



Dirección
de Servicios
Académicos

Dirección
de Bioterio

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ACADÉMICOS
DIRECCIÓN DE BIOTERIO

Programa de Atención Médica Veterinaria

Fecha de elaboración: 26/03/2025

Fecha de actualización:

Versión: 1

Elaboró

MVZ Antonio Samperio Ángeles
MVZ Fernanda Alejandra
Guevara Carreón
Responsable de Producción
Animal y Calidad del Bioterio

Revisó

Mtra. Fernanda Navarrete
Uribe
Subdirección del Bioterio

Autorizó

Dr. Héctor Hernández
Dominguez
Dirección del Bioterio



Circuito ex-Hacienda La Concepción s/n
Carretera Pachuca Actopan, San Agustín
Tlaxiaca, Hidalgo, México. C.P. 42160
Teléfono: 7717172000 Ext. 41601
bioterio@uaeh.edu.mx

Contenido

1. Introducción	5
2. Objetivo	6
3. Consideraciones para reproducción y mantenimiento de roedores	6
3.1 Parámetros ambientales	6
3.1.1 Temperatura	6
3.1.2 Humedad relativa	6
3.1.3 Ventilación	7
3.2 Parámetros físicos-químicos	7
3.2.1 Iluminación	7
3.2.2 Control del ruido	7
3.2.3 Control del Aire	8
3.2.4 Presencia de contaminantes	8
3.3 Parámetros de alojamiento	8
3.3.1 Espacio vital	8
3.3.2 Jaulas	9
3.3.3 Bebederos y comederos	9
3.3.4 Cama	10
3.4 Cuarentena	10
3.5 Inspección, diagnóstico y control de enfermedades	11
4. Actividades en el área de producción animal	11
4.1. Vestimenta y equipo para ingresar a las áreas de producción animal	11
4.2. Actividades del responsable del área de producción animal	12
4.3 Procedimientos clínicos veterinarios	13
4.3.1 Revisión general de los animales	13
4.3.2 Revisión clínica por jaula	13
4.3.3. Revisión clínica por animal	14
4.3.4 Revisión clínica en animales reproductores	15
5. Aspectos biológicos de roedores utilizados en investigación	15
5.1 Biología del ratón	15
5.1.1 Constantes fisiológicas	15
5.1.2 Longevidad	15
5.1.3 Conducta animal	16

5.1.4 Manejo reproductivo	17
5.1.4.1 Ciclo estral.....	17
5.1.5 Manejo nutricional.....	17
5.2 Biología de la rata.....	18
5.2.1 Constantes fisiológicas	19
5.2.2 Longevidad.....	19
5.2.3 Conducta animal.....	19
5.2.4 Manejo y bienestar animal	19
5.2.5 Manejo reproductivo	21
5.2.5.1 Ciclo estral.....	21
5.2.5.2 Apareamiento.....	21
5.2.5.3 Gestación.....	22
5.2.5.4 Parto	22
5.2.5.5 Pubertad	23
5.2.6 Manejo nutricional.....	23
5.2.6.1 Características nutricionales	23
5.3 Biología del jerbo.....	25
5.3.1 Constantes fisiológicas	25
5.3.2 Longevidad	25
5.3.3 Conducta animal	25
5.3.4 Manejo reproductivo	26
5.3.5 Manejo nutricional.....	27
6. Sujeción, toma de muestras y vías de administración en roedores	27
6.1 Sujeción.....	27
6.1.1 Sujeción de garra.....	28
6.1.2 Sujeción del pliegue.....	28
6.2 Toma de muestra sanguínea.....	29
6.2.1 Punción cardiaca.	29
6.2.2 Punción en punta de cola.....	30
6.2.3 Punción del seno orbital.....	30
6.2.4 Decapitación.	31
6.3 Vías de administración de fármacos	31
6.3.1 Vía subcutánea.....	31

6.3.2 Vía intramuscular	31
6.3.3 Vía intraperitoneal.....	32
6.3.4 Vía intravenosa.....	32
6.3.5 Vía intragástrica.....	32
7. Enriquecimiento ambiental	33
8. Medicina preventiva.....	34
8.1 Examen coproparasitológico	34
8.1.1 Técnica de flotación.....	34
8.2 Examen Urinario	37
8.2.1 Análisis físico-químico de orina.....	37
8.2.2 Examen microscópico de sedimento urinario	38
8.3 Necropsia sistemática	42
8.3.1 Examen Externo	42
8.3.2 Examen Interno.....	43
9. Bibliografía.....	51

1. Introducción

El bioterio es una instalación esencial para la investigación y docencia, donde se lleva a cabo la reproducción, manutención y control de animales de laboratorio bajo estrictos estándares genéticos, microbiológicos y ambientales. Estos animales, al ser modelos biológicos fundamentales para el avance científico, requieren un manejo especializado que garantice su bienestar, salud y calidad, asegurando así la confiabilidad y reproducibilidad de los resultados experimentales. En este contexto, el Programa de Atención Médica Veterinaria (PAMV) es indispensable para mantener en condiciones óptimas las actividades en el bioterio, cumpliendo con normativas éticas, de bioseguridad y de buenas prácticas de laboratorio.

La importancia del PAMV abarca desde la prevención de enfermedades hasta el manejo del estrés animal, la nutrición adecuada y el control ambiental. Dado que los animales de laboratorio son altamente sensibles a variaciones en su entorno, cualquier alteración en su salud puede comprometer no solo su bienestar, sino también la confiabilidad de los estudios que se realizan dentro de las instalaciones. Por ello, el programa establece protocolos de vigilancia sanitaria, cuarentena, prevención, diagnóstico temprano y tratamiento de patologías, reduciendo al mínimo los factores que puedan introducir sesgos en la investigación. Además, el programa incluye descripciones de distintos procedimientos clínicos veterinarios, la biología de los diferentes biomodelos y procesos de sujeción, toma de muestras y vías de administración en roedores, mismas que complementan las actividades realizadas en el área de Producción del Bioterio.

Por lo tanto, el Programa de Atención Médica Veterinaria no solo salvaguarda la salud animal, sino que también sustenta la calidad científica, la seguridad laboral y la ética en la investigación, consolidando al bioterio como un entorno confiable para generar conocimiento traslacional y formar capital humano especializado.

2. Objetivo

El presente manual tiene como objetivo brindar a los usuarios los conocimientos necesarios sobre los procedimientos establecidos en el área de producción animal, con especial énfasis en la identificación temprana de alteraciones en la salud y el bienestar de los animales. Esto incluye la detección de signos que indiquen alguna alteración en la salud animal como anomalías en el pelaje, postura, lesiones visibles o comportamientos atípicos, con el fin de garantizar la calidad genética y el estado sanitario de los biomodelos.

De igual manera, se busca establecer criterios claros para la prevención, diagnóstico y/o pronóstico de alteraciones en los animales, permitiendo tomar decisiones oportunas que prevengan el sufrimiento innecesario y aseguren un manejo ético.

Por otro lado, el manual contempla las condiciones ambientales que influyen en la salud animal, diferenciando entre: Macroambiente: el espacio general (sala o área) donde se alojan los animales; Microambiente: el entorno inmediato dentro de las jaulas.

De esta manera, se promueve un manejo estandarizado que contribuya al bienestar animal, la confiabilidad de los procesos y el cumplimiento de normativas éticas y técnicas.

3. Consideraciones para reproducción y mantenimiento de roedores

3.1 Parámetros ambientales

3.1.1 Temperatura

Este parámetro puede intervenir sobre la fertilidad, ingesta de agua, alimento, velocidad de crecimiento, susceptibilidad a infecciones y con ello afecta la investigación y procesos que se realizan con los biomodelos.

Para prevenir, se deben evitar los cambios bruscos de temperatura y debe llevarse un registro de la misma utilizando termómetros que nos indiquen la temperatura mínima y máxima. De igual manera, se deberá tener en cuenta que la temperatura ambiente es afectada por el tipo de jaula y el material de cama utilizado, el uso de tapas o filtros, la edad, sexo, cepa, la especie animal y la densidad de población. El rango va de 18 a 26°C según la norma NOM-062-ZOO-1999.

3.1.2 Humedad relativa

Este parámetro está relacionado con la temperatura dado que los cambios en la humedad relativa afectan la capacidad de mantener una homeostasis térmica, el

desempeño del animal y la susceptibilidad a las enfermedades. Se recomienda un promedio de 50% con rango de 40% al 70% (NOM-062-ZOO-1999).

3.1.3 Ventilación

El movimiento del aire dentro de las instalaciones influye en la temperatura, la humedad y las partículas gaseosas del ambiente. El índice de ventilación que se debe tener va a depender de la especie, edad, sexo, densidad de población, limpieza, calidad del aire circulante, humedad y temperatura. Las instalaciones para animales de laboratorio deben poseer un sistema de ventilación eficaz, que permita un recambio de aire ambiental que cubra un rango mínimo de 15 a 18 recambios de aire por hora. El sistema debe funcionar ininterrumpidamente las 24 horas del día, a fin de favorecer una definición ambiental (NOM-062- ZOO-1999).

3.2 Parámetros físicos-químicos

3.2.1 Iluminación

Es un parámetro significativo que influye en las respuestas fisiológicas de los biomodelos relacionadas con la intensidad, calidad y fotoperiodo. La intensidad de luz recomendada es de 807 a 1347 lúmenes por m² y sin reflejos. Un nivel de 200 lux ha demostrado ser adecuado para la reproducción y comportamiento social. La intensidad luminosa puede influir en la agresividad y canibalismo en roedores. El fotoperiodo es sin duda el factor más importante en los animales y la luz tiene influencia en los ritmos circadianos. Los ciclos de luz/oscuridad afectan en la reproducción y madurez sexual y la NOM-062-ZOO-1999 recomienda 300 lúmenes de intensidad lumínica para el alojamiento de roedores.

3.2.2 Control del ruido

El ruido es un parámetro que puede provenir tanto de los animales como de las actividades realizadas dentro del bioterio. El efecto que tiene sobre los animales dependerá de la intensidad, frecuencia, aparición, la especie y cepa que se trate. Con ruidos intensos se han reportado alteraciones en el sistema digestivo, inmunológico, cardíaco y de comportamiento. Los cuartos de producción deben contar con dispositivos de contención y control de ruido en equipos rodables, carros de servicio y en áreas que generan ruidos

excesivos como actividades de lavado o bien, ruidos externos. La intensidad de ruido no debe ser mayor a 85 dB.

3.2.3 Control del Aire

El control del aire, es un parámetro que depende del número de partículas suspendidas en el ambiente, la proporción de gases formados y la calidad propia del aire. Por lo tanto, los cuartos de producción deben contar con filtros de aire y la ventilación adecuada para evitar acumulación de partículas o gases que pueden interferir en la calidad de vida de los biomodelos.

3.2.4 Presencia de contaminantes

Dentro de la acumulación de gases nocivos, principalmente en el microambiente de los biomodelos, el más frecuente es el amoníaco. Dicho parámetro puede influir en el metabolismo y la capacidad respiratoria de los animales y personal del bioterio. El estándar del Instituto Nacional para la Seguridad y Salud Ocupacional para humanos establece como límite de exposición ponderado en el tiempo de 8 horas, 25 ppm de amoniaco. De esta manera, es importante un control interno que permita realizar análisis para el monitoreo de la concentración de amoníaco y de esta manera prevenir daños a corto y largo plazo.

3.3 Parámetros de alojamiento

3.3.1 Espacio vital

Cada individuo necesita de un lugar para el desempeño de sus funciones vitales. Los parámetros que pueden controlarse son: La densidad de población, que influye en parámetros fisiológicos y psicológicos; La introducción de nuevos animales a las jaulas, debido al cambio en el microambiente, pues establece una interrelación y comportamiento diferente al de los animales de otras jaulas. Por lo tanto, es necesario seguir las recomendaciones sobre las medidas mínimas asignadas por especie mantenida en jaula o caja según la NOM-062-ZOO-1999 (Tabla 1).

