

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL LEGAL

SISTEMA REPRODUCTIVO DE HAMSTER SIRIO DORADO (*Mesocricetus
auratus*) CON CALIDAD MICROBIOLÓGICA SPF

Proyecto Genérico: Mejoramiento Genético
(Aprobado por Consejo Divisional, sesión 5/91)

Prestadores del Servicio Social:
Barrón Marmolejo Jessica Vanessa 207234848
Castillo Peral Eder 207244526
Asesores:
M. en C. Yvonne Michelle Heuze de Icaza
P h. D. Jaime Amadeo Bustos Martínez

Lugar de realización:
UPEAL-Bioterio de la UAM-Xochimilco
Fecha de inicio y terminación:
30 de junio del 2011 al 30 de diciembre del 2011

INDICE.

1.-RESUMÉN.....	3
2.-INTRODUCCIÓN.....	4
3.- MARCO TEÓRICO.....	5
4.-OBJETIVOS ESPECIFICOS, GENERALES.....	23
5.-METAS.....	23
6.- MÉTODOLIGIA.....	24
7.-ACTIVIDADES A REALIZAR.....	24
8.-RESULTADOS Y CONCLUSIONES.....	27
9.-OBJETIVOS Y METAS ALCANZADAS.....	33
10.-RECOMENDACIONES.....	33
11.-BIBLIOGRAFÍA.....	34

1.-RESUMEN.

La realización del servicio social se llevó a cabo en la Unidad de Producción y Experimentación de Animales de Laboratorio UPEAL-Bioterio de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco, en el área de la colonia del Hámster Sirio Dorado, durante el período que comprende del 30 de junio al 30 de diciembre del 2011.

El hámster Sirio Dorado se considera una especie de gran valor en la experimentación, ya que en ellos se han obtenido muchos avances en la investigación médica, es por esto, que es necesario satisfacer las demandas en las áreas de investigación de la UAM-Xochimilco y otras instituciones importantes, teniendo animales de la más alta calidad genética y microbiológica, cumpliendo así con las exigencias tecnológicas e internacionales que se piden.

Con el fin de mantener un control reproductivo y una mejor calidad de la colonia de Hámster se implemento un control de registros reproductivos en donde se señalan las fechas de entrada y salida a apareo, partos, destetes, el número de hembras y machos.

El sistema de reproducción del hámster que se trabajó fue monogámico 1:1; se estableció un programa periódico para el monitoreo de la calidad microbiológica, a fin de mantener un estado de salud óptimo. Se tuvo un control estricto en los registros con el objetivo de tener un mejoramiento genético ya que es la esencia de nuestra investigación, es por esto, que se enfatiza en el desarrollo de variedades productivas y mejorar así la calidad.

Se realizaron 66 apareos y se obtuvieron 30 partos, dando un porcentaje de gestación del 45.45%. Estos parámetros van a depender si la hembra es primeriza o no. La mayoría de las hembras de hámster sirio dorado (*Mesocricetus auratus*) tienen un promedio de 7-8 crías por parto, nuestro promedio fue de 10 crías por parto gracias al enriquecimiento ambiental que se les otorgaba, obteniendo un total de 104 crías destetadas siendo el 50.96% machos y 49.04% hembras. El peso reportado en la edad adulta a las 10-12 semanas en las hembras es de 140-160g y machos de 120-140g, en la UPEAL-Bioterio este peso es alcanzado entre la séptima y novena semana, obteniendo un peso mayor para la semana 10-12; en hembras de 215g y machos de 206g.

Los objetivos y metas establecidas se cumplieron durante el servicio social, un Ejemplo es el aumento en la producción y el mejoramiento genético de las colonias; suplir las demandas para las investigaciones tanto de la Universidad como de otras instituciones. Así mismo se cubrieron al 100% todas las demandas de los Departamentos de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud.

2.-INTRODUCCIÓN

A lo largo de la historia de la ciencia, los animales de laboratorio han brindado un servicio invaluable a la humanidad, tanto para el desarrollo de nuevos tratamientos médicos, incluidas vacunas, como para la investigación de ciertas enfermedades. Los animales son empleados para obtener conocimiento para lograr algún beneficio y proteger al hombre sin causar daños; siendo saludables con un *status* genético y microbiológico definido.

El animal de experimentación es una de las piezas fundamentales en la biomedicina, tanto en los proyectos de investigación como en las pruebas diagnósticas y en los controles de productos farmacológicos. La Ciencia de Animales de Laboratorio fue creada para ayudar a la comunidad científica a mejorar todos los aspectos concernientes a la experimentación animal, logrando un gran avance en el control de las enfermedades humanas y animales (Barassi et al., 1996).

Para mantener la salud de los animales de experimentación y evitar errores en los resultados experimentales es necesario un ambiente controlado y confortable; sin embargo la posibilidad de controlar todas las variables para un mantenimiento óptimo es mínima, siendo evidente que el requerimiento del ambiente puede variar con las especies y los propósitos para los cuales los animales están siendo utilizados. Las consideraciones de bienestar animal tienen como principal objetivo un control de salud antes y durante los experimentos, definiendo el estado biológico de los animales.

El hámster tiene varias ventajas y entre ellas esta que requiere poco espacio para su crianza, son adaptables al medio, dóciles, de fácil manejo, tienen periodos cortos de gestación, prolíficos, su costo de producción es relativamente bajo en comparación a otras especies, permitiendo la experimentación como modelos que requieren la observación del complejo sistema vivo (Heuze, 2005).

La Universidad Autónoma Metropolitana, Campus Xochimilco, cuenta con la Unidad de Producción y Experimentación Animal (UPEAL-Bioterio) que se caracteriza por ser una unidad especializada en todos los aspectos relacionados con la Ciencia de los Animales de Laboratorio y su vinculación con la investigación científica y la docencia universitaria.

Esta Unidad está considerada como la mejor y más completa de su tipo en el país, equipada con tecnología de punta, cumpliendo con las exigencias tecnológicas de las normas nacionales entre ellas la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999 "Especificaciones Técnicas para la Producción, Cuidado y Uso de los Animales de Laboratorio" con Certificación de SAGARPA (septiembre 2006); y las internacionales como la Guide for the Care and Use of Laboratory Animals del National Research Council, USA.

Lo cual permite asegurar un material biológico sano y estable para satisfacer las exigencias en la investigación y docencia con las características genéticas y microbiológicas deseadas de cada especie, línea, cepa o raza. La mayoría de la información actualmente disponible en reproducción animal y específicamente

en lo que se refiere a fertilización, implantación, morfología, calidad y desarrollo embrionario es obtenida gracias a investigaciones con roedores, principalmente ratas (*Rattus norvegicus*), ratones (*Mus musculus*) y Hámster Sirio Dorado (*Mesocricetus auratus*) (Heuze, 2005 y Barrie, 1994).

3.-MARCO TEÓRICO

Los hámster (*subfamilia Cricetinae*) son pequeños roedores de la subfamilia de los Múridos. Existen unas 18 especies distintas, divididas en siete géneros. La mayoría son originarias de Oriente medio y el sureste de Europa. Al ser muy fáciles de criar en cautividad, son ampliamente usados como mascotas y animales de laboratorio. Todas las especies se caracterizan por las bolsas expansibles, llamadas abazones, ubicadas en el interior de la boca y que van desde las mejillas hasta los hombros.

El hámster Sirio Dorado ha sido utilizado ampliamente en estudios de reproducción en los últimos 30 años (Bavister, 1995), debido a que su producción es fácil; la madurez sexual en las hembras se adquiere entre las 4 y 6 semanas de edad (Magalhaes, 1970).

El hámster dorado es un roedor que en su edad adulta llega a medir de 17- 20 cm de longitud. Es de color muy variable: puede ser uniforme leonado, blanco, rojizo, crema o mezclado. Su promedio de vida es de 3 a 5 años. Los auténticos roedores comprenden distintas subfamilias (Stephen, 1996).



3.1- CLASIFICACIÓN CIENTÍFICA

Orden: Roedores (Rodentia)
Suborden: Miomorfos (Myomorpha)
Superfamilia: Roedores tipo ratón (Muroidea)
Subfamilia: Cricetinos (Cricetinae)
Grupo: Hámsters (Cricetini)
Nombre común: Hámster Dorado
Nombre científico: *Mesocricetus auratus*
Otros nombres: Hámster Sirio, Hámster teddybear, Hámster, Sirio Dorado

Figura: 1 (Stephen, 1996)

Cuadro 1. Parámetros fisiológicos

Peso adulto (g) macho	120-140
hembra	140-160
Longevidad (años)	2-3
FC (lpm)	250-500
FR (rpm)	40-120
Temperatura corporal °C	37-38
# de cromosomas (2n)	44
Superficie corporal (cm ²)	125 gr :260
Consumo comida (g/día)	8-15
Cría comienza a comer sólido (día)	7-10
Consumo de agua (ml/100g/día)	8-10
Pubertad semanas macho	4-6
hembra	4-6
Edad para reproducción semanas	
Macho	6-7
Hembra	6-8
# hembras/macho (cruce)	1
Ciclo estral (días)	4
Duración del estro (hrs)	2-24
Mecanismo de ovulación	Espontáneo
Tiempo de ovulación tras inicio estro hr	10-12
# medio de óvulos	10
Tipo de placenta	Discoidal -hemoendotelial coroidea- decidual
Tiempo de implantación (días)	5
Duración de pseudogestación (días)	7-13
Duración de embarazo (días)	15-17
Tamaño camada	6-8
Peso al nacer gr.	2-3
Peso destete (g) Macho	35-50
Hembra	40-60
Edad destete días	20-22
Ovulación tras destete hrs.	8-12
Composición de la leche %/100 ml	
agua	74
grasa	16.6
proteína	9
lactosa	34
Glándulas accesorias del macho	B, A, VG, P, CG
Volumen del eyaculado (ml)	0.01-0.02
Espermas eyaculados	1.8-2.8x10 ³

(Zuñiga *et al.*, 1995).

