

Agencia  
Nacional de  
Investigación  
y Desarrollo

Ministerio de Ciencia,  
Tecnología, Conocimiento  
e Innovación

# LINEAMIENTOS BIOÉTICOS PARA LA INVESTIGACIÓN EN ANIMALES





## Indice

Acrónimos .....	1	Analgesia .....	27
I. Presentación .....	2	Anestesia .....	28
II. Marco legal .....	5	VII. Responsabilidades del/de la Investigador/a .....	32
III. Conceptos claves y definiciones .....	6	VIII. Funciones y recomendaciones para los CICUA .....	35
IV. Procedimientos .....	9	IX. Literatura sugerida .....	39
V. Instalaciones .....	14	X. Anexos .....	41
Tipos de recintos que alojan animales .....	14	Anexo 1. Ejemplos de severidad .....	41
Consideraciones para los recintos que alojan animales .....	15	Anexo 2. Vías de administración de sustancias .....	44
Control ambiental de los recintos que alojan animales .....	16	Anexo 3. Calibre de aguja recomendado según vía de administración por especie .....	46
VI. Manejos y cuidados de los animales .....	20	Anexo 4. Volumen máximo de extracción de sangre .....	47
Manejo de los animales .....	20	Anexo 5. Características del macro y micro ambiente .....	48
Cuidados de los animales .....	21	Anexo 6. Temperatura ambiental recomendada por especie .....	55
Cuidados y manejos médico-veterinarios .....	25	Anexo 7. Analgésicos, sedantes y anestésicos más utilizados .....	56
Medicina preventiva .....	26	Anexo 8. Métodos de eutanasia .....	80
Manejo médico veterinario .....	26		

## Acrónimos

**ABSL:** Animal Biosafety Levels.

**AVMA:** American Veterinary Medical Association.

**CASEC:** Comisión Asesora en Ética de la Investigación Científica de Fondecyt.

**CICUA:** Comité Institucional de Cuidado y Uso de Animales.

**CITES:** Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres.

**CONAF:** Corporación Nacional Forestal.

**DIPROREN:** División de Protección de Recursos Naturales Renovables.

**EE:** Estación Experimental.

**Fondecyt:** Fondo Nacional de Desarrollo Científico y Tecnológico.

**IATA:** Asociación Internacional de Transporte Aéreo.

**IR:** Investigador o Investigadora Responsable.

**MINSAL:** Ministerio de Salud

**MV:** Médico Veterinario.

**OIE:** Organización mundial de sanidad animal.

**PICUA:** Programa Institucional de Cuidado y Uso de Animales.

**RUP:** Rol Único Pecuario.

**SAG:** Servicio Agrícola y Ganadero.

**SERNAPESCA:** Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura.

**SIA:** Subcomisión de Investigación en Animales de la CASEC.

**SNASPE:** Sistema Nacional de Áreas Silvestres Protegidas del Estado.

**SUBPESCA:** Subsecretaría de Pesca y Acuicultura.

**UMA:** Unidad de Mantenimiento Animal.

## I. Presentación

Este documento surgió de la necesidad constatada por la Comisión Asesora en Ética de la Investigación Científica (CASEC) de Fondecyt de contar con lineamientos éticos específicos para el trabajo de investigación en animales. Estos lineamientos son respuesta a la escasa normativa existente a nivel nacional respecto al uso de animales en experimentación. Así, se reconoce necesario establecer lineamientos para las actividades involucradas en el uso de estos animales, como su manejo, manipulación, alimentación, condiciones de alojamiento, procedimientos, transporte, y eutanasia. También se busca normar el uso de animales en investigación a través de comités de cuidado animal que aseguren su bienestar.

El objetivo de estos lineamientos es orientar a quienes realizan investigación y comités institucionales de cuidado y uso de animales (CICUAs) para que puedan dar cumplimiento al principio de las 3Rs (Reemplazo, Reducción y Refinamiento), resguardando el bienestar de los animales. Por otra parte, este documento también aporta conocimientos a los y las investigadores/as y personal asociado a la investigación que permita un uso responsable y correcto de los animales, en relación con sus necesidades y requerimientos. A través de este documento entregamos orientaciones que deberán ser aplicadas a todas las actividades financiadas por Fondecyt que utilicen animales (vertebrados y cefalópodos).

En la elaboración de este documento participó la Subcomisión de Investigación en Animales (SIA), conformada por un equipo multidisciplinario de personas con un alto nivel de expertise en cada uno de los temas que se tratan, además de ser revisado y aprobado por expertos internacionales en bioética y bienestar animal, durante el año 2019. La SIA estuvo integrada por las siguientes personas:

- **Dr. Emilio Herrera Videla** (Presidente SIA). Médico Veterinario, PhD en Ciencias Biomédicas. Profesor Asociado de la Facultad de Medicina, Universidad de Chile; Presidente del CICUA de la Universidad de Chile; Representante del CRUCH en Comité Nacional de Bioética Animal; Miembro de la CASEC de Fondecyt.
- **Dr. Hedio Bustamante Díaz** (Vice-Presidente SIA). Médico Veterinario, MSc en Salud Animal, PhD en Ciencias Biomédicas y Veterinarias. Profesor Asociado de la Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile; Representante del CRUCH en Comité Nacional de Bioética Animal; Miembro de la CASEC de Fondecyt.
- **Dr. Cristóbal Briceño Urzúa**. Médico Veterinario, PhD en Conservación. Profesor Asistente de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile; Representante subrogante del CRUCH en Comité Nacional de Bioética Animal.
- **Dr. Marcelo Mezzano Oyarce**. Médico Veterinario. Jefe Centro Productor de Animales de Laboratorio del Instituto de Salud Pública (ISP) de Chile; Secretario CICUA ISP; Representante del ISP y Presidente Comité Nacional de Bioética Animal.
- **Sra. Micaela Ricca**. Tecnóloga en Bioterio, MSc en Bienestar de Animales de Laboratorio. Subdirectora Área Veterinaria Fundación Ciencia & Vida; Representante del MINCiencia en Comité Nacional de Bioética Animal.
- **Dra. Tamara Tadich Gallo**. Médico Veterinario, MSc en Ciencias Equinas, PhD en Ciencias Veterinarias. Profesora Asociada Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile. Profesora Asociada de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile; Representante subrogante de Minciencia en Comité Nacional de Bioética Animal.

## Consideraciones para realizar investigación en animales

*Toda institución que realice investigación con animales (de acuerdo a la Ley 20.380), debe garantizar el bienestar animal, además de facilitar la investigación, docencia y vinculación con el medio.*

Según normativas internacionalmente aceptadas<sup>1</sup>, toda investigación, docencia y vinculación con el medio que utilice animales vertebrados o cefalópodos requiere contar con la aprobación de un CICUA. Es responsabilidad de cada investigador/a completar y enviar el respectivo protocolo a dicho comité, con el fin de ser revisado y aprobado, y obtener así la certificación bioética institucional necesaria para la utilización de animales.

La certificación debe provenir de un CICUA perteneciente a la institución donde se realizarán los experimentos o a la institución patrocinante del estudio, incluyendo actividades docentes, producción o de vinculación con el medio que involucren el uso de animales<sup>1</sup>. En caso de existir más de una institución donde se mantengan los animales o realicen los procedimientos, se deberá presentar la certificación de todas las instituciones involucradas. Sin embargo, en caso de que el lugar donde se realizan algunos procedimientos pertenezca a establecimientos sin fines académicos, que no dispongan de un CICUA, se aceptará la certificación del comité de la institución patrocinante del Proyecto.

---

<sup>1</sup> <https://grants.nih.gov/grants/olaw/guide-for-the-care-and-use-of-laboratory-animals.pdf>

Todo proyecto de investigación deberá contar con al menos un informe de seguimiento durante la ejecución del proyecto, el cual debe ser otorgado por el CICUA que autorizó dicha investigación. El o la investigadora principal será responsable de la obtención de dicho informe de seguimiento dentro de los plazos que correspondan.

Además, la investigación debe tener en consideración la legislación nacional respecto a la obtención, uso, transporte, mantención y tenencia animal. Si se requiere realizar eutanasia en animales, el procedimiento debe ser realizado por personal debidamente capacitado y se debe ajustar a la última versión de la Guía de Eutanasia de Animales de la American Veterinary Medical Association<sup>2</sup>.

<sup>2</sup> AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)

## II. Marco legal

*Este documento se enmarca según lo dispuesto en la Ley 20.380 sobre protección de animales, en lo que respecta al uso de animales de experimentación. A su vez, fueron consideradas otras leyes como: Ley 18.362; Ley de Caza 19.473; Ley 20.962 CITES; Leyes asociadas a especies hidrobiológicas: Ley 18.892, Ley 20.116; Ley 21.020 Sobre tenencia responsable de mascotas y animales de compañía, entre otras.*

### Normativas y directrices

Para la generación de este documento fueron consideradas las siguientes normativas nacionales e internacionales:

- Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio, 8va Edición. NRC 2011.
- Código Sanitario para los Animales Terrestres. Capítulo 7.8 Sobre Utilización de Animales en Investigación y Educación. Organización Mundial de Sanidad Animal, OIE 2018 ([https://www.oie.int/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-codigo-terrestre/?id=169&L=1&htmlfile=chapitre\\_aw\\_research\\_education.htm](https://www.oie.int/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-codigo-terrestre/?id=169&L=1&htmlfile=chapitre_aw_research_education.htm)).
- Directiva 2010/63/UE relativa a la protección de los animales utilizados para fines científicos, 2010.
- Guía para la eutanasia de animales, American Veterinary Medical Association (AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)), 2020.

## III. Conceptos claves y definiciones

**Alojamiento:** Condiciones micro y macro ambientales del espacio donde se mantienen los animales. Estas deben satisfacer las necesidades físicas, fisiológicas y de comportamiento, de acuerdo con la especie y estado de desarrollo.

**Analgesia:** Ausencia de dolor frente a un estímulo normalmente doloroso. En general este concepto se utiliza en animales conscientes.

**Anestesia general:** Estado de inconsciencia inducido farmacológicamente y caracterizado por depresión del sistema nervioso central, el cual es controlado y reversible. Las funciones motoras, sensitivas y autónomas se encuentran disminuidas.

**Anestesia regional o local:** Desensibilización de un área corporal delimitada. En algunas ocasiones se utilizan como coadyuvantes de otros fármacos utilizados para producir anestesia general, entregando analgesia adicional en una zona específica del cuerpo.

**Animal de experimentación:** Cualquier animal no-humano, vertebrado o cefalópodo, doméstico o silvestre, utilizado en investigación científica o pruebas de laboratorio, como recurso para la verificación de una hipótesis o el desarrollo del conocimiento en los aspectos fisiológicos y/o de comportamiento. Este concepto incluye animal de laboratorio y modelo experimental.

**Animal para fines de extensión o vinculación con el medio:** Cualquier animal no-humano, vertebrado o cefalópodo, doméstico o silvestre, utilizado para realizar actividades de vinculación con el medio y la relación institucional con la sociedad.

**Animal para fines docentes:** Cualquier animal no-humano, vertebrado o cefalópodo, doméstico o silvestre, utilizado para demostraciones docentes con fines educativos en la enseñanza superior, asociado a un resultado de aprendizaje.

**Animales hidrobiológicos:** Para efectos de este documento, se consideran especies hidrobiológicas aquellas que habitan en ambiente acuático o semiacuático. Ejemplo de este grupo son los mamíferos y aves marinas, peces, anfibios, reptiles acuáticos y cefalópodos.

**Animales silvestres:** especies que viven en estado natural, independiente del ser humano, en un medio terrestre o acuático, sin importar su fase de desarrollo.

**Bienestar animal:** Estado físico y mental de un animal en relación con las condiciones en las que vive y muere. Un animal experimenta un óptimo bienestar si está sano, en un hábitat confortable, nutrido, enriquecido y seguro. Además, se refiere a la ausencia de estados emocionales subjetivos negativos, lo que se conoce como sufrimiento, y a la existencia de estados emocionales subjetivos positivos, lo que generalmente se denomina placer. Un estado óptimo de bienestar animal requiere prevenir enfermedades, cuidados veterinarios apropiados y oportunos, refugio, manejo zootécnico y nutrición, un entorno estimulante y seguro, y que procedimientos como la manipulación y eutanasia (en caso de ser necesario) no generen sufrimiento innecesario.

**Bioética:** La bioética es una rama de la ética, encargada de proporcionar y examinar los principios de conducta adecuados entre el ser humano y otros seres vivos. Una rama importante de la bioética aborda las problemáticas y desafíos que surgen de los avances en la investigación biológica y sus aplicaciones, como el uso de animales.

**Comité Institucional para el Cuidado y Uso Animal (CICUA):** Entidad institucional encargada de evaluar y supervisar el programa institucional de cuidado y uso animal (PICUA), las instalaciones que los alojan y los procedimientos realizados con ellos, para asegurar que se cumpla con las

normativas bioéticas y la legislación nacional. El CICUA certificará, con el respaldo de las autoridades institucionales, el adecuado cuidado y uso de modelos animales en investigación, docencia, producción y vinculación con el medio.

**Distrés:** Estado negativo y aversivo de un animal como consecuencia de una alteración de los procesos de adaptación (alostasis) que llevan a la incapacidad de recuperar su homeostasis (fisiológica/psicológica).

**Dolor:** Experiencia sensitiva o emocional desagradable asociada o que parece/recuerda a aquellas asociadas a un daño real o potencial de tejidos.

**Enriquecimiento ambiental:** Manejo que permite al animal en confinamiento expresar comportamientos específicos de su especie y o reducir conductas inapropiadas, para mejorar el bienestar, a través de la entrega de estímulos.

**Estrés:** Respuesta biológica real o percibida frente a una alteración de la homeostasis en un organismo vivo.

**Eutanasia:** Interrupción de la vida de un animal, la cual debe realizarse evitando el sufrimiento. Deben utilizarse solamente métodos aprobados internacionalmente y que ocasionen una pérdida rápida e irreversible de la conciencia, de acuerdo con su especie y estado. Es equivalente al concepto de muerte humanitaria.

**Experimento en animales:** Conjunto de procedimientos realizados en animales de experimentación con el fin de verificar una hipótesis científica, evaluar el efecto de la administración de un producto natural o sintético, producir sustancias de uso médico o biológico; detectar fenómenos, materias o sus efectos, efectuar intervenciones quirúrgicas con fines científicos y, en general, estudiar y conocer su comportamiento. Un experimento debe entregar resultados confiables y reproducibles.

**Macroambiente:** Ambiente físico del confinamiento secundario que puede condicionar el microambiente, como sala, pesebreras, establos u otra área al aire libre. El macroambiente incluye al fotoperíodo, temperatura,



humedad ambiental relativa, flujo de aire y ventilación, niveles de ruido, vibraciones, entre otros.

**Microambiente:** Ambiente físico inmediato y limitado que rodea al animal (confinamiento primario), permanente o transitorio, como jaulas, corrales, cubículos, madrigueras, refugios, estanques y trampas. El microambiente comprende, por ejemplo, alimento, agua, material de refugio, de enriquecimiento y camas. También se considera como parte del microambiente a otros individuos que conviven en el confinamiento primario.

**Principio de las 3 Rs:** Principio formulado en 1959 por los ingleses, William Russell y Rex Burch, en su libro *“The Principles of Humane Experimental Technique”*, donde se definen los conceptos de Reemplazar, Reducir y Refinar.

**Procedimiento:** Cualquier intervención sobre un animal con fines de investigación, docencia y/o vinculación con el medio.

**Recintos para alojamiento de animales:** Toda instalación, fija o móvil, incluidas aquellas áreas abiertas, semi abiertas o cerradas, destinadas a alojar permanente o transitoriamente animales. En esta categoría se incluyen los bioterios, unidades de mantención animal (UMA), salas de procedimientos y estaciones experimentales (EE).

**Reducir:** Disminuir al máximo la cantidad de animales utilizados que permitan obtener resultados confiables. Esto debe realizarse a través de métodos no arbitrarios que incluyen la selección y conocimiento del modelo, diseño experimental, determinación de tamaño de la muestra y análisis estadístico posterior de los datos, permitiendo obtener la mayor información posible desde un mínimo número de animales. No obstante, la reducción excesiva del número de animales podría llevar a un mal uso de estos, ya que puede limitar la certeza científica de los resultados. Asimismo, se recomienda facilitar la investigación colaborativa y cuando proceda, el compartir órganos y tejidos de animales.

**Reemplazar:** Preferir el uso de modelos no-animales sobre modelos animales cuando sea posible, que permitan alcanzar los objetivos científicos (ej. modelos in silico e in vitro). Otra alternativa es utilizar animales con menor grado de sintiencia (reemplazo relativo) que tienen menor capacidad de percibir sensaciones o experimentar sufrimiento.

**Refinar:** Utilizar métodos para prevenir, minimizar o aliviar situaciones causales de sufrimiento como el dolor y distrés, con el fin de optimizar el bienestar animal, ya sea modificando el ambiente, procedimientos y/o cuidados.

**Sedación:** Estado caracterizado por depresión central y acompañado de relajación muscular. El animal sedado aún puede responder a estímulos dolorosos.

**Tranquilización:** Estado en el cual se inducen cambios conductuales, disminuyendo la ansiedad, aunque el animal se mantiene consciente de su entorno. La inducción farmacológica de este estado se realiza con agentes tranquilizantes o ansiolíticos.