Tabla 1. Espacio mínimo para roedores de laboratorio mantenidos en jaula o caja según la NOM-062-Z00-1999

ANIMAL	PESO EN GRAMOS	AREA DEL PISO POR ANIMAL EN cm ²	ALTURA EN cm DEL PISO AL TECHO DE LA JAULA O CAJA
Rata	<100	110	18
	100-300	187	20
	300-400	258	20
	400-500	387	20
	>500	452	20
Ratón	<10	39	12
	10-15	52	12
	15-25	78	12
	>25	97	12
Hámster	<60	65	18
	60-80	84	18
	80-100	103	18
	>100	123	18
Cobayo	<350	387	18
	>350	652	18
Jerbo	<60	65	15
	Entre 60 y 80	85	15
	Entre 80 y 100	105	15
	>100	125	15

3.3.2 Jaulas

Este parámetro influye en las respuestas biológicas de los biomodelos. Es importante considerar el material y diseño de las mismas debido a que estas características influyen en la cantidad de luz, sonido, aire, calor, humedad y gases que reciben los animales.

El tamaño de la jaula tiene que ser proporcional al número de animales que aloje. El material de cama y nido utilizado en el piso de la jaula, por lo general es de viruta de madera libre de gérmenes. Es necesario el cambio de cama frecuente dependiendo de las necesidades del animal y la densidad de población para evitar concentraciones altas de amoníaco, humedad y temperatura que predispongan a enfermedades de los aparatos digestivo y respiratorio.

3.3.3 Bebederos y comederos

Los bebederos y comederos empleados en las jaulas deben diseñarse cuidadosamente para cumplir con las necesidades fisiológicas y comportamentales de los animales. Es fundamental que sus dimensiones sean proporcionales al tamaño de la jaula, permitiendo que todos los ejemplares tengan acceso constante al agua y alimento sin dificultad. El material de fabricación debe ser resistente al desgaste, no tóxico y capaz de soportar los rigurosos procesos de limpieza y esterilización requeridos en un bioterio. En el caso de los

comederos, su diseño debe garantizar que el alimento peletizado permanezca siempre accesible para los animales, evitando pérdidas por derrame o contaminación.

3.3.4 Cama

La selección de material de cama representa un aspecto crucial para garantizar el confort y bienestar de los animales de laboratorio. El sustrato ideal debe poseer una alta capacidad de absorción para retener eficientemente la orina, heces y eventuales derrames de agua, manteniendo así un ambiente seco y saludable. Además, debe proporcionar un adecuado aislamiento térmico y permitir la construcción de nidos, comportamiento natural en muchas especies de laboratorio. Entre los materiales más utilizados destacan el papel reciclado, rastrojo de maíz, olote y viruta de pino procesada, todos ellos caracterizados por su suavidad, ausencia de polvo, baja fragmentación y propiedades ecológicas al ser biodegradables e incinerables.

Es importante colocar una cantidad suficiente de cama que mantenga a los animales en condiciones óptimas entre los cambios programados. En el caso de roedores pequeños, se debe evitar el contacto entre las pipetas de los bebederos y la cama, ya que este contacto podría causar derrames que podrían humedecer el ambiente y comprometerían el bienestar de los animales. La elección cuidadosa del material de cama no solo contribuye al confort animal, sino que también facilita las labores de mantenimiento y asegura el cumplimiento de los estándares de higiene requeridos en las instalaciones de un bioterio.

3.4 Cuarentena

Es el periodo de aislamiento al que se someten los animales de laboratorio, en un lugar específico, con el fin de conocer su estado de salud. Esta práctica minimiza la probabilidad de introducción de patógenos en la colonia. Independientemente del período de cuarentena bajo el criterio veterinario, los animales deben tener un período de estabilización nutricional, fisiológica y psicológica antes de ser usados. Se recomienda la separación por especies para evitar transmisión de enfermedades y eliminar la ansiedad, posibles cambios fisiológicos y conductuales.

3.5 Inspección, diagnóstico y control de enfermedades.

Los animales deben observarse diariamente, preferentemente dos veces al día, por la mañana y al término de las actividades rutinarias con la finalidad de identificar signos de enfermedad, lesiones o conducta anormal.

Para los biomodelos de investigación y docencia, se recomienda aumentar las inspecciones clínicas, especialmente tras procedimientos quirúrgicos, invasivos o cuando presenten signos de dolor, enfermedad o discapacidad. Cualquier signo de enfermedad, estrés u otra alteración debe reportarse de inmediato y, bajo criterio del médico veterinario responsable, se tomarán las medidas pertinentes considerando el bienestar del animal, lo establecido por el CICUAL y la Dirección del Bioterio. Del mismo modo, se deberán aislar a los animales con signos de enfermedades contagiosas durante el proceso de diagnóstico, tratamiento y control bajo el criterio del médico veterinario.

4. Actividades en el área de producción animal

El personal a cargo de Los diferentes biomodelos, está capacitado para realizar los procesos de atención diaria de los animales de laboratorio (alimentación, limpieza, inmovilización física). Se deberá preparar previamente para identificar signos de enfermedad, conducta anormal, conductas reproductivas, partos, destetes, dolor y sufrimiento en estos. El uso, cuidado y manejo de los animales se realizará conforme la NOM-062-ZOO-1999 y la Guía para el cuidado y uso de animales de animales de laboratorio.

4.1. Vestimenta y equipo para ingresar a las áreas de producción animal

El responsable del área de producción animal deberá seguir los protocolos de bioseguridad previamente descritos en el Manual específico de bioseguridad y salud para Unidades de Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio del Bioterio de la UAEH, mismo que se encuentra en el sitio web del Bioterio.

A continuación, se describen brevemente algunos puntos que deberá cumplir el personal responsable de dicha área.

El personal del área deberá utilizar equipos de protección como guantes, gorro, pijama quirúrgica, calzado especial y otras medidas de seguridad que disponga la dirección del Bioterio. Al ingresar al área, con el equipo antes mencionado, deberá registrar en la inspección clínica del área la temperatura y humedad correspondiente de los cuartos que alojan biomodelos.

Además, el personal, se encargará de verificar que los cuartos de producción, cuenten con un ambiente controlado en relación a la humedad relativa, temperatura, ventilación, intensidad lumínica, ciclos de luz / oscuridad, así como control de ruido.

4.2. Actividades del responsable del área de producción animal

El responsable del área de producción animal deberá llevar a cabo las actividades descritas en su carga laboral y en el Manual de Procedimientos del Bioterio de la UAEH. Asimismo, deberá registrar las siguientes actividades en el formato interno de inspección clínica.

- Inspección clínica de los animales de producción y mantenimiento: Se deben realizar dos revisiones clínicas diarias a todos los animales, con especial atención a aquellos que presenten signos de enfermedad, lesiones, falta de respuesta a estímulos, comportamiento anormal o que se encuentren en parto.
- Elaboración de certificados de salud: Emitir certificados de salud para los animales reproducidos y entregados por el Bioterio.
- Reporte mensual de existencias: Elaborar un informe mensual que incluya el número de animales reproductores, neonatos, reemplazos, crías, eutanasias y casos de mortalidad.
- Registro reproductivo: Llevar un control del número de partos, destetes, y del sexo y número de crías nacidas en el Bioterio.
- Destete y registro de animales para mantenimiento: Realizar el destete y registrar las hembras y machos destinados al mantenimiento del bioterio.
- Pesaje de animales: Pesar a los animales como parte del control reproductivo y verificación del cumplimiento de las características requeridas por el usuario.
- Retiro de cadáveres: Retirar oportunamente los cadáveres de las jaulas de alojamiento ubicadas en los cuartos de producción.
- Selección de reemplazos: Realizar la selección fenotípica y genotípica de animales de reemplazo, identificándolos mediante muesqueo, con base en el programa de cruzamientos para animales de laboratorio del Bioterio UAEH, a fin de preservar la calidad genética.
- Eutanasia de animales: Aplicar métodos de eutanasia aprobados por la NOM-062-ZOO-1999 a animales enfermos, en fin de su ciclo reproductivo o que no serán utilizados, garantizando siempre el bienestar animal.

4.3 Procedimientos clínicos veterinarios

Los procedimientos clínicos veterinarios son esenciales para garantizar la salud, el bienestar y el adecuado manejo de los animales alojados en el bioterio. Estas acciones permiten detectar de manera oportuna signos de enfermedad, alteraciones conductuales o fisiológicas, y asegurar que los animales cumplan con las condiciones requeridas para reproducción o experimentación. A continuación, se describen los principales tipos de revisiones clínicas que deben realizarse en el área.

- 1.- Revisión general de los animales
- 2.- Revisión clínica específica por jaula.
- 3.- Revisión clínica por animal
- 4.- Revisión clínica en animales reproductores

4.3.1 Revisión general de los animales

Para ingresar a los cuartos donde se alojen animales, se deberá portar el Equipo de Protección Personal correspondiente, según lo indicado en el Manual específico de bioseguridad y salud para Unidades de Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio del Bioterio de la UAEH. Una vez cumplido este requisito, se realizará una inspección clínica por cuarto, anaquel y jaula, iniciando de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo, para evitar omitir algún espacio. Siempre que sea posible, se debe observar a los animales sin mover la jaula ni generar ruidos que puedan estresarlos. Se debe verificar que estén sanos, en buenas condiciones, ya sea dormidos o activos, que la cama esté seca, que los bebederos contengan agua limpia y que cuenten con alimento adecuado a su etapa de vida. Si se sospecha de alguna alteración o se detecta un animal postrado, la jaula deberá retirarse y colocarse en la mesa de trabajo para una evaluación minuciosa, siguiendo el criterio del médico veterinario.

4.3.2 Revisión clínica por jaula

Durante esta revisión se evalúan todos los animales de una jaula, uno por uno, comenzando con la observación de sus movimientos y aspecto físico. Posteriormente, se saca a cada animal y se coloca sobre la rejilla de la jaula para revisar lo siguiente:

1. Aspecto general: pelaje, postura y conducta.

2. Rostro: ojos, boca, nariz y orejas sin secreciones o lesiones. En caso de secreción ocular, se pueden aplicar gotas de manzanilla. Se debe revisar que no haya maloclusión dental (crecimiento excesivo de incisivos); si se encuentra un animal con esta condición, se le aplicará eutanasia si no es reproductor o de reemplazo. En estos últimos casos, se deben recortar los incisivos semanalmente.
3. Cuerpo: el pelaje hirsuto puede deberse a peleas o baja temperatura. En caso de sospecha de deshidratación, se debe realizar la prueba de turgencia (tirar la piel del dorso; si no regresa de inmediato, hay deshidratación). Separar al animal afectado, verificar acceso al bebedero y asegurar hidratación. Observar si hay lesiones en extremidades o columna (animal postrado o inmóvil), abdomen anormalmente abultado (excepto por gestación), o si al palpar se estimula la vejiga, el animal orina. Verificar la zona anal; si el pelo está sucio y húmedo, puede tratarse de diarrea.

Si se encuentra un cadáver, los animales vivos deben trasladarse a una jaula limpia, y la jaula con el cadáver se lleva al pasillo sucio. Posteriormente, se realiza la necropsia en el área correspondiente, utilizando el formato DB-44 “Formato de análisis anatomopatológico y necropsias”, y cumpliendo con la normativa de manejo de RPBI del Bioterio.

En jaulas con animales reproductores pueden encontrarse mortinatos (crías muertas de hasta 21 días), los cuales deben retirarse. Si una hembra muere tras el parto y las crías están sanas, pueden ser colocadas con otra hembra que haya parido recientemente y tenga pocas crías.

4.3.3. Revisión clínica por animal

En el área de producción animal, todo animal que se observe postrado, con lesiones, región anal sucia, deshidratación u otra anomalía, deberá aislarse para ser monitoreado y seguir el procedimiento indicado por el médico veterinario. En caso de deshidratación, se debe verificar que tenga acceso al bebedero y que este funcione correctamente.