Según Heuze (2005), su empleo en laboratorio tiene las siguientes ventajas:

- Requieren poco espacio.
- Bajo costo de producción.
- Períodos cortos de gestación (15 días).
- Dóciles y de fácil manejo.

Cuadro 2. Clase de Hámster

Nombre Común	Nombre Científico	Otros Nombres
Hámster Europeo	<i>Cricetus cricetus</i>	Hámster común
Hámster Rumano	<i>Mesocricetus newtoni</i>	
Hámster Turco	<i>Mesocricetus brandti</i>	
Hámster de Ciscaucasian	<i>Mesocricetus raddei</i>	Hámster Georgiano
Hámster de Ladak	<i>Cricetulus alticola</i>	
Hámster Rayado Chino	<i>Cricetulus barabensis</i>	
Hámster de Mongolia	<i>Cricetulus curtatus</i>	
Hámster de Eversmann	<i>Cricetulus eversmanni</i>	
Hámster Tibetano	<i>Cricetulus longicaudatus</i>	
Hámster Armenio	<i>Cricetulus migratorius</i>	Hámster Gris migratorio
Hámster Coreano	<i>Cricetulus triton</i>	
	<i>Cricetulus obscurus</i>	
	<i>Cricetulus pseudogriseus</i>	
	<i>Calomyscus bailwardi</i>	
	<i>Calomyscus baluchi</i>	
	<i>Calomyscus mystax</i>	
	<i>Calomyscus urartensis</i>	

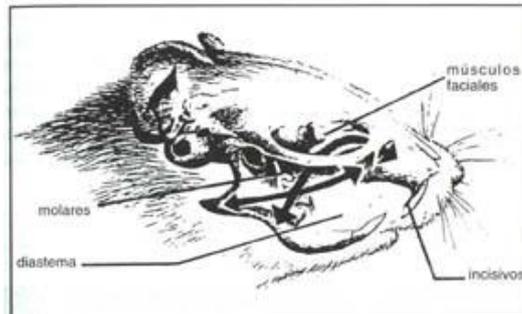
3.2- ANATOMÍA

El pelo del hámster es abundante y sedoso; el color es una mezcla de anaranjado, marrón y negro en el lomo y los costados, que va cambiando de pálido a blanco en el vientre. Las orejas son redondas pequeñas que van de color carne a gris oscuro; hay manchas o franjas más oscuras en los carrillos y una franja oscura recorre el lomo por el centro desde la coronilla. La raíz del pelaje es de un color grisáceo y los ojos son negros (Barrie, 1994).

3.3- DIENTES

Los hámster forman parte del orden de los roedores que se caracteriza por la presencia de dos fuertes incisivos en cada mandíbula. Sus dientes carecen de raíz y el crecimiento de éstos es continuo durante toda su vida, de modo que si un diente no crece el diente opuesto continúa creciendo hacia arriba o abajo y perforara la mandíbula del animal provocando la muerte; no presentan caninos ni premolares. Los incisivos son muy cortantes y por la cara anterior están recubiertos por una dura capa de esmalte y un desarrollo mayor, a diferencia de

la cara posterior, que es más blanda. Dado que roen continuamente cuerpos duros, los dientes se desgastan más por la parte posterior que por la anterior y por lo tanto siempre están afilados. Pueden mover la mandíbula inferior hacia delante, hacia atrás o hacia los lados; lo cual les concede la habilidad de roer, moler y masticar su alimento (Barrie, 1994).



La fórmula dental del hámster es (Heuze 2005):

$I\ 2/2, C\ 0/0, PM\ 3/3, M\ 3/3 = 16$ dientes.

Los dientes del hámster pueden originar problemas, para prevenir problemas se les deben proporcionar objetos para roer de modo que los dientes se mantengan en óptimas condiciones. Un hámster morderá todo lo que este a su alcance como jaulas, alambres, bebederos, comederos y cualquier cosa en la que pueda hincar los dientes (Grey, 1996; Heuze, 2005).

La cabeza y su musculatura están estructuradas en función de los incisivos. El cráneo es proporcionalmente grande, en relación con su esqueleto y musculatura muy bien desarrollada. Como no tienen dientes caninos, hay un espacio de encía (diastema) entre los molares y los incisivos.

3.4- PATAS

Las patas anteriores tienen cuatro dedos bien desarrollados, mientras que el quinto (el pulgar) es más rudimentario. Sus patas posteriores tienen los cinco dedos completamente desarrollados (Barrie, 1994).



Pata delantera del hámster dorado



Pata delantera del hámster común

3.5- VISTA

El hámster no tiene buena vista, a más de un metro su visión no es muy nítida y sólo distinguen sombras, tampoco distinguen los colores y ven todo en blanco y negro; pese a sus ojos grandes, redondos y protuberantes, esta característica les proporciona una visión de casi 360°, otro factor que les impide tener un mayor ángulo visual es la colocación lateral de los ojos (Palma, 2002).

3.6- OÍDO

Los hámster tienen el oído muy desarrollado, sus grandes orejas les permiten oír el menor ruido, incluso dentro del campo de los ultrasonidos. Gran parte de las relaciones entre la madre y los bebés se producen a través del sonido, las pequeñas crías emiten un leve pitido, a veces con ultrasonidos, mediante el cual comunican a la madre sus necesidades: hambre, frío, dolor, miedo, etc. (Palma, 2002). En etapa de reproducción su comunicación también es ultrasónica con sonidos de atracción y rechazo que varían entre los 60 y 22 Khz (Heuze, 2005).

3.7- OLFATO

El olfato es el sentido más desarrollado, toda su vida está condicionada por los olores, se reconocen por el olor. Una madre puede llegar a matar a su hijo si no reconoce su olor. Los hámster que pertenecen a una misma nidada y que crecen juntos tienen el llamado olor de grupo y se reconocen y se aceptan bien; si alejas un animal del grupo durante cierto tiempo, este perderá el olor característico y ya no tendrá el derecho de pertenecer al grupo; en tal caso, si se le introduce en la jaula es recibido como un extraño y es atacado (Palma, 2002).

Asimismo si las crías son manipuladas por el ser humano la madre las desconoce y las mata, por lo que se requiere de manejarlas con todo el nido sin tocar a las crías (Heuze, 2005).

3.8- TACTO

Tienen el tacto muy bien desarrollado en el hocico, especialmente alrededor de la nariz, tienen largos bigotes que sirven para medir los orificios del suelo. Algunos de estos pelos se localizan también en la cabeza, entre las orejas, en el cuerpo y en las patas y se conocen como bibrizas (Heuze, 1999).

3.9-ABAZONES

En ambos lados de la cabeza, desde las mejillas hasta los hombros, tienen unas grandes bolsas, que reciben el nombre de abazones, formadas por piel dura y seca, en donde almacenan grandes cantidades de comida que, si no consumen en el momento, transportan a la madriguera. En el orificio de entrada tienen unos pelitos que impiden que se salga la comida por accidente. Cuando quieren vaciar los abazones, los oprimen con las patas anteriores desde detrás hacia delante. En los abazones no hay glándulas, es decir, que la digestión del alimento no empieza en su interior, sino cuando es masticado con sus dientes (Harkness, 1977).

Estas bolsas tiene la capacidad de expandirse de 4 mm hasta 20 mm de ancho y de 30 a 40 mm de largo. Si la hembra presiente algún peligro puede guardar a sus crías en estas bolsas o bien puede transportarlas grandes distancias en ellas para cambiar de nido (Heuze, 2005).

3.10- GLÁNDULAS

Una característica sexual secundaria del hámster dorado es el órgano lateral, o glándula sebácea, la cual se encuentra mayormente pigmentada en machos que en hembras. La pigmentación puede ser vista por primera vez en animales de 25 días de edad, pero es más marcada en animales de 35 días de edad. La intensidad de la pigmentación es un indicador de hormonas dependientes de andrógenos. Asimismo cuando la hembra esta en celo la glándula sebácea es pigmenta (Harkness, 1977, Cabeza, 2003).

En los costados de los flancos, a la altura de la última costilla, se localizan estas estructuras compuestas por glándulas sebáceas y células de pigmentación, esta diferencia anatómica es característica del hámster, ya que es única en las especies de roedores y se encuentra lo mismo en las hembras como en los machos, siendo en estos particularmente más visibles (Heuze, 2005; Wolfensohn y col: 1998; Barrie, 1994; Cabeza, 2003).

Las secreciones que generan las glándulas sebáceas en el macho son andrógeno- dependientes y las utiliza para marcar territorio, atraer a la hembra por liberación de feromonas. En la hembra las secreciones están asociadas al ciclo estral siendo estrógeno dependientes y su secreción es mayor en la etapa de atractividad (Cabeza, 2007; Heuze, 2005). La demarcación de territorio la hacen a través de los olores (emitidos por las secreciones de las glándulas situadas en los flancos) y a través del olfato.

3.11- DIFERENCIACIÓN SEXUAL

El sexado se realiza por la distancia ano-genital; es uno de los sexados más difíciles de aprender ya que en edad prepuber el macho mantiene la mayor parte del tiempo los testículos contraídos, lo que dificulta la inspección. Se debe guiar siempre por la distancia ano-genital que en la hembra es muy cercana, casi pegada y en el macho más separada (Heuze, 2005).

Para diferenciar el sexo del hámster se sujeta firmemente en las manos, colocándolo de espaldas para inspeccionar los órganos genitales. Las hembras adultas de hámster son generalmente más grandes que los machos (Barrie, 1994; Heuze, 2005).

El cuerpo de los machos, termina en forma puntiaguda, con una cola corta, prácticamente desprovista de pelo. En el macho adulto, los testículos resultan muy visibles, puesto que se encuentran en el exterior y se alargan por detrás el cuerpo. El cuerpo de las hembras termina con una forma más redondeada, su cola es corta y está recubierta de una ligera pelusa (Harkness, 1977).

