

Guía de Recomendaciones pre y post quirúrgicas en roedores

Sección 1 – Consideraciones generales y entorno quirúrgico

Justificación para aplicar técnica aséptica en cirugía de roedores

Aunque los ratones y ratas han sido considerados resistentes a infecciones posquirúrgicas, la literatura contiene numerosos artículos que documentan cómo infecciones subclínicas como *Pseudomona aeruginosa*, *Corynebacterium kutscheri* o el virus de la hepatitis murina pueden convertirse en enfermedades clínicas tras situaciones de estrés o inmunosupresión.

Históricamente, la cirugía en roedores se ha realizado de manera no aséptica o con una pobre técnica aséptica. Sin embargo, la evidencia experimental ha mostrado que las infecciones adoptan un perfil subclínico (y clínico) en ratas y ratones. Se ha documentado una mejoría en la recuperación posoperatoria mediante mayor consumo de alimento y agua gracias a la implementación de técnicas quirúrgicas asépticas.

Propósito de esta guía

La presente guía tiene como propósito orientar sobre las prácticas pre y posquirúrgicas a los investigadores, médicos veterinarios, estudiantes y profesionales dedicados a la investigación científica que emplean animales de laboratorio en sus estudios. Asimismo, está dirigida a estudiantes de pregrado y posgrado que se inician o participan en proyectos de investigación de características similares.

Regulaciones y directrices

La Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio (National Research Council) establece: *“Una técnica inadecuada o incorrecta puede conducir a infecciones subclínicas que pueden causar respuestas fisiológicas y conductuales adversas, afectando el éxito quirúrgico, el bienestar animal y los resultados de investigación.”*

Por su parte, el Colegio Americano de Medicina de Animales de Laboratorio (ACLAM 2016) declara: *“El manejo de la respuesta al estrés mediante prácticas quirúrgicas, anestésicas y de cuidados perioperatorios eficaces es esencial para salvaguardar la validez y reproducibilidad de los resultados de la investigación y garantizar la salud y el bienestar de los roedores utilizados en modelos quirúrgicos”. Los investigadores y veterinarios de animales de laboratorio promueven la investigación de calidad y los altos estándares de salud y bienestar animal mediante una formación quirúrgica intensiva, una planificación prequirúrgica exhaustiva y una ejecución cuidadosa de cirugías aprobadas por el IACUC”.*

A nivel nacional, la ley 20.380 sobre protección de animales, en su artículo 7.º menciona: *“los experimentos en animales vivos solo podrán practicarse por personal calificado, que evitará al*



máximo su padecimiento”. Se entenderá por personal calificado aquel que tenga estudios en las áreas veterinaria, médica o de ciencias afines, certificados por una institución académica del Estado o reconocida por éste. Si los experimentos consisten en intervenciones quirúrgicas que necesariamente importan el uso de anestesia para evitar sufrimientos innecesarios, deberán ser practicados por un médico veterinario u otro profesional competente. Tales experimentos, además, deberán practicarse en instalaciones adecuadas y se limitarán a los fines señalados en el artículo anterior. Los establecimientos en que se realicen estos experimentos deberán contar con instalaciones idóneas a las respectivas especies y categorías de animales, para evitar el maltrato y deterioro de su salud.”

Consideraciones especiales

- Los roedores tienen alta relación superficie corporal/volumen y metabolismo rápido, por lo que se deshidratan y pierden calor con facilidad. La hipotermia es una causa frecuente de mortalidad intraoperatoria. No se recomiendan el uso de guateros o bolsas calientes (de agua o de semillas) debido a que no se puede hacer un control efectivo de la temperatura pudiendo provocar daño en el paciente.
- El estrés quirúrgico genera respuestas hormonales y metabólicas (hiperglucemia, balance nitrogenado negativo). Minimizar el trauma tisular, prevenir infecciones y controlar el dolor reduce estas respuestas y favorece la recuperación.

Sección 2 – Preparación preoperatoria y anestesia

Preparación preoperatoria del animal

- Evaluar el estado de salud del animal previo al procedimiento, a través de la pauta de supervisión del protocolo aprobado.
- Para la adaptación de animales a un nuevo ambiente, permitir al menos 3 días de aclimatación previo a la cirugía tras el transporte.
- Para los procedimientos quirúrgicos en los que se contempla la devolución de los animales post intervención a su lugar de origen, el tiempo de adaptación al lugar puede ser fluctuante conforme a lo aprobado en el protocolo de cuidado y uso de animales.
- El animal debe estar libre de signos clínicos de enfermedad: postura y movimiento normales, pelaje brillante, ojos claros, respiración y coloración normales. La aplicación de la pauta de supervisión previo al procedimiento es fundamental.
- La ingesta de alimento y agua debe ser normal.
- Si las condiciones experimentales lo permiten, no es necesario ayunar a ratas y ratones, ya que no vomitan. El ayuno prolongado 8 a 12 hrs puede causar hipoglucemia y cambios significativos en la microflora intestinal (disbiosis y enterotoxemia).
- Especial cuidado con hembras preñadas en cuanto a la elección de analgesia, anestesia y posición durante la cirugía.



