situaciones o lugar se aplica, etc.
- Definiciones: se definen las palabras que, aunque en algunos casos parezca obvio, puedan dar lugar a confusión. Por ejemplo, “jaula”: conjunto formado por cubeta, reja, separador.
- Descripción del proceso en sí: incluye fases de preparación, desarrollo y finalización.
- Cualificación del personal: describe la cualificación que debe tener el personal que lleve

a cabo el procedimiento descrito en el PNT.

- Nivel de riesgo: describe los riesgos que supone la realización de la tarea descrita en el PNT, ya sea para el personal, para el medio ambiente, etc.
- Residuos: enumera los residuos derivados de la realización del procedimiento descrito en el PNT.
- Responsabilidades: se identifica qué personas son responsables de realizar cada uno de los pasos que se describen en el PNT.
- Registros asociados: son los registros (formularios cumplimentados) que se generan a partir de la realización del proceso que se describe.
- Referencias a otros PNTs relacionados.
- Esquema: ayuda a visualizar todo el proceso de forma global.

No hay que confundir los PNTs con las instrucciones de trabajo (IT). Las IT son documentos más sencillos, que dan instrucciones concretas y secuenciadas e indican los pasos a seguir para llevar a cabo una determinada tarea.

CARACTERÍSTICAS QUE DEBE TENER UN PNT

Es importante que los PNTs sean generales, para poder aplicarlos en el mayor número de casos y situaciones posibles. Pero esta generalización no debe ir en detrimento de su utilidad; es decir, hay que evitar que el PNT sea tan general, que no sepamos en qué situaciones tenemos que aplicarlo.

Asimismo, los PNTs deben ser específicos. Debe quedar claro cuándo, dónde, quién y cómo hay que aplicarlos. La descripción del proceso debe ser clara, secuenciada y con explicaciones cuando sea necesario.

Por tanto, hay que encontrar el equilibrio entre especificidad y generalidad, para conseguir la máxima aplicabilidad y reducir el número de modificaciones a realizar.

¿EN QUÉ CASOS ES NECESARIO UN PNT?

Para todas las tareas. Teóricamente, hay que elaborar el PNT antes de poner en marcha una tarea, aunque esto es difícil de llevar a la práctica. Nor-

malmente, lo que ocurre en los animalarios es que se trabaja sin PNTs, hasta que un buen día se decide comenzar su elaboración.

¿Cuándo se ha de actualizar un PNT?:

- Cada vez que se cambie el modo en que se realiza una tarea.
- Cuando se instale un nuevo equipo.
- Cuando haya un cambio en la configuración del edificio.
- Cuando se introduzcan nuevas especies animales en la instalación.

¿QUIÉN DEBE REDACTAR LOS PNTs?

En la redacción de un PNT suelen participar varias personas, pero sobre todo aquéllas que están directamente implicadas en la realización de la tarea descrita. Dependiendo del procedimiento descrito en el PNT, en su elaboración pueden estar implicados varios de los siguientes trabajadores del animalario:

- Personal técnico (cuidador y experimentador).
- Personal de mantenimiento.
- Personal de limpieza.
- Personal administrativo.
- Personal veterinario.
- Responsable de la instalación.

Además, es conveniente que la Institución cuente con personal cualificado que pueda evaluar el procedimiento en términos de calidad, protección de la salud, seguridad, impacto ambiental y requerimientos operacionales.

PLANIFICACIÓN DEL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL PNT

Es importante planificar la elaboración de un PNT antes de empezar a redactar el borrador. De esta manera, conseguiremos reducir el tiempo empleado en la redacción de borradores y revisiones de los mismos antes de la aprobación definitiva. Antes de empezar a redactar el PNT, hay que tener clara cuál va a ser la estructura del mismo y las fases principales para llevar a cabo la tarea que se describe.

Una de las personas que participe en la elaboración del PNT será la encargada de redactar el pri-

mer borrador, a partir de las ideas y aportaciones del resto de los implicados. Este primer borrador se hará circular entre todos ellos, para que puedan hacer nuevas aportaciones y correcciones. Será necesario realizar reuniones periódicas para ir discutiendo las ideas que se vayan generando, hasta llegar a un acuerdo común.

Una vez que tengamos el documento elaborado, hay que ponerlo en práctica, ver si funciona, si describe adecuadamente el proceso y si es preciso modificarlo, antes de la aprobación final.

El PNT definitivo será aprobado por el Responsable del animalario y revisado por la Unidad de Garantía de Calidad, si es el caso. Una vez aprobado, el PNT entrará en vigor y se empezará a aplicar.

En PNT aprobado debe ser revisado y renovado como mínimo cada tres años (si no se introduce ningún cambio significativo durante este periodo) y cada vez que haya alguna modificación en el proceso descrito.

Los PNTs deben ser documentos controlados; es decir, no se deben fotocopiar. Se generarán las copias necesarias, se asignará una persona responsable para cada copia y se mantendrá un registro actualizado del número de copias, la localización de las mismas y la persona responsable de cada una de ellas. De esta manera, cuando se modifique o se renueve el PNT, nos aseguraremos de que se destruyen todas las copias del antiguo y se sustituyen por la nueva versión.

PRINCIPIOS PARA LA REDACCIÓN DE PNTs

Nos centraremos en el apartado de “Descripción del proceso”, que es el apartado clave del PNT, ya que en él se describe el contenido de la tarea, cuándo, quién y cómo hay que realizarla.

El elemento básico de una tarea cualquiera es la acción, las indicaciones para realizar una actividad determinada. Para dar las instrucciones para llevar a cabo una acción determinada hay que utilizar el tiempo verbal imperativo. En ocasiones, también se pueden añadir condiciones o precauciones a seguir, para aumentar la precisión con la que se transmiten las instrucciones.

