



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO.  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.**

**“MANEJO Y SUJECCIÓN DE ROEDORES UTILIZADOS EN EL  
LABORATORIO.”**

**SERVICIO PROFESIONAL**

QUE PRESENTA

**YESICA YARETH HERNÁNDEZ JIMÉNEZ.**

PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

ASESOR

**MVZ ADRIAN SÁNCHEZ OROZCO**

COASESOR

**MVZ LUIS RICARDO GARCÍA VELLEJO.**

**MORELIA MICH. DICIEMBRE DE 2009.**



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO.  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.**

**“MANEJO Y SUJECCIÓN DE ROEDORES UTILIZADOS EN EL  
LABORATORIO.”**

**SERVICIO PROFESIONAL**

**QUE PRESENTA  
YESICA YARETH HERNÁNDEZ JIMÉNEZ.**

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

**MORELIA MICH. DICIEMBRE DE 2009.**

## ÍNDICE GENERAL.

	Pág.
I. Introducción.....	01
II. Revisión bibliográfica.....	05
2.1 Características generales y taxonómicas de los roedores.....	05
2.2 Manejo, sujeción y generalidades biológicas del ratón. ....	07
2.3 Manejo, sujeción y generalidades biológicas de la rata. ....	19
2.4 Manejo, sujeción y generalidades biológicas del hámster. ....	37
2.5 Manejo, sujeción y generalidades biológicas del cobayo. ....	49
2.6 Manejo, sujeción y generalidades biológicas del jerbo. ....	61
2.7 Vías de administración. ....	71
2.8 Obtención de muestras. ....	83
2.9 Anestesia. ....	91
2.10 Eutanasia. ....	94
III. Conclusiones. ....	97
IV. Bibliografía. ....	98

## ÍNDICE DE CUADROS.

	Pág.
Taxonómico.....	07
Datos fisiológicos del ratón. ....	10
Ciclo biológico del ratón. ....	13
Parámetros sanguíneos del ratón. ....	14
Requisitos ambientales del ratón. ....	15
Datos fisiológicos de la rata. ....	22
Ciclo biológico de la rata. ....	26
Parámetros sanguíneos de la rata. ....	27
Requisitos ambientales de la rata. ....	28
Datos fisiológicos del hámster. ....	40
Ciclo biológico del hámster. ....	44
Parámetros sanguíneos del hámster. ....	45
Requisitos ambientales del hámster. ....	46
Datos fisiológicos del cobayo. ....	52
Ciclo biológico del cobayo. ....	57
Parámetros sanguíneos del cobayo. ....	58
Requisitos ambientales del cobayo. ....	59
Datos fisiológicos del jerbo. ....	63
Ciclo biológico del jerbo. ....	67
Parámetros sanguíneos del jerbo. ....	68
Requisitos ambientales del jerbo. ....	69
Vías de administración enteral y parenteral en roedores. ....	82
Dosis de anestésicos utilizados en roedores.....	93

## AGRADECIMIENTOS.

*A Dios por permitirme lograr uno de mis más grandes sueños y que este lo comparta con mis seres queridos.*

*A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y a la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, por acogerme en su regazo y brindarme de las herramientas necesarias para abrirme paso en la vida.*

*A mis asesores MVZ Adrián Sánchez Orozco y MVZ Luis Ricardo García Vallejo. Que más que mis asesores se convirtieron en mis compañeros y amigos, quienes desinteresadamente me han transmitido sus conocimientos con la única intención de formarme como profesionista.*

*Gracias por sus apoyo, guía, orientación y confianza en mi persona, para la realización de este trabajo.*

*Agradezco de todo corazón a mis padres profesor José Lot Hernández Martínez y profesora Lucero Jiménez Ramírez, quienes han llevado una vida de lucha, sacrificio y esfuerzo constantes para convertirme en una mujer de bien, en una profesionista.*

*Nunca encontrarè la forma de agradecer el que me hayan brindado su mano en las derrotas y logros de la vida, haciendo de este triunfo más suyo que mío.*

*A mis hermanos por su apoyo incondicional en el andar de mi vida.*

*Y por ultimo agradezco al más grande, maravilloso y único amor que tengo, a mi tesoro, que la vida y Dios han podido darme, a mi hijita Ximena.*

*Gracias mi ángel por estar conmigo padeciendo el sufrimiento de la distancia y la soledad, que implicaba al alejarme de ti cada fin de semana. No tengo forma de pagarte cada una de tus lágrimas. Gracias hija, porque tu presencia ha sido y será siempre el motor más grande que me impulse para lograr cada una de mis metas.*

Yesy.

## I. INTRODUCCIÓN.

A lo largo de la historia de la humanidad, se ha llevado a cabo la búsqueda de alternativas de solución ante enfermedades que el hombre ha presentado a través de su evolución, es por esto que han sido utilizados los animales en un principio de manera empírica y posteriormente científica, con el único propósito de encontrar como prolongar la esperanza de vida y mejorar esta.

Como podemos darnos cuenta la utilización de animales en la investigación es tan antigua como el propio hombre. Sin embargo es hasta los siglos XVIII y XIX cuando comenzó a tomar mayor importancia la utilización de los animales de laboratorio; cabe aclarar que a principios del XIX fué cuando comenzó la utilización de los roedores con fines de experimentación.

A principios del siglo XIX se puso de actualidad las peleas de perros terrier, las cuales posteriormente fueron prohibidas, en las cuales se utilizaba como cebo a las ratas, por lo que comenzó la cría de estas. De esta utilización se paso a la de laboratorio, de forma que antes de 1850 ya se habían establecido algunos criaderos de ratas albinas con tal fin específico, como lo demuestran los estudios de Savoy realizados en 1863 en Inglaterra, que determinaba el valor nutritivo de las proteínas en ratas negras, pardas y blancas.

En Alemania el primer criadero de ratas albinas se sitúa alrededor del año 1877, mientras que en Estados Unidos se crían hasta dos décadas después. Cuando el profesor suizo Adolfo Meyer llevó al Instituto de Neurología de Nueva York, a los que se incorporo, unos cuantos ejemplares provenientes del Departamento de Zoología de la Universidad de Ginebra. De esa colonia, el investigador Donaldson (1857 - 1938) adquirió cuatro parejas para el Instituto Wistar de Filadelfia Estados Unidos, las cuales dieron origen a la bien conocida estirpe que lleva el nombre de dicha institución.

En los años siguientes se extendió con rapidez la cría y utilización experimental de las ratas tal como hoy las conocemos.

En referencia a los ratones a principios del siglo XX, se establecieron las primeras colonias en cautividad, derivadas de la especie *Mus musculus domestica*, de las cuales se han desarrollado centenares de cepas o líneas, que han contribuido de manera directa a incrementar la esperanza de vida del hombre hasta 25 años.

Además si a esto le agregamos que los roedores son sumamente prolíficos, de fácil manejo, de una gran variabilidad genética, que reacciona de igual manera a las variables del medio (temperatura, humedad relativa, recambios de aire, etc.) y que son de distribución mundial, podemos entonces entender el por que de su importancia en la investigación biomédica, ya que gracias a todo esto se han convertido en el modelo biológico de mayor interés e importancia para el investigador, ya que permite satisfacer las necesidades específicas en cualquier investigación así como poder repetir el número de veces que sean necesarias un resultado para su corroboración.

La utilización del hámster como animal de experimentación comienza a principios de año 1930. En la actualidad su empleo es reducido a menos del 1%, sin embargo se utiliza en la investigación en problemas de circulación sanguínea, hipotermia, en procesos neoplásicos y de diabetes mellitus.

Los cobayos fueron utilizados en un principio por los indios para producir su carne y es muy posible que fueran los españoles quienes lo introdujeron en Europa en el siglo XVI. A principios del siglo XX, es cuando comenzaron a utilizarse con fines de investigación en la producción y control de sueros, vacunas y otros productos biológicos, en investigaciones hormonales y glandulares, de otología y de síntesis de colágeno.

El jerbo es de origen indígena de los desiertos de Mongolia y del norte de China, se utiliza en la investigación científica en neurología, en estudios de metabolismo de colesterol, aterosclerosis experimental, en estudios de obesidad, filariasis e infartos cerebrales.

Uno de los requisitos previos para el empleo responsable de los animales en la investigación biomédica es un conocimiento exhaustivo de las características biológicas de la especie que se va a utilizar, así como de las condiciones necesarias para su manejo. Por tal motivo el presente trabajo permite dar a conocer como llevar a cabo de manera correcta y práctica, sin poner en riesgo tanto al manejador como al animal, el manejo de roedores (ratón, rata hámster, cobayo y jerbo), empleados en el laboratorio para la investigación.

El presente trabajo surge a partir de la inquietud de realizar una revisión bibliográfica, con la finalidad de plasmar de manera sencilla y práctica los conocimientos básicos sobre el manejo y sujeción de roedores, facilitando a cualquier investigador y/o estudiante llevar a cabo los procedimientos necesarios para la investigación o para la practica y enseñanza dentro de la docencia, para la formación de futuros profesionistas en el área de la salud tanto humana como animal, pero principalmente a todos aquellos profesionistas que necesiten saber sobre las formas de manejo y sujeción de los roedores de laboratorio.

Este trabajo no solamente da a conocer el manejo y sujeción de roedores, dentro de un laboratorio, sino que también de manera general y como parte complementaria se plasma en dicho trabajo los parámetros básicos de manejo en un bioterio, parámetros de reproducción, parámetros fisiológicos, parámetros sanguíneos, parámetros bioquímicos, las diferentes vías de administración y de toma de muestras, formas de eutanasia y dosis recomendada de anestesia, sin dejar de lado la características básicas de cada una de las especies ya antes mencionadas, todo esto con la intención de brindar el mayor confort posible al roedor proporcionándole un bienestar, evitando al máximo producir estrés y dolor.



Es por todo esto que el objetivo de este trabajo es dar a conocer de manera práctica y correcta como realizar el manejo y sujeción de roedores (ratón, rata, hámster, cobayo y el jerbo) y que a su vez sirva como apoyo para los interesados en el área y alumnos que cursan la UAI Producción Animal II.

## II Revisión bibliográfica.

### 2.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES Y TAXONOMÍA DE LOS ROEDORES.

Los roedores son animales nocturnos que se adaptan con facilidad a su medio ambiente. No son animales agresivos. Poseen picos de actividad durante periodos oscuros. Sus ojos están adaptados a la oscuridad y tiene muy poca visión de color. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

La conducta sexual de los roedores esta influida por el fotoperíodo, la temperatura, la disponibilidad de alimento y las feromonas. En general, los machos son menos sensibles a estos factores externos que las hembra, y pueden cruzarse continuamente a lo largo del año, siendo mayor su efectividad cuando se les dejan periodos de descanso entre montas (dos días/semanas). La conducta sexual en las hembras está controlada por el ciclo estral. Las hembras son poliestrales con ovulación espontánea y con estro post-parto, de un ciclo regular de 4 – 5 días (excepto el cobayo, de 14 – 16 días). (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

Pasan por las diferentes etapas del ciclo estral (proestro, estro, metaestro y diestro), el cual se puede identificar observando la morfología del epitelio vaginal en extensiones teñidas con Giemsa, pero el método más eficaz, rápido, fácil de realizar e interpretar, si el roedor se encuentra en la fase de estro es la citología vaginal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

El acoplamiento se puede confirmar por la presencia de un tapón mucoso en la vagina de la hembra, el cual es formado por las secreciones de las glándulas accesorias del macho y las secreciones vaginales de la hembra, cuya misión es mantener las condiciones más idóneas para la supervivencia de los

espermatozoides, pero este también se puede verificar a través de un frotis vaginal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

Las crías de los roedores (excepto las de los cobayos), nacen con la piel de color rojizo, sin pelo, con los ojos y oídos cerrados; la transparencia de la piel permite la observación del corazón, el hígado, el bazo y la leche en el estomago. A los 2 – 3 días, el color de la piel se aclara y se despegan las orejas; a la semana están cubiertas de un fino pelaje; hacia los días 10 -12, los incisivos superiores e inferiores han hecho erupción y los pezones inguinales son visibles en las hembras; en los días siguientes (13 - 16), abren los ojos. La edad óptima para el destete oscila entre los 21 y 25 días de edad. El destete es el momento adecuado para proceder al alojamiento de las crías, separándolas por sexos. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

La determinación del sexo en las crías puede realizarse desde el nacimiento, considerando la distancia entre la papila genital y el ano. En los machos, esta distancia suele ser aproximadamente el doble que en las hembras, conocimiento que puede aprovecharse para igualar las diferentes camadas. En estadios posteriores, se pueden identificar ambos sexos por la presencia de las mamas en las hembras, en el caso de los machos, por el descenso de los testículos a la zona inguinal, a partir del día catorce ante una ligera presión en la zona abdominal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)

**Cuadro 1.**  
**TAXONÓMICO.**

<b>Orden</b>	<b>Suborden</b>	<b>Familia</b>	<b>Género/Especie</b>
<i>Rodentia</i>			
	<i>Myomorpha</i>		
		<i>Muridae</i>	<i>Mús musculus</i> (ratón común) <i>Rattus norvegicus</i> (rata noruega)
		<i>Criceridae</i>	<i>Mesocricetus auratus</i> (hámster sirio) <i>Meriones unguiculatus</i> (jerbo)
	<i>Histricomorpha</i>		
		<i>Caviidae</i>	<i>Cavia porcellus</i> (cobayo)

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996.)

## **2.2 MANEJO, SUJECCIÓN Y GENERALIDADES BIOLÓGICAS DEL RATÓN.**

### Características generales y de conducta.

El nombre científico del ratón de laboratorio es *Mus musculus*. Los ratones empezaron a utilizarse en biomedicina a finales del siglo XIX por su pequeño tamaño, su fácil manejo, variabilidad genética y alta tasa de reproducción. En la actualidad existen más de 1000 cepas congénicas genéticamente definidas. Algunas de estas cepas presentan características, que le confieren propiedades de modelo experimental. Se utilizan en protocolos de investigación sobre en la investigación sobre el cáncer, nuevos fármacos y toxicidad de productos, en la preparación de vacunas y en la producción de anticuerpos poli y monoclonales. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Osías, 2008.)



Fotografía 1. La fotografía muestra un ratón CD 1 que se caracteriza por ser de color blanco, pequeño y de fácil manejo, es utilizado frecuentemente en la investigación. (García y Hernández, 2009.)

### Características anatómicas y fisiológicas.

La fórmula dental del ratón es de 2 (1003/1003), lo que significa que cada mitad de la mandíbula contiene un incisivo y tres molares. Carecen de caninos y premolares, presentando un espacio abierto denominado diastema. Los incisivos crecen durante toda la vida del animal y se mantienen cortos por el desgaste continuo. La superficie labial de los incisivos está cubierta por una gruesa capa de esmalte. El ratón es omnívoro y posee molares para triturar. (Van Zutphen et al, 1999; Vásquez, 2009; Osías, 2008.)

Su hígado es pentalobulado y posee vesícula biliar. El bazo en los machos es de menor tamaño que en las hembras. Se evidencia el dimorfismo sexual en las glándulas salivales y en los glóbulos renales. Presenta hematopoyesis extramedular. (Zúñiga et al, 2001.)

Su canal inguinal permanece abierto tras la pubertad, pudiéndose encontrar los testículos en el escroto o en la cavidad abdominal esta característica anatómica es aprovechada para regular su temperatura corporal. (Zúñiga et al, 2001.)