Posicionamiento del animal

- Evitar tensión excesiva en las extremidades, que puede causar daño nervioso o comprometer la circulación.
- Sujetar los miembros con cinta sobre el mesón de procedimiento, destinado para la intervención.
- Nunca usar el cuerpo del animal anestesiado para el apoyo de materiales.

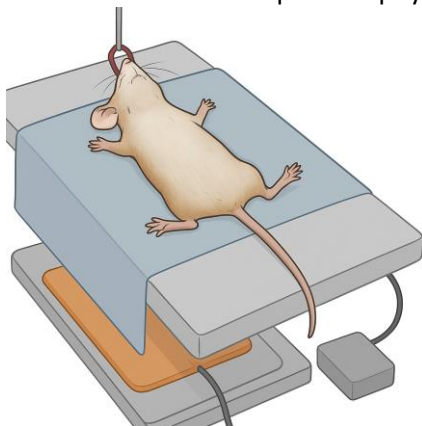


Figura 1: posicionamiento del animal. Imagen generada con IA.

Preparativos generales para la cirugía

Se requiere un área limpia, ordenada y desinfectada, dedicada a la cirugía durante el procedimiento.

La desinfección adecuada de las superficies donde se realizan procedimientos quirúrgicos en roedores es fundamental para mantener condiciones asépticas y prevenir infecciones postoperatorias. Las superficies de trabajo, bandejas quirúrgicas y equipos de soporte deben limpiarse antes, entre procedimientos y al finalizar la sesión quirúrgica.

- **Procedimiento general de limpieza y desinfección**
 - **Limpieza previa** para remover material orgánico visible (restos de cama, sangre, pelo o fluidos biológicos).
 - Aplicar **desinfectante aprobado y compatible con superficies**.
 - Respetar el **tiempo de contacto indicado por el fabricante** para asegurar eficacia antimicrobiana.
 - Dejar secar al aire antes de comenzar la cirugía o colocar barreras estériles si aplica.
 - Repetir el proceso **entre animales** y al término de la sesión.
 - Registrar el procedimiento en la ficha o bitácora correspondiente (fecha, producto, responsable).
 - El personal debe usar guantes y protección ocular según el producto utilizado.



Productos recomendados

Los siguientes agentes son recomendados para desinfección de superficies en cirugía de roedores:

Tipo de desinfectante	Uso recomendado	Observaciones
Etanol 70% o Isopropanol 70–85%	Limpieza rápida entre cirugías	Evitar contacto prolongado con acrílicos; inflamable
Hipoclorito de sodio 0.5–1% (solución fresca de lavandina)	Desinfección de alto nivel	Inactivado por materia orgánica; corrosivo; requiere enjuague
Clorhexidina soluciones 0.05–2%	Superficies y bandejas; compatible con fluidos biológicos	Buena residualidad; usar formulaciones aptas para superficies
Amonios cuaternarios	Rutina e inter-procedimiento	Eficaz en ausencia de materia orgánica
Peróxido de hidrógeno (incl. peróxido acelerado)	Superficies, equipos, salas	Amplio espectro y buena seguridad para el usuario
Fenoles	Áreas con alta materia orgánica	Evitar en plástico por daño progresivo
Glutaraldehído (uso restringido)	Equipos no críticos/alto nivel	Uso limitado por toxicidad y ventilación requerida

Seleccionar el producto según compatibilidad con superficies, nivel requerido y normativa institucional.

- Separar las áreas de preparación del animal, campo operatorio y recuperación.
- Evitar zonas de alto tránsito y corrientes de aire.
- Los instrumentos quirúrgicos deben esterilizarse en autoclave, empaquetados y con indicadores de esterilidad válidos.
- Entre cirugías, pueden reesterilizarse las puntas de los instrumentos en un esterilizador de perlas calientes (ver anexo 2).
- No deben usarse más de 5 cirugías consecutivas con este método sin cambiar a un set de instrumentos esterilizados.



Figura 2: métodos de esterilización de material quirúrgico. Imagen generada con IA



Prevención de hipotermia

- Los roedores pierden calor rápidamente bajo anestesia.
- Usar mantas homeotérmicas, mantas de agua tibia recirculante o lámparas de calor (con monitoreo).
- Colocar al animal sobre material aislante (ej. burbujas plásticas, gasas).
- Mantener la cola sobre la fuente de calor cuando sea posible.
- Comenzar a aplicar calor inmediatamente tras la inducción anestésica.

