



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TEMASCALTEPEC
LICENCIATURA DE INGENIERO AGRÓNOMO ZOOTECNISTA

**EFFECTO DEL CLORHIDRATO DE ZILPATEROL EN LAS CARACTERÍSTICAS
DE LA CANAL DE OVINOS DE PELO FINALIZADOS EN CORRAL**

T E S I S

QUE PRESENTA

CORAL LÓPEZ CONTRERAS

COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERA AGRÓNOMA ZOOTECNISTA

DIRECTOR DE TESIS:

DR. ROLANDO ROJO RUBIO

ASESOR:

DR. SAMUEL REBOLLAR REBOLLAR

DR. LEONEL AVENDAÑO REYES

TEMASCALTEPEC, MÉXICO, 4 DE DICIEMBRE 2015



RESUMEN

Se utilizaron 21 corderos cruzados (Dorper x Pelibuey) con peso promedio inicial de 35.1 ± 0.6 kg, y edad de 4 meses. Fueron alojados en corraletas individuales, provistas de sombra, comedero y bebederos. El comportamiento productivo, tuvo una duración de 30 días. Se usó un diseño de bloques al azar, se formaron tres grupos de siete animales cada uno, con diferentes niveles de suplementación de clorhidrato de zilpaterol (0, 10 y 20mg/animal/día). Para asegurar el consumo de CZ, se elaboraron pellets de acuerdo a la dosis, fueron depositados directamente en el hocico del animal con un tirabolos. 48 h antes de sacrificio, el CZ fue retirado de los animales, para eliminar el efecto residual en la carne. Se evaluó el comportamiento del peso vivo de los corderos, que recibieron los diferentes niveles del CZ; mostro diferencias ($P < 0.04$) en los primeros diez días experimentales. El valor del peso de la canal de los grupos con zilpaterol no hubo diferencia significativa ($P < 0.05$), pero si con respecto al grupo control. La cantidad de grasa KPH dentro de los grupos con CZ como el testigo no demostraron diferencias significativas. En cuanto a pH no hubo diferencia significativa ($P < 0.05$) en borregos a los 45 minutos de sacrificio, sin embargo si en animales con la mayor dosis de CZ, a las 24 horas del sacrificio. Existieron diferencias significativas ($P < 0.05$) en cuanto a la área del ojo de la chuleta y longitud de la canal. La longitud de la pierna no mostro diferencias significativas ($P < 0.05$) tanto en los grupos con CZ como el T. Sin embargo el perímetro de la pierna tuvo diferencia significativa ($P < 0.05$) siendo mayor el mismo en animales con mayor dosis de CZ de 20 (mg/día)

Palabras Clave: Ovinos, Clorhidrato de Zilpaterol, engorda en corral, Características de la Canal.

INDICE DE CUADROS

1	Secuencia cronológica de los promotores de crecimiento al ser aprobados por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, para su uso en la alimentación de la Ganado Bovino. (Morales, 2015).	7
2	Tipos de receptores, órgano blanco y mecanismo de acción de β -adrenérgicos (Mondragón, 2008).	10
3	Dietas experimentales suministradas a los corderos durante la fase experimental.	17
4	Composición química de la dieta basal proporcionada a los corderos durante la fase experimental	18
5	Comportamiento del peso vivo de ovinos, durante el periodo de finalización en la engorda intensiva; complementados con clorhidrato del zilpaterol.	22
6	Peso en caliente, frio, mermas y rendimiento de la canal de ovinos de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.	24
7	Grasa presente en riñón, peritoneo y corazón de ovinos de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.	25
8	pH de la canal de ovinos de pelo de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.	27
9	Características de las piezas con calidad comercial de ovinos de pelo de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.	29

INDICE

DEDICATORIA.....	II
AGRADECIMIENTOS	III
RESUMEN	V
INDICE DE CUADROS	VI
INDICE	VIII
I. INTRODUCCION.....	1
II. JUSTIFICACION.....	3
III. OBJETIVOS	4
3.1. OBJETIVO GENERAL	4
3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
IV. HIPÓTESIS	5
V. REVISIÓN DE LITERATURA	6
5.1. Situación de la ovinocultura en México	6
5.2. Esteroides anabólicos	6
5.3. Estructura química de los β -agonistas adrenérgicos (β AA)	7
5.4. Receptores β -adrenérgicos	9
5.6. Clorhidrato de Zilpaterol (CZ).....	12
5.7. Comportamiento productivo.....	13
5.8. Uso eficiente de los β -AA	13
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	15
6.1. Sitio experimental.....	15
6.2. Fecha del experimento.....	15
6.3. Animales, manejo y tratamientos.	15