Carecen de glándulas sudoríparas, no jadean y tienen casi toda la superficie corporal cubierta de pelo. Las zonas sin pelo, como la cola y las orejas, el descenso testicular al escroto, y conducta como el enterramiento o el cubrimiento del cuerpo con saliva, son vitales para regular la temperatura corporal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

**Cuadro 2.**  
**DATOS FISIOLÓGICOS DEL RATÓN.**

Temperatura corporal.	35.8 a 37.4 °C
Frecuencia cardiaca.	328 – 780 por minuto.
Frecuencia respiratoria.	90 – 220 por minuto.
Peso.	Adulto; 90 - 220 gramos, recién nacido; 1.0 gramos.
Consumo de agua.	4-7 ml., o 1.5 ml por cada 10 gramos de peso corporal por día.
Consumo de alimento.	3 – 6 gramos, o 1.5 gramos por cada 10 gramos de peso corporal por día.
Heces.	Son firmes del tamaño de un grano de arroz, de color marrón oscuro. El consumo de alimento y agua influyen sobre la cantidad de heces producidas.
Orina.	Es de olor fuerte, amarilla trasparente. Los ratones orinan pequeñas cantidades frecuentemente.
Duración de vida.	1 a 3 años.
Número de cromosomas (2n).	40
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> ).	20g: 36

(Van Zutphen et al, 1999; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Batchelor et al, 2005; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)

### Reproducción.

Los ratones alcanzan la madures sexual muy pronto y las hembras son poliestrales. Presentan tres tipos de efectos, el primero efecto Lee-Boot, consiste en que un grupo de hembras en ausencia del macho, presentan ciclos estrales más largos (5 -7 días) e irregulares, y tienen tendencia a pseudogestaciones espontaneas. Lo mismo ocurre si se alojan en grupos pequeños, mientras que si se mantienen en grupos mayores muestran tendencia al anestro continuo. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Fuentes et al, 2008; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

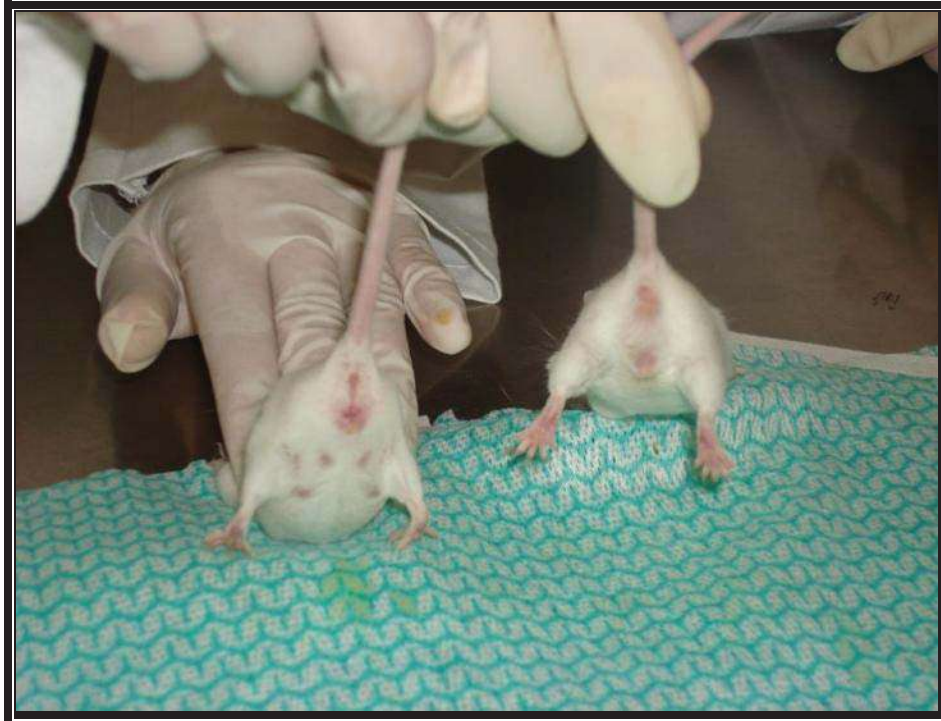
Efecto Whitten; se ha observado que al introducir un macho o la cama con orina o el tratamiento de la cama con orina de machos, en los grupos anteriormente descritos, producen el inicio inmediato de un nuevo ciclo estral y una sincronización del estro. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Fuentes et al, 2008; Batchelor et al, 1998; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Efecto Bruce: si tras un apareamiento fértil, se aloja a la hembra con otro macho durante las 24 horas siguientes al coito, no se produce la implantación de los óvulos fértiles y se reabsorben los embriones. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Batchelor et al, 1998; Vásquez, 2009.)

### Determinación del sexo.

Esta se evalúa a través de la distancia anogenital (distancia entre el ano y la papila genital), es mayor en el macho que en la hembra como se muestra en la fotografía 2. Además, en las hembras esta zona no tiene pelo y la uretra atraviesa la pared vaginal poco antes de la abertura externa. Los testículos pueden encontrarse en el escroto, pero también pueden estar retraídos en el abdomen a través del canal inguinal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008.)





Fotografía 2. A la izquierda ratón hembra y a la derecha ratón macho. (García y Hernández, 2009.)

### Canibalismo.

Normalmente el canibalismo es raro. Sin embargo es recomendable no molestar las camadas recién nacidas durante varios días (mínimo hasta después de 48 horas del parto), ni a la hembra, para impedir la posible destrucción de nidos por parte de los adultos. Es necesario proporcionar agua y comida constante manteniéndolas en excelentes condiciones de higiene. (Zúñiga et al, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Batchelor et al, 1998; Vásquez, 2009.)

### Dieta.

Los alimentos se suministran normalmente en la forma de pellets de 4 a 5 gramos. Las pellets son duras y tienen que ser roídas por los animales. Esto ayuda a desgastar sus incisivos. Normalmente se pone una cantidad suficiente de pellets para que dure varios días en el área designada de la jaula. A los roedores generalmente se les suministra alimento y agua *ad limitum*. Esto significa que se les

suministra alimento para animales y agua continuamente para que lo consuman a voluntad. El agua se puede proveer mediante una botella de agua o una válvula automática de suministro de agua ubicada a nivel de la jaula. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996.)

**Cuadro 3.**  
**CICLO BIOLÓGICO DEL RATÓN.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Gestación	19 a 21 días
Número de crías	8 a 12 (E), 4 a 6 (C)
Lactancia	21 días.
Peso al destete	10 a 12 gramos
Edad a la pubertad	30 – 40 días
Madurez reproductiva	40-60 días
Peso de adulto	25 a 30 gramos
Vida productiva	365 días.
Longevidad	2 años.
Ciclo estral (días)	4 (2 - 9)
Duración del estro (horas)	14
E= animales exogámicos	Estirpe
C = animales consanguíneos	Cepas

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Batchelor et al, 2005; CINVESTAV, 2009.)

**Cuadro 4.**  
**PARÁMETROS SANGUÍNEOS DEL RATÓN**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Volumen de sangre (ml/kg.)	76 – 80
Hemoglobina (g/100 ml)	10 – 17
Hematocrito (vol. %)	39 – 49
Diámetro de hematíes (µm)	5.5
Velocidad de sedimentación (mm) 1 h/2 h/24 h	4/4 – 5/10
Tiempo de sangría	50 - 60 seg
Tiempo de coagulación (minutos)	90 - 180
Leucocitos (x 100/ mm <sup>3</sup> )	5 – 12
Neutrófilos (%)	10 – 40
Eosinófilos (%)	0 – 7
Basófilos (%)	0- 1
Linfocitos (%)	35 – 90
Monolitos (%)	0 – 3
Plaquetas (miles/ml)	250 000
Parámetros bioquímicos	
Glucosa (mg/100 ml)	124 - 262
Colesterol total (mg/100 ml)	64 (26 - 82)
Proteínas totales (g/100 ml)	6.2 (4-8.6)
Albumina (g/100 ml)	3 (2.5-4.8)
Transaminasa glutámica (U/L)	36 (23-48)
Trasaminasa pirúvica (U/L)	13 (2-24)
Fosfatasa alcalina (U/L)	19 (10-28)
Urea en sangre (mg/100 ml)	19.5 (14-28)

(Zúñiga et al, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Batchelor et al, 2005; CINVESTAV, 2009; NOM-062-ZOO-1999.)

**Cuadro 5.**  
**REQUISITOS AMBIENTALES DEL RATÓN.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura (°C)	20 – 24
Humedad relativa (%)	50 – 60
Ventilación (cambios/hora)	15
Luz/oscuridad (horas)	14/10
Dimensiones mínimas del suelo de la cubeta	
Adulto alojado individualmente (cm <sup>2</sup> )	180
Animal reproductor con crías (cm <sup>2</sup> )	200
Grupo (cm <sup>2</sup> /adulto)	80
Altura mínima de la cubeta (cm.)	12

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Batchelor et al, 1998; CINVESTAV, 2009; NOM-062-ZOO-1999.)

Manejo.

Para sacarlos de la jaula o cubeta: se sujeta con firmeza por la base de la cola y se apoya lo antes posible sobre una superficie rugosa o en la rejilla de la cubeta o jaula. Como se muestra en la fotografía 3. (Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Osías, 2008.)



Fotografía 3. Forma de sujetar por la base de cola. Obsérvese también como se coloca al ratón en una superficie rugosa que permite manipularlo fácilmente.

(García y Hernández, 2009.)

Para determinar el sexo del animal: se sujeta con firmeza por la base de la cola y, sobre una superficie rugosa donde pueda agarrarse, se pinza la piel del cuello con el pulgar y el índice de la otra mano, como lo muestra las fotografías 4 y 5. Una vez hecho esto se levanta al animal y se atrapa la cola entre el dedo anular y la palma de la mano. También se puede levantar ligeramente la parte trasera del ratón asiendo la cola, obsérvese la fotografía 6. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Batchelor et al, 1998; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

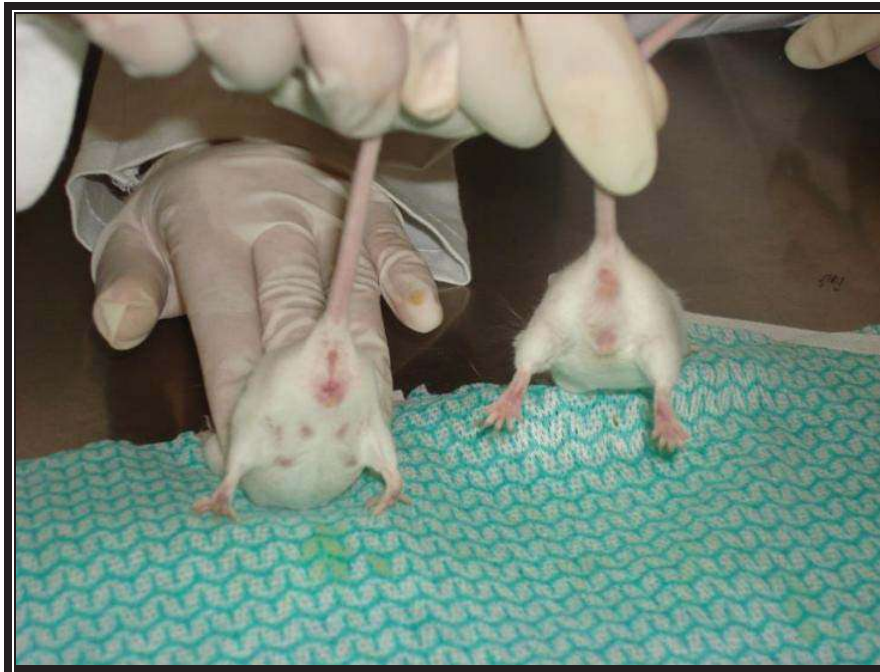


Fotografía 4. Sujeción del ratón utilizando el dedo índice y el pulgar e introduciendo en el dedo meñique la cola del ratón para mayor seguridad al momento de sujetarlo. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 5. Sujeción del ratón, para diversos procedimientos. (García y Hernández, 2009.)





Fotografía 6. Sujeción que permite observar la diferenciación del sexo del ratón. Utilizando solamente la técnica de sujeción de presionar ligeramente el cuerpo del ratón hacia la superficie rugosa y levantando la cola del ratón, lo que permite observar con facilidad si es hembra o macho, identificando el desarrollo de las glándulas mamarias y la distancia anogenital. (García y Hernández, 2009.)

Si se realiza la sujeción con una sola mano, se coloca la base de la cola entre los dedos meñique y anular, volteando la mano sobre la espalda del ratón, se pinza la piel del cuello con los dedos pulgar e índice. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Si se sujeta la piel demasiado lejos de la cabeza, el ratón podrá voltearse y morder a la persona que lo está manipulando. El ratón se debe sujetar firme pero suavemente, de manera que no tenga dificultad para respirar. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Los ratones muy jóvenes (crías), con menos de 10 días de nacidos se deben levantar rodeando todo el cuerpo con las manos, agarrando la piel que se encuentra entre los omóplatos. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996.)

## 2.3 MANEJO, SUJECCIÓN Y GENERALIDADES BIOLÓGICAS DE LA RATA.

Las ratas comenzaron a utilizarse a mediados del siglo XIX, y proceden de la rata noruega *Rattus norvegicus*. El nombre de la “rata marrón” conduce a error ya que su color puede variar. De la raza salvaje se derivan dos poblaciones:

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Rata Long Evans: es más pequeña que la rata Wistar o Sprague-Dawley, de pelo negro en cabeza y cuello, el resto del cuerpo es de color blanco, por lo que se le conoce como rata encapuchada. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009.)



Fotografía 7. Muestra a una rata Long Evans, que muestra la característica de su pelaje negro en cabeza y cuello siendo blanco en resto del cuerpo. Imagen tomada de la página: [www.mihermanitamola.blogspot.com](http://www.mihermanitamola.blogspot.com)



Ratas albinas: Sprague-Dawley, ratas más largas con cabeza estrecha y cola más larga que el cuerpo, crece más rápidamente que la rata Wistar. Otra rata albina es la Wistar, ratas con orejas más grandes, cabeza más ancha y cola de menor longitud que su cuerpo, observe fotografía 8. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009.)

Las primeras cepas de rata utilizada para la investigación biomédica fueron desarrolladas en el instituto Wistar de Filadelfia. Muchas de las cepas consanguíneas que se emplean en la actualidad son descendiente de estas cepas albinas (Wistar.)



Fotografía 8. Muestra una rata Wistar de orejas grandes, cabeza ancha y cola de menor longitud. (García y Hernández, 2009.)

La rata es el vertebrado usado con más frecuencia después del ratón y se utilizan sobre todo en medicina, nutrición, toxicología, estudios del sistema nervioso y de la conducta animal. En la actualidad existen un registro de más de 400 cepas consanguíneas definidas genéticamente y unas 50 cepas no consanguíneas. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009.)

### Características anatómicas y fisiológicas.

La anatomía y fisiología de la rata es muy semejante a la del ratón. Las nefronas de la corteza del riñón están bastante cercanas a la superficie y es bastante fácil acceder a ellas. Las glándulas suprarrenales se encuentran alejadas de los principales vasos sanguíneos, lo que hace que la adrenalectomía en la rata sea menos arriesgada que por ejemplo, en el conejo. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004.)

Las ratas tienen una vista muy limitada. Tienen un hígado pentabulado, pero a diferencia de los ratones carecen de vesícula biliar. Las glándulas suprarrenales están más alejados de los grandes vasos. (Zúñiga, 2001; Villanueva y Hernández, 2004.)

