

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

ANIMALES DE LABORATORIO

Verano 2018. Número 78



Los organoides: modelos
experimentales *in vitro* en auge.

Histología del pez cebra,
Danio rerio (Parte II).

Refinamiento en la extracción
seriada de sangre de rata:
canulación de la vena caudal.

Entrevista:
Álvaro Parreño y Pedro González.



+++
ENVIGO

At Envigo, the positives are
in more than just our name

Introducing SHrN[®]

The most immunodeficient hairless model available.

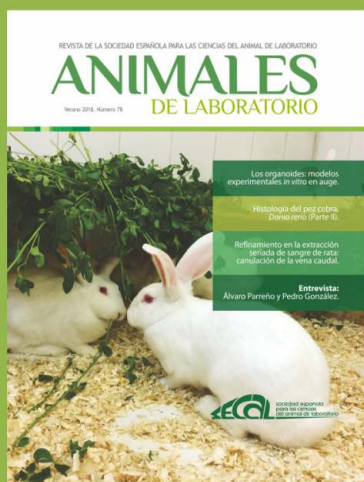
With a level of immunodeficiency that goes beyond other traditional hairless SCID mice and with fewer dendritic cells than all triple-deficient models, the SHrN brings a new option to oncology and immunology researchers. And, with no need for shaving, you'll save time and effort.

Download Advances in immunodeficient models white paper at envigo.com/shrn-paper



envigo.com

Grupo Editor



REVISTA DE LA SOCIEDAD

ESPAÑOLA PARA LAS
CIENCIAS DEL ANIMAL
DE LABORATORIO

www.secal.es

DIRECTORA

Lara Sedó
direccion.revista@secal.es

SUBDIRECTOR

Hernán Serna
hserna@binaex.com

EDITORES DE ESTILO E IMAGEN

Olga Fernández
omfr75@yahoo.es

PUBLICIDAD

David Mayo
publicidad.revista@secal.es

FOTO DE PORTADA

Micaela Ricca
Sebastián Valenzuela

Paula Aedo

DISEÑO Y MAQUETACIÓN

CONEXION E.P.
www.agenciaconexion.com.co

IMPRIME

LPG
lpgtextil@gmail.com

DEPÓSITO LEGAL
M-1362-1999

Metas cumplidas, nuevos desafíos

Un día, en sermón de pasillo, un lector de la revista dijo: *“es que el socio de la SECAL se encuentra la revista impresa en su despacho...”*, refiriéndose a todo el trabajo que hay detrás de esa entrega y del que el socio no es consciente.

El proceso editorial de un número de la revista, en palabras llanas y sencillas, se puede definir como una secuencia de pasos que comienzan su andadura cuando un autor o autores después de su investigación envían un artículo, hasta que el número ya está publicado. Sin duda, el trabajo que entraña esta frase va mucho más allá en cuanto al trabajo invertido.

Y es que, en este proceso de publicación, las personas involucradas son los autores, responsables de sección, editores, colaboradores, maquetadores, impresores y logísticos, todos ellos comandados por la dirección de la revista que organiza y pone norte a las publicaciones. Las horas de trabajo ya no se cuentan, se disfrutan como las que estamos dedicando para hacer esta editorial; esfuerzo, responsabilidad y dedicación son las constantes de todos para que la revista salga cómo, dónde y cuándo toca.

Así, podemos decir con algo de respiro y tranquilidad, que tenemos la meta cumplida, el número 78 de la revista. Es el número en el que estamos saliendo por mucho tiempo en la estación que toca “verano”, sin perder contenido, manteniendo su espíritu divulgativo científico y con una estructura humana de lujo.

¿Qué otras metas se han cumplido? Hemos conseguido que poco a poco la Revista Animales de Laboratorio de la SECAL sea reconocida por sus socios, y quizá no socios, como una de las revistas divulgativas científicas más importantes en el ámbito del animal de laboratorio y en español.

¿Terminó el trabajo? **“Nuestra revista en nuestros despachos”** es el resultado de un gran esfuerzo y trabajo en equipo. Los desafíos que nos planteamos ahora son los de mejorar la calidad científica, ampliar los temas (secciones), mejorar la visibilidad de la revista en el exterior, aumentar el soporte comercial y mantener las publicaciones cómo y cuándo tocan.

Dirección Revista SECAL

EDITORIAL

JUNTA DE GOBIERNO

PRESIDENCIA

Teresa Rodrigo Calduch (2015-2019)

SECRETARÍA

Clara Muñoz Mediavilla (2015-2019)

TESORERÍA

David Muñoz Valverde (2015-2019)

VOCALÍAS

Helena Paradell Trius (2015-2019)
Hernán Serna Duque (2015-2019)
Sergi Vila Bellmunt (2015-2019)
José Luis Martín Barrasa (2015-2019)

VICEPRESIDENCIA

Isabel Blanco Gutiérrez (2017-2021)

VICESECRETARÍA

Julia María Samos Juárez (2017-2021)

VICETESORERÍA

Viviana Bisbal Velasco (2017-2021)

Elena Hevia Hernández (2017-2021)
John Sparrowe-Gil Del Real (2017-2021)
David Mayo Lopez (2017-2021)
María Jesús Molina Cimadevila (2017-2021)

SOCIOS BENEFACTORES



- ▶ CHARLES RIVER LABORATORIES ESPAÑA, S.A.
- ▶ PANLAB - HARVARD APPARATUS, S.L.U.
- ▶ ENVIGO RMS SPAIN, S.L.
- ▶ GRANJAS SAN BERNARDO
- ▶ JANVIER LABS
- ▶ BIOSIS
- ▶ STERIS IBERIA, S.A.
- ▶ DINOX SL
- ▶ ANADE
- ▶ VESTILAB C.R.C., S.L.U.
- ▶ NORAY BIOINFORMATICS, S.L.U.
- ▶ ANTONIO MATACHANA S.A.
- ▶ STERILTECH, S.L.
- ▶ DYNAMIMED, S.L.
- ▶ RETTENMAIER IBERICA, S.L. Y CIA SCOM
- ▶ VIVOTECNIA RESEARCH
- ▶ ZOONLAB GmbH
- ▶ ANIMALARIA FORMACIÓN y GESTIÓN, S.L.
- ▶ SODISPAN RESEARCH, S.L.
- ▶ COL.OFI. DE VETERINARIOS DE CADIZ
- ▶ TEMINOX C.B.
- ▶ CENTRO DE ESTUDIOS BIOSANITARIOS, S.L.
- ▶ FLOVIGAS, S.A.
- ▶ IDEXX BIORESEARCH



SOCIOS
BENEFACTORES



Directora
LARA SEDÓ
direccion.revista@secal.es



Subdirector
HERNÁN SERNA
Hserna@binaex.com



Editor de estilo e imagen
OLGA FERNÁNDEZ
omfr75@yahoo.es



Publicidad
DAVID MAYO
publicidad.revista@secal.es

RESPONSABLES DE SECCIÓN



Noticias Secal / Actualidad
CRISTINA GERBOLÉS
kgerboles@gmail.com



Técnicas
MARÍA GRANADA
mpicazo@sescam.jccm.es



Ética y legislación
Seguridad en 5 minutos
JESÚS MARTÍNEZ
jesus.martinez@ciemat.es



¿Y tú qué opinas?
JOSÉ LUIS MARTÍN
jimbarrasa@gmail.com



Libros y páginas web
SERGI VILA
sergilab@gmail.com



Factor Humano
JAVIER FIDALGO
fidalgo@ocelata.com



Al cuidado
DANIEL DEL OLMO
olmo@vivotecnica-ms.com



Panorama
LUIS MUÑOZ
imp@usal.es



Control sanitario
SANDRA BARBOSA
sandra.barbosa@uab.cat



Reproducción y genética
GONZALO MORENO
g.moreno@umh.es



Anestesia y analgesia
JAVIER BENITO
benedictusvip@hotmial.com



In vitro
GUILLERMO REPETTO
grehpkuh@upo.es



Bienestar animal
SÍLVIA CUFÍ
scufigonzalez@gmail.com



CEEA-OH
ALBERTO PASTOR
albertopastor@umh.es



Tinciones y tejidos
ANA NIETO
anieto@ugr.es

Han colaborado en este número:

Teresa Rodrigo, Directora Unitat d'Experimentació Animal de Farmàcia i Unitat d'Experimentació Animal de Psicologia / **Helena Paradell Trius**, Zoetis Manufacturing & Research Spain, S.L. / **Rubén Mota**, Veterinario responsable del CNIC / **Marta Giral**, Responsable of Animal Welfare and Designated Veterinarian Animal Research Facilities Almirall / **Juan Rodríguez**, Consultor y asesor / **Micaela Ricca**, Pontificia Universidad Católica de Chile / **Sebastián Valenzuela**, Fundación Ciencia para la Vida / **Paula Aedo**, Instituto de Salud Pública de Chile / **Guillermo Repetto**, **Raquel Rojas**, **M^o del Mar Aparicio**, **Ana del Peso** y **Sara Maisanaba**, Área de Toxicología, Universidad Pablo de Olavide, Sevilla / **Ana M. Santos**, Unidad de Microscopía, Centro de Instrumentación Científica. Universidad de Granada / **Hugo Salgado** y **Ana Vivas Broseta**, Quirófano experimental y docente y Área de simulación clínica y seguridad del paciente Hospital Universitari i Politècnic La Fe, Valencia / **Sonia Nuncio**, Charles River Laboratories España, Sant Cugat del Vallès / **Amaia Valdemoros**, Pharmacokinetics & Metabolism Dept., Almirall S.A., Sant Feliu de Llobregat / **Laura Estrella** y **Marta Giral**, Animal Research Facilities, Almirall S.A., Sant Feliu de Llobregat / **María del Carmen García Ortiz**, Máster en Prevención de Riesgos Laborales / **Eduardo José Álvarez Rodríguez**, Técnico cuidador, Unidad Veterinaria, Universidad Rey Juan Carlos I, Alcorcón / **María José Collado**, Departamento Técnico, JOSÉ COLLADO S.A.

ÍNDICE ÍNDICE ÍNDICEÍ

EDITORIAL

8 BIENESTAR ANIMAL

- Alojamiento grupal de conejos como enriquecimiento ambiental. Promoviendo el bienestar en escenarios experimentales.

13 REPRODUCCIÓN Y GENÉTICA

- ¡Quiero una Stripper!

17 IN VITRO

- Los organoides: modelos experimentales *in vitro* en auge.

21 TINCIONES Y TEJIDOS

- Histología del pez cebra, *Danio rerio* (Parte II).

28 ANESTESIA Y ANALGESIA

- Equipamiento necesario en un carro de emergencias anestésicas.

33 ÉTICA Y LEGISLACIÓN

- El escándalo de los experimentos con gases emitidos por motores diésel.

36 TÉCNICAS

- Refinamiento en la extracción seriada de sangre de rata: canulación de la vena caudal.

42 FACTOR HUMANO

- Un Mundo Feliz 2.0.

47 SEGURIDAD EN 5 MINUTOS

- Europa añade nuevos Valores Límite de Exposición Profesional (VLEP) a sustancias cancerígenas y mutágenas: el polvo de madera.

50 ALCUIDADO

- No es otro día más...

52 PANORAMA

- Higiene en animalarios: limpieza y desinfección.

59 ENTREVISTA

- Técnicos del animalario de la Universidad de Salamanca: Álvaro Parreño y Pedro González.

29



Cursos reconocidos por la autoridad competente para obtener las Funciones A, B, C, D y E y válidos en toda España. Matrícula reducida para las personas procedentes de SECAL

Una formación de calidad para una investigación de
calidad

Su bienestar es nuestro
bienestar

 sociedad española para las ciencias del animal de laboratorio

Con la colaboración de SECAL



Animalaria
Formación y Gestión S.L.

www.animalaria.org Tel. +34 699921930
animalaria@animalaria.org

Alojamiento grupal de conejos como enriquecimiento ambiental. Promoviendo el bienestar en escenarios experimentales

Micaela Ricca¹, Sebastián Valenzuela² y Paula Aedo³

¹Pontificia Universidad Católica de Chile

²Fundación Ciencia para la Vida

³Instituto de Salud Pública de Chile

INTRODUCCIÓN

Tradicionalmente, en las instalaciones experimentales, los conejos se han mantenido en recintos individuales, práctica que ayuda a la identificación, minimiza la propagación de patologías, facilita el control de cada individuo, el seguimiento de ingesta de alimentos y agua y además agiliza la limpieza y el manejo. Estas razones están relacionadas principalmente con el cuidado de los animales, pero ¿cuáles son las necesidades reales de la especie?

La Directiva Europea 2010/63/EU en su Anexo III, sección A, punto 3.3 establece que los animales deben ser alojados en grupos estables de individuos compatibles y que cuando esto no sea posible, el alojamiento individual debe limitarse al mínimo necesario. Además, debe mantenerse contacto visual, auditivo, olfativo o táctil. Hay que tener en cuenta que estas estrategias pueden no ser aplicables a todos los escenarios experimentales o de producción, por lo que deben ser revisadas y modificarse con regularidad según la necesidad.

Con respecto al enriquecimiento ambiental, nos indica que todos los animales deben disponer de un espacio de la complejidad suficiente para permitirles expresar una amplia gama de comportamientos normales. Deben contar con cierto grado de control y de elección respecto a su entorno para reducir los comportamientos inducidos por el estrés. Además, las técnicas aplicadas de enriquecimiento tienen que ser adecuadas, de forma tal que los animales amplíen la gama de actividades y puedan desarrollar su capacidad de adaptación, como el ejercicio físico, la búsqueda de comida y las actividades de manipulación y exploración.

Por otro lado, un programa de enriquecimiento ambiental puede ser utilizado para cumplir diferentes objetivos:

- Incrementar los patrones normales de conducta de la especie que se manifiestan y distribuyen a lo largo del día.
- Ayudar a los animales a adaptarse a los cambios y desafíos de la mejor forma posible dentro de un confinamiento.
- Reducir comportamientos anormales.

El objetivo principal del enriquecimiento ambiental es evitar el desarrollo o manifestaciones de conductas anormales aplicando estrategias de adaptación de los animales a diferentes situaciones.

En un intento para mejorar el bienestar de los conejos de laboratorio, varios grupos han propuesto el alojamiento grupal como alternativa al confinamiento individual, incluyendo materiales y evaluando el componente social como enriquecimiento ambiental. Esto se debe a las evidencias comportamentales del conejo salvaje europeo, que vive en grupos sociales con una jerarquía determinada. Asimismo, se ha demostrado que los patrones comportamentales observados en los conejos salvajes también ocurren en los conejos en confinamiento cuando se les da la oportunidad.

En este artículo abordaremos esta temática, revisando los aspectos más relevantes de la bibliografía y haciendo énfasis en las ventajas y desventajas de esta propuesta teniendo en cuenta el bienestar de los animales.

ASPECTOS CLAVES PARA LA IMPLEMENTACIÓN DEL ALOJAMIENTO EN GRUPO

Uno de los mayores beneficios del alojamiento de varios conejos dentro de un recinto abierto será sin duda el aumento del espacio disponible para cada animal y el incremento de oportunidades para las interacciones sociales. Además, las tareas

de limpieza rutinarias son más fáciles pudiendo entrar al corral e interactuar también con los animales.

Sin embargo, hay que ser cautos al implementar este tipo de alojamiento de forma repentina ya que no implica una adaptación inmediata de todos los individuos. Por ello, es importante poder distinguir ventajas, desventajas y soluciones de eventuales problemas antes de implementarlo. La situación ideal para comenzar a alojarlos en grupo es contar con un grupo nuevo de conejos antes de la pubertad. Si esto no es factible, habrá que ir paso a paso y conocer los diferentes comportamientos de los individuos para poder intervenir en caso de ser necesario.

Las claves principales de esta propuesta residen en evaluar y supervisar de cerca el comportamiento de cada uno de los conejos en un inicio, su avance en la adaptación a este sistema de alojamiento y, por otro lado, tener presente el potencial riesgo de diseminación de patologías comunes de esta especie en caso de algún brote. Además, hay que tener precaución en la identificación por sexo para evitar preñez en hembras si la reproducción no es lo que se busca finalmente.



Imagen suministrada por la autora

Etograma de los conejos alojados en grupo ¿Qué esperar?

Territorio

Los conejos son territoriales y dividen su mundo en espacios personales, donde pueden o no convivir con otros socialmente

muy cercanos, y en espacios en común. Algunos individuos son más territoriales que otros; las hembras de esta especie son más proclives a permanecer relativamente aisladas entre sí y defenderán su espacio personal agrediendo a otros mediante mordeduras que pueden tener graves consecuencias. Asimismo, pueden presentarse situaciones no frecuentes de exclusión social en algunos grupos.

Al implementar el sistema, suelen formar grupos sociales lábiles, ya sea cuando descansan, durante la alimentación o la exploración. Pueden coexistir varios grupos simultáneamente que realizarán actividades diferentes. Cuando están en reposo es habitual observarlos juntos, incluso uno encima de otro.

Suelen marcar su territorio mediante el roce o frotamiento de su barbilla contra objetos e incluso con otros individuos por lo general en medio de las orejas, ya que poseen una glándula sebácea que secreta una esencia de un olor particular, inodora para los humanos.

Aseo y acicalamiento

Dentro del repertorio de comportamiento, las actividades más importantes son aquellas que involucran más de un animal: el aseo y acicalamiento mutuo y recíproco; por ejemplo, estas dos conductas son en las que más tiempo invierten los conejos y se observan muy marcadas en conejos en grupo.

Alimentación

Dentro de un espacio adecuado en común, los conejos demuestran actividades similares a los conejos salvajes, como alimentarse y beber durante todo el día y no sólo al amanecer y al atardecer. Cuando se les ofrece enriquecimiento alimentario como heno o alfalfa, los conejos son capaces de alimentarse juntos sin episodios de rivalidad por el territorio; lo mismo ocurre con el agua de bebida.

Postura corporal

Son más propensos a erguirse en sus patas traseras mientras se intensifica la conducta exploratoria.

Comportamiento exploratorio

Este comportamiento se puede observar todos los días, siendo habitual que excaven generalmente en las esquinas y a lo

largo de los lados del corral. Ante un estímulo auditivo se sientan sobre sus patas traseras para explorar la situación. Cuando se les introduce un objeto nuevo en el corral como cubos de madera, rampas o incluso la presencia de un operador nuevo, demuestran su interés explorando durante largos períodos. Los conejos aprenden rápidamente a distinguir sonidos; por ejemplo, si el heno o alfalfa es introducido en alguna bolsa de cartón o similar que haga algún sonido, provocará una respuesta inmediata en los animales.

Comportamiento de alarma

Generalmente, después de una semana de alojamiento en grupos en corrales los animales se muestran más calmos y acostumbrados a su entorno, por lo que se esperan pocas reacciones de alarma. Si se sobresaltan por algún estímulo auditivo no familiar, se crea una reacción similar entre los animales en otros corrales, incluso cuando no habían experimentado el estímulo original. En este sistema, el golpeteo de las patas traseras no es frecuente; este comportamiento está generalmente asociado a alertar a otros miembros del grupo ante un peligro.

Problemas clínicos

Se ha reportado que los casos de tricobezoares (bolas de pelos en estómago y tracto digestivo) son casi inexistentes en conejos mantenidos en corrales. Esta condición está asociada a la falta de ejercicio, falta de forraje o fibra en la dieta y a un acicalamiento patológico o estereotipado debido tal vez al confinamiento individual. Otra afección es la coccidiosis, que suele presentarse endémicamente y que bajo este tipo de alojamiento tendría una relevancia severa ya que se disemina fácilmente en una población.

Micción y defecación

Al orinar y defecar dentro del corral parecen seguir un patrón espacial, generalmente, en las esquinas o en los bordes del recinto.

Juego

El comportamiento que más llama la atención en este tipo de alojamiento es el de juego ya que teniendo la posibilidad corren, saltan y giran. Pasan un tiempo considerable corriendo rápidamente de un extremo al otro del recinto. Incluso, arrojando objetos como cajas de cartón y cubos de madera.

¿Cómo implementar un corral?

En un principio, se puede destinar un área de una sala para tal fin y evaluar la complejidad social hasta que el grupo esté consolidado.

Los materiales con los que se construyen los corrales deben ser fabricados con materiales que no perjudiquen la salud de los conejos y a su vez, que sean capaces de resistir la limpieza, desinfección y esterilización rutinaria. En el caso de los conejos, el material sobre el que se apoya el lecho es especialmente importante, ya que la alta concentración de carbonato de calcio en la orina supone un detrimento mayor que en otras especies de animales de laboratorio.

Algunas ideas de enriquecimiento ambiental económico son las cajas de cartón, que los conejos desarman y arrojan de un lugar a otro, y que las usan como refugio o escondite si están en estado de peligro o alerta. Además, cumplen con la función de superficie elevada, que permite que el animal se tumbe, se siente y se mueva fácilmente por debajo. También se pueden utilizar maderas no resinosas que hayan sido esterilizadas o tratadas previamente a introducirlas en el recinto.

Como conclusión, podemos decir que es un sistema fácil de implementar pero que no siempre es posible lograr la adaptación de individuos adultos para formar grupos. Si se opta por este tipo de alojamiento, se recomienda comenzar a socializar a los individuos desde la edad del destete. Es enriquecedor también para el cuidador poder observar en los animales conductas que usualmente no pueden demostrar dentro de jaulas individuales e interactuar con ellos dentro del recinto. La supervisión y evaluación de salud de cada animal es más simple pudiendo entrar en el corral e incluso observarlo a distancia.