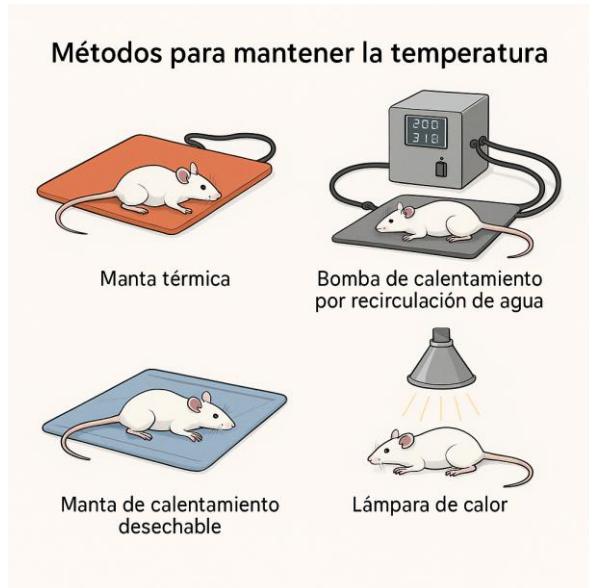


Figura 3: métodos de mantención de temperatura corporal en roedores. Imagen generada con IA

Anestesia

El uso de anestesia inhalatoria (isoflurano o sevoflurano) con vaporizador de precisión es el método de elección. A continuación, se entregan recomendaciones para la aplicación de anestesia inhalatoria:

Anestesia inhalatoria (isoflurano o sevoflurano)

El método de elección para roedores es la anestesia inhalatoria administrada mediante **vaporizador de precisión** y oxígeno suplementario.

Inducción

- Colocar al animal en cámara de inducción o cono nasal.
- **Isoflurano 3–5 %** (o concentración equivalente de sevoflurano).
- Confirmar plano anestésico quirúrgico:
 - Pérdida del reflejo de enderezamiento
 - Disminución de la frecuencia respiratoria (\downarrow ~50 % respecto a basal)
 - Ausencia de respuesta al estímulo doloroso (reflejo pedal)

Mantención

- **Isoflurano 1–2 %** según respuesta del animal, procedimiento y especie.
- Administrar mediante cono nasal o intubación (si aplica).



- Monitoreo continuo cada 10–15 min, registrar en ficha de anestesia:
 - Frecuencia respiratoria
 - Color de mucosas
 - Temperatura corporal
 - Reflejo pedal

Recuperación

- Suspender anestésico, mantener oxígeno si es posible.
- Colocar en caja de recuperación con **calor >37 °C**.
- Supervisar hasta:
 - Postura erguida
 - Respiración normal
 - Recuperación completa del estado de alerta

Aspecto	Recomendación
Temperatura	Manta térmica o calentador adecuado a roedores
Ojos	Lubricar si el procedimiento > 5 min
Seguridad	Revisar circuitos y conexiones antes de cada uso
Evacuación de gases	Canister de carbón, campana extractora o mesa downdraft
Gestión del canister	Pesar, registrar fecha y peso tras cada procedimiento

La inducción puede realizarse en cámara y la mantención mediante mascarilla o tubo endotraqueal, según técnica y capacitación del operador. Este procedimiento debe complementarse con registros clínicos individuales, supervisión veterinaria y evidencia de capacitación en técnicas anestésicas.

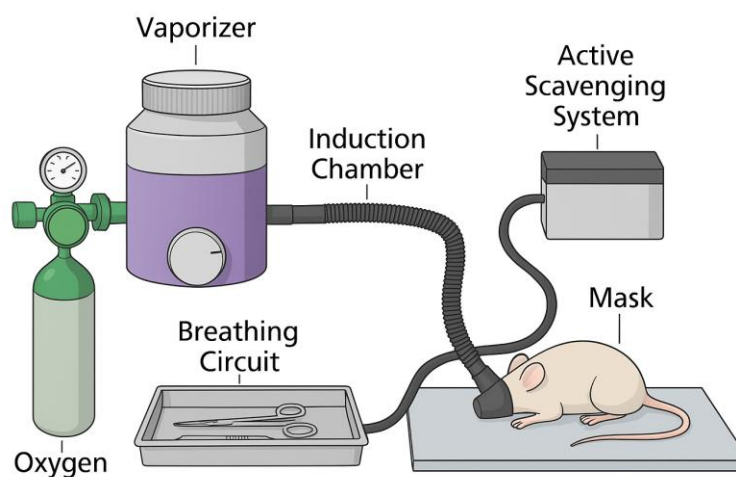


Figura 4: método de anestesia inhalatoria. Imagen generada con IA

Método alternativo de inducción (open drop)

El método open-drop consiste en aplicar anestésico líquido sobre algodón o esponja dentro de una cámara de inducción, sin contacto directo con el animal. Se utiliza solo para inducción breve y bajo campana extractora.