En el alvéolo ocular se encuentra la glándula de Harder, que produce una secreción rica en porfirinas, de color rojizo marrón, que lubrica el ojo. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

**Cuadro 6.**  
**DATOS FISIOLÓGICOS DE LA RATA.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura corporal	35.9 a 37.5 °C
Frecuencia cardiaca	250 a 600 por minuto
Frecuencia respiratoria	66 a 144 por minuto
Peso	Macho adulto 300 - 500 gramos; hembra adulta, 200 – 400 gramos; recién nacido; 5 gramos
Consumo de agua	24 - 60 ml por día., o 10 - 12 ml por cada 100 gramos de peso corporal por día
Consumo de alimento	15 - 30 gramos por día, o 5 - 6 gramos por cada 100 gramos de peso corporal, por día
Heces	Dura y alargada de color marrón oscuro con extremos redondeados
Orina	Transparente y amarilla.
Duración de vida	2.5 – 3.5 años
Número de cromosomas (2n)	42
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> )	50 g: 130 130 g: 250 200 g: 325

(Zúñiga et al, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Batchelor et al, 2005; CINVESTAV, 2009.)

### Determinación del sexo.

Esta se evalúa a través de la distancia anogenital (distancia entre el ano y la papila genital), es mayor en el macho que en la hembra. En las ratas adultas machos, los testículos sobresalen prominentemente debajo de la cola. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)



Fotografía 9. Hembra rata la distancia anogenital es menor en las hembras que en los machos..  
(García y Hernández, 2009.)



Fotografía 10. Determinación del sexo en una rata a los tres días de nacida. (García y Hernández, 2009.)

### Canibalismo.

Usualmente la rata hembra no canibaliza a sus crías, amenos que estén enfermas. Sin embargo durante los primeros días post-parto así como en destete, las molestias que puedan sufrir la hembra y manipulación excesiva o alto nivel de ruidos, así como la carencia de materiales para la construcción del nido, pueden conducir al abandono o destrucción de la camada por lo que se recomienda: retirar al macho de la jaula después de 5 días, de ser posible evitar el cambio de cama en los primeros días post-parto, pero si esto no es posible se aconseja transferir sólo el material con que está hecho el nido a la nueva caja. También es importante tener una alimentación y agua permanente y en óptimas condiciones. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996.)

### Dieta.

Los alimentos se suministran normalmente en la forma de pellets de 4 a 5 gramos. Las pellets son duras y tienen que ser roídas por los animales. Esto ayuda a desgastar sus incisivos. Normalmente se pone una cantidad suficiente de pellets para que dure varios días en el área designada de la jaula. A los roedores generalmente se les suministra alimento y agua *ad limitum*. Esto significa que se les suministra alimento para animales y agua continuamente para que lo consuman a voluntad. El agua se puede proveer mediante una botella de agua o una válvula automática de suministro de agua ubicada a nivel de la jaula. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

### Reproducción.

La reproducción de la rata y el ratón son comparables, pero en la rata no se produce el efecto Bruce, ni es tan evidente la sincronización del ciclo estral provocada por las feromonas presentes en la orina del macho. La sincronización del estro y la gestación se puede conseguir administrando progesterona durante un período de 4 días (inducción del anestro), seguido de la inyección de GSYF (gonadotropina del suero de yeguas preñadas), el ciclo estral responde a la variación de la longitud del ciclo de la luz. Una vez producido el apareamiento, suele aparecer un tapón vaginal que está presente durante las 12 – 24 horas siguientes. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Fuentes et al, 2008.)

La membrana vaginal se abre a las 5 semanas del nacimiento y las hembras son sexualmente maduras a las 6 – 8 semanas de vida. Las hembras en fase de estro presenta los siguientes signos: temblor de orejas, frotamiento de la cabeza y espalda, nerviosismo y lordosis al acariciarlas. También antes del parto presentan características de conducta como; aumento del acicalamiento de la parte posterior del cuerpo, lo que parece activar la secreción de las glándulas mamarias. Momentos antes del parto se observa un flujo vaginal.

Son excelentes madres, aceptan crías procedentes de otras camadas, siempre que estén en buen estado y la diferencia de edad no se grande. (Zúñiga, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Fuentes et al, 2008.)

**Cuadro 7.**  
**CICLO BIOLÓGICO DE LA RATA.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Gestación	21 a 22 días
Número de crías	6 a 8(E), <6 (C)
Lactancia	21 días
Peso al destete	40 a 60 gramos
Edad a la pubertad	70 a 80 días
Madurez reproductiva	65 – 110 días
Peso de adulto	20 - 500 gramos
Vida productiva	365 días
Longevidad	2.5 años
Ciclo estral (días)	4 – 5
Duración del estro (horas)	14
E= animales exogámicos	Estirpe
C = animales consanguíneos	Cepas
*= varia dependiendo de la especie y sexo	

(Zúñiga et al, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Batchelor et al, 1998; Vásquez, 2009; Batchelor et al, 2005.)

**Cuadro 8.**  
**PARÁMETROS SANGUÍNEOS DE LA RATA.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Volumen de sangre (ml/kg.)	60
Hemoglobina (g/100 ml)	14 – 20
Hematocrito (vol. %)	36 – 48
Diámetro de hematíes (µm)	6.5
Velocidad de sedimentación (mm) 1 h/2 h/24 h	0.4-3/4-5/10
Tiempo de sangría	1-2 minutos
Tiempo de coagulación (minutos)	1 – 2 minutos
Leucocitos (x 100/ mm <sup>3</sup> )	6 – 17
Neutrófilos (%)	18-36
Eosinófilos (%)	1-4
Linfocitos (%)	62-72
Monocitos (%)	1-6
Plaquetas (miles/ml)	330 000
Parámetros bioquímicos.	
Glucosa (mg/100 ml)	75 (50-135)
Colesterol total (mg/100 ml)	27 (10-54)
Proteínas totales (g/100 ml)	7.6 (4.7-8.2)
Albumina (g/100 ml)	3.7 (2.7-5.1)
Transaminasa glutámica (U/L)	63 (4.6-81)
Transaminasa pirúvica (U/L)	24 (18-30)
Fosfatasa alcalina (U/L)	87 (57-128)
Urea en sangre (mg/100 ml)	14.5 (5-29)

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009.)



**Cuadro 9.**  
**REQUISITOS AMBIENTALES DE LA RATA.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura (°C)	20 – 24
Humedad relativa (%)	60
Ventilación (cambios/hora)	10 – 15
Luz/oscuridad (horas)	12 – 14/ 12 – 10
Dimensiones mínimas del suelo de la cubeta	
Adulto alojado individualmente (cm <sup>2</sup> )	350
Animal reproductor con crías (cm <sup>2</sup> )	800
Grupo (cm <sup>2</sup> /adulto)	250
Altura mínima de la cubeta (cm.)	14

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; NOM-062-ZOO-1999; Fuentes et al, 2008; CINVESTAV, 2009.)

Manejo.

Son animales dóciles de fácil manipulación, aunque no deben manejarse con rapidez o de forma brusca, para evitar la rotura de uñas. Si la rata es muy grande o esta preñada se debe apoyar el tercio posterior del cuerpo de la rata en la otra mano. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Osías, 2008.)



Fotografía 11. Obsérvese el tipo de jaula utilizada para roedores. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 12. Sujeción de la rata por la base de la cola. (García y Hernández, 2009.)

Para sacarla de la jaula: se pasa la palma de la mano por debajo el vientre. Al igual que los ratones, las ratas se pueden agarrar por la cola, pero debe tenerse cuidado de sujetarla por la base como lo muestra la fotografía 13, ya que de no ser así, podría arrancarse la piel de la cola, lo que sería una lesión grave. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Osías, 2008.)



Fotografía 13. Sujeción de la rata por la base de la cola. (García y Hernández, 2009.)

Para determinar el sexo: es igual que en el ratón. A un que los testículos son evidentes desde temprana edad, la forma de identificar el sexo a las ratas es observando la distancia comprendida ente la paila urogenital y el esfínter anal, siendo esta distancia un poco más corta en las hembras. Entre los días 8 y 15 días es posible distinguir las mamas de las hembras. (Zúñiga et al, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

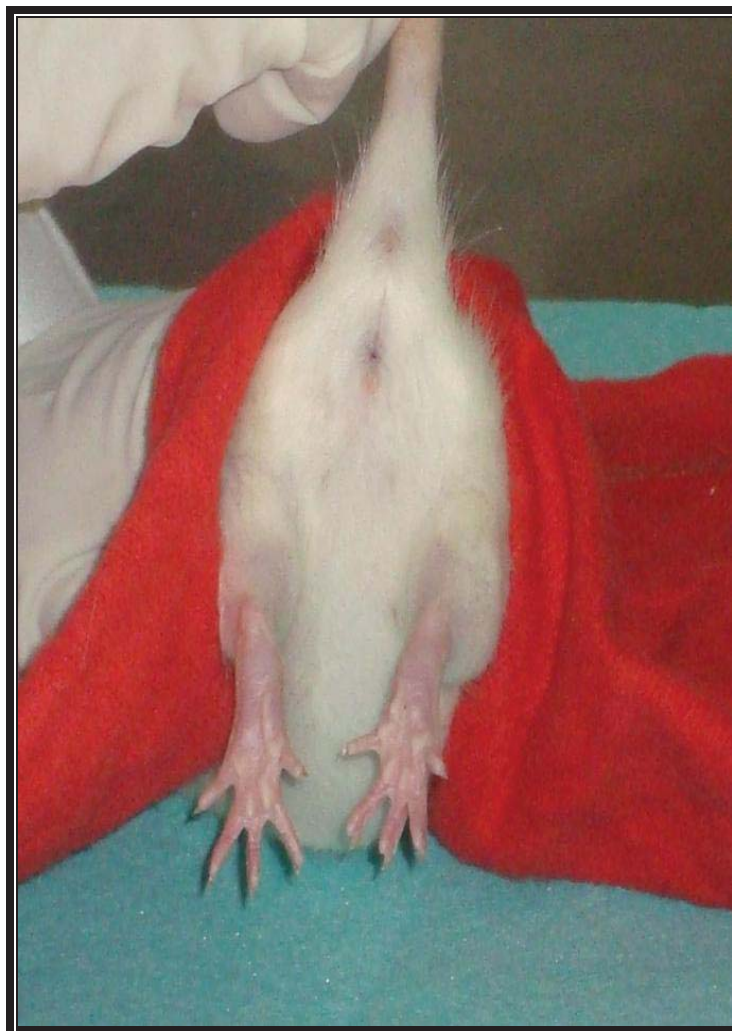


Fotografía 14. Sujeción de la rata utilizando todos los dedos de la mano. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 15. Sujeción de la rata para diversos procedimientos y determinación del sexo. (García y Hernández, 2009.)





Fotografía 16. Determinación del sexo, utilizando una toalla como método de sujeción. (García y Hernández, 2009.)

Para inmovilizarla: se coloca una mano al rededor del pecho con el pulgar situado bajo el mentón y el índice alrededor del cuello, y se asegura la cabeza con firmeza. Con el resto de la mano se sujeta la piel al rededor de los hombros. Si se necesita mas control, se puede sujetar la cola o el cuarto trasero con las manos. La rata no debe agarrarse tan fuertemente alrededor del tórax que se puede dificultar su respiración. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Fuentes et al, 2008; Osías, 2008.)



Fotografía 17. Sujeción para diversos procedimientos. (García y Hernández, 2009.)

Otra forma es sujetar con la mano un pliegue de piel en la región torácica y cervical, pinzando con los dedos pulgar e índice el área cervical, manteniendo la cabeza en línea con el resto del cuerpo. Observe fotografía 17. Esta se utiliza para administrar sustancias por vía oral. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Fuentes et al, 2008; Vásquez, 2009; Osías, 2008.)



Fotografía 18. Sujeción recomendada, para la administración de sustancias por vía oral. (García y Hernández, 2009.)

También se utilizan cepos o cilindros de plástico para la extracción de sangre de la cola e inmovilizarla y se pueden utilizar en ratas y ratones. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; Osías, 2008.)





Fotografía 19. Las ratas también se pueden envolver en una toalla para su sujeción y de este modo evitamos que el manejador sea agredido por la rata. Esta técnica es recomendada cuando la rata esta sumamente estresada y por lo tanto agresiva. (García y Hernández, 2009.)

## 2.4 MANEJO, SUJECCIÓN Y GENERALIDADES BIOLÓGICAS DEL HÁMSTER.

Comenzaron a utilizarse como animales de experimentación a principios de los años treinta. En la actualidad, su empleo dentro de la investigación es reducido (menos del 1%). Se utilizan tres especies:

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

- ❖ Hámster sirio o dorado (más utilizadas).
- ❖ Hámster gris o chino.
- ❖ Hámster negro o europeo.



Fotografía 20. La fotografía muestra a un hámster sirio o común, observe el tipo de jaula en la que se encuentra, el bebedero de chupón y que la superficie esta cubierta por viruta. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 21. Hámster sirio o común este es el más utilizado en la investigación. (García y Hernández, 2009.)

Las áreas de investigación en las que más se utilizan son en problemas de circulación sanguínea (microcirculación), en estudios de hipotermia, procesos neoplásicos, procesos infecciosos (leptospirosis, influenza, moquillo) y como modelos en el estudio de diabetes mellitus y caries dental. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)

#### Características anatómicas y fisiológicas.

Anatómicamente son semejantes a la rata, pero presentan una cola muy corta y cubierta de pelo. La región inguinal es redondeada en los machos y puntiaguda en las hembras. Interiormente, se pueden destacar el mayor tamaño de las glándulas suprarrenales en los machos: el estómago grande y dividido en dos por un pliegue; abazones o bolsas bilaterales, que forman parte de sus mejillas y que utilizan para almacenar alimento o transportar a sus crías. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004.)

Poseen glándulas sebáceas pigmentadas localizadas en los flancos, detrás del arco costal, que se identifican como manchas de color oscuro con pelo grueso, esta se encargan de secretar feromonas que les sirven para marcar su territorio, las cuales están muy desarrolladas en los machos sexualmente maduros. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Hibernan cuando las temperaturas son iguales e inferiores a 6°C, disminuye la disponibilidad la comida, o el foto periodo es inferior a 8 horas de luz. Durante la hibernación la temperatura corporal y la frecuencia respiratoria y cardiaca disminuyen considerablemente. En este caso se alteran periodos de sueño de 2 – 3 días con periodos de vigilia de aproximadamente 12 horas, donde los parámetros fisiológicos alcanzan sus valores normales. Los estímulos exteriores también pueden despertarlos, por lo que necesitan agua y comida cuando están invernando. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Vásquez, 2009; Osías, 2008.)

**Cuadro 10.**  
**DATOS FISIOLÓGICOS DEL HÁMSTER.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura corporal	37. a 38 °C
Frecuencia cardíaca	250 a 600 por minuto
Frecuencia respiratoria	35 - 120 por minuto
Peso	Adulto 80 - 120 gramos; recién nacido; 8 - 12 gramos
Consumo de agua	10 ml/100 gramos de peso corporal por día
Consumo de alimento	10 g/100 gramos de peso corporal
Heces	Firmes, del tamaño de granos de arroz y de color marrón oscuro
Orina	Fluido espeso y lechoso, en comparación con el fluido transparente de los ratones y ratas
Duración de vida.	1.5 – 2 años
Número de cromosomas (2n)	44
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> )	125 g: 260

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINESTAV, 2009; Osías, 2008.)