Cuando vayamos a redactar PNTs hay que tener en cuenta los siguientes principios:

- Utilizar acciones de estructura simple:
 - * Empezar las frases con el tiempo verbal imperativo.
 - * Describir el objeto del verbo.
 - * Completar la acción con información complementaria: descripción más detallada del objeto del verbo y del receptor del objeto.
 - * Omitir el sujeto del verbo, ya que está implícito en el tiempo verbal imperativo.
 - * Evitar utilizar las formas verbales futuras y otras formas del verbo “deber”. Evitar la voz pasiva.
- Utilizar un lenguaje sencillo:
 - * Utilizar palabras de fácil comprensión para el personal que vaya a hacer uso del PNT.
 - * Añadir definiciones de palabras cuando sea necesario.
- Colocar al principio de la frase lo que queramos destacar.
- Identificar a la persona que realiza cada acción.
- Utilizar información cuantitativa, siempre que sea posible, y unidades estándar de medida, para evitar la subjetividad en la interpretación.
- Cuando una acción esté condicionada por alguna situación, indicar la condición al principio de la frase.
- Cuando haya múltiples objetos para un mismo verbo, colocarlos en forma de lista vertical, para favorecer la visualización del proceso. Poner números sólo cuando queramos que se siga un orden concreto en la realización de las acciones.
- Utilizar una estructura gramatical paralela al nombrar los objetos del verbo, para facilitar el entendimiento.
- Enfatizar la información importante: con mayúsculas, negrita, cursiva o subrayado destacaremos la información que pueda dar lugar a error.
- Referir al lector a otras secciones del PNT, o a otros PNTs, cuando sea necesario.
- Incluir fotografías cuando sea necesario.

¿CÓMO EMPEZAR? (EXPERIENCIA PERSONAL)

La elaboración, desarrollo y mantenimiento de los PNTs requieren tiempo, dinero, esfuerzo, ganas, fuerza de voluntad y trabajo en equipo (colaboración y comunicación entre el personal). La elaboración de PNTs es un proceso largo, que nunca acaba, ya que siempre hay procedimientos que revisar y renovar, procedimientos que se modifican y nuevos procedimientos que hay que poner en marcha. En el “Servei d’Estabulari de la UAB” (Barcelona), empezamos a elaborar PNTs en el año 2004 y todavía queda mucho por hacer.

Empezar a elaborar PNTs cuesta; requiere formar al personal y motivarlo para que participe en el proceso de forma activa. Hay que sacar tiempo para una nueva actividad que antes no se realizaba y cuesta hacer ver la utilidad de los PNTs cuando se lleva toda una vida trabajando sin ellos.

No hay que desaprovechar las oportunidades que se presenten para hacer ver su utilidad. Durante las reuniones de discusión de los borradores de los PNTs, el personal se da cuenta de que procedimientos rutinarios, como pueden ser el cambio de cubeta de los animales, la limpieza de superficies, rellenar formularios rutinarios de salida de animales, etc., son llevados a cabo de tantas formas diferentes como número de personas implicadas en la realización de dichas tareas. Y esto da lugar a confusión, malas interpretaciones, conflictos y errores, que son de fácil solución mediante la elaboración y aplicación de los PNTs.

PÁGINAS WEB CON EJEMPLOS DE PNTs

- <http://www.cnb.csic.es/~animalario/SERVICIOS/PNTs.ht>
- <http://www.research.usf.edu/cm/SOP.htm>
- http://vetmed.duhs.duke.edu/index_of_animal_care_sops.htm
- <http://www.usm.maine.edu/orc/iacuc/sop.htm>

> **SIGUE EN ANEXO**



Anexo

LISTADO DE LOS PNTs QUE INCLUYE CADA CATEGORÍA DE PROCEDIMIENTOS

- Procedimientos de tipo administrativo general:
 - * Implantación y mantenimiento del sistema de calidad.
 - * Descripción del sistema de calidad.
 - * Descripción de la instalación.
 - * Control, registro y archivo de documentos.
 - * Plan de acogida de nuevos usuarios.
 - * Registro de entradas y salidas de personal.
 - * Descripción de los puestos de trabajo del personal.
 - * Niveles de cualificación y entrenamiento del personal.
 - * Otros.
- Procedimientos de equipos:
 - * Funcionamiento de equipos.
 - * Mantenimiento de equipos.
- Procedimientos de funcionamiento y mantenimiento general de la instalación:
 - * Reglas de funcionamiento general de la instalación.
 - * Limpieza y desinfección.
 - * Gestión de residuos.
 - * Control ambiental.
 - * Acceso de personal.
 - * Control de suministros de fungibles.
 - * Otros.
- Procedimientos relacionados con el mantenimiento, manejo, salud y bienestar de los animales:
 - * Identificación de animales de colonias de producción.
 - * Identificación de animales en procesos experimentales.
 - * Registro de entradas y salidas de animales.
 - * Limpieza y esterilización de material.
 - * Cuarentena.
 - * Suministro de agua y comida.
 - * Administración de sustancias inyectables.
 - * Colonias de producción.
 - * Eutanasia.
 - * Anestesia.
 - * Inspección veterinaria.
 - * Controles sanitarios.
 - * Criterios para la aceptación de animales procedentes de otros centros.
 - * Supervisión de los animales.
 - * Otros.



6 ¿Y tú qué OPINAS?

**ESTA SECCIÓN, TIENE COMO OBJETIVO DESCRIBIR CASOS CLÍNICOS O PRÁCTICOS
“INTERACTUANDO” CON EL LECTOR.**

TODOS LOS SOCIOS ESTÁN INVITADOS A PARTICIPAR APORTANDO SUS CASOS

CONTACTO: JOSÉ LUIS MARTÍN BARRASA; jimbarrasa@terra.es

CASO 1

PROCEDIMIENTO ANESTÉSICO PARA LA COLOCACIÓN DE UN MARCAPASOS EN EL PERRO

José Antonio Ibancovich Camarillo

Marcos Barbosa Mireles

Hospital Veterinario de Pequeñas Especies de la Universidad Autónoma del Estado de México

En un grupo de perros de raza Beagle, machos de 1 año de edad, se pretende colocar un dispositivo de marcapasos cardíacos internos y permanentes. Para ello, el lugar de inserción se higienizará y afeitará. El marcapasos se colocará debajo de la piel en la zona frontal del pecho, bajo la clavícula, donde se creará un pequeño bolsillo, que albergará el dispositivo.