## IV. Procedimientos

### Clasificación del procedimiento según intensidad del dolor y frecuencia

*El análisis previo del impacto de distrés o dolor en animales de experimentación es fundamental para mantener un adecuado bienestar. Es por esto que todo investigador o investigadora debe conocer a cabalidad el comportamiento del modelo animal con que está trabajando. Además, debe contar con un protocolo que le permita supervisar el bienestar animal y tomar decisiones en caso de ser necesario aliviar algún grado de distrés, dolor y/o considerar la eutanasia.*

Cada investigador/a deberá indicar el número de animales que podrían presentar un riesgo de sufrir distrés o dolor durante cada año de ejecución del estudio, según intensidad y temporalidad del posible sufrimiento (ver ejemplos en anexo 1).

Para esto, se sugiere aplicar la siguiente matriz:

1. Determinar la probabilidad con que ocurrirán procedimientos asociados a distrés y dolor.

**Frecuente:** La probabilidad de que ocurra un evento doloroso o que cause distrés en reiteradas oportunidades (más de una) es muy alta.

**Probable:** La probabilidad de que ocurra un evento doloroso o de distrés es alta, pero de manera irregular o impredecible.

**Ocasional o Remota:** La probabilidad de que ocurra el evento doloroso o de distrés es baja o casi nula.

2. Determinar la consecuencia o severidad del procedimiento para el animal.

**Sin recuperación:** El dolor y/o distrés es de carácter muy severo como resultado del procedimiento. Si algún animal es clasificado en esta categoría, se deberá realizar el procedimiento bajo anestesia general y realizar eutanasia, previo a que el animal recupere la consciencia.

**Severo:** El dolor y/o distrés es de carácter severo a muy severo como resultado del procedimiento. Si algún animal es clasificado en esta categoría, podría ser necesario realizar un procedimiento de eutanasia inmediatamente posterior al procedimiento para evitar el sufrimiento innecesario.

**Moderado:** El dolor o distrés es de carácter temporal, sin embargo, puede ser aliviado en el corto plazo aplicando las medidas adecuadas.

**Leve o nulo:** Se produce incomodidad leve a moderada y es de corta duración.

Tabla 1. Matriz de clasificación del grado de distrés o dolor posible de ocasionar de acuerdo con los procedimientos contemplados en el estudio.

		PROBABILIDAD DE EVENTOS			
		Frecuente	Probable	Ocasional	Remota
<b>S E V E R I D A D</b>	<b>Severo</b>	Alto	Alto	Medio	Medio
	<b>Moderado</b>	Medio	Medio	Medio	Bajo
	<b>Leve/nulo</b>	Medio	Bajo	Bajo	Bajo

Tabla adaptada del anexo VIII de la Directiva 2010/63/UE del Parlamento Europeo y del Consejo  
<https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079>.

Una vez que el o la investigador/a ha clasificado el distrés y/o dolor según intensidad y frecuencia se sugiere incorporar a todos los animales solicitados en el protocolo en una tabla como la siguiente, la cual, además, indica si existe un método paliativo para aliviar el dolor, y la distribución del uso de animales por año de ejecución del proyecto (agregue más años de ser necesario).

Tabla 2. Tabla indicando el nivel de dolor o incomodidad producido en los animales a manipular cada año (elaboración propia).

	Método paliativo (si/no)	Nº animales Año 1	Nº animales Año 2	Nº animales Año 3	Nº animales Año 4
Alto*					
Medio**					
Bajo					

\* Requiere método efectivo de alivio de distrés y/o dolor y de un método de eutanasia aceptable (ver anexo 8).

\*\* Requiere método efectivo de alivio de distrés y/o dolor. En caso de no aliviar por medidas apropiadas, debe ser claramente justificado.

Todos requieren protocolo de supervisión animal durante la ejecución del Proyecto. Tabla elaborada por SIA.

**Procedimientos no-invasivos:** son aquellos en que no existe manipulación del animal. Por ejemplo: estudios observacionales, cambios de dieta, recolección de deposiciones desde macroambiente, obtención de imágenes, entre otros.

**Procedimientos mínimamente invasivos (no-quirúrgicos):** son aquellos en que existe contacto con el individuo, pero en donde el manejo no involucra disrupción del tejido, como ecografías transcutáneas, obtención de muestra de pelo, de sangre desde vasos periféricos, de heces por palpación rectal, instalación de sistemas de seguimiento externos, y marcaje. La adecuada administración de sustancias vía oral, subcutánea, intraperitoneal, endovenosa e intramuscular también se incluyen en este tipo de procedimientos (ver ejemplos en anexos 2-4).

**Procedimientos invasivos (quirúrgicos):** involucran disrupción mecánica, térmica o química de algún tejido. Se refieren a procedimientos quirúrgicos desde biopsias hasta cirugías complejas. Requieren siempre de anestesia general o local y de la administración de algún agente analgésico, de acuerdo con la especie, a menos que la ausencia de anestesia o analgésico sean justificados.

Para tomar la decisión de qué tipo de procedimiento se utilizará y sus posibles alternativas (refinamiento), es importante considerar el potencial dolor, estrés, aislamiento, estrés térmico, náusea, prurito o incomodidad que se puede ocasionar en cualquiera de las etapas del experimento. A su vez, debe considerarse los cuidados pre y post procedimiento para así minimizar el estrés de la preparación, de la intervención y de los efectos residuales del procedimiento. Los potenciales impactos negativos en el animal son dependientes del taxón y contexto, por lo que es responsabilidad del o la investigadora conocer las particularidades de la especie con la que trabaja.

Todos los procedimientos deben ser previamente aprobados por el CICUA, claramente justificados y supervisados, minimizando el estrés, dolor o aflicción y considerando los principios de las 3R. Tan pronto como se haya

aprobado el protocolo (certificación bioética), deben tomarse las medidas adecuadas para supervisar el uso y cuidado animal. Esto debe quedar documentado a través de registros o pautas de supervisión del bienestar animal.

**Punto final humanitario.** La muerte como criterio de punto final de un procedimiento debe evitarse en lo posible y sustituirse por un criterio de finalización más humanitario, utilizando indicadores a modo de predictores. Esto debe estar claramente establecido en el protocolo de supervisión luego de haber sido aprobado por el CICUA. En el caso extraordinario que no pueda evitarse la muerte como criterio de punto final, el procedimiento estará concebido de tal manera que muera el menor número de animales posible y que se reduzcan al mínimo posible la duración e intensidad del sufrimiento. Estos casos deben estar debidamente justificados. En caso de sobrevida del animal, éste deberá recibir los tratamientos veterinarios adecuados, el cuidado y alojamiento acorde a su especie, condiciones fisiológicas, estado de salud y desarrollo.

**Eutanasia.** Se refiere a un procedimiento realizado para interrumpir la vida de un animal con el menor sufrimiento posible, de acuerdo con su especie y estado (ver ejemplos en anexo 8). La eutanasia de los animales debe ser realizada:

1. Con el menor estrés, dolor y angustia posibles mediante la aplicación de un método aceptable.
2. Por una persona debidamente capacitada.
3. En un recinto diferente al de alojamiento y evitarse la presencia de otros animales ajenos al procedimiento, salvo que se trate de un estudio de campo.

La muerte de los animales debe confirmarse por la ausencia de signos vitales. En algunos casos, se recomienda el uso de algún método secundario de eutanasia solo en animales inconscientes para asegurar la muerte. Todo procedimiento de eutanasia debe ajustarse a la especie, estado de

desarrollo y edad, según la última versión de la guía para la eutanasia de animales de AVMA<sup>3</sup>.

**Fin del procedimiento.** Al término de todo procedimiento, los animales serán mantenidos vivos o sometidos a eutanasia según lo aprobado en el protocolo. La decisión será tomada por el o la IR y un/a Médico Veterinario. Se deberá optar por la eutanasia de los animales cada vez que sea probable que vayan a padecer algún nivel moderado o severo de sufrimiento (dolor, distrés) permanente.

**Sobrevida.** Una vez culminado el proyecto, un animal podría ser mantenido, reubicado y/o devuelto a su hábitat natural, en un lugar adecuado para su especie. Para esto, deberán cumplirse las siguientes condiciones, además de la obtención de los permisos correspondientes por las autoridades respectivas (Ej. SAG, CONAF, Sernapesca, según corresponda):

1. Que su estado de salud lo permita.
2. Que no suponga un peligro para la salud pública, la sanidad animal o el medio ambiente.
3. Que se hayan tomado las medidas adecuadas para salvaguardar el bienestar del animal.
4. Que, en el caso de reubicación, el responsable (cuidador o tenedor) final tenga un programa adecuado que garantice su adaptación y bienestar. Toda adopción deberá ajustarse a la legislación vigente.
5. Que, en el caso de traslado y/o devolución de animales silvestres a su hábitat, se disponga de un programa de reinserción y monitoreo adecuado, además de la autorización correspondiente.

---

<sup>3</sup> [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)

## V. Instalaciones

*El diseño y construcción de las instalaciones junto a condiciones adecuadas de alojamiento y prácticas asociadas contribuyen al bienestar animal, a la calidad de la investigación y a la validez de los resultados. Los animales deben alojarse proporcionando espacio suficiente junto a los recursos necesarios para satisfacer sus necesidades físicas, fisiológicas y etológicas. Asimismo, estas instalaciones deben contar con una gestión que garantice la exclusión de personas no autorizadas, animales externos y/o plagas, con un plan de emergencias y un programa activo de mantención permanente de infraestructura.*

### Tipos de recintos que alojan animales

**1. Bioterios:** Instalación cerrada con condiciones ambientales controladas, destinada a la reproducción, mantención y experimentación con animales. Esta unidad a su vez puede contener UMAs y/o sala de procedimientos. Actualmente estos recintos pueden clasificarse de acuerdo al tipo de contención o alojamiento para los animales:

**Convencional:** sistemas de alojamiento estándar para animales de laboratorio que no ofrecen nivel adicional de control de contaminantes como, por ejemplo, los sistemas de barreras sanitarias.

**Barreras sanitarias:** sistemas de infraestructura, prácticas zootécnicas y alojamiento (aisladores/racks ventilados). Dentro de las instalaciones que cuentan con barreras sanitarias se pueden diferenciar aquellas que tienen la finalidad de exclusión (para mantener a los animales libres de todo germen o bien de ciertos patógenos) o de biocontención (para contener una contaminación experimental o natural que supone riesgos biológicos, químicos o radiación con el fin de proteger a las personas, otros animales y el medio ambiente exterior). En esta clasificación se encuentran los recintos ABSL y el área de cuarentena.

**2. Estación experimental (EE):** Recintos semi abiertos o abiertos destinados a experimentación de animales mayores y/o de granja, domésticos o silvestres (bovinos, equinos, ovinos, porcinos y aves, entre otros). En esta unidad se permite la reproducción de animales y puede contener UMAs y/o salas de procedimientos.

**3. Unidades de mantención animal (UMA):** Recintos destinados al alojamiento transitorio o permanente de animales. En este tipo de recintos se permite alojamiento de animales por más de 24 horas. En estos recintos está prohibida la reproducción de animales.

**4. Sala o área de procedimientos:** Instalaciones para realizar procedimientos quirúrgicos, no-quirúrgicos, eutanasia y necropsia. Estos recintos deben cumplir con las características acorde a los procedimientos ahí realizados. Estas salas podrán alojar animales por un periodo menor a 24 horas.

**5. Centro de experimentación hidrobiológico:** Lugar e infraestructura donde se mantienen y/o cultivan especies hidrobiológicas con fines experimentales y bajo condiciones controladas.

### Consideraciones para los recintos que alojan animales

Los establecimientos deben tener un programa eficiente de limpieza y desinfección periódica, manteniendo un adecuado nivel sanitario.

En instalaciones cerradas, las paredes, techumbres, cielos y suelos deben estar recubiertos de un material lavable y resistente al deterioro causado por los animales y las operaciones de la instalación. El material de revestimiento no debe ser perjudicial para la salud de los animales ni del personal.

Las especies que sean incompatibles, como depredadores y presas, o los animales que necesiten condiciones ambientales especiales, deberán estar alojados en recintos físicamente separados, evitando el alcance visual, olfativo y auditivo.

Los recintos que alojan animales deberán disponer, cuando proceda, de un laboratorio para realizar pruebas de diagnóstico, necropsias, o para tomar muestras biológicas. Los espacios destinados a la realización de procedimientos con fines generales o especiales, deben estar disponibles para situaciones que no se puedan llevar a cabo en los recintos de alojamiento, como procedimientos que puedan generar estrés, vocalizaciones, liberación de feromonas u otras manifestaciones que afecten al resto de los animales alojados en el recinto, a menos de que tales procedimientos en el cuarto de alojamiento sean justificados en el protocolo.

Las instalaciones deberán disponer, cuando proceda, de recintos para aislar los animales recién adquiridos o bien sospechosos de ser portadores de algún patógeno (cuarentena), hasta que se determine su estado sanitario y se evalúe y minimice el potencial riesgo sanitario para los demás animales. Es recomendable disponer de salas o espacios para alojar de manera separada a los animales enfermos, heridos o bajo sospecha de contaminación.

Cuando sea necesario llevar a cabo procedimientos quirúrgicos con sobrevida, estos deben ser realizados en condiciones asépticas. Para ello se dispondrá de una o más salas debidamente equipadas, así como de lugares destinados a la recuperación post operatoria.

### Sectores auxiliares a una instalación

Se entiende por sector auxiliar, al área o salas anexas a las salas que mantienen animales, las cuales están destinadas para preparación, limpieza y esterilización de material, bodegaje, uso del personal y administración, entre otras.

Los espacios de almacenamiento deben diseñarse, utilizarse y mantenerse de manera que se preserve la calidad del material almacenado. El alimento y los materiales de cama deben ser almacenados en espacios diferentes, separados del nivel del suelo y paredes cumpliendo con los requerimientos del fabricante en cuanto a temperatura y humedad relativa del ambiente. Debe existir un método para control de plagas (parásitos, insectos y roedores, entre otros). Los materiales de otro tipo (ej. químicos), que puedan estar contaminados o suponer un peligro para los animales o el personal, deben almacenarse por separado y atendiendo los aspectos de bioseguridad.

Los sectores de limpieza, desinfección y esterilización deben ser suficientemente amplios para alojar maquinarias e instrumentos necesarios para descontaminar el material utilizado en la instalación. Los procesos deben organizarse de tal forma que se mantengan separados los flujos de materiales limpios y sucios para evitar contaminación cruzada.

Se deben adoptar medidas para el almacenamiento y eliminación segura de cadáveres y restos de animales, según el Reglamento sobre residuos de establecimientos atención de salud<sup>4</sup>.

---

<sup>4</sup> Decreto 6, 2009 MINSAL.



Dependiendo del tipo de instalación, deben existir salas anexas para los fines administrativos, descanso del personal, cambio de vestimenta y baños con ducha.

### Control ambiental de los recintos que alojan animales

#### Control de condiciones del macroambiente

Recintos cerrados (Bioterios, UMAS y Salas de Experimentación) destinados a animales terrestres

**1. Ventilación.** Debe existir un sistema de ventilación que comprenda el suministro y extracción de aire; capaz de eliminar las cargas térmicas, diluir los gases y partículas (alérgenos, amoníaco, etc.) y ajustar el rango de temperatura y humedad ambiental relativa acorde a la/s especie/s animal/es que sean alojadas dentro del recinto. El volumen, composición, difusión y extracción de aire influyen en la calidad del microambiente y por consecuencia en el bienestar de los animales. Se debe prestar especial cuidado a la ubicación, número de difusores y tomas de extracción instalados, evitando siempre la exposición de los animales a corrientes de aire y turbulencias.

El sistema de ventilación debe ser capaz de funcionar todo el año sin interrupciones que pudieran significar un riesgo en el bienestar animal y en la bioseguridad.

**2. Temperatura y humedad relativa ambiental.** Los animales deben ser alojados de acuerdo con la temperatura reportada por especie. Estos parámetros deben ser controlados y registrados diariamente en cada área donde se alojen o utilicen animales. La exposición a fluctuaciones o valores extremos de temperatura y humedad pueden provocar cambios de comportamiento, fisiológicos y morfológicos que afectan negativamente el bienestar animal y los resultados de la investigación en curso.

**3. Iluminación.** Los animales deberán contar con luz artificial suficiente para satisfacer sus necesidades fisiológicas y etológicas. La intensidad lumínica afecta la fisiología y el comportamiento de los animales, siendo el fotoperíodo un regulador crítico en el ciclo circadiano. Las instalaciones cerradas no deben poseer ventanas ni espacios donde pueda verse la luz natural. Asimismo, deben contar con un sistema de control automático de iluminación para garantizar fotoperíodos regulares (de encendido y apagado automático) para satisfacer las necesidades biológicas de los animales y disponer de un medio de trabajo adecuado. La mayoría de los animales de laboratorio terrestres prefieren poca intensidad de luz en su microambiente, en un rango de 300-350 lux medidos a un metro sobre el piso.

**4. Ruido y vibraciones.** El control de niveles de ruido debe ser considerado en el diseño de instalaciones con materiales de aislamiento y absorción acústica.

Se debe tener en cuenta los niveles de frecuencia e intensidad, prestando especial atención a fuentes que generen ultrasonidos. Los animales ruidosos deberían alojarse lejos de los animales más silenciosos. Algunos equipos pueden ser fuente de vibración que a su vez pueden ser transmitidas a través de la infraestructura, con lo cual se debería tratar de reducir al mínimo ya sea excluyendo equipos fuera de la instalación o bien, utilizando materiales de construcción aislantes.

#### Recintos cerrados destinados a animales hidrobiológicos

Para este tipo de animales se aplican los mismos conceptos tratados en la sección de animales terrestres, donde los rangos adecuados de manejo dependen del sistema de alojamiento, de la especie y estado de desarrollo de los animales.