Imagen suministrada por la autoría



BIBLIOGRAFÍA

- Anderson C.O., Denenberg V.H., and Zarrow M.X. *Effects of handling and social isolation upon the rabbit's behaviour.* *Behaviour.* 1972,43:165-75.
- Batchelor G.R. *The Laboratory Rabbit.* In *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals* Seventh Edition Poole T, English P (Ed). Blackwell Science, Oxford, UK. 1999,395-408.
- González-Mariscal G., Melo A.I., Zavala A., et al. *Chin-marking behavior in male and female New Zealand rabbits: onset, development, and activation by steroids.* *Physiol Behav.* 1992,52(5):889-93.
Group-housing rabbits. <https://awionline.org/content/group-housing-rabbits>
- Gunn-Dore D. *Comfortable quarters for laboratory rabbits.* In *Comfortable Quarters for Laboratory Animals*, Eighth Edition Reinhardt V (Ed). Animal Welfare Institute, Washington, DC. 1997,46-54. <http://www.awionline.org/pubs/cq/five.pdf>
- Gunn D. and Morton D.B. *Inventory of the behaviour of New Zealand white rabbits in laboratory cages.* *Appl Anim Behav Sci.* 1995,45:277-92.
- Heath M. and Stott E. *Housing rabbits the unconventional way.* *Animal Technology.* 1990,41(1):13-25.
- Krohn T.C., Ritskes-Hoitinga J., and Svendsen P. *The effect of feeding and housing on the behaviour of the laboratory rabbit.* *Lab. Anim.* 1999,33(2):101-7.
- Love J.A. *Humane innovations in rabbit housing.* *Humane Innovations and Alternatives in Animal Experimentation.* 1988,2:47-8.
- Marr J.M., Gnam E.C., Calhoun J., et al. *Group Housing: Meeting the physical and social needs of the laboratory rabbit.* *Laboratory Animal Science.* 1993,44:5-11.
- Podberscek A.L., Blackshaw J.K., and Beattie A.W. *The behavior of group-penned and individually caged laboratory rabbits.* *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1991,28:353-63.
- *Refinements in rabbit husbandry.* Second report of the BVA/AFW/FRAME/RSPCA/UFAW joint working group on refinement. *Laboratory Animals.* 1993,27:301-29.
- Poggiagliolmia S, Crowell-Davisa S.L., Alworth L.C., et al. *Environmental enrichment of New Zealand White rabbits living in laboratory cages.* *Journal of Veterinary Behavior.* 2011,6:343-50.
- Whary M, Peper R, Borkowski G, et al. *The effects of group housing on the research use of the laboratory rabbit.* *Lab. Anim.* 1993,27:330-41.

Congress

ESLAV - ECLAM AAALAC - SECAL Conference 2018

Improving quality and translation
of experimental animal studies

15 - 16 October 2018,
Barcelona Spain



eclam

European College of
Laboratory Animal Medicine



aco

An **Allentown** Company

ACO Allentown es el nuevo nombre de un equipo profesional líder y con décadas de experiencia en el diseño, implantación y mantenimiento de soluciones de lavado de equipos utilizados en los centros de investigación biomédica. Sodispan Research distribuye en España todos los sistemas ACO Allentown.



Lavabiberones



Lavajaulas



Lavaracks

¡Quiero una Stripper!

Jesús Martínez Palacio

Titulado Superior en Prevención de Riesgos Laborales, Centro de Investigaciones Energéticas, Medioambientales y Tecnológicas (CIEMAT), Servicio de Animalario

Con esta frase, ya famosa en el departamento de compras del CIEMAT, iniciamos hace años nuestra relación con esta pequeña pipeta que hoy revisamos en este texto. Un equipo “alternativo”, derivado de la clínica humana, para el manejo de embriones.

SISTEMAS CLÁSICOS DE MANEJO DE EMBRIONES

En nuestro campo, los embriones se han manejado tradicionalmente mediante capilares de vidrio “estirados” que conformaban una micropipeta (ver Figura 1). Éstas mantienen el diámetro original del capilar (1 mm) en uno de los extremos y forman un microcapilar con diámetro interior entre 120-200 micrómetros para el manejo controlado de los embriones.

Según “escuelas”, también se han usado pipetas Pasteur a las que se les ha estirado la parte final de la punta. Actualmente, estas micropipetas pueden obtenerse comercialmente, pero lo habitual es que el propio usuario se las fabrique.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Micropipetas de vidrio.

El movimiento de los embriones se hace por succión de la boca a través de una goma en la pipeta. De nuevo según escuelas, estas gomas son más o menos anchas, comerciales o artesanales y se rellenan o no de aceite para moderar el efecto de succión.

Es un sistema que requiere un tiempo de formación para adquirir destreza tanto en la fabricación de las micropipetas como en el manejo de embriones con el mismo.

Existen alternativas que basan la aspiración en presión sobre una goma (generalmente, mediante una rueda que la aprieta) que la trasmite a la micropipeta (ver Figura 2). Nunca ha sido muy utilizado, ya que es poco preciso en su manejo.

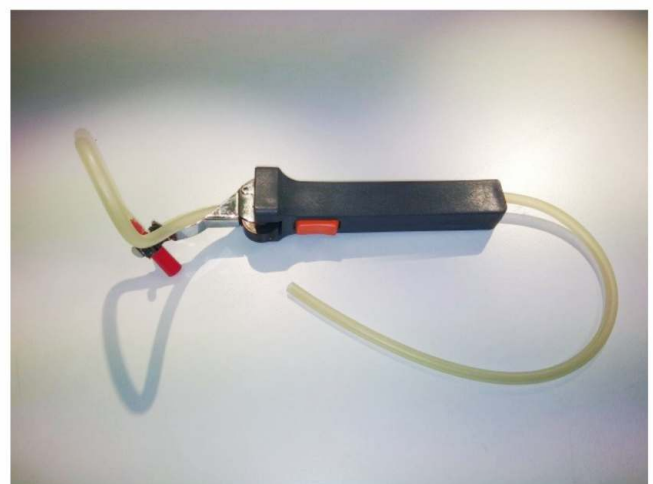


Imagen suministrada por la autoría

Figura 2.- Micropipeta.

El sistema clásico (boca-boquilla-goma-micropipeta, ver Figura 3) es perfectamente funcional y es el de uso mayoritario en experimentación animal, pero tiene limitaciones:

Reproducción y genética

- Problema de bioseguridad al pipetear material directamente con la boca.
- Riesgo de pinchazos por el capilar de vidrio.
- Problema de control del personal que no respira bien por la nariz (asma, alergias, catarros) y que debe respirar por la boca.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 3.- Capilar y sistema de succión.

STRIPPER, UN SISTEMA ALTERNATIVO

En clínica humana, por los mayores requerimientos sanitarios y de calidad (cumplimiento normativo y esterilidad), se venían usando unas pequeñas pipetas para este fin que se asocian al uso de micropipetas plásticas, prefabricadas y estériles comercializadas como parte del sistema. Tienen algunas características que nos interesan:

- Es un sistema de micropipeteo tradicional, por presión del pulgar, sin contacto directo con la muestra. El estándar de laboratorio.
- El capilar plástico no presenta riesgo de corte o pinchazo. Tampoco afecta a las placas de microcultivo (las típicas muescas del capilar de vidrio).
- Su uso no requiere un entrenamiento excesivo, es intuitivo respecto al trabajo normal de laboratorio.
- Es un sistema *ready to use*, podemos comprar todo el material y utilizarlo directamente, sin necesitar nada más.

¿DE DÓNDE LE VIENE ESTE NOMBRE TAN CHOCANTE?

Inicialmente, esta pipeta se utilizó para desnudar (denudación) oocitos, es decir, eliminar mecánicamente las células del cúmulo que rodean al oocito, como parte de procesos de fecundación *in vitro* o ICSI (inyección intra-citoplasmática de espermatozoides).

Suponemos que al departamento comercial de Origo (su fabricante), le debió parecer original la asociación desnudar/stripper.

EN QUÉ CONSISTE ESTE EQUIPO

La Stripper (ver Figura 4) es una pipeta que mueve volúmenes mínimos de líquido (1-3 microlitros) utilizando para ello unos microcapilares (puntas) adaptados a distintos usos en embriología.

El sistema consiste en un émbolo metálico que fluye en el interior del microcapilar plástico.

El microcapilar acaba en forma ahusada (estirada) con diferentes diámetros finales (de 50 a 1000 micrómetros). Los capilares típicos de manejo de embriones suelen ser los de unos 150-175 micrómetros de diámetro.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 4.- Stripper.

Como hemos comentado, la principal ventaja de este sistema es su uso intuitivo por el personal del laboratorio. Esta ventaja se refiere fundamentalmente al personal que se inicia en el manejo de embriones, o que lo realiza de manera esporádica.

El personal entrenado suele preferir el sistema tradicional.

NUESTRA EXPERIENCIA CON LA STRIPPER

En los cursos de criopreservación e ingeniería reproductiva que el CIEMAT - SECAL y últimamente CARD (*Center for Animal Resources and Development de la Universidad de Kumamoto*), venimos impartiendo desde hace años siempre se ha ofrecido a los alumnos probar este sistema "alternativo" (ver Figura 5).

Los alumnos "noveles" que no han utilizado ninguno de los dos sistemas anteriores, suelen mostrar preferencia por el sistema Stripper. Con la salvedad de que este sistema suele darles algún problema por la flexibilidad del capilar. Si se incide en la placa tocando el borde la punta se eleva y es complicado aspirar los embriones. Se resuelve fácilmente una vez se comenta este punto (ver Figura 6).



Imagen suministrada por la autoría

Figura 5.- Placa y Stripper.

Los alumnos "veteranos" que ya han manejado embriones, suelen verlo como una alternativa curiosa, pero prefieren el sistema tradicional.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 6.- Alumnos manejando Stripper.

Económicamente, el sistema Stripper tiene un coste mucho mayor que el tradicional. Hablamos de unos 300€ el coste de la pipeta y entre 1 y 5€ el coste de cada microcapilar. Este es, posiblemente, uno de los elementos limitantes de su uso.

EN RESUMEN

El sistema Stripper es una alternativa para el manejo de embriones de animales de laboratorio.

Principales ventajas:

- Sistema que se puede adquirir listo para su uso.
- Evita riesgos de bioseguridad (pipeteo con la boca y pinchazos).
- Es intuitivo.
- Alternativa a personal que no puede utilizar el sistema tradicional.
- Puede ser útil en caso de uso ocasional/personal poco entrenado.

Principales inconvenientes:

- Es más caro que el sistema tradicional.
- Tiene un menor control, precisión y sensibilidad respecto al sistema tradicional con usuarios entrenados.

PARA SABER MÁS

- Origio:
 - Stripper: <http://www.origio.com/products/the-stripper/>
 - Vídeos demostrativos: <http://www.origio.com/training-lab/educational-videos/>
- Minitube:
 - Manejo de embriones: <https://www.minitube.com/en/Products/Embryo-Transfer/Embryo-Handling>

Declaración: Los equipos se presentan y comentan sólo a título informativo, no existiendo ningún tipo de interés o relación comercial del autor con las casas y equipos presentados.



Su Colaborador para el Cuidado del Animal de Laboratorio

- Gama Completa
- Innovación Continua

Lechos

Enriquecimiento

Dietas



Productos Certificados

DIN EN ISO 9001:2008 Y HACCP,
 PEFC Certificado de Economía Forestal Sostenible, Cadena de Custodia y Trazabilidad,
 DIN EN ISO 50001:2011 Sistema de Eficiencia Energética

LIGNOCEL®

ARBOCEL®

RETTENMAIER IBÉRICA
S.L. Y CIA. S. COM.



Fibras diseñadas
 por la naturaleza
 Una compañía del grupo JRS

Travesera de Gracia 56, 2^a
 08006 Barcelona

► ¡ Póngase en contacto
 con nuestros expertos !

info@jrsiberica.com • Tel: 933 262 888

Los organoides: modelos experimentales *in vitro* en auge

Guillermo Repetto, Raquel Rojas, M^a del Mar Aparicio, Ana del Peso y Sara Maisanaba
Área de Toxicología, Universidad Pablo de Olavide, Sevilla

INTRODUCCIÓN

La prestigiosa revista *Nature Methods* nombraba “método del año 2017” a los organoides (*Nature Methods* 2018), mini-órganos o estructuras tridimensionales de células que se organizan entre sí y se asemejan en arquitectura y función a los órganos reales. Además, estos organoides fueron finalistas del Premio al Inventor Europeo del mismo año 2017 y ya habían sido declarados entre los “Grandes avances de la ciencia en 2013” por *The Scientist*.

Los organoides (ver Figura 1) se definen, actualmente, como agrupaciones tridimensionales cultivadas *in vitro*, derivadas de células madre adultas o pluripotentes de mamíferos, que se autoorganizan en una microanatomía casi nativa de órganos específicos, con células diferenciadas y compartimentación del tejido (Kretzschmar y Clevers 2016). Suelen ser funcionales, secretando hormonas, metabolizando y excretando compuestos, con actividad neuronal, capacidad de contracción, etc.

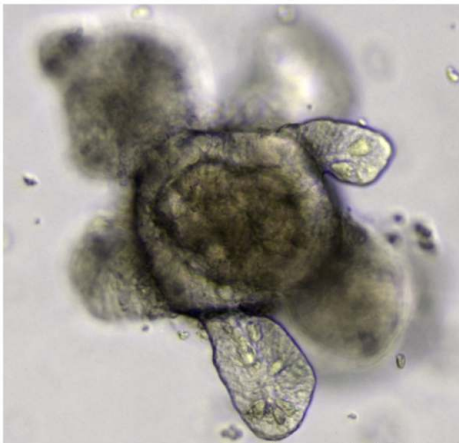


Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Organoide intestinal: Intestinal organoid grown from Lgr5+ stem cells (Autor: Meritxell Huch). St Johnston D. *The Renaissance of Developmental Biology*. PLoS Biol. 2015;13(5): e1002149.

PRODUCCIÓN

La tecnología de los organoides permite desde el año 2008 establecer cultivos organotípicos a largo plazo basados en células madre. No precisan una capa de células alimentadoras que les proporcionen nutrientes ya que se complementa el medio de cultivo con un conjunto bien definido de factores de crecimiento, generalmente sobre un hidrogel. Los organoides pueden derivarse, bien de células madre pluripotentes (PSCs), es decir, células madre embrionarias (ESCs, aislados de un blastocito) o PSCs inducidas (iPSCs, reprogramados de tejidos adultos), o bien de células madre adultas multipotentes órgano-específicas (ASC, aisladas de tejidos maduros). Además, pueden componerse exclusivamente de células epiteliales o de ellas junto a mesenquimales.

Los organoides pueden generarse de mamíferos muy diversos, lo que permite estudios comparados. El proceso de formación de organoides es similar al desarrollo del organismo a partir del cigoto y da lugar a un organismo adulto maduro. Esto incluye diferenciación, proliferación y apoptosis controlada, combinadas con autoorganización y patrones multicelulares, lo que conduce a diversos tejidos maduros.

Ambos tipos de organoides (los derivados de PSCs y los derivados de ASC) pueden ser cultivados a largo plazo y permiten aplicarles todos los tipos de análisis celulares, biológicos y moleculares que se han desarrollado para las líneas celulares “tradicionales” (Clevers 2016). Como tal, proporcionan nuevos modelos experimentales situados entre las líneas celulares y los estudios *in vivo*, para estudiar funciones genéticas básicas y procesos celulares.

ÓRGANOS GENERADOS

Existen modelos muy diversos, partiendo tanto de células adultas como pluripotentes:

1. Se han creado organoides a partir de células madre adultas o tejidos, gracias a la aplicación de diferentes factores en el medio de cultivo:

A partir de varios tejidos epiteliales adultos de origen humano, como esófago, trompa de Falopio, intestinos delgado y grueso, hígado, pulmón, páncreas, próstata, glándula salival, estómago y papilas gustativas. También, se han establecido cultivos de organoides epiteliales a partir del intestino fetal. Además, se han usado intestino delgado y colon de ratones neonatales, juveniles y adultos que contenían células epiteliales y mesenquimales.

2. Se han establecido cultivos de organoides derivados de células madre pluripotentes (PSC) para diferentes órganos, como el oído interno, el intestino, el riñón, el hígado, el pulmón, la glándula pituitaria, el estómago, las estructuras cerebrales y la retina.

APLICACIONES DE LOS ORGANOIDES

Las posibles aplicaciones, ventajas y desventajas de los organoides se resumen en la Tabla 1.

Organoides en la investigación básica

Los organoides se consideran actualmente una de las mejores alternativas para estudiar el desarrollo, la diferenciación y la maduración celular (Nantasanti *et al.* 2016, Clevers 2016). Ello incluye los factores transcripcionales y las vías regulatorias involucradas en la especificación del órgano y la determinación tardía del destino celular.

Tabla 1.- Principales aplicaciones, ventajas e inconvenientes de los cultivos de organoides (Modificado de Nantasanti *et al.* 2016):

APLICACIÓN	EJEMPLOS Y VENTAJAS	LIMITACIONES
Investigación básica	<ul style="list-style-type: none"> - Modelos tridimensionales, funcionales, muy estables, de diferentes órganos o partes de los mismos - Biología del desarrollo humano: diferenciación y maduración celular - Biología de células madre - Interacción entre células - Interacción con matriz extracelular - Control de cambios epigenéticos - Fácil manipulación genética - Comparación entre diferentes especies 	<ul style="list-style-type: none"> - La diferenciación puede no ser completa - Reproducibilidad - Falta de inervación, vasos sanguíneos y células inmunitarias
Modelos de enfermedades (especialmente de las raras y de causa genética)	<ul style="list-style-type: none"> - Bancos de células - Bancos de células de pacientes - Estudio de infecciones 	<ul style="list-style-type: none"> - Requiere adecuada diferenciación
Diagnóstico y medicina personalizada	<ul style="list-style-type: none"> - Células específicas del paciente - Posible edición génica 	<ul style="list-style-type: none"> - Precisa adecuada selección de clones
Evaluación farmacológica y toxicológica	<ul style="list-style-type: none"> - Ensayos a largo plazo, cinéticos y dinámicos - Identificación de grupos de riesgo 	<ul style="list-style-type: none"> - Requiere adecuada diferenciación
Medicina regenerativa, terapia génica y trasplantes	<ul style="list-style-type: none"> - Posible corrección génica y trasplante autólogo - No riesgo de teratoma 	<ul style="list-style-type: none"> - Requiere adecuada diferenciación - Requieren factores extracelulares de crecimiento - Requiere inmunosupresión si genera nuevas proteínas

Organoides para modelar enfermedades

Los organoides facilitan una mejor comprensión de la enfermedad, de su desarrollo y progresión, además de permitir nuevas estrategias de tratamiento. Se pueden establecer bancos de líneas de hPSC relevantes para la enfermedad a partir de cohortes de pacientes o mediante ingeniería genética para introducir variantes de riesgo específicas. Con ello se crean modelos *in vitro* específicos de la enfermedad, como del hígado graso no alcohólico. Son de gran interés para las enfermedades raras, como la enfermedad de Wilson.

También se han mostrado útiles para enfermedades infecciosas, como la microcefalia por el virus del Zika, las hepatitis B y C, el estómago con *Helicobacter pylori*, la gripe, etc.

Organoides para diagnóstico y medicina personalizada

El potencial clínico de los organoides derivados de pacientes se ha comprobado en pacientes que sufren de fibrosis quística, realizando estudios preclínicos *ex vivo*.

En la investigación del cáncer facilitan la investigación de líneas con diferentes alteraciones transcripcionales, traslocaciones, cambio en el número de copias y mutaciones somáticas, que pueden ocurrir dentro del mismo tumor, como en el carcinoma hepatocelular. Los organoides derivados del cáncer de un paciente (aSC) permiten correlacionar con el tipado genético del tumor, su sensibilidad a medicamentos y la capacidad invasora y metastásica. Puede disponerse de la información en unas semanas tras la toma de la biopsia.

Evaluación farmacológica y toxicológica

Permiten realizar estudios comparativos fármaco-toxicológicos tanto cinéticos como dinámicos, entre especies y entre órganos, pero también detectar grupos de riesgo más vulnerables a efectos adversos.

Organoides en medicina regenerativa, terapia génica y trasplantes

La obtención de organoides autólogos para trasplantes es mucho más segura que las de los iPSCs, ya que no presentan inmunoreactividad, displasias ni anaplasias y se inician a partir de una simple biopsia. Esto ya se ha comprobado en animales. Evidentemente, no se pretende fabricar órganos completos del tamaño original, sino implantar muchos organoides que realicen la función del órgano enfermo. En este proceso *ex vivo* pueden

aplicarse técnicas de edición genética (p. Ej. CRISPR/Cas9) para realizar las correcciones génicas pertinentes sobre los organoides antes del trasplante.

LIMITACIONES

Evidentemente, ningún modelo puede ser perfecto. Los organoides presentan limitaciones como la falta de inervación, de vasos sanguíneos y de células inmunitarias y dependen de los factores de crecimiento. Pero su facilidad de producción y la gran semejanza con los órganos humanos en la salud y enfermedad, convierten a los organoides en muy atractivos para la investigación traslacional e invitan a una aplicación clínica casi inmediata (Clevers 2016).

CONCLUSIONES

La tecnología tridimensional organoide es la mejor representación *in vitro* disponible actualmente de la fisiología *in vivo* de diferentes órganos, como el hígado o el cerebro. Los cultivos de organoides han mejorado mucho nuestro conocimiento del desarrollo y progresión de las enfermedades, han demostrado fidelidad con las vías de la enfermedad *in vivo* y están actualmente disponibles para gran variedad de especies. Su uso con tecnologías emergentes (como la impresión 3D y las técnicas de imagen) y la abundancia de oportunidades en investigación y desarrollo de medicamentos, así como, en aplicaciones específicas al paciente, indican que los organoides pueden contribuir muy significativamente a cambiar el modo de estudio y al tratamiento de las enfermedades (Nantasanti *et al.* 2016).

BIBLIOGRAFÍA

- Clevers H. *Modeling Development and Disease with Organoids*. Cell. 2016;165:1586-97.
- Kretschmar K. and Clevers H. *Organoids: Modeling Development and the Stem Cell Niche in a Dish*. Developmental Cell. 2016;38(6):590-600.
- Little M.H. *Organoids: a Special Issue*. Development. 2017;144:935-7.
- *Method of the Year 2017: Organoids*. Nature Methods. 2018;15:1.
- Nantasanti S., de Bruin A., Rothuizen J., *et al.* *Concise Review: Organoids Are a Powerful Tool for the Study of Liver Disease and Personalized Treatment Design in Humans and Animals*. Stem Cells Translational Medicine. 2016;5:325-30.