Para animales en el área de investigación y docencia que presenten ano sucio por diarrea, lesiones, postración, deshidratación u otra anomalía, se debe reportar de inmediato al médico veterinario responsable y al investigador titular, para determinar el procedimiento que minimice o elimine el sufrimiento, según el protocolo aprobado por el CICUAL, el criterio del médico veterinario responsable y los lineamientos del Bioterio.

4.3.4 Revisión clínica en animales reproductores

Una hembra lactante con crías mayores a 15 días puede presentar un abdomen aumentado, lo cual podría indicar una nueva gestación. Se deberá observar su estado físico en los días siguientes para determinar el momento del destete. Si tras una hora de iniciado el parto solo ha nacido una cría, se deben considerar medidas ante una posible distocia.

Al concluir la lactancia, las crías se separan de los padres. A los 21 días de nacidos se revisan, sexan, pesan y se verifica que estén activos y en buen estado. Para seleccionar reemplazos, se examina toda la camada y se escogen los machos y hembras más grandes, activos, con buen pelaje y ojos bien abiertos, sin lesiones genitales. Es fundamental observar constantemente a las hembras apareadas recientemente. Si después de 45 días no hay diagnóstico de gestación, se separa al macho por una semana; después, se reintroducen las hembras. Si tras 12 a 14 días no hay gestación evidente, el macho es reemplazado y se le aplica eutanasia, realizando necropsia enfocada en el aparato reproductor.

5. Aspectos biológicos de roedores utilizados en investigación.

5.1 Biología del ratón

5.1.1 Constantes fisiológicas

Es importante mencionar algunas características fisiológicas en los animales, mismas que podrían demostrar un buen estado de salud. El rango de peso corporal del ratón al momento de su nacimiento es de 0.5-1.5 g y de adultos es de 30-35 g en hembras y de 38-42 g en machos. Además, presentan una frecuencia cardiaca de 325-780 latidos por minuto, una frecuencia respiratoria de 60 a 230 por minuto y la temperatura corporal es de 35.5 a 38 °C (Delgado y Revuelta, 1993).

5.1.2 Longevidad

Otra característica del ratón *M. musculus domesticus* es el periodo de vida, el cual puede ser de 1 a 1.3 años. Sin embargo, es importante mencionar que existen algunas diferencias de longevidad entre cepas, como consecuencia a la susceptibilidad que pueden presentar ante distintos procesos patológicos.

5.1.3 Conducta animal

El ratón *Mus musculus domesticus* es una especie comensal, lo que significa que obtiene alimento o protección a expensas de otros organismos, sin causarles beneficio ni perjuicio. Viven en grupos organizados jerárquicamente, con un macho dominante y varios subordinados. Los machos pueden enfrentarse entre sí para controlar el grupo. Son animales territoriales y marcan su territorio mediante la orina.

El comportamiento de cuidado parental es esencial para la supervivencia de las crías, y está regulado por factores hormonales internos y estímulos externos relacionados con las crías. Generalmente, este cuidado es responsabilidad de las hembras, especialmente tras el parto y durante la lactancia, etapa que abarca desde el nacimiento hasta el destete.

Las crías son altriciales, es decir, nacen poco desarrolladas: sin pelo, sin capacidad de termorregulación, con sentidos limitados, ojos y oídos cerrados, y escasa capacidad locomotora. Por ello, dependen completamente de la madre, quien construye el nido, limpia, estimula, alimenta y protege a las camadas. Entre las conductas maternas se incluyen el lamido, el acarreo y el amamantamiento.

Las hembras adultas construyen dos tipos de nidos según su estado reproductivo. Las hembras vírgenes hacen un nido de sueño, pequeño y poco profundo. En cambio, las hembras preparturientas o lactantes construyen un nido reproductor, de dos a tres veces más grande, más profundo y envolvente, que mantiene a las crías abrigadas y favorece la conservación del calor corporal.

Cuando las crías se alejan del nido o este se cambia de lugar, la madre las transporta con la boca para regresarlas. Durante las primeras semanas de vida, la hembra las alimenta con leche, adoptando una postura que expone los pezones para facilitar el amamantamiento. Además, realiza lamidos corporales, especialmente en la región anogenital, lo cual estimula la micción y defecación, procesos vitales en las primeras dos semanas de vida. La orina de las crías, a su vez, incrementa la ingesta de agua de la madre, satisfaciendo las demandas energéticas de la lactancia.

El cuidado maternal durante el parto actúa como un estímulo atractivo y reforzador. Las madres desarrollan un fuerte impulso por interactuar con sus crías, permaneciendo la mayor parte del tiempo en contacto con ellas. La motivación materna que surge tras el parto también impulsa una intensa búsqueda cuando las crías están ausentes o fuera de su alcance.

5.1.4 Manejo reproductivo

La reproducción en ratones está regulada por la acción de los estrógenos en las hembras, los cuales inducen la cornificación del epitelio vaginal y la apertura de la vagina. Estos cambios suelen presentarse entre los 24 y 28 días de edad.

5.1.4.1 Ciclo estral

El ciclo estral es el periodo comprendido entre una ovulación y la siguiente, acompañado de manifestaciones externas de estro. La hembra de ratón es poliéstrica continua, lo que significa que presenta ciclos estrales de manera ininterrumpida durante todo el año, con ligeras variaciones estacionales.

Cuando las hembras se alojan con un macho, el ciclo estral dura de 4 a 5 días. En ausencia de machos, la duración se extiende a 5 o 6 días. Las dos primeras fases del ciclo (proestro y estro) culminan con la ovulación, mientras que en la tercera fase (metaestro) ocurren cambios degenerativos en el epitelio, seguidos por una etapa de reposo celular conocida como diestro. Tanto la ovulación como las fases del ciclo estral ocurren principalmente durante la fase oscura del fotoperiodo.

El estro, o etapa de receptividad sexual, tiene una duración aproximada de 12 horas. No se recomienda la reproducción durante el primer celo, que ocurre alrededor del día 35 de vida, sino hasta los 50 días, cuando la hembra alcanza un peso entre 20 y 30 gramos. La cubrición precoz se asocia con camadas más pequeñas.

5.1.5 Manejo nutricional

Tras el destete, los ratones consumen entre 3 y 5 gramos de alimento por día. Su dieta se basa en pellets comerciales, sólidos y secos, formulados específicamente para roedores de laboratorio. Además, deben consumir entre 6 y 7 ml de agua potable diariamente.

Es recomendable cambiar por completo el agua de los bebederos en lugar de rellenarlos. En caso de rellenarlos, se debe tener la precaución de regresar el bebedero a la misma jaula de la que fue retirado (Altamirano, 1994).

La dieta debe consistir principalmente en alimento balanceado para roedores. Los complementos o premios no deben exceder el 15 % del aporte calórico total, y se recomienda evitar el uso de semillas.

El consumo de alimento es de aproximadamente 15 g por cada 100 g de peso corporal por día, y el consumo de agua es similar, con 15 ml por cada 100 g de peso corporal al día. Los requerimientos nutricionales recomendados son:

- Proteína: 16 a 20 %
- Grasa: 5 a 25 %
- Carbohidratos: 45 a 55 %

5.2 Biología de la rata

El esqueleto de la rata es muy similar al de otros animales cuadrúpedos, con una fórmula vertebral compuesta por 7 cervicales, 13 diafragmáticas, 6 lumbares, 4 sacras y entre 27 y 30 coccígeas. Los machos presentan un período de mayor crecimiento, y la osificación completa de los huesos largos no ocurre hasta el segundo año de vida; sin embargo, las ratas alcanzan la madurez en los primeros meses.

La fórmula dental es: incisivos 1/1, caninos 0/0, premolares 0/0 y molares 3/3. Los incisivos crecen continuamente en forma de cincel, lo que, junto con sus potentes músculos mandibulares, un gran diastema (espacio entre incisivos y molares) y una sínfisis mandibular articulada, les permite sus hábitos omnívoros y su habilidad para roer. Debido a su comportamiento nocturno, las ratas consumen aproximadamente el 75 % de su alimento durante la noche.

El sistema digestivo de la rata carece de vesícula biliar y cuenta con un páncreas difuso. El ciego está muy desarrollado y cumple una función similar al rumen, participando en la digestión microbiana de la celulosa. En ratas libres de gérmenes específicos, este órgano puede distenderse y, en casos graves, rotar sobre su propio eje, lo que resulta fatal para el animal.

En las hembras, se encuentran seis pares de glándulas mamarias distribuidas en dos filas ventro-laterales a lo largo de las regiones torácica e inguinal. Conductualmente, las ratas son menos fotofóbicas y menos gregarias que los ratones. Las peleas entre adultos son poco frecuentes y, cuando ocurren, generalmente se dan entre sementales y jóvenes o entre hembras después del parto.

Las ratas albinas tienen un sentido de orientación basado en sensores faciales llamados vibrisas (bigotes rígidos especializados) y un agudo sentido del olfato. Por ello, incluso una rata ciega puede comportarse de manera aparentemente normal.

5.2.1 Constantes fisiológicas

Estos son parámetros o valores preestablecidos, que son considerados en el animal vivo y se encuentran relacionados con el bienestar del animal. Si algunas de estas constantes se encuentran comprometidas otras se verán alteradas en forma compensatoria. Entre estas constantes se encuentran:

- Frecuencia cardíaca 250-600 lpm
- Frecuencia respiratoria 33-127 resp/min
- Peso corporal macho 300-520 g; hembra 250-300 g; peso al nacimiento 5-6 g
- Temperatura corporal 35.9-38.2 °C
- Determinación del sexo en neonatos a los 7 días, la distancia ano-genital en los machos es de 5mm; en las hembras de 2.5 mm, mostrando éstas sus pezones a los 8-15 días.

5.2.2 Longevidad

La longevidad en las ratas albinas es de tres años y esta edad puede considerarse que equivale a 90 años en un humano. En bioterios controlados y dependiendo de las necesidades pueden rebasar esta edad. Cuando en ciertas regiones es alta la humedad y con climas extremos se reporta que llegan a vivir menos de 2 años.

5.2.3 Conducta animal

La rata cepa Wistar es un animal dócil y de fácil manejo. Tiene actividad nocturna, durante este tiempo se acicala, alimenta, aparea, defeca y convive con las de su grupo. No se observan peleas entre los machos adultos, a no ser por dominancia para aparearse. Las hembras conviven bien y puede estar un macho por cada 3 a 4 hembras en una sola jaula.

5.2.4 Manejo y bienestar animal

A pesar de su tamaño, las ratas son animales dóciles que se adaptan con facilidad a la manipulación. Un buen programa de manejo debe proporcionar un entorno, alojamiento y cuidados adecuados que les permitan crecer, madurar, reproducirse y mantener un buen estado de salud.

Los problemas en el manejo suelen estar relacionados con factores como el exceso de ruido, el hacinamiento, el acceso inadecuado a alimento o agua, temperaturas y niveles de humedad inapropiados, deficiente higiene en las jaulas y una manipulación incorrecta.

Los cuartos de alojamiento deben mantener una temperatura promedio de 22 °C, dentro de un rango ideal de 18 a 26 °C, lo que corresponde a su zona termoneutral y permite una tasa metabólica mínima. Temperaturas superiores a este rango pueden disminuir el consumo de alimento, provocando pérdida de peso. En los machos, también pueden causar atrofia testicular, degeneración del epitelio de los túbulos seminíferos y alteraciones en la maduración espermática.

La humedad relativa debe mantenerse entre el 40 % y el 70 %, ya que desempeña un papel importante en el equilibrio térmico. Una humedad baja puede desencadenar la enfermedad de la "cola anillada", caracterizada por la aparición de constricciones circulares en la cola.