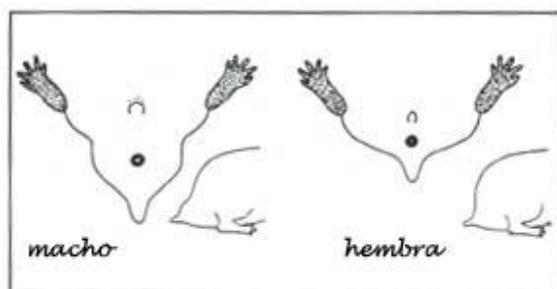


Figura 2. Diferenciación sexual (Palma, 2002).

La zona genital de la hembra presenta tres aberturas: la anterior es la papila urinaria, ligeramente abultada; la central es la vagina y la posterior el ano. En las hembras adultas, rodean la vagina y el ano una mancha de pigmentación oscura (Marshall, 1994).

En la fase adulta de los machos, los testículos descienden hasta el escroto, provocando un abultamiento en la base de la cola y se visualizan como pequeñas hinchazones. El abultamiento se hace más prominente cuando el macho está a punto para la reproducción. Existe la posibilidad que los testículos se hallen ocultos en el interior de la cavidad corporal, algo que sucede con frecuencia si el animal está sometido a tensión. En la zona genital del macho solo se observan dos aberturas, la del pené y la del ano; el pené se encuentra delante del ano y es muy prominente, en los machos jóvenes el pené es bastante visible, aunque los testículos no hayan descendido aun (Marshall, 1994). Una buena edad para determinar el sexo de los animales es a partir de las tres semanas de edad (Barrie, 1994).

3.2- MANEJO REPRODUCTIVO

3.2.1- PUBERTAD

La madurez sexual en la hembra hámster se alcanza entre las 4 y 6 semanas de edad. Hembras de tan solo un mes de edad pueden aparearse con machos experimentados y dar nacimiento a crías vivas. El primer estro es espontáneo, el comienzo de los cambios clínicos en el epitelio vaginal, y a la formación del primer cuerpo lúteo han sido observados en hembras entre 4 y 6 semanas de edad. Cuando los animales de una simple camada son alojados juntos desde el nacimiento, las primeras montas fértiles ocurren cuando los animales tienen 6 semanas de edad (Hafez, 1980).

Una característica sexual secundaria del hámster dorado es el órgano lateral, o glándula sebácea, la cual se encuentra mayormente pigmentada en machos que en hembras. La pigmentación puede ser vista por primera vez en animales de 25 días de edad, pero es más marcada en animales de 35 días de edad. La intensidad de la pigmentación es un indicador de hormonas dependientes de andrógenos. Asimismo cuando la hembra está en celo la glándula sebácea se pigmenta.

Son mamíferos que se reproducen muy rápido, su período de gestación es de 17 días. Las hembras están preparadas para aparearse cada cuatro días, y cuando paren, la camada varía de 2-15 crías por camada. Las hembras pueden aparearse nuevamente cuando las crías tengan 30 días de edad. Sin embargo es recomendable darles más tiempo. Las hembras pueden tener de 4 - 6 camadas al año.

Las hembras pueden criar a edad temprana, es mejor que tengan al menos entre 10 y 12 semanas de edad, para aparearse con el macho, el cual deberá ser mayor para tener camadas numerosas. Debe sólo reproducirse a los que están sanos y saludables. Las hembras jóvenes y desnutridas no deberían utilizarse para la reproducción. Si la primera camada es pequeña, no debe aparearse otra vez (Palma, 2002).

3.2.2- APAREAMIENTO

El apareamiento debe producirse en forma monogámica y es recomendable que sea el encuentro en la jaula del macho el cual ya marco su territorio o bien poner al macho por lo menos dos horas antes de introducir a la hembra a su jaula. Normalmente el apareamiento se produce al caer el crepúsculo. La hembra se deja con el macho durante 5 días para asegurar la gestación ya que el macho cubrirá 2 ciclos estrales. Al terminar este período es importante separar a la pareja y dejar a la hembra sola en su jaula, ya que al estar gestante y no ser receptiva es sumamente agresiva con el macho llegando hasta castrarlo a mordidas (Heuze, 1999).

La hora del día durante la cual los hámster están reproduciéndose, con iluminación normal, luz de 6:00 a 18:00 hrs., los animales son a veces receptivos como a las 17:00 hrs., pero la mayoría son receptivos de las 06:00 a 21:00 hrs. con la luz invertida (oscuridad de las 10:00 a.m. a 21:00 hrs.), la receptividad comienza las 09:00 hrs (Stephen, 1996).

El macho tiene que estar separado de la hembra y la camada porque podría matar a las crías y es posible que la hembra haga daño o incluso mate al macho (Grey, 1996).

El periodo receptivo comienza la tarde del primer día y termina la mañana del segundo. Siguiendo el ciclo de la hembra no es difícil determinar cuando ha de ser llevada junto al macho; el mejor momento es la tarde del primer día, lo que significa que debería intentarse el apareamiento la tarde del cuarto día después de detectarse la secreción del estro.

Si el ciclo dura cinco o seis días, debe ponerse a la hembra en contacto con el macho la tarde del quinto o sexto día después de observar la secreción (Marshall, 1994).

3.2.3- OVOGÉNESIS

Las ovogónias están presentes en los ovarios de las hembras hámster recién nacidas, pero ausentes después de la primera semana de vida postnatal. Al momento del nacimiento la mitosis es muy común en las células germinativas en desarrollo: la meiosis; por otro lado, ocurre solamente después del nacimiento.

Al final de la primera semana postnatal, las divisiones mitóticas ya no son vistas, y las células germinativas en desarrollo están presentes como ovocitos, algunos de los cuales están agrupados en folículos poliovulares. En la segunda semana, hay de 2 a 3 folículos de una capa, algunos con cuatro o cinco capas de células; pero no hay folículos con evidencia de cambio degenerativos conocidos como atresias.

La tercera semana de desarrollo postnatal es crítica para el ovario del hámster debido a que el tejido intersticial aumenta en cantidad mientras va perdiendo su apariencia fibrosa y las células individuales se vuelven redondas y epiteliales. En el día 26, los folículos con antro comienzan a aparecer, y es posible inducir la ovulación con la inyección de 30 U.I de suero de yegua preñada gestante ó (PMSG = gonadotropina sérica de yegua gestante). La ovulación espontánea ocurre de alguna forma después cuando los animales tienen aproximadamente 30 días de edad.

Al comienzo de la pubertad, la ovulación inducida provoca una liberación de sólo unos pocos óvulos (5 ó 6), mientras que varios días después de la administración de la misma dosis del suero es seguida por la liberación de hasta 55 óvulos. Después de los 35 días de edad, todos los ovarios muestran signos de ovulaciones previas, generalmente, hay alrededor de 10 folículos maduros en cada ovario, y aproximadamente 25 folículos de reserva de los cuales pueden ser liberados seguidos de una estimulación con cantidad adicional de hormonas (Hafez ,1980; Field, 2002).

3.2.4- ESPERMATOGÉNESIS

Los hámsters sirios dorados estimulados con electrodos bipolares dan eyaculados de 0.01- 0.02 ml con 180, 000 a 280, 000 espermatozoides por milímetros cúbicos y una motilidad espermática del 60%. El número total de espermatozoides eyaculados en una cópula y recuperados del tracto reproductor femenino ha sido estimado entre 56 y 343 millones, ó aproximadamente 40 a 45% del número de espermatozoides presentes en los vasos deferentes y epidídimo de un macho maduro.

La espermatogénesis en el hámster sigue el mismo régimen general que ha sido tan detalladamente para la rata. Ha sido demostrado que durante la hibernación, la diferenciación es lenta, pero la proliferación celular no es alterada (Esquer, 2001).

3.2.5- CONDUCTA REPRODUCTIVA

Algunos criadores de hámster han reportado un descanso en el número de montas fértiles y del tamaño de la camada durante los meses de invierno. Otros no han sido capaces de demostrar este tipo de cambios reproductivos. La reproductividad de una colonia animal depende no sólo de factores ambientales como la temperatura y horas luz, sino también de factores genéticos, programas de selección, edad de los reproductores y de la dieta (Fernández, 2001).

3.2.6- MADUREZ SEXUAL

La hembra suele experimentar su primer celo a las 8 - 10 semanas de edad y a partir de entonces cada cuatro días durante toda su vida reproductiva, la cual puede durar hasta 12 meses. Las únicas excepciones o interrupciones del ciclo se producen durante la gestación, en invierno y al final de su vida reproductiva (Marshall, 1994); sin embargo (Hafez, 1990); menciona que la madurez sexual en la hembra hámster se alcanza entre las 4 y 6 semanas de edad.

Una hembra es capaz de tener crías cuando tiene cinco semanas de edad, pero no es aconsejable que se apareen ya que la crianza debilita mucho a la hembra y puede dar por resultado hámsters desnutridos y una hembra que no producirá camadas de calidad.

La edad recomendable para criar son 12 semanas; si se espera que la hembra sea más vieja, puede que ya no muestre interés en aparearse o puede haberse puesto obesa y daría una camada deficiente. Su vida como reproductora terminará cuando tenga 18 meses de edad; un macho madura lentamente, aunque sea capaz de aparearse a partir de cinco semanas; su vida como reproductor es más extensa que la de la hembra (Barrie, 1994).

3.2.7- PERIODO REFRACTARIO

Este período se define como la incapacidad fisiológica por el macho para reiniciar su actividad sexual. En el periodo refractario puede ser temporal o definitivo. La cruce de los hámsters se caracteriza por tener series de aproximadamente 6 eyaculaciones con periodos refractarios cortos de 2 segundos entre monta y monta. Entre una serie y otra el macho se mantiene en un periodo refractario temporal y no permite que se le acerque la hembra y la rechaza; este período tiene una duración de 15 a 20 minutos. El macho puede ser agresivo si ella insiste en un acercamiento para tener otra serie.