Recomendaciones

- Algodón saturado contenido en frasco perforado, adherido a la tapa interiorRejilla separadora
- Animal colocado en la base de la cámara
- Campana extractora en operación
- Tras pérdida del reflejo pedal → mover a mascarilla con vaporizador
- Algodón: 0,5–1 g por litro de cámara
- Isoflurano: 0,2 mL de líquido por litro de cámara ($\approx 4\%$ vapor)
- Separar el algodón del animal mediante rejilla o contenedor perforado
- Inducción máxima 1–2 min, luego continuar en mascarilla con vaporizador
- No usar para procedimientos prolongados por riesgo de mortalidad y toxicidad



Figura 5: método alternativo de anestesia open-drop. Imagen generada con IA

Valores orientativos basados en guías de bienestar animal.
Uso **exclusivo para inducción breve**, con paso inmediato a mascarilla y vaporizador.

Volumen de cámara	Cantidad de algodón (aprox.)	Isoflurano líquido recomendado	Concentración estimada en cámara	Uso
0.5 L	0.25–0.5 g (4×4 cm aprox.)	0.1 mL	$\sim 4\%$	Ratón (inducción rápida)



1.0 L	0.5–1 g (5×5 cm aprox.)	0.2 mL	~4%	Ratón / cría de rata
2.0 L	1–2 g (7×7 cm aprox.)	0.4 mL	~4%	Rata pequeña / juvenil

- Colocar el algodón **siempre aislado** (rejilla o frasco perforado).
- **No permitir contacto directo** del animal con el anestésico.
- Tiempo máximo de inducción objetivo: **< 1–2 minutos**.
- Usar **bajo campana extractora** o extracción activa.
- Después de inducir → **retirar algodón, ventilar cámara y pasar a mascarilla**.

El uso de vaporizador es el estándar recomendado. Open-drop solo debe emplearse cuando el vaporizador no esté disponible y se justifique su uso en un protocolo aprobado por el CEC-CAA.

Analgesia preventiva

- La analgesia preventiva consiste en aplicar anestésicos locales o analgésicos sistémicos antes de la incisión.
- Objetivo: disminuir la transmisión de estímulos dolorosos y mejora la recuperación postoperatoria.
- 15 a 30 min antes que termine la cirugía se recomienda inyectar algún analgésico dependiendo del tipo de algesia que se espera de dicha cirugía (ej: AINES o analgésicos locales). La vía de administración dependerá del prospecto del fármaco, por lo que este debe ser revisado previamente.
- Lo idóneo es mantener la analgesia por un periodo de 48 a 72 hrs
- Se recomienda infiltrar lidocaína en la zona de incisión antes de comenzar.
- Lidocaína 1–2% (máx. 10 mg/kg, duración 20–40 min).

Sección 3 – Técnica quirúrgica

Hemostasia

- Minimizar/controlar el sangrado durante la cirugía.
- La pérdida de sangre favorece el crecimiento bacteriano, retrasa la recuperación y aumenta el riesgo de muerte.
- Para reducir la hemorragia: disecar siguiendo planos tisulares, identificar y retraer vasos grandes, aplicar técnicas de hemostasia (presión directa, cauterio, productos hemostáticos, ligaduras).

Trauma tisular y contaminación

Principios básicos:



- La cirugía debe ser suave: manipulación brusca de tejidos aumenta dolor, infección y tiempo de recuperación.
- El tiempo es trauma: la exposición prolongada de órganos a temperatura ambiente es dañina. Evitar procedimientos >90 min.
- Mantener tejidos húmedos con solución salina tibia o Ringer lactato.
- Si ocurre contaminación, irrigar con abundante solución estéril tibia.

Factores de riesgo

- No existe garantía del 100% de esterilidad. El objetivo es reducir los microorganismos a niveles seguros.
- El riesgo depende del tipo de procedimiento, duración, estado del animal, experiencia del cirujano, preparación del instrumental y cumplimiento de técnica aséptica.

Materiales de sutura

- Capas internas: suturas absorbibles (ej. Vicryl, PDS, Dexon). Tamaños: 4-0 a 6-0 en ratas; 5-0 a 7-0 en ratones.
- Piel: suturas no absorbibles monofilamento (Prolene, nylon, acero inoxidable), clips o adhesivos tisulares.
- Evitar suturas trenzadas como la seda en piel (riesgo de infección).

Patrones de sutura

- Pared abdominal: patrón simple continuo o interrumpido con sutura absorbible.
- Tejido subcutáneo: cierre continuo con sutura absorbible en ratas grandes/obesas, no en ratones.
- Piel: sutura interrumpida con monofilamento no absorbible, clips metálicos o adhesivo tisular. Separación 5–8 mm.
- En animales que muerden suturas externas, preferir subcuticular o clips.
- Cierre debe restaurar la alineación de tejidos, sin exceso de sutura.