Los factores relacionados con el estrés lumínico ("fotoestrés") incluyen un fotoperiodo, una intensidad de luz o una calidad espectral inadecuados. Entre las variables que influyen están: la intensidad y duración de la exposición, la longitud de onda, la exposición previa, la pigmentación del animal, el momento del ciclo circadiano, la temperatura corporal, el estado hormonal, la edad, especie, sexo y la cepa o estirpe. La rata albina, en particular, es más susceptible a la retinopatía fototóxica que otras especies, razón por la cual se utiliza como modelo para establecer los niveles máximos de iluminación en las salas de alojamiento.

La conducta agresiva en las ratas puede deberse principalmente a tres factores: falta de familiaridad del personal con los animales, manipulación esporádica y sujeción inadecuada por la cola durante el cambio de jaula. En ratas gestantes o de gran tamaño, se recomienda manipularlas con suavidad, utilizando la palma de la mano como soporte.

Al igual que en los ratones, no se aconseja manipular a las crías durante los primeros tres días de vida. Si es necesario intervenir, se deben seguir las siguientes recomendaciones.

- Durante la limpieza de jaulas, se debe trasladar todo el nido junto con la camada a la nueva jaula.
- Las crías de entre 10 y 18 días son muy activas, por lo que deben manipularse con cuidado.

- En el momento del destete, se recomienda sujetarlas como a los adultos: tomándolas por el lomo o el vientre, utilizando la palma de la mano como apoyo.

5.2.5 Manejo reproductivo

5.2.5.1 Ciclo estral

La rata hembra es poliéstrica continua, es decir, presenta ciclos estrales durante todo el año con ligeras variaciones estacionales. El ciclo estral es una serie de cambios, donde actúan hormonas que tienen efecto en ciertos órganos, principalmente en ovarios y oviductos. El ciclo de la rata dura de 4-5 días y sus etapas pueden ser reconocidas por un frotis vaginal. Durante el diestro se presentan numerosos leucocitos; en el estro la superficie de las células de la membrana de la mucosa vaginal se observa cornificadas y con mucílago. En la rata regularmente el ciclo estral puede ser afectado por estimulación nerviosa refleja, por ejemplo, la cantidad de luz. Los signos externos del estro en la rata son: los labios de la vagina se inflaman y hay aumento de receptividad de la hembra al macho (conducta de aceptación de la monta) antes de la ovulación, existiendo un período de receptividad sexual de 12 horas aproximadamente, el cual generalmente se presenta durante la noche. La vida productiva de una hembra es de 350-440 días.

5.2.5.2 Apareamiento

El apareamiento se realiza en la etapa de celo y es influido por las feromonas del macho. Estas feromonas se hallan en la orina emitida por machos intactos, además de estimular el apareamiento producen el rechazo de otros machos. Durante la cópula el semen es depositado en la porción anterior de la vagina, cerca del cérvix. El eyaculado contiene la secreción de las glándulas coagulantes que impide, al formar un tapón vaginal de 12 a 14 horas después de la cópula, la pérdida de semen por la vulva.

El estímulo de la cópula produce contracciones responsables de la progresión del semen hacia el útero y el oviducto, este transporte produce una disrupción mecánica de los espermatozoides que hace que sean incapaces de fecundar. Contracciones posteriores durante el estro producen la progresión del esperma con capacidad fecundante hacia el oviducto. Al cuarto día de fecundación todos los blastocistos están ya en el útero.

5.2.5.3 Gestación

El periodo de gestación de la rata dura entre 20 y 22 días, con un promedio de 21 días. Al igual que en los ratones, la lactancia simultánea puede retrasar la implantación de los embriones entre 5 y 7 días. Para inducir y sincronizar el estro en hembras en anestro, se utiliza el efecto Whitten, que consiste en exponerlas al olor de un macho.

La pseudogestación no es común en las ratas, pero cuando ocurre, tiene una duración aproximada de 13 días.

5.2.5.4 Parto

Unas horas antes del parto, la hembra comienza a lamer la zona perianal, donde aparece un líquido mucoso claro y limpio proveniente de la vagina. La duración del parto varía en función de la edad, la condición física de la madre y el tamaño de la camada, aunque por lo general se completa en un periodo de una a dos horas. La primera cría suele ser expulsada por la cabeza, y las siguientes nacen una tras otra, según la posición que ocupen en el útero.

Durante el parto, la hembra adopta una posición de semi-flexión y lame la vulva para facilitar la salida de las crías. Posteriormente, ayuda a la expulsión de la placenta, que muerde con los dientes y consume, mientras limpia a sus crías al remover el líquido amniótico. Durante este proceso, la madre rara vez presta atención directa a las crías, ya que se concentra en ingerir la placenta. Una vez finalizado el parto, acomoda a las crías en el nido y se asea antes de iniciar la lactancia.

Las ratas presentan un alto nivel de fertilidad, pudiendo tener entre 7 y 10 camadas por año, con un tamaño promedio de 5 a 14 crías por camada. Cada neonato puede pesar entre 2.5 y 3 gramos al nacer. La tasa de mortalidad embrionaria en ratas es más baja que en ratones.

Al nacer, las crías están ciegas y desnudas, lo que hace que su temperatura corporal sea inestable. Durante los primeros días, el ambiente debe mantenerse en condiciones óptimas, ya que el ruido excesivo, la manipulación constante o una cama sucia pueden inducir a la hembra a rechazar o incluso destruir la camada. Si es necesario trasladar a la madre con sus crías a una jaula nueva, es recomendable conservar parte del nido original para evitar el estrés. A los 10 o 11 días de edad, las crías abren los ojos y comienzan a ingerir alimento sólido. Aunque los sistemas de apareamiento utilizados en ratas pueden variar, es fundamental mantener condiciones higiénicas y de manejo adecuadas para preservar el vigor y bienestar de los animales.

5.2.5.5 Pubertad

En las hembras, la apertura vaginal ocurre aproximadamente a los 35 días de edad; los testículos descienden entre los 20 y 50 días. Se recomienda que los machos y las hembras que se van a aparear tengan entre 90 y 100 días, con un peso de 250 a 300 g para las hembras y 300 a 350 g para los machos. Los animales de más edad, pueden tener disminuida la habilidad reproductiva, por ejemplo, las hembras de más de 12 meses de edad, tendrán camadas más pequeñas e incrementarán el intervalo entre partos.

5.2.6 Manejo nutricional

El alimento suministrado a las ratas cumple con la NOM-062-ZOO-1999, es decir, es libre de aditivos, drogas, hormonas, antibióticos, pesticidas y contaminantes, está dentro de su periodo de caducidad y almacenado en bodegas o cuartos desinfectados, secos y ventilados, sobre tarimas o en contenedores. El consumo de alimento aproximado es de 10-20 g de alimento por 100 g de peso corporal por día. El consumo de agua es de 20-45 ml de agua por 100 g de peso corporal por día.

5.2.6.1 Características nutricionales

Los requerimientos nutricionales son fundamentales para el adecuado desarrollo, crecimiento y bienestar de los animales de laboratorio. En el Bioterio, el alimento proporcionado a los animales está formulado para cumplir con las características nutricionales esenciales que aseguran su salud y funcionamiento fisiológico óptimo.

En la tabla 2 se presenta la composición nutricional básica que requiere la rata para su correcto desarrollo.

Tabla 2. Requerimientos nutricionales para rata	
Nutriente	Requerimiento
Proteína cruda	12–24%
Grasa cruda	4–11%
Fibra cruda	3–6%
Cenizas	6–8%
Calcio	40–50 mg por día

Fósforo	35–45 mg por día
Potasio	Machos: mínimo 15 mg/día; Hembras: 8 mg/día
Sodio	0.5% en la dieta
Cloro	5 mg/día
Hierro	0.25 mg/día para síntesis de hemoglobina; 5 mg/día para reproducción y lactación
Cobre	Mínimo: 0.05 mg/día; Óptimo: 0.10 mg/día
Yodo	1–2 µg/día o 265 µg/kg de alimento
Magnesio	4 mg/kg de peso corporal/día
Manganeso	Mínimo: 0.5 mg/día; Adecuado: 0.8 mg/día; Lactación: 0.03 mg/litro de leche
Zinc	40 µg/día
Cobalto	0.4 µg/día
Aluminio	1 µg/día
Arsénico	2 µg/día
Boro	0.8 µg/día
Bromuro	5 partes por 10 millones
Flúor	1 parte por 10 millones
Vitamina A	4 µg/día o 15–20 µg de caroteno/kg peso/día; 40 µg de caroteno 3 veces por semana para reproducción
Tiamina (B1)	1 µg/g de alimento o 10 µg/día para crecimiento; 120 µg/día para reproducción y lactación
Riboflavina (B2)	40 µg/día para crecimiento; 120 µg/día en juventud
Ácido nicotínico	No requerido
Piridoxina (B6)	10 µg/día para crecimiento; 50 µg/día para lactación
Colina	1 mg/día para prevenir lesiones renales; 2–3 mg/día para prevenir hígado graso; 15 mg/día para lactación
Vitamina D	No requerida si la relación Ca:P es adecuada (1:1 a 2:1)
Vitamina E	1 mg/día para crecimiento; 3 mg/día para gestación; 10 mg única dosis en lactancia

Vitamina K	No requerida normalmente en crecimiento y reproducción
-------------------	--

5.3 Biología del jerbo

Debido a sus características anatómicas y fisiológicas, el jerbo (género *Meriones*) se ha convertido en un modelo experimental útil en múltiples campos de investigación, incluyendo estudios sobre endo y ectoparásitos, bacteriología, virología y salud dental. Es importante destacar su susceptibilidad a enfermedades periodontales y caries dentales, especialmente después de los seis meses de edad.

5.3.1 Constantes fisiológicas

A continuación, se describen algunas de las características fisiológicas presentes en esta especie.

- **Peso corporal adulto:** Las hembras adultas pesan entre 70 y 100 g, mientras que los machos presentan una mayor variabilidad, con un rango de 30 a 110 g.
- **Esperanza de vida:** En condiciones adecuadas, los jerbos pueden vivir entre 3 y 4 años, aunque en promedio alcanzan los 2 a 5 años.
- **Frecuencia respiratoria:** Aproximadamente 90 respiraciones por minuto.
- **Frecuencia cardíaca:** Alrededor de 360 pulsaciones por minuto.
- **Temperatura corporal:** Oscila entre 37 y 38.5 °C. Los jerbos poseen una excelente capacidad de termorregulación, lo que les permite adaptarse a entornos cálidos y áridos, característicos de sus hábitats naturales.

5.3.2 Longevidad

La esperanza de vida de los jerbos varía entre 2 y 5 años, dependiendo de factores genéticos, ambientales y de manejo. En condiciones de laboratorio con cuidados adecuados, pueden vivir hasta 4 años o más, siendo los machos generalmente más longevos que las hembras en algunos estudios.

5.3.3 Conducta animal

Los jerbos son animales sociales que, en estado natural, viven en grupos familiares numerosos. Las crías destetadas suelen permanecer en el grupo, formando comunidades

estables. Aunque son mayoritariamente monógamos, pueden establecer tríos reproductivos si son emparejados desde etapas tempranas o justo al alcanzar la pubertad.

Durante el acicalamiento, los jerbos secretan un aceite sebáceo que, en su entorno natural, se evapora fácilmente. En cautiverio, sin ventilación adecuada, este aceite permanece sobre el pelaje, dándole un aspecto grasoso. Una humedad relativa superior al 55 % puede causar un pelaje erizado o hirsuto, lo cual es un signo frecuente de estrés, desnutrición o enfermedad.

Son animales crepusculares, lo que significa que su mayor actividad ocurre al amanecer y al atardecer, con muy poca actividad durante el día. Por ello, en confinamiento se recomienda establecer un fotoperiodo controlado de 12-15 o 9-12 horas de luz/oscuridad, para respetar sus ritmos circadianos y reducir el estrés.

5.3.4 Manejo reproductivo

Las hembras inician la actividad reproductiva entre los 65 y 85 días de edad (aunque el primer estro puede presentarse desde los 35 días), mientras que los machos la alcanzan entre los 70 y 85 días. La pubertad ocurre entre las 6 y 11 semanas, y la madurez sexual se alcanza entre las 9 y 13 semanas.