Los cables que salen del marcapasos (derivaciones del marcapasos) se pasarán luego, a través de la vena yugular, hacia el ventrículo derecho. Las derivaciones, que se usan para estimular las contracciones del miocardio, serán adheridas posteriormente a la superficie interna de la cámara cardíaca, usando pequeños tornillos o “pines”. Tras la colocación del dispositivo eléctrico, el plano subcutáneo y la piel se cerrarán con sutura absorbible y no absorbible, respectivamente.



¿Y TÚ QUÉ OPINAS?:

1. ¿Qué protocolo anestésico utilizarías, para la colocación de éstos dispositivos?

SIGUE en página siguiente >



SOLUCIÓN:

Los animales sometidos a la colocación de un dispositivo marcapasos se encuentran predispuestos a desarrollar arritmias cardíacas, sobre todo cuando las derivaciones empiezan a entrar en el corazón. Las principales arritmias y alteraciones electrocardiográficas que se pueden observar en los perros sometidos a colocación de marcapasos, se recogen en las figuras 1-5.

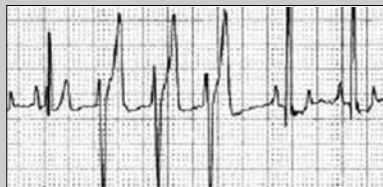


Fig.1. Contracciones ventriculares prematuras



Fig.2. Arresto sinusal con periodos de ritmo sinusal y focos ectópicos



Fig.3. Ausencia transitoria de la actividad eléctrica auricular

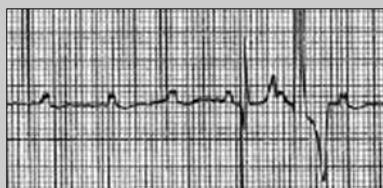


Fig.4. Bloqueo atrio-ventricular de 2º grado

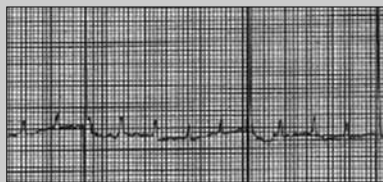


Fig.5. Bloqueo atrio-ventricular de 3er grado

Por lo tanto, uno de los objetivos fundamentales durante la anestesia, al colocar este tipo de dispositivos cardíacos, es evitar la aparición de arritmias cardíacas, disminución del gasto cardíaco y contractibilidad miocárdica.

Sobre la base de estas premisas, es recomendable durante la **premedicación** la administración de acepromacina a dosis bajas (0,025 mg/kg, vía intravenosa), morfina (0,2 mg/kg, intramuscular) o fentanilo (2 mcg/kg, intravenoso), 20 minutos antes de la inducción.

Para la **inducción** anestésica se recomienda la utilización de etomidato, que ocasiona mínimos efectos sobre el gasto cardíaco y la contractibilidad miocárdica. Se recomienda utilizar una dosis de 1-4 mg/kg, por vía intravenosa.

Durante el **mantenimiento** de la anestesia no es recomendable la utilización de anestésicos inhalatorios, debido a que estos ocasionan importante depresión cardiovascular. Si se utilizan, los animales deberán estar sometidos a una monitorización adecuada de la función cardiorrespiratoria. Se recomienda la utilización de anestesia general intravenosa a través de la administración de midazolam a una dosis de 0,2 mg/kg/h, en combinación con fentanilo a 2-5 mcg/kg/h y ketamina a 10 mcg/kg/min.

Por último, y no por eso menos importante, es imprescindible durante el periodo de recuperación, mantener al animal respirando oxígeno al 100% y monitorización electrocardiográfica durante las primeras 24-48 horas, para confirmar que el marcapasos funciona correctamente.

En el caso de aparición de arritmias ventriculares, se debería administrar lidocaína (2 mg/kg por vía intravenosa), seguido de una infusión continua de 30 a 80 mcg/kg/min.

BIBLIOGRAFIA

- Beiter, C. Pacemaker Placement in Dogs: Anesthesia Protocol. Veterinary Technician 2006; 27, 6.
- Hogan DF. Pacemaker Implantation in Ettinger SJ, Ferldman E, C Textbook of Veterinary Internal Medicine. Elsevier Saunders 6 ed., pp 348- 351.

CASO 2

ENFERMEDAD RENAL CRÓNICA: A LA BÚSQUEDA DE UN MODELO ANIMAL

José Carlos Rodríguez Pérez

Hospital Universitario de Gran Canaria Dr. Negrín

La enfermedad renal ha sido desde siempre difícil de evaluar y, por tanto, es difícil también establecer nuevas estrategias terapéuticas ante la escasa oportunidad para hallar un modelo experimental (nefropatía diabética, hipertensiva, poliquistosis, glomerulonefritis por anticuerpos antimembrana basal, por depósito de inmunocomplejos circulantes o por depósitos in situ). La reducción de nefronas circulantes y la consecuente puesta en marcha

de un mecanismo de hiperfiltración y de hipertensión intraglomerular, parece ser el mecanismo inicial de todos aquellos procesos que cursan con proteinuria y glomeruloesclerosis antes de llegar a la situación de uremia.

Nuestros investigadores buscan un modelo experimental de enfermedad renal crónica, homogéneo, reproducible y extrapolable al humano.

**¿Y TÚ QUÉ OPINAS?:**

1. ¿Nos decidimos por un modelo de rata Zucker e inyectamos estreptozotocina?
2. ¿Nos decidimos por un modelo de glomerulonefritis?
3. ¿Nos decidimos por un modelo de ablación de 5/6 de nefrectomía?

**SOLUCIÓN:**

El modelo #1 es un modelo de síndrome metabólico-diabetes tipo 2, no es el más adecuado para estudiar el desarrollo de la enfermedad renal crónica.