Nudos y seguridad

- Realizar nudos cuadrados (3–4 lazadas en internos, 5–6 en piel).
- No cortar extremos demasiado cortos (riesgo de desatarse).
- Evitar extremos demasiado largos en piel (los animales pueden morderlos).

Adhesivos tisulares

- Pueden usarse para heridas pequeñas y sin tensión.
- Aplicar en capas finas, evitando exceso que estimule a los animales a manipular la herida.
- Ventajas: rápida aplicación, sin necesidad de retirar suturas, propiedades antimicrobianas.
- Contraindicados en heridas bajo tensión.



- Existen algunos disponibles en el mercado nacional: Dermabond[®], Histoacryl Blue[®], Epiglu[®], VetBond[®], entre otros.

Uso de antibióticos

- No sustituyen la técnica aséptica.
- Deben reservarse para casos de inmunodeficiencia, cirugías en órganos huecos, implantación de biomateriales, contaminación accidental o procedimientos muy invasivos.
- En general, una dosis preoperatoria de antibiótico de amplio espectro puede ser suficiente.
- Consideraciones: Microbiota normal *Lactobacillus spp.* y *Bacteroides spp.* son destruidos por los antibióticos, esto producirá crecimiento excesivo de organismos oportunistas, en particular *Escherichia coli* y *Clostridium spp.*
- Los Antibióticos asociados con disbiosis son: cefalosporinas, lincomicina, penicilinas, clindamicina, eritromicina, vancomicina, bacitracina, y gentamicina oral.

Tipos de suturas y patrones de cierre

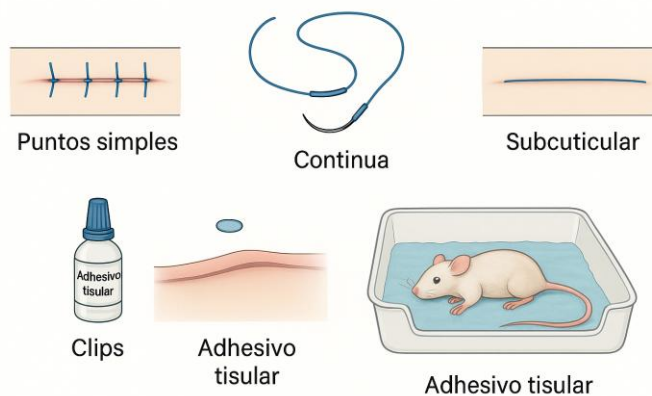


Figura 6: tipos de suturas y patrones de cierre. Imagen generada con IA

Sección 4 – Cuidados postoperatorios

Recuperación y monitoreo

- Utilizar antagonistas anestésicos cuando sea posible para acelerar la recuperación (ej. Atipamezol para ketamina/xilazina).
- Continuar aplicando calor externo con mantas eléctricas (diseñadas para estos fines) hasta que el animal recupere el reflejo de enderezamiento.
- Colocar al animal en una jaula limpia con cama nueva para minimizar contaminación de la herida.



- Primeras 24 hrs se recomienda alojar individualmente por caja para evitar que sus compañeros puedan intervenir en la herida.
- Observar el consumo de alimento y agua durante varios días. El alimento y agua deben ir al piso para facilitar el acceso a ellos por parte del paciente.
- Evaluar signos de deshidratación (test de pliegue cutáneo) y aplicar terapia de fluidos subcutáneos o intraperitoneales si es necesario. Se recomienda 100 ml/kg de peso ya sea por vía subcutánea o IP. Tener en cuenta capacidad máxima de tolerancia de fluidos por cada vía de administración.
- Pesar diariamente o usar un sistema de condición corporal (BCS. Anexo 1) para monitorear el estado general.