ANÁLISIS DE AGUAS

Pídelo, que nosotros
nos encargamos de todo.



Realiza la solicitud
por teléfono, email o
en nuestra web.



En 24h recibirás un kit
con instrucciones con el
que enviarnos tus
muestras sin coste.



Las recogemos,
las analizamos y
tendrás los resultados
en tu correo.

fácil, rápido, fiable

PRIMER ANÁLISIS GRATUITO*

T 948 40 26 28 / info@vuler.es / www.vuler.es

*Consulta condiciones en nuestra web.

Histología del pez cebra, *Danio rerio* (Parte II)

Ana Isabel Nieto¹ y Ana M. Santos²

¹ Unidad de Experimentación Animal y ² Unidad de Microscopía
Centro de Instrumentación Científica. Universidad de Granada

En esta segunda parte de la histología del pez cebra, continuamos mostrando los tejidos presentes en estos animales, que tan buen modelo de investigación están resultando ser.

Sistema digestivo

El sistema digestivo de los peces cebra (ver Figura 1) está compuesto de:

- Cavidad oral y faríngea.
- Esófago.
- Intestino.
- Hígado y vesícula biliar.
- Páncreas.
- Vejiga natatoria.

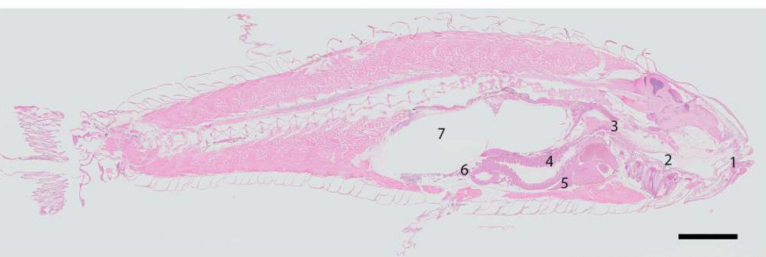


Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Sistema digestivo I. Anatomía general del sistema digestivo. **1:** cavidad oral; **2:** cavidad faríngea y branquias; **3:** esófago; **4:** intestino; **5:** hígado; **6:** páncreas; **7:** vejiga natatoria bicameral. Barra de escala: 2 mm.

La cavidad oral es compartida por el sistema respiratorio y digestivo (ver Figura 2.A). Carece de dientes y su función es seleccionar, capturar y dirigir la comida hacia el esófago. En la boca y la región perioral se encuentran los botones gustativos. Está recubierta de un epitelio mucoso sobre una membrana basal y contiene numerosas células caliciformes. Antes de llegar al esófago, encontramos unos divertículos ciegos denominados sacos esofágicos, la faringe y –allí sí–, unos dientes donde la

comida es triturada. Estos dientes contienen una cobertura de esmalte, con una capa de dentina y una pulpa en el interior.

La primera parte del tubo digestivo correspondería con el esófago. Presenta una gran capacidad de distensión y está recubierto por un epitelio con numerosas células mucoides. A partir de ahí, es muy difícil distinguir entre estómago e intestino delgado y grueso, dadas las escasas diferencias en su histología, aunque la morfología de su epitelio y la mayor o menor abundancia de células caliciformes sugieran diferencias en cuanto a la funcionalidad. Se puede dividir en tres porciones de acuerdo con el grosor de la pared, la longitud de las vellosidades y el grosor de la capa muscular: anterior, posterior y recto.

No poseen estómago glandular y a medida que progresamos desde la porción más rostral a la más caudal, la luz del tracto se va haciendo más pequeña y también la altura de las vellosidades. Sin embargo, proporcionalmente, estas vellosidades son más largas que las encontradas en el intestino de mamíferos.

La estructura histológica consiste en una capa mucosa formada por enterocitos con numerosas células caliciformes que cubren las vellosidades. La submucosa presenta pocas células linfoides en animales sanos. Y la capa muscular es relativamente fina y acaba con la capa serosa.

Hígado

El hígado en los peces cebra está constituido por tres lóbulos y se extiende a lo largo del tracto intestinal. Como en el caso de los mamíferos, en los peces teleosteos juega un papel importante en el metabolismo de sustancias. Se encarga del procesamiento de carbohidratos, proteínas, lípidos y vitaminas. Así mismo, juega un papel importante en la detoxificación y en la síntesis de proteínas plasmáticas como albúmina, fibrinógeno y factores del complemento. Pero, a diferencia de los mamíferos, los

Tinciones y tejidos

hepatocitos no están tan claramente organizados en cordones y lobulillos y los espacios porta no existen, siendo difícil reconocer la vena centrolobulillar y organizándose alrededor de sinusoides. Los sinusoides están recubiertos de células endoteliales, que se continúan con los hepatocitos. Estos son células poliédricas y en las hembras reproductoras tienen el citoplasma intensamente basófilo debido a la producción de vitelogenina, una fosfolipoproteína que forma parte del huevo. En los machos, esta basofilia es significativamente menor. Tienen pocas arteriolas y no poseen células de Kupffer (ver Figuras 2.C y D).

El sistema biliar está formado por canalículos intercelulares que se anastomosan para formar conductos biliares que contienen una bilis de color verdoso conducida a través del conducto biliar al intestino.

Poseen un sistema enzimático similar al de los mamíferos para metabolizar compuestos extraños, con enzimas microsomales, pero a diferencia de éstos, no hay un patrón de lesión en las células en el caso de toxicidad ya que la distribución enzimática es homogénea.

Páncreas

Los peces cebra no tienen un páncreas como un órgano separado. El páncreas exocrino puede ser localizado como islas de tejido acinar a lo largo del tracto intestinal (ver Figura 2.B). Por otro lado, su estructura es similar a la de los mamíferos, compuesta por células muy oscuras, con un citoplasma intensamente basófilo. Tras la alimentación, contiene gránulos secretores intracitoplasmáticos intensamente eosinófilos. Estos gránulos, llamados de zimógeno, contienen pro-enzimas responsables de la digestión de proteínas, carbohidratos, grasa y nucleótidos.

En el pez cebra, la parte endocrina del páncreas está formada por una sola agrupación de células similar a un islote de Langerhans denominado cuerpo de Brockman. Está formado por células α productoras de glucagón, células β productoras de insulina y células δ productoras de somatostatina.

Vejiga natatoria

La vejiga natatoria o vejiga de gas deriva embriológicamente del sistema digestivo superior, aunque no tiene función digestiva, jugando un papel primordial en la flotación. Está localizada dorsalmente a las vísceras abdominales, y ventralmente a la columna y al riñón; en el pez cebra está dividida en 2 compartimentos, a diferencia del pez medaka, que sólo tiene uno. Histológicamente, está formada por un epitelio simple columnar

productor de surfactante que se asienta sobre una membrana basal y una capa submucosa en la que se encuentran los vasos. En el epitelio aparecen unas células cilíndricas que se encuentran en muchas especies de teleósteos en branquias, intestino, conductos biliares y bulbo arterioso.

En los peces cebra, como en otros ciprínidos, existe una conexión entre la vejiga natatoria y el esófago a través del conducto neumático. Éste es una estructura tubular tortuosa que permite el llenado de aire de la vejiga gracias al tragado de éste.

Además de la función de flotación, la vejiga natatoria permite la detección del sonido de las olas o los cambios de presión.

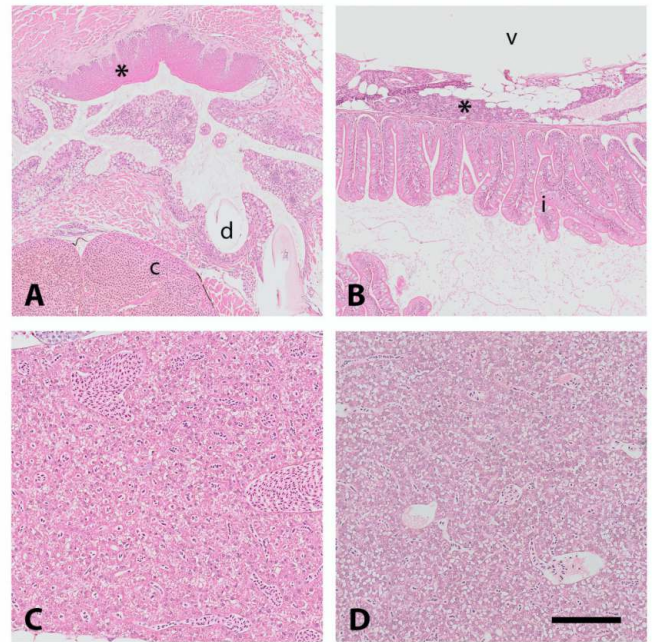


Figura 2.-Sistema digestivo II. **A.** Cavidad oral y esófago. Almohadilla esofágica (asterisco); c: corazón; d: diente. Presencia de numerosas células caliciformes con contenido mucoso en la cavidad oral. En la almohadilla esofágica, el epitelio es estratificado. **B.** Vejiga natatoria, páncreas e intestino. v: vejiga natatoria; asterisco: páncreas exocrino; i: vellosidades intestinales. **C.** Hígado de pez macho. **D.** Hígado de pez hembra. En este último, aumenta la basofilia celular. Barra de escala: A y B: 200 μ m; C y D: 100 μ m.

Sistema reproductor

Los peces cebra son animales gonocóricos, es decir, que mantienen el sexo a lo largo de su vida adulta. Sin embargo, todos los peces cebra son fenotípicamente hembras hasta las 3 semanas post-fertilización, y la selección hacia el sexo macho no viene

condicionada tan sólo cromosómicamente, influyendo también la temperatura, el pH, la exposición a hormonas o la densidad de la población.

Testículos

Los testículos (ver Figura 3) en el pez cebra son un órgano par y están situados en la parte lateral del animal, entre la zona media y caudal, detrás de la vejiga natatoria. Están formados por una serie de túbulos ciegos constituidos por células germinales y células de Sertoli. Cada una de estas células de Sertoli, a diferencia de lo que ocurre con los mamíferos, está en contacto con un clon de células germinales y rodea con proyecciones citoplasmáticas una sola espermatogonia. Además de servir de soporte para la espermiogénesis, aportan nutrientes a las células germinales y fagocitan las células degeneradas y otros productos propios de la proliferación de las espermatogonias. Por otro lado, forman parte de la barrera hematotesticular.

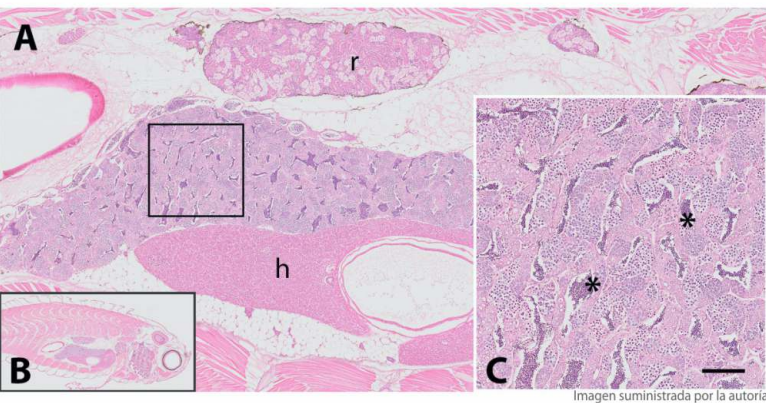


Figura 3.- A. Sistema reproductor masculino. Detalle en C. Testículo con túbulos seminíferos y presencia de espermatozoides en la luz (asteriscos). B. Localización del testículo en el pez macho. Barra de escala: A: 200 µm; B: 2,6 mm; C: 67 µm.

Ovarios

Los ovarios (ver Figura 4) son también órganos pares con una morfología alargada y localizados en la parte posterior de la cavidad corporal, ventrales a la vejiga natatoria. Histológicamente, están formados por folículos en distintos estadios de maduración, que van aumentando de tamaño según ésta se va produciendo. Las oogonias continúan dividiéndose en los adultos y se transforman en ovocitos con un incremento del tamaño del núcleo y del citoplasma. Pasa por una fase perinuclear con un citoplasma más denso, una fase cortical, conteniendo vacuolas lipídicas y, por último, una fase vitelogénica donde contienen gránulos proteicos denominados gránulos de York. Por

último, los ovocitos maduros caen a la cavidad ovárica situada en el centro del ovario y de allí, por un corto oviducto, hacia el poro genital. El oviducto está formado por un epitelio secretor simple sobre una estrecha capa de tejido conjuntivo, muscular lisa y la serosa.

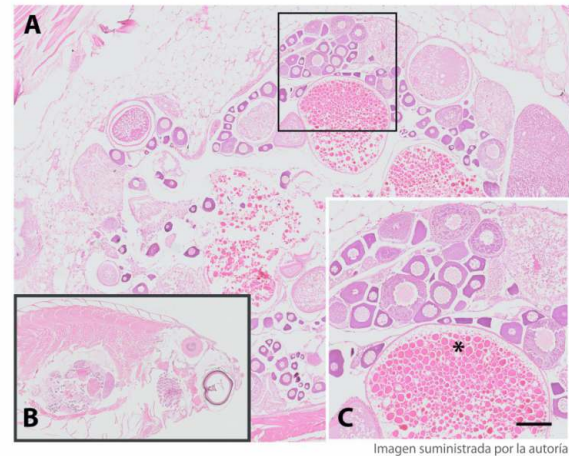


Figura 4.- A. Sistema reproductor femenino. Detalle en C. Ovario con ovocitos en distintos estadios de desarrollo. Acúmulo de vitelo (asterisco). B. Localización del ovario en el pez hembra. Barra de escala: A: 200 µm; B: 1,6 mm; C: 100 µm.

Sistema nervioso y órganos de los sentidos

El cerebro (ver Figura 5) de los peces cebra está formado básicamente por los mismos componentes que el de los vertebrados superiores y dividido en 5 regiones: telencéfalo, diencéfalo, mesencéfalo, metencéfalo y mielencéfalo. En el telencéfalo se incluye el lóbulo olfatorio responsable del olfato y donde se encuentran los centros de la memoria, comportamiento reproductivo, de la alimentación y la visión del color.

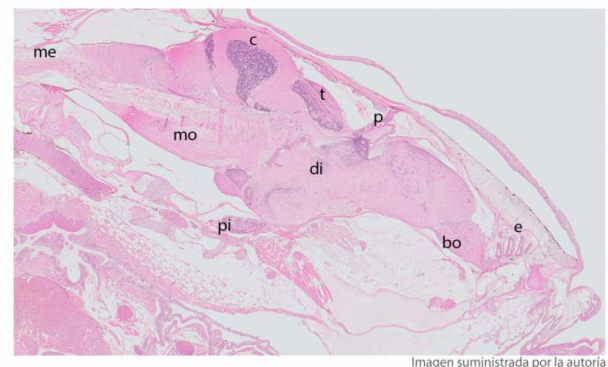


Figura 5.-Sistema nervioso central; e: epitelio olfatorio; bo: bulbo olfatorio; p: glándula pineal; di: diencéfalo; pi: glándula pituitaria; t: tectum; c: cerebelo; mo: médula oblongada; me: médula espinal. Barra de escala: 400 µm.

Tinciones y tejidos

Comparado con los mamíferos, el cerebro es más reducido y la diferencia entre la sustancia gris y la blanca es más difícil de observar.

El diencéfalo está dividido en tres partes, de dorsal a ventral: epítalamo, tálamo e hipotálamo. Este último es la estructura más grande del diencéfalo y regula las funciones de la glándula pituitaria.

El mesencéfalo es grande y contiene el tectum óptico, que es la terminación de los axones de las células ganglionares de la retina. El metencéfalo está constituido por el cerebelo en su parte más dorsal, con una función de coordinación sensorial-motora. La corteza contiene las 3 capas características de este órgano: molecular externa, granular interna y ganglionar intermedia. La capa externa contiene las células de Purkinje.

El mielencéfalo contiene la médula oblongada, que se continúa con la médula espinal. Es el origen de los pares nerviosos craneales que forman parte del sistema de Mauthnerian, responsable del movimiento rápido de la cola de los peces durante los momentos de escape.

En la médula espinal (ver Figura 6.A), la sustancia blanca tiende a tener una imagen más fibrilar que en los mamíferos.

Ojo

Los ojos (ver Figura 6.C) de los peces cebra son similares a los de otros vertebrados. Poseen tres capas: la túnica fibrosa –formada por la córnea y la esclerótica–, la túnica vascular –formada por el coroides y el iris– y la retina.

En los peces, la córnea es más gruesa y plana que en los animales terrestres y la cámara anterior es más estrecha. Está formada por un epitelio escamoso no queratinizado adherido a una membrana basal similar a la cápsula de Bowman de los mamíferos. Se continúa con un estroma que acaba en una membrana de Descemet difícil de reconocer.

La lente es prácticamente esférica y protruye a través del iris para proporcionar una mejor visión periférica.

La retina posee varias capas que incluyen un epitelio pigmentado con la parte más externa de los fotorreceptores, una capa con los núcleos de estos fotorreceptores (conos y bastones), la capa de células bipolares y la de células del ganglion, cuyos axones forman parte del nervio óptico que conecta con el cerebro.

La retina en los peces cebra cuenta con vasos pre-retinales.

Órgano del olfato

Consiste (ver Figura 6.D) en dos fosas nasales con una única apertura separada por piel, que las divide desde la entrada por la zona anterior hasta la salida por la posterior, localizadas en la zona parasagital. Están recubiertas de un epitelio primero escamoso y luego cilíndrico columnar. Más hacia el interior, encontramos un epitelio olfatorio con células bipolares especializadas formando fosas o papilas para incrementar la superficie de tejido sensorial. Los axones de estas células bipolares forman el tracto olfatorio que se dirige hacia el telencéfalo.

El agua pasa gracias a la natación a través de los sacos sobre el epitelio olfativo.

Órgano estatoacústico

El oído interno (ver Figura 6.B) de los peces contiene varias estructuras diferenciadas: un sistema de canales semicirculares y el órgano otolítico. Los canales semicirculares son tres: anterior, posterior y horizontal/lateral, y se encargan de la orientación espacial. El órgano otolítico, llamado *macula communis*, es el que realmente contiene el epitelio sensorial para la audición y participa también en el equilibrio. Posee tres cámaras interconectadas (utrículo, sacculus y lagena) rellenas de endolinfa. En cada cámara pueden observarse otolitos calcificados cuyos movimientos, como consecuencia de la gravedad o vibraciones por sonidos de baja frecuencia, estimulan las células del epitelio sensorial.

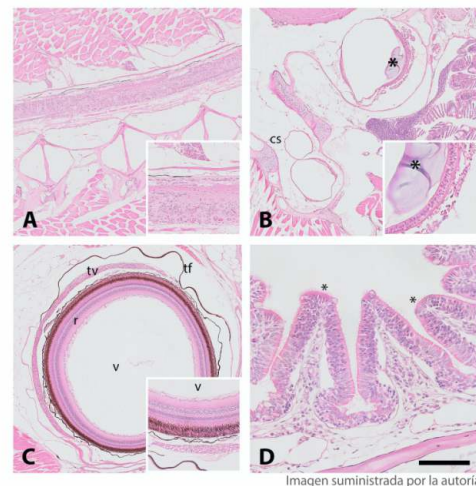


Figura 6.- A. Médula espinal. Detalle de neuronas motoras y sensitivas. B. Órgano estatoacústico; cs: canales semicirculares; otolito (asterisco). Detalle del otolito. C. Ojo; v: humor vítreo; r retina; tv: túnica vascular; tf: túnica fibrosa. Detalle capas de la retina. D. Epitelio olfatorio. Presencia de cilios en el borde apical de las células (asteriscos). Barra de escala: A-C: 200 μ m; B: 100 μ m; D: 67 μ m.

Sistema endocrino

Glándula pineal

Está localizada en la parte más dorsal del diencefalo (ver Figura 7.A y B), en el epitalamo, junto con el saco dorsal. Es una estructura neuroendocrina sensible a la luz, ya que posee células fotorreceptoras que son capaces de detectar la luz a través de las áreas translúcidas del cráneo.

Como en los mamíferos, parecen ser las responsables de la secreción de melatonina, indolamina y otros neurotransmisores que se encargan de regular los ritmos circadianos diarios y estacionales que participan en la reproducción, crecimiento, migraciones o incluso en la pigmentación.

Glándula pituitaria

Se localiza en la base del diencefalo (ver Figura 7.A y C), junto al hipotálamo, encerrada en un lecho óseo. Deriva embriológicamente del hipotálamo en su *pars nervosa* y de la parte superior de la boca en su *pars intermedia* y *distalis* en el adulto.

La *pars nervosa* está formada por células de la glía y axones de células neurosecretoras del hipotálamo desde donde recibe directamente la información, a diferencia de los mamíferos que lo hacen a través del eje hipotálamo-hipófisis vascular. Produce hormonas como isotocina o arginina cuya función aún es desconocida.

La *pars intermedia* produce a Hormona Estimulante de Melanocitos (α MSH), endorfinas, somatostatina y prolactina.

La *pars distalis* produce prolactina, hormona corticotropa, hormona estimulante del tiroides y hormona de crecimiento.

Urófisis (sistema neurosecretor caudal)

Es un órgano endocrino propio de los peces teleosteos que se encuentra en la zona ventral, casi en la parte final de la columna vertebral. Su estructura es similar a la neurohipófisis de la pituitaria, aunque difícil de encontrar histológicamente.

Produce dos hormonas, la urotensina I y II, cuyas funciones están relacionadas con la osmoregulación y respuesta al estrés. También parece haber una relación entre la urófisis y el eje pituitaria-interrenal.