Los jerbos son poliéstricos y ovulan de forma espontánea. El ciclo estral tiene una duración de 4 a 6 días. Aunque los frotis vaginales pueden emplearse para determinar la fase del ciclo, esta técnica es poco utilizada, ya que los animales reproductores suelen mantenerse en parejas monógamas permanentes.

El apareamiento suele ocurrir durante la noche. Se forma un tapón copulatorio, aunque su detección visual es difícil, por lo que la presencia de espermatozoides en un frotis vaginal es un método más fiable para confirmar la cópula.

- Gestación: Tiene una duración promedio de 24 a 26 días, aunque puede extenderse hasta 42 días si la hembra entra en lactancia y gestación simultáneamente, debido a un fenómeno de implantación retardada.
- Estro posparto: Entre el 60 % y el 85 % de las hembras presentan un estro fértil inmediatamente después del parto.
- Camada: El número promedio es de 4 a 6 crías, con un peso al nacer de aproximadamente 3 gramos. Las crías nacen altriciales: sin pelo, con los párpados y orejas cerrados.
- Destete: Se realiza entre los 21 y 28 días, siendo recomendable a los 25 días, cuando las crías pesan entre 20 y 25 gramos.

- Canibalismo: Es poco frecuente y generalmente se observa en camadas pequeñas o en el primer parto de la hembra.
- Glándulas mamarias: Las hembras poseen cuatro glándulas mamarias: dos torácicas y dos inguinales.
- Reinicio del ciclo: Si no ocurre fecundación durante el estro posparto, el ciclo reproductivo se reanuda tras el destete. La ovulación posdestete puede ocurrir entre 36 y 45 horas después.

La diferenciación sexual al nacimiento es posible mediante la observación de la distancia anogenital, que es mayor en los machos.

5.3.5 Manejo nutricional

Los jerbos tienen requerimientos nutricionales modestos, en concordancia con su pequeño tamaño y metabolismo eficiente. Un jerbo adulto consume entre 5 y 7 gramos de alimento al día, y su ingesta hídrica oscila entre 4 y 7 ml diarios. Su dieta debe ser equilibrada y rica en fibra, con bajo contenido en grasa y azúcares para prevenir enfermedades digestivas y dentales. Debido a su origen desértico, los jerbos pueden adaptarse a bajos niveles de disponibilidad de agua, pero siempre se debe asegurar el acceso constante a agua limpia y fresca, especialmente en ambientes controlado

6. Sujeción, toma de muestras y vías de administración en roedores

6.1 Sujeción

Los animales se manejan frecuente y cuidadosamente por los usuarios. La sujeción necesita de una presión suave y directa sobre el animal. La mayoría de los roedores se acostumbran rápidamente a este método y no luchan. Sin embargo, la paciencia y la práctica es necesaria para convertirse en expertos en la captura de los animales

Para sacar al animal de la jaula se deberá sujetar al animal de la región media de la cola, con los dedos índice y pulgar, colocar la otra mano debajo del abdomen del animal y/o como soporte para evitar que el animal se encuentre con los miembros anteriores y posteriores en el aire provocando estrés (Figura 1).



Figura 1. Sujeción de cola y soporte del animal. Foto Bioterio-UAEH

6.1.1 Sujeción de garra

Este método es empleado con frecuencia para inmovilizar ratas para la exploración física y otros procedimientos. A menudo se denomina "agarre de béisbol", en el que el inmovilizador coloca el dedo índice y el anular a cada lado de la cabeza con la palma contra el lomo del animal. El pulgar y el anular de la mano que lo restringe pasan por debajo de las extremidades anteriores. Se debe tener cuidado de no presionar demasiado el tórax, ya que esto puede comprometer la respiración. Las extremidades posteriores y la grupa deben sostenerse con la otra mano (Figura 2).



Figura 2. Sujeción de garra o "agarre de béisbol". Foto Bioterio UAEH

6.1.2 Sujeción del pliegue

Para este tipo de agarre, se recomienda tener sesiones de manipulación suave con frecuencia diaria. La ventaja de esta técnica es que permite la exposición y acceso a otras áreas del cuerpo. El personal toma con su mano hábil un pliegue de piel del dorso de la rata, iniciando el pinzamiento en la piel de la nuca con los dedos índice y pulgar y continuando con el resto de la mano hacia la piel del dorso hacia caudal (Figura 3). Nuevamente, si es una rata de más de 150 gramos, será necesario dar apoyo con la mano libre a los cuartos traseros para completar la técnica de inmovilización



Figura 3. Sujeción del pliegue. Foto Bioterio UAEH

6.2 Toma de muestra sanguínea

Para la toma de muestras de sangre en la rata, la técnica será elegida con base al volumen de sangre requerido, la frecuencia de la toma, el posible uso de agentes anestésicos, el efecto de la toma de la muestra en los parámetros a evaluar y finalmente, el destino de uso para saber si la muestra tiene que ser tomada asépticamente. El uso de anestésicos para la toma de muestras puede modificar el balance ácido-base, la concentración de hemoglobina, el volumen de células plaquetarias, las proteínas plasmáticas y los niveles de calcio y magnesio.

6.2.1 Punción cardiaca.

Este es uno de los métodos más empleados para la toma de muestras de sangre. Para realizar esta técnica es necesario que el animal esté anestesiado. El animal se coloca en decúbito lateral izquierdo o boca arriba sobre la cavidad torácica. Posteriormente, se localiza el extremo terminal del esternón y las costillas del lado izquierdo, aproximadamente entre la 4ª y 5ª o en la 5ª y 6ª costilla se debe percibir la región de máximo latido cardiaco. Se limpia la zona con una torunda impregnada con alcohol al 70% y se introduce una aguja calibre 25 x 16, embonada a la jeringa, (se recomienda comprobar previamente su funcionamiento) siguiendo una trayectoria perpendicular al tórax. Al soltar la jeringa deben apreciarse los movimientos característicos del latido cardiaco. A través de la misma, se desplaza el émbolo lentamente y se llena de sangre (en rata se pueden extraer hasta 10ml de sangre) (Figura 4).



Figura 4. Punción cardiaca. Foto Bioterio UAEH

6.2.2 Punción en punta de cola.

Para esta técnica, se recomienda colocar al animal en un cepo o bien un lugar donde se mantenga el animal en una posición segura y con agarre. Se sujeta la parte distal de la cola, se desinfecta y se presiona en el sitio de punción (se recomienda la punta de la cola). Se utiliza una jeringa de insulina y se punciona para obtener 2 o 3 gotas de sangre. Se limpia, se desinfecta y se verifica que no continúe el sangrado (Figura 5).



Figura 5. Punción punta de cola– Bioterio UAEH

6.2.3 Punción del seno orbital.

Este proceso se utiliza para obtención de muestras repetidas de pequeños volúmenes de sangre alternando los ojos. Una vez bien sujeto el animal, se introduce el tubo capilar con anticoagulante en el saco conjuntival inferior, el capilar debe pasar por abajo del tercer párpado hacia el seno conjuntival. Se gira haciendo presión en un ángulo de 45° produciendo una hemorragia profusa. La sangre sube por capilaridad en el tubo.

6.2.4 Decapitación.

La decapitación es un procedimiento para practicar la eutanasia a animales pequeños, como ratas y pájaros. Se logra cortando rápidamente el cuello del animal cerca de la cabeza, utilizando una guillotina. Esta técnica se emplea para la obtención de mayores cantidades de sangre y se aplica en la fase terminal de un experimento. Se corta la cabeza del animal con el uso de la guillotina, posteriormente se coloca el cuerpo en el recipiente donde se hará la colección. Es recomendable anestesiarse al animal si esto no interfiere con el estudio. Es importante mencionar, que este método está aprobado por NOM-062-ZOO-1999 y se ha demostrado en estudios que la decapitación conduce a una rápida pérdida de la conciencia, por lo que parece seguro asumir que en 3-4 segundos después de la decapitación el animal está inconsciente, incapaz de percibir el estrés y el dolor.

6.3 Vías de administración de fármacos

Existen distintas maneras para administrar la medicación de acuerdo a la vía requerida siendo estas las vías sub cutánea, intramuscular, intraperitoneal e intravenosa en dosis y vía establecida para ratas y ratones de experimentación. Antes de la aplicación del inyectable es preferible realizar la desinfección del área a aplicar.

6.3.1 Vía subcutánea.

Se realiza bajo la piel del dorso o de los flancos. Se utiliza una aguja del calibre 22 x 32. Evitar la administración de sustancias irritantes. Moderar el volumen aplicado dado que puede infiltrar hacia el área mamaria y causar proceso inflamatorio.

6.3.2 Vía intramuscular

Esta técnica se utiliza como una vía de administración sistémica. Se usa a veces, en estudios de liberación lenta en los que se emplean implantes o formulaciones oleosas, para proporcionar una absorción gradual. Se realiza en las regiones con mayores masas musculares, en los músculos semimembranoso y semitendinoso, con aguja de calibre 22 x 32, pudiendo aplicar un volumen de 0.25 ml.

6.3.3 Vía intraperitoneal.

Esta técnica se utiliza para administrar volúmenes relativamente grandes y cuando se requiere una absorción rápida o cuando la vía intravenosa no es la apropiada. Se sujeta al roedor boca abajo para que sus órganos abdominales se desplacen cranealmente. Se aplica la inyección de 0.5 a 1 cm laterales a la línea media en el abdomen caudal. Se aspira antes de inyectar para asegurarse que no está dentro de la vejiga o el intestino. Se utiliza aguja calibre 25 x 16 se puede administrar de 15 a 25 ml de fluido (Figura 6).



Figura 6. Administración intraperitoneal. Foto Bioterio UAEH

6.3.4 Vía intravenosa.

Esta vía se utiliza con frecuencia en experimentos fármaco-toxicológicos para simular la vía de exposición a la formulación de drogas, productos de reposición de la sangre, soluciones de nutrientes y agentes infeccioso y de diagnóstico. La administración intravenosa se realiza comúnmente en vena lateral de la cola (nunca se introducen soluciones oleosas), utilizando aguja calibre 25 x 16. Esta inyección se hace directamente en las venas. La más utilizada es la vena caudal se localiza a lo largo de la línea media de la parte ventral de la cola. Para administrar por esta vía se recomienda calentar los líquidos a inyectarlos a temperatura corporal.

6.3.5 Vía intragástrica.

Para esta técnica se recomienda administrar medicamentos en cantidades pequeñas y se utiliza sondas de acero inoxidable con calibre especial para roedores, midiendo la longitud de la punta de la nariz a la última costilla. Se realiza una flexión ventral ligera de la cabeza y se coloca la punta de la aguja a través del diastema y sobre la lengua. Si el tubo no pasa fácilmente hacia abajo del esófago a la distancia medida antes, revisar el tamaño del tubo o volverlo a colocar antes de intentar un avance mayor (Figura 7).



Figura 7. Administración intragástrica. Foto Bioterio UAEH

7. Enriquecimiento ambiental

El enriquecimiento ambiental consiste en la modificación del entorno de los animales, permitiéndoles un mayor control sobre su ambiente y aproximándose a los comportamientos propios de su especie en vida libre (Khoshen, 2013). El objetivo del enriquecimiento ambiental es mejorar el bienestar psicológico y fisiológico de los animales en cautiverio, proporcionando nueva estimulación sensorial y motora con el fin de ayudar a satisfacer sus necesidades conductuales y psicológicas, y aumentar las opciones de comportamiento y habilidades de los animales, a la vez que reducir la frecuencia de comportamientos anormales (Young, 2003).