Durante el período refractario el macho emite vocalizaciones ultrasónicas de llamados largos a una intensidad de 22 khz. La duración de los llamados largos es de 1.3 segundos y un silencio de 0.25 segundos entre llamado y llamado. La función de estas vocalizaciones del período refractario son: marcar su espacio y alejar a otros machos que quieran ganarle a la hembra; estos llamados sólo son emitidos por el macho. Después de cubrir varias series queda totalmente exhausto y requiere de por lo menos una semana para recuperarse fisiológicamente, lo que equivale a otro ciclo estral de la hembra (Heuze, 2005).

3.2.8- CICLO ESTRAL

El ciclo reproductivo del hámster dorado es similar al de los roedores de laboratorio comunes y consiste de 4 etapas principales, proestro, estro, metaestro y diestro. El tiempo exacto del comienzo del proestro varía principalmente con el fotoperiodo y la edad. La identificación de estas etapas se hace mediante la exanimación de frotis vaginal.

3.2.9- OVULACIÓN Y TIEMPO DE CRIANZA

El estro es la etapa justo antes y después de la ovulación durante el cual la hembra muestra lordosis y se apareará. La respuesta al apareo es un buen indicador de la presencia de estro. El fin del estro es llamado por la presencia de una abundante descarga postovulatoria la cual llena la vagina e incluso sale a través del orificio vaginal. La descarga es cremosa, amarilla o blanca, opaca y muy viscosa, con un fuerte aroma a queso. Si se toca con un palillo, la descarga puede derramarse formando un hilo de hasta 5 o 6 pulgadas de longitud. El tiempo de aparición de la descarga postovulatoria provee las bases para predecir el tiempo durante el cual el hámster fue puesto a reproducirse (Grey, 1996).

En hembras hámster, el consentimiento para el apareo es más marcado inmediatamente y después de la ovulación. Una hembra demuestra su receptividad al asumir una postura identificada como lordosis en el cuál la espalda se mantiene plana y firme con las piernas rectas y con la cola erecta y vertical. El perineo está expuesto en posición casi vertical mientras la hembra mantiene su posición por unos 5-10 minutos. La lordosis aparece en respuesta a la estimulación táctil de los flancos en la región de la glándula olfatoria (Heuze, 1999).

Cuando se coloca a una hembra en estro con un macho, hay comúnmente un corto período de investigación preliminar antes de apareo. El macho revisará la cabeza de la hembra, particularmente las orejas y hará contacto con la región de las áreas pigmentadas en la espalda.

La hembra comúnmente entonces examinará y limpiará la región perineal del macho, habrá comúnmente un corto período de preparación en el macho antes de que regrese a examinar a la hembra. Frecuentemente el macho procede a moverla de lugar tomándola primero de una pata y posteriormente de la otra hasta que se obtiene una postura satisfactoria. Entonces el macho monta a la hembra, cópula y desmonta. La cópula ocurre varias veces en un par de segundos, la repiten unas 50 veces cada 15 minutos.

3.2.10- GESTACIÓN

La gestación es el periodo de desarrollo intrauterino en el que ocurre principalmente la nutrición del feto en crecimiento y las adaptaciones maternas. La duración de la gestación es el intervalo que va de la fecundación al parto (Hafez, 2002).

La duración de la gestación del hámster es de 15 a 17 días, los hámster de 6 meses de edad frecuentemente muestran períodos de gestación de 16 días y aquellos de un año de edad pueden tener periodos de gestación de 17 días.

La gestación puede ser confirmada examinando la descarga postovulatoria en los días 5 y 9 de gestación. Si el hámster muestra una descarga postovulatoria en esos días, entonces no estará gestante, y estará mostrando ciclos estrales normales. Por otro lado, si tiene una descarga postovulatoria al día de la esperada gestación, estará probablemente en pseudo-gestación. Después del día 10 de gestación, un hámster muestra ganancia de peso anormal y una distensión anormal característica (Santos, 2001).

3.2.11-PARTO

El parto suele tener lugar a últimas horas de la tarde y no suele tardar más de media hora. Un aumento en el índice respiratorio es generalmente un indicador de que las crías van a nacer en unas cuantas horas. Justo antes del nacimiento, la madre comienza a inquietarse y a construir su nido. Las frecuentes lamidas en el área perineal marca el comienzo de parto.

Las crías nacen con intervalos que la madre puede ocuparse de cada uno por separado. La hembra pare a la cría en posición agachada e inmediatamente rasga con los dientes la membrana amniótica, que devora. Posteriormente libera al recién nacido. El cordón umbilical se rompe o es cortado con los dientes por la madre, la cual lame a la cría para secar el líquido amniótico sobre todo alrededor del hocico, a fin de que no lo trague y se ahogue cuando respire por primera vez.

La madre lame a sus crías con la finalidad de estimular la circulación del recién nacido, apenas ha finalizado sus cuidados para con la primera cría, viene el parto de la segunda. Finalmente, la madre se come la placenta, siendo importante para la secreción láctea y estimulando la producción de oxitocina para las siguientes contracciones (Heuze, 1999).

Las madres alimentan con leche a sus crías, para poder realizar esta función, el hámster tiene de 7 - 11 pares de mamas, que le permiten amamantar a sus crías. Las dos hileras de mamas se pueden observar claramente en los recién nacidos, cuando todavía no tienen pelo. La madre lame una y otra vez a sus crías, puesto que al hacerlo estimula su metabolismo, que aún no es autónomo y se come las excreciones; así las crías y el nido permanecen limpios. (Heuze, 1999).

3.2.12- DESARROLLO

Las crías de los hámsteres dorados, nacen desnudos, sordos y ciegos, tienen un color rosado carne y pesan 2 gr. Desde el primer día son capaces de volver al nido cuando se han salido de él o si la madre los lleva fuera colgados de las mamas, aunque sólo pueden recorrer unos pocos centímetros; si se encuentran más alejados del nido, emiten unos sonidos ultrasónicos de 20 Hzt agudos y finos, entonces la madre los devuelve a él.

Suele agarrar a la cría por la nuca, mientras ésta cae en una gran rigidez, o bien, se la mete en sus abazones si la cría está en peligro o si el techo es demasiado largo.

A los 5 días comienza a salirles pelo y al mismo tiempo comienzan a mordisquear comida que la madre les lleva al nido. Los incisivos ya les han salido antes del parto, de modo que son funcionales.

A la semana de edad los jóvenes pesan entre 8 y 10 gr, entonces ya tienen pelo por todo el cuerpo. Aún cuando los ojos permanecen cerrados, son capaces de orientarse; si se les pone a una distancia de 15 cm del nido, enseguida vuelven a su interior. A los 11-13 días abren los ojos. Exploran los alrededores del nido y siguen a la madre cuando tienen sed. A esta edad también han completado el pelaje. El peso a las 2 semanas de edad es de 18 a 22 g.

La madre los amamanta durante 18-21 días, pero a veces tan sólo durante 15-16 días. Eso no debe ser motivo de preocupación, pues las crías ya comen muchas otras cosas. Si la madre los ha destetado tempranamente, se debe dar el alimento comercializado para roedores.

A los 25 días se deben alejar los jóvenes de la madre y separarlos por sexos, puesto que con 4 a 5 semanas ya son sexualmente maduros. Aunque aún son pequeños y sólo pesan 35-40 g ya pueden engendrar.

A los 3 meses los jóvenes hámster dorados pesan 132 g las hembras y los machos 142 g a los 4 meses las hembras pesan 147 g y los machos 161 g a los 5 meses las hembras alcanzan un peso de 171 g y los machos llegan a un peso de 185 g el peso para una adecuada reproducción en machos es de 85 al 130 g y las hembras es de 95 a 150 g (Field, 2002).

3.2.12- SELECCIÓN DE ANIMALES

La perfección de una raza se consigue mediante un proceso de selección en el que se favorecerán las cualidades deseadas y se eliminarán las cualidades inferiores o nocivas. Aunque si no nos favorece con obtener ejemplares con características determinadas, podemos cruzar diversas razas, perfeccionar una raza no es difícil, ya que no se requiere de tanta experiencia en el campo de la genética, solamente algunos conocimientos básicos de las leyes hereditarias.

Existen dos sistemas distintos para obtener hámster para selección de pío de cría: seleccionando determinados ejemplares que posean los rasgos, o que tengan habilidad de poseerlos aunque no se manifiestan exteriormente. Evitando el apareamiento entre animales que posean rasgos o que puedan transmitirlos ya que permanecen latentes, y no se desea conservar (Field, 2002).

Algunas de las características importantes para la selección son:

OJOS: Tiene que ser redondos y no mostrar signos de secreciones.

BOCA: No debe haber signos de costras alrededor de la boca y dientes; los incisivos superiores e inferiores debieran estar intactos y bien alineados de modo que los superiores sobrepasen un poquito los inferiores.

OREJAS: Tiene que estar limpias, ser grandes y no deben mostrar signos de mordiscos o abrasiones que puedan causar problemas.

PELAJE: Ha de ser denso y sin zonas desprovistas de pelo, sin parásitos.

PATAS: Hay que examinar cuidadosamente las patas para ver si hay signos de heridas o llagas; las extremidades han de estar bien conformadas (Barrie, 1994; Field, 2002).

3.3- ALOJAMIENTO ESPACIOS MÍNIMOS REQUERIDOS

Las tres cosas esenciales para una buena jaula son que sea espaciosa, que contenga caja de nidificación y que no permita que los animales se escapen. El material de la jaula debe ser liso, impermeable a la humedad y los líquidos, resistente a la corrosión y fácil de limpiar. El policarbonato o polisulfón es la mejor opción, porque permite que el hámster vea fuera de la jaula y permite al personal observar e inspeccionar al animal, además de poder autoclavear y desinfectar las jaulas periódicamente (Arnold y Westbrook, 1998; CRL, 2007).