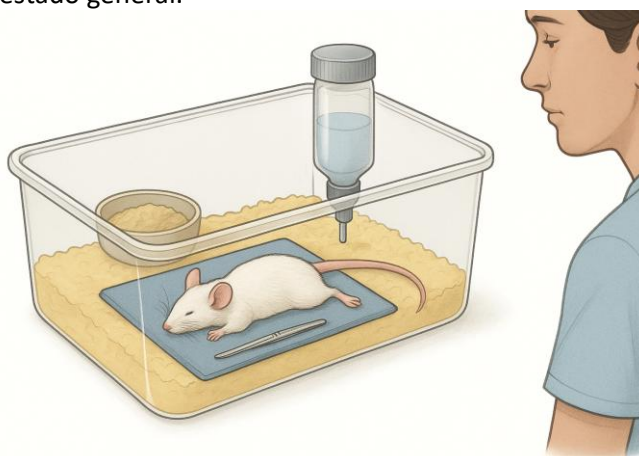


Figura 7: recuperación y monitoreo postoperatorio. Imagen generada con IA

Analgesia y control del dolor

- Si un procedimiento es doloroso en humanos, debe asumirse que también lo es en roedores.
- Se recomienda mantener la analgesia en cirugías de algesia mayor por 48 a 72 hrs.
- Proveer analgesia adecuada desde el postoperatorio inmediato.
- Observar signos de dolor: postura encorvada, pelaje erizado, disminución de actividad, vocalización, manchas rojas en ojos/nariz, cambios en apetito o peso.
- Los primeros 24 h son críticas para el manejo del dolor.
- Los neonatos y animales tras cirugías prolongadas pueden requerir glucosa oral para prevenir hipoglucemia.

Nutrición y soporte

- Los roedores tienen altas demandas energéticas y pocas reservas de grasa.
- Ofrecer alimento húmedo, palatable y energético tan pronto se recuperen (diet gels, dietas blandas, suplementos saborizados).
- Favorecer alimentos húmedos y fáciles de acceder (colocados en el fondo de la jaula).

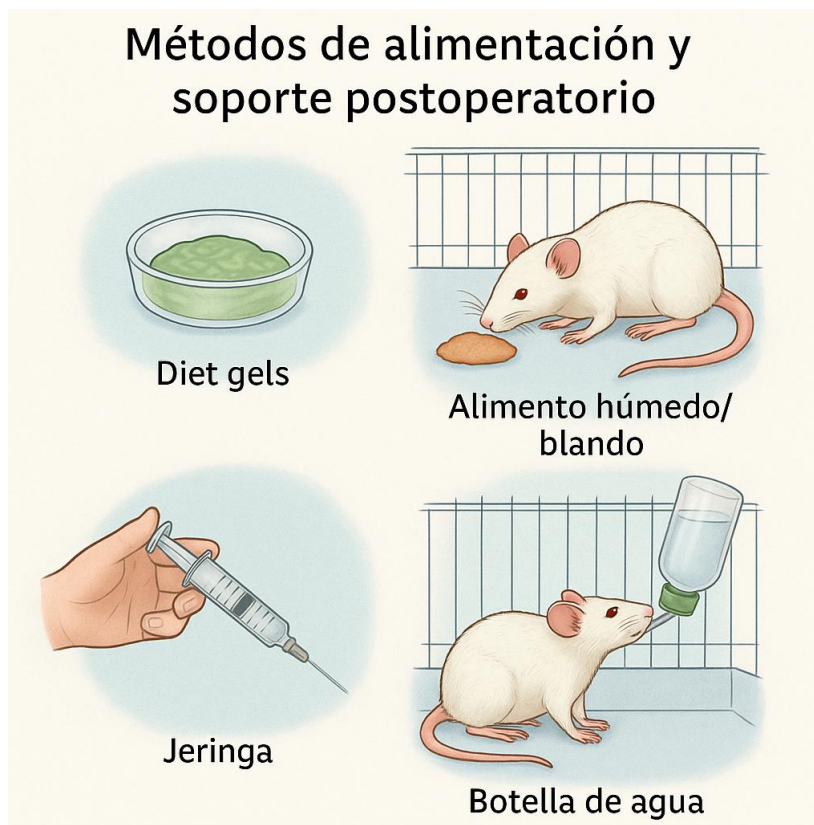


Figura 8: métodos de alimentación y soporte postoperatorio. Imagen generada con IA

Registro postoperatorio

- Documentar en las pautas de supervisión aprobadas por el CEC-CAA para cada protocolo experimental la evolución diaria del animal, el estado de la herida y la administración de fármacos.
- Mantener el registro durante al menos 5 días tras la cirugía.
- Tarjetas o planillas de monitoreo deben incluir: fecha, identificación del animal, sitio quirúrgico, fármacos administrados, observaciones y firma del responsable.

Métodos no farmacológicos de control del dolor

- Mantener el animal en un ambiente tranquilo y con baja iluminación.
- Controlar la temperatura ambiental y prevenir hipotermia.
- Evitar manipulaciones innecesarias.
- Mantener hidratación adecuada con fluidos tibios.
- Permitir recuperación en compañía de congéneres cuando sea seguro o después de 24 h., para favorecer la termorregulación y disminuir el estrés.