Corpúsculo de Stannius y glándula ultimobranquial

Los peces cebra, al carecer de glándula parotídea y de células C del tiroides, regulan los niveles de calcio de una forma diferente a los mamíferos. Aunque los niveles de calcio en el agua pueden ser bajos, éste entra directamente a través de las branquias, por lo que los peces deben tener mecanismos para reducir el nivel de calcio. Para ello, cuentan con dos órganos endocrinos: los corpúsculos de Stannius y la glándula ultimobranquial.

El corpúsculo de Stannius es un órgano par localizado en la parte caudal del parénquima renal, que no hay que confundir con una neoplasia. Está formado por cordones encapsulados de células secretoras que producen hipocalcina, una hormona que bloquea el calcio absorbido a nivel de las branquias y del intestino. Por otro lado, secreta sustancias que elevan la presión sanguínea.

La glándula ultimobranquial (ver Figura 7.D) es también un órgano par localizado en el pez cebra en la parte central del esófago, entre el corazón y el abdomen. Está formada por pequeños folículos de células columnares que producen calcitonina (similar a las células C del tiroides de mamíferos). La calcitonina reduce la concentración de calcio plasmático y juega un papel en la estimulación de la formación de huesos y en su protección, sobre todo durante el periodo de ovogénesis cuando hay una elevada demanda de calcio en sangre.

Células interrenales y cromafines

Las células interrenales son equivalentes a las de la corteza renal de los mamíferos y las cromafines a las de la médula.

Se localizan en la parte anterior del riñón, rodeadas por la parte posterior de la vena cardinal. Las células interrenales poseen gránulos eosinofílicos en el citoplasma y son las responsables de la secreción de corticosteroides, incluido el cortisol, que juega un papel muy importante en la respuesta frente al estrés.

Las células cromafines están mezcladas entre las interrenales, con lo que son difíciles de diferenciar. Se encargan de la secreción de catecolaminas como epinefrina y norepinefrina. Las catecolaminas participan en la contracción cardíaca y en la vasodilatación de los vasos de las branquias, de manera que son muy importantes en la respuesta al estrés.

Tinciones y tejidos

Tiroides

Los folículos tiroideos están localizados en la zona ventral y caudal de las branquias, alrededor de la aorta ventral aunque, a diferencia de los mamíferos, las células pueden encontrarse extendidas de forma difusa a lo largo de la aorta ventral. Está formado por una capa de células epiteliales cuboidales bajas que rodea a un contenido coloidal en el interior.

La hormona tiroidea, como en los mamíferos, tiene una gran influencia en el metabolismo, participando en el control del desarrollo, crecimiento, osmoregulación e incluso en el depósito de pigmento.

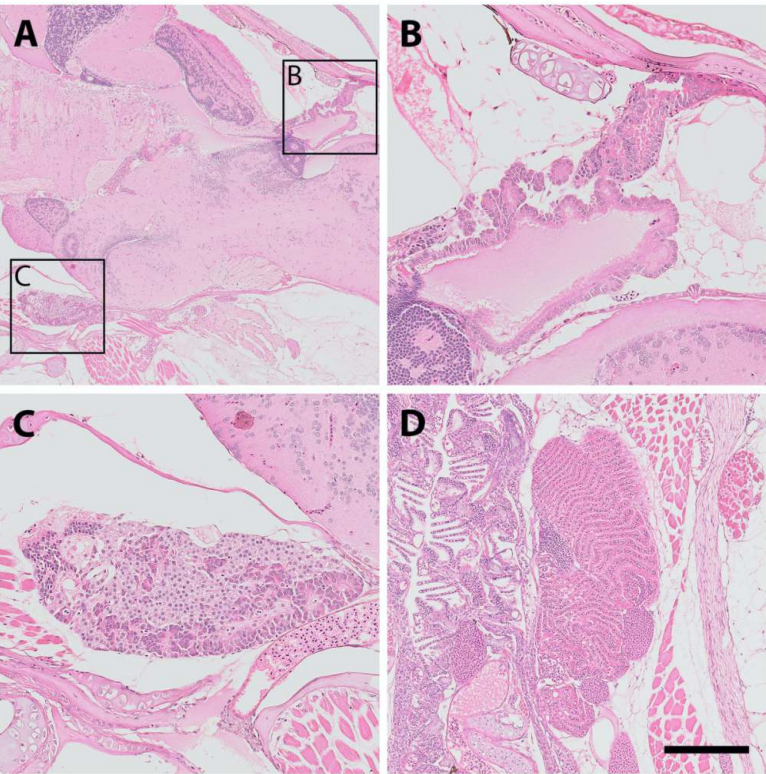


Imagen suministrada por la autora

Figura 7.- A. Diencefalo. Detalles de glándula pineal y saco dorsal (B) y glándula pituitaria (C). D. Glándula ultimobranquial. Barra de escala: A: 400 μ m; B y C: 100 μ m; D: 200 μ m.

BIBLIOGRAFÍA

- Basset D.I. and Currie P.D. *The zebrafish as a model for nuclear dystrophy and congenital myopathy*. Human Mol Genet. 2003,12:265-70.
- Menke A.L., Spitsbergen J.M., Wolterbeek A.P., et al. *Normal Anatomy and Histology of the Adult Zebrafish*. Toxicol Pathol. 2011,39:759-75.
- Mokhtar D.M. *Fish histology: From cells to organs*. CRC Press. Apple Academic Press, Canada. 2017.
- Wolf J.C. *Zebrafish: Anatomy, histology and physiology*. Laboratories (EPL). Inc. Sterling, VA. www.cldavis.org/cgi-bin/download.cgi?pid=939
- Xi Y., Noble S., and Ekker M. *Modelling neurodegeneration in zebrafish*. Curr Neurol Neurosci Rep. 2011,11:274-82.



Sodispan Research ha incorporado a su portfolio de representadas a la compañía americana Allentown. La fiabilidad, el rendimiento, la calidad, el valor, la experiencia en la fabricación y el esmerado servicio al cliente, hacen de Allentown la mejor alternativa en soluciones de alojamiento de los animales utilizados en la investigación biomédica.

Equipamiento necesario en un carro de emergencias anestésicas

Hugo Salgado¹ y Ana Vivas Broseta²

¹ Quirófano experimental y docente y ² Área de simulación clínica y seguridad del paciente
Hospital Universitari i Politècnic La Fe, Valencia

INTRODUCCIÓN

En nuestra institución utilizamos el modelo porcino dentro de diversos programas docentes de capacitación de las diferentes especialidades en cirugía humana. Los procedimientos a realizar requieren del desarrollo de un protocolo anestésico completo con premedicación, intubación orotraqueal y mantenimiento de la anestesia siguiendo protocolos de ventilación mecánica.

Como medida de entrenamiento y preparación ante posibles situaciones de riesgo y complicaciones durante la anestesia se definieron los elementos y fármacos que deberían estar siempre disponibles en el quirófano, especificándose, además, que única y exclusivamente fueran utilizados en caso de necesidad y no como material y fármacos de uso rutinario. Por otra parte, se estableció un flujo de trabajo para que, llegado el caso de necesidad, el personal asistencial tuviera claro cómo actuar.

SITUACIONES CRÍTICAS PREVISTAS

- Fallo no subsanable del respirador.
- Fallo no subsanable del monitor anestésico multiparamétrico.
- Malfuncionamiento del tubo endotraqueal o desintubación accidental.
- Traqueotomía de urgencia.
- Hemorragia aguda.
- Neumotórax.
- Parada cardíaca.

COMPOSICIÓN DEL CARRO DE EMERGENCIAS

- Monitor anestésico multiparamétrico de repuesto con todos los terminales: SPO2, Derivaciones ECG, sonda rectal, Capnógrafo, NIBP o IBP transductor (ver Figura 1).

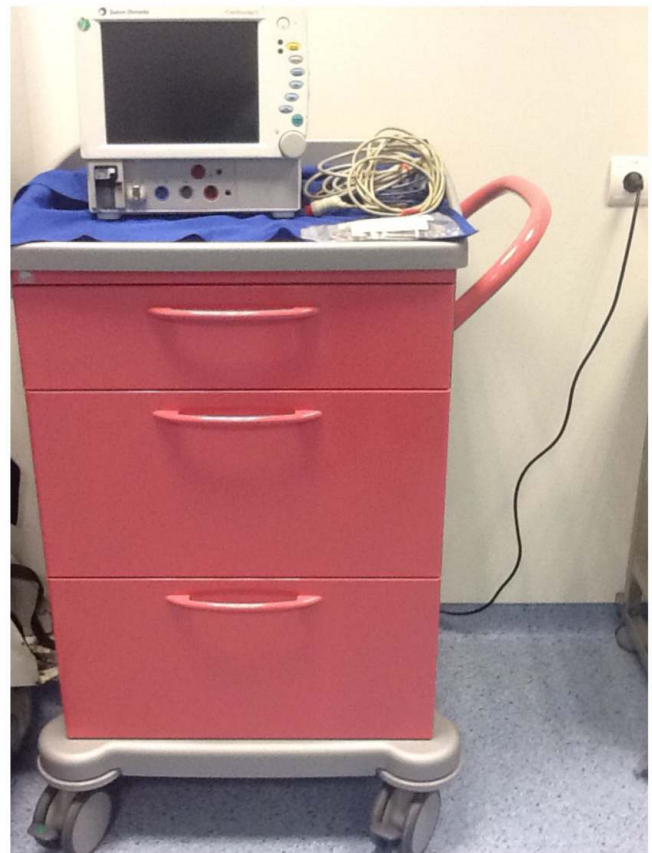


Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Carro de emergencias en el quirófano experimental del Hospital Universitari i Politècnic La Fe. Detalle del monitor multiparamétrico para complicaciones anestésicas.

- Fármacos disponibles en el carro de emergencias (ver Figura 2).



Imagen suministrada por la autoría

Figura 2.- Fármacos disponibles en el carro de emergencias.

- Material fungible diverso: guantes estériles, venocatóteres, jeringas y agujas de diferentes calibres (ver Tabla 1).

Tabla 1.- Hoja de contenido del carro de paradas.

HOJA DE CONTENIDOS DEL CARRO DE PARADAS

VÍA AÉREA	
MATERIAL	CANTIDAD
Laringoscopio	1
Palas adulto curvas nº. 3,4,5	1 de cada
Repuesto pilas laringoscopio	2
Fiador tubo endotraqueal	1
Tubo endotraqueal	
nº 6,5	2
nº 7	2
nº 7,5	2
nº 8	2
nº 8,5	2
nº 9	2
Cánula de Guedel (humanos)	
nº 3	1
nº 4	1
nº 5	1

VÍA AÉREA	
MATERIAL	CANTIDAD
Mascarilla laríngea "Fastrach"	
nº 2	1
nº 3	1
nº 4	1
Pinza de Magill (humanos)	1
Lubricante	1
Jeringa de 20cc	2
Mascarilla facial	
nº. 3,4,5	1 de cada
Ambú con reservorio completo	1
Nariz artificial	1
Mascarilla tipo ventimask	2
Alargaderas Oxígeno	2
Pulsioxímetro	1

MEDICACIÓN	
MATERIAL	CANTIDAD
Botiquín de paradas Hospital U. P. La FE	1
Botiquín de emergencias adaptación modelo animal	1
Bicarbonato 1/6M	2

EQUIPO DE PERFUSIÓN	
MATERIAL	CANTIDAD
Compresor o garrote	2
Catéter venoso periférico (tipo Abbocath)	
nº 14	2
nº 16	2
nº 18	2
nº 20	2
Llaves de tres pasos	2
Sistema de perfusión	4
Apósitos fijación vías	4

Anestesia y analgesia

OTROS	
MATERIAL	CANTIDAD
Tabla rígida	
Guantes estériles y no estériles	
Jeringas de 2, 5, 10 y 20 cc y agujas intravenosas	
Contenedor de material punzante	
Iodo Povidona o Clorhexidina	
Gasas y paños verdes estériles	
Sondas de aspiración distintos calibres y equipo montado	
Esparadrapo, tijeras, vendas	

- Laringoscopio y palas metálicas o desechables rectas.
- Tubos endotraqueales de diferentes tamaños.
- Fiador o guía de sonda endotraqueal para realizar un cambio de tubo (ver Figura 3).

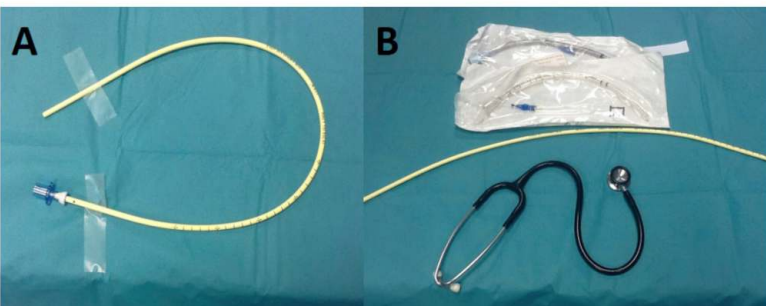


Imagen suministrada por la autoría

Figura 3.- Materiales necesarios en el kit de intubación. **A.** Guía tubo de cook. **B.** Estetoscopio y tubos endotraqueales.

- Fluidoterapia y sistemas de suero apropiados.
- Caja de traqueotomía de urgencia (ver Figura 4 y Tabla 2).

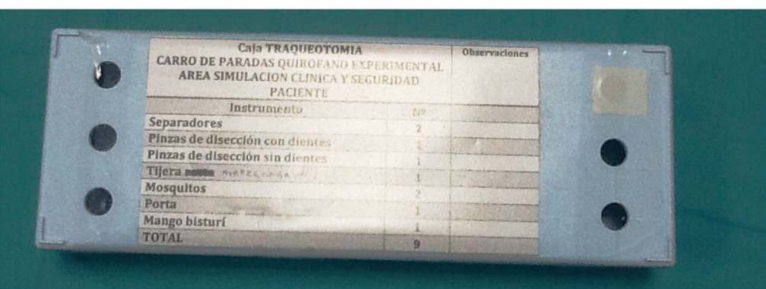


Imagen suministrada por la autoría

Figura 4.- Material incluido en el kit de traqueotomía.

Tabla 2.- Caja de traqueotomía de urgencia.

Caja TRAQUEOTOMIA CARRO DE PARADAS QUIROFANO EXPERIMENTAL AREA SIMULACION CLINICA Y SEGURIDAD PACIENTE		Observaciones
Instrumento	Nº	
Separadores	2	
Pinzas de disección con dientes	1	
Pinzas de disección sin dientes	1	
Tijera recta	1	Retirar cuando tengamos las Metzenbaum
Tijera Metzenbaum	1	
Mosquitos	2	
Porta	1	
Mango bisturí	1	
Bisturí	1	
Seda 2/0	1	
Jeringa de 10 ml	1	
Trocar romo nº 5 con válvula	1	
TOTAL	14	

- Botiquín de paradas (ver Figuras 5 y 6). Entre los fármacos básicos necesarios debería siempre encontrarse flumazenilo (antagonista de las benzodiazepinas), naloxona (antagonista de los opiáceos), adrenalina (vasoconstrictor y antiarritmogénico), vasopresina (vasopresor), atropina (anticolinérgico), lidocaína (anestésico local y antiarritmogénico) y suero fisiológico.

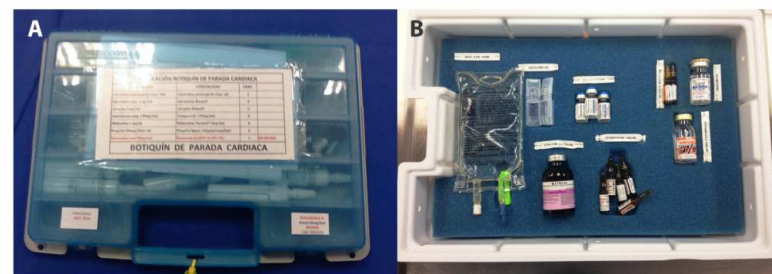
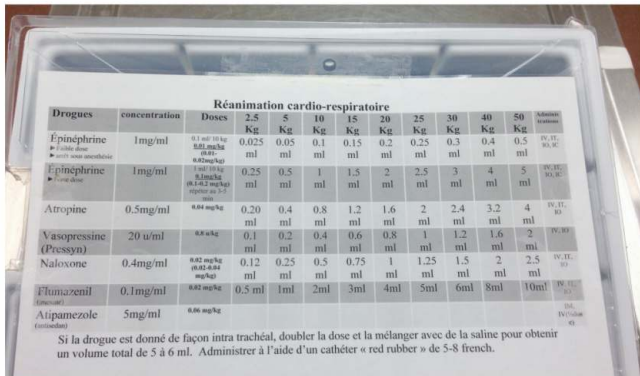


Imagen suministrada por la autoría

Figura 5.- A. Botiquín específico para parada cardiaca. B. Contenido del botiquín.



Drogues	concentration	Réanimation cardio-respiratoire											
		2.5 Kg	5 Kg	10 Kg	15 Kg	20 Kg	25 Kg	30 Kg	40 Kg	50 Kg	Admission	Admission	
Epinephrine Epi-Adren Epi-Adren	1mg/ml	0.1 ml (0.1 mg) 0.025 ml	0.05 ml	0.1 ml	0.15 ml	0.2 ml	0.25 ml	0.3 ml	0.4 ml	0.5 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	
Atropine	0.5mg/ml	0.05 ml	0.1 ml	0.2 ml	0.3 ml	0.4 ml	0.5 ml	0.6 ml	0.8 ml	1 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	
Vasopressine (Pressyn)	20 u/ml	0.1 ml	0.2 ml	0.4 ml	0.6 ml	0.8 ml	1 ml	1.2 ml	1.6 ml	2 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	
Naloxone	0.4mg/ml	0.1 ml	0.2 ml	0.4 ml	0.6 ml	0.8 ml	1 ml	1.2 ml	1.6 ml	2 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	
Flumazenil (Flumazenil)	0.1mg/ml	0.5 ml	1 ml	2 ml	3 ml	4 ml	5 ml	6 ml	8 ml	10 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	
Atipamezole (Atipamezole)	5mg/ml	0.05 ml	0.1 ml	0.2 ml	0.3 ml	0.4 ml	0.5 ml	0.6 ml	0.8 ml	1 ml	IV, IT, SC, IM	IV, IT, SC, IM	

Si la drogue est donné de façon intra trachéal, doubler la dose et la mélanger avec de la saline pour obtenir un volume total de 5 à 6 ml. Administrer à l'aide d'un cathéter « red rubber » de 5-8 french.

Imagen suministrada por la autoría

Figura 6.- Tabla con dosis y volúmenes de administración según peso animal. Imagen cortesía de Javier Benito - Universidad de Montreal.

- Desfibrilador con palas externas e internas (ver Figura 7).



Imagen suministrada por la autoría

Figura 7.- Desfibrilador que acompaña al carro de emergencias.

PROCEDIMIENTO DE TRABAJO

Material del carro de anestesia

Todo el material descrito se encontrará en un carro anestésico o similar siempre accesible en el quirófano (ver Figura 1). Periódicamente, se comprobará que estén disponibles y funcionales todos los elementos y materiales descritos.

El material y equipamiento del carro de emergencias única y exclusivamente se utilizará en los casos que así lo determine el responsable de la anestesia del animal.

Sellado del botiquín de urgencias

Adicionalmente, el botiquín de parada (ver Figuras 5 y 6) y el kit de traqueotomía (ver Figura 4 y Tabla 2) estarán sellados con un precinto o similar. En caso de apertura del botiquín de parada y/o del kit de traqueotomía, posteriormente se revisará todo su contenido, comprobando el inventario que debe contener, la caducidad de los fármacos y la funcionalidad del material quirúrgico antes de volver a precintarlo.

Equipamiento del carro de emergencias

En caso de utilización del monitor anestésico (ver Figura 1) o del desfibrilador (ver Figura 7) se comprobará su estado y se dejará en el carro totalmente funcional tras su uso.

Entrenamiento del personal en el área

Se realizarán sesiones de entrenamiento con el equipo, conocimiento y uso del material disponible en el carro de parada.

Eutanasia

Cuando la emergencia anestésica no sea subsanada se procederá a la eutanasia como criterio de punto final.

BIBLIOGRAFÍA

- Bollen P.J.A., Hansen A.K., and Olsen Alstrup A.K. *The Laboratory Swine*. Segunda Edición. CRC Press, Taylor and Francis Group. Boca Raton, Florida. 2010. ISBN 9781439815281.
- Hodgkinson O. *Practical sedation and anaesthesia in pigs*. In Practice 2007;29:34-39.
- Smith A.C. and Swindle M.M. *Anesthesia and Analgesia in Swine*. Tercera Edición. CRC Press, Taylor and Francis Group. Boca Raton, Florida. 2015. ISBN 9781466553477.
- Swindle M.M. *Drug dosages & continuous rate infusion protocols for cardiovascular research in the swine*. <http://www.sinclairbioresources.com/document/drug-dosages-continuous-rate-infusion-protocols-for-cardiovascular-research-in-swine/?dl=1>

Anestesia y Analgesia en el Ratón

Un adecuada técnica de anestesia y analgesia es crítica para asegurar el éxito de una intervención quirúrgica y el bienestar de los animales. En este póster resumimos los protocolos más habituales en el ratón.



Anestesia inhalatoria con isofluorano



Conecta la fuente de oxígeno o el concentrador de oxígeno.



Asegúrate que todas las llaves conducen a la caja de inducción y que el rotámetro está situado en 0,8. Conecta el vaporizador al 5% para la inducción.



Asegúrate de cambiar las llaves hacia la mascarilla y baja el vaporizador al 2%. Mantén entre 1-2%. Podrás mantener un nivel de isofluorano menor si el animal se ha premedicado con otros tranquilizantes.



¡¡No olvides apagar el vaporizador, el filtro y el oxígeno!!