**1. Calidad del agua.** La calidad del agua y el sistema donde se alojen los animales variarán según la especie, etapa de vida, biomasa y uso de los animales. El control adecuado y regulación de los parámetros significarán el éxito o fracaso de una instalación para animales acuáticos. Se debe tener control rutinario y protocolos de ajuste de parámetros que incluyen temperatura, pH, niveles de nitritos y nitratos, fósforo, cloro/bromo, conductividad, salinidad, dureza, cantidad de oxígeno, gases y filtros biológicos o ecología microbiana propia de cada instalación entre otros.

**2. Temperatura, humedad relativa ambiente y ventilación.** Teniendo en cuenta que la mayoría de las especies hidrobiológicas utilizadas en investigación son poiquilotermas, es decir que dependen de la temperatura ambiental para satisfacer sus necesidades fisiológicas, se debe tener especial control sobre la temperatura del agua donde se alojen. El volumen de agua de los sistemas de alojamiento también afecta la temperatura del ambiente y los valores de humedad relativa ambiente, es por esto que se debe considerar un sistema de ventilación adecuado para compensar cargas térmicas, regulación de humedad relativa ambiente evitando evaporación excesiva y aerosoles del agua que pueden propagar agentes patógenos.

**3. Iluminación.** Las especies hidrobiológicas suelen ser sensibles a los cambios del fotoperiodo, intensidad y longitud de onda de la luz. En estas especies se recomienda que los cambios luz/oscuridad se realicen en forma gradual.

**4. Ruido y vibración.** El ruido y las vibraciones se transmiten a través del agua y pueden causar respuestas no esperadas en los resultados experimentales o afectar la reproducción. Se recomienda aislar o colocar en otra sala o compartimento los sistemas de alojamiento de los motores, bombas y sistemas de filtros.

### Control ambiental en recintos abiertos (Agropecuarios)

La infraestructura para alojar animales gregarios (bovinos, ovinos, equinos, cerdos, aves, entre otros) debe permitir su mantención en grupos compatibles, o al menos asegurar el contacto visual entre ellos, a menos de que el diseño experimental así lo requiera y se encuentre debidamente justificado. Los animales con acceso a recintos abiertos no deben estar obligados a permanecer en zonas exteriores en condiciones climáticas que puedan ser potencialmente perjudiciales o puedan causarles distrés.

Los cercos deberán ser de una altura que evite que los animales escapen y, a su vez, que impidan el ingreso de personas u otros animales sin un debido control. En caso de que se utilicen cercos eléctricos como sistema de división entre potreros, estos deberán provocar solo incomodidad, evitando dolor y sufrimiento innecesario.

La infraestructura que alberga animales, o dónde se realicen manejos de éstos, no podrá presentar bordes afilados ni salientes que puedan causar heridas o lesionar a los animales. Las superficies en contacto con los animales deberán posibilitar su frecuente limpieza y desinfección (excluye praderas), en especial cuando se realicen recambios de animales en las instalaciones. Los pisos por los cuales circulen animales deben mantenerse en buenas condiciones y ser de un material que evite resbalones o caídas.

Deben existir espacios destinados al descanso de los animales, los cuales deben ser cómodos, protegidos, otorgar espacio suficiente y estar diseñados de acuerdo con las necesidades de cada especie y categoría animal.

Los animales deberán contar con luz natural o artificial suficiente para satisfacer las necesidades fisiológicas y etológicas. Los espacios abiertos deben contar con sombra, ya sea natural o artificial, en suficiente cantidad para que todos los animales puedan usarla de forma simultánea.

Los espacios abiertos deben contar con cortavientos y techumbre, naturales o artificiales, que protejan a los animales del viento y lluvia. La circulación del aire, el nivel de polvo, la temperatura, la humedad relativa del aire y la

concentración de gases deberán mantenerse dentro de límites adecuados para los animales, en el sentido de no afectar sus parámetros fisiológicos, productivos y de bienestar animal. Si la regulación de dichas condiciones depende de un sistema automático, deberá preverse un sistema de emergencia apropiado en caso de falla. Estos sistemas deberán estar sujetos a un programa de mantención preventiva, el cual debe registrarse.

Es deseable que existan instalaciones específicas para animales enfermos o heridos que requieran ser aislados.

### **Control de condiciones del microambiente**

#### **Recintos cerrados**

El microambiente de los animales varía en función de los parámetros del macroambiente y de los individuos alojados. Las jaulas, contenedores y trampas, entre otros; deben diseñarse y construirse de manera que eviten causar abrasiones, heridas y fugas. Deben contener materiales no perjudiciales para la salud de los animales. Si no son desechables, deben ser de materiales resistentes a limpieza con productos químicos adecuados y a procesos de descontaminación. El diseño del suelo y material de cama debe estar adaptado a la especie, estado de desarrollo y la salud de los animales. Debe facilitar la eliminación de desechos biológicos (ej. orina, heces), evitando el aumento excesivo de los niveles de amoníaco y otros gases nocivos.

Para consultar sobre el tamaño del microambiente destinado a cada especie, ver anexo 5.

El microambiente debe incluir complejidad suficiente (enriquecimiento ambiental) que permita a los animales expresar sus comportamientos naturales (nidificación, refugio, aislamiento e interacciones sociales, entre otras). El alojamiento individual de especies sociales debe ser excepcional y estar justificado en base a requerimientos experimentales o eventuales problemas que pongan en riesgo el bienestar de los animales.

#### **Recintos semi-cerrados**

Las pesebreras, cubículos, establos u otras estructuras semi-cerradas destinadas a alojar animales deben estar fabricados con materiales duraderos e inocuos, que no tengan salientes que puedan lesionarlos. Deberán ser de un tamaño adecuado de acuerdo con la especie, que le permita satisfacer sus necesidades etológicas básicas (desplazarse, recostarse, acicalarse, entre otras). Debe contar con un sustrato (cama) adecuado para la especie (paja, viruta, textil, colchoneta de goma) que sea fácilmente desechado o lavable. La iluminación debe permitir una adecuada inspección de los animales en caso necesario. Los ruidos deben minimizarse, en particular aquellos de alta frecuencia y de ocurrencia repentina.

#### **Instalaciones para especies hidrobiológicas**

En todo momento debe facilitarse un suministro adecuado de agua de buena calidad. El flujo de agua en los sistemas de recirculación o filtrado en los tanques o contenedores debe ser suficiente como para mantener los parámetros de calidad dentro de niveles aceptables para la fisiología y la actividad normal de la especie considerada y su estado de desarrollo. El agua suministrada debe filtrarse o tratarse a fin de eliminar las sustancias nocivas para las especies alojadas cuando sea necesario. En caso de cambio de agua o estanque, se debe conceder a los animales un tiempo adecuado para su aclimatación y adaptación a los cambios de condiciones del agua, mediante cambios graduales.

La temperatura, concentración de oxígeno, salinidad y pH del agua debe ser adecuada para las necesidades de la especie y mantenerse lo más estable posible. Si fuera necesario, debe suplementarse con aireación. Las concentraciones de CO<sub>2</sub> y los compuestos nitrogenados deben mantenerse bajo los niveles máximos establecidos según la especie.

La fuente lumínica debe proporcionar a los peces el fotoperiodo adecuado, tanto en intensidad lumínica como extensión de luz/oscuridad. El nivel de ruido debe reducirse al mínimo, instalando los equipos que provocan ruido

o vibraciones separados de los tanques donde se alojan los animales (ej. generadores eléctricos, bombas y sistemas de filtración).

La composición y calidad del agua deben ser monitoreadas y documentadas (registros periódicos) para prevenir cualquier alteración asociada con el medio ambiente.

La densidad animal debe definirse de acuerdo con las necesidades de la especie y su estado de desarrollo.

## VI. Manejo y cuidado de los animales

### Manejo de los animales

*Los animales deberán recibir el cuidado, alimentación y agua de bebida por personal capacitado, de acuerdo con su especie y categoría, con el fin de mantener su buen estado de salud y de satisfacer sus necesidades.*

### Competencias del personal a cargo de los animales

Toda persona que participa en el cuidado y uso de los animales debe estar capacitada y haber adquirido las competencias de conceptos y procedimientos fundamentales de la ciencia de animales de laboratorio. De esta forma se busca asegurar el bienestar de los animales y validez de los resultados experimentales.

Las capacitaciones que requiera el personal dependerán de la función que ocupe en el protocolo experimental y del Programa Institucional de Cuidado y Uso de Animales (PICUA).

### Equipo de investigación

Incluye a todos los integrantes del equipo de investigación. Además de la capacitación sobre temas conceptuales de la ciencia de animales de laboratorio, el entrenamiento y adquisición de competencias debe ser adaptado a las necesidades de cada línea de investigación. Asimismo, deberán tener competencias sobre la implementación de las 3Rs, legislación actual sobre cuidado y uso de animales, funciones del CICUA y responsabilidades éticas como investigador o investigadora.

### Médico Veterinario (MV) institucional

Debe haber un/a MV institucional responsable que supervise la adecuada implementación del PICUA. Este profesional y su equipo de trabajo deben poseer experiencia y entrenamiento adecuado para evaluar la salud y

bienestar de las especies utilizadas en el contexto institucional, tomar acciones al respecto y reportar al CICUA en caso de desviación de protocolo.

### **Médico Veterinario o profesional competente**

Debe haber al menos un/a MV o profesional competente que participe en el diseño y ejecución del protocolo experimental aprobado. Este profesional debe poseer experiencia y competencias para poder ejecutar todos los procedimientos con animales establecidos en el protocolo. De existir procedimientos quirúrgicos, dicho profesional deberá definir el protocolo anestésico y analgésico, y ejecutar el procedimiento quirúrgico y el seguimiento post-operatorio, de acuerdo a lo aprobado por el CICUA.

### **Personal técnico/profesional supervisor**

Son las personas que supervisan la instalación y al personal técnico. Reportan directamente al/a la MV o profesional designado/a. Además de las competencias del personal técnico deben tener pericias en técnicas experimentales, aplicación de técnicas asépticas, procedimientos de eutanasia y otros que la institución considere relevantes. Dependiendo del tipo de instalación o institución, este perfil se puede encontrar fusionado en algunas funciones con las del personal técnico.

### **Personal técnico al cuidado de los animales**

Son las personas que están rutinariamente al cuidado de los animales y deben tener competencias en diversos aspectos que incluyen biología animal, anatomía, necesidades de la/s especie/s alojadas, y manejo reproductivo. Además, son las encargadas de llevar el control y registros del macro y microambiente, identificar y reportar las incidencias en el bienestar animal, y eventualmente supervisar al personal asistente.

### **Personal asistente/auxiliares**

Estas personas habitualmente son los y las encargados o encargadas del

traslado de insumos y descontaminación de materiales. Por esta razón, deben tener las competencias en procedimientos de sanitización, procesos de descontaminación de materiales y almacenamiento correcto de insumos.

### **Cuidados de los animales**

#### **Alimentación**

La adecuada alimentación es fundamental para conservar la fisiología normal de los animales.

Debe considerarse la calidad, forma, composición y presentación de los alimentos para responder a las necesidades nutricionales y de comportamiento de cada especie.

La dieta debe ser palatable, no estar contaminada y debe de consumirse antes de la expiración de esta. Se debe tomar medidas para reducir al mínimo la contaminación química, física y microbiológica de los alimentos. Para esto, habrá que considerar la selección de las materias primas, la preparación, la presentación, la vigencia y administración de los alimentos para los animales.

El transporte y el almacenamiento del alimento deben planificarse de manera que se evite su contaminación, deterioro o destrucción. Los comederos y demás utensilios utilizados para la alimentación deben limpiarse de forma regular y, si es necesario, esterilizarse con medidas adecuadas.

Cada animal debe tener acceso a alimento en cantidad y frecuencia adecuada. El alimento debe disponerse en espacio y número de comederos suficiente, asegurando el acceso de todos los animales de manera simultánea y minimizando las conductas agresivas.

Además, en el caso de la especies hidrobiológicas, se debe considerar que el exceso de alimento altera la calidad del agua, elevando los niveles de compuestos nitrogenados y pH, pudiendo causar la muerte de los animales.

En el caso de animales silvestres que deban ser alimentados, ya sea en forma de cebo para captura desde su ambiente o en cautiverio, el alimento debe ser acorde a su especie y estar en condiciones organolépticas y sanitarias adecuadas. Se debe evitar el uso de animales vivos como cebo y alimento. Cualquier cambio de alimentación debe ser realizada en forma gradual (de acuerdo a la especie y estado de desarrollo) para evitar alteraciones de salud. Las restricciones de alimento deben estar debidamente justificadas en el protocolo de cuidado y uso animal aprobado por el CICUA.

### **Agua de bebida o abrevaje**

Todos los animales deben disponer permanentemente de agua de bebida fresca y limpia. Las restricciones de agua deben estar justificadas en el protocolo de cuidado y uso animal aprobado.

Cuando se utilicen sistemas automáticos de suministro de agua, su funcionamiento, mantención y limpieza deben ser periódicos para asegurar la disponibilidad, descontaminación y evitar fallas. Si se utilizan jaulas sin drenaje, debe reducirse al mínimo el riesgo de inundación. El personal debe asegurar que los bebederos estén al alcance de los animales y que estén

En caso de animales silvestres, se deben adaptar abrevaderos que se ajusten de mejor forma a la especie en cuestión. Asimismo, se debe registrar si efectivamente se produce consumo de agua por parte del animal; en caso de no ser así, buscar alternativas que aseguren su consumo.

### **Transporte de animales**

El transporte de animales incluye las siguientes fases: planificación, carga, viaje y descarga. Los contenedores o jaulas de transporte deben tener como mínimo la identificación con etiqueta de animales vivos, especie animal, cantidad de animales, teléfono de contacto y lugar de destino. Durante el transporte, el estrés es inevitable y puede afectar la fisiología y consecuentemente la calidad y validez de los resultados de la investigación.

La implementación de buenas prácticas durante el transporte, además de un periodo de adaptación fisiológica post transporte de los animales, minimiza los efectos adversos asociados a este proceso. El medio de transporte e instalaciones deben ser adecuados para la carga y descarga de los animales. El personal encargado del transporte deberá estar capacitado y autorizado por el CICUA respectivo.

Algunos factores que pueden afectar el bienestar durante el transporte y que deben controlarse al máximo posible son: tiempo de traslado, exposición a nuevos individuos, densidad animal, modificaciones ambientales (temperatura, humedad, ruido, iluminación, olores), limitación al acceso a alimento y agua, movimientos bruscos, entre otros. Las características medioambientales del traslado se deben conservar en rangos adecuados para cada especie.

### **Caja, jaula o contenedor de transporte**

Debe ser adecuada a la especie en cuanto a espacio, material, ventilación y filtros adecuados en caso de ser necesario. Los contenedores deben estar sujetos para prevenir movimientos libres dentro del vehículo y permitir la inspección de los animales.

### **Temperatura**

Durante el viaje los animales no deben ser expuestos a temperaturas extremas, idealmente deben ser transportados bajo condiciones ambientales controladas y monitoreadas. La temperatura es uno de los factores que más influye en la probabilidad de muerte de animales durante el transporte. En el anexo 6 se muestran los rangos óptimos de temperatura ambiental para el bienestar de algunas especies.

### **Densidad animal**

Es recomendable una densidad que permita que los animales puedan adoptar el decúbito y volver a levantarse con facilidad. Para cada especie y

estado de desarrollo existen disponibilidades de espacio mínimas recomendadas de acuerdo con la legislación vigente o al código sanitario para los animales terrestres de la OIE (Título 7). Para el ejemplo de algunas especies, ver anexo 5.

### **Alimento y agua**

Según la especie, habrá que considerar el suministro de alimento y agua o sucedáneo que permitan cubrir sus necesidades durante el transporte. Algunas especies requieren ayuno previo al transporte. Para traslados prolongados (más de 24 horas), deberán considerarse detenciones de alimentación y abrevaje para animales mayores. Para mayores detalles revisar el Decreto N° 30 de la Ley N°20.380.

### **Material de cama**

Se debe considerar material de cama para cubrir el piso del contenedor de transporte adecuado a la especie y que cumpla con la función de absorción de orina y heces de los animales.

### **Transporte en grupos**

Las especies gregarias deben ser transportadas en grupos establecidos previamente. No se deben mezclar especies, tipos, ni grupos sociales.

### **Transporte dentro del mismo recinto**

Si los animales van a ser trasladados de una sala a otra, se deberían transportar en las mismas jaulas donde están alojando, evitando la contaminación. Los contenedores deben transportarse sin bebederos, de manera que no se produzcan derrames por el movimiento. Si la ventilación de los contenedores es por la rejilla superior, éstos no se deben apilar.

---

<sup>5</sup> Asociación Internacional de Transporte Aéreo IATA,  
[www.iata.org/en/publications/store/live-animals-regulations/](http://www.iata.org/en/publications/store/live-animals-regulations/).

### **Transporte de un recinto a otro en la misma institución (Edificios distintos)**

Deben cumplir las recomendaciones del caso anterior, evitando la exposición a luz solar directa y el contacto con personas y otros animales.

### **Transporte aéreo**

Para este caso se debe cumplir con las indicaciones del transporte de animales vivos otorgadas por IATA<sup>5</sup>.

### **Documentación necesaria**

El transporte de animales siempre deberá contar con la autorización institucional otorgada por el CICUA respectivo. Adicionalmente, se deberá incluir un formulario de movimiento animal (animales mayores) y/o guía de despacho en caso de ser necesarios. La autorización institucional deberá incorporar la ruta a utilizar y un plan de contingencia.