### Determinación del sexo.

Esta se evalúa a través de la distancia anogenital (distancia entre el ano y la papila genital), es mayor en el macho que en la hembra.

Los machos adultos son fáciles de distinguir de las hembras ya que el macho tiene testículos grandes que le dan al extremo posterior del animal una apariencia más puntiaguda que el de las hembras. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)



Fotografía 22. Hámster macho. En esta fotografía se puede observar los abazones o bolsas bilaterales en donde almacena alimento. (García y Hernández, 2009.)

### Canibalismo.

Las hembras que han parido a sus primeras camadas y aquellas que son molestadas durante los primeros días después de la parición tienden a devorar a sus camadas. No son buenas madres, aparece canibalismo principalmente en primíparas, durante la primera semana después del parto y las causas

Pueden ser: destrucción del nido, falta de experiencia, exceso de excitación, camadas grandes, agalactia, etc. Debido a la agresividad de las hembras la adopción no tiene éxito. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996.)

### Dieta.

Los alimentos se suministran normalmente en la forma de pellets de 4 a 5 gramos. Las pellets son duras y tienen que ser roídas por los animales. Esto ayuda a desgastar sus incisivos. Normalmente se pone una cantidad suficiente de pellets para que dure varios días en el área designada de la jaula. A los roedores generalmente se les suministra alimento y agua *ad limitum*. Esto significa que se les suministra alimento y agua continuamente para que lo consuman a voluntad. El agua se puede proveer mediante una botella de agua o una válvula automática de suministro de agua ubicada a nivel de la jaula. (Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

Las crías deben empezar a beber y a comer alimento sólido a los 7 – 10 días, para evitar trastornos intestinales. Se recomienda colocar algunos granos de pienso dentro de la jaula, para que practique su conducta de acumulación de alimentos, y suplementar la dieta con vitamina E, para evitar deficiencias. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Osías, 2008.)



### Reproducción.

La iluminación es especialmente importante en la reproducción. El fotoperíodo influye negativamente en el ciclo sexual. Periodos de luz inferiores a 12.5 horas de luz/día en hembras y de 14 horas luz/día en machos, produce el bloqueo de la secreción gonadotropina hipofisiaria, lo que conlleva prolongados períodos de anestro y atrofia testicular. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)

Las hembras son sumamente agresivas, por lo que el macho debe introducirse en la jaula cuando la hembra produce una secreción vaginal, translúcida, filante (momentos previos al estro). La hembra responde al olor del macho con lordosis. La copula se repite varias veces durante un periodo de 20 a 60 minutos y tras la copula deben separarse de nuevo. Si aparece una secreción vaginal opaca y densa en los 5 a 9 días posteriores al apareamiento, la hembra no está preñada. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)

El hámster chino tiene un periodo de gestación mayor (21 días), que el hámster sirio (16 días). El tamaño de la camada oscila entre 5 y 10 crías. Ambas presentan estro post-parto, pero este es anovulatorio, es decir, sin liberación de óvulos. El primer estro fértil se produce varios días después del destete de las crías. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Osías, 2008.)



**Cuadro 11.**  
**CICLO BIOLÓGICO DEL HÁMSTER.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Gestación	16-17 días
Número de crías	5 a 7
Lactancia	21 días
Peso al destete	40 gramos
Edad a la pubertad	6 semanas
Peso a la pubertad	100 gramos
Madurez reproductiva	42 a 70 días
Peso del adulto	220 gramos (macho), 210 gramos (hembra)
Ciclo estral (días)	4
Duración del estro (horas)	2 – 24
Vida productiva.	1.5 años (macho), 12 meses (hembra)
Longevidad	2 a 3 años

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)

**Cuadro 12.**  
**PARÁMETROS SANGUÍNEOS DEL HÁMSTER.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Volumen de sangre (ml/kg.)	80
Hemoglobina (g/100 ml)	10 – 18
Hematocrito (vol. %)	36 – 60
Diámetro de hematíes (µm)	6
Leucocitos (x 100/ mm <sup>3</sup> )	3-11
Neutrófilos (%)	3-43
Eosinófilos (%)	0-2
Basófilos (%)	3
Linfocitos (%)	50-96
Monolitos (%)	0-1
Plaquetas (miles/ml)	380 000
Parámetros bioquímicos	
Glucosa (mg/100 ml)	69 (33-118)
Colesterol total (mg/100 ml)	53 (10-80)
Proteínas totales (g/100 ml)	7.1 (4.8)
Albumina (g/100 ml)	3.3 (2.5-4)
Transaminasa glutámica (U/L)	100 (38-168)
Trasaminasa pirúvica (U/L)	24 (12-36)
Fosfatasa alcalina (U/L)	17 (3-31)
Urea en sangre (mg/100 ml)	22 (12-26)

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

**Cuadro 13.**  
**REQUISITOS AMBIENTALES DEL HÁMSTER.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura (°C)	20 – 24
Humedad relativa (%)	50 – 60
Ventilación (cambios/hora)	10 – 15
Luz/oscuridad (horas)	12 – 14/ 12 – 10
Dimensiones mínimas del suelo de la cubeta.	
Adulto alojado individualmente (cm <sup>2</sup> )	180
Animal reproductor con crías (cm <sup>2</sup> )	650
Altura mínima de la cubeta (cm.)	12

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)

**Manejo.**

Son animales muy nerviosos y antes de manipularlos hay que estar seguros de que están despiertos.

Para sacarlos de la jaula: se pasa la palma de la mano por debajo del vientre o se les sujeta entre las manos si el animal es agresivo, se le puede sujetar con una pinza por la piel de la espalda, o bien con la ayuda de un bote, para sacarlo una vez que se haya metido dentro. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Vásquez, 2009.)

Para inmovilizarlo: se coloca la mano sobre el animal, y se sujeta con firmeza el pliegue de la piel del cuello y de la espalda, de forma parecida a la descrita en la rata. Tal y como lo muestra la fotografía 22. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Vásquez, 2009.)



Fotografía 22. Obsérvese como se realiza presión hacia abajo y se pinza con dedo pulgar e índice para sujetar (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 23. Sujeción con dedo pulgar e índice. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 24. En esta posición se puede realizar toma de muestra por vía retroocular. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 25. Inmovilización de hámster utilizando la técnica de pinzado con pulgar e índice. (García y Hernández, 2009.)

La manera más fácil de mover los hámsteres es sujetando la piel suelta del área torácica o usando las manos como una cuchara para transferir a los hámsteres de una jaula a otra. No se debe agarrar al animal tan apretadamente que no pueda respirar, ni tan sueltamente que pueda morder a la persona que lo está manipulando. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Vásquez, 2009.)

## **2.5 MANEJO, SUJECCIÓN Y GENERALIDADES BIOLÓGICAS DEL COBAYO.**

Se comienzan a utilizar en la experimentación a principio el siglo XX, pero en la actualidad su empleo es reducido, representando el 2-3% de todos los animales registrados de laboratorio. Se utilizan tres estirpes:

- ❖ Cobayo inglés: de pelo corto y áspero.
- ❖ Cobayo abisinio: de pelo corto, rizado, agrupado en mechones.
- ❖ Cobayo peruano: de pelo largo y revuelto.

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Debido a su alta susceptibilidad a enfermedades infecciosas tales como la tuberculosis, difteria, leptospirosis y brucelosis, es importante para pruebas de diagnóstico, ya que es un modelo animal útil para la investigación inmunológica y estudios nutricionales sobre vitamina C, ácido fólico, tiamina, arginina y calcio. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Se utilizan principalmente en la producción y el control de sueros, vacunas y otros productos biológicos; en la investigación de enfermedades infecciosas por su alta susceptibilidad (tuberculosis, difteria, leptospirosis y brucelosis); en el estudio de cambios hormonales y glandulares a lo largo de la gestación: y en estudios de otología y síntesis de colágeno. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)



Fotografía 26. Cobayo de pelo cortó con apariencia apacible y rechoncha. Imagen tomada de la página: [www.centropet.com](http://www.centropet.com)

#### Características anatómicas y fisiológicas.

Son animales rechonchos, apacibles, de fácil cría, muy sensibles al frío y al calor. Los incrementos de temperatura combinados con escasa renovaciones de aire predisponen a la aparición de neumonías. Es herbívoro, posee molares inclinados transversalmente hacia tras. Tanto los incisivos como los molares presentan su crecimiento continuo. Los animales están activos durante 20 horas al día. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004.)

Los cobayos ingieren sus propias heces (cecotrofia) directamente del ano. Los animales recién nacidos comen las heces de su madre, de las que obtienen la misma microflora intestinal que sus progenitoras. Presentan un ciego voluminoso, que ocupa una parte significativa del abdomen. Son herbívoros. Poseen molares inclinados transversalmente. Sus incisivos crecen de forma continua. (Zúñiga, 2001.)

Mezclan el agua con el alimento en la boca y al beber, depositan parte de esta mezcla en los bebederos. No son capaces de sintetizar la vitamina C, por lo que se les debe añadir 100 mg/Kg. pv de ácido ascórbico y unos 200 mg/L de vitamina C al agua de bebida. Otra opción es suministrar 50 g diarios de col. (Zúñiga, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

La piel que se encuentra alrededor del ano carece de pelo, esta invaginada (fosa perineal) y presenta muchas glándulas sebáceas, justo sobre la cola rudimentaria se encuentra las glándulas coccígeas. Tanto el macho como la hembra presentan un par de pezones en la zona inguinal. Los testículos se palpan fácilmente y el pene se puede exteriorizar por presión digital. Las hembras poseen una abertura genital en forma de U, que se observa al presionar ambos lados de la protuberancia urogenital. La vagina permanece protegida por la membrana vaginal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Osías, 2008.)



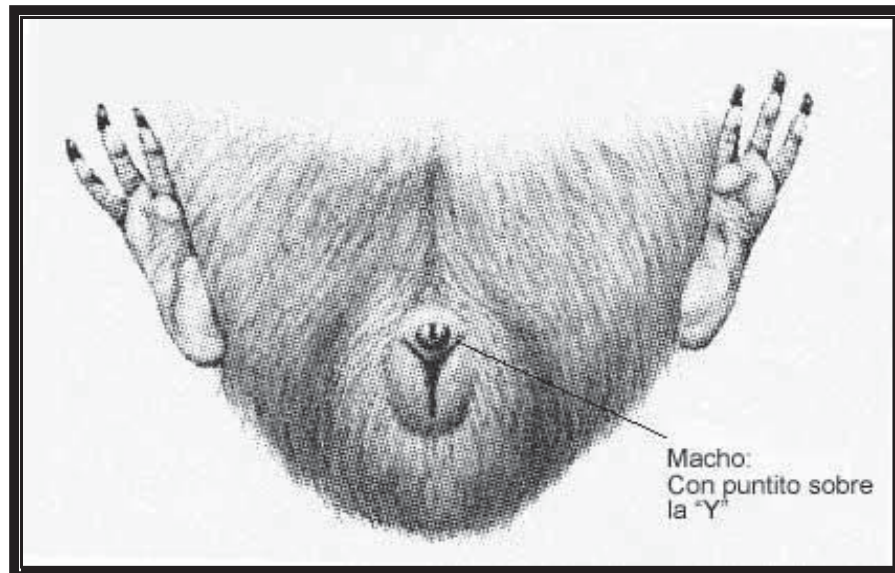
**Cuadro 14.**  
**DATOS FISIOLÓGICOS DEL COBAYO.**

<b>Evento.</b>	<b>Datos.</b>
Temperatura corporal	37 – 39.5 °C
Frecuencia cardiaca	230 - 320 por minuto.
Frecuencia respiratoria	42 a 104 por minuto.
Peso	Macho adulto 500 - 800 gramos; recién nacido; 70 - 90 gramos.
Consumo de agua	50 - 80 ml por día., o 10 ml por cada 100 gramos de peso corporal por día.
Consumo de alimento	30 - 80 gramos por día, o 6 gramos por cada 100 gramos de peso corporal, por día.
Heces	Bolitas duras y oscuras, ligeramente más grandes que las heces de la rata.
Orina.	Amarilla y ligeramente turbia.
Duración de vida.	4 - 6 años.
Número de cromosomas (2n).	64
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> ).	400 g: 565. 800 g: 720.

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

Determinación del sexo.

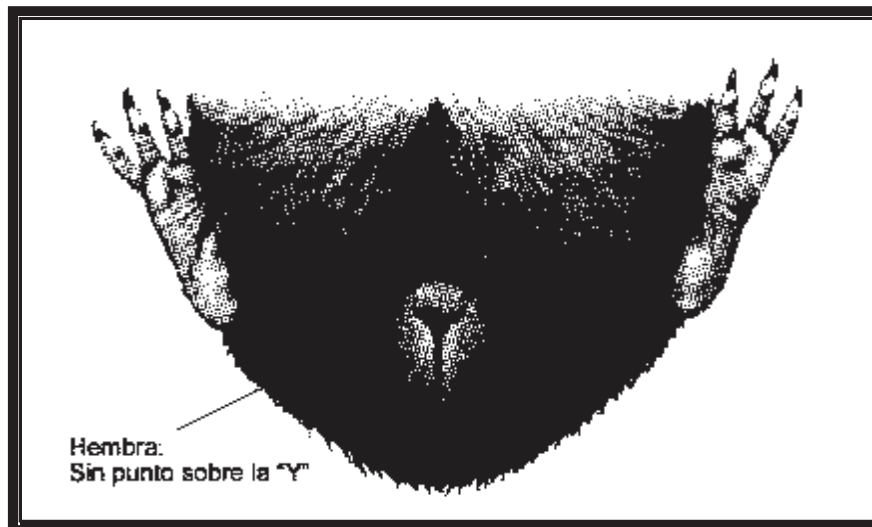
A diferencia de la mayoría de los roedores, la distancia anogenital de los cobayos no varía mucho. Se puede sentir el pene debajo de la piel del área inguinal (entre las patas traseras) y empujarlo hacia fuera mediante la presión manual. (Zúñiga, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)



Dibujo 1. Cobayo macho el punto sobre la Y es indicativo de este sexo. Imagen tomada de la página: [www.chiquitoweb.com](http://www.chiquitoweb.com)



Fotografía 27. Cobayo macho. Observe como el manipulador presiona ligeramente hacia abajo para identificar el sexo. Tomada de la página: [www.clubdelneeky.com](http://www.clubdelneeky.com)



Dibujo 2. Cobayo hembra. Observe que no existe punto sobre la Y. Imagen tomada de la página: [www.chiquitoweb.com](http://www.chiquitoweb.com)



Fotografía 28. Muestra un cobayo hembra. Imagen tomada de la página: [www.clubdelneeky.com](http://www.clubdelneeky.com)

### Canibalismo.

Entre las hembras que paren por primera vez se registra un índice de canibalismo hacia sus crías; esto es muy común en esta especie cuando se molestan a las madres, destrucción del nido, ración alimenticia inadecuada o las camadas son excesivamente numerosas. Para disminuir su incidencia se recomienda no manipular a la madre ni a su camada hasta que las crías alcancen como mínimo los días de edad. (Zúñiga, 2001; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)

### Dieta.

Los alimentos se suministran normalmente en la forma de pellets de 4 a 5 gramos. Las pellets son duras y tienen que ser roídas por los animales. Esto ayuda a desgastar sus incisivos. Normalmente se pone una cantidad suficiente de pellets para que dure varios días en el área designada de la jaula. A los roedores generalmente se les suministra alimento y agua *ad libitum*. Esto significa que se les suministra alimento y agua continuamente para que lo consuman a voluntad. El agua

se puede proveer mediante una botella de agua o una válvula automática de suministro de agua ubicada a nivel de la jaula. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

### Reproducción.

Las hembras tienen un período de fertilidad de 18 – 24 meses. Son sexualmente maduras a partir de la 4 – 5 semana de vida, con un peso aproximado de 200 g, aunque su periodo optimo de apareamiento es a los 3 meses, cuando pesan 450 g., los machos maduran mas lentamente y se le considera fértil entre las 8 - 10 semanas, pero es mejor permitir el apareamiento hasta los 3 meses, con un peso de 500 g. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004.)