El modelo #2 está basado en los procesos inmunes, no es por tanto recomendable, ya que se lograría un modelo de glomerulonefritis y no de glomeruloesclerosis, típico de la insuficiencia renal crónica.

El modelo #3 es el más pertinente, ya que modeliza tanto el tipo de lesiones histológicas, como las alteraciones bioquímicas y la secuencia de aparición de las mismas en la clínica humana.

Para ello, realizaremos en un primer tiempo una uninefrectomía derecha y en un segundo tiempo, tras la recuperación quirúrgica (5-7 días), la apertura abdominal, acceso a fosa renal izquierda, disección del hilio izquierdo y sutura de dos a tres ramas de la arteria renal principal, según variante anatómica. Se consigue así un infarto de la cara posterior, del polo inferior y superior, quedando permeable sólo



Figura 1: ligadura de la rama craneal de la arteria renal (AR) izquierda. Obsérvese la ligadura de la rama caudal de la AR izquierda con cambio de coloración en el polo caudal del riñón, indicador de isquemia renal parcial.

la cara anterior del riñón. Algunos grupos se deciden primero por este segundo acto quirúrgico, para posteriormente retirar el riñón contralateral. La mortalidad post-quirúrgica de ésta técnica se sitúa en torno al 8%.

Como conclusión podemos indicar que las alteraciones en la presión arterial, el “score” de daño túbulo-intersticial y glomeruloesclerosis, así como la expresión génica, sugieren y conforman un modelo de daño renal homogéneo y extrapolable a la enfermedad renal crónica (glomeruloesclerosis) humana.

Otra alternativa para conseguir este modelo, es la exéresis de ambos polos y la cauterización de la herida mediante cauterización eléctrica o cierre con gel pegamento. Este modelo es sólo recomendable en aquellos grupos con dilatada experiencia, pues el sangrado puede provocar alteraciones hemodinámicas graves al animal.

También se ha utilizado el modelo de ligadura ureteral incompleta para lograr un modelo de enfermedad renal crónica pero sus resultados son irregulares.

BIBLIOGRAFÍA:

- Jose C. Rodríguez-Pérez, Antonio Losada, Aranzazu Anabitarte, Juan Cabrera, Javier Llobet, Leocadia Palop y Celia Plaza. Effects of the novel multiple-action agent carvedilol on severe nephrosclerosis in renal ablated rats. The Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics. Vol. 283, No. 1.

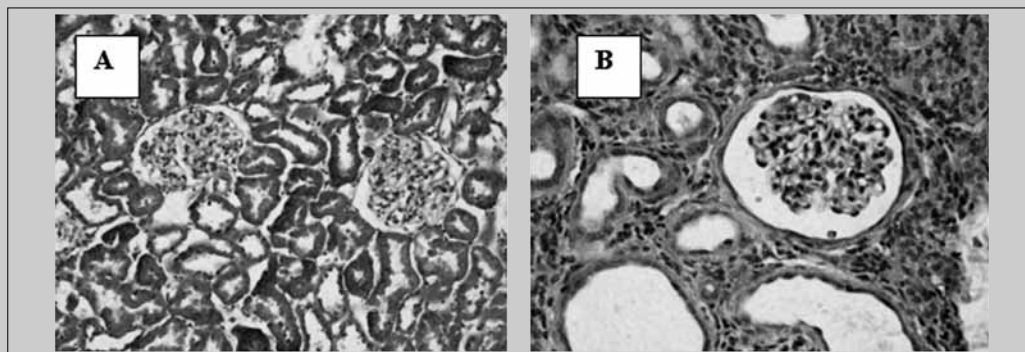


Figura 2: A: rata control. B: intensa alteración histológica en glomérulo de rata sometida a 5/6 de nefrectomía. Se observa dilatación capilar y trombosis. Deposición de matriz mesengial con aumento del espesor de la Cápsula de Bowman. Las luces tubulares presentan dilataciones con acumulo de detritus celular. Tinción de Tricrómico de Masson (200x).

7 LIBROS

LIBROS • publicaciones

Por Isabel C. Rollán Delgado

Instituto de Salud Carlos III. Majadahonda, Madrid

Presentamos el libro titulado:

“Ciencia y Tecnología del Animal de Laboratorio”.

Un manual que sin duda alguna será mejor el texto de consulta en lengua hispana, tanto para aquellos que se inicien en el mundo de la experimentación animal, como para la actualización de los profesionales con experiencia.

Hace aproximadamente dos años, la SECAL encargó a Jesús Martín Zúñiga, de la Universidad de Granada, José M^a Orellana, de la Universidad de Alcalá de Henares, y Josep Tur Marí, de la Universidad de las Islas Baleares, la dirección de una versión actualizada del libro “Ciencia y Tecnología del Animal de Experimentación” publicado por la Sociedad en 2001, del cual se imprimieron unas mil unidades. A pesar de que el primer pensamiento de los Directores fue editar un libro de características similares al existente, la iniciativa se fue convirtiendo en un texto totalmente actualizado y más completo que el anterior, con más de 900 páginas, reunidas en 2 volúmenes.

Los socios que pudieron asistir a la última Asamblea General de la SECAL, celebrada el pasado 19 de noviembre, tuvieron ocasión de



ojear in situ uno de los primeros ejemplares, que ya están a disposición de las personas que lo soliciten.

Los 31 capítulos que comprenden el manuscrito abarcan una temática muy diversa, quedando encuadrados en los siguientes bloques:

- Introducción, aspectos éticos y legislación.
- Biología básica y mantenimiento del animal de experimentación.
- Factores de bienestar que afectan al animal de experimentación (biología básica

de especies, instalaciones y condiciones de mantenimiento).

- Salud y seguridad ocupacional.
- Procedimientos experimentales (básicos y específicos).
- Alternativas al empleo de animales de experimentación.
- Diseño y dirección de experimentos.

Se van a lanzar al mercado unas 3000 copias de este libro, que pretende servir, por un lado, como libro de texto en los cursos organizados siguiendo las directrices del Real Decreto 1201/2005 y, por otro, como material divulgativo de las Ciencias del Animal de Laboratorio.