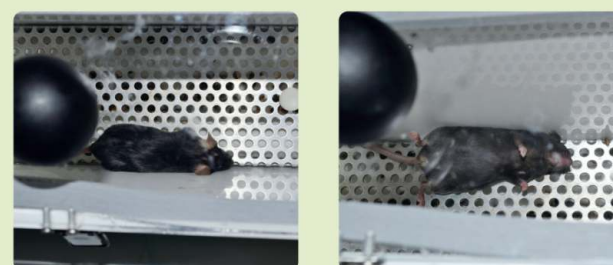


Preparativos



Conecta el filtro de isofluorano y el aspirador de gases. No olvides que para mantener el filtro en buenas condiciones hay que pesarlo periódicamente y cambiarlo cuando esté saturado según las indicaciones del fabricante.

Inducción



Coloca al animal en la cámara de inducción. Cuando al girar la cámara el animal se mantenga en decúbito dorsal sin girarse, es que el animal ya está correctamente inducido y puedes pasarlo a la mascarilla de mantenimiento.

Mantenimiento



Cuando el animal esté inducido, conéctalo a la mascarilla de mantenimiento. Debes mantener al animal sobre una manta eléctrica. Asegúrate que, al presionar la almohadilla dactilar de una pata trasera, el animal no tiene reflejo. Eso te indica que está en el plano de anestesia adecuado para la intervención.

Recuperación



Cuando termines, coloca al animal en una fuente de calor para que se recupere.

Anestesia inyectable



- Pon los fármacos en las mezclas con diferente jeringa.
- Deja reposar la mezcla al menos 10 minutos antes de inyectarla.
- Se puede guardar la mezcla a 4°C, pero no más de 15 días.
- Espera a que desaparezca el reflejo podal antes de intervenir.
- Las dosis pueden variar según el sexo, la cepa, la línea de transgénicos...
- Se recomienda probar las dosis antes.

Reversión

Ketamina-Medetomidina

Mezcla (5 ml en total):
- 0,38 ml de ketamina (100 mg/ml)
- 0,5 ml de medetomidina
- 4,12 ml de suero fisiológico estéril

Dosis:
10 µl/g vía intraperitoneal (i.p.) en ICR; 5 µl/g en C57BL/6J
Dosis en mg/kg:
- Ketamina 75 mg/kg
- Medetomidina 1 mg/kg

Ketamina-Xilacina

Mezcla (5 ml en total):
- 0,5 ml de ketamina (100 mg/ml)
- 0,25 ml de xilacina (2%)
- 4,25 ml de suero fisiológico estéril

Dosis:
10 µl/g vía i.p.
Dosis en mg/kg:
- Ketamina 100 mg/kg
- Xilacina 10 mg/kg

Midazolam-Fentanilo-Medetomidina

Mezcla (10 ml en total):
- 0,5 ml de medetomidina (1 mg/ml)
- 1 ml de fentanilo (0,05 mg/ml)
- 1 ml de midazolam (5 mg/ml)
- 7,5 ml de suero fisiológico estéril

Dosis:
10-15 µl/g vía i.p.
Dosis en mg/kg: (con 15 µl/g):
- 0,075 mg/kg fentanilo
- 7,5 mg/kg midazolam
- 0,75 mg/kg medetomidina

Mezcla (1 ml en total):
- 0,1 ml atipamezol
- 0,9 ml suero fisiológico estéril
Dosis: 2 µl/g
Inyecta por vía subcutánea (s.c.) y espera a que despierte (no debe tardar mucho). Esta mezcla revierte la medetomidina o la xilacina pero no la ketamina, con lo que queda un efecto residual de la ketamina, con sus posibles efectos secundarios.

Mezcla (1 ml en total):
- 0,1 ml atipamezol
- 0,9 ml suero fisiológico estéril
Dosis: 3 µl/g
Inyecta vía s.c. y espera a que despierte. Esta mezcla sólo revierte la medetomidina, pero el despertar es más tranquilo. El fentanilo se puede revertir con naloxona (0,12 mg/kg) y el midazolam con flumazenilo (0,2 mg/kg), pero en nuestra experiencia, no es necesario.

Analgesia

Buprenorfina subcutánea

Mezcla (1:10)
1 ml de buprenorfina 0,3 mg/ml
9 ml de suero fisiológico estéril

Dosis: 3 µl/g vía s.c.
Dosis en mg/kg: 0,1 mg/kg

Duración: 4-6 horas

Meloxicam

Mezcla (1:10)
1 ml de meloxicam 5 mg/ml
9 ml de suero fisiológico estéril

Dosis: 4 µl/g vía s.c.
Dosis en mg/kg: 2 mg/kg

Duración: 12 horas

Buprenorfina oral

PELLET: Mezcla 1 ml de una dilución 1:10 (1 ml buprenorfina 0,3 mg/ml : 9 ml suero) con un pellet de la dieta 2919 TekladGlobal 19% Protein Extruded Rodent Diet (Harlan®), dejando que la misma se absorba, tal y como se indica en las fotografías.



Dosis: 1 mg/ml por pellet consumido. Si el consumo es de medio pellet la analgesia es suficiente.

- Coloca 1 pellet por animal en el fondo de la jaula sin más comida y revisa al día siguiente. Si no han comido, inyecta buprenorfina subcutánea. También puedes poner la buprenorfina en **gelatina** (Roughan 2002). Para ello es importante acostumbrar al animal al menos durante 5 días antes de la cirugía.

GELATINA:

- Mezcla 15 ml de agua con 5,16 g de gelatina Royal®. Distribuye la mezcla de gelatina líquida en 5 placas de Petri pequeñas, unos 3 ml por placa.
- Cuando esté casi sólido, añade 0,2 ml de buprenorfina en cada placa.
- Remueve para asegurar que se reparte bien la buprenorfina por toda la placa.

Dosis: ½ placa por ratón.

Bibliografía: -Flecknell, Laboratory Animal Anaesthesia, 3rd Edition. 2009

Bibliografía:
-Flecknell, Laboratory Animal Anaesthesia, 3rd Edition. 2009.
-Tubbs J.T., Kissling G.E., Travlos G.S., et al. Effects of Buprenorphine, Meloxicam, and Flunixin Meglumine as Postoperative Analgesia in Mice. J Am Assoc Lab Anim Sci. 2011,50(2):185-91.
-Molina-Cimadevila M.J., Segura S., Merino C., et al. Oral self-administration of buprenorphine in the diet for analgesia in mice. Laboratory Animals. 2014,48(3):216-22.



Granja
San
Bernardo

*Minimal Disease
Level Rabbits*

New Zealand White Rabbit.
Total absence of all important rabbit disease germens
with specific sanitary garantees.

Ask our most recent garantee table at
www.granjasanbernardo.com

El escándalo de los experimentos con gases emitidos por motores diésel

Gonzalo Moreno del Val

Responsable Servicio de Criopreservación y Transgénesis del Instituto de Neurociencias de Alicante

Hola a todos, en esta ocasión incluimos una reflexión sobre un tema que nos llamó a todos la atención hace unos días y que, nuestro compañero Gonzalo Moreno ha resumido buscando aclarar la realidad ante el aluvión de noticias y opiniones vertidas sobre el mismo. Un saludo. Jesús Martínez Palacio.

En el mes de enero conocimos una noticia que a mí me dejó perplejo cuando la escuché en el telediario. Una entidad, la Asociación Europea de Estudios sobre la Salud y el Medio Ambiente en el Transporte (EUGT), fundada por los consorcios automovilísticos Volkswagen, Daimler y BMW, había financiado una investigación en la que se sometió a macacos y humanos a inhalar las emisiones producidas por un coche (principalmente, dióxido de nitrógeno). El objetivo, según las informaciones aparecidas en la prensa, era mostrar que las emisiones de los automóviles no eran tan nocivas como la estimación de un estudio, que relacionaba la muerte de 38.000 personas al año en el mundo con el exceso de las emisiones de nitrógeno producidas por los vehículos.

En primer lugar, creo que debemos ser prudentes con las noticias que aparecen en la prensa. En mi opinión y en mi experiencia, en ocasiones se tiende a exagerar con grandes titulares que pueden no reflejar la realidad o inducir fácilmente al error. Además, no contamos ni mucho menos con todos los datos necesarios para emitir un juicio certero, pero es lógico que podamos plantearnos algunas cuestiones como, por ejemplo:

¿Fueron los experimentos evaluados por un comité de ética?

Sí, los experimentos fueron evaluados y aprobados por un comité de ética tanto en el caso de la experimentación con animales como en el caso de los humanos. Aun así, creo que sería

interesante poder revisar cómo fue posible justificar estos experimentos, ya que en mi opinión resulta complicado. Creo que es más lógico pensar en investigar cómo disminuir las emisiones tóxicas de un motor, y no más bien en demostrar que esas emisiones no son tan dañinas como se cree.

¿Se tuvo en cuenta el conflicto de intereses que existía?

En principio sí. Al parecer, la información relativa a quién estaba detrás de los fondos que financiaban los experimentos no se ocultó en ningún momento; de hecho, el director de la institución en la que se realizaron los experimentos con macacos, especificó que sabían que los estudios estaban financiados por fabricantes de automóviles. No obstante, consideraron que el objetivo del estudio era el de “avanzar en el conocimiento científico sobre los efectos que tienen las combustiones del diésel en los pulmones, incluyendo los efectos de las nuevas tecnologías del automóvil diseñadas para contaminar menos”.

En el caso de los experimentos con animales, ¿se justificó el uso de primates?

Supongo que se justificaría su uso –como he dicho antes no tenemos todos los datos– pero como es bien sabido, los experimentos con primates se encuentran especialmente protegidos por la legislación, y aquí me surge la duda de si no podían haberse hecho estos experimentos con otra especie animal como los ratones. Realmente, espero que esta posibilidad fuese contemplada.

Si los experimentos estaban justificados y aprobados, ¿cuál es el problema?

Bueno, pues aparte de las consideraciones anteriores, uno de los principales problemas fue descubrir que los experimentos no se ajustaron al protocolo experimental descrito en la solicitud

realizada al comité de ética y que se trucó el motor de uno de los fabricantes que financiaba el estudio, para que emitiese menores cantidades de gases tóxicos. Con ello, lógicamente se buscaba poder publicar un estudio con datos falseados que favoreciese los intereses de este fabricante.

¿Y qué pasa con los experimentos con personas?

Una de las cuestiones que más me ha llamado la atención de todo este lío es que se haya hablado y escrito mucho más sobre lo escandaloso que resultó el uso de los macacos que sobre las personas que fueron sometidas a estos mismos estudios. De hecho, se ha instrumentalizado en gran medida este escándalo para recabar apoyos en contra de la experimentación con animales, pero poco he podido leer acerca de lo sucedido con las personas expuestas al dióxido de nitrógeno. Es más, los individuos seleccionados no eran asmáticos ni fumadores, y como digo sólo se les sometió a la inhalación de uno de los compuestos que emiten los motores diésel, el dióxido de nitrógeno. Es decir, ni las personas, ni la exposición a la que se les sometió son fácilmente extrapolables a lo que sucede en la vida real; y pese a todo ello, este estudio, a diferencia de lo que sucedió en el caso de la experimentación con animales, sí que fue publicado.

En resumen, todo este asunto arroja más sombras que luces y sería interesante poder conocer mucho más sobre él. En este sentido, pienso que las políticas de transparencia son una necesidad fundamental en nuestro sector y que debemos comprometernos al máximo posible con ellas, ya que sólo de esa manera será posible demostrar que la norma es un trabajo bien hecho y responsable, aunque por desgracia puedan existir excepciones, al igual que sucede en los demás ámbitos profesionales.

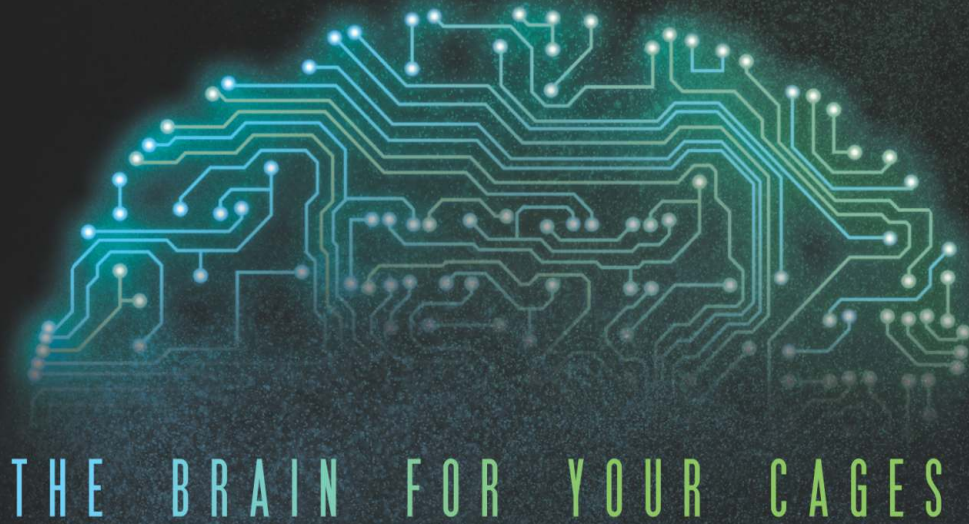
HÁGASE SOCIO BENEFACTOR
SU EMPRESA TAMBIÉN PUEDE SER PARTE DE LA SECAL

ESTAMOS
EN EL CENTRO DE
LA INVESTIGACIÓN
EN HABLA
HISPANA

SECAL sociedad española
para las ciencias
del animal de laboratorio

www.secal.es

 **TECNIPLAST®**



THE BRAIN FOR YOUR CAGES

Living in the Digital Cage.
Technology to transform cage data collection into improved animal care!

DVC™ is a Tecniplast trademark.



Find more on www.tecniplast.it

Refinamiento en la extracción seriada de sangre de rata: canulación de la vena caudal

Sonia Nuncio¹, Amaia Valdemoros¹, Laura Estrella² y Marta Giral³

¹Charles River Laboratories España, Sant Cugat del Vallès

²Pharmacokinetics & Metabolism Dept., Almirall S.A., Sant Feliu de Llobregat

³Animal Research Facilities, Almirall S.A., Sant Feliu de Llobregat

INTRODUCCIÓN

Frecuentemente, las técnicas de extracción de sangre en roedores han ido asociadas a situaciones terminales para el animal (extracción del plexo retroorbital, punción intracardiaca, etc.) o bien a una limitación en el número de muestras (extracción de la vena cava craneal, vena sublingual, etc.), sin contar que en muchos casos estas extracciones se deben realizar con el animal anestesiado o inmovilizado para asegurar su correcta realización. Desde un punto de vista de la calidad científica de los datos, la utilización de estas técnicas en estudios de farmacocinética supone hacer frente a una elevada heterogeneidad, puesto que la mayoría de veces sólo se puede obtener una muestra de sangre por animal. Esto ha sido siempre un reto en nuestro centro de I+D, puesto que los estudios farmacocinéticos en rata son cruciales para la selección de candidatos en *Drug Discovery*. Por otra parte, desde el punto de vista del consumo de animales, este planteamiento requiere, por término medio, la utilización de 18 animales por estudio y, por consiguiente, cantidades de producto de ensayo que no siempre son fáciles de obtener en las primeras etapas del desarrollo de un nuevo fármaco. A la hora de poner a punto nuestra técnica y para no afectar al bienestar animal quisimos evitar, de manera más concreta:

- La inmovilización forzada (utilización de cepos de metacrilato, etc.) y las anestесias repetidas.
- La estabulación fuera de su jaula habitual (p. Ej. en las cubetas de algunos sistemas automáticos de muestreo, de dimensiones muy reducidas y con suelo de rejilla, etc.).
- La estabulación en solitario, sin contacto con otros animales del grupo.

El objetivo de esta técnica fue realizar las máximas extracciones sanguíneas de una misma rata, sin que ello afectara a

la calidad de las muestras, ni al bienestar de los animales, refinando en lo posible la técnica de extracción, y reduciendo el número de animales utilizados (lo que implica una aplicación de la “R” de Reducción, pero también una mayor homogeneidad de los resultados y, por tanto, una mayor calidad científica).

MATERIAL NECESARIO (ver Figura 1)

- Cámara termostatzada Thermacage®.
- Manta termostatzada.
- Catéter intravenoso (22-23G).
- Tapón de membrana para inyección.
- Esparadrapo.
- Palomilla 23G previamente cortada (el tubo prolongador se elimina en su totalidad).
- Cubo o recipiente de plástico que pueda fijarse a la mesa de trabajo.
- Tubos de recogida de sangre.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Material necesario para la canulación de la vena caudal.

PROCEDIMIENTO

Canulación de la vena caudal

1. Se colocan las ratas, durante un máximo de 10 min, en una cámara Thermacage® (Datesand, UK) a 39 °C para favorecer la vasodilatación periférica (ver Figura 2). Es importante no mantener más tiempo al animal en el interior de la cámara, para evitar deshidratación y shock.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 2.- Cámara Thermacage® programada a una temperatura de 39 °C (display rojo). Los dígitos verdes indican la temperatura real en el interior de la cámara.

2. A continuación, se anestesian con isoflurano, utilizando una cámara de inducción y una mascarilla. Mientras el animal está anestesiado, es importante mantener su temperatura corporal mediante una manta termostatzada para evitar la pérdida de calor.
3. Con el animal en *decúbito ventral*, se localiza una de las venas laterales de la cola y se limpia la zona con solución de clorhexidina. Se presiona ligeramente a unos 5 cm de la punta de la cola para favorecer la visualización del vaso. Para la canulación se utiliza un catéter intravenoso de 23G o 22G (según el peso del animal), insertado en el tercio distal de la cola (ver Figura 3).



Imagen suministrada por la autoría

Figura 3.- Inserción del conjunto aguja-catéter en la vena caudal. La inserción correcta se comprueba por la presencia de sangre en el cono de la aguja.

4. Tras comprobar la correcta inserción, se extrae el fiador y se dejan salir 3 o 4 gotas de sangre (ver Figura 4).



Imagen suministrada por la autoría

Figura 4.- Catéter en su lugar, una vez retirado el fiador.

5. Se inyectan 0,1 mL de suero heparinizado (10 UI/mL) y se coloca un tapón de membrana para inyección (ver Figura 5).

Técnicas



Imagen suministrada por la autora

Figura 5.- Tapón colocado cerrando el catéter.

6. El conjunto se envuelve con esparadrapo para fijarlo firmemente sobre la cola (ver Figura 6), y se devuelve el animal a su jaula. Es muy importante la manera de fijar el tapón, ya que hemos comprobado que cuanto más se oculta la pieza de plástico, menos interés tienen los animales en roerla (ver Figura 7).



Imagen suministrada por la autora

Figura 6.- Fijación y protección del conjunto catéter-tapón sobre la cola.

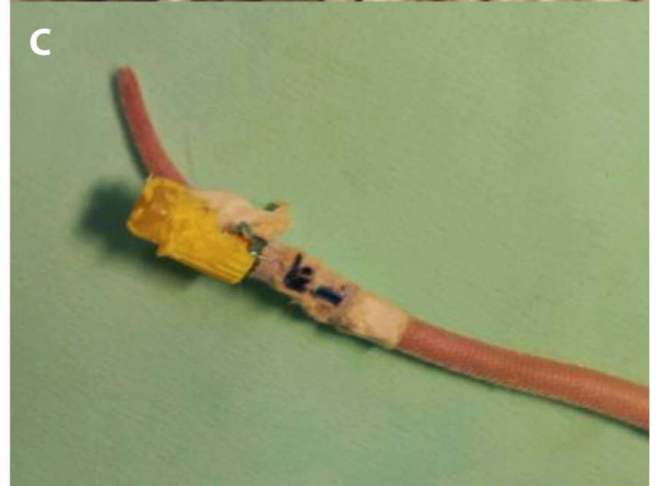
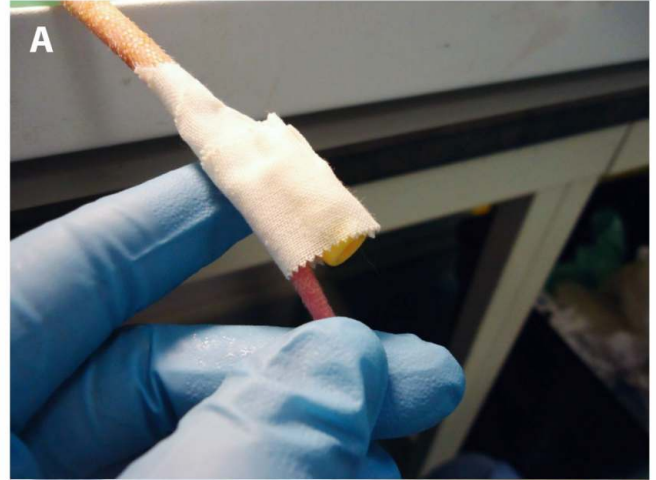


Imagen suministrada por la autora

Figura 7.- A. Manera correcta de realizar la fijación: tanto el catéter como el tapón quedan envueltos por el esparadrapo. Sólo queda expuesta la membrana del tapón. B. Fijación incorrecta. C. Catéter fijado incorrectamente y destruido por el propio animal a las pocas horas.

Extracciones de sangre

1. Para realizar las extracciones de sangre, se coloca al animal en un espacio reducido, pero con cierta libertad de movimientos. Esto se consigue fijando una caja o cubo cuadrado de plástico a la mesa de trabajo, y dejando que el animal lo explore mientras se manipula la cola del mismo (ver Figura 8). De esta manera, se evita la inmovilización forzada del animal, y éste tiene libertad de movimientos, así como –probablemente– una cierta sensación de seguridad. Mientras el animal explora el nuevo entorno, es relativamente sencillo extraer la muestra de sangre.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 8.- Sistema utilizado para poder manipular a la rata sin tocar más que la cola: un cubo de plástico de una profundidad de unos 20 cm, fijado verticalmente a la mesa de trabajo con dos mordazas de acero. Puede ponerse un paño en la base para que el animal se encuentre más confortable.