Cuando la hembra esta en estro se identifica por la ruptura de la membrana vaginal y por que intenta montar a otras hembras, muestra lordosis y orina en pequeñas cantidades ante la proximidad de un macho. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Las crías nacen muy desarrolladas, por lo que son frecuentes las distocias en hembras primíparas, sobre todo cuando se retrasa la edad de cruce. En hembras jóvenes, el problema se reduce porque la articulación sacroilíaca no se encuentra fusionada, siendo mayor el canal del parto y más fácil el alumbramiento de las crías. En hembras maduras hay disminución de la fertilidad y mayor riesgo de que las crías nazcan muertas. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996.)

Las crías nacen con pelo, con los ojos abiertos y con dientes, y caminan de forma casi inmediata. La hembra a las 12 o 14 horas después del parto, limpia el área genital de las crías para estimular la micción y la defecación. Los neonatos pueden ingerir alimento sólidos desde la primera semana vida, y la microflora intestinal que necesitan la obtienen comiendo las heces de su madre. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Osías, 2008.)

Las hembras preñadas producen leche antes del parto, pudiendo amamantar a otras crías antes del mismo. (Zúñiga, 2001.)

**Cuadro 15.**  
**CICLO BIOLÓGICO DEL COBAYO.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Gestación	65 a 72 días
Número de crías	3 a 4
Lactancia	14 días
Peso al destete	180 a 200 gramos
Edad a la pubertad	12 semanas
Peso a la pubertad	450 a 500 gramos
Madurez reproductiva	60 a 90 días
Peso del adulto	550 gramos (macho), 500 gramos (hembra)
Vida productiva	4 a 5 años (macho), 3 a 5 años (hembra)
Longevidad	6 años

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

**Cuadro 16.**  
**PARÁMETROS SANGUÍNEOS DEL COBAYO.**

<b>Evento.</b>	<b>Datos.</b>
Volumen de sangre (ml/kg.)	69 – 75
Hemoglobina (g/100 ml)	12 – 15
Hematocrito (vol. %)	38 – 48
Diámetro de hematíes (µm)	7
Velocidad de sedimentación (mm) 1 h/2 h/24 h	1.5/3/20
Tiempo de sangría	30-40s
Tiempo de coagulación (minutos)	2.5-3.5
Leucocitos (x 100/ mm <sup>3</sup> )	7-13
Neutrófilos (%)	18-60
Eosinófilos (%)	1-5
Basófilos (%)	0-3
Linfocitos (%)	55-88
Monocitos (%)	1-2
Plaquetas (miles/ml)	400-500 000
Parámetros bioquímicos.	
Glucosa (mg/100 ml)	92 (82-107)
Colesterol total (mg/100 ml)	30 (16-43)
Proteínas totales (g/100 ml)	5.2 (5-6.8)
Albumina (g/100 ml)	2.6 (2.1-3.9)
Transaminasa glutámica (U/L)	(27-68)
Transaminasa pirúvica (U/L)	42 (25-59)
Fosfatasa alcalina (U/L)	70 (55-108)
Urea en sangre (mg/100 ml)	23.5 (9-32)

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

**Cuadro 17.**  
**REQUISITOS AMBIENTALES DEL COBAYO.**

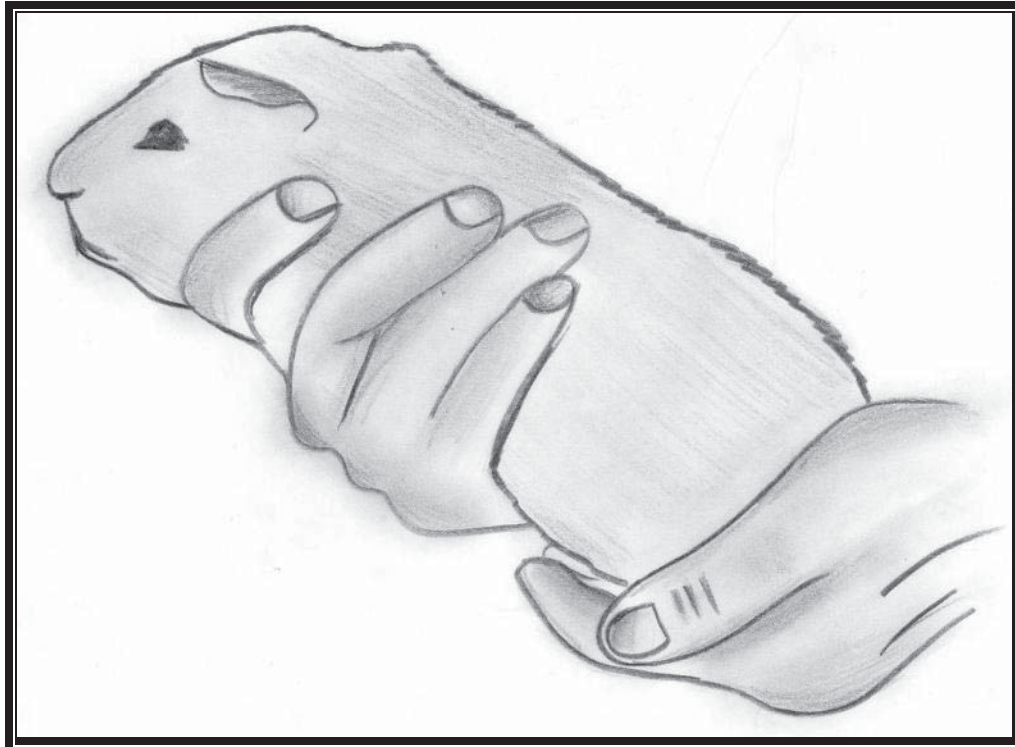
Temperatura (°C).	20 – 24
Humedad relativa (%).	50
Ventilación (cambios/hora).	10 – 15
Luz/oscuridad (horas).	14/10
Dimensiones mínimas del suelo de la cubeta.	
Adulto alojado individualmente (cm <sup>2</sup> ).	600
Animal reproductor con crías (cm <sup>2</sup> ).	1200
Grupo (cm <sup>2</sup> /adulto).	1000
Altura mínima de la cubeta (cm.).	18

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)

### Manejo.

Son animales muy nerviosos y escurridizos. El manipulador debe aproximarse por delante y por detrás con ambas manos. Lo mejor es sujetarlos con firmeza alrededor de los hombros y el tórax, y apoyar el cuerpo y las patas traseras en la otra mano. Tal y como lo muestra la fotografía 31.





Dibujo 3. Forma de sujetar el cobayo utilizando las dos manos. (Torés Morales, 2009)

En hembras preñadas, la otra mano se adelantara hacia la parte ventral del tronco y del abdomen. Debe tenerse cuidado al sujetarlas por se muy delicada la zona dorsal del tronco; si se sujetan con fuerza, se les puede provocar un shock o lesiones pulmonares. A pesar de sus grandes dimensiones, rara vez muerden. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Olivares, 1996; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)



Dibujo 4. Método de sujeción para diversos procedimientos del cobayo. Imagen tomada de la página:  
[www.cinvestav.mx](http://www.cinvestav.mx)

## **2.6 MANEJO, SUJECCIÓN Y GENERALIDADES BIOLÓGICAS DEL JERBO.**

El jerbo es un roedor que llega a pesar de 70 a 100 gramos. Es un animal que tiene la capacidad de vivir con poca cantidad de agua, es decir su consumo es de aproximadamente 4 ml diarios. Incluso el jerbo puede abstenerse de tomar agua por largos períodos, pero si tiene disponible en su alimentación verduras frescas. Es un animal muy resistente a sufrir enfermedades. Es pequeño, de un tamaño intermedio

entre el hámster y la rata. Adopta una posición semierecta. El color de su pelo es generalmente agutí (base blanca, banda central amarilla y extremo negro). En términos generales se adapta fácilmente a fluctuaciones de temperatura, posee un par de costillas más que la rata y ratón. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Estos se utilizan en estudios sobre virus (rabia, rickettsiosis); estudios sobre cancerígenos, por poseer pocos genes de histocompatibilidad, estudios gerontológicos, por presentar isquemia cerebral unilateral tras ligadura unilateral de la carótida, y en estudios nerviosos como modelo de epilepsia. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)



Fotografía 29. Imagen de jerbo. Observe como los miembros posteriores son más largos que los anteriores. Imagen tomada de la página: [www.derlink.com](http://www.derlink.com)

### Características anatómicas y fisiológicas.

Su pelo es suave, de color marrón claro, pero el vientre y miembros anteriores son grises. Las extremidades anteriores tienen cinco dedos y solo cuatro en las posteriores, con finas uñas de color negro. Se caracteriza por su cola gruesa, de 9 a 12 cm de larga, recubierta de escamas que pueden desprenderse fácilmente. Las glándulas suprarrenales son relativamente grandes, otra característica es su alto contenido de colesterol en sangre. Presenta una circulación cerebral diferente a otras especies de roedores, ya que cada hemisferio cerebral recibe irrigación independiente. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

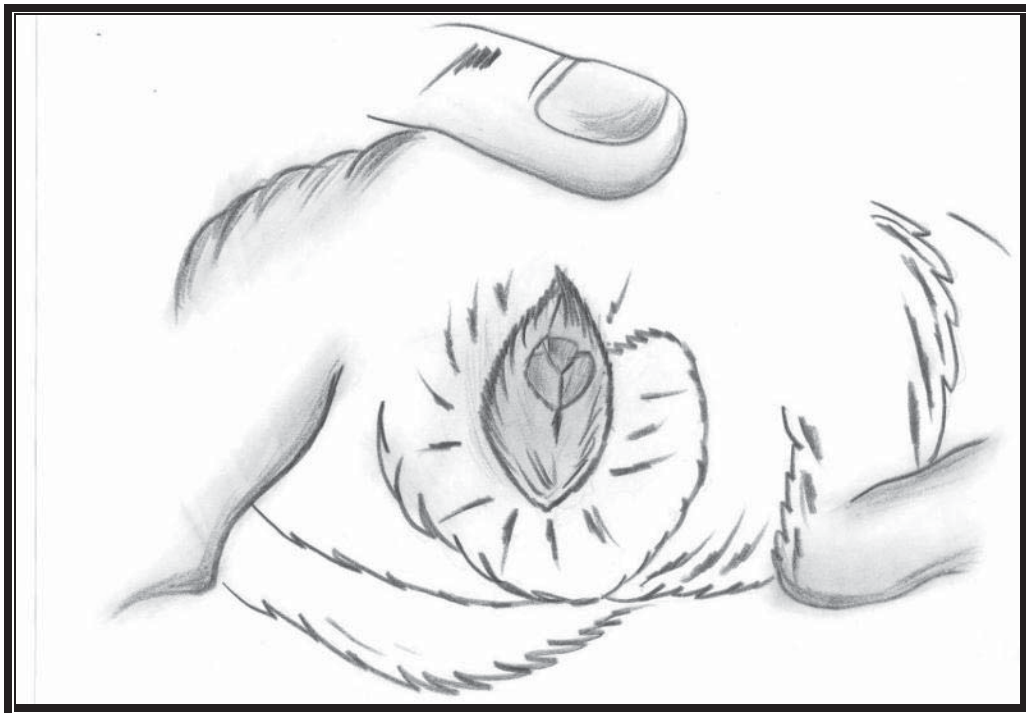
**Cuadro 18.**  
**DATOS FISIOLÓGICOS DEL JERBO.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura corporal	38.1 – 38.4 °C
Frecuencia cardiaca	360 por minuto
Frecuencia respiratoria	90 por minuto
Peso	Macho 80 – 100 gramos Hembra 70 – 100 gramos
Consumo de agua	4 – 7 ml por cada 100 gramos por día
Consumo de alimento	ad libitum
Duración de vida.	3 – 4 años
Número de cromosomas (2n)	44
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> )	190 g: 205

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

### Determinación del sexo.

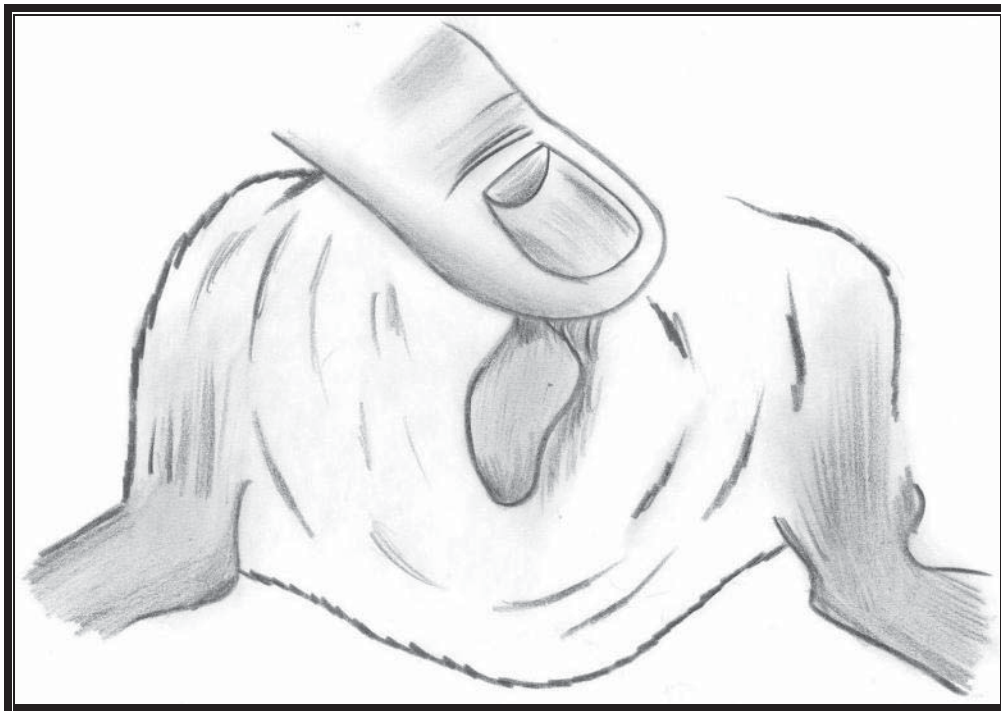
Esta se evalúa a través de la distancia anogenital (distancia entre el ano y la papila genital), es mayor en el macho que en la hembra. Los machos adultos son fáciles de distinguir de las hembras. Ya que el macho tiene testículos grandes que le dan al extremo posterior del animal una apariencia más puntiaguda que el de las hembras. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)



Dibujo 5. Muestra la forma de identificar una hembra jerbo (Torés Morales, 2009.)



Dibujo 6. Muestra la vulva de la hembra jerbo. (Torés Morales, 2009.)



Dibujo 7. Muestra la forma de identificar a un jerbo macho. (Torés Morales, 2009.)