DEFINICIONES

- **Asepsia:** estado en el que los organismos patógenos vivos están ausentes; una condición cercana a la esterilidad.
- **Cirugía aséptica:** realización de una operación con guantes, instrumentos estériles, etc., tomando precauciones contra la introducción de microorganismos infecciosos del ambiente externo.
- **Cirugía mayor de supervivencia:** penetra y expone una cavidad corporal, produce deterioro físico o fisiológico sustancial, o implica disección extensa de tejidos (ej. laparotomía, toracotomía, amputación de miembro).
- **Cirugía menor de supervivencia:** no expone una cavidad corporal y causa poca o ninguna alteración física (ej. sutura de heridas, canulación de vasos periféricos, biopsias percutáneas). Los animales se recuperan con mínimas complicaciones.
- **Contaminado/Colonizado:** presencia de microorganismos ($<10^6$ /gramo de tejido).
- **Desinfección:** proceso químico o físico que destruye organismos patógenos. Los desinfectantes son efectivos contra formas vegetativas, pero no necesariamente contra esporas.
- **Esterilización:** proceso mediante el cual se eliminan o destruyen todos los microorganismos viables. El criterio de esterilización adecuada es la imposibilidad de crecimiento de organismos en un medio de cultivo apropiado.
- **Estéril:** libre de todos los microorganismos vivos y sus esporas.
- **Infectado/Sepsis:** presencia de microorganismos ($>10^6$ /gramo de tejido), con infección clínica evidente.




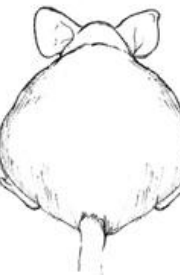



Referencias

1. Chile. Ministerio de Salud. Subsecretaría de Salud Pública. (2009). *Ley 20.380 sobre protección de animales*.
<http://www.leychile.cl/N?i=1006858&f=2009-10-03&p=>
2. National Research Council. (2011). *Guide for the care and use of laboratory animals* (8th ed.). The National Academies Press.
<https://doi.org/10.17226/12910>
3. Perret-Gentil, M. I. (s.f.). *Guía de cirugía en roedores: Aplicación de la técnica aséptica y cuidados perioperatorios*. Laboratory Animal Resources Center, University of Texas at San Antonio.
4. Ullman-Culleré, M. H., & Foltz, C. J. (1999). Body condition scoring: A rapid and accurate method for assessing health status in mice. *Laboratory Animal Science*, 49(3), 319–323. PMID: 10403450.
5. American College of Laboratory Animal Medicine. (2020). *ACLAM position statement: Rodent surgery standards*.
6. American Veterinary Medical Association. (2020). *AVMA guidelines for the euthanasia of animals*. AVMA.
7. National Institutes of Health, Office of Animal Care and Use. (2023). *Rodent survival surgery guidelines*. NIH.
8. Orr, H. (2017). *Rodent surgical guidelines*. ORR Safety Program.
9. University of Iowa Institutional Animal Care and Use Committee. (2023). *Guidelines for rodent survival surgery*.
10. University of California, Los Angeles. (2022). *Rodent surgery policies and procedures*. UCLA.
11. University of Rochester Medical Center. (2023). *Aseptic recovery surgery policy for rodents and birds*.
12. American Association for Laboratory Animal Science. (2017). *Anesthesia and analgesia in laboratory animals*. AALAS Learning Library.
13. Fish, R. E., Brown, M. J., Danneman, P. J., & Karas, A. Z. (Eds.). (2011). *Anesthesia and analgesia in laboratory animals* (2nd ed.). Academic Press.
14. Hawkins, P., Playle, L., Golledge, H., et al. (2016). Guidance on the severity classification of scientific animal procedures. *Laboratory Animals*, 50(1), 1–23.
<https://doi.org/10.1177/0023677215571759>
15. Laboratory Animal Science Association. (2019). *Guidance on the use of volatile anesthetics for rodents*. LASA.



ANEXO 1: Score de condición corporal en roedores

	<p>BC1- <u>Mouse is emaciated.</u></p> <ul style="list-style-type: none">• <i>Skeletal structure extremely prominent; little or no flesh cover.</i>• <i>Vertebrae distinctly segmented</i>
	<p>BC2 - <u>Mouse is underconditioned.</u></p> <ul style="list-style-type: none">• <i>Segmentation of vertebral column evident.</i>• <i>Dorsal pelvic bones are readily palpable.</i>
	<p>BC3 - <u>Mouse is well-conditioned.</u></p> <ul style="list-style-type: none">• <i>Vertebrae and dorsal pelvis not prominent; palpable with slight pressure.</i>
	<p>BC4 - <u>Mouse is overconditioned.</u></p> <ul style="list-style-type: none">• <i>Spine is a continuous column.</i>• <i>Vertebrae palpable with only firm pressure.</i>
	<p>BC5 - <u>Mouse is obese.</u></p> <ul style="list-style-type: none">• <i>Mouse is smooth and bulky.</i>• <i>Bone structure disappears under flesh and subcutaneous fat.</i>

A "+" or "-" can be added to the body condition score if additional increments are necessary (i.e. ...2+, 2, 2-...)