El proyecto ha supuesto un esfuerzo económico y organizativo muy superior al programado inicialmente, pero con unos resultados que se prevén excelentes. De hecho, antes de su salida al mercado, existían ya más de 500 solicitudes. La SECAL ha afrontado este reto con el objetivo de cubrir el hueco existente hasta ahora en lo que se refiere a documentación en español sobre las Ciencias del Animal de Laboratorio. La importancia de esta empresa radica, pues, en que, en la actualidad, es el primer y único libro de estas características en lengua hispana.

Se buscó, como ya se hizo en la publicación del libro de "Genética de Roedores" de Benavides y Guenet, la alianza de la SECAL con la Universidad de Alcalá de Henares, para que fuera ésta la que llevara a cabo la co-edición y distribución del libro. La Universidad de Alcalá, no solamente respondió favorablemente una vez más, sino que viendo la magnitud del proyecto, aprobó incluir el libro dentro de su "Colección de Textos Universitarios de Ciencias Sanitarias", lo que ha significado un salto cualitativo añadido.

Gracias a las aportaciones económicas de Laboratory Animals Ltd, Glaxo Smith Kline, la Universidad de Alcalá y, en mayor medida, de la propia SECAL, el precio de venta al público es muy inferior al que merece un libro de estas características y su coste será compensado en su mayoría gracias a los derechos de autor del mismo.

Durante un periodo de tiempo, el libro podrá ser obtenido a un precio especial por los socios de la SECAL y también habrá un precio promocional para todo aquel no asociado que quiera adquirirlo. Los interesados, pueden solicitarlo al Servicio de Publicaciones de la Universidad de Alcalá, en los teléfonos: 91 885 40 66 / 41 06 o a través del mail: almacen.public@uah.es.

Próximamente, se va a realizar un Acto de Presentación del libro en la Universidad de Alcalá, con la presencia de la Vicerrectora de Extensión Universitaria y la Jefa del Servicio de Publicaciones de esta Universidad, la Presidenta de SECAL y los Directores de la edición. Este Acto estará abierto a todas las personas que quieran asistir.

Bajo nuestro punto de vista, y el de muchos profesionales que han tenido la oportunidad de comprobarlo, es un texto muy valioso de consulta.

Para finalizar, queremos mencionar a los autores que han aportado su excelente trabajo para que este proyecto sea posible. Sirva esto como agradecimiento a todos, y especialmente a los Directores, por su esfuerzo y dedicación:

- Jesús Martín Zúñiga (Servicio de Producción y Experimentación Animal. Universidad de Granada).
- José María Orellana Suriana (Centro de Experimentación Animal. Universidad de Alcalá de Henares. Madrid).
- Josep A. Tur Marí (Dpto. de Biología Fundamental y Ciencias de la Salud, Universitat de Illes Balears. Palma de Mallorca).
- Ignacio Álvarez Gómez de Segura (Facultad de Veterinaria. Universidad Complutense de Madrid).
- Rosa Morales Lamuela (Dpto. de Farmacología. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza).
- Lourdes Lledó García (Dpto. Microbiología y Parasitología. Universidad de Alcalá de Henares. Madrid).
- M^a Isabel Gegúndez Cámara (Dpto. Microbiología y Parasitología. Universidad de Alcalá de Henares. Madrid).

- Pablo Manuel Avilés Marín (Departamento de Investigación y Desarrollo. Pharma-Mar).
- Ricardo Feinstein (National Veterinary Institute. Uppsala, Suecia).
- M^a del Carmen Fernández Criado (Gabinete Veterinario. Facultad de Medicina. Universidad Autónoma de Madrid).
- Luis Muñoz de la Pascua (Servicio de Experimentación Animal. Universidad de Salamanca).
- Consol Fina Muntaner (Comité Ejecutivo Eurogroup for Animal Welfare. Bruselas).
- Alberto Giráldez Dávila (Real Academia de Farmacia. Madrid).
- Xavier Manteca Vilanova (Dpto. Fisiología. Facultad de Veterinaria. Universidad Autónoma de Barcelona).
- Mariano Mañas Almendros (Instituto de Nutrición y Tecnología de los Alimentos. Universidad de Granada).
- Emilio Martínez de la Victoria (Instituto de Nutrición y Tecnología de los Alimentos. Universidad de Granada).
- Jesús Piedrafita Arilla (Unidad de Genética y Mejora. Facultad de Veterinaria. Universidad Autónoma de Barcelona).
- Pedro Puig Casado (Dpto. Fisiología Animal II. Facultad Veterinaria. Universidad Autónoma de Barcelona).
- Alfonso Romero Vidal (Laboratorios Ferrer International. Barcelona).
- Alfonso Ruiz Bravo (Dpto. Microbiología. Facultad de Farmacia. Universidad de Granada).
- Nieves Salvador Cabos (Instituto Ramón y Cajal. CSIC. Madrid).
- José Luís Montero (Laboratorios Almirall-Prodesfarma. Barcelona).
- Javier Guillén Izco (AAALAC International Europe. Pamplona).
- Txema Peralta (College of Veterinary Medicine. Western University of Health Sciences. USA).
- Jean-Louis Guénet (Ex-Director del Instituto Pasteur. Francia).
- Fernando J. Benavides (Dpto. de Carcinogénesis. The University of Texas - M.D. Anderson Cancer Center. USA).
- Belén Pintado Sanjuanbenito (Centro Nacional de Biotecnología. Madrid).
- Alfonso Gutiérrez Adán (Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias (INIA). Madrid).
- Antonio E. Martínez Escandell (Glaxo-SmithKline R&D. Madrid).
- Jesús Martínez Palacio (Servicio de Animalario. CIEMAT. Madrid).
- Argelia Castaño Calvo (Área de Toxicología Ambiental. Centro Nacional de Sanidad Ambiental, CNSA. I.S. Carlos III. Madrid).
- Guillermo Repetto Kuhn (Servicio de Valoración Toxicológica y Medio Ambiente. Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses. Sevilla).
- María José Gómez Lechón (Hospital La Fe. Valencia).
- Jordi Falcó Jané (Unidad de Garantía de Calidad. Centro de Investigación y Desarrollo Farmacéutico. Ferrer Grupo. Barcelona).
- Nicolás Fabre (Departamento Desarrollo Preclínico. Neuropharma. Madrid).
- Joan-Albert Vericat (Departamento Desarrollo Preclínico. Neuropharma. Madrid).
- Domingo Gargallo (Drug Discovery Biology. Glaxo Smith Kline. Madrid).
- Esperanza Herreros (Drug Discovery Biology. Glaxo Smith Kline. Madrid).
- Carlos Correa Gorospe (Unidad de Cirugía Experimental. Hospital Universitario Ramón y Cajal, Madrid).
- Santiago Ferrer Bazaga (Glaxo-SmithKline R&D. Madrid).
- John Sparrowe Gil del Real (Glaxo-SmithKline R&D. Madrid).