### Canibalismo.

El canibalismo hacia la prole no suele darse. Las crías pueden ser adoptadas cuando la edad de las mismas en las dos camadas no se diferencia en más de un par de días. Incluso el macho permanece en la jaula cuando las crías nacen y ayuda a cuidarlas. En casos muy raros que se produzca una pelea en donde el macho rechaza las crías o las ataca, la pareja debe ser separada temporalmente por dos semanas, pero sin excederse de este tiempo ya que puede ver rechazo hacia la pareja. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004.)

### Dieta.

Los animales adultos consumen 8 gramos de alimento diariamente. Los jerbos mantenidos como mascotas consumen casi todo lo que se le ofrece. Los animales recién nacidos destetados tienen dificultad para consumir pellets y entonces es recomendable ofrecerles avena, granos y semillas. El jerbo prefiere la semilla de girasol. Que es un componente básico de su ración. El concentrado que consume los animales en el bioterio tiene 25% de proteína y 5% de fibra. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Osías, 2008.)

### Reproducción.

El jerbo es un animal poliéstrico, y existe cierta dificultad para determinar el ciclo estral. Este último tiene una duración de 4 a 6 días, con un periodo de receptividad de aproximadamente 12 horas. Se ha visto que la mayor parte de los apareamientos ocurren durante la noche. La hembra demuestra lordosis durante el estro y permite al macho copular varias veces. El signo más notorio del estro, es la congestión vulvar. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Arriaga, 2001.)

Otros signos de gestación sin tener la suficiente confirmación experimental es la existencia de hemorragias vaginales, desde el día 13 de gestación. Los jerbos son generalmente monógamos, por lo general un jerbo adulto solo acepta a su propia pareja. Las camadas van de un rango de 4 a 5 crías por parto. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

**Cuadro 19.**  
**CICLO BIOLÓGICO DEL JERBO.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Gestación	24 días
Número de crías	4 a 5
Lactancia	21 días
Peso al destete	12 a 15 gramos
Edad a la pubertad	9 a 12 semanas
Peso a la pubertad	35 a 60 gramos
Edad a la madurez sexual	63 a 84 días
Peso a la madurez sexual	50 a 80 gramos
Vida productiva	20 meses (macho), 22 meses (hembra)
Longevidad	2.5 a 3 años
Ciclo estral (días)	4 – 6
Duración de la gestación (días)	25 – 26
Número de cromosomas (2n)	44
Superficie corporal (cm <sup>2</sup> )	190 g: 205

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)



**Cuadro 20.**  
**PARÁMETROS SANGUÍNEOS DEL JERBO.**

<b>Evento.</b>	<b>Datos.</b>
Volumen de sangre (ml/kg.)	66 – 78
Hemoglobina (g/100 ml)	13 – 16
Hematocrito (vol. %)	44 – 47
Leucocitos (x 100/ mm <sup>3</sup> )	7-12
Neutrófilos (%)	20-30
Linfocitos (%)	60-70
Plaquetas (miles/ml)	400 000
Parámetros bioquímicos	
Glucosa (mg/100 ml)	94 (60-140)
Colesterol total (mg/100 ml)	(90-130)
Proteínas totales (g/100 ml)	7.9 (5.17)
Albúmina (g/100 ml)	3.1 (2.5-4.5)
Fosfatasa alcalina (U/L)	12.37
Urea en sangre (mg/100 ml)	21 (17-31)

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008.)

**Cuadro 21.**  
**REQUISITOS AMBIENTALES DEL JERBO.**

<b>Evento</b>	<b>Datos</b>
Temperatura (°C)	20 – 24
Humedad relativa (%)	35 – 45
Ventilación (cambios/hora)	15 – 20
Luz/oscuridad (horas)	12/12
Dimensiones mínimas del suelo de la cubeta	
Adulto alojado individualmente (cm <sup>2</sup> )	230
Animal reproductor con crías (cm <sup>2</sup> )	1300 (pareja)
Altura mínima de la cubeta (cm.)	15

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Arriaga, 2001; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009; Osías, 2008; NOM-062-ZOO-1999.)

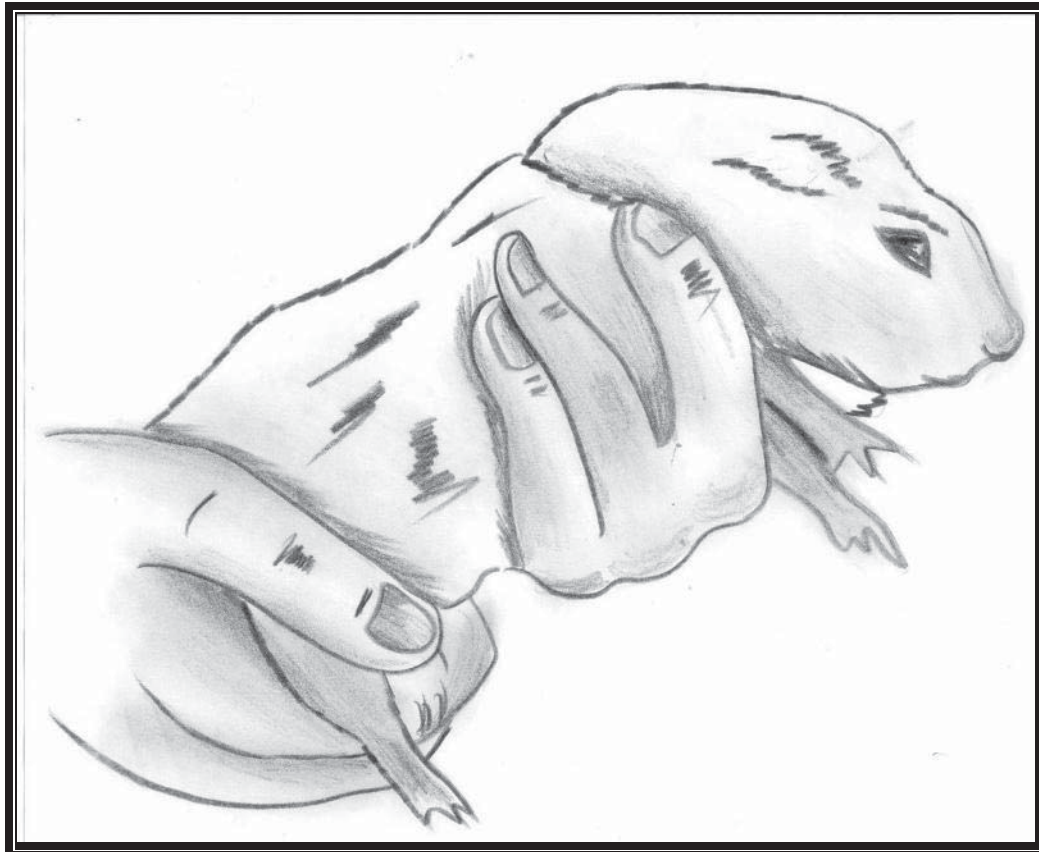
Manejo.

Sacarlo de la jaula: la mejor forma y la más recomendable es con la mano, por que si se sujeta por la parte distal de cola, se le puede arrancar la piel con facilidad. Otro método es poner las manos debajo del mismo y levantarlo lentamente. Tal y como se muestra en el dibujo 8. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Vásquez, 2009.)



Dibujo 8. Muestra la forma correcta de sujetar a un jerbo, para sacarlo de la jaula colocando la mano de bajo de el y con la otra mano sujetando firmemente la región cervical. (Torés Morales, 2009.)

Para inmovilizarlo: es necesario sujeta la base de la cola con una mano y la piel del cuello o del lomo con la otra, pero no es aconsejable agárralo boca arriba. En general la manipulación es similar a la de la rata. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Villanueva y Hernández, 2004; Vásquez, 2009.)



Dibujo 9. Muestra la forma de sujetar a un jerbo colocando una mano en la parte caudal del cuerpo y la otra mano en la región torácica, firmemente pero sin presionar demasiado para evitar lastimarlo.

(Torés Morales, 2009.)

## 2.7 VÍAS DE ADMINISTRACIÓN.

La administración de fármacos u otros tipo de sustancias se realiza por diferentes vías, que se clasifican en enteral, parenteral, tópico e inhalado. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Vásquez, 2009.)

### Vía enteral.

Esta utiliza la forma natural de absorción de sustancias que es el intestino, aunque dichas sustancias no solo se ingieren por la boca (vía oral), si no que se depositan

directamente. En otros tramos del intestino, como el recto (vía rectal). (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Vásquez, 2009.)

#### Vía parenteral.

Esta implica la ruptura de las barreras del organismo, la piel y las mucosas, para depositar las sustancias en tejidos o cavidades internas del organismo, como la abdominal. El método más comunes la inyección, con deposito de sustancias dentro de la piel vía intradérmica (ID), o debajo de ella en el tejido subcutáneo (SC), en los músculos (IM), en las venas (IV) o en cavidades como la pleura o peritoneal (IP). (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)

Los lugares más comunes para aplicar medicamentos o vacunas en roedores son:

Oral; esta es a través del hocico del animal, a través de la ingesta del agua de bebida o utilizando una sonda esofágica. La fotografía 30 muestra la forma correcta de sujetar al roedor para la administración por vía oral. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)



Fotografía 30. Sujeción recomendada, para la administración de sustancias por vía oral. (García y Hernández, 2009.)

Subcutánea: se aplica a una profundidad mayor que las inyecciones intradérmicas y en el espacio más vascularizado que se encuentra entre la piel y el músculo subyacente. Y se aplica en la región del cuello o en la piel de la espalda, tal y como se muestra en la fotografía 31 y 32.



Fotografía 31. Aplicación subcutánea en los roedores, asistida por un ayudante que realiza la sujeción.  
(García y Hernández, 2009.)



Fotografía 32. Aplicación subcutánea en rata, en el área torácica. Observe como aquí la sujeción de la rata es realizada con una toalla. (García y Hernández, 2009.)





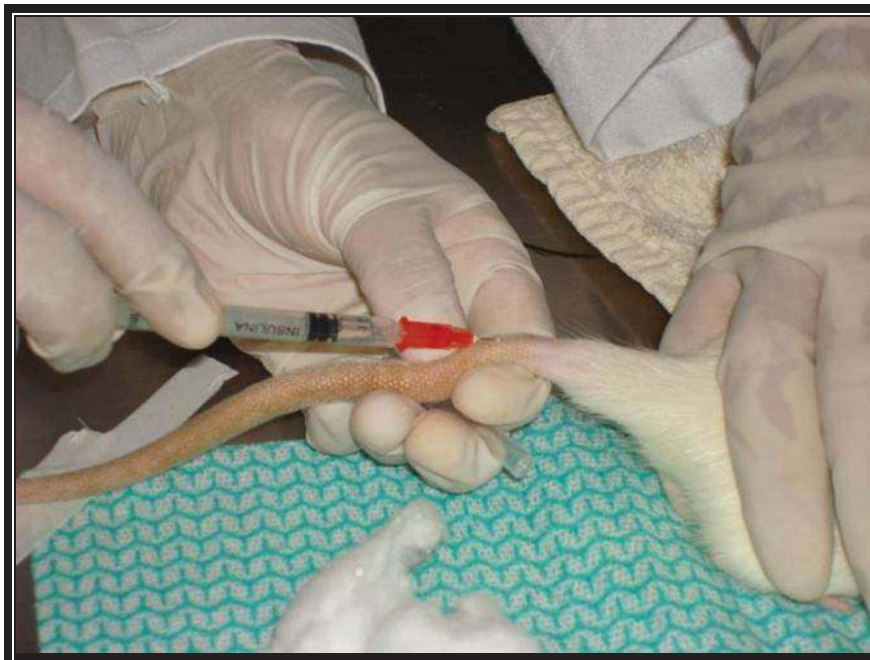
Fotografía 33. Aplicación subcutánea en ratón en la región cervical. Observe como el manejador realiza el procedimiento por si solo. (García y Hernández, 2009.)

Intravenosa: se aplica en la vena caudal. Se puede realizar tricotomía en el sitio de abordaje, se realiza una presión del vaso haciendo que la vena se dilate y se aplica un antiséptico antes de atravesar la piel y penetrar el vaso, lo que permite que sea más fácil ver y penetrar correctamente en un ángulo de aproximadamente 30°C. La aspiración de una pequeña cantidad de sangre en la jeringa confirma que la aguja está en la vena. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)





Fotografía 34. Localización de la vena caudal, para la aplicación intravenosa. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 35. Aplicación intravenosa en la vena caudal en rata. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 36. Localización de la vena caudal para la aplicación intravenosa en ratón. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 37. Aplicación intravenosa en vena caudal en ratón. (García y Hernández, 2009.)

Intraperitoneal: requiere de cierto cuidado, para no penetrar los órganos que se encuentran dentro de la cavidad abdominal. Se aplica generalmente en el cuadrante inferior derecho del abdomen, pero a una altura suficiente para evitar la vejiga y el ciego tal y como lo muestra la fotografía 38. También se puede aplicar en el cuadrante inferior izquierdo del abdomen, observe fotografía 39. Se encuentra una ligera resistencia, a medida que la aguja atraviesa la piel y los músculos abdominales, es necesario aspirar antes de aplicar la sustancia y de este modo verificar que no se ha penetrado en vejiga, intestino, ciego o algún vaso sanguíneo, de ser así retirar la jeringa e iniciar de nuevo el procedimiento. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)



Fotografía 38. Aplicación intraperitoneal en el cuadrante abdominal inferior derecho en rata. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 39. Aplicación intraperitoneal en el cuadrante abdominal inferior izquierdo en el ratón.  
(García y Hernández, 2009.)

Intradérmica: se aplica en la capa dérmica gruesa de la piel. La aguja se introduce con la piel estirada a un ángulo de aproximadamente 20 a 30°C. Solo se puede inyectar una pequeña cantidad de fluido (0.1 a 0.2 ml.). Aparece una ampolla o bolsa de fluido característica cuando se haya penetrado apropiadamente. Esta se aplica en cojinetes plantares. La fotografía 40 muestra la forma de realizar la aplicación. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)





Fotografía 40. Aplicación intradérmica en una rata. (García y Hernández, 2009.)

Intramuscular: se aplica generalmente en los miembros posteriores, aunque ocasionalmente se aplican los miembros anteriores o los músculos de la espalda. Como primera opción se tiene el músculo del cuádriceps, el cual se encuentra en la parte anterior del fémur (cara interna o externa del muslo), obsérvese la fotografía 41. Los músculos que se encuentran sobre la parte posterior del fémur se pueden usar también para la inyección. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Vásquez, 2009; CINVESTAV, 2009.)



Fotografía 41. Aplicación intramuscular en la rata, en miembro posterior derecho en su cara interna.  
(García y Hernández, 2009.)

**Cuadro 22.**

**VÍAS DE ADMINISTRACIÓN ENTERAL Y PARENTERAL EN ROEDORES.**

	Ratón	Hámster	Rata	Cobayo
Vía enteral: oral	Catéter abotonado e inmovilización del animal			
	V= 10 D= 1mm	V=10 D=1mm	V=10 D=2 mm	V=10 D=2 mm
Vía parenteral: Intradérmica	Región dorsal, V=0.05 por punto, D=25 G – 27 G			
Subcutánea	Región interescapular			
	V=10 D=25 G	V=10 D=25 G	V=5 D=25 G	V=5 D=25 G
Intramuscular	V=0.1 por punto (se recomienda 1 solamente), D=25 G			
Intravenosa*	Vena de la cola V=10 D=25 G	Vena sublingual V=5 D=27 G	Venas e la cola, de la extremidad posterior y yugular V=5 D=21- 25 G	Venas de las extremidades V=5 D=27 G
Subcutánea	A ambos lados de la línea media y cerca del ombligo en ángulo			
	V=10 D=25 G	V=10 D=25 G	V=10 D=25 G	V=10 D=25 G

V= Volumen máximo a administrar en ml/Kg.