### **Vehículos para el traslado**

Deberán contar con la autorización del CICUA para el transporte. Además, para el caso de animales mayores deberán cumplir con el decreto 30 de la ley 20.380. Los vehículos deberán estar diseñados de manera de evitar lesiones, permitir la inspección de los animales durante el viaje, contar con protección a temperaturas extremas y cambios meteorológicos, contar con cama o piso antideslizante y sistemas que permitan la ventilación ya sea de forma natural o forzada. Además, el equipamiento de estos vehículos debe resguardar la protección del personal.

### **Consideraciones para el transporte de especies hidrobiológicas**

Las especies acuáticas requieren ser transportadas en contenedores con agua. Es importante considerar que la calidad del agua disminuye

progresivamente durante el transporte. Los cambios principales ocurren en la concentración de los componentes químicos del agua, los que deben mantenerse en rangos adecuados para cada especie. Los principales componentes que considerar son el oxígeno disuelto (O<sub>2</sub>), dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>), amoníaco y compuestos nitrogenados, pH, salinidad y temperatura. Para traslados prolongados, es conveniente verificar la calidad del agua utilizando un kit de análisis físico-químico, para mantener los valores en rangos adecuados. En caso necesario, deberá implementarse un sistema de oxigenación del agua.

Al realizar cambios de agua, estos deberán llevarse a cabo de forma gradual, conservando la temperatura e idealmente la composición de esta.

### Consideraciones para el transporte de especies silvestres

Para el traslado de animales exóticos o silvestres se deben tener en consideración las particularidades de la especie, así como la autorización según el Reglamento actualizado de la Ley de Caza Decreto Supremo N°5 (Ley 19.473). Sin embargo, en el caso de animales silvestres, no es recomendable trasladarlos desde el lugar de captura debido a riesgos sanitarios a otros animales y a personas.

Para todos los animales y especies, el transporte induce cambios fisiológicos y potencial estrés. Es por esto que debe considerarse un tiempo de recuperación y adaptación fisiológica antes de comenzar cualquier experimentación.

### Identificación y registros

El marcaje individual de los animales debe realizarse para su identificación y trazabilidad experimental. Para esto, existen sistemas de identificaciones permanentes y temporales. Los sistemas permanentes aceptables incluyen crotales, microchips, tatuajes, marcas y señas naturales, anillos marcadores, sistemas de identificación telemétricos y muescas de pabellón auricular. Los sistemas temporales de identificación incluyen, marcas en la piel o pelaje

con pintura inocua o decolorantes, collares de colores, y fichas de identificación individuales o grupales. No se deben utilizar sistemas de identificación que induzcan dolor crónico o alteraciones permanentes de la conducta animal (por ejemplo, amputación de extremidades o falanges).

Todo animal debe tener una trazabilidad desde que ingresa a un protocolo experimental hasta que sale de él, ya sea mediante reubicación o eutanasia. Esta trazabilidad se logra mediante registros escritos o digitales, individuales o grupales, de los animales bajo un protocolo experimental. Dichos registros deberán estar disponibles para el IR, su equipo científico y el CICUA en caso de consulta.

### Cuidados y manejos médico-veterinarios

La atención médico veterinaria es una parte esencial del PICUA. La presentación de signos clínicos permite detectar anomalías durante la observación o seguimiento de un animal. El registrar y reportar estos signos es importante ya que permite: generar informes retrospectivos, evaluar el bienestar animal, mejorar la comunicación efectiva entre el/la investigador/a y el personal, definir criterios de punto final, refinar procedimientos, entre otros.

La supervisión médico veterinaria debe ser permanente y debe incluir todas las etapas de la vida de los animales. Dentro de los aspectos a considerar en un adecuado manejo médico veterinario se incluyen:

- Evaluación y supervisión del bienestar animal.
- Alimentación y tratamientos.
- Medicina preventiva.
- Analgesia y anestesia.
- Cirugía y cuidados postquirúrgicos.
- Eutanasia.



### Evaluación y supervisión del bienestar animal

La cría, mantenimiento y utilización de animales debe considerar como prioritaria la conservación del bienestar animal. Para esto, las instituciones deben contar con personal capacitado y competente encargado de la supervisión del bienestar animal. Este personal debe aplicar y registrar las pautas de valoración de bienestar animal especie específicas, previamente aprobadas por el CICUA.

Dichas pautas deben ser aplicadas durante la supervisión de los procedimientos y generar información que permita retroalimentar a los responsables de los animales e implementar mejoras, en caso necesario.

Estas pautas serán solicitadas por Fondecyt, entre las certificaciones para aprobar el proyecto. Además, los registros generados de estas pautas podrán ser solicitados por el CICUA y Fondecyt durante la ejecución del proyecto.

### Medicina preventiva

El objetivo de un programa de medicina preventiva es evitar al máximo la enfermedad tanto clínica como subclínica en los animales alojados en las instalaciones, con excepción de aquellos modelos animales que requieran la inducción de una patología específica. Patógenos con efectos tanto clínicos como subclínicos tienen la capacidad de afectar la data experimental. Este programa debe incluir procedimientos de vigilancia, monitoreo, diagnóstico y control de patologías.

Con el fin de evitar el contagio de enfermedades, en algunas especies se deben implementar programas de vacunación y tratamientos preventivos como suplementos vitamínicos y antiparasitarios. En animales de experimentación, la prevención se centra en evitar el ingreso de agentes al recinto. Para ello se recomienda contar con salas de cuarentena, monitoreo diagnóstico de patógenos, esterilización de materiales, manejo adecuado de alimento, agua y material de cama; aseguramiento de calidad y monitoreo

de procesos, como también monitoreo permanente de la calidad sanitaria de los animales a través de muestreos periódicos.

En el caso de presentación de cuadros infectocontagiosos, el/la médico veterinario debe tomar las medidas de contención correspondientes con el fin de evitar su propagación al resto de los animales, además de resguardar la salud de las personas.

### Manejo médico veterinario

El manejo y supervisión médico veterinario deberá considerar al menos los siguientes aspectos:

- Inspección diaria de los animales, evaluando su estado general, postura, apariencia y aspecto, respuesta a la manipulación, entre otros factores.
- Cuantificar o estimar, y registrar el consumo de alimento y agua.
- Identificar signos clínicos que indiquen alteración de salud y bienestar.

Estos procedimientos se realizarán de acuerdo con el protocolo de supervisión de bienestar animal, aprobado por el CICUA respectivo.

Cualquier hallazgo deberá ser registrado y comunicado al/a la médico veterinario institucional, quien se encargará de la elaboración del informe y comunicación con el o la investigador/a, o a quien delegue responsable, además de definir acciones correctivas.

La atención médico veterinaria debe estar siempre disponible, incluyendo fines de semana y festivos. En caso de que el o la IR no esté disponible o fuera de contacto, el o la médico veterinario institucional deberá tomar la decisión de las acciones a seguir.

### Analgesia

Los proyectos de investigación que utilicen animales deberán preocuparse del desarrollo adecuado de protocolos anestésicos y analgésicos, que minimicen el dolor de los animales (ver ejemplos en anexo 7). Cuando sea

necesario realizar procedimientos dolorosos, desde el punto de vista ético-científico, los beneficios deben superar los costos. Esta justificación ética deberá ser explicitada frente al CICUA respectivo, quien tendrá la decisión final de aceptar o no dichos procedimientos dentro de un protocolo experimental. Esta decisión deberá basarse en los principios de la 3Rs.

Las siguientes situaciones pueden inducir dolor:

- Enfermedad o lesión no relacionada a la investigación
- Tratamientos veterinarios
- Procedimientos asociados a la investigación

Se deberá poner especial atención en la supervisión del bienestar de los animales en experimentos con hipótesis centradas en el estudio del dolor. Varios instrumentos permiten a un o una investigador/a definir si los animales están sufriendo un episodio doloroso o no. Dentro de éstas se incluyen escalas de valoración numérica, escalas visuales análogas, escalas de expresión facial y manifestaciones o signos clínicos especie específicos. Dentro de estos signos se incluyen la vocalización, depresión, anorexia, taquipnea o disnea, taquicardia, ausencia de acicalamiento, pelaje hirsuto, agresividad, descarga excesiva de porfirina periocular, posiciones corporales anormales e inmovilidad. Otros indicadores de dolor pueden incluir disminución en la fertilidad y/o producción (ej. leche, huevos, entre otros). Dentro de las clases de analgésicos más comúnmente utilizados se encuentran:

### Opiáceos

Analgésicos efectivos para el dolor postquirúrgico. Dentro de este grupo se encuentran la morfina, metadona, butorfanol, buprenorfina, tramadol, entre otros. Se debe considerar que su administración produce cambios significativos en la fisiología cardiovascular, respiratoria y gastrointestinal. Estos fármacos pueden inducir marcados signos de sedación.

### Antiinflamatorios no esteroideos (AINEs)

Producen analgesia disminuyendo la producción de mediadores inflamatorios. Generalmente son la primera y más utilizada opción de tratamiento analgésico. Los AINE más comunes son carprofeno, meloxicam y ketoprofeno. Adicionalmente pueden asociarse a opiáceos, incrementando el efecto analgésico de éstos.

Además del manejo farmacológico del dolor, deben promoverse ambientes confortables para el individuo.

### Anestesia

El o la médico veterinario deberá asesorar a los y las IR en los tipos de agentes anestésicos disponibles en el país, recalcando aquellos más utilizados en la práctica clínica, considerando las diferencias entre individuos, cepas y especies (ver ejemplos en anexo 7). Además, deberá definir junto al IR los protocolos anestésicos y analgésicos más adecuados en base a los objetivos planteados, supervisar la infraestructura y equipamiento para llevar a cabo dichos procedimientos y colaborar en la definición de sus aspectos éticos.

Todo el personal que realice procedimientos que involucren anestesia general deberá poseer el conocimiento y competencias necesarias, siendo de preferencia un/a médico veterinario. La responsabilidad final del procedimiento recaerá en el o la IR del proyecto, el que además deberá confirmar la idoneidad del personal a cargo de/los procedimientos anestésicos.

## Definiciones relevantes

**Anestesia balanceada o multimodal.** Estado inducido por la administración de múltiples fármacos y varias técnicas, con el fin de disminuir las dosis de cada fármaco y lograr producir inconsciencia, antinocicepción y relajación muscular.

**Anestesia general inhalatoria.** Anestésicos generales que deben ser administrados por inhalación (ej. isoflurano, sevoflurano), utilizando una cámara de inducción, mascarilla o tubo endotraqueal. El gas inhalado debe ser vaporizado utilizando un flujo constante de oxígeno o aire, a través de un vaporizador adecuado para cada agente. El plano anestésico se regula incrementando o disminuyendo el porcentaje de vaporización del agente inhalado. Los agentes anestésicos inhalados no producen analgesia durante o posterior al procedimiento anestésico.

**Anestesia general inyectable.** Son fármacos que producen sedación y anestesia confiable, siendo la mayoría de ellos administrados por vía endovenosa, intramuscular, subcutánea o intraperitoneal (ej. ketamina). Con objeto de mantener un plano anestésico adecuado pueden ser administrados en bolos o infusiones continuas endovenosas, dependiendo del fármaco.

**Anestesia general por inmersión o contacto.** Anestésicos apropiados para su utilización en especies acuáticas, incluyendo anfibios y peces (ej.

benzocaína, tricaína). Se utiliza en diferentes concentraciones según la especie.

**Anestésicos locales y regionales.** Permiten desensibilizar y producir relajación muscular de un área corporal. En algunas ocasiones se utilizan como coadyuvantes de otros fármacos utilizados para producir anestesia general, entregando analgesia adicional en una zona específica del cuerpo (ej. lidocaína, bupivacaína).

Para referencia de anestésicos en especies silvestres, se sugiere revisar Handbook of Wildlife Chemical Immobilization, 2018<sup>6</sup>.

## Procedimientos quirúrgicos

Para toda intervención quirúrgica, debe prestarse especial atención a la planificación pre-quirúrgica, entrenamiento del personal, técnicas quirúrgicas, asepsia, salud y condición fisiológica de los animales durante todas las fases del protocolo anestésico. El impacto individual de estos factores variará de acuerdo con la complejidad de los procedimientos involucrados y las especies animales empleadas. Es necesario realizar una valoración continua y escrupulosa de los resultados quirúrgicos para asegurar la aplicación de los procedimientos apropiados y, si fuese necesario, incorporar las correcciones oportunamente.

La evaluación pre-quirúrgica debe incluir la participación de todos los miembros del equipo de cirugía: el cirujano, anestesista, arsenaleros, pabelloneros, personal de cuidado de los animales e IR. El plan quirúrgico debe identificar al personal, sus funciones, necesidades de entrenamiento, equipo e insumos requeridos para los procedimientos; y la valoración del estado de salud del animal antes de la intervención y la atención post-

---

<sup>6</sup> <https://www.animal-care.com/product/handbook-of-wildlife-chemical-immobilization/#:~:text=%2470.00%20ExcludingTax,both%20zoo%20and%20field%20situations>

operatoria. Un/a médico veterinario debe contribuir a la definición del protocolo anestésico y el plan de analgesia peri-operatoria.

Toda cirugía debe realizarse de manera aséptica. El uso de antibióticos antes de la cirugía podría estar indicado cuando se vaya a exponer quirúrgicamente una parte no estéril del animal, tal como el tracto gastrointestinal o cuando sea probable que el procedimiento cause inmunosupresión. Sin embargo, el uso de antibióticos nunca debe considerarse como un reemplazo de los procedimientos asépticos.

Para asegurar que se practique una buena técnica quirúrgica es importante que tanto las personas que realicen el procedimiento como quienes las asisten demuestren una capacitación apropiada, considerando una adecuada implementación de los siguientes aspectos: asepsia, disección y manipulación de los tejidos, hemostasia, materiales y técnicas de sutura.

En términos generales, los procedimientos quirúrgicos se clasifican en mayores y menores, y en el caso de la cirugía experimental pueden subdividirse aún más, ya sea que el animal sobreviva (con supervivencia) o no (muerte en inconsciencia o cirugía terminal). La cirugía mayor con sobrevida penetra y expone las cavidades corporales o produce un deterioro substancial de las funciones físicas o fisiológicas (tales como la laparotomía, toracotomía, craneotomía, reemplazo de articulaciones y amputación de miembros). La cirugía menor con sobrevida no expone cavidades corporales y causa menoscabo físico menor o ninguno (tales como sutura de herida, cateterización de vasos periféricos y procedimientos rutinarios en animales como castración. Las cirugías laparoscópicas y algunos procedimientos relacionados con la investigación en neurociencia (ej. craneotomía, neurectomía) se pueden clasificar como una cirugía mayor o menor en función de su impacto sobre el animal.

Procedimientos quirúrgicos múltiples con sobrevida en un mismo animal no son recomendados, y sólo serán aprobados cuando estén claramente justificados por el protocolo de investigación respectivo.

En las cirugías terminales, se debe eutanasiar al animal antes de que éste recupere la conciencia (recuperación anestésica). Si se realiza cirugía con muerte en inconsciencia podría no ser necesario seguir todas las técnicas descritas (ej. asepsia), sin embargo, por lo menos el área quirúrgica deberá ser rasurada, el cirujano deberá usar guantes y mascarilla, y el instrumental y área aledaña deberán estar limpios.

Los métodos de esterilización de instrumental deben seleccionar en base a las características físicas de los materiales que se vayan a esterilizar. El uso de autoclave y la esterilización con gas (óxido de etileno) son métodos eficaces de uso común. Se deben usar indicadores de esterilización fechados para identificar los materiales que han sido esterilizados apropiadamente. Las sustancias químicas en solución esterilizante deberán usarse con tiempos de contacto adecuados y el instrumental se deberá enjuagar con agua o solución salina estéril antes de ser usado.

Las instalaciones quirúrgicas deben mantenerse de manera de asegurar la limpieza. En algunas circunstancias puede ser necesario el uso de las salas de operaciones para otros propósitos. En tales casos, es imperativo que la sala recobre su nivel de limpieza apropiado, antes de volverse a usar para fines quirúrgicos con supervivencia.

Las posibilidades de un resultado quirúrgico exitoso se incrementan con una cuidadosa vigilancia peri operatoria y la solución oportuna de problemas. La vigilancia incluirá: controlar la profundidad de la anestesia, comprobar la función fisiológica y valorar los signos y condiciones clínicas. El mantenimiento de la temperatura corporal y la hidratación parenteral es de particular importancia y reduce al mínimo las alteraciones cardiovasculares y respiratorias causadas por los agentes anestésicos. Para las especies acuáticas (incluyendo anfibios y cefalópodos), se debe tener cuidado de mantener las superficies de la piel húmeda y minimizar el secado durante los procedimientos quirúrgicos.

La observación del animal y la intervención, en caso necesario, durante la recuperación de la anestesia y de la cirugía son componentes importantes

del cuidado post-quirúrgico. La intensidad y frecuencia de la vigilancia necesaria, variará según la especie y el procedimiento. Durante el período de recuperación de la anestesia el animal debe estar en un espacio limpio, seco y carente de peligros, en donde el personal capacitado lo pueda observar frecuentemente.

Después de la recuperación de la anestesia, a menudo la vigilancia es menos intensa, pero debe incluir la comprobación de las funciones biológicas básicas de ingestión y eliminación, además de los signos de dolor postoperatorio, la detección de infecciones post-quirúrgicas, la observación de la herida quirúrgica, el vendaje adecuado y la remoción oportuna de las suturas, si procede.