INDICE EN PÁGINAS SIGUIENTES>

ÍNDICE DE CAPÍTULOS DEL LIBRO “CIENCIA Y TECNOLOGÍA DEL ANIMAL DE LABORATORIO”

BLOQUE A. INTRODUCCIÓN, ASPECTOS ÉTICOS Y LEGISLACIÓN

Capítulo 1. La ciencia del animal de laboratorio y el procedimiento experimental.

Autores: Alberto Giráldez y Jesús Zúñiga.

Capítulo 2. Percepción social de la experimentación animal. Principios éticos.

Autores: Consol Fina y Alberto Giradlez.

Capítulo 3. Legislación. El control social de la investigación.

Autores: Rosa Morales y José M^a Orellana.

BLOQUE B. BIOLOGIA BÁSICA Y MANTENIMIENTO DEL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN

B1. Biología Básica

Capítulo 4. Modelos animales. Tipos y generalidades.

Autores: José Luís Montero y Josep A. Tur.

Capítulo 5. Biología general y mantenimiento de las especies más utilizadas.

Autores: Nieves Salvador, Javier Guillén y Txema Peralta.

Capítulo 6. Variables condicionantes. Parámetros fisiológicos, hemáticos, bioquímicos.

Autores: Nieves Salvador, Javier Guillén y Txema Peralta.

Capítulo 7. Tipos de modelos en función de su condición genética. Estandarización.

Autores: Fernando Benavides y Jean-Louis Guénet.

Capítulo 8. Modificación genética animal. Mutagénesis tradicional y transgénesis. El mantenimiento de las mutaciones.

Autores: Belén Pintado y Alfonso Gutiérrez-Adán.

B2. Instalaciones y condiciones de mantenimiento

Capítulo 9. Condiciones del entorno animal. Instalaciones y alojamiento.

Autor: Luis Muñoz.

Capítulo 10. Estandarización microbiológica. Barreras y zonas protegidas.

Autor: Luis Muñoz.

Capítulo 11. Estado sanitario y prevención de patologías.

Autores: Ricardo Feinstein, y Carmen Fernández Criado.

Capítulo 12. Requerimientos nutritivos y alimentación. Tipo de dietas y regímenes.

Autores: Emilio Martínez de Victoria, Mariano Mañas y Jesús M. Zúñiga.

BLOQUE C. FACTORES DE BIENESTAR QUE AFECTAN AL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN

Capítulo 13. Bienestar. Necesidades fisiológicas y factores relacionados.

Autores: Xavier Manteca y Jesús M. Zúñiga.

Capítulo 14. Bienestar. Medidas correctoras aplicadas al animal de experimentación.

Autores: Jesús M. Zúñiga y Xavier Manteca.

BLOQUE D. SALUD Y SEGURIDAD OCUPACIONAL

Capítulo 15. Bioseguridad. Zoonosis. Alergias.

Autores: Lourdes Lledó, M^a Isabel Gegúndez y Carmen Fernández Criado.

Capítulo 16. Bioseguridad. Riesgos y control sanitario del personal.

Autores: Jesús Martínez Palacio y Antonio Martínez Escandell.

BLOQUE E. PROCEDIMIENTOS EXPERIMENTALES

E.1. Procedimientos experimentales básicos

Capítulo 17. Administración de sustancias y vías. Toma de muestras biológicas.

Autor: Ignacio Álvarez.

Capítulo 18. Métodos de anestesia, analgesia.

Autor: Ignacio Álvarez.

Capítulo 19. Métodos de eutanasia.

Autor: Ignacio Álvarez.

E.2. Procedimientos experimentales específicos

Capítulo 20. Instrumentación y métodos de registro en fisiología.

Autor: Josep A. Tur.

Capítulo 21. Aplicación al estudio de órganos y sistemas.

Autor: Josep A. Tur.

Capítulo 22. Procedimientos experimentales en Cirugía.

Autor: Ignacio Álvarez.

Capítulo 23. Procedimientos en Farmacología y Toxicología.

Autores: Alfonso Romero y Alberto Giradlez.

Capítulo 24. Procedimientos en Microbiología y Enfermedades Infecciosas.

Autores: Alfonso Ruiz y Pablo M. Avilés.

BLOQUE F. ALTERNATIVAS AL EMPLEO DE ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Capítulo 25. Técnicas alternativas. Generalidades.

Autores: Argelia Castaño y Guillermo Repetto.

Capítulo 26. Modelos “in vitro” y cultivos celulares/titulares.

Autores: María José Gómez Lechón y Pablo M. Avilés.

Capítulo 27. Técnicas alternativas en Farmacología y Toxicología.

Autores: Joan Albert Vericat y Alfonso Romero.

BLOQUE G. DISEÑO Y DIRECCIÓN DE EXPERIMENTOS

Capítulo 28. Diseño y fases de un proyecto de investigación.

Autor: Alfonso Romero.

Capítulo 29. Análisis estadístico, diseño experimental e interpretación de resultados.

Autores: Jesús Piedrafita y Pedro Puig.

Capítulo 30. Armonización y estandarización. BPL.