Body condition scoring is a quick and easy methodology that is useful in assessing animal health. It is particularly helpful when body weight might not reflect body condition (e.g. presence of tumors, ascites, organomegaly, pregnancy). Simply run your finger over the sacral area and score the animal according to the chart.

ANEXO 2 USO DEL ESTERILIZADOR DE PERLAS CALIENTES (GLASS BEAD STERILIZER)

El esterilizador de perlas calientes permite re-esterilizar rápidamente instrumentos metálicos durante cirugías en roedores, sin necesidad de autoclave entre cada animal.

Procedimiento

1. Precalentar el equipo hasta la temperatura de operación ($\approx 200\text{--}250\text{ }^{\circ}\text{C}$).
Esperar a que el indicador marque temperatura estable.
2. Retirar restos orgánicos del instrumento inmediatamente después de usarlo:
 - Eliminar tejido o sangre con gasa estéril humedecida con solución salina o alcohol 70%
 - Secar antes de introducir en las perlas (para evitar vaporización abrupta)
3. Introducir solo la punta activa del instrumento
(no sumergir las asas ni articulaciones completas si no es necesario).
4. Dejar el instrumento 10–15 segundos o según recomendación del fabricante.
5. Retirar y dejar enfriar brevemente sobre superficie estéril (o en material estéril) antes de volver a usarlo para evitar quemaduras de tejido.

Consideraciones

- Usar para mantener esterilidad entre animales, no como método inicial de esterilización (*los instrumentos deben iniciar el día esterilizados por autoclave*).
- No introducir instrumentos con restos orgánicos visibles \rightarrow disminuye eficacia y deteriora las perlas.
- Reemplazar las perlas según indicación del fabricante o cuando presenten desgaste/contaminación.
- Mantener el equipo en superficie estable y ventilada.

Importante: No aplicar este método para materiales sensibles al calor o instrumentos con partes plásticas.

ANEXO 3: Checklist de Cirugía en Roedores

Aplicación de la técnica aséptica y cuidados perioperatorios.

1. Preoperatorio

- ☐ El animal fue evaluado clínicamente y se encuentra en buen estado de salud.
- ☐ Se respetó un período mínimo de aclimatación, según lo aprobado en el protocolo evaluado por el CEC-CAA.
- ☐ El animal NO fue sometido a ayuno prolongado.
- ☐ Se preparó un área limpia, desinfectada y libre de tránsito excesivo.
- ☐ Se dispuso de mesa quirúrgica con fuente de calor (manta, lámpara o recirculante).
- ☐ Se prepararon instrumentos estériles en bandeja envuelta o autoclave.
- ☐ Se cuenta con método de reesterilización intraoperatoria (esterilizador de perlas calientes).
- ☐ El sitio quirúrgico fue rasurado y preparado con antiséptico apropiado.
- ☐ Se aplicó analgesia preventiva y/o anestesia local cuando corresponde.



- ☐ Se registraron los datos del animal y del procedimiento en la planilla correspondiente.

2. Perioperatorio (durante la cirugía)

- ☐ El cirujano utiliza bata, guantes y mascarilla estériles.
- ☐ Se emplea campo estéril (drape) para delimitar el área quirúrgica.
- ☐ Se utilizó técnica aséptica en todo momento (instrumentos, guantes, manipulación).
- ☐ Se monitoreó la profundidad anestésica (reflejos, frecuencia respiratoria).
- ☐ Se protegieron los ojos del animal con ungüento oftálmico.
- ☐ Se mantuvo la temperatura corporal durante todo el procedimiento.
- ☐ Se emplearon técnicas adecuadas de hemostasia y manipulación suave de tejidos.
- ☐ Se utilizaron suturas, clips o adhesivos adecuados según el tipo de tejido.
- ☐ Se realizó un cierre correcto en capas (si correspondía).
- ☐ El tiempo quirúrgico fue lo más breve posible.

3. Postoperatorio

- ☐ El animal fue colocado en una jaula limpia, con cama nueva y ambiente tranquilo.
- ☐ Se aseguró calor externo hasta la recuperación del reflejo de enderezamiento.
- ☐ Se observaron signos vitales y de recuperación hasta que el animal estuvo alerta.
- ☐ Se administró analgesia postoperatoria según lo planificado.
- ☐ Se ofreció alimento palatable/blando y agua accesible desde el inicio de la recuperación.
- ☐ Se verificó consumo de alimento y agua en las primeras 24 h.
- ☐ Se pesó al animal (o se evaluó la condición corporal) diariamente según la frecuencia indicada en la pauta de supervisión aprobada por el CEC-CAA.
- ☐ Se documentaron todas las observaciones y tratamientos en la planilla de seguimiento.
- ☐ Se revisó la herida quirúrgica a diario y se registró su evolución.
- ☐ Se indicó fecha de retiro de suturas, clips o adhesivos (si aplica).