D= Diámetro del catéter en mm o de la aguja en unidades gauge.

\*= Vía más recomendable cuando se indiquen varias.

(Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

## 2.8 OBTENCIÓN DE MUESTRAS.

La sangre se obtiene de las venas, arterias o directamente del corazón. Algunas técnicas son la exanguinación, decapitación, extracción del corazón, de las venas como la de la cola, yugular y cava. Sin embargo existen otras técnicas para obtener otros fluidos corporales como la orina, heces, líquido cefalorraquídeo, bilis, linfa, y líquido ascítico. En la mayoría de las técnicas existe una agresividad por lo que se requiere el empleo de anestesia general para extraer sangre de un animal, como en la punción cardiaca. El volumen máximo de extracción recomendable supone un 10% del volumen de sangre para cada especie (50-80 ml/Kg.). La extracción de cantidades superiores producirá alteraciones cardiovasculares que pueden llegar a provocar un shock hipovolemico y la muerte. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Retroocular: es un método para extraer sangre proveniente de animales que generalmente no tiene venas lo suficientemente grandes. La técnica se limita a los roedores con un seno (ratón, hámster, jerbo y cobayo) o plexo retroorbital (rata). El procedimiento se realiza bajo anestesia. Donde se sujeta al roedor de la cabeza entre el pulgar y el índice, insertando un capilar en el borde medial del globo ocular dirigido hacia la parte posterior de la cuenca del ojo. Se hace girar cuidadosamente el capilar para perforar el seno, e inmediatamente la sangre llegara al capilar. La fotografía 42 muestra la forma de sujetar al roedor y la fotografía 43 la obtención de la muestra retroocular. (Lawson, 2003.)





Fotografía 42. Técnica retroocular, observe como se introduce el capilar en el seno orbital. (García y Hernández, 2009.)



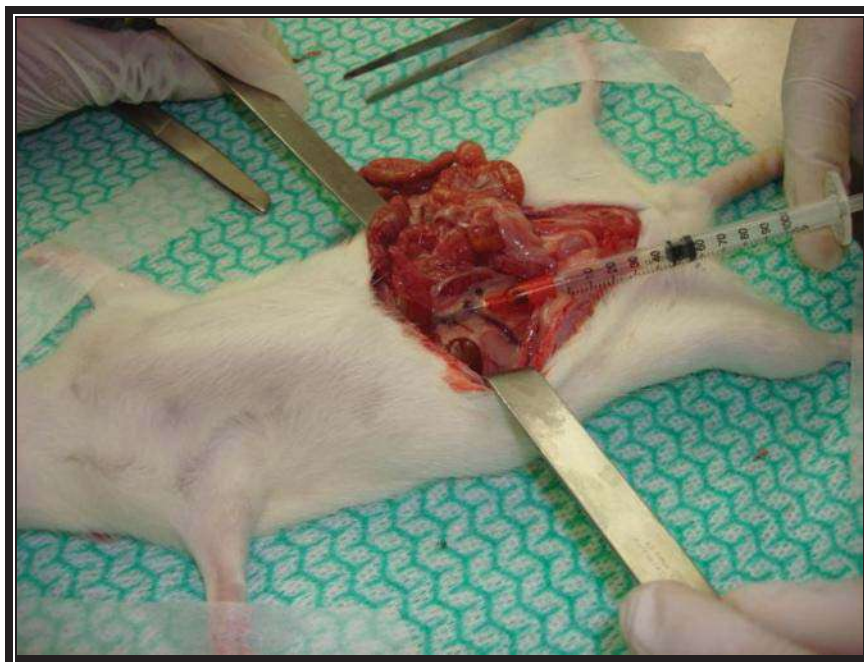
Fotografía 43. Obtención de muestra a través de la técnica retroocular en ratón. (García y Hernández, 2009.)

### Exanguinación.

Es un procedimiento muy rápido que permite extraer la máxima cantidad de sangre de un animal. Los sistemas más utilizados son la decapitación con guillotina o tijeras en animales pequeños, o la extracción a partir de la aorta o corazón en el animal anestesiado con una aguja o catéter tal y como lo muestra la fotografía 44. Es recomendable que la decapitación se realice en el animal sedado o anestesiado, solamente cuando sea necesariamente estricto y nunca en presencia de sus congéneres. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)



Fotografía 44. Exanguinación en corazón en una rata. (García y Hernández, 2009.)



Fotografía 45. Exanguinación en aorta abdominal en una rata. (García y Hernández, 2009.)

### Decapitación.

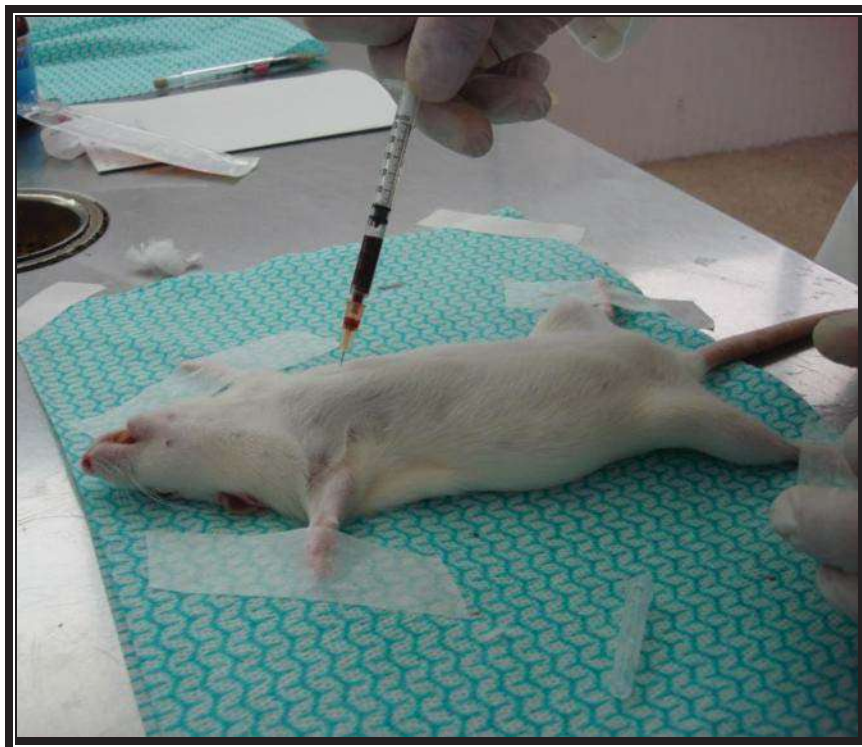
Es un método simple y rápido que permite la extracción de sangre a partir de las arterias que se encuentran en el cuello y que se seccionan con un cuchillo o guillotina. Es un método poco agradable y se recomienda que el animal este bajo anestesia, sin embargo muchos investigadores la prefieren porque pueden obtener grandes cantidades de sangre a partir de un animal que puede o no estar bajo los efectos de algún fármaco anestésico que pueda modificar los resultados de la investigación. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)

### Del corazón.

Es una técnica sencilla, de elevado riesgo para el animal, por lo cual se hace bajo anestesia y se recomienda el sacrificio posterior a la técnica.

El procedimiento se realiza por el lado izquierdo del tórax, sobre la zona de proyección cardiaca, fácilmente localizada por la palpación. En animales pequeños

como la rata, es más sencillo colocando al animal en decúbito supino (con la espalda o dorso apoyado sobre la mesa), accediendo al corazón por debajo del esternón. Se retira ligeramente el embolo de la jeringa y se procede a inserta una aguja larga (4-5 cm. y 23-21 G) detrás de la apófisis xifoides del esternón, situada a la altura del estomago y en dirección caudo-craneal (hacia la cabeza). Obsérvese la fotografía 46. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)



Fotografía 46. Toma de muestra de sangre del corazón en una rata. (García y Hernández, 2009.)



### Métodos de venopunción.

La sangre venosa se obtiene a partir de venas periféricas y normalmente visibles bajo la piel.

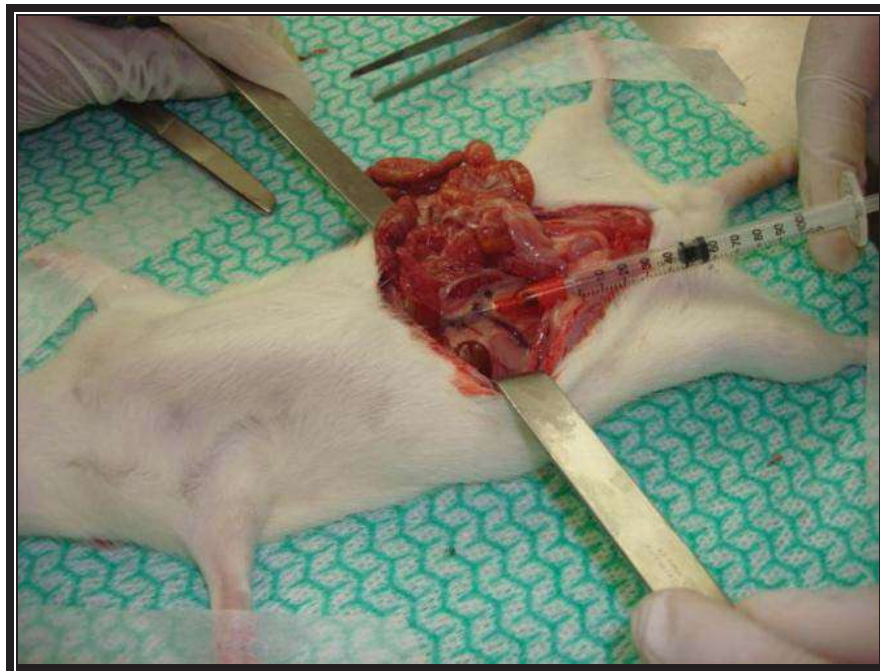
Venas de la cola: en la rata y en el ratón puede obtenerse sangre de las venas de la cola (venas coccígeas), situadas a ambos lados de la misma en su punto central observe fotografía 47. Se puede colocar al animal dentro de un cepo o inmovilizarlo a través de métodos de sujeción. La aguja se inserta en la piel, de modo que una vez introducida, al avanzar lo haga deforma paralela y dentro del vaso. El tamaño de la guja o catéter suele ser de 20-24 G. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)



Fotografía 47. Venopunción en vena caudal en rata. (García y Hernández, 2009.)

Vena yugular: es una vena de fácil localización y acceso en todas las especies. Las venas yugulares discurren lateralmente a cada lado del cuello, bajo la piel y son normalmente visibles en especies de tamaño mediano. Se dilatan realizando una ligera presión sobre la base del cuello a un lado. La punción se realiza directamente sobre la piel. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)

Vena cava: en la rata se realiza mediante laparotomía, o apertura de la cavidad abdominal por la línea media, retirando el paquete intestinal y accediendo a la vena cava caudal a la altura de los riñones, donde presenta su máximo diámetro. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)



Fotografía 48. Venopunción en aorta abdominal en rata. (García y Hernández, 2009.)

Heces y orina: las pequeñas muestras de heces y orina se recogen fácilmente con la simple manipulación del animal, que defecan y orina como respuesta al estrés. También se puede obtener utilizando una jaula metabólica, la cual tiene un suelo de rejilla a través del cual caen las heces y la orina, que pueden recogerse para su posterior análisis.

La orina puede recogerse directamente de la uretra y la vejiga mediante una sonda introducida por el pene en los machos y por la vagina en las hembras. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003.)

Otros fluidos corporales: entre estos encontramos el líquido cefalorraquídeo, la bilis, la linfa, líquido ascítico y la leche.

El líquido cefalorraquídeo: se obtiene normalmente a partir de la cisterna magna, espacio situado entre el cráneo y la primera vértebra cervical (atlas), en el punto de salida de la médula espinal. También se obtiene a través de los espacios intervertebrales correspondientes a las regiones del cuello, del tórax y lumbar. El espacio lumbrosacro no siempre resulta adecuado, ya que la medula espinal puede terminar en una posición más caudal (posterior), dependiendo de la especie o del individuo. Para este procedimiento, es necesario sedar o anestésiar previamente al animal. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Obtención de linfa: se realiza bajo anestesia a partir del conducto torácico, situado en la cavidad torácica y paralelo a la aorta. (Zúñiga; et al. 2001. Van Zutphen; et al. 1999.)

Líquido ascítico: se obtiene mediante la inyección de la cavidad abdominal, pero ese líquido no existe en cantidades suficientes como para que se pueda extraer en el animal sano. Este se obtiene de una sola intención y bajo anestesia general con una aguja o catéter adecuado. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

## 2.9 ANESTESIA.

Es un estado irreversible producido por fármacos, que se caracteriza por la ausencia de cualquier tipo de recepción sensitiva, ya sea dolorosa o no. La administración de estos fármacos, bien sea uno solo o la combinación de varios, normalmente produce un estado de depresión de la corteza cerebral que impide la llegada o reconocimiento de cualquier estímulo sensitivo. En la investigación con animales, la anestesia debe de cumplir los siguientes objetivos. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Gimeo et al, 2009.)

- ❖ Facilitar la manipulación del animal o la realización de procedimientos quirúrgicos o dolorosos.
- ❖ Proporcionar un trato humanitario a los animales, reduciendo al mínimo el sufrimiento asociado a dicha manipulación, y evitando situaciones dolorosas, de angustia o ansiedad.
- ❖ Reducir al mínimo las consecuencias negativas de la cirugía sobre la fisiología del animal.
- ❖ Permitir la realización de investigaciones que no podrían llevarse a cabo con el animal consciente. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Gimeo et al, 2009.)

La anestesia puede ser general con el animal inconsciente. Los anestésicos generales administrados comúnmente mediante la inyección incluyen los barbitúricos (tiopental y pentobarbital) y la ketamina. También dentro de los anestésicos inhalados, que producen anestesia general se encuentra el halotano e isoflurano. Los anestésicos de tipo local o regional, en los que una región corporal no es capaz de percibir estímulo sensitivo alguno, se encuentran la xilocaína entre otros. (Zúñiga; et al. 2001. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999; Lawson, 2003; Gimeo et al, 2009.)