En las instituciones de investigación, el hámster se aloja en jaulas de plástico, de suelo continuo, con una tapa de alambre de acero inoxidable, con un ángulo que sirve como comedero y para apoyar el bebedero. Normalmente se emplea como encamado virutas de madera producidas especialmente para este fin y otros productos vegetales (Harkness, 1977; CRL, 2007).

De acuerdo a lo mencionado por Barrie, las dimensiones mínimas adecuadas serían de 52 x 26 x 26 cm. y de ser posible más. La caja de nidificación debería tener 18x18 cm. de base; por otro lado, Arnold y Westbrook (1998), mencionan que en posición bipedal típica los hámster alcanzan una altura de 16 cm. aproximadamente, por lo tanto, la jaula debe tener una altura mínima de 17 cm; mientras que Harkness, (1977) señala como superficies necesarias 123cm²/animal adulto (100 gr de peso vivo), con una altura mínima de paredes de 15 cm.

Las hembras con camada requieren un mínimo de 786 cm². Las temperaturas de mantenimiento más adecuadas son entre 18 y 24°C, siendo la más recomendable la de 21 +- 24°C. En cuanto a la humedad relativa las cifras más idóneas oscilan entre el 45 al 55% en función de la temperatura ambiental y con un fotoperíodo de 12 hrs luz/ 12 hrs oscuridad (Heuze, 2007; Field 2002).

3.3.1- COMEDEROS

El diseño y ubicación de los comederos deben permitir un fácil acceso al alimento y reducir al mínimo la contaminación con orina y heces. Cuando los animales se alojen en grupos deberá haber suficiente espacio y suficientes lugares en donde alimentarse, para reducir al mínimo la competencia por la comida y asegurar el acceso a ella de todos los animales, especialmente si el protocolo experimental o las prácticas de manejo restringen el alimento. Los contenedores de alimento no deben cambiarse entre áreas que representen diferentes riesgos de contaminación. Estos deben ser limpiados, sanitizados y esterilizados regularmente (Jayo y Cisneros, 1996; CRL, 2007).

3.3.2- BEBEDEROS

Son botellas de agua deben de ser de materiales resistentes y de fácil limpieza, desinfección y esterilización los materiales que se utilizan es el polisulfón y policarbonato. El agua sale por gravedad, de un tubo de acero inoxidable que tiene un balín para evitar el derramamiento del líquido; es necesario cambiar el agua diariamente y hay que controlar la válvula del balín para verificar que no este obstruida con viruta u otro material (Heuze, 2006).

3.3.3- AGUA

El consumo de agua en todos los animales es primordial para su sobre vivencia, ya que en diversos estudios se ha demostrado que sin agua el animal muere a los 3 días, mientras que sin alimento puede durar hasta 15 días. Sin agua el hámster baja de peso 10 g diarios. Las necesidades de consumo de agua del hámster son de 6 a 12 ml/día (Heuze, 2005), aunque durante la lactancia se incrementan los requerimientos de agua (Wolfensohn *et al.*, 1998).

El agua se le debe suministrar diariamente *ad libitum*, debe estar fresca y desinfectada. La desinfección se puede realizar en forma mecánica por filtros o bien por agentes químicos comunes en este tipo de tareas (derivados de cloro, yodo, benzalconio, etc.) o como se realiza en la UPEAL- por medio de un sistema de tratamiento microbiológico de agua por ozono acoplado al sistema de bebederos automáticos Edstrom y llenado de botellas (Heuze, 2007).

3.3.4- ALIMENTO

El consumo de alimento es de 12 a 16 g/día en animales adultos y este debe ser palatable, de fácil asimilación, nutritivo (ya que exige una dieta alta en proteína 24 % mínimo), balanceado y de consistencia dura (que le sirva en el desgaste de sus dientes incisivos) ya que en condiciones de laboratorio se encuentran limitados a roer otros materiales. Una dieta con 16% de proteína, 5 – 7% grasa y 60 – 65% carbohidratos es suficiente (Wolfensohn y col, 1998).

El alimento se tiene que almacenar en lugares que no permitan su contaminación o que se humedezca. A diferencia de otras especies, al hámster se le debe de depositar alimento en la jaula, además del que se le suministra en el comedero ya que por naturaleza le gusta almacenar su alimento. Es de las pocas especies que no contamina su alimento con excretas u orina, sino que defeca en una zona limitada y exclusiva para ese uso (Heuze, 2005).

3.3.5- MATERIAL PARA CAMA

El material más usado es la viruta de madera; por sus excelentes cualidades absorbentes. Estas maderas deben de estar libres de resinas para evitar alergias, asimismo deben de tener una tamaño especial y libres de polvo para no afectar el sistema respiratorio de los animales. Este encamado se debe de autoclavear para evitar infecciones y se coloca dentro de la jaula para su mayor comodidad (Heuze, 2005).

3.3.6- TEMPERATURA Y HUMEDAD

La temperatura ambiental y la humedad relativa pueden depender del diseño y prácticas del alojamiento. Los factores que contribuyen a la variación de temperatura y humedad, incluyen los materiales del alojamiento, uso de filtros, número de animales por jaula, ventilación forzada de los encierros, frecuencia del cambio de material de lecho y tipo de lecho (Jayo y Cisneros, 1996). La temperatura con rangos preestablecidos son de 19 a 22 °C y humedad relativa del 45% al 65%.

3.3.7- VENTILACIÓN

Los propósitos de ventilación son aportar el oxígeno adecuado; quitar cargas térmicas causadas por la respiración animal, luces, y equipo; ajuste del estado higrométrico de aire del cuarto; y crear los diferenciales de estática-presión entre los espacios inmediatos; estableciendo una velocidad de ventilación de cuarto, sin embargo, asegurar la suficiente ventilación no garantiza la calidad del microambiente (Zúñiga y col, 1995).

El olor tóxico causado por gases, como el amoníaco, pueden seguirse dentro de los límites aceptables si ellos están alejados por el sistema de ventilación y reemplazar con aire que contiene una más baja concentración o ninguno de estos gases.

En el UPEAL-B se maneja un Sistema de ventilación, aire acondicionado y calefacción con extracción e inyección de aire filtrado de alta eficiencia con filtros de tipo HEPA.

Control automatizado de los cambios de volumen de aire (15 cambios mínimos por hora en cada cuarto. Presión de aire positiva ó negativa en diferentes áreas.

3.3.8- MANEJO SANITARIO

Se entiende por sanidad al mantenimiento de condiciones conducentes a la salud y comprender el cambio de cama, limpieza y desinfección. La limpieza elimina las cantidades excesivas de desperdicios y mugre, la desinfección reduce o elimina las concentraciones inaceptables de microorganismos.

La frecuencia e intensidad de la limpieza dependerán de las necesidades para brindar al animal un medio ambiente saludable, de acuerdo a sus características filológicas y conducta normal. Los métodos y frecuencia sanitarios varían de acuerdo a muchos factores, entre ellas el tamaño, tipo y propiedades físicas del encierro; el tipo, número, tamaño, edad y condición reproductiva de los animales; el tipo y uso de los materiales que crean la necesidad de la sanidad; la fisiología normal y las características de conducta de los animales; y la rapidez con la que se encuentran las superficies del encierro. Algunos sistemas de alojamiento o protocolos experimentales pueden requerir técnicas de manejo de la frecuencia del cambio de cama.

En las instalaciones usadas para alojar animales de laboratorio no se deben usar agentes que enmascaren los olores, no pueden sustituirse las buenas practica de sanidad o ventilación adecuada y tampoco exponer a los animales a compuestos volátiles que podrían modificar los procesos fisiológicos y metabólicos básicos (Jayo y Cisneros, 1996).

Es importante llevar a cabo métodos de sanitización constantemente esto se debe realizar para asegurar la calidad de los animales y su reproducción, es importante y necesario llevar a cabo monitoreo microbiológicos y genéticos en las colonias de los animales (Williams, 2005).

3.3.9-LIMPIEZA DE LAS JAULAS

Las jaulas deben limpiarse 1-2 veces por semana, o con mayor frecuencia si se notan excesivamente sucias. La limpieza se realiza con agua caliente (82°C) y un detergente o un desinfectante no tóxicos y biodegradables. Los comederos y bebederos deben limpiarse junto con las jaulas (Heuze, 2005; Harkness, 1977).

En el UPEAL-B el Área de lavado incluye:

- Dos autoclaves con capacidad para esterilizar una tonelada de alimento ó un estante ventilado completo con capacidad para 140 jaulas.
- Túnel de lavado que realiza automáticamente las operaciones de lavado, enjuague, desinfección y secado con un promedio de 25 jaulas por minuto.
- Pileta de inmersión para la desinfección.
- Sistema de eliminación de residuos de detritos para evitar exposición posibles alérgenos.

3.3.10- ELIMINACIÓN DE LOS DESECHOS

Los desechos convencionales, biológicos y peligrosos deben ser removidos y eliminados en forma regular y segura. Los contenedores de desechos deben ser equipados con tapas que cierren herméticamente. Es una buena práctica usar bolsas interiores. En caso de almacenar en frío el material antes de su eliminación debe ser usado un refrigerador, congelador o cuarto frío exclusivo para este fin y rotularlo correctamente. El cumplimiento de las regulaciones relativas al uso y disposición de los agentes peligrosos, es responsabilidad de la institución.

Los cadáveres de animales deben ser incinerados. Los procedimientos institucionales de empaque, etiquetado, traslado y almacenamiento de estos desechos deben integrarse a las políticas de salud y seguridad ocupacional (Heuze, 2005).

3.3.11- COPROFAGÍA

Los roedores practican un doble proceso alimenticio llamado coprofagia; los roedores no regurgitan su alimento sino que, parcialmente digeridos son expulsados por el ano e inmediatamente son comidos. Este alimento no ha de ser confundido con las heces normales que solo tiene productos de desecho. Los alimentos parcialmente digeridos son ricos en vitaminas que han sido sintetizadas en la parte baja de los intestinos (Barrie, 1994).