Autor: Jordi Falcó.

Capítulo 31. Gestión de recursos y capital humano en investigación experimental.

Autor: Alfonso Romero.

8 ENTREVISTAS

PERFILES RELACIONADOS CON LA CIENCIA
DEL ANIMAL DE LABORATORIO



ÓSCAR PINTADO SANJUAN

Lugar de Trabajo:

Centro de Producción y Experimentación Animal de la Universidad de Sevilla

Breve descripción del cargo que ocupa:

Director del Servicio de Animales de Experimentación y de la Unidad de Transgénicos

Años Experiencia:

En este cargo, desde 1997.

Sociedades en las que participa:

SECAL

Participación dentro de SECAL:

Socio

¿Cómo se inició en el campo de la ciencia del animal de laboratorio?

Tuve una larga experiencia como usuario de animales de laboratorio. Desde el comienzo de mi tesis doctoral, utilicé ratones para producir anticuerpos monoclonales. En la estancia postdoctoral en Virginia, utilicé pollos para producción de anticuerpos también, en este caso policlonales.

De nuevo en España, en la Unidad de Investigación del Hospital Reina Sofía, utilicé ratones para diferentes investigaciones relacionadas con la apoptosis de linfocitos T. Por último, en la empresa privada (Laboratorios Ovejero, en León, como Director de Vacunas Víricas) utilicé ratones, conejos, cerdos y huevos embrionados para producción y controles de calidad de vacunas.

Pero la verdadera entrada a este campo se produjo cuando me contrataron en marzo de 1997 para dirigir un Centro que aún estaba en obras y que nadie aquí, en Sevilla, sabía muy bien para qué se estaba haciendo. Ahí fue cuando comencé a intro-

ducirme en lo que es la gestión a mediana escala de un centro dedicado a la producción de animales de laboratorio. En muchos aspectos no me esperaba encontrar lo que encontré. Son 11 años y si hoy en día, con el auge espectacular de centros que se han abierto o reformado, la gran mayoría de investigadores tiene cerca o, al menos, ha visto un animalario en condiciones adecuadas, en aquel momento muchos de nosotros no habíamos visto nada parecido, y los animales eran simples herramientas que se albergaban donde se podía.

Ni que decir tiene lo lejos que quedaban aspectos como los controles sanitarios, o incluso los sistemas de reproducción de los distintos tipos de animales según sus características genéticas. Me di cuenta de muchos errores cometidos en el manejo genético y experimental de los animales en los años anteriores.

Resumen de su actividad profesional

Mi actividad profesional actual, por un lado, es la típica de un gestor de un centro de experimentación animal. Supongo que no hay mucho más que añadir ahí.

Por otra parte, por las características específicas de este centro (particularmente su desafortunado emplazamiento ya que lo construyeron a más de 12 km. de cualquier facultad o centro de investigación), desde el principio asumí que había que hacer algo en este establecimiento para que fuera útil, para que tuviera algún sentido. Producir animales para facultades que ya tenían sus propios pequeños animalarios, y que en muchos casos querían seguir produciéndose sus propios animales, implicaba mantener un animalario casi para nada.

Así que aprovechando mi formación previa puse en marcha un servicio de producción de anticuerpos policlonales y monoclonales, que siguen funcionando bastante bien. Pero sobre todo, decidí intentar poner a punto tecnologías de modifica-

ción genética de ratones, dado que en ese momento en España aun había pocos sitios que las tuvieran en pleno desarrollo. Pedí y gestioné fondos FEDER para comprar los equipos necesarios y en un año de ardua auto-formación, en la que conté con ayudas inestimables de algunos compañeros, conseguí producir los primeros ratones transgénicos en enero de 2001. Desde entonces la producción de ratones transgénicos y Knock out/in, ha sido una prioridad del Centro y de mi actividad profesional.

En los últimos dos años, ya cuento con técnicos que poco a poco van haciendo casi todo el trabajo de microinyección de ADN y confío en que pronto también el de inyección de células.

¿Cuáles son los temas que más le interesan relacionados con la ciencia del animal de laboratorio?

Modificación genética y fenotipaje.

¿Cuáles son sus objetivos para los próximos años?

Fundamentalmente dos:

Por un lado el diseño y construcción de un nuevo centro que va a sustituir a este actual y que se va a levantar en una ubicación mucho más razonable. Estará cerca de varias facultades y del Instituto de Investigación Biomédica de Sevilla. El Centro va a contar con más de tres veces la superficie de este actual, así que espero que pueda dar servicio durante bastantes lustros a los investigadores de mi Universidad. Eso sí, como todos sabemos, me va a dar muchos quebraderos de cabeza para los que me estoy intentando preparar.

Por otro lado, confío en que en un plazo de un año o dos, la manipulación de embriones para conseguir animales modificados genéticamente pueda ser realizada ya totalmente por los técnicos de este Centro y pueda yo comenzar a aprender y a desarrollar algunas de las técnicas de fenotipaje de ratones. Es un campo totalmente nuevo para mí, pero me gusta y creo que va a ser muy importante en los próximos años.

¿Que consejos daría a los que ahora se inician?

Que, si pueden, vayan a un Centro de los mejores que haya en España y estén durante bastante tiempo. Yo, al comienzo, sólo estuve una semana en el animalario de Anamaría Madariaga, en Alicante, y de visita en otros pocos, pero siempre creía que debía estar aquí para agilizar el fin de la

obra. Ahora pienso que permanecer dos o tres meses trabajando en un centro que ya esté en marcha puede ser mucho más informativo y rentable a la larga.

¿Qué opinión le merece la oferta de formación presente en España?