## Componentes de la anestesia general.

1. la hipnosis o sueño; implica que el animal este ausente de su medio circulante. El grado de hipnosis deseado es similar al sueño fisiológico, pero aquí la presencia de estímulos externos muy potentes normalmente dolorosos, pueden ser percibida y despertar al animal.
2. La analgesia; es la ausencia de percepción dolorosa.
3. La relajación muscular; va desde un grado moderado, proporcionado por la mayoría de los anestésicos, hasta la parálisis que se consigue por medio de los bloqueos neuromusculares. En los animales de laboratorio, la reacción muscular que produce casi todos los anestésicos es suficiente para la mayoría de los procedimientos quirúrgicos.
4. El bloqueo de la actividad refleja; impide respuesta del sistema nervioso autónomo, que incluye alteraciones de la frecuencia y del ritmo cardiaco, de la producción de secreciones, etc. Normalmente, el bloqueo de estos reflejos permite mantener la estabilidad durante la anestesia. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Un anestésico ideal incluye los cuatro componentes antes mencionados de forma estable, sin afectar otras funciones orgánicas, y además deben ser fáciles de administrar, de acción reversible, de bajo costo y seguro, tanto para el animal como para el operador. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Aunque la mayor parte de los anestésicos pueden utilizarse en casi todas las especies con resultados similares, la dosis administrada varía considerablemente si utilizamos la referencia de peso. Normalmente, cuanto más pequeña sea la especie, mayor es la dosis en mg/kg de peso corporal que hay que utilizar; por ejemplo, mientras que la ketamina se administra en una dosis aproximada de 1 mg/kg en la vaca o el caballo, en el ratón es de 200mg/kg. La causa radica en cuanto más pequeño es un animal, mas elevada es su tasa metabólica. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

**Cuadro 23.**  
**DOSIS DE ANESTÉSICOS UTILIZADOS EN ROEDORES (mg/Kg.).**

	Ratón.	Rata.	Hámster.	Jerbo.	Cobayo.
<b>Premedicación</b> -Atropina.	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Anestesia de corta duración.					
-Propofol IV (5-10 minutos).					
-Tiopental sódico IV (20-25 minutos).	12-26	10			
-Etomidato IV	30-40	30			
	11				
<b>Anestesia de media duración.</b>					
-Fentanilo/etomidato IP	0.08/18				
-Fentanilo/metomidato IP	0.08/60			0.05/50	
-Fentanilo + fluanisona (MI/kg) diazepam IP	0.4/5		1/5	0.3/5	1/2.5
-Ketamina/diazepam IP					
-Ketamina/xilacina IP	100/5	80/10	70/2	50/5	100/5
-Ketamina/medetomidina IP	100/10	80/10	200/10	70/3	40/5
-Tiletamina + zolazepam (zoletil) IP	75/1	75/0.5	100/0.25	75/0.5	40/0.5
-Pentobarbital IP	80*		80		50

	50-70	30-40	80	60	40					
<b>Anestesia de larga duración.</b>										
Alfa-cloralosa IP	110	130	100*	_____	70					
Uretero (g/Kg.) IP	_____	1-2	1-2	_____	0.5					
<b>Anestesia de cualquier duración.</b>										
Éter.						Inducción: 15 – 20% Mantenimiento: 5%				
Halotano.						Inducción: 4 – 5% Mantenimiento: 1 – 2%				
Isoflurano.						Inducción: 4% Mantenimiento: 1.5 – 3%				

\*= Inmovilización solamente.

(Donald, 2006; Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

## 2.10 EUTANASIA.

La eutanasia (eu-tanatos, buena muerte), es un método humanitario de sacrificio, que debe producir el menor sufrimiento posible (dolor, angustia y miedo). Se emplea en animales de laboratorio cuando finaliza el experimento, otras causas son:

1. Cuando los efectos adversos del experimento, provocando en él grado de sufrimiento superior al previo, y es imposible mantener en condiciones adecuadas de salud y bienestar.
2. Cuando se tiene que hacer un sangrado total u obtener tejidos para su estudio.
3. Cuando los animales ya no son aptos para la producción o crías.
4. En casos en que los animales de reserva excedan a las necesidades o no sean idóneas para la realización de estudios científicos. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

### Métodos de eutanasia.

Físicos: persiguen la pérdida rápida de la consciencia mediante un trauma cerebral. Son desagradables para el operador u observador, pero son rápidos y seguros.

- ✓ Disparo; se realiza en la cabeza destruyendo el cerebro, y es método más empleado en mamíferos y reptiles de gran tamaño.
- ✓ Contusión: produce aturdimiento mediante un golpe en la cabeza.
- ✓ Dislocación cervical: se emplean en ratones y en otros roedores jóvenes. Los roedores de mayor tamaño, pero de peso inferior a 1 kg, deben estar previamente sedados o aturdidos. La aplicación correcta del método produce una lesión irreversible del tronco encefálico e inconsciencia inmediata.
- ✓ Decapitación: es la separación total del cuello y la cabeza. Este método requiere una guillotina o instrumento cortante que realice la operación rápidamente y en un solo intento. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

Químicos: la mayoría se basa en la administración de agentes anestésicos que producen inconsciencia, fallo cardiovascular y respiratorio seguido de muerte.

- ✓ Agentes inhalatorios: son todos aquellos agentes que pueden suministrarse en forma gaseosa. Se emplean perfectamente en animales de pequeño tamaño, como los roedores inducidos en cámaras o cajas con el gas. Entre estos se encuentran el dióxido de carbono, monóxido de carbono, anestésicos inhalatorios (halotano o isoflurano).
  
- ✓ Agentes inyectables: la mayoría de estos agentes contienen anestésicos en su composición, pero de forma concentrada para facilitar su administración y favorecer su efecto de depresión del SNC y la muerte. En general una dosis dos o cuatro veces superiores a la empleada para producir anestesia, provoca paro respiratorio y cardíaco respectivamente. La aplicación debe ser por vía intravenosa o intraperitoneal, en especies pequeñas como en roedores. Dentro de estos agentes encontramos los barbitúricos, como el pentobarbital. (Zúñiga et al, 2001; Van Zutphen et al, 1999.)

El dióxido de carbono es el anestésico que más se utiliza como método de eutanasia, ya que es fácil de utilizar, seguro para el operador, de bajo costo, rápido como método de eutanasia y se puede utilizar con gran volumen de animales.

### **III. CONCLUSIONES.**

Este trabajo se realizó con la finalidad de dar a conocer de manera práctica y correcta la forma en que se debe realizar el manejo y sujeción de roedores utilizados en el laboratorio, de manera que las técnicas de sujeción plasmadas en este documento permitan a cualquier persona interesada en el tema (investigadores, docentes, alumnos y profesionistas de la salud), poder llevar a cabo cualquier procedimiento de toma de muestras, aplicación de sustancias, eutanasia, etc.

Debido a que hoy en día los animales de laboratorio son de gran importancia en la investigación biomédica, en las ciencias biológicas, veterinarias y agropecuarias, se han convertido en el modelo biológico por excelencia, ya que gracias a ellos se han podido investigar infinidad de enfermedades y soluciones de las mismas.

Es importante tener los conocimientos sobre el manejo y sujeción de roedores (ratón, rata, hámster, cobayo y jerbo), que nos permitan poder realizar cualquier procedimiento en una investigación o experimento, debido a que los roedores son los más utilizados en las investigaciones biomédicas por su alta tasa de prolificidad, su fácil manejo, variabilidad genética, que reaccionan de igual manera a las variables del medio y que son cepas estandarizadas a nivel mundial.

Finalmente considero que los alumnos de veterinaria deben conocer más acerca de los animales de laboratorio, ya que en un futuro próximo estos animales se han convertirán en la piedra angular de la investigación con el único objetivo de prolongar y mejorar la calidad de vida del hombre.

## IV. BIBLIOGRAFÍA.

- 1.- Arriaga Aguirre Kutzi (comp). Principios para el Cuidado y Uso de Animales. Empleados en investigación, Pruebas de Laboratorio y Enseñanza. México. Academia Nacional de Medicina. 2001.
- 2.- Donald. C. Plumb (ed). Manual de Farmacología Veterinaria. Quinta edición. España. Interamericana. 2006.
- 3.- Fuentes Paredes, Flor de María.; Mendoza Yanavilca, Rosa Amelia.; Rosales Fernández, Arturo Lorenzo. Y Cisneros Tarmeño Rosario Alberto. Guía de manejo y cuidados de animales de laboratorio: Ratón. Ministro de salud. Instituto nacional de salud. Lima, 2008<[www.ins.gob.pe/insvirtual/.../GUIA\\_ANIMALES\\_RATON.pdf](http://www.ins.gob.pe/insvirtual/.../GUIA_ANIMALES_RATON.pdf)> [Consulta: septiembre, 2009].
- 4.- Gimeo Forner L.; Gimeo Forner L. O.; Cejalvo Lepeña D.; Calvo Bermúdez M .A.; Bolani Hernández B. y Lloris Carsí J. M. Roedores. Anestesia en el Animal de Laboratorio. Parte 2. Centro de investigación. Hospital General Universitario de Valencia. <[www.oc.lm.ehu.es/Fundamentos/Doctorado/cursos/.../015.pdf](http://www.oc.lm.ehu.es/Fundamentos/Doctorado/cursos/.../015.pdf)> [Consulta: septiembre, 2009].

- 5.- G. R. Batchelor.; F. P. Brain.; A. J. Dick.; Elliott. H.; R. J. Francis.; R. C. Hobrecht.; J. L. Horst.; D. B. Morton.; A. G. Peters.; R. Raymond.; G. D. Sales.; C. M. Sherwin and C. Wesr. Refinamiento de la estabulación de roedores: El ratón. Informe de la reunión de trabajo sobre el refinamiento de roedores. *Laboratory Animals*. 32, 233-259. Sociedad Española para las Ciencias del Animal de Laboratorio, Laboratory Animals Limited. España, 9 de febrero 1998  
<[www.secal.es/ficheros/.../Refinamiento%20estabulacion%20raton.pdf](http://www.secal.es/ficheros/.../Refinamiento%20estabulacion%20raton.pdf)>  
[Consulta: septiembre, 2009].
- 6.- G. R. Batchelor.; F. P. Brain.; A. J. Dick.; Elliott. H.; R. J. Francis.; R. C. Hobrecht.; J. L. Horst.; D. B. Morton.; A. G. Peters.; R. Raymond.; G. D. Sales.; C. M. Sherwin and C. Wesr. Guía para el Transporte de Animales de Laboratorio. Informe del Grupo de Trabajo sobre Transporte establecido por la Sociedad para la Ciencia del Animal de Laboratorio (LASA). *Laboratory Animals*. 39, 1-39. Sociedad Española para las Ciencias del Animal de Laboratorio, Laboratory Animals Limited. España, 2005.<[www.secal.es/ficheros/ficheros/33/Guia%20de%20transporte.pdf](http://www.secal.es/ficheros/ficheros/33/Guia%20de%20transporte.pdf)>  
[Consulta: agosto, 2009].
- 7.- Lawson Timothy P. (ed.). *Manual de Entrenamiento Técnico de Animales de Laboratorio*. Estados Unidos de América. American Association for Laboratory Animal Science. 2003.
- 8.-Manipulación, sujeción, sexado, identificación  
<[www.csic.edu.uy/chea/cursos/2003-11-uso-manejo.../practico.pdf](http://www.csic.edu.uy/chea/cursos/2003-11-uso-manejo.../practico.pdf)>  
[Consulta: agosto, 2009].



- 9.- Monografías de medicina veterinaria. Universidad de Chile. Vol. 8, número 2. Diciembre 1986. Facultad de ciencias veterinarias y pecuarias. <[www.monografiasveterinaria.uchile.cl/.../0,1420,SCID%253D13821%2526ISID%253D418%2526](http://www.monografiasveterinaria.uchile.cl/.../0,1420,SCID%253D13821%2526ISID%253D418%2526)> [Consulta: septiembre, 2009].
- 10.- Norma Oficial Mexicana NOM-62-ZOO-1999. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Diario Oficial de la Federación. (22 de agosto, 2001).
- 11.- Olivares guerrero Araceli (comp). Manual para el Manejo de Animales de Laboratorio. Villahermosa, Tabasco. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. División Académica de Ciencias Biológicas. 1996.
- 12.- Osias Hoabeth Medrano Obregón. Diciembre 2008. Revisión Bibliográfica de las Principales Especies de Animales de Laboratorio para el Bioterio Central Universitario (tesina de licenciatura). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Morelia, Michoacán, México.
- 13.- Programa interno para el cuidado y uso de los animales de laboratorio del CINVESTAV. PICUAL. Procedimiento interno PI-II-02 para el manejo de las especies más comunes de los animales de laboratorio del CINVESTAV. Centro de investigación y de estudios avanzados de instituto politécnico nacional. Sep. CONACYT. México, 2009 <[www.cinvestav.mx/.../UPEAL/.../Default.aspx](http://www.cinvestav.mx/.../UPEAL/.../Default.aspx)> [Consulta: septiembre, 2009].

- 14.- Rimbaud, Enrique.; Pineda, Noemí.; Luna, Luz Adilia. y Chavarría, Luis Ramón. Métodos de sujeción y aplicación de inyectables. Facultad de ciencias agraria. Universidad de ciencias comerciales. 2005. <[www.bio-nica.info/Biblioteca/Rimbaud2005f.pdf](http://www.bio-nica.info/Biblioteca/Rimbaud2005f.pdf)> [Consulta: agosto, 2009].
  
- 15.- Van Zutphen L. F. M. (ed.); Baumans V. (ed.); Bernen A. C. (ed.). *Principios de la Ciencia del Animal de Laboratorio: una combinación al empleo y cuidado humanitario de los animales y a la calidad de los resultados experimentales*. Armilla (Granada). ELSEVIER. 1999.
  
- 16.- Vásquez López Jairo Alfonso. Pautas Básicas para el Manejo de Animales de Experimentación en Investigación Biomédica. Docente Departamento de Morfología, Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad del Cauca. 28 de octubre, 2007. <[www.facultadsalud.unicauca.edu.co/.../Ok-PAUTAS%20BASICAS%20PARA%20EL%MANEJO%](http://www.facultadsalud.unicauca.edu.co/.../Ok-PAUTAS%20BASICAS%20PARA%20EL%MANEJO%>)> [Consulta: agosto, 2009].
  
- 17.- Villanueva Sánchez Octavio (ed.); Hernández González Rafael (ed.). *Manual en Ciencias de los Animales de Laboratorio*. México. Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Salvador Zubirán. 2004.
  
- 18.- Zúñiga Jesús M. (ed.); et al. *Ciencia y Tecnología en protección y experimentación animal*. Madrid. McGraw-Hill Interamericana. 2001.

## IMÁGENES Y DIBUJOS

- 19.-[http://www.mihermanitamola.blogspot.com/2007\\_09\\_01\\_archive](http://www.mihermanitamola.blogspot.com/2007_09_01_archive) [Consulta: septiembre, 2009].
- 20.- <http://www.centropet.com/notas/fotos/foto26.jpg> [Consulta: septiembre, 2009].
- 21.-<http://www.chiquitoweb.com/.../imágenes/dibujomacho.jpg> [Consulta: septiembre, 2009].
- 22.- <http://www.clubdelneeky.com.ar/.../Macho.jpg> [Consulta: septiembre, 2009].
- 23.-<http://www.chiquitoweb.com/.../imágenes/dibujohembra.jpg>[Consulta: septiembre, 2009].
- 24.- <http://www.clubdelneeky.com.ar/.../Hembra.jpg> [Consulta: septiembre, 2009].
- 25.- <http://www.cinvestav.mx/.../UPEAL/.../Default.aspx> [Consulta: septiembre, 2009].
- 26.- <http://www.derlink.com.ar/Paginas/gerbo.htm> [Consulta: septiembre, 2009].

- García Vallejo Luis Ricardo, Hernández Jiménez Yesica Yareth, 2009. Fotografías tomadas durante las prácticas realizadas en la UAI Producción Animal II, en el contenido temático “Animales de Laboratorio” en el ciclo escolar febrero – agosto del 2009, en la posta zootecnia de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Torres Morales Rubén, 2009. Pintor contemporáneo, quien realizo los dibujos específicamente para este trabajo. Los cuales fueron elaborados en el estado de Hidalgo, en octubre del 2009.