3.3.12- MANEJO GENERAL

Es esencial el manejo de los animales de laboratorio ya que se asegura el bienestar, la calidad de los resultados de la investigación científica y los programas de enseñanza, en las cuales se utilicen dichos animales y para la salud y seguridad del personal. Un buen programa de manejo permite a los animales crecer, madurar, reproducirse y mantener una buena salud. Con frecuencia el personal bien entrenado y motivado puede asegurar alta calidad en el cuidado de los animales, aún en instituciones con instalaciones y equipo no óptimos (Jayo *et al.*, 1996).

Hay tres maneras de manejar a un hámster sin incomodarlo:

1. Usando ambas manos y acunarlo entre las palmas. Este método se usa cuando el hámster esta acostumbrado a ser cogido, ya que, de no ser así podría asustarse y saltar, a menos que las manos se cierren rápidamente pero el animal lo morderá. Se pone una mano sobre el hámster de modo que el pulgar y el segundo dedo pasen alrededor del animal justo delante de sus patas traseras (el dedo índice sostiene la grupa y evita que el animal retroceda), la mano libre se sitúa bajo el hámster (esta es la manera normal de coger a un hámster).
2. El hámster puede ser levantado cogiendo los pliegues de la piel de los hombros entre el pulgar e índice. Este método se emplea para inmovilizar al hámster o para coger a uno que no este acostumbrado a la mano y que por lo tanto pueda morder. Una vez que el animal sepa que no se le hará daño, manipularlo ya no será un problema. Los hámster tienen periodos durante los cuales parecen no estar de buen humor y se sientan sobre sus cuartos traseros y pueden hacer rechinar o castañear sus dientes indicando que no desean ser cogidos (Barrie, 1994).
3. Para examinar al hámster para indicaciones externas de las etapas del ciclo reproductivo se toma al hámster de la piel del cuello con la mano izquierda o la mano puede ser volteada para que así con el dedo pulgar e índice se sujeta la piel suelta del cuello y sea tomada entre la palma y los últimos tres dedos. Una tercera forma para tomar hámster se hace cuando el dedo pulgar se coloca en la base de la pata izquierda trasera, el primero y segundo dedo se encuentran en la base de la cola, y el tercero y cuarto dedo son utilizados para tomar la

cabeza y las patas delanteras en posición, los hámster morderán cualquier objeto al alcance de sus dientes si son asustados o despertados repentinamente. Por esta razón, es bueno tener en cuenta que el hámster debe estar despierto antes de examinarlo. Además, se mantendrán quietos y será más fácil su manejo si su cuerpo está controlado, pero sin presionarlos demasiados. Los hámsters que son apretados o tomados fuertemente intentarán escapar.

Para marcar al animal se puede utilizar un rotulador o bolígrafo de tinta indeleble y se realizará la marca en lugar visible de tal forma que se pueda distinguir fácilmente al animal sin necesidad de molestarlo. La marca debe ser lo suficientemente discreta como para no perjudicar el aspecto del animal, el sitio idóneo es el interior de la oreja.

4.- OBJETIVOS.

4.1- OBJETIVOS GENERAL

Cubrir las necesidades de producción de hámster Sirio Dorado para la investigación de los departamentos de la DCBS que lo solicite.

4.2- OBJETIVO ESPECÍFICO

Mantener la colonia de hámster Sirio Dorado manteniendo su calidad microbiológica, genética y libre de Patógenos

5.- METAS

- Mantener el área para el banco genético del hámster en condiciones óptimas de sanidad y proveer a los animales un estado de confort para su reproducción.
- Planificar las cruzas para mantener un equilibrio entre la demanda y producción de animales.
- Llevar un control y actualización de registros, incluyendo aspectos como curva de crecimiento, número de partos, crías nacidas, destetadas, total de hembras y machos.
- Tener la capacidad de dar información y asesoría a estudiantes y/o a quien lo requiera sobre el manejo que se realiza sobre el cuidado del hámster.

6.- METODOLOGÍA

Recibir capacitación del servicio social anterior y de los médicos veterinarios asignados a las áreas del banco genético sobre la crianza, cuidado, manejo y alimentación del hámster, así como las actividades relacionadas dentro del UPEAL-Bioterio. Tendrá un periodo de 30 días con el fin de adquirir habilidades y conocimiento sobre los procedimientos diarios para cumplir los objetivos del proyecto y que los animales no sufran estrés por el cambio del personal.

El desarrollo del proyecto se realizará en base a la demanda de dicho material biológico en la División de Ciencias Biológicas y de la Salud y que hayan sido autorizados por el Comité Interno para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio (CICUAL-UAMX). (Boletín UAMX, 2006) En base a la programación se asegurará la producción de hámsters y las buenas prácticas en el manejo adecuado de estos.

Organigrama de las actividades a realizar dentro de la UPEAL-Bioterio:

Se elaborarán tarjetas con información escrita colocadas en los estantes donde se especificará la población animal existente, edad, sexo, función zootécnica y la disponibilidad en número de animales que pueden ser utilizados para estudios de investigación científica.

Desarrollo del proyecto:

Consistirá en llevar el control de selección de pie de cría, apareamientos, partos, crianza y población existente dentro de la UPEAL-Bioterio, mediante la utilización de registros.

Las actividades que se llevarán a cabo en la UPEAL-Bioterio están basadas en la NOM-062-ZOO-1999. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. La Ley de Protección a los Animales de Laboratorio del Distrito Federal (2002); que tiene como objeto establecer y equiparar las especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de laboratorio que deben cumplir las personas físicas o morales relacionadas en todos los campos con este tipo de animales.

7- ACTIVIDADES REALIZADAS.

7.1- Actividades:

Diarias:

Asistir al bioterio y acceder con tarjeta electrónica, registrar la hora de entrada en la libreta y pasar a vestidores para colocarnos el uniforme estéril completo correspondiente, posteriormente pasar a la regadera de aire con filtros HEPA para desinfección del personal.

Una vez que se realizó la desinfección personal con la ducha de aire filtrado se permite la entrada al área blanca. Se desinfectan las manos con sanitizante en espuma Nobac (Pharmacal) y se ponen guantes desechables.

Se accede al Banco Genético de “Roedores 4” y se realiza una inspección general para proporcionar agua y alimento irradiado, se realizan los apareos y se revisan y documentan los partos. Finalmente se realiza la limpieza general para asegurar un mantenimiento adecuado.

Semanales:

Se realizará el lavado y esterilización de jaulas, esterilización de encamado en la autoclave durante 15 min aproximadamente a 121°C. Una vez que se tienen los insumos estériles se realiza el cambio de camas (2 veces por semana); así como lavado y desinfección de bebederos y pipetas y rellenado de los mismos en la estación de agua ozonizada. Como enriquecimiento ambiental se deberá proporcionar manzana desinfectada con ozono a las hembras que van a parir o que tienen crías. Registrar la ganancia de peso de la colonia.

Se deberá llevar a cabo el protocolo de reproducción, crianza y mejoramiento genético en base a los procedimientos operacionales de trabajo de la UPEAL-Bioterio.

Mensuales:

Realizar inventario de animales, selección de pie de cría y programación de cruces.

7.2- Especificación de Actividades

El alimento se depositará en el contenedor de alimento de la reja de cada jaula proporcionando pellets dentro de la misma cuando se realice el cambio de cama, el alimento sobrante se desechará con el fin de evitar su contaminación y de ésta manera prevenir enfermedades.

Los animales deben tener acceso al agua potable no contaminada, esta se proporcionará purificada con ozono para eliminar la contaminación.

La disposición de objetos como enriquecimiento ambiental serán: codos de PVC, vasos y pelotas de plástico, servilletas y ocasionalmente se les proporcionará manzana y/o cereal fruti loopis.

Respecto a la limpieza, el cambio de las camas se realizará dos veces por semana (martes y jueves) a fin de mantener a los animales con la mayor higiene y confort. El cambio de las jaulas se realizará en la estación de cambio equivalente a una campana de flujo laminar. Las jaulas vacías se llevarán al área gris del Bioterio (área de lavado) donde serán lavadas y sanitizadas y secadas en la lavadora de túnel marca Getinge.

La viruta de madera se utiliza como encamado para las jaulas, ésta deberá ser esterilizada y almacenada en botes cerrados para preservar su calidad, reduciendo al mínimo la contaminación; el encamado se compra con características especiales de tamaño, tipo de madera, y libre de polvo. La cantidad de encamado en la jaula debe ser suficiente para que los animales se mantengan secos durante el tiempo comprendido entre los cambios y es de aproximadamente 2 cm.

La iluminación y la temperatura ambiental es importante para el hámster, ya que de eso depende que entren en hibernación y su ciclo reproductivo no se vea afectado. Se les controla una proporción de luz-oscuridad de 10:14 horas con medidores automáticos. La temperatura se mantiene a 21°C con una humedad relativa de 45 a 55%.

Se llevará un sistema de reproducción monogámica, semi-intensivo y al azar para evitar la consanguinidad. El número de parejas se determinará dependiendo de la demanda de animales en docencia e investigación, cubriendo requerimientos de sexo, edad y peso de los mismos.

El destete se llevará a cabo a los 21 días de edad y se realizará el sexado de los animales. Al mismo tiempo se realizará la identificación y registros necesarios de la población de hámster.

Los animales que cumplan su ciclo reproductivo o bien que no cubran las exigencias de calidad, se procederá a realizar la eutanasia en la cámara de CO₂, conforme a lo establecido en la NOM-062-ZOO-1999. Una vez que se comprueba que los animales están muertos se depositan en una bolsa roja con la leyenda y el símbolo de “Residuos Peligrosos Biológicos Infecciosos” para ser transportados hacia el incinerador (Heuze, 2004; NOM-087-ECOL-SSA1-2002)

8.- RESULTADOS Y CONCLUSIONES

Durante el periodo del 30 de junio al 30 de diciembre del 2011, llevamos a cabo la producción de la colonia de hámster en la UPEAL-Bioterio. La programación de la producción se realizó en base a la demanda en la investigación de los diferentes departamentos de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud.