2. Para realizar la toma de muestras, se sujeta al animal suave pero firmemente por la cola, pinchando la membrana con la aguja de una palomilla de infusión de 21G, por la que previamente se hace pasar suero heparinizado, y cuyo tubo prolongador se ha cortado casi a nivel de las alas (ver Figura 9). Se espera a que la sangre vaya saliendo por la palomilla y se recoge en tubos apropiados (ver Figura 10). La palomilla puede ser sustituida por una microaguja pediátrica, que tiene la ventaja de tener un espacio muerto mucho menor (aunque un mayor coste).

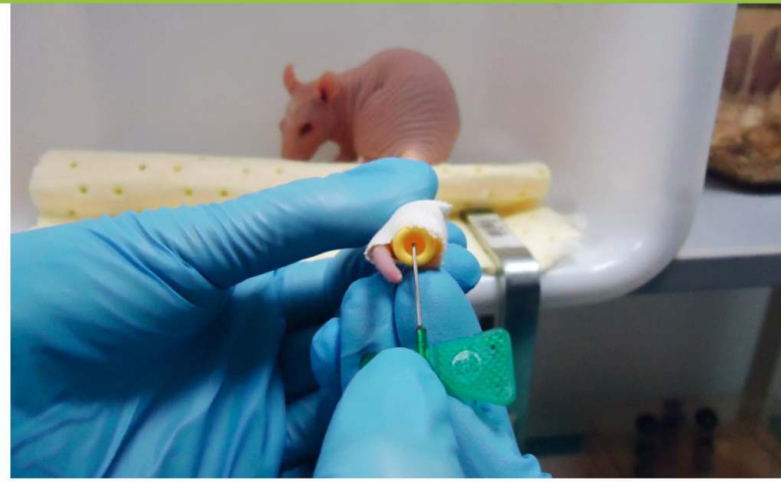


Imagen suministrada por la autoría

Figura 9.- Palomilla cortada penetrando en la membrana del tapón.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 10.- Caída de la sangre por goteo mientras se realiza un suave masaje descendente de la cola.

3. Para favorecer la salida de la sangre se aplica un ligero masaje descendente desde la base de la cola hacia su extremo. Es importante que el masaje sea suave para no causar daños en la cola. También hay que procurar que la zona distal de la cola se encuentre en un punto más bajo que la base, para favorecer la salida de sangre por efecto de la gravedad.
4. Una vez obtenida la cantidad suficiente de sangre se extrae la palomilla y se inyectan a través de la membrana 0,1 mL de suero heparinizado (10 UI/mL) para evitar la obstrucción del catéter por la formación de coágulos (ver Figura 11).

Técnicas

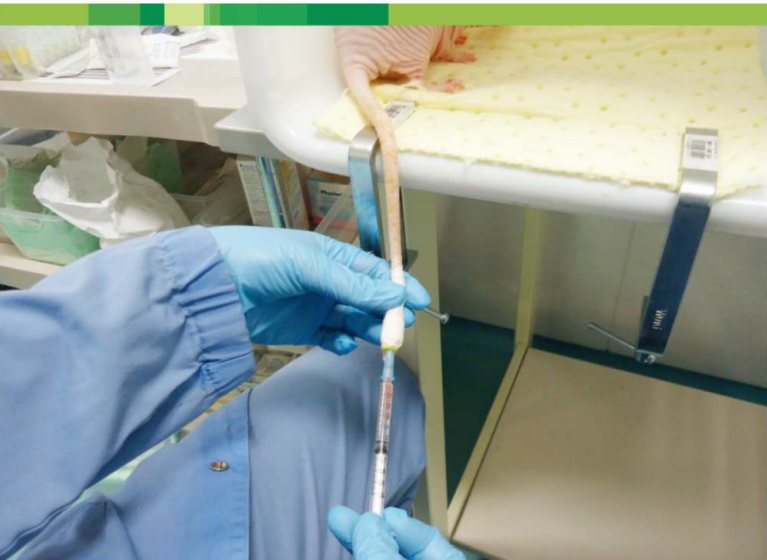


Imagen suministrada por la autoría

Figura 11.- Inyección de 0,1 mL de suero heparinizado, para mantener la permeabilidad del catéter entre extracciones.

- Se devuelve la rata a su jaula, junto con sus compañeros (ver Figura 12). Se repite el mismo procedimiento a cada tiempo cinético.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 12.- Estabulación en grupo de los animales canulados.

VENTAJAS E INCONVENIENTES

En la Tabla 1 se resumen las principales ventajas (en verde) e inconvenientes (en rojo) de algunos de los sistemas utilizados habitualmente para la extracción de muestras repetidas de sangre en la rata.

Tabla 1.- Ventajas e inconvenientes de algunos de los sistemas utilizados habitualmente para la extracción de muestras repetidas de sangre en la rata.

Técnica	Anestesia en la extracción	Inmovilización / Restricción movimientos	Cirugía	Extracción de más de un punto	Adaptabilidad a la vía tópica
Extracción del plexo retroorbital	SÍ	NO	NO	NO	SÍ
Canulación yugular / Culex®	NO	SÍ	SÍ	SÍ	NO
Extracción cardíaca	SÍ	NO	NO	NO	NO
Extracción vena cava craneal	SÍ	NO	NO	SÍ (limitado a 3-4)	NO
Canulación vena caudal	NO	NO	NO	SÍ	SÍ

Desventajas de la técnica

- Volúmenes pequeños de sangre o plasma (necesidad de tener equipamiento analítico lo suficientemente sensible).
- Técnica manual: dificultad de realizar muestreos a horas poco habituales.
- Posibilidad de que se produzca destrucción o arrancamiento del catéter.
- Necesidad de un mantenimiento periódico para evitar la coagulación.
- La permeabilidad del catéter es difícil que supere las 48 h, así que la técnica no sería útil para procedimientos crónicos.
- Necesidad de vasodilatación previa.

La utilización de la cámara Thermacage® a 39 °C (ver Figura 2) antes de la canulación, favorece la localización del vaso y la inserción del catéter. Aunque un técnico con experiencia puede canular la vena caudal sin una vasodilatación previa, es muy aconsejable disponer de un sistema semejante. En un estudio previo sin canulación (realizando una punción única con palomilla), observamos que la sangre fluía más rápidamente cuando el animal era previamente colocado dentro de la cámara (ver Figura 13).

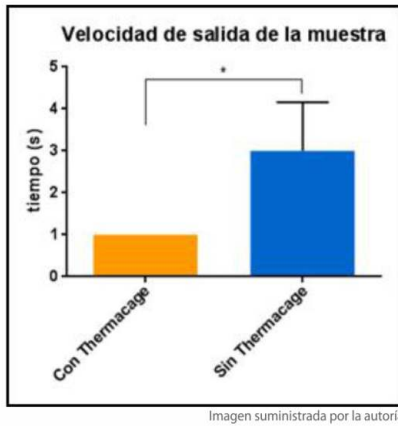


Figura 13.- Tiempo transcurrido entre la inserción de una palomilla en la vena caudal y la salida de la primera gota de sangre en animales introducidos previamente en la cámara Thermacage, comparado con animales no introducidos en la cámara. (*) $p < 0,05$.

En nuestra experiencia, la mayor parte de las ratas canuladas mantienen el catéter durante 24 horas, pese a alojarse en grupos. Hemos utilizado animales de ambos sexos de las cepas Wistar Han (CrI:WI(Han)) y Sprague Dawley Hairless (Rj:SDH-Dsg4), provenientes de *Charles River Laboratories* y *Janvier Labs*, respectivamente. Sin embargo, no se puede descartar que animales de otras cepas se comporten de una manera diferente y puedan tener una actitud más destructiva.

Nuestro sistema de fijación dificulta mucho la manipulación y destrucción por parte de los animales que, aunque inicialmente pueden morder el sistema, pronto parecen perder el interés por el catéter y el tapón. En el caso de arrancamiento o inviabilidad del catéter, se puede colocar uno nuevo en cualquier momento, o extraer la sangre directamente con una palomilla. Por lo tanto, se evita el tener que estabular de manera aislada a los animales durante el procedimiento.

CONCLUSIONES

- El procedimiento descrito permite la extracción sanguínea repetida en el mismo animal, disminuyendo la variabilidad de los resultados y aumentando la calidad de los mismos, lo que es especialmente crítico en estudios de farmacocinética.
- El manejo mínimo del animal canulado evita el estrés de la inmovilización forzada y, de paso, permite la aplicación de productos en el dorso de los animales para estudiar formulaciones por vía tópica.

- Desde el punto de vista del bienestar animal, las ratas pueden permanecer en sus propias jaulas durante el procedimiento, no es necesario estabularlas individualmente, no se someten a inmovilizaciones estresantes, ni son pinchadas o anestesiadas de manera repetida.
- Se necesita un número mucho menor de animales por procedimiento. Esto no sólo está en consonancia con los principios de las 3Rs, sino que permite reducir costes y cantidad de producto de ensayo.
- Aunque es de gran utilidad en las farmacocinéticas tópicas, esta técnica puede ser perfectamente utilizada en otro tipo de procedimientos que requieran extracciones repetidas en el mismo animal. La mínima manipulación del animal, el hecho de no utilizar anestésicos repetidos, y que el animal no sienta el dolor del pinchazo, hacen de esta técnica una solución muy útil en diversos escenarios experimentales.

BIBLIOGRAFÍA

- Arnold M. and Langhans W. *Effects of anesthesia and blood sampling techniques on plasma metabolites and corticosterone in the rat.* Physiology & Behavior. 2010,99:592-8.
- Diehl K.H., Hull R., Morton D., et al. *A Good Practice Guide to the Administration of Substances and Removal of Blood, Including Routes and Volumes.* Journal of Applied Toxicology. 2001,21:15-23.
- Staszyc C., Bohnet W., Gasse H., et al. *Blood vessels of the rat tail: a histological re-examination with respect to blood vessel puncture methods.* Laboratory Animals. 2003,37(2):121-5.
- <https://www.nc3rs.org.uk/rat-temporary-cannula-non-surgical-updated>

Un Mundo Feliz 2.0

Javier Fidalgo
Ocelata Consultores S.L.

Marzo 430 a.C.: “*Sócrates es el más sabio de Atenas*”, (La Pitia de Delfos).

Enero 2018: *Facebook es usado, diariamente, por 1.400 millones de personas* (1).



A estas alturas supongo que casi todos habéis oído hablar del escándalo de Facebook: la red social compartió datos privados de 87 millones de usuarios sin su consentimiento.

Antes de que el “caso Facebook” se convirtiese en el “caso Facebook” –es decir, cuando todo el mundo se enteró de que existía un “caso Facebook” (según *Google Trends*, aparentemente en torno al 11 de marzo de 2018)–, ya habían empezado a divulgarse noticias preocupantes al respecto de ésta y otras redes sociales.

A mediados de 2017, se publicó que, en 2012, Facebook (2) había llevado a cabo un experimento con 700.000 usuarios, sin advertírselo, sobre la capacidad de manipularles emocionalmente interviniendo su canal de noticias.

En mayo, *The Guardian* publicó una noticia sobre cómo Facebook ofreció a potenciales anunciantes su capacidad para identificar adolescentes que se estuvieran sintiendo *inseguros, inútiles* o que *necesitasen una inyección de confianza* (3).

En septiembre, se vinculó el genocidio de los Rohingya en Myanmar con el uso de Facebook para movilizar a las masas en su contra.

A finales de ese mismo año, varios ex-directivos de la red social empezaron a divulgar información inquietante respecto a la empresa. El primero parece ser que fue Sean Parker, el primer presidente de Facebook (en la película *La Red Social* su personaje es interpretado por Justin Timberlake), que en noviembre de 2017 habló de los efectos negativos que, según él, la red social producía en sus usuarios:



[Facebook] *explota una vulnerabilidad de la psicología humana. Los inventores de esto, tanto yo, como Mark (Zuckerberg) como Kevin Systrom (Instagram), y toda esa gente, lo sabíamos. Y lo hicimos igualmente* (4).

En diciembre, Chamath Palihapitiya (5), exvicepresidente de *crecimiento de usuarios*, se declaró objetor de conciencia respecto a las redes sociales y dijo: *Hemos creado herramientas que están desgarrando el funcionamiento normal del tejido social*.

El artículo más interesante, desde mi punto de vista, lo escribió Roger Mc Namee, uno de los primeros inversores en Facebook y amigo personal, según él, de M. Zuckerberg. Mc Namee (6) describe su propio recorrido, desde que conoció a Zuckerberg en 2006 y se convirtió en inversor y consejero en 2007, hasta febrero de 2016 cuando empezó a notar que algo extraño estaba pasando. Cierta tipo de información parecía divulgarse demasiado y demasiado rápido para lo que hasta entonces era lo “normal”. Empezó a mosquearse con las elecciones presidenciales norteamericanas que acabaría ganando Donald Trump. Lo siguiente fue lo del Brexit.

El **modelo de negocio de Facebook** se basa en conseguir que mucha gente esté delante de una pantalla el mayor tiempo posible y que interactúe con ella (haciendo *clicks* o lo que sea).

Dice Mc Namee que la clave del modelo es el uso de **algoritmos** que, alimentados por tus datos personales y actividad en línea, filtran la información que te muestran. Los algoritmos de Facebook están diseñados para captar tu atención al máximo.

El algoritmo predice la información que te resultará más atractiva, la que te hace reaccionar. La selecciona y la pone, literalmente, delante de tus narices, discriminando aquella otra que no te parecería tan interesante o que directamente rechazarías. Por ejemplo, si eres simpatizante del partido político AZUL, tenderás a leer, compartir, etc. la información que alabe a AZUL y rechazarás la información positiva sobre el partido VERDE y aquella que critique al AZUL.

Otro elemento clave es nuestra distinta forma de reaccionar según cómo se presente la información.

Roberto Pérez es un ladrón

Roberto Pérez es honrado

Como la gente tendemos a reaccionar más a los mensajes negativos, los algoritmos priorizan ese tipo de información.

De manera que la cosa funciona, en esencia, así:

1. El algoritmo de Facebook selecciona la información según tus preferencias.
2. Relacionada con la anterior, el algoritmo selecciona aquella que es demagógica, negativa y alarmante en detrimento de la más sosegada y objetiva.
3. La información demagógica llega en más cantidad a los usuarios más sensibles a este tipo de mensajes (para no alargar, esto no lo explico, pero podéis leer el artículo original).
4. Como resultado, se crea una burbuja de información que te aísla de aquella otra que contradiga tus creencias. Tus ideas, quizás simplistas y negativas son reforzadas, tus dudas son disipadas en favor del mensaje más impactante: el demagógico.

5. El asunto se agrava en tanto Facebook y otras plataformas promueven que la gente se asocie en grupos de intereses comunes, encapsulándonos aún más en burbujas informativas.



Imagen suministrada por la autoría

La desinformación para manipular el comportamiento ha existido siempre. Hace 2.500 años los griegos ya lo hacían sobre sus enemigos, los persas. Los informativos de la televisión, de la radio, los periódicos, intentan hacer lo mismo, convencerte de que su visión del mundo es objetiva.

Lo novedoso, según Mc Namee, es el extraordinario ajuste de los mensajes a sus receptores. El modelo de negocio tipo Facebook genera millones de canales de noticias *ad hoc* a cada usuario. La manipulación es tan sutil e imperceptible que los usuarios acabamos no sabiendo hasta dónde nuestras ideas son propias o han sido inducidas por un algoritmo (o un país o una consultora aprovechando el algoritmo).



Foto: Pixabay

Factor humano

En definitiva, el funcionamiento de Facebook y otras redes sociales promueve como subproducto un empobrecimiento del juicio crítico de millones de personas.



Para que veáis hasta dónde este funcionamiento estaba claro para los del mundillo tecnológico, Adam Alter, psicólogo y autor de un libro sobre la adicción a las pantallas, cuenta en una charla TED que Steve Jobs no dejaba a sus hijos tener iPad, y que en Silicon Valley hay un colegio "libre de tecnología" cuya mayoría de alumnos son hijos de ejecutivos de empresas de tecnología (7).

Mi propia experiencia como padre de una hija que, entre los diez y los trece, ha estado usando en el colegio una *tablet* como soporte básico pedagógico es nefasta.

En abril de 2018 Mark Zuckerberg testificó, frente a una comisión de investigación, sobre el uso fraudulento de la información personal de usuarios de Facebook y su explotación para influir en el resultado de las elecciones norteamericanas.



Zuckberg dijo que van a impedir que esto vuelva a suceder. Sin embargo, no ha dicho nada sobre cambiar el modelo de negocio sobre el que se asienta su empresa. ¿A quién le puede extrañar? Gana millones de dólares tal y como funciona.

Hace muchos años, cuando los ordenadores personales potentes tardaban minuto y medio en cargar una página web con fotos, Umberto Eco, ante la nueva era de la información *ad libitum*, dijo: *Hace tiempo sostengo que la nueva y fundamental asignatura que habría que enseñar en el colegio debería ser una técnica de selección de las noticias de la red* (8).

También decía que en internet estaba casi toda la información salvo como filtrar, seleccionar o rechazar esa información. Aunque Eco, sin poder imaginar hasta dónde llegaríamos, se estaba refiriendo a la necesidad de obtener utilidad de la ingente información disponible, su propuesta trasciende hoy la mera habilidad de discernir entre información y ruido. Se trata de defender la libertad individual.

La capacidad de pensamiento crítico es la que nos permite no ser tan fácilmente manipulados con propuestas espurias,

comerciales, políticas o las que sean. A los gobernantes serios esto les debería preocupar. Como ha demostrado el triunfo de Trump, el Brexit o la matanza de los Rohingya, una población acrítica resulta aborregada frente a mensajes demagógicos, alarmistas, que pueden llegar a millones de personas a la velocidad de la luz y manipularles en el sentido que se quiera.

Esa capacidad de analizar de forma crítica la información que poseemos, no sólo sobre otros, ¡también la que tenemos sobre nosotros mismos!, está muy relacionada con el término *racionalidad* y la distinción entre éste e *inteligencia* (medida como IQ). Inteligencia y racionalidad parecen equivalentes, pero no lo son.

El psicólogo Keith Stanovich estudiando esa distinción observó que ambos términos tienen una correlación débil. Es decir, alguien muy inteligente puede resultar poco racional y, al contrario, alguien con un IQ de inteligencia normal puede guiarse con alta racionalidad.

Daniel Kahneman y Amos Tversky (9) demostraron que todos, incluso las personas muy inteligentes, tendemos a la irracionalidad. La gente toma muchas decisiones, desafortunadas, basadas en la intuición más que en la razón.

Parece ser que hay evidencias ahora (10) de que la racionalidad, en contraste con la inteligencia, puede mejorar si se la entrena (debe ser así porque, en un ámbito laboral y con quienes ejercen roles directivos, es a lo que me dedico: la inteligencia racional directiva ayuda a dirigir mejor).

A Sócrates, la Pitia no le concedió ser el más inteligente entre los atenienses. Le atribuyó ser el más sabio porque era capaz de dudar de sus propias ideas, lo que le ponía en disposición de investigar cuánto de verdad tenían. También, claro, cómo de veraces eran las ideas de sus prójimos.



El **modelo Facebook** no tiene nada de malo *per se*. Lo malo es no ser consciente de que lo que te ofrece es una felicidad *Walt Disney* inmediata, basada en un contexto que te engaña confirmándote lo listo y guapo (¡qué bien te conservas!) que eres. A cambio, te pide que aceptes la debilidad de esa felicidad y, sobre todo, que renuncies a buena parte de tu libertad individual.



Imagen suministrada por la autora

La **propuesta socrática**, en el polo opuesto, te promete una felicidad más persistente y mayor gobierno sobre tu propia vida; desde el punto de vista social, una mayor capacidad de reconocer a los demagogos y estafadores por bien vestidos y educados que se presenten; y desde el político, un mejor control del poder. A cambio, te exige más esfuerzo.

En el año 399 a.C., Sócrates fue enjuiciado en Atenas. De los dos cargos presentados contra él uno era el de corromper a la juventud ateniense.

Es curioso que dos mil cuatrocientos años más tarde, la forma de evitar que la juventud mundial (aunque según las estadísticas de uso, en el caso de Facebook, no son tanto los jóvenes, como sus padres) sea corrompida sea entrenarse para intentar ganar más racionalidad y practicarla, como hacía Sócrates, para identificar el engaño.