El enriquecimiento ambiental se puede clasificar según el tipo de estimulación que se añade a la cría de animales. El enriquecimiento físico abarca cambios mecánicos en el alojamiento o en objetos complementarios, que proporcionan estimulación cognitiva y física al animal (Bayne y Würbel, 2014). Esto puede lograrse incluyendo objetos que fomenten el juego, la anidación o la forja, así como creando jaulas más grandes y complejas. Este tipo de enriquecimiento también promueve la actividad física, que puede fomentarse aún más con la inclusión de una rueda para correr o herramientas para trepar.

El enriquecimiento social se logra mediante el co-alojamiento de animales. Proporciona oportunidades de participación (Nithianantharajah y Hannan, 2006) a la vez que es una vía para practicar los patrones de comportamiento social de las especies, como el juego social, la anidación comunitaria, la alimentación cooperativa o las conductas de cuidado dirigidas a otros (es decir, el acicalamiento conjunto, la lactancia)

El ambiente y la relación con el personal que labora, investigadores y alumnos, influye en el medio ambiente del animal, debido a sus características propias en relación a su salud, carácter y método para realizar su trabajo. Por lo que se debe fomentar la

conciencia y la importancia de la vida e integridad del animal, asumiendo la responsabilidad de los mismos mientras permanezcan a su cargo y en el bioterio. Se sugiere utilizar codos de PVC de diferentes calibres y/o rollos de cartón. Este tipo de enriquecimiento modula la experiencia ambiental, brindando oportunidades naturales para el aprendizaje cognitivo y emocional.

8. Medicina preventiva

La prevención de enfermedades constituye un pilar fundamental en la atención médico-veterinaria integral. Los programas de medicina preventiva no solo promueven el bienestar animal, sino que también incrementan el valor científico de los ejemplares utilizados en investigación, al garantizar su buen estado de salud y minimizar las variables externas asociadas a enfermedades o infecciones subclínicas que podrían interferir con los resultados experimentales.

Estos programas incluyen una combinación de prácticas y procedimientos esenciales, tales como: la cuarentena, el proceso de estabilización y la separación de los animales según su especie, procedencia y estado sanitario. Estas medidas permiten mantener ambientes controlados y reducir riesgos de contagio o interferencias entre colonias. Como parte de las acciones rutinarias, se realiza un análisis de orina y un estudio coproparasitológico trimestral en todas las colonias. Además, se llevan a cabo necropsias aleatorias mensuales en animales seleccionados por especie y cepa, con el objetivo de detectar posibles patologías no manifiestas clínicamente.

Para el registro y documentación de estos procedimientos se utilizará el formato interno del Bioterio DB-43, titulado “Formato de orina y coproparasitología”.

8.1 Examen coproparasitológico

8.1.1 Técnica de flotación.

Esta técnica permite la identificación de huevos, quistes o larvas parasitarias en muestras de heces fecales (Bruckner, 2016); OMS, 2020).

Material

- Muestra de heces recolectada en recipiente estéril y limpio (sin conservantes)
- Fresca (procesada en ≤ 1 hora) o refrigerada ($2-8^{\circ}\text{C}$ por ≤ 24 horas)
- Solución de flotación (Sulfato de zinc ZnSO_4 al 33%, azúcar saturada o nitrato

- de sodio NaNO_3)
- Solución Salina fisiológica (NaCl 0.85%)
- Lugol o solución de yodo al 1% (para tinción de quistes)
- Embudo de coproparasitología o tubo de centrifuga con tapón
- Cubre y portaobjetos
- Varilla de madera o cristal o aplicador para homogenizar
- Centrifuga (10,000 rpm)
- Microscopio óptico (objetivos 10x y 40x)
- Guantes, mascarilla y material de bioseguridad

Método

- Mezclar 1–2 g de heces con 10–15 mL de solución de flotación en un tubo o embudo
- Filtrar la mezcla con gasa para eliminar residuos sólidos
- Transferir el filtrado a un tubo de centrifuga hasta formar un menisco convexo
- Posicionar un cubreobjetos sobre la superficie del líquido, evitando burbujas
- Dejar reposar 10–15 minutos (los huevos/quistes flotan hacia la superficie)
- Retirar el cubreobjetos con pinzas y colocarlo sobre un portaobjetos

Tinción (Opcional para quistes)

- Agregar 1 gota de Lugol al cubreobjetos para visualizar detalles morfológicos de quistes de protozoos (ej: *Giardia*, *Entamoeba*)
- Examinar con objetivo 10x (búsqueda general) y 40x (identificación)

Elementos comunes a identificar (Figura 8).

- Huevos de helmintos (ej: *Ascaris*, *Trichuris*).
- Quistes de protozoos (ej: *Entamoeba histolytica*).
- Larvas (ej: *Strongyloides*)

Trofozoítos, Quistes, Larvas y Huevos

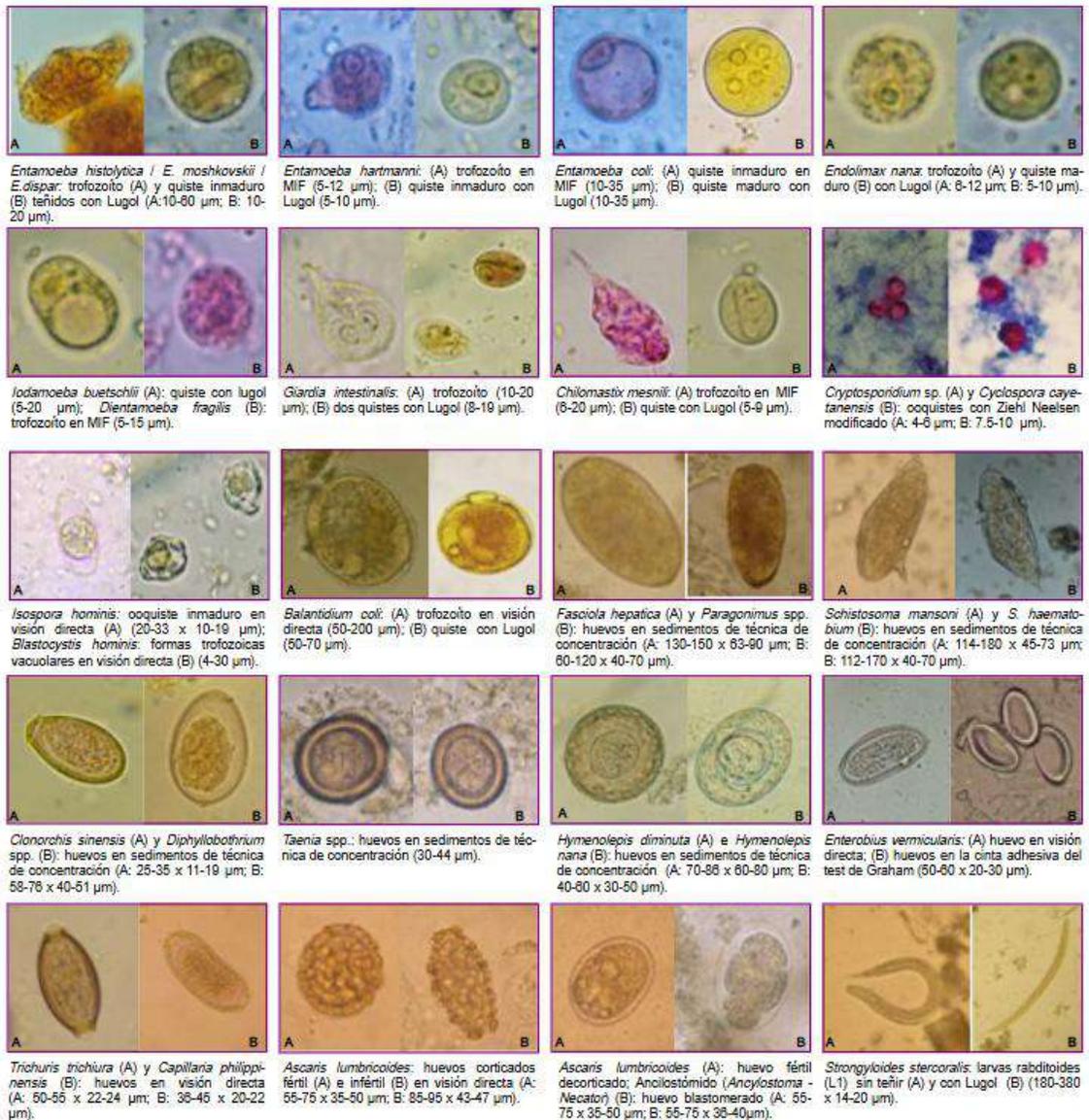


Figura 8. Vista general de trofozoítos, quistes, larvas y huevos comunes en heces fecales.

8.2 Examen Urinario

8.2.1 Análisis físico-químico de orina

Esta técnica se realiza para la determinación de un examen general de orina, que incluye análisis físicos y químicos (Brunner & Suddarth 2018).

Material

- Muestra de orina recolectada en recipiente estéril (primera orina de la mañana o muestra al azar) y fresca (procesada dentro de las 2 horas posteriores a la recolección) o refrigerada (2–8°C por ≤24 h)
- Tiras reactivas para uroanálisis químico (ej: Multistix® 10SG)
- Refractómetro (para densidad urinaria)
- Centrífuga (10, 000 rpm)
- Microscopio óptico (objetivos 10x y 40x)
- Tubos de ensayo y portaobjetos
- Guantes y material de bioseguridad

Método

Recolección de orina con intervención moderada en roedores: Micción de ratón o rata sobre una placa de Petri.

Para llevar a cabo este procedimiento, se debe sostener al ratón o rata sobre una placa de Petri o un recipiente desechable de plástico, inducir micción en el animal haciendo presión sobre la vejiga de forma manual aplicando una leve presión transabdominal sobre la vejiga para superar la presión normal de la uretra (Watts 1971).

Análisis físico

Color y aspecto

- Observar visualmente (ej: amarillo claro, turbio, hemático).

Densidad urinaria

- Colocar 1–2 gotas de orina en el refractómetro y leer directamente (rango normal: 1.005–1.030).

Análisis químico

- Sumergir la tira reactiva en orina fresca y escurrir sobre papel absorbente (1–2 segundos).
- Comparar los cambios de color con la escala del fabricante a los 60 segundos (excepto leucocitos y nitritos, que requieren 2 minutos).

Parámetros evaluados

- pH (normal: 4.5–8.0)
- Proteínas (negativo/trazas/+1 a +4)
- Glucosa (negativo/+1 a +4)
- Cetonas (negativo/+1 a +3)
- Bilirrubina y urobilinógeno.
- Nitritos (indicador de bacteriuria)
- Hemoglobina (positivo en hematuria o hemoglobinuria)

8.2.2 Examen microscópico de sedimento urinario

Esta técnica se utiliza principalmente para la identificación de células, bacterias o cristales presentes en el sedimento urinario. La presencia de dichos elementos puede diagnosticar enfermedades infecciosas o daño renal.