Se realizaron muy pocos apareos durante el inicio del servicio social ya que en la UAM-X en los meses de julio y agosto se tiene el periodo vacacional y la producción se tiene que bajar y solo mantener el pie de cría. En este periodo aprovechamos a cambiar el pie de cría el cual se importó de EEUU, y así realizar el remplazo de animales viejos.

Al empezar nuevamente con la colonia de hámster, las hembras como una conducta normal de la especie tienden a comerse a sus crías por lo que se decidió llevar a cabo un programa de enriquecimiento ambiental y cuidados extremos para evitar ruidos o movimientos bruscos en los racks de gestación. Este programa resultó muy exitoso y pudimos repoblar al 100% la colonia.



Foto.1. Colocación de enriquecimiento ambiental(Cartón)



Foto.2. Utilización del enriquecimiento ambiental(Preparando Nido)



Foto.3. Enriquecimiento ambiental (Tubo PVC)



Foto.4. Enriquecimiento ambiental (Fruta)

En agosto nuevamente se empezó a planificar los apareos, para cubrir las necesidades en tiempo y forma. Durante este periodo aprendimos a realizar castraciones y se ayudo a los protocolos de investigación sobre compuestos antiandrogénicos que se estaban desarrollando.

En la figura 1, se observa el número de apareos que se realizaron durante el servicio social, podemos observar como en julio no hubo apareos, en agosto 5 apareos y 2 partos, en septiembre 10 apareos y 5 partos, en octubre 15 apareos y 4 partos, en noviembre 13 apareos y 9 partos y en diciembre 23 apareos y 10 partos.

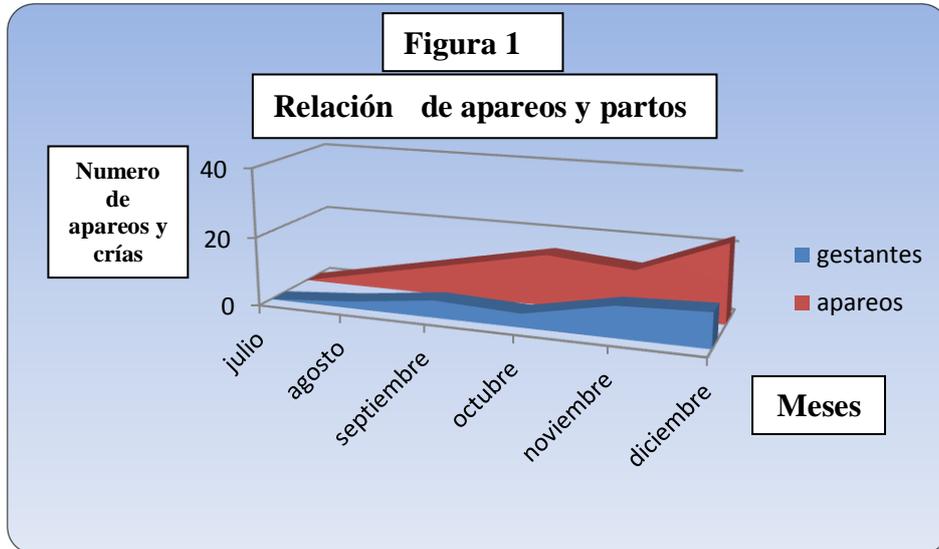


Figura 1. Relación de apareos y partos durante el periodo de servicio social.

CUADRO 1			
Mes	Machos	Hembras	DTT
julio	0	0	0
agosto	0	0	0
septiembre	5	3	8
octubre	12	20	32
noviembre	13	15	28
diciembre	23	13	36

Cuadro 1. Se observa el número total de crías destetadas durante el periodo de julio-diciembre.

En la figura 2 y 3. Se observa la relación entre hembras y machos con el número total de las camadas destetadas.

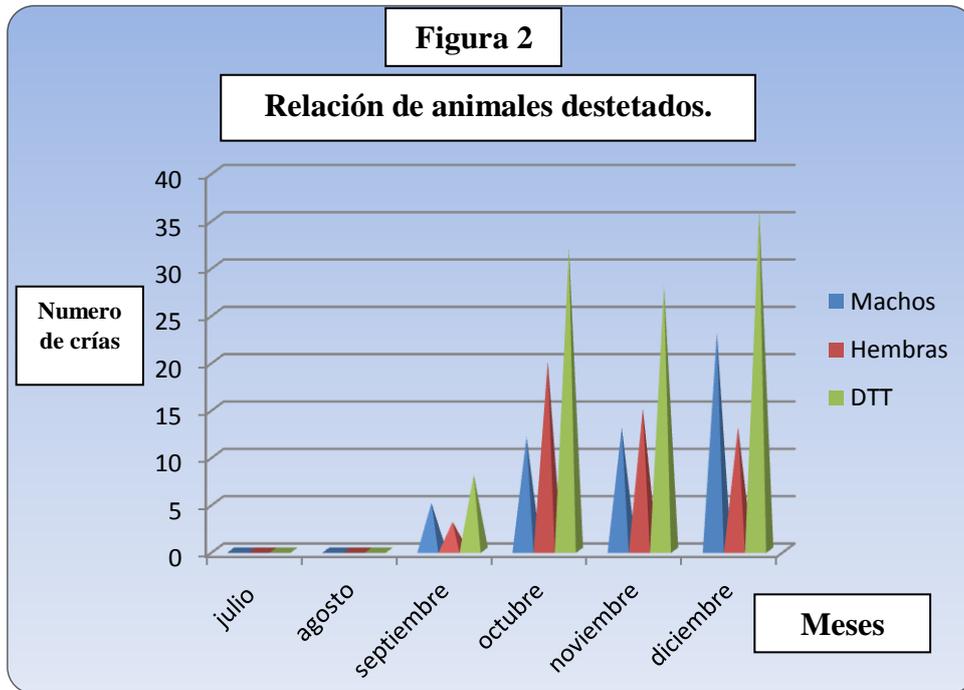


Figura 2. Se muestra el número total de animales destetados al mes y el número de hembras y macho que se obtenían.

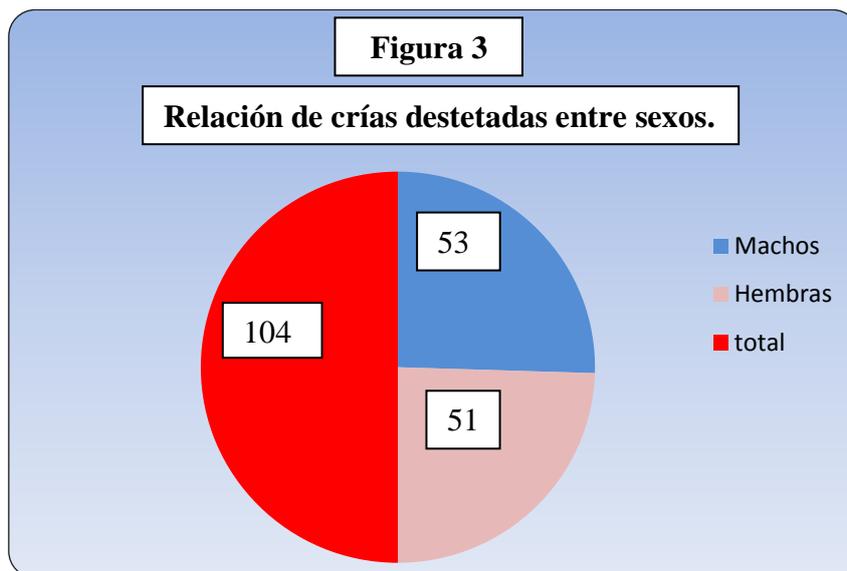


Figura 3. Relación entre el sexo de crías destetadas en el periodo de junio a diciembre. Estos datos son importantes para la planeación de la reproducción de la colonia ya que el 100% de los animales que se usan para investigación son machos y las hembras se quedan como reemplazos para el pie de cría.

La mayoría de las hembras hámster sirio dorado (*Mesocricetus auratus*) tienen en promedio 7 - 8 crías por parto (Field 2002), como se muestra en el cuadro 2 nuestro promedio de número de crías por parto es por arriba de las establecidas en la bibliografía. Esto se pudo lograr gracias al enriquecimiento ambiental con diferentes distractores como: manzana, tubos de PVC, conos de cartón, algodón compactado para nido. (Ver fotos 5,6 y 7).



Foto.5



Foto.6



Foto.7

También podemos ver en la figura 3, que el promedio de hembras y machos es similar conforme a lo establecido en relación a que el 50% debe de ser machos y el 50% hembras.

Cuadro 2. Promedio del número total de la camada que existe en relación a hembras y machos.