### **Captura y manejo de animales silvestres**

Los animales silvestres son particularmente sensibles a la manipulación y condición de cautividad, por tanto, cualquier procedimiento asociado a investigación debe estar muy bien justificada. Adicionalmente, el trabajo en terreno y con manejo de animales de vida libre deberá considerar riesgos bióticos como mordeduras y exposición a patógenos.

El uso de trampas y la captura de animales silvestres deben contar con un documento de autorización del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), según lo dispuesto por la Ley de Caza Nº 19.473, además de la autorización del dueño de la propiedad, o de la Corporación Nacional Forestal (CONAF) en caso de SNASPEs. En el caso de especies hidrobiológicas, se deberá contar con la autorización de captura otorgada por la Subsecretaría de Pesca según Decreto 461-95 de la Ley general de pesca y acuicultura.

Existe una gran diversidad de métodos disponibles para capturar animales silvestres, incluyendo la inyección remota de fármacos con dardos en herbívoros o trampas red cañón para aves playeras, entre otros. El tipo de

trampa a utilizar dependerá del taxón (ej. mallas niebla para paseriformes, Sherman para roedores, Tomahawk para mesocarnívoros) y la revisión de éstas dependerá del tipo de trampa que se trate. El IR debe planificar el estudio de modo que su equipo en terreno pueda revisar, a intervalos indicados, las trampas activadas. Finalmente, se deberá contar con un plan de contingencia o punto final en caso de imponderables como caídas, fracturas o accidentes que involucren deterioro progresivo de la salud. Las especies introducidas dañinas, según lo establecido en la Ley de Caza Nº19.473, no podrán ser devueltas al medio natural (a menos que la investigación lo justifique) y deberán ser sometidas a eutanasia, según los lineamientos de AVMA<sup>7</sup>.

---

<sup>7</sup> [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)

## VII. Responsabilidades de investigadores e investigadoras

### Documentación necesaria para realizar estudios en animales

*Toda persona que requiera utilizar animales con fines de investigación, docencia, producción y/o vinculación con el medio debe tener la aprobación de un CICUA previo a la implementación de las actividades propuestas. No se debe utilizar animales sin un protocolo aprobado y certificado por el CICUA.*

A continuación, se detalla la documentación mínima necesaria para realizar estudios en animales:

#### 1. Certificación de cuidado y uso en animales

Este proceso consiste en la autorización del CICUA para ejecutar un protocolo propuesto. Para obtener la certificación el o la académica o IR debe completar un formulario conocido como Protocolo de Cuidado y Uso de Animales. Este protocolo será evaluado por el CICUA en los siguientes aspectos: pertinencia bioética, objetivos, metodología, cumplimiento del principio de las 3Rs, tratamiento y cuidado de los modelos animales, entre otros aspectos. En el certificado debe estar claramente identificada la persona responsable del proyecto, el financiamiento, la o las especies, tipo y número de animales aprobados; asimismo como la temporalidad y vigencia del permiso.

#### 2. Certificación de espacios para alojar animales

Los animales solo podrán ser alojados en espacios que han sido visitados y certificados por una entidad especialista. En la mayoría de las instituciones, es el mismo CICUA quien está a cargo de certificar los recintos que alojan animales. Para este fin, debe existir un formulario o protocolo que describa las características de infraestructura y funcionamiento del recinto. Los espacios físicos deben cumplir con los requisitos establecidos en

<https://grants.nih.gov/grants/olaw/guide-for-the-care-and-use-of-laboratory-animals.pdf> o su equivalente institucional. Este certificado también tiene una vigencia limitada y su renovación dependerá del CICUA en conjunto con el responsable del recinto.

#### 3. Certificado de Seguimiento

El CICUA es el responsable de supervisar la implementación y seguimiento de los protocolos que contemplen el uso de animales dentro de una institución. El seguimiento de las investigaciones requiere de la definición de criterios claros que permitan verificar que se estén aplicando correctamente los protocolos aprobados (incluyendo protocolo de supervisión animal, permisos especiales y consentimiento informado, entre otros). Durante el seguimiento, el CICUA deberá comprobar que el número de animales utilizados se ajusta a lo autorizado, que las instalaciones y procedimientos sean los adecuados y verificar la aplicación de técnicas de refinamiento, entre otras consideraciones. Además, este proceso debe confirmar que las personas descritas en el protocolo aprobado son las que efectivamente realizaron los procedimientos descritos. El seguimiento de la investigación permite monitorear el cumplimiento del/de la investigador/a, además de ser un proceso en el cual se pueden identificar dificultades, presentar enmiendas y correcciones a procedimientos que puedan ser mejorados en pro del bienestar de los animales, permitiendo al o la investigadora recibir una retroalimentación por parte del CICUA.

Los seguimientos son presenciales por lo que demandan tiempo y recursos al CICUA. Para facilitar el proceso de seguimiento, se sugiere la implementación de una o más de las siguientes estrategias:

- Reportes periódicos de información por parte del o la IR al CICUA.
- Que cada CICUA cuente con un equipo *ad hoc* dedicado a esta labor.
- Establecer cooperación mutua entre diversas entidades de la institución.

- Creación de departamentos de seguimiento/monitoreo y acompañamiento dentro de las instituciones.

#### 4. Informe de Cierre

El CICUA deberá contemplar, además de una o más evaluaciones de seguimiento durante la ejecución del proyecto, una evaluación al final de este que permita darle un certificado de cierre. Este documento deberá informar acerca de la implementación del protocolo y documentar eventuales cambios o mejoras. Este informe debe considerar certificaciones, seguimientos y enmiendas que eventualmente se solicitaron durante la ejecución del proyecto.

#### 5. Otros documentos

**Consentimiento informado (CI).** Documento firmado por el o la IR y por los/las tenedores de animales. El objetivo de un consentimiento informado es entregar a los y las responsables de los animales la información suficiente respecto a los riesgos, requisitos y beneficios del estudio, para que pueda tomar una decisión de forma informada y consciente sobre la participación de su animal en la investigación. Los CI generalmente contienen cuatro principios (Autonomía, Beneficencia, No maleficencia y Justicia) los cuales son balanceados al momento de justificar una acción. El CI debe contener al menos la siguiente información:

- Objetivo del estudio.
- Metodología (Incluir descripción de los tratamientos cuando corresponda).
- Resguardo de confidencialidad.
- Existencia de compensaciones económicas o de otro tipo.
- Fuente de financiamiento.

- Conflictos de interés.
- Institución del o la IR.
- Potenciales beneficios y riesgos.
- Potencial incomodidad para el animal.
- Participación voluntaria y derecho a retirarse cuando estime conveniente del estudio (si así lo desea).
- Supervisión posterior al estudio/ensayo.
- Contacto del o la IR.
- Firma y nombre del tenedor/cuidador.
- Contacto del CICUA que supervisa el Proyecto.
- Cualquier otra información considerada relevante.

**Captura, caza y traslado.** Toda captura de fauna silvestre en Chile debe estar autorizada por el SAG en conformidad con la Ley de Caza Nº 19.473 para especies terrestres y por la Subsecretaría de Pesca según Decreto 461-95 de la Ley general de pesca y acuicultura para especies hidrobiológicas. Además, se deberá contar con autorización del dueño del lugar o de CONAF en el caso de capturas en el Sistema Nacional de Áreas Silvestres Protegidas del Estado (SNASPE).

Para el uso de anestésicos o sedantes que se importen a Chile, también se deberá contar con autorización de importación de fármacos emitida por el SAG.

**SUBPESCA.** Los centros experimentales y de investigación emplazados en terrenos privados deben inscribirse en el Registro Nacional de Acuicultura<sup>8</sup>. Esto aplica para centros de investigación en acuicultura donde se cultiven o mantengan recursos hidrobiológicos con fines de investigación, docencia, innovación, difusión, creación o traspaso de tecnología.

<sup>8</sup> Ver Art 67 inciso segundo Ley General de Pesca y Acuicultura).

**CONAF.** Podrán presentar solicitud de investigación aquellas personas naturales, chilenas o extranjeras, que cuenten con el patrocinio oficial de algún organismo que, directa o indirectamente, desarrolle labores de investigación. Las solicitudes de investigación se realizan a través del sistema de tramitaciones en línea en el portal web de CONAF<sup>9</sup>.

Podrán ejecutarse actividades de investigación en todas las unidades del Sistema Nacional de Áreas Silvestres Protegidas del Estado (SNASPE) y otras áreas complementarias que administra CONAF, siempre que éstas no interfieran con las normas de preservación o conservación de la respectiva unidad, lo que será calificado en cada caso por la CONAF, y cuando éstas no obstaculicen otros proyectos de investigación que se estén desarrollando en el mismo ámbito geográfico.

**Internación y cuarentena de roedores de laboratorio provenientes del extranjero.** El SAG fija las exigencias para la internación de roedores de laboratorio de origen de proveedores internacionales o bien de otras instituciones académicas extranjeras.

Actualmente el importador deberá acreditar su condición de laboratorio de investigación o diagnóstico y cumplir con las condiciones que aseguren la adecuada mantención de los animales. Para este fin debe tener un Rol Único Pecuário (RUP) extendido por el SAG.

Previo al traslado, junto con el certificado sanitario, se debe gestionar la autorización de internación de fauna silvestre exótica emitida por la División de Recursos Naturales Renovables (DIPROREN) del SAG y la autorización para realizar cuarentena emitida por el SAG. Sólo una vez obtenidas estas certificaciones puede proceder con la internación.

Si la especie a importar está incluida en los apéndices de la Convención CITES, se deberá dar cumplimiento a las exigencias de esta y a la normativa vigente en la materia.

## VIII. Funciones y recomendaciones para los CICUA

### 1. Composición

Un CICUA debe estar compuesto por, al menos, los siguientes perfiles de miembros:

- Una o un Médico Veterinario con entrenamiento y experiencia en ciencia y medicina de animales de laboratorio, además de experiencia en el manejo de las especies animales utilizadas en la institución.
- Un o una científica en ejercicio con experiencia en investigación y uso de animales.
- Un o una integrante sin formación científica, proveniente de la misma institución o externo.
- Un o una integrante de la sociedad que represente los intereses generales de la comunidad en el correcto cuidado y uso de los animales.

El tamaño de la institución, la naturaleza y el alcance del PICUA determinarán el número de miembros del comité y las condiciones de su nombramiento. Las instituciones con programas de investigación amplios podrían necesitar mayor número de miembros científicos con experiencia en diversas disciplinas para evaluar correctamente los protocolos con uso de animales.

Cuando se requiera asesoría externa por falta de experiencia, el CICUA podrá convocar miembros *ad hoc* externos, sin perjuicio a ser incorporados de forma permanente.

---

<sup>9</sup> [www.conaf.cl](http://www.conaf.cl)



## 2. Definir el Programa Institucional de Cuidado y Uso de Animales (PICUA)

El Programa Institucional de Cuidado y Uso de Animales (en adelante PICUA), comprende todas las actividades que se llevan a cabo en una institución que tienen un impacto directo sobre el bienestar de todos los animales, incluyendo su manejo, cuidados veterinarios, procedimientos y las políticas institucionales, manejo y supervisión del personal y del programa, seguridad y salud ocupacional, funciones del CICUA, el diseño y manejo de bioterios, UMAs y estaciones experimentales.

## 3. Revisión, evaluación y aprobación de protocolos de cuidado y uso de animales

El CICUA está encargado de revisar y evaluar el cuidado y uso de animales en investigación. Esto se realiza a través de protocolos que los y las investigadoras deben completar para solicitar la aprobación al CICUA.

La dinámica de funcionamiento del CICUA será establecida en la institución a la cual pertenece, sin embargo, a modo de referencia se sugiere la siguiente pauta:

- 1) Investigador/a envía documentación al CICUA para revisión y evaluación de su protocolo.
- 2) CICUA designa, al menos, 2 miembros evaluadores, los cuales revisan y evalúan el protocolo. Informan sus observaciones al CICUA.
- 3) CICUA envía observaciones al/la IR para enmendar el protocolo y enviar nuevamente.
- 4) El CICUA determinará si el protocolo se aprueba/rechaza/ o solicita modificaciones a el o la IR.

En caso de investigaciones muy específicas en cuanto a especies y tipo de estudio, se debe considerar la designación de al menos un revisor externo especialista en el área, para apoyar la revisión.

El CICUA debe revisar los protocolos en relación con la seguridad y el bienestar de todos los animales utilizados. En caso de que existan varias

instituciones patrocinantes del proyecto, el certificado siempre será extendido por el CICUA de la institución donde se alojan y realizan los procedimientos en los animales.

Una vez terminada la evaluación y siendo aprobada por el CICUA, el o la IR recibirá el acta de aprobación o certificado donde figure como mínimo un número de aprobación o código, firma de los y las responsables del CICUA, timbre, periodo temporal de la certificación, especie, cantidad y origen de los animales aprobados para ser utilizados en el proyecto.

Antes de realizar cualquier modificación al protocolo aprobado (ej. personal que realiza procedimientos con animales, especie utilizada, procedimientos realizados, número de animales, ubicación de los animales, entre otros), el o la IR deberá presentar al CICUA una solicitud de modificación o enmienda para su revisión y aprobación. La modificación debe ser aprobada por el CICUA con su correspondiente certificado antes de que los cambios sean puestos en práctica.

## 4. Revisión y certificación de unidades que alojan animales

El CICUA estará encargado de asegurar que los recintos que alojan animales cumplan con las condiciones para mantener a las especies alojadas en óptimas condiciones. Para esto, deberá delegar una comisión que evalúe las instalaciones de alojamiento de animales. La comisión emitirá un informe que, si contempla observaciones mayores, los encargados del recinto deberán mejorar para recibir la certificación de autorización para funcionamiento donde se debe indicar la vigencia de este. Independientemente de la certificación, cada instalación puede estar sujeta a inspección del CICUA mediante visitas (programadas o no programadas). Es responsabilidad de las unidades académicas que administran estos recintos contratar personal calificado y competente, como los y las cuidadores de animales y supervisores. Se recomienda contar con personas provenientes de programas de técnicos veterinarios, ciencia animal, ciencias biológicas, industria pesquera, fauna silvestre, y programas de

ciencias veterinarias. Todo el personal que trabaje y acceda a una instalación que aloja animales debe completar un periodo de inducción y entrenamiento para sus labores específicas hasta obtener y certificar sus competencias. Todas las personas que se integren a los equipos de trabajo deben ser informados al CICUA para modificar los protocolos y registros; detallando nombres, fecha de inicio, profesión, actividad que desarrollará y capacitaciones o competencias específicas.

### **5. Capacitación y licencias de personal que realiza procedimientos con animales**

Toda persona que participa, en mayor o menor medida, en el cuidado y uso de los animales debe estar capacitado en los principios y procedimientos básicos de la ciencia de los animales de laboratorio. Las competencias por adquirir y calificación del personal dependen de varios factores, incluyendo el tipo y tamaño de la institución, la estructura administrativa para proveer cuidado adecuado de los animales, las características de la planta física, el número y especies de animales mantenidos, así como de la naturaleza de la investigación, ensayos, enseñanza y actividades de producción. Las instituciones son las responsables finales de proporcionar los recursos adecuados para apoyar la capacitación del personal y obtener las competencias, y a su vez el CICUA es responsable de la supervisión y evaluación de la efectividad del programa de entrenamiento que debe ser documentado.

### **6. Seguimientos**

El CICUA debe supervisar el uso de animales en investigación en la institución. Una forma de realizar esta labor es a través de seguimientos de las investigaciones certificadas. Los seguimientos se deben realizar en terreno a través de visitas y entrevistas a los y las IR. Se sugiere que, para los proyectos con una duración menor a 4 años, se realice el seguimiento al menos seis meses antes de terminar la fase experimental. Para los proyectos

con una duración mayor a este tiempo, se sugiere realizarlo una vez finalizado el primer año de uso de los animales y por lo menos seis meses antes de finalizar el periodo de experimentación. A través del seguimiento, el CICUA certifica que la investigación propuesta se está llevando a cabo según el protocolo aprobado.

### **7. Sugerir mejoras internas**

El CICUA tiene la responsabilidad de proporcionar información y asesorías requeridas por los y las investigadoras y encargados de recintos que alojan animales. Entregarán información que permita elaborar o mejorar protocolos de manejo y cuidado de animales, mejorar el bienestar animal, educar sobre métodos alternativos y refinamiento de procedimientos que se realicen con animales con fines de investigación, docencia y extensión. También podrán orientar a investigadores e investigadoras en relación con los métodos de eutanasia aceptados y en los lineamientos, políticas y legislación vigentes.

### **8. Resolver cuestionamientos o denuncias éticas**

El CICUA debe atender denuncias realizadas por la comunidad respecto al incumplimiento de las normas sobre el uso y cuidado animal dentro de las instalaciones de la institución o asociados a proyectos de investigación u otras actividades institucionales. Para esto el CICUA puede llevar a cabo visitas sin previo aviso para detectar los problemas denunciados. Cada institución debe desarrollar mecanismos para reportar e investigar situaciones donde se incumplan las normas sobre uso y cuidado de animales, las cuales deben estar disponibles y ser conocidas por la comunidad. Las vías de denuncia deben ser de carácter anónimo para el denunciante que así lo desea, pero con trazabilidad para verificación de veracidad o si requiere investigación.

Se sugiere que el CICUA tenga la responsabilidad de la vocería en aspectos bioéticos y de bienestar en animales de uso institucional.