Material

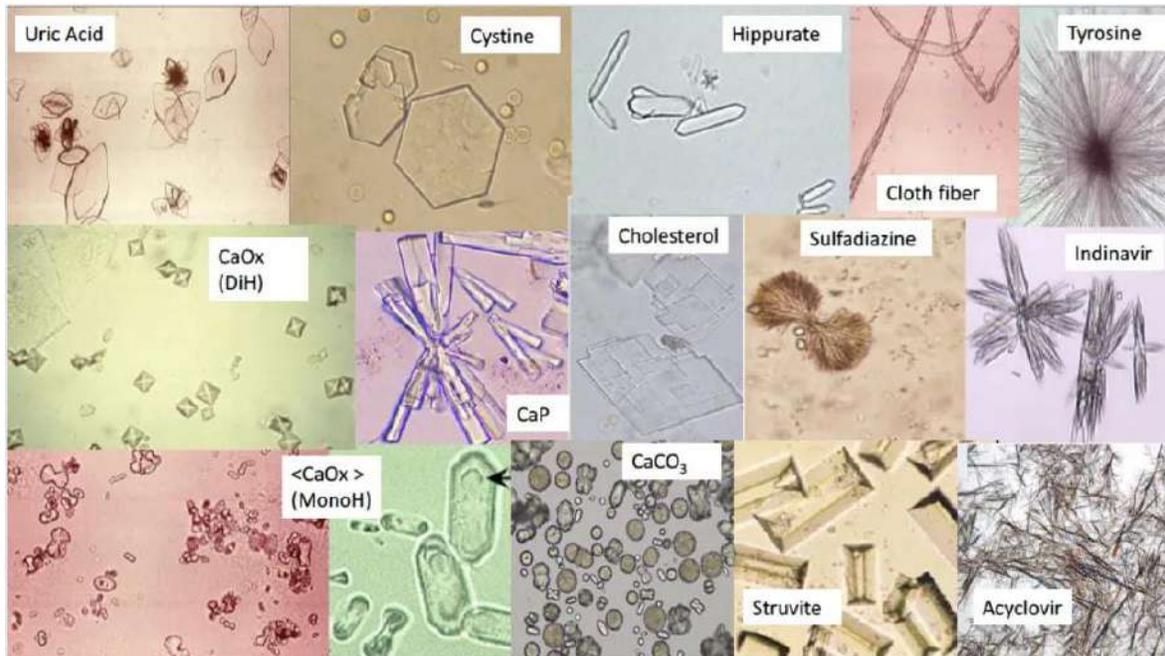
- Muestra de orina fresca (12-24 h de colecta)
- Microscopio óptico

Método

- Centrifugar 10 mL de orina a 1500–2000 rpm × 5 min
- Decantar el sobrenadante y resuspender el sedimento en 0.5 mL
- Colocar una gota en portaobjetos y cubrir con cubreobjetos
- Examinar con microscopio (10x para cilindros, 40x para células/cristales)

Elementos principales a identificar (Figura 9)

- Células: Eritrocitos (<3/campo), leucocitos (<5/campo)
- Cilindros (hialinos, granulados)
- Cristales (ácido úrico, oxalato de calcio)
- Bacterias (reportar como escasas/moderadas/abundantes)



CaP: Calcium Phosphate
CaOx: Calcium oxalate
MonoH: Monohydrate
DiH: Dihydrate
CaCO₃: Calcium carbonate

KIDNEY STONES & CRYSTALS


NephSim
www.nephsim.com

Figura 9. Vista general de cristales presentes en orina.

De acuerdo a los resultados observados se deberá hacer el registro correspondiente en el Formato de Análisis de orina y coproparasitología (Formato DB-43) (Figura 10)



Folio: _____

Formato de Análisis de orina y coproparasitología

Responsable del Área: _____

Fecha de elaboración: ___ / ___ / _____

DATOS GENERALES						
No. de Identificación	Especie	Sexo	Edad	Proyecto	Fecha Muestra	Hora Recolección
ANÁLISIS DE ORINA						
Examen físico						
No. de Identificación	Parámetro (Color/Densidad)	Resultado	Valores Normales	Observaciones		
Examen químico						
No. de Identificación	Parámetro	Resultado	Valores Normales	Observaciones		

Examen microscópico				
No. de Identificación	Elemento	Resultado (campo 40x)	Valores Normales	Observaciones
COPROPARASITOLÓGICO Examen directo				
No. de Identificación	Parámetro	Resultado	Método	Observaciones

Observaciones y firmas

Incidencias: _____

Recomendaciones: _____

Realizado por	Revisado por	Fecha de Revisión
_____	_____	__ / __ / ____

***Condiciones generales:**

- Conozco y acepto las condiciones de la dirección del Bioterio
- La entrega de resultados se llevará a cabo en la fecha y hora acordada por el Bioterio y el usuario
- Cuando el usuario incumpla en la fecha previamente acordada, tendrá un lapso máximo de 7 días para recoger sus resultados. De lo contrario, la entrega se dará por concluida y no habrá devoluciones o reprogramación de los mismos.

Figura 10. Formato de análisis de orina y coproparasitología

8.3 Necropsia sistemática

Es un procedimiento rutinario llevado a cabo por el personal responsable de la vigilancia sanitaria del bioterio con el fin de diagnosticar el estado de salud de los animales. Para el registro se utiliza el formato interno del Bioterio DB-44 "Formato de análisis anatomopatológico y necropsias" (Figura 11).

Material

- Guantes
- Kit de disección (tijeras y pinzas de pequeño tamaño, un mango de bisturí con hojas desechables)
- Papel
- Frasco lavador con suero fisiológico
- Frasco lavador con etanol 70°
- Bolsas de plástico (amarilla y roja)
- Agujas hipodérmicas y jeringas de 1, 5, 10 y 20 ml
- Regla
- Microscopio estereoscópico

Método

- Se deben tomar muestras de cadáveres lo más recientes posible tras la muerte, a temperatura ambiente o previamente refrigerados, pero nunca congelados, ya que la congelación provoca artefactos por la rotura de la arquitectura celular como consecuencia de los cristales que se forman durante la congelación de los líquidos tisulares.

8.3.1 Examen Externo

Estado General del Animal

Para realizar la necropsia es fundamental colocar y fijar el cadáver de la rata o ratón de modo que se eviten movimientos que dificulten la apertura de las cavidades y la toma de muestras. Se dispone al animal sobre una base de poliestireno en decúbito dorsal, extendiendo sus extremidades de forma oblicua. Estas se aseguran mediante alfileres o

agujas entomológicas, ya sea insertándolos en las plantas de los pies o en la piel de las regiones carpal y tarsal, en función de la necesidad de examinar la región plantar.

Asimismo, se debe evaluar el estado nutricional (obeso, normal, delgado o caquéxico) y el desarrollo de la musculatura esquelética, registrando cualquier anomalía en la piel, pelaje, vibrisas (pelos largos del hocico con función sensitiva táctil), orejas, ojos, dedos o uñas.

Piel y Anexos

Se debe observar la presencia de lesiones tales como heridas, úlceras, nódulos o tumores, tanto en la piel como en la glándula mamaria. Es importante evaluar si existe alopecia, ya sea difusa o focal, así como el aspecto general del pelaje, la presencia de escamas de queratina, engrosamientos cutáneos, hiperqueratosis, entre otros. Además, se inspecciona el estado de la boca, nariz, oídos, vulva, prepucio y ano para completar la revisión externa.

8.3.2 Examen Interno

Mediante disección se procede a la inspección interna del cadáver, evitando realizar necropsias parciales que solo aborden áreas u órganos específicos sin evaluar el resto.

Desollado

Con el cadáver ya fijado a la base de disección, se efectúa un pequeño corte en la región pelviana que permita continuar la incisión, con tijeras, a lo largo de la línea media longitudinal hasta alcanzar la barbilla. Se separa la piel de la musculatura subyacente, traccionando el tejido subcutáneo a ambos lados de la incisión y aprovechando para reubicar los alfileres, que se vuelven a insertar en la piel extendida. Durante este proceso se debe observar el aspecto del tejido subcutáneo, los linfonodos superficiales, las glándulas mamarias, las glándulas salivares y los músculos esqueléticos.

Linfonodos Superficiales

Estos son numerosos, pequeños, bilaterales y de un tono ligeramente amarillento. Los linfonodos cervicales se ubican bajo las glándulas salivares, mientras que los parotídeos y mandibulares se sitúan al lado de las glándulas salivales parótida y mandibular, respectivamente. Los axilares se encuentran en la fosa axilar, los inguinales en la bifurcación de la vena superficial epigástrica, los ilíacos externos en la región inguinal y los poplíteos en la región caudal del muslo. Es esencial estudiar su forma, volumen,

consistencia y localización, ya que aquellos próximos a un órgano inflamado pueden presentar aumento de tamaño y, en ocasiones, signos hemorrágicos.

Glándula Mamaria

En ratas y ratones existen cinco glándulas mamarias bilaterales: tres torácicas y dos abdominales. En hembras plenamente desarrolladas o gestantes, estas glándulas se extienden a lo largo de casi todo el tejido subcutáneo ventrolateral, presentando un aspecto nodular y un tono blanquecino.

Esqueleto y Musculatura

El examen completo del esqueleto requiere la realización de radiografías. Se debe evaluar la simetría y el desarrollo de la musculatura, la cual debe exhibir un color homogéneo rojo-marrón. Cualquier decoloración blanquecina puede sugerir atrofia, infiltración grasa, procesos degenerativos, miositis o neoplasias. Para examinar los nervios periféricos, el momento idóneo es inmediatamente después del desollado. Por ejemplo, al extraer muestras del nervio ciático en animales con rigidez o cojera, éste se localiza en la cara interna del muslo, por debajo del músculo aductor largo.

Apertura de la Cavidad Abdominal

Se procede a cortar los músculos abdominales con tijeras siguiendo la línea media ventral, desde el pubis hasta el apéndice xifoides del esternón. Posteriormente, se secciona a ambos lados, siguiendo la línea de la última costilla, hasta lograr una apertura completa de la cavidad abdominal. Durante este proceso, se observa la posición de los órganos, la integridad del diafragma y la presencia de adherencias, líquidos o exudados.

Apertura de la Cavidad Torácica

Se realiza la sección de las costillas a ambos lados del esternón, desde las últimas costillas hasta la entrada del cuello, retirando el triángulo de la jaula torácica hacia atrás para exponer los órganos. Se debe observar el tamaño de los dos lóbulos tímicos, la situación general de los órganos, y la presencia de líquidos, adherencias o lesiones en la cavidad torácica.

Una vez abiertas las cavidades abdominal y torácica, se procede a extraer y examinar de forma individual los órganos.

Timo

El timo, de color blanquecino y conformado por dos lóbulos, se localiza sobre la base del corazón. Su tamaño varía según la edad del animal: se encuentra bien desarrollado en animales jóvenes y presenta atrofia en adultos.

Pulmón y Corazón

Los pulmones presentan una estructura lobulada; el pulmón derecho es más grande que el izquierdo. El pulmón derecho se divide en cuatro lóbulos (craneal, medio, caudal y accesorio), mientras que el izquierdo consta de un solo lóbulo. Su color, habitualmente rosa-rojo, depende de la cantidad de sangre y del método de sacrificio, y su consistencia es elástica y esponjosa. Se debe examinar su forma, tamaño, color y consistencia, describiendo cualquier lesión presente.

El corazón, con forma piramidal y aspecto triangular, posee un atrio y un ventrículo en cada lado, sin comunicación entre el lado derecho e izquierdo. Se debe evaluar su tamaño y realizar una sección longitudinal para la toma de muestras, ya que es difícil identificar macroscópicamente lesiones en el endocardio o en las válvulas.

Bazo

El bazo, órgano principalmente linfoeritropoyético en ratas y ratones, se sitúa en el cuadrante superior izquierdo y presenta una forma alargada y ligeramente curvada. Para extraerlo, se sujeta la grasa del borde caudal con una pinza y se tracciona ligeramente, permitiendo seccionar el hilio y el ligamento gastroesplénico con tijeras. Se observa su tamaño, consistencia, color, márgenes y la posible presencia de lesiones. La cara dorsal es levemente cóncava, mientras que la ventral es lisa y convexa, en unión con el estómago mediante el ligamento gastroesplénico, del que pueden quedar restos grasos. En ratones adultos jóvenes, el bazo mide aproximadamente 15 mm de largo, 3 mm de ancho y 2 mm de espesor, con un peso medio de 100 mg, aunque esta medida puede variar en función de la cantidad de sangre presente en el momento del sacrificio. En ratas, el peso medio oscila entre 400 y 600 mg en hembras y entre 400 y 900 mg en machos.

Hígado

El hígado ocupa una gran parte de la cavidad abdominal. Su porción dorsal, de forma convexa, se encuentra en contacto con el diafragma, mientras que la porción ventral, cóncava, envuelve al estómago y al duodeno.