Creo que, por una parte, faltan cursos de prestigio para las distintas categorías. Nos hemos lanzado a crear cursos en muchos sitios pero esporádicos, sin continuidad ni reputación adquirida. Creo que si hubiera una serie de cursos repartidos por España, organizados por varias universidades y contando con personal realmente experto en las distintas áreas de la ciencia del animal de laboratorio, podría ser mucho más beneficioso. Por ejemplo una idea que siempre he tenido, pero que es difícil de encajar, es que en Córdoba, aprovechando las infraestructuras tan magníficas que tienen allí para todo tipo de animales, se impartiera un curso anual para categoría C, organizado por las universidades andaluzas, y con apoyo tanto de la Junta como de estas universidades. Así se hace en algunos países europeos y creo que sería un modelo a imitar, pero de momento está siendo imposible de conseguir.

Por otra parte, otro problema que yo aprecio es el poco dominio general del inglés. Me refiero a que cursos específicos a los que me gustaría que fueran algunos de mis técnicos (técnicas específicas de fenotipaje, modelos con animales operados, microinyección, etc), que lógicamente se deben impartir a nivel europeo puesto que la demanda interna sería demasiado pequeña, resultan imposibles de realizar para la mayoría de técnicos y no porque tengan menos formación profesional en sí, sino porque no pueden entenderse en inglés.

Cite dos profesionales a los que sería interesante poder realizar este cuestionario

Rosario Moyano, Universidad de Córdoba (tres grandes centros ubicados en un Campus bastante bueno, con Facultad de Veterinaria prestigiosa. Es además Profesora Titular a la vez que Directora del Animalario, lo cual puede dar una visión interesante).

Itziar Benito Latasa de Aranibar, Facultad de Medicina de la Universidad de Sevilla (lleva poco tiempo pero ha tenido el tremendo reto de remodelar un Centro de una Facultad muy antigua y, sobre todo, de "remodelar" las formas y maneras de actuar de decenas de años de los profesores y profesionales médicos).

ENTREVISTAS

PERFILES RELACIONADOS CON LA CIENCIA
DEL ANIMAL DE LABORATORIO



HERNÁN SERNA DUQUE

Lugar de Trabajo:

BINAEX R³

Breve descripción del cargo que ocupa:

BINAEX R³ es una empresa joven que trabaja sobre una premisa simple: ofrecer asesoría acreditada a los centros que cuentan con animalarios y desarrollan proyectos con animales de laboratorio.

Hoy trabajo como asesor en los diferentes centros que contratan los servicios de BINAEX R³.

Años Experiencia:

5 años.

Sociedades en las que participa:

SECAL

Participación dentro de SECAL:

Soy Vocal de la Junta de Gobierno y colaboro como Jefe de Sección en nuestra Revista.

¿Cómo se inició en el campo de la ciencia del animal de laboratorio?

En mi corta experiencia laboral siempre fui veterinario clínico, pero ya traía la inquietud de hacer una maestría en investigación. Así pues, me inscribí en un programa en la Universidad Autónoma de Barcelona (UAB) y, estando allí, tuve la buena suerte de conocer a Patri Vergara. Ahí es donde se inició verdaderamente mi relación con el mundo del animal de laboratorio.

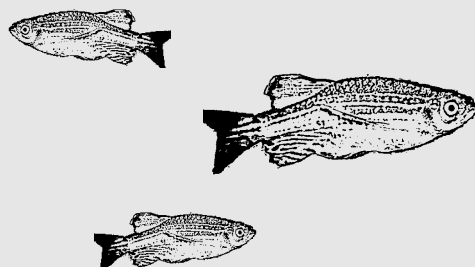
Resumen de su actividad profesional

Estuve en el programa que ofrece el “Servei Integrat de l'Animal de Laboratori” (SIAL), la Facultad de Veterinaria de la UAB y Harlan; para residentes veterinarios, en donde se realiza una formación en la especialidad en Medicina del Animal de Laboratorio. Este programa incluía el paso por diferentes instituciones en el periodo comprendido entre el 2004-2006:

- Servicio Integral de Animales de Laboratorio de la UAB (SIAL).
- Animalario del Hospital Universitario de La Paz, Madrid (Sección I+D).
- Animalario del Centro de Biotecnología Animal y de Terapia Génica (CBATEG).
- Animalario del Centro de Investigación y Desarrollo Aplicado (CIDASAL).

Posteriormente, desempeñé funciones de veterinario en los siguientes centros:

- Enero - mayo 2006: Harlan Interfauna Ibérica .Veterinario.
- Junio 2006 - agosto 2007: Servei d'Estabulari-i de la UAB. Veterinario Asesor en Bienestar Animal (ABA).
- Septiembre 2007 hasta la actualidad: BINAEX R3. Veterinario ABA.



¿Cuáles son los temas que más le interesan relacionados con la ciencia del animal de laboratorio?

El bienestar animal y los estudios que se llevan a cabo para determinar la implicación de éste en el comportamiento animal y los posibles cambios en los modelos animales que se utilizan en la investigación.

En general, me interesan todos los temas que se enfocan hacia el refinamiento de técnicas y procedimientos con animales de laboratorio.

¿Cuáles son sus objetivos para los próximos años?

De momento estaré dando mi apoyo y experiencia a BINAEX R³. Creo que es un proyecto bonito y emprendedor, que aprovecha la efervescencia que hay en relación al bienestar del animal de laboratorio y, a su vez, se ajusta a las necesidades actuales de la sociedad y comunidad científica españolas.

¿Que consejos daría a los que ahora se inician?

Lo primero es convencerse de la gran oportunidad que hay en el mundo del animal de laboratorio y lo que a él se puede aportar.

Lo segundo es que, una vez se comienza en esto, se deben fortalecer las bases profesionales en dirección al animal de laboratorio. Y lo tercero es especializarse. Hoy por hoy hay muchos centros de investigación públicos y privados que esperan con paciencia e ilusión a que aparezca, por ejemplo, un histopatólogo con experiencia en modelos animales utilizados en la investigación.

¿Qué opinión le merece la oferta de formación presente en España?

Excelente, pero poca.

Cite dos profesionales a los que sería interesante poder realizar este cuestionario

Sería interesante dar una mirada al ámbito del personal técnico. Por ejemplo Jordi Polo, de RCC CIDASAL, y Tony Ventura del "Parc de Recerca Biomèdica de Barcelona" (PRBB).