## 9. Otros aspectos del CICUA

El CICUA debe definir un programa de trabajo que incluye reuniones ordinarias periódicas y capacitaciones de sus miembros. Es responsabilidad de cada institución definir las atribuciones y facultades del CICUA.

El CICUA es parte de la investigación y representa a la institución que aloja y patrocina a los proyectos y a quienes investigan. Estos comités deben estar dispuestos a dialogar y mejorar los procedimientos que involucran el uso de animales, facilitando el avance de la ciencia con bienestar animal.

## IX. Literatura sugerida

Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals. 2018. 2nd ed. R Fish, P Danneman, M Brown, A Karas. eds. Elsevier.

Animal Welfare Act (Laboratory Animal Welfare Act) of 1966, United States of America. P.L. 89-544.

AVMA. Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2020 Edition, URL: [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)

Bienestar de los peces de cultivo durante el transporte. [http://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health\\_standards/aahc/current/c\\_hapitre\\_welfare\\_transport\\_farm\\_fish.pdf](http://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/aahc/current/c_hapitre_welfare_transport_farm_fish.pdf)

Castranova D, Lawton A, Lawrence C, Baumann DP, Best J, Coscolla J, Doherty A, Ramos J, Hakkesteeg J, Wang C, Wilson C, Malley J, Weinstein BM. 2011. The effect of stocking densities on reproductive performance in laboratory zebrafish (*Danio rerio*). *Zebrafish*. 8(3):141-6.

Chile. 1989. Ley General de Pesca y Acuicultura. Ministerio de Economía, Fomento y Reconstrucción, Chile.

Chile. 1996. Sustituye texto de la Ley N°4601, Sobre Caza, y Artículo 609 del código civil. Ministerios de Agricultura, Chile.

Chile. 2009. Ley N°20.380 Sobre Protección de Animales. Ministerio de Salud. Subsecretaría de Salud Pública. Chile.

Chile. 2016. Aplica Convención Sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Flora y Fauna Silvestre. Ministerio de Agricultura. Chile.

Comisión Europea, 2012. Preocupándonos de los animales. Hacia una Ciencia mejor. Documento Marco para la Evaluación de la severidad. Directiva 2010/63/EU. URL: <http://oir.umh.es/2016/03/08/documento-marco-para-la-evaluacion-de-la-severidad/>

Diehl KH, Hull R, Morton D, Pfister R, Rabemampianina Y, Smith D, Vidal JM, van de Vorstenbosch C. 2001. A good practice guide to the administration of substances and removal of blood, including routes and volumes. *Journal of Applied Toxicology* 21(1): 15-23.

Directiva 2010/63/UE del Parlamento Europeo y del Consejo de 22 de septiembre de 2010 relativa a la protección de los animales utilizados para fines científicos. 2010. Diario Oficial de la Unión Europea. L 276/33.

Dugdale A. 2010. *Veterinary Anaesthesia*. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA. Fowler ME, Cubas ZS. 2001. *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*; Iowa State University Press: Iowa, USA.

Gentz EJ. 2007. *Medicine and Surgery of Amphibians*. *ILAR J* 48 (3): 255–259. <https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.255>.

*Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. 2018. Fifth edition. Terry J. Kreeger and Jon M. Arnemo. <https://doi.org/10.1002/jwmg.21636>

*Farm Animal Anesthesia*. 2015. Lin H, Walz P eds. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA.

IUCN. 2019. *Guidelines for the management of confiscated, live organisms*. Gland, Switzerland: IUCN.

IUCN/SSC. 2014. *Guidelines on the Use of Ex Situ Management for Species Conservation*. Version 2.0. Gland, Switzerland: IUCN Species Survival Commission.

Jones C, McShea WJ, Conry MJ, Kunz TH. 1996. *Capturing Mammals*. In *Measuring and monitoring biological diversity, standard methods for mammals*; Wilson, Cole, Nichols, Rudran, Foster, eds. Smithsonian Press.

Kilkenny C, Browne WJ, Cuthill IC, Emerson M, Altman DG. 2010. *Improving bioscience research reporting: The ARRIVE guidelines for reporting animal research*. *PLoS Biology* 8: (6) e1000412.

*Laboratory Animal Anaesthesia*. 2015. 4th ed, Flecknell P eds. Elsevier.

Lindsjö J, Fahlman Å, Törnqvist E. 2016. *Animal Welfare From Mouse To Moose—Implementing the Principles of the 3Rs in Wildlife Research*. *Journal of Wildlife Diseases* 52: S65–S77.

Mellor D, Hunt S, Gusset M. 2015. *Caring for wildlife: The world zoo and aquarium welfare strategy*; World Association of Zoos and Aquariums (WAZA).

Morton DB, Abbot D, Barclay R, Close BS, Ewbank R, Gask D, Heath M, Mattic S, Poole T, Seamer J, Southee J, Thompson A, Trussell B, West C, Jennings M. 1993. *Removal of blood from laboratory mammals and birds*. *Laboratory Animals* 27: 1-22.

Morton DB, Jennings M, Buckwell A, Ewbank R, Godfrey C, Holgate B, Inglits I, James R, Page C, Sharman I, Verschoyle R, Westall L, Wilson AB. 2001. *Refinando los procedimientos para la administración de sustancias*. *Laboratory Animals* 35: 1-41.

Neiffer DL, Stamper MA. *Fish sedation, analgesia, anesthesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs*. 2009. *ILAR J*. 50(4):343-60.

NRC. 2011. *Guía para el cuidado y uso de animales de laboratorio*. Octava edición. Ediciones UC, Chile.

Russell, W.M.S., Burch, RL. 1959. *The principles of humane experimental technique*. Chapters 5, 6 7. Ed. Methuen, London, UK.

Sikes, R.S., Gannon, W.L. 2011. *Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research*. *Journal of Mammalogy* 92: 235–253.

Smith, A.J., Clutton, R.E., Lilley, E., Hansen, K.E.A., Brattelid, T. 2018. *PREPARE: guidelines for planning animal research and testing*. *Laboratory Animals* 52(2):135-141.

Sneddon, L.U. 2012. *Clinical Anesthesia and Analgesia in Fish*. *Journal of Exotic Pet Medicine* 21(1): 32-43.

*Veterinary Anaesthesia*. 2014. 11th ed. Clarke KW, Trim CM, Hall LW. eds. Elsevier, London, UK.

*Veterinary Anesthesia and Analgesia*. 2015. 5th ed. Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA. eds. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA.

Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. 2014. 2nd ed. West G, Heard D, Caulkett N. eds. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA.

## X. Anexos

### Anexo 1. Ejemplos frecuentes para determinar la severidad de procedimientos.

#### 1. Leve:

- a) Administración de anestesia, salvo para el único propósito de eutanasia.
- b) Estudio fármaco-cinético donde se administra una única dosis y se recoge un número limitado de muestras de sangre (totalizando < 10 % del volumen circulante) y no se prevé que la sustancia cause ningún efecto nocivo perceptible.
- c) Técnicas no invasivas de diagnóstico por imagen en animales (por ejemplo, resonancia magnética) con la sedación o la anestesia apropiadas.
- d) Procedimientos superficiales, por ejemplo, biopsias de oreja y cola, implantación subcutánea no quirúrgica de mini-bombas y transmisores.
- e) Aplicación de dispositivos exteriores de telemetría que únicamente causan al animal un debilitamiento menor o una interferencia menor con la actividad y el comportamiento normales.
- f) Administración de sustancias por vía subcutánea, intramuscular, intraperitoneal, por sonda gástrica e intravenosa a través de los vasos sanguíneos superficiales, donde la sustancia solo tiene un efecto leve en el animal, y los volúmenes se encuentran dentro de límites apropiados para el tamaño y la especie del animal.
- g) Inducción de tumores, o tumores espontáneos, que no causan ningún efecto nocivo clínico perceptible (ej. nódulos pequeños, subcutáneos, no invasivos).

- h) Cría de animales genéticamente modificados resultante en un fenotipo con efectos leves.
- i) Alimentación con dietas modificadas, que no cubren las necesidades nutricionales de todos los animales y se prevé que causen una anomalía clínica leve en el período de estudio.
- j) Confinamiento a corto plazo (< 24 h) en jaulas metabólicas.
- k) Estudios que implican la privación a corto plazo de interlocutores sociales, enjaulado solitario a corto plazo de ratas o ratones adultos de cepas gregarias.
- l) Modelos que exponen al animal a estímulos nocivos que se asocian brevemente con dolor, sufrimiento o angustia leve, y que el animal puede evitar.

#### Una combinación o una acumulación de los siguientes ejemplos puede dar lugar a una clasificación leve:

- i) Evaluación de la composición corporal a través de mediciones no invasivas y restricción mínima.
- ii) Supervisión ECG con técnicas no invasivas con una restricción mínima o nula de animales habituados.
- iii) Aplicación de dispositivos exteriores de telemetría que no se prevé que causen ningún impedimento a animales socialmente adaptados y que no interfieren con la actividad y el comportamiento normales.
- iv) Cría de animales genéticamente modificados que no se espera que tengan ningún fenotipo adverso clínicamente perceptible.
- v) Adición a la dieta de marcadores inertes para seguir el paso de la ingesta.
- vi) Ayuno durante un período inferior a 24h en ratas y ratones adultos.
- vii) Ensayos en campo abierto.

#### 2. Moderado:

- a) Aplicación frecuente de sustancias de prueba que producen efectos clínicos. moderados, y extracción de muestras de sangre (> 10 % de volumen

circulante) en un animal consciente en el plazo de algunos días sin reemplazo del volumen.

b) Estudios de determinación de la gama de dosis causante de toxicidad aguda, pruebas de toxicidad crónica/carcinogenicidad, con puntos finales no letales.

c) Cirugía bajo anestesia general y analgesia apropiada, asociada con dolor o sufrimiento posquirúrgicos o alteración posquirúrgica de la condición general. Los ejemplos incluyen: toracotomía, craneotomía, laparotomía, orquidectomía, linfodenectomía, tiroidectomía, cirugía ortopédica con estabilización efectiva y cuidado de heridas, trasplante de órganos con tratamiento efectivo del rechazo, implantación quirúrgica de catéteres, o dispositivos biomédicos (ej. transmisores de telemetría, minibombas, etc.).

d) Modelos de inducción de tumores, o tumores espontáneos, que se prevé que causen dolor o angustia moderada o interferencia moderada con el comportamiento normal.

e) Irradiación o quimioterapia con una dosis subletal, o con una dosis que de otro modo sería letal, pero con reconstitución del sistema inmunitario. Cabría esperar que los efectos nocivos fueran leves o moderados y que fueran efímeros (< 5 días).

f) Cría de animales genéticamente modificados que se espera den lugar a un fenotipo con efectos moderados.

g) Producción de animales genéticamente modificados mediante procedimientos quirúrgicos.

h) Uso de jaulas metabólicas que impliquen una restricción moderada de movimientos durante un período prolongado (> 24 h).

i) Estudios con dietas modificadas que no cubren las necesidades nutricionales de todos los animales y que se espera que causen una anomalía clínica moderada en el período de estudio.

j) Retirada de la alimentación durante 48 horas en ratas adultas.

k) Provocar reacciones de escape y evitación en las que el animal no pueda escapar o evitar el estímulo, y que se espera que den lugar a una angustia moderada.

### 3. Severo:

a) Ensayos de toxicidad en los que la muerte sea el punto final o se prevean muertes y se provoquen situaciones fisiopatológicas intensas. Por ejemplo, ensayo de toxicidad aguda con una única dosis.

b) Ensayos de dispositivos en los que el fracaso pueda causar dolor o angustia severos o la muerte del animal (ej. dispositivos de reanimación cardíaca).

c) Ensayo de potencia de una vacuna caracterizada por la alteración persistente del estado del animal, enfermedad progresiva que causa la muerte, asociada con dolor, angustia o sufrimiento moderados duraderos.

d) Irradiación o quimioterapia con una dosis letal sin reconstitución del sistema inmunitario.

e) Modelos de inducción de tumores o de tumores espontáneos, en donde se permita el desarrollo de la enfermedad mortal progresiva asociada con dolor, ansiedad o sufrimiento moderados duraderos. Por ejemplo, tumores que causan caquexia, tumores óseos invasivos, tumores que dan lugar a diseminación metastásica, y tumores que se permite que se ulceren.

f) Intervenciones quirúrgicas y de otro tipo en animales bajo anestesia general que se espera generen dolor, sufrimiento o ansiedad postoperatorios severos, o moderados pero persistentes, o a una alteración severa y persistente de la condición general del animal. Producción de fracturas inestables, toracotomía sin analgesia adecuada, o traumatismo para producir el fallo multiorgánico.

- g) Trasplante de órganos donde es probable que el rechazo del órgano origine angustia o la alteración severa del estado general del animal (ej. xenotrasplante), sin considerar medidas para la mitigación del sufrimiento.
- h) Reproducción de animales con trastornos genéticos que se espera experimenten una alteración severa y persistente de su estado general, por ejemplo, la enfermedad de Huntington, distrofia muscular, modelos de neuritis crónicas recurrentes.
- i) Uso de jaulas metabólicas que impliquen una restricción severa de los movimientos durante un período prolongado (>24h).
- j) Choque eléctrico ineludible (ej. para producir invalidez inducida).
- k) Natación forzada o pruebas de ejercicio con el agotamiento como punto final.

Anexo 2.

Tabla 1. Vías de administración de sustancias.

ESPECIE	CATÉTER ADECUADO/ TAMAÑO AGUJA	VENA HABITUAL (OCASIONAL) PARA INYECCIÓN
Ratón (20-25 g)	25-27G x 5/8 "	Cola
Rata (200 g)	23G x 1"	Cola
Conejo (2,5 kg)	21G x 1"	Marginal de la oreja
Perro (6 kg)	19-23G hasta 1"	Cefálica (safena)
Aves	21-25G x 1"	Braquial (yugular)
Aves acuáticas/paloma	23-26G x 1"	Tarsiana
Equinos	18-21G	Yugular

Volúmenes máximos recomendados: vía oral (10 ml/kg); intraperitoneal (10 ml/kg); intravenoso (5% volumen sanguíneo total); intramuscular (0,05 ml/kg/lugar de inyección); subcutánea (2-5 ml/kg); intradérmica (0,05-0,1 ml/por lugar). Tabla adaptada de Morton y cols, 2001.



Anexo 3.

Tabla 2. Calibre de aguja recomendado según vía de administración por especie.

ESPECIE	INTRADÉRMICA	SUBCUTÁNEA	INTRAMUSCULAR	INTRAVENOSA	INTRAPERITONEAL
Ratón (20-25 g)	27G	25G	27G	26-28G	25-27G
Rata (200 g)	27G	25G	25G	25-27G	23-25G
Cobayo	25G	23-25G	25G	25-27G	23-25G
Hámster	25G	25G	25G	25-27G	23-25G
Conejo (2,5 kg)	25G	21-25G	25G	23-25G	21-23G
Perro (6 kg)	25G	21-23G	21-23G	21-25G	21-23G
Gato	25G	21-23G	23G	21-25G	21-23G
Equinos	21G	21G	18-21G	18-21G	18-22G
Ovinos	25G	19-23G	21G	19-21G	19-21G
Bovinos	21G	20G	18-20G	20G	20G
Cerdos	21G	20G	20G	20G	20G

El volumen máximo debe ser normalmente del 4% y nunca mayor del 5% del volumen de sangre circulante. Los volúmenes de infusión deben basarse en los datos sobre la función renal. Generalmente alrededor de un 5% del volumen de sangre circulante o de 4ml/kg/h. Tabla adaptada de Morton y Cols, 2001.

Volúmenes máximos recomendados: vía oral (10 ml/kg); intraperitoneal (10 ml/kg); intravenoso (5% volumen sanguíneo total); intramuscular (0,05 ml/kg/lugar de inyección); subcutánea (2-5 ml/kg); intradérmica (0,05-0,1 ml/por lugar). Tabla adaptada de Morton y Cols, 2001.

#### Anexo 4. Volumen máximo de extracción de sangre.

Para extraer muestras sanguíneas se debe tener en cuenta la cantidad de sangre circulante (volemia), que corresponde al 6-7% del peso vivo del animal. Con este dato se pueden realizar los cálculos del volumen factible de extracción de acuerdo con cada protocolo experimental, teniendo en cuenta la frecuencia entre muestreos.

¿NECESITA MÁS DE UNA MUESTRA DEL MISMO ANIMAL?	
SI	NO
<b>Máximo volumen a extraer:</b>	-Con sobrevida: Máximo volumen a extraer 10% volemia.
-cada 24 hs: 1% volemia.	-Sin sobrevida (muestreo terminal): Sin restricción de volumen.
-semanal: 10% volemia	

Por ejemplo: Si un ratón pesa 30 g, su volemia aproximada será de 2,1 ml, por lo tanto el máximo volumen a extraer en una muestra será de 0,21 ml. Tabla creada a partir de National Centre for Replacement, Refinement and Reduction of Animal in Research. <https://www.nc3rs.org.uk/mouse-decision-tree-blood-sampling>.

Anexo 5.

Tabla 3. Características del macro y micro ambiente por especie.