Para extraerlo, se deben seccionar con tijeras los ligamentos falciforme y coronario que lo conectan al diafragma. Se evalúan el tamaño, consistencia, color y la superficie externa e interna tras el corte. El hígado se divide en tres lóbulos: dos laterales (derecho e izquierdo), subdivididos, y un lóbulo central que se divide en dos porciones: una dorsal, denominada lóbulo caudado, y otra ventral, el lóbulo cuadrado. Con un color rojo-marrón oscuro, el hígado está cubierto por una cápsula fina y transparente (cápsula de Glisson) y su superficie de corte presenta un aspecto granular, reflejo de la estructura lobulillar típica. En ratones adultos jóvenes, el hígado pesa en promedio 1,34 g, mientras que en ratas el peso oscila entre 4 y 8 g en hembras y entre 8 y 12 g en machos.

En ratones, la vesícula biliar se observa en la cara ventral, con forma de bolsa, de color amarillo-naranja y de pocos milímetros de longitud. En ratas, la vesícula biliar está ausente, y el hígado drena la bilis directamente al duodeno a través del colédoco, un conducto blanquecino.

Genital Femenino

El aparato reproductor femenino está conformado por ovarios, oviductos, útero, vagina y vulva.

El útero, en ausencia de gestación, presenta un cuerpo corto y tubular, situado delante de la vejiga, con dos cuernos uterinos largos y rectos de color blanquecino. Los ovarios, ubicados caudalmente a ambos riñones, muestran una superficie nodular en animales activos debido a la presencia de folículos y cuerpos lúteos, mientras que los oviductos se encuentran generalmente ocultos en la grasa que rodea la bursa ovárica.

En hembras gestantes, los cuernos uterinos se dilatan de forma nodular para adaptarse al contorno de cada embrión, ocupando gran parte de la cavidad abdominal y presentando una pared muy fina y transparente. La extracción del aparato genital completo se realiza mediante la sección de un rectángulo de la pelvis y la disección alrededor de la vulva, separando la vagina del recto y disecando los ligamentos uterinos y ováricos. Se deben anotar las características morfológicas, el tamaño, la consistencia y la presencia de lesiones en cada órgano.

Genital Masculino

El aparato reproductor masculino se compone de testículos, epidídimo, conductos deferentes, vesículas seminales, próstata, glándulas coagulantes, pene y glándulas prepuciales.

Los testículos, de forma ovalada, se encuentran rodeados por el epidídimo y se mantienen unidos por la túnica albugínea, la cual, al ser seccionada, puede provocar la expulsión del parénquima testicular.

Las vesículas seminales, localizadas a ambos lados de la vejiga, presentan una forma similar a cuernos de carnero y un color que varía entre gris claro y blanquecino; en su curvatura interna se sitúan las glándulas coagulantes, responsables de la formación del tapón vaginal postcópula en la hembra. Las glándulas prepuciales se encuentran entre la piel y la musculatura abdominal en la región pelviana, a ambos lados del pene, mientras que la próstata (ventral y dorsal) rodea el cuello de la vejiga. La extracción del conjunto genital se lleva a cabo mediante la evaginación de ambos testículos del escroto, separando todo el conjunto junto con la vejiga. Durante la inspección se deben anotar las características de cada órgano.

Tubo Digestivo

Para extraer el paquete digestivo completo, se corta el techo de la pelvis con tijeras y se recorta alrededor del ano, separando el esófago abdominal.

Es aconsejable iniciar el examen por los linfonodos mesentéricos, que tienen forma alargada y se localizan entre la grasa del mesenterio, entre el ciego y la porción ascendente del colon. A continuación, se separan las distintas porciones del tubo digestivo, desde el ano hasta el estómago, seccionando la inserción con el mesenterio.

El esófago es un tubo fino y recto que se extiende desde la faringe hasta el estómago (con aproximadamente dos tercios de su longitud en la cavidad torácica, donde está unido a la tráquea, y el tercio restante en la cavidad abdominal).

El estómago, de forma similar a una bolsa, se ubica en el cuadrante superior izquierdo y está parcialmente cubierto por el hígado. Tanto en ratas como en ratones, el estómago presenta una mitad cardial, aglandular y de color blanquecino, y una mitad fúndica-pilórica, glandular y de color rosado. Se abre con tijeras siguiendo la curvatura mayor, y tras limpiar su contenido con solución salina, se puede observar la plica (un borde prominente blanquecino que separa ambas porciones).

El intestino se divide en intestino delgado (duodeno, yeyuno e íleon) e intestino grueso (ciego, colon y recto). El duodeno, que inicia en el píloro, adopta una forma de herradura y rodea al páncreas; el yeyuno es la porción más larga y sinuosa; y el íleon se conecta con el ciego, el cual se presenta como una bolsa alargada en el cuadrante inferior derecho, terminando en un apéndice ciego. El colon se divide en partes ascendente, transversa y descendente, y el recto es corto, desembocando en el ano.

Las placas de Peyer, presentes en el intestino, se observan como formaciones prominentes, ovaladas o redondeadas, de color blanquecino, en el borde opuesto al mesenterio. Se debe abrir una muestra de cada tramo intestinal para evaluar su contenido, el grosor de la pared, el color, el aspecto de la mucosa y la presencia de lesiones.

Páncreas

En ratas y ratones, el páncreas es de color rosado y se halla íntimamente asociado al tejido adiposo mesentérico, el cual tiende a atrofiarse con la edad. Los linfonodos pilóricos o pancreáticos se sitúan en los márgenes del páncreas.

Aparato Urinario

Después de la extracción del paquete digestivo, se pueden examinar in situ las diversas estructuras del aparato urinario: riñones, uréteres, vejiga y uretra.

Los riñones, con forma de alubia, deben compararse en tamaño (el derecho suele ser ligeramente mayor y ocupar una posición más craneal) y evaluarse por su consistencia, de firme y color rojo-marrón. Las glándulas adrenales, situadas cranealmente a cada riñón, tienen el tamaño de una cabeza de alfiler y presentan un color pálido en las hembras y rosado en los machos.

La vejiga se abre longitudinalmente para examinar su contenido, mientras que los linfonodos lumbares y caudales se localizan en la bifurcación de la aorta en las ilíacas.

Finalmente, tras el estudio de los órganos de la cavidad abdominal, se procede a extraer todos los órganos torácicos, seccionando la tráquea y el esófago a la entrada del tórax.

Folio: _____

Formato de análisis anatomopatológico y necropsias

Responsable del Área: _____

Fecha de elaboración: ___ / ___ / _____

DATOS GENERALES							
No. de Identificación	Especie	Sexo	Edad	Proyecto	Fecha necropsia	Hora	Causa Muerte/ Sacrificio
REPORTE DE NECROPSIA							
Examen Externo							
No. de Identificación	Parámetro		Hallazgos		Observaciones		
Examen interno							
No. de Identificación	Sistema		Hallazgos macroscópicos		Muestras tomadas (✓)		

IDENTIFICACIÓN PARA HISTOLOGÍA				
Muestra	Órgano	Fijador (Volumen 1:10)	Tiempo Fijación	No. de Lámina
HISTOPATOLOGÍA				
No. de lámina	Tinción	Resultados preliminares (microscopía)	Observaciones	

DIAGNÓSTICO ANATOMOPATOLÓGICO

Diagnóstico

Hallazgos Microscópicos Relevantes:

Conclusión <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Alteraciones inflamatorias <input type="checkbox"/> Alteraciones degenerativas	<input type="checkbox"/> Neoplasia <input type="checkbox"/> Otros (especificar): _____
--	---

Observaciones y firmas

Incidencias: _____

Recomendaciones: _____

Realizado por	Revisado por	Fecha de Revisión
_____	_____	__ / __ / ____

•Condiciones generales:

- Conozco y acepto las condiciones de la dirección del Bioterio
- La entrega de resultados se llevará a cabo en la fecha y hora acordada por el Bioterio y el usuario
- Cuando el usuario incumpla en la fecha previamente acordada, tendrá un lapso máximo de 7 días para recoger sus resultados. De lo contrario, la entrega se dará por concluida y no habrá devoluciones o reprogramación de los mismos.

Nombre y firma de quien entrega	Nombre y firma de quien recibe

Figura 11. Formato de análisis anatomopatológico y necropsias.

9. Bibliografía

Agriculture Victoria. (n.d.). Code of practice for the housing and care of laboratory mice, rats, guinea pigs, and rabbits: Part 3.3 Climate control. <https://agriculture.vic.gov.au/livestock-and-animals/animal-welfare-victoria/poacta-act-1986/victorian-codes-of-practice-for-animal-welfare/code-of-practice-for-the-housing-and-care-of-laboratory-mice-rats-guinea-pigs-and-rabbits/part-33-climate-control>

Animal Ethics Committee. (2008). Guidelines for the housing of rats in scientific institutions. NSW Department of Primary Industries. https://animaethics.org.au/_data/assets/pdf_file/0014/222512/housing-rats-scientific-institutions.pdf

Charles River Laboratories. (n.d.). A guide to research rodent housing. https://azupcriversitestorage01.blob.core.windows.net/storage-account-container/resources/doc_a/AGuidetoResearchRodentHousing.pdf

College of Charleston. (n.d.). Rodent husbandry standard operating procedures. <https://www.charleston.edu/research-grants-admin/institutional-animal-care-use/standard-operating-procedures/iacuc-rodent-husbandry.php>

Lipman, N. S. (2007). Rodent facilities and caging systems. En M. A. Suckow, S. H. Weisbroth & C. L. Franklin (Eds.), *The laboratory rat* (2nd ed., pp. 149–165). Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780123695178000207>

Lipman, N. S. (2007). Rodent facilities and caging systems. En M. A. Suckow, S. H. Weisbroth & C. L. Franklin (Eds.), *The laboratory rat* (2nd ed., pp. 149–165). Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780123695178000207>

McGill University. (n.d.). Good research practices. <https://www.mcgill.ca/research/research/animals/training/basic-level/good-research-practices>

Merck Veterinary Manual. (n.d.). Management of laboratory animals. <https://www.merckvetmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/laboratory-animals/management-of-laboratory-animals>

National Institutes of Health (NIH). (n.d.). Ventilation design handbook on animal research facilities.

https://orf.od.nih.gov/TechnicalResources/Bioenvironmental/Pages/execsummary_vent.aspx

National Research Council. (2011). Environment, housing, and management. En Guide for the care and use of laboratory animals (8th ed., Cap. 3). National Academies Press.

<https://nap.nationalacademies.org/read/12910/chapter/4>

Otto Environmental. (n.d.). Current guidelines for housing and caging laboratory animals.

<https://www.ottoenvironmental.com/current-guidelines-for-housing-and-caging-laboratory-animals/>

RSPCA. (2009). Refining rodent husbandry: The mouse.

<https://www.rspca.org.uk/webContent/staticImages/Downloads/RefiningRodentHusbandry.pdf>

Turner, J. G., Parrish, J. L., Hughes, L. F., Toth, L. A., & Caspary, D. M. (2005). Analysis of environmental sound levels in modern rodent housing rooms. *Lab Animal*, 34(5), 154–159.

<https://doi.org/10.1038/lab0509-154>

University of British Columbia. (2018). Guidelines on the management and maintenance of rodent breeding colonies.

<https://animalcare.ubc.ca/sites/default/files/documents/Guidelines%20on%20the%20Management%20and%20Maintenance%20of%20Rodent%20Breeding%20Colonies%202018.pdf>

University of California, San Francisco (UCSF). (n.d.). Laboratory housing and care of animals by researchers: IACUC policy.

<https://iacuc.ucsf.edu/sites/g/files/tkssra751/f/wysiwyg/POLICY%20-%20Laboratory%20Housing%20of%20Research%20Animals.pdf>

van Rijn CM, Krijnen H, Menting-Hermeling S, Coenen AM. Decapitation in rats: latency to unconsciousness and the 'wave of death'. *PLoS One*. 2011 Jan 27;6(1):e16514. doi: 10.1371/journal.pone.0016514. PMID: 21304584; PMCID: PMC3029360 .