BIBLIOGRAFÍA

1. <https://www.statista.com/statistics/346167/facebook-global-dau/>
2. Arthur, C. *Facebook emotion study breached ethical guidelines, researchers say*. The Guardian. 30 de junio de 2014. Recuperado de: <https://www.theguardian.com/technology/2014/jun/30/facebook-emotion-study-breached-ethical-guidelines-researchers-say>
3. Levin, S. *Facebook told advertisers it can identify teens feeling "insecure" and "worthless"*. The Guardian. 1 de mayo de 2017. Recuperado de: <https://www.theguardian.com/technology/2017/may/01/facebook-advertising-data-insecure-teens>
4. R.J.C. *El primer presidente de Facebook dispara contra la red social*. El País. 10 de noviembre de 2017. Recuperado de: https://elpais.com/tecnologia/2017/11/10/actualidad/1510341404_291981.html
5. Vincent, J. *Former Facebook exec says social media is ripping-apart society*. The Verge. 17 de diciembre de 2017. Recuperado de: <https://www.theverge.com/2017/12/11/16761016/former-facebook-exec-ripping-apart-society>
6. McNamee, R. *How to fix Facebook before it fixes us*. Washington Monthly. Ene-feb-mar. de 2018. Recuperado de: <https://washingtonmonthly.com/magazine/january-february-march-2018/how-to-fix-facebook-before-it-fixes-us/>
7. Alter, A. *Por qué nuestras pantallas nos hacen menos felices*. Abril de 2017. Recuperado de: https://www.ted.com/talks/adam_alter_why_our_screens_make_us_less_happy?language=es&utm_campaign=tedsread&utm_medium=referral&utm_source=tedcomshare
8. Eco, U. *Cómo copiar de Internet y De la Estupidez a la locura*, Barcelona, España, Lumen. 2006.
9. Sus ideas pueden leerse en su libro de divulgación: *Pensar Rápido, pensar despacio*. https://www.amazon.es/Pensar-r%C3%A1pido-pensar-despacio-ENSAYO-PSICOLOGIA/dp/8490322503/ref=sr_1_sc_1?s=books&ie=UTF8&qid=1524650320&sr=1-1-spell&keywords=kaheman
10. Otra opción para leer sobre la irracionalidad de los seres humanos es el libro de Richard Thaler y Cass Sunstein, *Un pequeño empujón: El impulso que necesitas para tomar mejores decisiones sobre salud, dinero y felicidad*. https://www.amazon.es/peque%C3%B1o-empuj%C3%B3n-necesitas-decisiones-felicidad/dp/843060684X/ref=asap_bc?ie=UTF8
11. Hambrick, D. and Burgoyne, A. *No es lo mismo ser racional que ser inteligente*. The New York Times. 22 de septiembre de 2016. Recuperado de: <https://www.nytimes.com/es/2016/09/22/no-es-lo-mismo-ser-racional-que-ser-inteligente/?emc=eta1-es>



INSTRUMENTACIÓN E INSTALACIONES CIENTÍFICAS

C/. Laguna del Marquesado 14, Nave 1
28021 MADRID
Teléfono: 91 710 95 47
Fax: 91 796 65 52
E-mail: steriltech@steriltech.net
www.steriltech.net

Proteja su Investigación de la Contaminación con la Tecnología Clarus™ Peróxido de Hidrógeno Vaporizado



- Totalmente escalable
- Libre de residuos
- Baja Temperatura
- Excelente compatibilidad de materiales



CLARUS™ Z
Especialmente diseñado para salas
▪ Salas hasta 500 m³



CLARUS™ C

- SAS Biológicos
- Salas hasta 350 m³
- Racks Ventilados
- Aisladores
- Lava-racks



CLARUS™ L

- Racks Ventilados
- Aisladores
- Incubadores de CO₂
- Lava-racks



BMT Iberia, s.l.
C/. Laguna del Marquesado 14, Nave 1
28021 MADRID
Teléfono: 91 7230347
Fax: 91 5054494
E-mail: bmtiberia@steriltech.net
www.bmtiberia.es

Esterilizadores a Vapor STERIVAP HP IL, VAKULAB, UNISTERI



Europa añade nuevos Valores Límite de Exposición Profesional (VLEP) a sustancias cancerígenas y mutágenas: el polvo de madera

Jesús Martínez Palacio¹ y María del Carmen García Ortiz²

¹Titulado Superior en Prevención de Riesgos Laborales

²Máster en Prevención de Riesgos Laborales

El pasado 27 de diciembre, y tras un largo periplo que comenzó el 13 de mayo de 2016, el Diario Oficial de la Unión Europea publicó la DIRECTIVA (UE) 2017/2398 DEL PARLAMENTO EUROPEO Y DEL CONSEJO, de 12 de diciembre de 2017, por la que se modifica la Directiva 2004/37/CE relativa a la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes carcinógenos o mutágenos durante el trabajo (1).

Esta directiva fija nuevos valores límites de cumplimiento obligatorio para catorce agentes químicos, algunos tan ubicuos como el polvo de maderas duras o la sílice cristalina, e incluye también algunas novedades conceptuales que, sin duda, tendrán una influencia importante en los futuros desarrollos normativos.

27.12.2017  Diario Oficial de la Unión Europea L 345/87

DIRECTIVA (UE) 2017/2398
DEL PARLAMENTO EUROPEO Y DEL CONSEJO

de 12 de diciembre de 2017

por la que se modifica la Directiva 2004/37/CE
relativa a la protección de los trabajadores
contra los riesgos relacionados con la exposición
a agentes carcinógenos o mutágenos durante el trabajo.

(Texto pertinente a efectos del EEE)

Pero vamos a lo que a nuestro gremio le interesa

Hay nuevos valores límite para algunos agentes utilizados en el ámbito de la experimentación animal, por ejemplo: óxido de etileno (esterilizante), benceno o acrilamida (usuales en laboratorios), cloruro de vinilo u orto-toluidina (las gotitas con las que comprobábamos el nivel de cloro residual en las aguas de bebida hace ya algún tiempo)...

Pero sin duda, la parte más interesante es la referida a...

POLVO DE MADERA

¿Qué son maderas duras y maderas blandas?

Dada su diferente consideración "legal", os copio la información que recoge la Guía técnica del Instituto Nacional de Seguridad, Salud y Bienestar en el Trabajo (INSSBT) para evaluación y prevención de los riesgos relacionados con la exposición durante el trabajo a Agentes Carcinógenos o Mutágenos al respecto:

Se distinguen dos tipos de maderas: blandas y duras. Se trata de una distinción botánica: las gimnospermas proporcionan maderas blandas y las angiospermas maderas duras, sin que la densidad y la dureza físicas de la madera tengan correspondencia unívoca con esta clasificación.

A título de ejemplo, sin que se trate de una relación completa, se pueden citar como maderas blandas: abeto, cedro, ciprés, alerce, picea, pino, abeto de Douglas, pino de Oregón, secuoya, tuya, y hemlock; mientras que como maderas duras: arce, aliso, abedul, hickory, nogal americano, carpe, castaño, haya, fresno, nogal, plátano, sicomoro, chopo, álamo, cerezo, roble, encina, sauce, tilo, olmo y las especies tropicales (pino kauri, iroko o Kambala, rimu o pino rojo, palisandro, palisandro brasileño, ébano, caoba africana, bete, balsa, nyatoh, afrormosia, meranti, teca, afara, obeche o samba). Esta relación está tomada de la guía técnica para la evaluación y prevención de los riesgos relacionados con la exposición durante el trabajo a agentes cancerígenos o mutágenos.

Seguridad en 5 minutos

Todos compramos “lechos libres de polvo”, pero debéis tener en cuenta que la Guía y Directiva se refieren a la fracción inhalable de dicho polvo. Esta fracción inhalable es la parte del aerosol total que se inhala por la nariz y/o la boca, muchas veces indetectable. Se determina mediante impactadores, según se recoge en la norma UNE-EN-481, y depende del llamado diámetro aerodinámico expresado en μm .

Los límites de exposición a polvo de maderas ya estaban recogidos y reconocidos como carcinógenos en la legislación (actualmente, clasificado como carcinógeno de grupo 1; efecto confirmado). Con la nueva directiva, su valor límite de exposición pasa de los 5 mg/m^3 actuales a 2 mg/m^3 (en la fracción de polvo inhalable y para una exposición de 8 horas). No obstante, el nuevo límite no será obligatorio hasta enero de 2023, estableciendo un periodo transitorio fijando un límite de exposición de 3 mg/m^3 , valor también inferior a los 5 mg/m^3 actuales.

Durante la tramitación de la Directiva se propuso incluir el polvo de maderas “blandas”, aunque finalmente se descartó incluirlo. Sobre su importancia mencionaremos que consta en la Guía Límites de Exposición Profesional para Agentes Químicos en España 2017 del INSSBT con 5 mg/m^3 , al igual que para las maderas duras (RD 1124/2000) previo a la nueva directiva y que está vigente. Hay que dejar claro que la Guía no es de obligado cumplimiento, aunque sí lo será el RD que trasponga la nueva directiva, estableciéndose un plazo de dos años a partir de su entrada en vigor; es decir, antes del 17 de enero de 2020.

Riesgo asociado al polvo de madera

Usualmente, este riesgo se asocia con profesionales de la carpintería, la talla o pulido de muebles, en los que la exposición es muy importante. En nuestro caso, puede haber una exposición limitada al mismo en el momento de manejo de lechos de madera, lo que no impide que en algunos centros ya se haya estudiado esta posibilidad.

Se han observado correlaciones fuertes y sistemáticas entre la exposición y los cánceres de senos paranasales y de cavidad nasal en estudios con personas cuyas ocupaciones estaban asociadas con la exposición al polvo de madera. Los tumores malignos de

nariz y cavidades paranasales o nasosinuales son relativamente poco frecuentes, representando entre el 0,2-0,8% de los tumores malignos del organismo y, aproximadamente, el 3% de los tumores del tracto respiratorio superior. Son más frecuentes en hombres que en mujeres (proporción de 2:1), presentándose habitualmente en edades medias de la vida (cuarta década); y entre los factores predisponentes, es importante la exposición ocupacional a determinadas sustancias, encontrándose dicho antecedente hasta en el 40% de los casos.

En cuanto a la localización, el 40% de los de origen ocupacional se desarrollan en el seno etmoidal; en cambio, del 20-50% de los esporádicos surgen en el seno maxilar. El polvo de madera dura se ha vinculado a una mayor incidencia de adenocarcinoma de etmoides, mientras que el polvo de madera blanda a carcinomas escamosos. Hay estudios que estiman latencias de hasta 40 años para su aparición.

Control y prevención

Como siempre, en Riesgos Laborales la primera medida debe ser evaluar los riesgos: tomando medidas de exposición durante las labores de manejo de lechos, y teniendo en cuenta el tiempo de trabajo real en estas tareas, que es indispensable para evaluar la exposición.

El control del polvo de madera, en ambientes industriales, suele hacerse por medidas de ingeniería. Son habituales los aspiradores o la ventilación de escape en las zonas que generan el polvo. En nuestro caso, ubicar la manipulación en zonas batidas por aire fresco de entrada podría ser una opción.

En general, el uso de equipos de protección individual adecuados (mascarillas o respiradores) podría ser una opción válida en nuestro gremio.

Otras modificaciones introducidas por la Directiva

En la siguiente tabla puedes observar los Valores Límite de Exposición Profesional aprobados por la nueva Directiva y la propuesta inicial de los mismos. Todos ellos sobre un periodo de referencia de 8 horas.

Comparación de los valores límite de exposición profesional a determinados agentes químicos

Nombre del agente	Valores límite propuesta mayo 2016			Valores límite Directiva (1)		
	mg /m3	ppm	f/ml	mg /m3	ppm	f/ml
Maderas duras, polvo (2)	2	-	-	2 (3)	-	-
Benceno	3,25	1	-	3,25	1	-
Cloruro de vinilo monómero	2,6	1	-	2,6	1	-
Maderas blandas polvo	2	-	-	-	-	-
Compuestos cancerígenos del cromo	0,001	-	-	0,005 (4)	-	-
Polvo de sílice cristalina respirable (5)	0,01	-	-	0,01	-	-
Fibras cerámicas refractarias carcinógenas	-	-	0,3	-	-	0,3
Óxido de etileno	1,8	1	-	1,8	1	-
1,2-epoxipropano	2,4	1	-	2,4	1	-
Acilamida	0,1	-	-	0,1	-	-
2-nitropropano	18	5	-	18	5	-
O-Toluidina	0,5	0	-	0,5	0	-
El 1,3-butadieno	2,2	1	-	2,2	1	-
Hidracina	0,013	0,01	-	0,013	0,01	-
Bromoetileno	4,4	1	-	4,4	1	-

- (1) Medidos o calculados en relación con un período de referencia de ocho horas.
 (2) Fracción inhalable: si los serrines de maderas duras se mezclan con otros serrines, el valor límite se aplicará a todos los serrines presentes en la mezcla.
 (3) Valor límite: 3 mg/m3 hasta el 17 de enero de 2023
 (4) Valor límite: 0,01 mg/m3 hasta el 17 de enero de 2025
 Valor límite: 0,025 mg/m3 para procesos de soldadura o de corte por chorro de plasma u otros similares que generen humo, hasta el 17 de enero de 2025
 (5) Fracción respirable.

Fuente: Propuesta de mayo de 2016 de modificación de la Directiva 2004/37/CE, Directiva (UE) 2017/2398

BIBLIOGRAFÍA

- DIRECTIVA (UE) 2017/2398 DEL PARLAMENTO EUROPEO Y DEL CONSEJO de 12 de diciembre de 2017 por la que se modifica la Directiva 2004/37/CE relativa a la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes carcinógenos o mutágenos durante el trabajo. Diario Oficial de la Unión Europea, L 345/87 del 27 de diciembre de 2017 (<http://eur-lex.europa.eu/legal-content/ES/TXT/HTML/?uri=CELEX:32017L2398&from=EN>).
- Real Decreto 665/1997, de 12 de mayo, sobre la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes cancerígenos durante el trabajo. BOE núm. 124, de 24 de mayo de 1997 (<https://www.boe.es/buscar/act.php?id=BOE-A-1997-11145>).
- Límites de Exposición Profesional para Agentes Químicos en España 2017. INSSBT (http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/LEP%20_VALORES%20LIMITE/Valores%20limite/LEP%202017.pdf).
- Rojas-García Y. y Peñalver-Paolini A. *Exposición ocupacional a polvo de madera y cáncer de senos paranasales*. Med Segur Trab. 2015;61 (238):112-24.

CUIDADO AL CUIDADO



No es otro día más...

Eduardo José Álvarez Rodríguez
*Técnico cuidador, Unidad Veterinaria,
Universidad Rey Juan Carlos I, Alcorcón*

Me despierta la claridad que en el pomo de mi puerta se refleja por la mañana, parpadeo dos veces y ya estoy en mi segunda casa, mi animalario.

Así comienzan mis mañanas, llego y ya veo las luces encendidas, mis bichitos ya están despiertos, jeje... Nadie dijo nunca que alcanzar lo que uno desea es fácil, pero cuando se logra –si no se acaricia antes– es de las mejores sensaciones que se pueden tener.

Esta historia que os quiero contar transcurre en el campus de la Universidad Rey Juan Carlos I (URJC) en Alcorcón, un municipio situado al sur de la CCAA de Madrid y con una población cercana a los 170.000 habitantes; población, que en no mucho tiempo oirán hablar un poquito más de nuestro animalario, pues grandes proyectos nos esperan.

Nosotros, la Unidad Veterinaria, estamos englobados en el Centro de Apoyo Tecnológico (CAT), una zona de acceso restringido al que se accede mediante una tarjeta personal. De entre los modelos de animal que podemos encontrar están ratón, rata, conejo, cobaya y próximamente, cerdo.

Ya son varios los meses que llevo aquí como técnico cuidador, aunque en verdad ya conocía las instalaciones. Corría el año 2014 cuando mi Formación en Centros de Trabajo (FCT) me destinó aquí. Por aquella época, mi experiencia en roedores era la propia de un chico que en su juventud los había tenido como mascota en casa.

Un mundo nuevo se abrió ante mis ojos; protocolos, orden, y respeto hacia los animales. ¡Esto es lo que quería!

Mis meses aquí en la FCTs pasaron volando, no paré de aprender gracias a mis tutores Davinia y Alejandro. El manejo, el

cuidado, el conocer los problemas de salud más comunes en los distintos modelos animales y cómo saber subsanarlos fueron sólo el ápice de los conocimientos que gracias a ellos adquirí.

Pero para cuando acababa mi etapa en la Unidad Veterinaria, tenía tan claro que no quería que quedase atrás como otra experiencia cualquiera, que hice caso al entonces y actual Director-Responsable de Bienestar Animal, Sergio Ferreiro Cid, e hice el curso de Bienestar en Animales de Experimentación.

Gracias al curso y no menos por la experiencia y conocimientos adquiridos en la Unidad Veterinaria, un buen puñado de puertas se abrían ante mí. ¡Vamos a por ellas!, dije. Mis siguientes andanzas transcurrieron entre el Instituto de Neurociencias de Alicante (IN) y el Parque de Investigación Biomédica de Barcelona (PRBB). Centros con unos enormes equipos personales (no menos que sus instalaciones), a los que les debo todo mi agradecimiento; sobretodo, y sin duda alguna a los directores, M^a Jesús Molina Cimadevila y Juan Martín Caballero, respectivamente.

Sorpresa la mía cuando me di cuenta de cuán poco sabía, de la cantidad de formas de trabajar que existen, tan válidas y tan claras como el tener a nuestros animales como en casa, cuidados en todo momento. Además, aprendí otras cosas tales como: los diferentes tipos de cubetas y biberones; tipos de pienso y enriquecimiento ambiental; distintos protocolos de actuación ante Incidencias de Bienestar Animal (IBAs); distintas maneras de agrupación... Ahí vi lo importante y necesaria que es la figura del Comité de Ética, la del Responsable de Bienestar Animal y la del mismo cuidador. Todos una... todos pilares.

Y aquí me veo de nuevo..., en la Unidad Veterinaria de la URJC, como en casa y con una gran certeza: Nosotros los cuidadores, tenemos en nuestra mano la calidad del bienestar de nuestros bichitos; no dejemos que se vislumbre el más mínimo atisbo de sufrimiento, ellos no lo harían.



**MÁS DE 400 SOCIOS
RELACIONADOS CON EL SECTOR
DE LOS ANIMALARIOS.**

**ANUNCIE
EN ANIMALES
DE LABORATORIO**

**LA REVISTA DE
LA SECAL**

publicidad.revista@secal.es

Higiene en animalarios: limpieza y desinfección

Maria José Collado

Departamento Técnico, JOSÉ COLLADO S.A.

INTRODUCCIÓN

Existen una serie de requisitos de bioseguridad que deben cumplir las instalaciones en las que se alojan animales de experimentación. Es fundamental en este tipo de actividad evitar la contaminación cruzada, ya sea de manera directa a través del contacto entre animales, como de forma indirecta mediante el contacto con materiales y superficies. Minimizando la contaminación de los animales, se disminuye la posible interferencia que esta contaminación podría tener en los resultados finales de los ensayos que se realizan.

La actual normativa establece que los animalarios deben conocer y respetar todas las normas fundamentales de higiene, así como poner en práctica las medidas que estén en sus manos para evitar contaminaciones debidas a malas prácticas. Uno de los factores primordiales para mantener el animalario en buenas condiciones higiénicas es efectuar de forma sistemática las operaciones de limpieza y desinfección mediante Procedimientos Normalizados de Trabajo (PNT).

Entre los procedimientos básicos que contribuyen al control del riesgo de contaminación en instalaciones de producción y/o experimentación animal se encuentran las barreras de seguridad, la limpieza y desinfección, la higiene del personal, la esterilización, el control de procesos o equipos (validación), así como un adecuado tratamiento de residuos.

BARRERAS DE SEGURIDAD

En primer lugar, a la hora de realizar un protocolo de higiene tendremos que establecer las barreras de seguridad necesarias para impedir el traslado de microorganismos de unas áreas a otras. Estas barreras "higiénicas" pueden ser de dos tipos:

Barreras físicas

Las barreras físicas se clasifican en:

- Barreras primarias: tales como los Equipos de Protección Individual (EPIs), las cabinas de seguridad biológica, los armarios/racks ventilados, y los aisladores y los autoclaves, entre otros.
- Barreras secundarias: elementos estructurales de la instalación diseñados para evitar la presencia de ángulos muertos o "recovecos" en los que se acumule la suciedad y faciliten las operaciones de limpieza y desinfección. Al mismo tiempo, los materiales con los que se construyen estos elementos ofrecen alta resistencia a la acción de los productos químicos que habitualmente se emplean en este tipo de limpiezas.

Barreras químicas

Las barreras químicas están constituidas por los diferentes productos químicos empleados en las tareas de limpieza y desinfección (p. Ej. detergentes, desinfectantes, germicidas...).

LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN

La limpieza y desinfección son procedimientos primordiales para tener bajo control la carga microbiana de las áreas en las que vamos a alojar y/o utilizar los animales.

En primer lugar, hay que realizar una valoración del riesgo de las zonas a tratar. Para ello, será necesario identificar los puntos de riesgo y evaluarlos uno a uno para determinar la probabilidad de que se produzca una contaminación, así como de sus consecuencias. En segundo lugar, deberemos establecer

procedimientos de limpieza y desinfección adecuados, en función del riesgo de contaminación que exista en cada zona del animalario.

Para cada uno de los puntos críticos que se hayan identificado, deberán especificarse el método de limpieza y desinfección (p. Ej. barrido, fregado, nebulización, etc.), su frecuencia de aplicación (diaria, semanal...), los productos químicos a emplear (cómo prepararlos, su concentración, el plazo de seguridad química y la actividad microbiológica, entre otros), así como cualquier otro aspecto que contribuya a facilitar el desarrollo de estos procedimientos de manera adecuada.

Entre los aspectos que deben tenerse en cuenta a la hora de diseñar un plan de limpieza y desinfección de nuestra instalación se encuentran los siguientes:

- Inventario de productos químicos: deberemos disponer de un listado de los diferentes productos de limpieza y desinfección a utilizar en cada área, así como información sobre los mismos, tales como ficha técnica y ficha de seguridad, registro de autorización y estudios de eficacia microbiológica, entre otros.
- Medidas higiénico-sanitarias: estableceremos las acciones a realizar por parte del personal que accede a la instalación (personal de limpieza, personal del animalario, personal investigador, visitantes...) para evitar/minimizar el riesgo de contaminación cruzada entre las diferentes zonas de la misma (p. Ej. limpieza de manos, uso de vestimenta específica...).
- Instrucciones de trabajo: dispondremos de instrucciones claras sobre cómo realizar los procedimientos de limpieza y desinfección de cada zona a tratar.
- Formación del personal: deberá formarse de manera adecuada al personal que vaya a llevar a cabo la limpieza de cada zona.
- Tratamiento higiénico de los utensilios y equipos: se dispondrá de un procedimiento específico que describa la manera en la que deben limpiarse y desinfectarse los utensilios y equipos empleados en las tareas de limpieza (p. Ej. mopas, bayetas, carro de limpieza, equipo de nebulización...).

- Supervisión de los procedimientos: deberá nombrarse a una persona responsable de inspeccionar las tareas de limpieza de forma visual y que se encargue también de garantizar que los registros de limpieza se cumplen de manera adecuada.
- Validación de la desinfección: deberán realizarse controles microbiológicos en las diferentes zonas para verificar la eliminación de la microbiota.