ROEDORES				
ESPECIE	PESO CORPORAL (G)	ÁREA MÍNIMA DEL CONTENEDOR (CM2)	ÁREA DE SUELO POR ANIMAL (CM2)	ALTURA MÍNIMA DEL CONTENEDOR (CM)
<b>Ratón</b>	hasta 20	330	60	12
	20 a 30	330	70-80	12
	más de 30	300	100	12
<b>Rata</b>	hasta 200	800	200	18
	200-300	800	250	18
	300-400	800	350	18
	400-600	800	450	18
	más de 600	1500	600	18
<b>Cobayos</b>	Hasta 200	1800	200	23
	200-300	1800	350	23
	300-450	1800	500	23
	450-700	2500	700	23
	más de 700	2500	900	23
<b>Hámster</b>	Hasta 60	800	150	14
	600-100	800	200	14
	Más de 100	800	250	14

Tabla adaptada de Anexo III, Directiva Europea 2010/63/UE <https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079.pdf>

LAGOMORFOS (CONEJOS)

PESO CORPORAL (G)	ÁREA MÍNIMA POR CONTENEDOR (CM2)	ÁREA DE SUELO POR ANIMAL (CM2)	ALTURA MÍNIMA DEL CONTENEDOR (CM)
hasta 200	1800	200	23
200-300	1800	350	23
300-450	1800	500	23
450-700	2500	700	23
más de 700	2500	900	23

Tabla adaptada de Anexo III, Directiva Europea 2010/63/UE <https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079.pdf>

PORCINOS

PESO CORPORAL (KG)	ÁREA MÍNIMA DEL RECINTO (M2)	ÁREA DE SUELO POR ANIMAL (M2/ANIMAL)	ZONA DE REPOSO MÍNIMA/(M2/ANIMAL)
5-20	2	0,35	0,18
20-30	2	0,5	0,2
30-50	2	0,7	0,3
50-70	3	0,8	0,4
70-100	3	1	0,5
100-150	4	1,35	0,7
Más de 150	5	2,5	0,95

Tabla adaptada de Anexo III, Directiva Europea 2010/63/UE <https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079.pdf>

EQUINOS		
ALTURA DE LA CRUZ (M)	SUPERFICIE MÍNIMA DE SUELO/ANIMAL (M2/ANIMAL)	ALTURA MÍNIMA DEL RECINTO (M)
1-1.4	9	3
1.4-1.6	12	3
Más de 1.6	16	3

Tabla adaptada de Anexo III, Directiva Europea 2010/63/UE <https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079.pdf>

ANUROS ACUÁTICOS (SAPOS Y RANAS)		
LONGITUD CORPORAL (CM)	SUPERFICIE MÍNIMA DE AGUA (CM2)	PROFUNDIDAD MÍNIMA DEL AGUA (CM)
HOCICO-CLOACA		
Menos de 6	160	6
Entre 6 y 9	300	8
9-12	600	10
Más de 12	920	12,5

Tabla adaptada de Anexo III, Directiva Europea 2010/63/UE <https://www.boe.es/doue/2010/276/L00033-00079.pdf>

#### PEZ CEBRA

Si bien no hay un consenso sobre la densidad adecuada para peces cebra se recomienda mantener 5 a 6 peces adultos por litro de agua (Castronova y Cols, 2011).

Anexo 6.

Tabla 4. Temperatura ambiental recomendada por especie.

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)
Rata, ratón, hámster, gerbo, cobayo	20-26
Conejo	16-22
Perro, gato	18-29
Aves de corral	18-28 según edad
Animales de granja	12-24

Tabla adaptada de Guide for the Care and Use of Laboratory Animals, 2011. 8 de octubre ed, NRC..



Anexo 7. Analgésicos, sedantes y anestésicos más utilizados.

Tabla 5. Anestésicos y combinaciones de anestésicos frecuentemente utilizados en roedores

FÁRMACO	RATÓN	RATA	COBAYO	CONEJO
Acepromazina	2-5 mg/kg IP,SC	2,5 mg/kg IM,IP	0,5-1 mg/kg IM	1 mg/kg IM
Alfaxalona			40 mg/kg IM, IP	9-12 mg/kg IM
Atropina	0.04 mg/kg SC	0.05 mg/kg SC,IP	0.05 mg/kg IM,IP	50-250 ug/kg IM,SC
Dexmedetomidina	15-50 ug/kg SC	15-50 ug/kg SC	0,25 mg/kg IM,IP	50-250 ug/kg IM,SC
Diazepam	5 mg/kg IP	2,5-5 mg/kg IM	2,5 mg/kg IP,IM	1-2 mg/kg IM
Ketamina	100-200 mg/kg IM	50-100 mg/kg IM,IP	40-100 mg/kg IM,IP	25-50 mg/kg IM
Xilazina	5-10 mg/kg IP	1-5 mg/kg IP	5 mg/kg IP	2-5 mg/kg IM,SC
Ketamina/acepromazina	100 mg/kg + 5 mg/kg IP	75 mg/kg – 2,5 mg/kg IP	100 mg/kg + 5 mg/kg IP	50 mg/kg + 1 mg/kg IM
Ketamina/xilazina	80 mg/kg + 10 mg/kg IP	60 mg/kg + 8 mg/kg IP		30 mg/kg + 5 mg/kg IM
Ketamina/xilazina/ acepromazina	60 mg/kg + 10 mg/kg + 3 mg/kg IP	30 mg/kg + 3 mg/kg + 1 mg/kg IP		
Dexmedetomidina/ketamina	0,25 mg/kg + 100 mg/kg IP	0,125-0,25 mg/kg + 60-75 mg/kg IP	0,25 mg/kg + 40 mg/kg IP	125 ug/kg + 15 mg/kg SC

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, cepa, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals. 2018. 2nd ed. Elsevier, y de Flecknell PA, Thomas AA. 2015. Comparative anesthesia and analgesia of laboratory animals. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 6. Analgésicos frecuentemente utilizados en roedores

FÁRMACO	RATÓN	RATA	COBAYO	CONEJO
Buprenorfina	0,1 mg/kg IP,SC	0,05 mg/kg SC,IP	0,05 mg/kg SC,IP	0,01-0,05 mg/kg SC,IM
Butorfanol	1-2 mg/kg IP,SC	1-2 mg/kg IP,SC	1-2 mg/kg IP,SC	0,1-0,5 mg/kg SC
Carprofeno	5 mg/kg SC, oral	5 mg/kg SC, oral	2,5 mg/kg SC	4 mg/kg SC
Meloxicam	5 mg/kg SC	0,5-1 mg/kg IP,SC, oral	0,5 -1 mg/kg SC	0,6 mg/kg IM,SC
Morfina	2-5 mg/kg IP,SC	2-5 mg/kg IP,SC	2-5 mg/kg IP,SC	2-3 mg/kg IP,SC
Tramadol	5-10 mg/kg IP,SC	5-10 mg/kg IP,SC		

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, cepa, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals. 2018. 2nd ed. Elsevier, y de Flecknell PA, Thomas AA. 2015. Comparative anesthesia and analgesia of laboratory animals. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 7. Sedantes y tranquilizantes frecuentemente utilizados en equinos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	TIEMPO DE ACCIÓN
Acepromazina	0,02-0,05 mg/kg IM, IV	30 – 40 min
Detomidina	0,01-0,02 mg/kg IV	3-5 min
	0,02-0,04 mg/kg IM	20 min
Dexmedetomidina	0,003-0,005 mg/kg IV	5 min
Romifidina	0,04-0,1 mg/kg IV	5 – 10 min
	0,08-0,12 mg/kg IM	15 – 25 min
Xilazina	0,5-1,0 mg/kg IV	3 – 5 min

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Bettchart-Wolfensberger. 2015. Horses. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed.

Tabla 8. Combinaciones para anestesia general en equinos

PREMEDICACIÓN	INDUCCIÓN	MANTENCIÓN
Xilazina (1 mg/kg, IV)	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Diazepam (0,05-0,1 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano
	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Midazolam (0,03-0,05 mg/kg, IV)	“Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora
Detomidina (0,01-0,02 mg/kg, IV)	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Diazepam (0,05-0,1 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano
	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Midazolam (0,03-0,05 mg/kg, IV)	“Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora
Romifidina (0,08-0,1 mg/kg, IV)	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Diazepam (0,05-0,1 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano
	Ketamina (2,2 mg/kg, IV) + Midazolam (0,03-0,05 mg/kg, IV)	“Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora
Xilazina (0,5-1,0 mg/kg, IV) ó Detomidina (0,01-0,02 mg/kg, IV) ó Romifidina (0,08 mg/kg, IV)	Tiletamina (0,05 mg/kg, IV) + Zolazepam (0,5-1.0 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano “Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV.

Nota: Triple Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina + 500 mg de xilazina. Tabla elaborada por SIA.

Tabla 8. Combinaciones para anestesia general en equinos (cont).

PREMEDICACIÓN	INDUCCIÓN	MANTENCIÓN
Xilazina (0,5-1,0 mg/kg, IV) ó Detomidina (0,01-0,02 mg/kg, IV) ó Romifidina (0,08 mg/kg, IV)	Infusion de Eterglicerilguayacolato (aprox 15-30 mg/kg) hasta ataxia evidente + ketamina (1,5-2,0 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano “Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora
Xilazina (0,5 mg/kg, IV) ó Detomidina (0,01 mg/kg, IV)	Tiopental Sódico (7-8 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano “Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora
Xilazina (1,0 mg/kg, IV) ó Detomidina (0,01-0,02 mg/kg, IV) ó Romifidina (0,08 mg/kg, IV)	Tiopental Sódico (5,5 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano “Triple Drip” 1-5 ml/kg/hora

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV.

Nota: Triple Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina + 500 mg de xilazina. Tabla elaborada por SIA.

Tabla 8. Combinaciones para anestesia general en equinos (cont)

PREMEDICACIÓN	INDUCCIÓN	MANTENCIÓN
Xilazina (0,5-1,0 mg/kg, IV) ó Detomidina (0,01 mg/kg, IV) ó Romifidina (0,08 mg/kg, IV)	Infusion de Eterglicerilguayacolato (aprox 25-50 mg/kg) hasta ataxia evidente + Tiopental Sódico (5,0 mg/kg, IV)	Isoflurano, Sevoflurano "Triple Drip" 1-5 ml/kg/hora

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV.

Nota: Triple Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina + 500 mg de xilazina. Tabla elaborada por SIA.

Tabla 9. Analgésicos frecuentemente utilizados en equinos

FARMACO	DOSIS Y RUTA
Fenilbutazona	4,4 mg/kg, IV, oral c/12-24 hrs
Flunixin Meglumine	1,1 mg/kg, IV c/ 24 hrs
Ketoprofeno	2,2 mg/kg, IV c/24 hrs
Meloxicam	0,6 mg/kg, IV, oral c/24 hrs
Firocoxib	0,09 mg/kg, IV c/24 hrs

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Clarke y cols. Veterinary Anaesthesia. 2014. 11th ed. Elsevier.

Tabla 10. Sedantes y tranquilizantes frecuentemente utilizados en bovinos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Acepromazina</b>	0,02-0,05 mg/kg, IM, IV	Leve sedación
<b>Detomidina</b>	0,01-0,04 mg/kg, IM, IV	Dosis baja para procedimientos de pie. Dosis alta induce el decúbito
<b>Xilazina</b>	0,02-0,2 mg/kg, IM, IV	Dosis baja para procedimientos de pie. Dosis alta induce el decúbito

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Clarke y cols. Veterinary Anaesthesia. 2014. 11th ed. Elsevier.



Tabla 11. Combinaciones para anestesia general en bovinos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Ketamina</b>	Dosis de Carga: 2 mg/kg, IV Infusión Constante: 600 ml/hora de solución a 2 mg/ml de ketamina	
<b>Diazepam+Xilazina</b>	0,1 mg/kg, IV + 0,2 mg/kg, IV	Immobilización con buena analgesia
<b>Diazepam+Ketamina</b>	0,1 mg/kg, IV seguido de 4,5 mg/kg, IV	Buena relajación muscular. Anestesia general 10 – 15 min
<b>Xilazina+Ketamina</b>	0,1-0,2 mg/kg, IM + 4-15 mg/kg, IM	Animales jóvenes. Anestesia general 15-45 min
<b>Xilazina+Ketamina</b>	0,03-0,05 mg/kg, IV + 3-5 mg/kg, IV	Anestesia general 15-20 min
<b>Xilazina+Butorfanol +Ketamina</b>	0,1 mg/kg, IV + 0,04 mg/kg, IV, seguido de 0,5-1.0 mg/kg, IV	Anestesia general 30 min
<b>Xilazina+Butorfanol +Ketamina</b>	0,375 mg/kg, IM + 0,0375 mg/kg, IM + 3,75 mg/kg, IM	Anestesia general 20 – 30 min

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV.

Doble Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina

Triple Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina + 500 mg de xilazina. Tabla adaptada de Injectable anesthetics and field anesthesia. 2015. En: Farm Animal Anesthesia. Wiley-Blackwell.

Tabla 11. Combinaciones para anestesia general en bovinos (cont)

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Propofol	4-6 mg/kg, IV	Anestesia general 5-10 min
Doble Drip	Inducción: 1,5 – 2,2 ml/kg, IV	Añadir analgesia
Triple Drip	Inducción: 0,67 – 1 ml/kg Mantención: 1,5 - 2,2 ml/kg/hora	

IM= intramuscular; IP= intraperitoneal; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV.

Doble Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina

Triple Drip: 1 Litro 5% Eterglicerilguayacolato + 1000 mg de ketamina + 500 mg de xilazina. Tabla adaptada de Injectable anesthetics and field anesthesia. 2015. En: Farm Animal Anesthesia. Wiley-Blackwell.

Tabla 12. Analgésicos frecuentemente utilizados en bovinos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	PERIODO DE RESGUARDO/CONSIDERACIONES
<b>Flunixin Meglumine</b>	2,2 mg/kg, IV c/ 24 hrs	Carne: 7 días Leche: 2 días No usar en hembras gestantes
<b>Ketoprofeno</b>	3 mg/kg, IV, IM c/24 hrs	Carne: 4 días No usar en hembras gestantes
<b>Meloxicam</b>	0,5 mg/kg, IV, SC c/24 hrs	Carne: 15 días Leche: 5 días
<b>Carprofeno</b>	1,4 mg/kg, IV c/24 hrs	Carne: 21 días No usar en hembras

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla elaborada por SIA.

Tabla 13. Sedantes, tranquilizantes y combinaciones para anestesia general en ovinos y caprinos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Acepromazina	0,02-0,1 mg/kg, IM, IV	Tranquilización
Butorfanol	0,05-0,02 mg/kg, IM	Analgesia
Diazepam	0,1-0,3 mg/kg, IV	Sedación
Midazolam	0,1-0,3 mg/kg, IV, IM	Sedación
Xilazina	0,02-0,2 mg/kg, IV, IM	Sedación
Diazepam ó Midazolam + Ketamina	0,25 mg/kg + 5 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general
Xilazina + Ketamina	0,1 mg/kg, IM + 10 mg/kg, IM	Premedicación e inducción de anestesia general
Xilazina + Ketamina	0,1 mg/kg, IM + 3-5 mg/kg, IV	Premedicación e inducción de anestesia general
Propofol	2-6 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general
Tiopental Sódico	5-20 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Clarke y cols. Veterinary Anaesthesia. 2014. 11th ed. Elsevier.

Tabla 14. Sedantes, tranquilizantes y combinaciones para anestesia general en llamas y alpacas

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Xilazina	0,25-0,6 mg/kg, IV, IM	Sedación por 30-45 min
Diazepam	0,1-0,25 mg/kg, IV	Sedación leve
Midazolam	0,1-0,25 mg/kg, IV, IM	Sedación leve
Butorfanol	0,05-0,2 mg/kg, IV, IM	Analgesia y leve sedación
Xilazina + Ketamina	0,25 mg/kg, IV + 2,5 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general
Xilazina + Ketamina	0,25 mg/kg, IV, IM + 5 mg/kg, IM	Inducción de anestesia general. Dosis mayores para alpacas
Xilazina+Ketamina+Diazepam ó Midazolam	0,25 mg/kg, IM + 2,5 mg/kg, IV + 0,1-0,2 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general
Propofol	2-4 mg/kg, IV	Inducción de anestesia general. Premedicar con xilazina

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Clarke y cols. Veterinary Anaesthesia. 2014. 11th ed. Elsevier.

Tabla 15. Combinaciones para premedicación y sedación en cerdos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA
Xilazina + Ketamina	1-2 mg/kg, IM + 10-12 mg/kg, IM
Romifidina + Butorfanol + Ketamina	0,12 mg/kg, IM + 0,1 mg/kg, IM + 8 mg/kg, IM
Xilazina + Midazolam + Ketamina	2 mg/kg, IM + 0,25 mg/kg, IM + 20 mg/kg, IM
Xilazina + Tramadol + Ketamina	2,5 mg/kg, IM + 5 mg/kg, IM + 25 mg/kg, IM
Midazolam + Azaperona	1 mg/kg, IM + 4 mg/kg, IM
Xilazina + Azaperona	2 mg/kg, IM + 2 mg/kg, IM
Midazolam + Azaperona + Ketamina	0,3 mg/kg, IM + 2 mg/kg, IM + 15 mg/kg, IM
Acepromazina	0,03-0,1 mg/kg, IM

IM= intramuscular. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Malavasi LM. 2015. Swine. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 16. Combinaciones para inducción de anestesia general en cerdos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA
Isoflurano ó Sevoflurano	A efecto, inhalado
Xilazina + Tiletamina/Zolazepam	2 mg/kg, IM + 6 mg/kg, IM
Ketamina	4-6 mg/kg, IV
Tiopental Sódico	10-20 mg/kg, IV
Propofol	2-5 mg/kg, IV
Xilazina + Propofol	1-2 mg/kg, IV + 2-4 mg/kg, IV
Alfaxalona	5-6 mg/kg, IM ó 6 mg/kg, IV

IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Se deberá definir la técnica de mantención anestésica de acuerdo con lo reportado para la especie. Tabla adaptada de Malavasi LM. 2015. Swine. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 17. Sedantes y tranquilizantes frecuentemente utilizados en perros y gatos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Acepromazina</b>	Perros: 0,02-0,02 mg/kg, IM, IV, SC (3 mg totales máximo) Gatos: 0,02-0,2 mg/kg, IM, IV	Leve a moderada sedación. Duración 30-90 min
<b>Xilazina</b>	Perros: 0,5-2 mg/kg, IM ó 0,5-1 mg/kg, IV Gatos: 1-2 mg/kg, IM ó 0,2-0,5 mg/kg, IV	Moderada a profunda sedación. Duración 30-60 min. Observar bradicardia
<b>Dexmedetomidina</b>	Perros: 0,002-0,02 mg/kg, IM, IV Gatos: 0,02-0,04 mg/kg, IM, IV	Moderada a profunda sedación. Duración 60-180 min. Observar bradicardia
<b>Midazolam</b>	Perros: 0,1-0,3 mg/kg, IM, IV Gatos: 0,1-0,3 mg/kg, IM, IV	Escasa sedación en animales sanos
<b>Diazepam</b>	Perros: 0,2-0,3 mg/kg, IV Gatos: 0,1-0,2 mg/kg, IV	Escasa sedación en animales sanos

IM= intramuscular; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Bednarski. 2015. Dogs and cats. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.