CUADRO 2	
PROMEDIO DE CRIAS POR PARTO	
# DE CRIAS POR PARTO	10
#DE MACHOS EN LA CAMADA	5
#DE HEMBRAS EN LA CAMADA	5

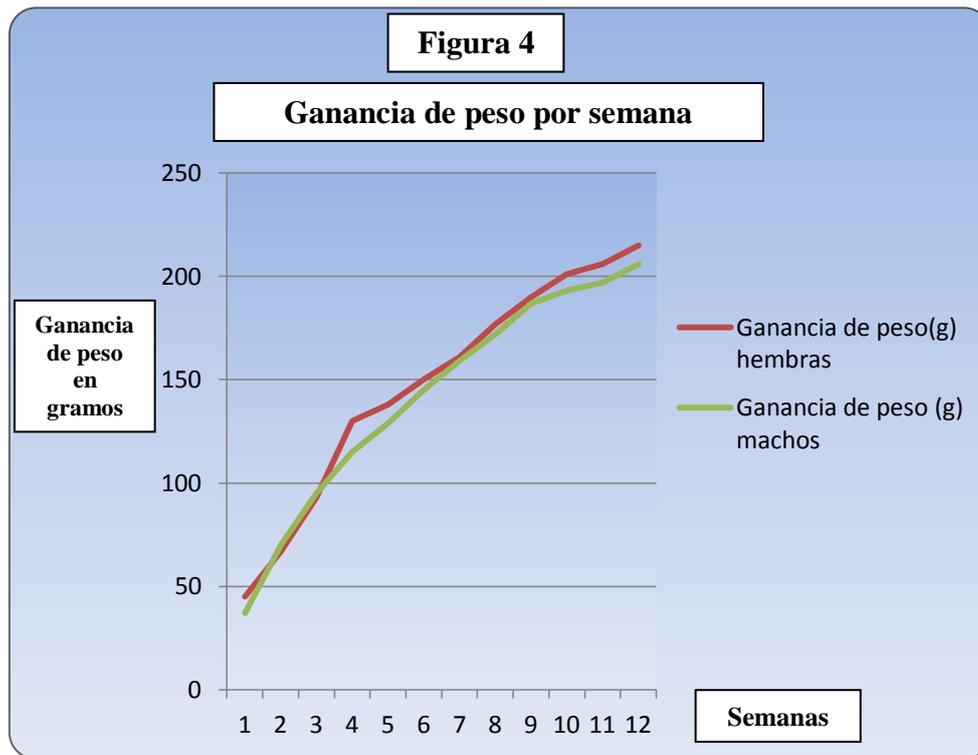
La ganancia de peso de los hámster resulta de vital importancia en la UPEAL-Bioterio, la demanda en la producción fluctúa en animales que entran a la pubertad a las 4-6 semanas de nacidos, cuando su peso oscila entre los 40-95g.

Zúñiga (1995) menciona que el hámster llega a la edad adulta a las 10-12 semanas de nacidos; hembras de 140-160g y machos de 120-140g. Los hámster de la UPEAL-Bioterio llegan al peso antes mencionado en la séptima semana (hembras es de 162-190g y en los machos de 159-187g), obteniendo una ganancia de peso mayor en las semanas 10-12. (Ver cuadro 3).

CUADRO 3		
Ganancia de peso por semana.		
Destete 21d/ semana	Ganancia de peso(g) hembras	Ganancia de peso (g) machos
1	45	37
2	67	70
3	93	95
4	130	115
5	138	129
6	150	145
7	161	159
8	177	172
9	190	187
10	201	193
11	206	197
12	215	206

Cuadro 3. Muestra la ganancia de peso obtenida cada semana de los hámsteres.

En la figura 4, se observa la ganancia de peso que tiene el hámster cada semana, observando que las hembras son más pesadas que los machos.



9.- OBJETIVOS Y METAS ALCANZADOS

- Aumentó la reproducción en la colonia de Hámster dentro del UPEAL-Bioterio de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. Cuando se registró una mayor demanda y se pudo cumplir plenamente la demanda de los laboratorios de investigación.
- Se mantuvo el equilibrio entre la producción de Hámster y la demanda del mismo. Al proporcionarles manzana, pelotas, papel, juguetes y todo aquello que contribuye con su enriquecimiento ambiental, esto ayudo a disminuir la agresividad, el canibalismo y el estrés provocado por el manejo.
- De forma preventiva se desparasitaron, para un mejor aprovechamiento del alimento y disminuir así el riesgo de enfermedades oportunistas por baja inmunidad.
- Se estableció un registro que nos ayudo a tener un control completo de la colonia de Hámsters.
- Se cumplió al 100% la demanda de Hámster, cuando se registro la mayor demanda; y se pudo cubrir también para los laboratorios de investigación y la Docencia de los Departamentos de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud, así como de otras instituciones.

10.- RECOMENDACIONES

Continuar con las buenas prácticas de laboratorio como:

- Entrada restringida solo a personal autorizado, evitando el tránsito innecesario de personas.
- Tratar de reducir al mínimo la producción de ruido innecesario.
- No usar radares, alarmas u otros generadores de sonidos en los cuartos de los animales.
- Evitar hacer movimientos bruscos.
- Evitar mover a las hembras que están próximas a parir y a las hembras con crías.
- Proveer de algodón a las hembras que están próximas al parto para que construyan su nido.
- Mantener el sistema de ordenamiento de los animales con las etiquetas según su fecha de nacimiento para su fácil localización.
- Se deberá realizar más seguido los monitores microbiológicos en pisos, paredes y techos antes y después de la desinfección.

11.- BIBLIOGRAFÍA

- AALAC (2010) Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. Edit. Asociation for Assessment and Accreditation of laboratory Animal Care International. USA.
- Arnold, Ch. y Westbrook, (1998). Enrichment in Group-Housed Laboratory Golden Hámster. Animal Welfare Information Center Newetter Winter. Vol.8, No. 3-4.
- Barassi, N. Benavides, F. Ceccarelli, A. (1996). Etica en el uso de animales de experimentación. Sociedad de Medicina Veterinaria, Buenos Aires, Argentina. Volumen 56 N° 5/1.
- Barrie, A. (1994). Conoce y cuida tu hámster Ed Hispano Europea S.A.; Barcelona España.
- Bavister, B.D. (1995). Culture of preimplantation embryos: facts and artifacts. Hum. Reprod. 1:91-148.
- Boletín Informativo UAM-X (2006). Manual de organización y procedimientos del Comité Interno para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio. UAMX. Sesión 10/06, julio 2006. México
- Cabeza M., Bratoeff E., Heuze Y., Ramírez E., Sánchez M., Flores E. (2003) Effect of β -sitosterol as Inhibitor of 5α -reductase in Hamster Prostate. Proc. Western Pharmacology. Soc. 46: 153-155.
- Cabeza M., Bratoeff E., Sainz T., Heuze Y., Ramirez S.(2007) Steroids with a carbamate function at C-17, a novel class of inhibitors for human and hamster steroid 5α -Reductase. Steroid Biochemistry & Molecular Biology. 107, 48 – 56.
- Esquer, V. D. (2001). El hámster y su Habitat. Edit. Diana. México DF. S.A.
- Field K., Sibold A. (2002). Hamster and Gerbil. Edit. CRC Press. Washington D.C.
- Grey, A. (1996). Hámsters Cuidados Crianza y Variedades. Hispano Europeo. Barcelona, España.
- Hafez, E. S. (1990). Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. Edit. Interamericana McGraw- Hill. México.
- Harkness, J.E., Wagner, J.E. (1977). Biología y clínica de conejos y roedores. Editorial Acribia. Zaragoza, España. (ANESTESIA).

- Heuze, Y. (1999). Biología básica y manejo del hámster. Memorias de Actualización de Manejo y Reproducción de los Animales de Laboratorio. México D.F. SSA.
- Heuze, Y. (2004). Manual de procedimientos de la UPEAL-Bioterio. Edit. UAMX. Sesión 17/04, octubre de 2004. México.
- Heuze, Y. (2005). Manual de Procedimiento de la Unidad de Producción y Experimentación de Animales de Laboratorio UPEAL-BIOTERIO. UPEAL-B UAM-X.
- Heuze, Y. (2007). Unidad de Procedimiento de la Unidad de Producción y Experimentación de Animales de Laboratorio de la UAM-X.
- Hugues, H. B, Rodrigues G.J. (2001). Animales de laboratorio en la endocrinología: Biomodelos de la diabetes mellitus tipo 1. Rev Cubana Endocrinol 12(3):168-77.
- Jayo. M, Cisneros. J. (1996). Guía para el Cuidado y Uso de los Animales de Laboratorio .Institute of Laboratory Animal Resources.Commission on Life Sciences National Research Council Washington, D.C.
- Magalhaes, H. Hafez, (1970). Hámsters. E.S.E. Techniques for Laboratory Animals De. Lea & Fabiger, Philadelphia, (Ed.) Reproduction and Breeding EUA. Pp 250-271.
- Marshall, O. (1994). Hámsters, Selección y Crianza, Ed. Hispano Europea S.A. ; Barcelona España.
- NOM-062-ZOO-1999 (2001) Especificaciones Técnicas para Producción, Cuidado y uso de los animales de Laboratorio. Diario Oficial de la Nación. Agosto 2001 México
- NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Ley de Protección a los Animales del Distrito Federal (2002). Association for Assessment and Accreditation of Laboratory Animal Care International; Guide for the Care and Use of Laboratory Animals (1996).
- NOM-087-ECOL-SSA1-2002 (2003) Protección Ambiental, Salud Ambiental, Residuos Peligrosos Biológico Infecciosos, clasificación y especificaciones de manejo. Diario Oficial de la Nación. 17 de febrero 2003. México.
- Stephen, J. B. (1996). Manual Clínico de Pequeñas Especies. Edit. Mc Graw Hill Interamericana. Vol. 2 México DF.

- Williams, C (1976) .Practical Guide to Laboratory Animals. C.V. Mosby, Saint Louis.
- Wolfensohn S. y Lloyd M. (1998). Manual de la Gerencia y del Bienestar, 2do Edn del Animal de Laboratorio. Ciencia de Blackwell.
- Zúñiga, J.; A.; Tur Marí, S. N; Milocco, R. P. (1995). Ciencia y Tecnología en Protección y Experimentación Animal. Mc Graw- Hill. Interamericana. México

BIBLIOGRAFIA ELECTRÓNICA:

- CRL (Charles River Laboratories). (2007). <http://www.criver.com>.
- Fernández, M. M. (2001). Animales de laboratorio.
<http://www.portalveterinaria.com/sections.php?op=viewarticle&artid=67>.
- Santos, P. I. (2001).
http://www.informascota.com/articulos/generales/pmamiferos/2001/9/20/hamster_1/index.asp
- Palma, M. A. (2002). El Mundo del Hámster.
- <http://www.csic.edu.uy/chea/ordenanza.doc>
- <http://www.hámsterdoris.com/clasificacioncientifica.htm>