El objetivo final del programa de limpieza y desinfección es sentar las bases y sistematizar las actividades a desarrollar para procurar que se realicen siempre del mismo modo y siguiendo las instrucciones que en cada caso establezca el responsable del programa.

La limpieza y la desinfección son dos operaciones esenciales en todo protocolo de higiene y aunque históricamente se han considerado como sinónimos, se trata de conceptos diferentes.

Concepto de limpieza

La limpieza es un proceso cuyo objetivo es la separación o desprendimiento de todo tipo de suciedad adherida a las superficies, aparatos y utillaje, que posteriormente se eliminará con el proceso de aclarado. Para realizar una limpieza completa deben tenerse en cuenta los cuatro aspectos que se describen a continuación:

- Acción mecánica: es la acción empleada para eliminar la suciedad, ya sea mediante movimiento manual o mecánico.
- Acción química: se trata de los productos químicos (detergentes) que empleamos para la limpieza. Deberemos conocer el detergente adecuado para cada superficie/material a limpiar y seguir las instrucciones y concentración de trabajo recomendadas por el fabricante.
- Temperatura: cada detergente dispone de una temperatura idónea para favorecer su actividad. Es importante descartar que dicha temperatura no afecte a la superficie a tratar.
- Tiempo de contacto: es el tiempo mínimo que cada detergente necesita para ejercer su efecto óptimo.

Estos cuatro aspectos conforman el denominado "Círculo de Sinner" (ver Figura 1) y se combinarán atendiendo al tipo de

suciedad, de superficie/material a limpiar y de los métodos de aplicación que dispongamos. La finalidad es obtener un resultado eficaz eliminando la suciedad presente en las superficies sin provocar deterioro de las superficies tratadas.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 1.- Círculo de Sinner.

La limpieza es el primer eslabón del protocolo de higiene. El detergente empleado en la limpieza engloba la suciedad, la solubiliza y posteriormente es eliminada con el aclarado (ver Figura 2). Aunque el objetivo de la limpieza no es la destrucción de gérmenes, durante su ejecución se eliminan todos aquellos que están adheridos a la suciedad, la cual sirve de soporte para la contaminación biológica existente en el entorno. La eficacia del proceso de limpieza es un requisito previo indispensable para garantizar posteriormente una adecuada desinfección.



Imagen suministrada por la autoría

Figura 2.- Proceso de eliminación de la suciedad por el detergente.

Cuando se emplea un producto detergente, las moléculas del mismo se disgregan en dos partes, una con carga positiva y otra con carga negativa, creando fuerzas eléctricas de repulsión que arrancan las partículas de suciedad formando micelas. Estas micelas, al tener la misma carga eléctrica que la superficie, no pueden depositarse de nuevo en la superficie y son eliminadas con el proceso de enjuague o aclarado.

El conocimiento del tipo de superficie/material a limpiar, así como la naturaleza de la suciedad a eliminar, nos permitirá

escoger los detergentes y métodos óptimos para utilizar en el proceso de limpieza.

Tipos de detergentes

Atendiendo al tipo de suciedad que tenga que limpiarse, se distinguen los siguientes tipos de detergentes:

- Detergentes alcalinos: específicos para la eliminación de suciedad de origen orgánico como las grasas, proteínas o hidratos de carbono.
- Detergentes ácidos: específicos para la suciedad de origen mineral (p. Ej. urea, sales minerales...).
- Detergentes neutros: se denominan también de uso general y son utilizados para la limpieza de superficies que tienen poca suciedad y que ésta no está adherida a la superficie.

La aplicación de los detergentes empleados en la limpieza puede realizarse de las siguientes maneras:

- Limpieza manual mediante fregona, mopa o bayeta.
- Limpieza mecánica (p. Ej. máquina friegasuelos).
- Limpieza mediante emisión de espuma.

Concepto de desinfección

Se entiende por desinfección la eliminación de todos los microbios que se encuentran (o se sospecha que podrían encontrarse) en un sustrato o sobre una superficie. De la misma manera que se ha comentado anteriormente para los detergentes, la elección del desinfectante y de su sistema de aplicación es fundamental para conseguir una desinfección óptima.

Un producto desinfectante o biocida está formado por principios activos químicos y por uno o varios excipientes. Es recomendable elegir desinfectantes a base de principios activos con un amplio espectro biocida. Sin embargo, la naturaleza de los excipientes que acompañan al principio activo pueden jugar un papel determinante en la actividad del desinfectante. De esta manera, un desinfectante puede tener una gran concentración de principio activo y, sin embargo, no tener actividad biocida debido a la interacción de alguno de los excipientes con el principio activo.

Eficacia de un desinfectante

La eficacia de un desinfectante va a depender del mecanismo de acción del principio activo que contiene y de la interacción de éste con los microorganismos frente a los cuales va a actuar. En función del principio activo que utilicemos y de su concentración, el ataque al microorganismo se producirá en un punto u otro del mismo. Los puntos de ataque de los principales principios activos sobre una célula bacteriana se muestran en la Figura 3.



Figura 3.- Puntos de ataque de los principales principios activos sobre una célula bacteriana.

En la eficacia de un desinfectante, un concepto de especial importancia es el "Factor CT" –determina la relación entre la concentración de uso del desinfectante (C) y el tiempo de contacto (T)–. Todo desinfectante requiere un tiempo de contacto mínimo para conseguir el efecto biocida deseado a una concentración determinada. Dichos parámetros son definidos, normalmente, mediante estudios de eficacia realizados por el fabricante. Otros factores que también intervienen en la eficacia de un desinfectante son el tipo de superficie a desinfectar, la presencia de suciedad en la misma, la temperatura y humedad a la que se desarrolla el proceso y el método de aplicación (manual o mecánico), entre otros.

Una regla básica en la desinfección es la de no mezclar nunca desinfectantes, ni detergentes con desinfectantes, ya que pueden ser incompatibles y/o neutralizarse entre sí, y provocar una pérdida parcial o incluso total de su eficacia. Las incompatibilidades más comunes entre principios activos y materiales se reflejan en la Tabla 1.

Tabla 1.- Incompatibilidades más comunes entre principios activos y materiales.

Amonios Cuaternarios	Halogenados / Oxidantes
<ul style="list-style-type: none"> • Detergentes aniónicos • Halogenados • Aguas Duras • Detergentes anfotéricos • Peróxidos • pH Ácidos 	<ul style="list-style-type: none"> • Metales • Amonios Cuaternarios • Amoniaco • Sulfumán • Formol • Aldehídos

Amonios Cuaternarios	Halogenados
<ul style="list-style-type: none"> • Aluminio • Proteínas • Aminas 	<ul style="list-style-type: none"> • Tensioactivos no iónicos • Proteinias • Yodados

Imagen suministrada por la autoría

Métodos de desinfección

La desinfección puede realizarse de manera manual (fregona, bayeta, mopa), mecánica (máquina friegasuelos) y mediante la emisión de espuma. Además, la aplicación del desinfectante se puede realizar por vía aérea, ya sea a través de la micronebulización o pulverización del producto químico o mediante la generación de gases.

Conservación del material de limpieza

La correcta conservación del material empleado en las tareas de limpieza y desinfección constituye un aspecto relevante para prevenir la contaminación cruzada y al mismo tiempo, prolongar el tiempo de utilización de estos materiales. En este sentido, se recomienda la identificación de los materiales empleados en cada zona de la instalación; mantenerlos limpios y secos, sin abolladuras ni grietas, así como su almacenamiento en un lugar específico.

HIGIENE DEL PERSONAL

La limpieza de manos del personal que accede a la instalación constituye también un punto crítico del programa de limpieza y desinfección. En este sentido, las manos son uno de los principales mecanismos de transmisión de microorganismos y de ahí, que su correcta limpieza permita reducir hasta en un 40% la probabilidad de contaminaciones cruzadas.

Se recomienda realizar una limpieza higiénica de las manos en las siguientes situaciones:

Panorama

- Antes de comenzar y al finalizar la jornada laboral.
- Antes de comenzar una actividad.
- Después de la manipulación de material contaminado.
- Antes de acceder y al abandonar diferentes áreas de la instalación (zona convencional, área de cuarentena, zonas limpias...).
- Después de usar los lavabos, sonarse la nariz, estornudar, toser...

Los productos más frecuentes para la higiene de manos se clasifican en tres categorías:

- Jabón cosmético: se utiliza normalmente para la limpieza de manos en zonas de bajo riesgo y antes de la aplicación de soluciones hidroalcohólicas, especialmente si las manos están visiblemente sucias.
- Jabón cosmético: se utiliza normalmente para la limpieza de manos en zonas de bajo riesgo y antes de la aplicación de

soluciones hidroalcohólicas, especialmente si las manos están visiblemente sucias.

- Soluciones hidroalcohólicas: se utilizan en zonas de medio y alto riesgo (ver Figura 4).
- Jabón antiséptico: se utilizan en zonas de medio y alto riesgo.

PRODUCTOS QUÍMICOS

Recomendaciones generales de manejo

A la hora de manipular los productos químicos que se emplean para las tareas de limpieza y desinfección de la instalación, deben seguirse las siguientes recomendaciones:

- Leer atentamente la información disponible en la etiqueta del producto.
- Observar los pictogramas que informan de los riesgos de su manipulación.
- Consultar la ficha de seguridad del producto.

Procedimiento normalizado para la desinfección por fricción de las manos

ANEXO A*. **EN-1500:1997** (Normativo)

Se vierte un volumen apropiado del producto para la fricción de las manos secas en la concavidad formada entre ambas y se frota, durante el tiempo recomendado, de acuerdo con la técnica normalizada mostrada a continuación.



JOSE COLLADO, S.A.
Especializados en profilaxis.
Costa Rica, 35 Local Comercial #11
Tel. 93 343 61 12 Fax: 93 351 46 40
08027 BARCELONA



Imagen suministrada por la autoría

Figura 4.- Protocolo de higiene de manos por fricción con hidroalcohólicos.

- Utilizar los EPIs adecuados.
- Almacenar correctamente los productos químicos.
- Conservar los productos en sus envases originales, mantenerlos cerrados y no mezclarlos.
- Respetar el tiempo de seguridad (especialmente en la desinfección por vía aérea).
- Respetar el tiempo de acción que requiere el producto para ejercer su actividad de manera óptima.

Estudios de la actividad microbiológica

Para valorar la capacidad biocida de los desinfectantes se requieren realizar unos estudios de actividad microbiológica. Desde 1989, el Comité Técnico TC 216 desarrolla para toda Europa ensayos estandarizados para la evaluación de desinfectantes y antisépticos en función de la actividad que queremos conseguir y en el sector en el que queremos aplicarlo (veterinaria, higiene alimentaria, hospitalario y ambiental). La norma EN 14885 es la que detalla los diferentes ensayos de laboratorio en función del campo de aplicación y de la actividad biocida que queremos demostrar. Se aplica a desinfectantes y antisépticos para los que se pretende que tengan una actividad frente a los microorganismos siguientes: bacterias vegetativas, esporas bacterianas, hongos, micobacterias y virus.

Básicamente, este tipo de estudios constan de tres fases:

- Fase 1: ensayos cuantitativos en suspensión que se utilizan para valorar la eficacia aproximada de los principios activos.
- Fase 2: en esta fase, los estudios se dividen en dos etapas:
 - *1ª etapa*: ensayos cuantitativos en suspensión, en condiciones prácticas simuladas, adaptadas al uso previsto.
 - *2ª etapa*: ensayos cuantitativos, en condiciones prácticas simuladas de aplicación sobre superficies contaminadas (inertes o piel).
- Fase 3: ensayos de campo en condiciones prácticas.

CONCLUSIÓN

La importancia de la higiene ambiental y del uso de desinfectantes en áreas de riesgo queda fuera de toda duda. La eficacia de los productos debe ser evaluada en base a normas internacionalmente armonizadas. Una buena formación sobre higiene y de los productos a aplicar mejorará los resultados finales de la limpieza y de la desinfección.

ESTAMOS
EN EL CENTRO DE
LA INVESTIGACIÓN
EN HABLA
HISPANA

 sociedad española
para las ciencias
del animal de laboratorio
www.secal.es

HÁGASE SOCIO BENEFACTOR
SU EMPRESA TAMBIÉN PUEDE SER PARTE DE LA SECAL

International Product Supplies Limited



Feeding the Innovations of Modern Research

- European Manufacture
- Used & Trusted in Facilities Worldwide
- Fast Flexible Lead Times
- Nutritional Expertise & Advice
- Traceability
- Quality Assurance
- Prompt Delivery
- Modern Technology

TestDiet® Europe

- DIO High Fat Range
- Fenbendazole
- Doxycycline
- Helicobacter
- AIN Series
- Tamoxifen

www.testdiet.com



LabDiet.

- All Species
- Meal
- Autoclavable
- Irradiated
- Extruded
- GLP

www.labdiet.com



Also available to order in Spain and Portugal from IPS distributor:

Sodispan Research S.L.

C/ Isla de Tavira, 14
28035 Madrid, Spain
Phone: +34 629159613
Facsimile: +34 914593962
Email: sodispan@sodispan.com

Técnicos del animalario de la Universidad de Salamanca



Álvaro Parreño ¹ y Pedro González ²

¹ Veterinario en Experimentación Animal de la Universidad de Salamanca (USAL)

² Farmacéutico y Técnico Especialista en Experimentación Animal de la USAL

¿Desde cuándo sois socios de SECAL y qué opinión os deja nuestro colectivo?

Álvaro Parreño (AP): Soy miembro de la SECAL desde el año 2004, aunque estoy en contacto con el mundo del animal de experimentación desde el año 1998 e incluso antes. Como colectivo me parece que está muy bien porque nos permite resolver cualquier duda que nos surja en nuestro día a día en el trabajo con animales de experimentación, así como la celebración de congresos, etc.

Pedro González (PG): Soy socio desde el año 2004, tras entrar en 2003 en el Servicio de Experimentación Animal de la Universidad de Salamanca. Era un mundo nuevo para mí y Luis Muñoz, el director del Servicio, me animó a unirme a la SECAL para conocer mejor este "mundillo". Este colectivo, aunque pequeño por la cantidad de personas que formamos parte de él, siempre me ha parecido especialmente activo; quizás porque la misma ciencia del animal de laboratorio está en constante cambio y evolución, lo que obliga a los que estamos en ella a estar también en continua evolución y adaptación. Esta inquietud por el desarrollo, la mejora y la adaptación a los cambios que nos exige la ciencia y la sociedad es algo que se respira en los congresos y las actividades que organiza la SECAL. Es gratificante formar parte de ello.

¿Cómo y por qué decidisteis dedicaros al mundo del animal de laboratorio?

AP: Al finalizar la carrera realicé prácticas en clínicas de pequeños y grandes animales y sustituciones en Sanidad. Me incorporaré al mundo del animal de laboratorio como cuidador en el animalario del Departamental de la Universidad de Salamanca y como ayudante de los médicos que operaban cerdos en el antiguo animalario que tenía la Universidad en la calle Espejo (ya desaparecido). Posteriormente, me incorporé a un grupo de investigación del Centro de Investigación del Cáncer para gestionar colonias de ratones modificados genéticamente (cría, genotipado...) así como de apoyo experimental al grupo. Durante este tiempo dediqué algún que otro fin de semana y algunas tardes de apoyo a las tesis doctorales en modelo porcino de los médicos del Departamento de Cirugía de la Facultad de Medicina, tiempo en el que aprendí de los conocimientos de los médicos anestesiólogos y cirujanos. En 2004 formé parte del nuevo animalario de la Universidad (Animalario OMG) y realicé mi tesis doctoral con el Departamento de Cirugía.

PG: Realmente no fue una decisión; "caí" aquí un poco por sorpresa. Mi anterior experiencia profesional estaba relacionada con la patología animal, labor que desarrollaba en los laboratorios

Entrevista

de Sanidad Animal de la Junta de Castilla y León; y con la investigación biomédica.

Cuando saqué la plaza de la Universidad de Salamanca estaba colaborando en un proyecto de investigación del CSIC en el que se utilizaban ratones, pero mi trabajo estaba centrado en el laboratorio; ni siquiera bajé al animalario.

Cuando la Universidad de Salamanca sacó dos plazas de oposición para laboratorios –en cuyo temario, por cierto, no había ningún tema sobre animales– me presenté y conseguí una...la segunda.

Así me inicié en este mundo del animal de laboratorio, en el que me he ido formando con tiempo y ganas. A veces, lo que nadie quiere es una buena opción. A partir de ahí todo (o casi todo, para no exagerar) han sido razones para continuar.

¿En qué consiste el trabajo diario de un técnico en vuestro animalario? ¿Cuáles son vuestras funciones?



Alvaro Parreño

AP: Realizo las transferencias de embriones en ratón, ya que tuvimos que introducir en el nuevo animalario todas las colonias que había en el Animalario Departamental, animalario con estatus sanitario convencional, y hacer alguna que otra base de datos. Otra parte de mi trabajo es la congelación de embriones y de esperma de ratón, realizar pruebas de laboratorio de control sanitario (necropsias, ELISA, PCR, pruebas de parasitología) de los cuatro animalarios que posee la Universidad de Salamanca, de apoyo en los proyectos experimentales con conejo, de la anestesia en modelo experimental porcino de los cursos de formación para la adquisición o mejora de las aptitudes profesionales de los médicos realizados por el Departamento de Cirugía, así como seguir transfiriendo embriones que nos llegan de otros animalarios y analizar aquellos animales que se encuentran en mal estado de salud o inspección del estado

sanitario de los animales que nos llegan y poner algún tratamiento si corresponde.



Pedro González

PG: Como todos sabéis, las tareas técnicas y de gestión en los animalarios han ido creciendo en los últimos años, tanto que con frecuencia cuesta seguir el ritmo. El Servicio de Experimentación Animal de la Universidad de Salamanca gestiona tres animalarios. En mis tareas diarias se incluyen labores de gestión de colonias de producción, gestión de bienestar animal, algunos aspectos de la gestión del animalario de organismos modificados genéticamente (en el que estoy físicamente), parte de las compras del Servicio y tareas de laboratorio relacionadas con la microbiología y los controles ambientales de los animalarios, y también colaboro en las acciones formativas en las que está implicado el Servicio (cursos de capacitación, prácticas, formación de personal nuevo...).

¿Qué os gusta más de vuestro trabajo y por qué?

AP: Me gusta de mi trabajo, aunque suene a tópico, poder trabajar con animales a los que hay que dar mil gracias por permitirnos lograr nuevos avances científicos.

PG: La amplitud de campos que afectan al trabajo en experimentación animal es para mí un estímulo, ya que te mantiene en constante formación.

La estandarización de las condiciones de trabajo, que va en constante aumento, para conseguir la reproducibilidad de los resultados incluye condiciones ambientales, dieta, genética, epigenética; recientemente, la importancia del bioma en la expresión génica. Todo esto te obliga a buscar información y formación en una gran variedad de materias de conocimiento. Al mismo tiempo que te permite ir “cambiando de trabajo” sin marchar a otro sitio. Bueno, a menudo, más que cambiar de trabajo se va sumando trabajo, es el lado negativo. Por otro lado,

el estado actual de las ciencias del animal de laboratorio con la demanda, interna y externa, de un mayor intercambio de conocimientos de 3Rs entre diferentes campos de especialización y promover alternativas a la experimentación con animales me resulta especialmente apasionante.

Si pudierais pedirle a un fabricante un equipo para el desarrollo de vuestro trabajo, que todavía no exista, ¿qué le pediríais?

AP: Difícil pregunta ya que mi trabajo es muy manual.

PG: ¡Cuatro brazos y dos cabezas! ¿Puede ser?

No tengo en mente ningún aparato. Pero sí me pregunto cómo podría trabajarse desde un Servicio de Experimentación Animal de una Universidad Pública para colaborar en la validación y promoción de métodos alternativos al uso de animales, que creo que es el mayor reto que tendremos en un futuro próximo.

Ya para terminar con algo de humor, o no ¿cómo os imagináis los animalarios del futuro?

AP: Me los imagino más robotizados, con un control total por ordenador de las jaulas; por ejemplo, con detectores del nivel de agua de los biberones, del nivel de comida, de los niveles de amoníaco... que avisen con mensajes de alerta en los ordenadores. Así se ahorraría la revisión del agua o se mediría la ingesta de ésta; no sé, incluso con un brazo robotizado que cambie los biberones vacíos por otros llenos.

Todo esto suena a película o no, quien sabe.

PG: Los cambios en los animalarios en las últimas décadas han sido enormes y la tendencia continúa. Imagino unos animalarios con aún más seguimiento y control del trabajo que se realiza en ellos para conseguir el fin de reproducir la complejidad estructural y funcional de un ser vivo de la mejor forma posible, con el menor número de animales y mayor eficacia.

Gracias al trabajo de asociaciones como SECAL, FELASA, ESLAV, ECLAM y AAALAC esta evolución y mejora está siendo posible.



PUBLIQUE SUS
ARTÍCULOS EN
NUESTRA REVISTA.
CONTÁCTENOS

publicidad.revista@secal.es



sociedad española
para las ciencias
del animal de laboratorio



Powering your research development



Profesionales al servicio de la investigación

Servicios integrales para Animalarios

Externalización de servicios de Animalarios

Formación de personal

Diseño de Instalaciones

Alquiler y gestión de Instalaciones

Consultoría y Asesoramiento



www.vivotecnia-ms.com



The Weight is Over.

No longer do you need to spend your time conditioning research models. There is now an immediate solution - Preconditioning Services from Charles River. Whether preparation for your study requires feeding special diets, aging of animals, phenotypic evaluations, or surgical manipulations, Charles River can provide you with animals preconditioned to your parameters and ready for use when they enter your facility.
For more information, please contact us at services@eu.crl.com



Positive Discovery

Welcome to a world in which every research model is designed to enhance a life – a world in which animal care is of paramount importance and our customers are at the heart of everything we do at Envigo.

Working together with our customers, Envigo is creating the foundations to a world in which human lives are improved and scientific knowledge is advanced on a daily basis.

Discover your own positive outcomes at Envigo today.

envigo.com