Tabla 18. Opiáceos y combinaciones frecuentemente utilizadas en la premedicación anestésica en perros y gatos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Tramadol</b>	Perros: 2-4 mg/kg, IM, IV Gatos: 2-4 mg/kg, IM, IV	
<b>Morfina</b>	Perros: 0,2-0,5 mg/kg, IM, SC Gatos: 0,2-0,5 mg/kg, IM, SC	Vómito. Leve sedación. Disforia en algunos casos. Facilita la liberación de histamina. Duración 3-5 hrs.
<b>Metadona</b>	Perros: 0,3-0,5 mg/kg, IM, IV, SC Gatos: 0,3-0,5 mg/kg, IM, IV, SC	Leve sedación. Disforia en algunos casos. Facilita la liberación de histamina. Duración 3-5 hrs.
<b>Butorfanol</b>	Perros: 0,2-0,4 mg/kg, IM, IV, SC Gatos: 0,2-0,4 mg/kg, IM, IV, SC	Mínima sedación. Duración 60-180 min
<b>Acepromacina + Opiáceo*</b>	Perros: 0,02-0,1 mg/kg, IM, IV Gatos: 0,02-0,2 mg/kg, IM, IV	Se puede combinar en la misma jeringa. Duración 15 – 60 min

IM= intramuscular; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Se recomienda comenzar a utilizar la dosis más baja para el opiáceo. Tabla adaptada de Bednarski. 2015. Dogs and cats. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 18. Opiáceos y combinaciones frecuentemente utilizados en la premedicación anestésica en perros y gatos (cont)

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Dexmedetomidina + Opiáceo*</b>	Perros: 0,002-0,007 mg/kg, IM, IV Gatos:0,004-0,01 mg/kg, IM, IV	Ambos fármacos reversibles. Observar bradicardia. Duración 30 – 60 min
<b>Midazolam + Opiáceo*</b>	Perros: 0,1-0,3 mg/kg, IM, IV Gatos:0,1-0,2 mg/kg, IM, IV	Se puede combinar en la misma jeringa. Poca sedación en animales sanos. Duración 30 - 40 min

IM= intramuscular; IV= intravenoso; SC= subcutáneo. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Se recomienda comenzar a utilizar la dosis más baja para el opiáceo. Tabla adaptada de Bednarski. 2015. Dogs and cats. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 19. Anestésicos inyectables utilizados frecuentemente en la inducción anestésica en perros y gatos

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Propofol	4 – 6 mg/kg, IV	Apnea posterior a inyección rápida. Duración 5-10 min
Alfaxalona	1 – 5 mg/kg, IV, IM	
Etomidato	0,5 – 2 mg/kg, IV	Se puede observar mioclonos. Duración 5-10 min
Propofol + Ketamina	2 mg/kg, IV + 2 mg/kg, IV	Duración 5-10 min
Tiopental Sódico	8 – 20 mg/kg, IV	

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, raza, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Bednarski. 2015. Dogs and cats. En: Veterinary Anesthesia and Analgesia. 5th ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 20. Analgésicos y protocolos de sedación y anestesia general en aves de corral

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Butorfanol	2-4 mg/kg, IM	Analgesia
Buprenorfina	0,01-0,05 mg/kg, IM	Analgesia
Meloxicam	0,25-1 mg/kg, IM, oral	Analgesia
Diazepam	0,2-2 mg/kg, IV	Sedación, puede causar ataxia, remover perchas
Midazolam	0,2-2 mg/kg, IV, IM, intranasal	Sedación, puede causar regurgitación y ataxia
Xilazina + Ketamina	1-10 mg/kg, IM + 20-50 mg/kg, IM	Premedicación e inducción de anestesia general. Aumentar dosis para realización de procedimientos quirúrgicos
Isoflurano/Sevoflurano	A efecto por inhalación	

IM= intramuscular; IV= intravenoso. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Clarke y cols. Veterinary Anaesthesia. 2014. 11th ed. Elsevier.

Tabla 21. Analgésicos y protocolos de sedación y anestesia general en anfibios

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Fentanilo	0,3-0,8 mg/kg, SC	Analgesia
Morfina	18-33 mg/kg, SC	Analgesia
Buprenorfina	50 mg/kg, IC	Analgesia
Butorfanol	0,5 mg/kg, inmersión	Analgesia
Dexmedetomidina	120 ug/kg, SC	Analgesia y sedación
Meloxicam	0,1 mg/kg, IM	Analgesia
Tricaína	1-2 g/L, inmersión	Anestesia General
Eugenol	350 uL/L, inmersión	Anestesia General 99% pureza del eugenol

IC=Intracelómico, SC=Subcutáneo, IM=Intramuscular. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Gentz, 2007 y de Baithman & Stetter. 2014. Amphibians. En: Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. 2nd ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 21. Analgésicos y protocolos de sedación y anestesia general en anfibios (cont)

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Benzocaína	0,2-0,3 g/L, inmersión	Anestesia General Requiere dilución en etanol
Isoflurano/Sevoflurano	2-3 mL/L, inmersión 0,03-0,06 mL/gr de peso vivo	Anestesia General En el segundo caso, empapar una esponja plástica sobre el dorso

IC=Intracelómico, SC=Subcutáneo, IM=Intramuscular. Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Gentz, 2007 y de Baithman & Stetter. 2014. Amphibians. En: Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. 2nd ed. Wiley-Blackwell.

Tabla 22. Algunos protocolos de uso corriente para anestesia general en peces

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
Tricaína	50-400 mg/L, inmersión	Alta variabilidad en la dosis asociada a múltiples especies
Eugenol	20-200 mg/L, inmersión	Alta variabilidad asociada a múltiples especies
Clavo de Olor	4-150 mg/L, inmersión	Alta variabilidad asociada a múltiples especies
Isoeugenol	3,6-120 mg/L, inmersión	Alta variabilidad asociada a múltiples especies

Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Neiffer & Stamper, 2009.

Tabla 22. Algunos protocolos de uso corriente para anestesia general en peces (cont).

FÁRMACO	DOSIS Y RUTA	COMENTARIOS
<b>Benzocaína</b>	25,150 mg/L, inmersión	Alta variabilidad asociada a múltiples especies
<b>Isoflurano/Sevoflurano</b>	2-3 mL/L, inmersión 0,03-0,06 mL/gr de peso vivo	Alta variabilidad asociada a múltiples especies

Estas dosis son sugerencias y se recomienda ajustar dosificación de acuerdo con el individuo, especie y procedimientos, en colaboración con el IR y el MV. Tabla adaptada de Neiffer & Stamper, 2009.



## Anexo 8. Métodos de eutanasia.

Los métodos de eutanasia se dividen en 1. Métodos aceptables, 2. Métodos aceptables bajo acondicionamiento previo y 3. Métodos no aceptables. El método de elección dependerá de la especie, estadio de desarrollo (edad), diseño experimental y competencias de el o la investigadora. Para la selección del método más apropiado, se sugiere guiarse según la última actualización de la guía AVMA (AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf)).

Tabla 23. Métodos de eutanasia más frecuentemente utilizados.

ESPECIE	MÉTODO ACEPTABLE	MÉTODO ACEPTABLE CON CONDICIONES
<b>Invertebrados acuáticos</b>	Inmersión en solución anestésica	Como método secundario se puede utilizar alcohol 70%, formalina 10%, congelamiento, trauma cerebral por inserción de aguja.
<b>Anfibios</b>	Barbitúricos, agentes disociativos y anestésicos, triclaína, benzocaína.	Sobredosis de anestésicos inhalatorios o de CO <sub>2</sub> , disparo o perno cautivo, trauma cerebral por inserción de aguja, congelamiento.
<b>Aves</b>	Barbitúricos endovenosos y sobredosis anestésica	Anestésicos inhalatorios, CO <sub>2</sub> , CO, N <sub>2</sub> , Ar, dislocación cervical, decapitación.
<b>Gatos</b>	Barbitúricos endovenosos y sobredosis anestésica. Tributamina.	Barbitúricos por otra vía de administración, sobredosis de anestésicos volátiles, CO, CO <sub>2</sub> , T-61 bajo anestesia general.
<b>Bovinos</b>	Barbitúricos endovenosos	Perno cautivo seguido por sangrado.

Tabla 23. Métodos de eutanasia más frecuentemente utilizados (cont).

ESPECIE	MÉTODO ACEPTABLE	MÉTODO ACEPTABLE CON CONDICIONES
<b>Perros</b>	Barbitúricos endovenosos y sobredosis anestésica. Tributamina.	Barbitúricos por otra vía de administración, sobredosis de anestésicos volátiles, CO, CO2, T-61 bajo anestesia general.
<b>Peces</b>	Inmersión en buffer de benzocaína, sevoflurano, isoflurano, sulfato de quinaldina, buffer de tricaína, 2-fenoxietanol, pentobarbital, congelamiento rápido (pez cebra)	Eugenol, isoeugenol, clavo de olor, inmersión en agua saturada en CO2, transección cervical/decapitación, trauma cerebral por inserción de aguja, congelamiento rápido seguido de otro método, maceración.
<b>Equinos</b>	Barbitúricos endovenosos	Perno cautivo seguido de sangrado.
<b>Conejos</b>	Barbitúricos endovenosos	Sobredosis de anestésicos volátiles, bala cautiva, CO2, dislocación cervical.
<b>Reptiles</b>	Barbitúricos, agentes disociativos y anestésicos	Anestésicos inhalatorios, CO2, perno cautivo, trauma cerebral, congelamiento.
<b>Roedores</b>	Barbitúricos, combinaciones de barbitúricos, combinación de agentes disociativos.	Anestésicos inhalatorios, CO, CO2, tribromoetanol, dislocación cervical, decapitación.
<b>Ovinos y caprinos</b>	Barbitúricos inyectables	Disparo, perno cautivo.

Tabla 23. Métodos de eutanasia más frecuentemente utilizados (cont).

ESPECIE	MÉTODO ACEPTABLE	MÉTODO ACEPTABLE CON CONDICIONES
<b>Cerdos</b>	Barbitúricos inyectables	CO2, CO, N2, Ar, electronarcosis seguida de sangrado, perno cautivo, traumatismo cerrado.

Los métodos aceptables son aquellos que producen consistentemente la eutanasia cuando se usan como único medio. Los métodos aceptables bajo acondicionamiento son aquellas técnicas que pueden requerir que ciertas condiciones se cumplan para producir de manera segura la eutanasia. Para detalles sobre métodos aceptables con acondicionamiento y otros no establecidos en esta tabla, referirse a la guía AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf).

Tabla 24. Métodos no aceptables de eutanasia

AGENTE O MÉTODO	OBSERVACIONES
<b>Embolia</b>	Puede estar acompañado de convulsiones y vocalizaciones. Si se utiliza debe hacerse solo en animales previamente anestesiados.
<b>Hidrato de Cloral</b>	Inaceptable por no cumplir los criterios de eutanasia.
<b>Cloroformo</b>	Es hepatotóxico, posiblemente carcinogénico y por lo tanto extremadamente riesgoso para el personal.
<b>Cianuro</b>	Riesgo extremadamente alto para las personas.
<b>Descompresión</b>	Involucra numerosas desventajas, la mayoría de las cámaras están diseñadas para producir una descompresión 15-60 veces más rápido del recomendado resultando en dolor y distrés para los animales. No es factible su uso en neonatos, los cuales son resistentes a la hipoxia. Puede ocurrir una reversión del método accidentalmente.
<b>Éter dietílico</b>	Es irritante, inflamable y explosivo.
<b>Ahogamiento</b>	No implica muerte sin dolor
<b>Formaldehído</b>	La inmersión en formaldehído no es un método de eutanasia

Los métodos inaceptables son aquellos considerados no humanitarios bajo cualquier condición. Para mayor información, ver guía AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020 Euthanasia Final 1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf).

Tabla 24. Métodos no aceptables de eutanasia (cont)

AGENTE O MÉTODO	OBSERVACIONES
<b>Solventes y productos químicos</b>	La acetona, amonios cuaternarios, laxantes, pesticidas y otros tóxicos no están diseñados para ser agentes eutanásicos.
<b>Sulfato de magnesio, cloruro de potasio, y agentes bloqueantes neuromusculares</b>	Es inaceptable en vertebrados conscientes
<b>Fuerza manual para generar trauma en la cabeza</b>	Inaceptable para la mayoría de las especies, a excepción de pequeños roedores y cerdos neonatos.
<b>Sofocación</b>	Es inaceptable en vertebrados conscientes
<b>Estricnina</b>	Causa convulsiones violentas y contracciones musculares dolorosas.
<b>Compresión manual torácica</b>	No aceptable su uso en animales conscientes

Los métodos inaceptables son aquellos considerados no humanitarios bajo cualquier condición. Para mayor información, ver guía AVMA, [https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020\\_Euthanasia\\_Final\\_1-15-20.pdf](https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf).



## Anexos

## OBJETIVO DEL MANUAL

Orientar a investigadores/as y comités institucionales de cuidado y uso de animales (CICUAs) para que puedan dar cumplimiento al principio de las 3Rs (Reemplazo, Reducción y Refinamiento), resguardando el bienestar de los animales. Por otra parte, este documento también aporta conocimientos a los investigadores/as y personal asociado a la investigación que permita un uso responsable y correcto de los animales, en relación a sus necesidades y requerimientos.

## MARCO LEGAL

Este documento se enmarca según lo dispuesto en la Ley 20.380 sobre protección de animales, en lo que respecta al uso de animales de experimentación. A su vez, fueron consideradas otras leyes como: Ley 18.362; Ley de Caza 19.473; Ley 20.962 CITES; Leyes asociadas a especies hidrobiológicas: Ley 18.892, Ley 20.116; Ley 21.020 Sobre tenencia responsable de mascotas y animales de compañía, entre otras.

## CONSIDERACIONES PARA REALIZAR INVESTIGACIÓN EN ANIMALES

Toda institución que realice investigación con animales (de acuerdo a la Ley 20.380), debe garantizar el bienestar animal, además de facilitar la investigación, docencia y vinculación con el medio.

## PROCEDIMIENTOS

El análisis previo del impacto de distrés o dolor en animales de experimentación es fundamental para mantener un adecuado bienestar. Es por esto que todo(a) investigador(a) debe conocer a cabalidad el comportamiento del modelo animal con que está trabajando. Además, debe contar con un protocolo que le permita supervisar el bienestar animal y tomar decisiones en caso de ser necesario aliviar algún grado de distrés, dolor y/o considerar la eutanasia.



## INSTALACIONES

El diseño y construcción de las instalaciones junto a condiciones adecuadas de alojamiento y prácticas asociadas contribuyen al bienestar animal, a la calidad de la investigación y a la validez de los resultados. Los animales deben alojarse proporcionando espacio suficiente junto a los recursos necesarios para satisfacer sus necesidades físicas, fisiológicas y etológicas. Asimismo, estas instalaciones deben contar con una gestión que garantice la exclusión de personas no autorizadas, animales externos y/o plagas, con un plan de emergencias y un programa activo de mantención permanente de infraestructura.

## RESPONSABILIDADES DE LOS Y LAS INVESTIGADORES/AS

Toda persona que requiera utilizar animales con fines de investigación, docencia, producción y/o vinculación con el medio debe tener la aprobación de un CICUA previo a la implementación de las actividades propuestas. No se debe utilizar animales sin un protocolo aprobado y certificado por el CICUA

## MANEJO Y CUIDADO DE LOS ANIMALES

Los animales deberán recibir el cuidado, alimentación y agua de bebida por personal capacitado, de acuerdo a su especie y categoría, con el fin de mantener su buen estado de salud y de satisfacer sus necesidades.

## FUNCIONES Y RECOMENDACIONES PARA LOS CICUA

El CICUA estará encargado de asegurar que los recintos que alojan animales cumplan con las condiciones para mantener a las especies alojadas en óptimas condiciones. Para esto, deberá seguir un protocolo y contar con una comisión que evalúe las instalaciones de alojamiento de animales. Además, se sugieren un serie de recomendaciones para su buen funcionamiento.





Agencia Nacional de Investigación y Desarrollo, ANID  
**Ministerio de Ciencia, Tecnología, Conocimiento e Innovación**  
Moneda 1375  
Santiago, Chile  
[www.anid.cl](http://www.anid.cl)