6.4.	Alimentación.....	16
6.5.	Análisis del químico proximal de la dieta.....	18
6.6.	Comportamiento productivo de los animales	18
6.7.	Variables respuesta.....	19
6.8.	Diseño experimental.....	20
6.9.	Análisis estadístico.....	20
6.10.	Financiamiento.....	21
VII.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	22
7.1.	Peso de los animales	22
7.2.	Peso de la Canal.....	23
7.3.	Grasa KPH.....	25
7.4.	pH de la canal	26
7.5.	Calidad de la canal.....	28
VIII.	CONCLUSIÓN.....	30
IX.	LITERATURA CITADA.....	31
X.	ANEXOS.....	38

I. INTRODUCCION

La producción ovina en México, se desarrolla bajo condiciones extensivas, generalmente los rebaños mantienen una baja productividad y raras veces se obtienen tres partos en dos años, como parámetro ideal, los pesos al nacimiento son bajos (< 2.5 kg), lo que repercute en el peso al destete y respuesta productiva de los corderos durante la engorda.

Ante este panorama general, México continúa dependiendo de las importaciones de carne ovina, para cubrir las demandas del mercado Nacional, es por ello que el uso de estos productos se ha vuelto una alternativa.

Los sistemas tradicionales constantemente tienen modificaciones tecnológicas de alimentación para incrementar la producción, por ejemplo el uso de los β - agonistas anabólicos (β -AA), incrementa la cantidad y la calidad de la carne, pero sin dejar de lado la salud humana ya que reacciones adversas en humanos son raramente observadas, pues la cantidad ingerida de residuo puede no ser suficiente para producir signos clínicos de intoxicación (Thomas y Peláez, 1995).

Los β AA aumentan marcadamente el metabolismo degradativo de los lípidos en el adiposito, por lo tanto, impiden y reducen la deposición de grasa (Mersmann, 1998; 2002; Van Hoof et al., 2005) Generalmente, los implantes han demostrado incrementar la tasa de crecimiento de 8 al 28 %, mejorar la conversión alimenticia de 5 a 20 % y aumenta la masa muscular magra de la canal de 3 a 10% (Duckett, 1997).

Estos productos proveen resultados similares a los implantes esteroidales, en mejoras de la ganancia diaria de peso, conversión alimenticia, eficiencia alimenticia y consumo de materia seca.

Los β -AA son proporcionados durante los últimos 20 a 42 días del periodo de finalización del ganado bovino; sin embargo, existen pocas investigaciones realizadas en ovinos y más bajo condiciones de clima templado subhúmedo, por tal motivo el objetivo de la presente investigación será determinar el efecto de tres niveles (0, 10 y 20 mg/animal/día) de Clorhidrato de Zilpaterol en las características de la canal de ovinos de pelo, durante el período de finalización en la engorda intensiva en corral.

II. JUSTIFICACION

Los ovinos de pelo tienen la característica de adaptarse a diferentes condiciones climáticas y por lo tanto a diferentes sistemas productivos, y dado que la demanda en el mercado de carne de buena calidad ha crecido a través del tiempo, se requiere que los productores de carne ovina mejoren su producto obteniendo la misma rentabilidad. Para ello se ha implementado el uso de promotores de crecimiento ya que permite una mayor producción de carne sin elevar los costos de alimentación.

Referente a la calidad de las canales de animales que se alimentan con promotores de crecimiento, se han desarrollado especificaciones para la clasificación de las canales, con objeto de orientar y fortalecer la cadena de producción, transformación, comercialización y consumo de carne de ovino. La calidad va a depender de las características de conformación en pie de los ovinos; animales mejor calificados en conformación para el abasto presentarán mejores características de la canal y mayor grado de rendimiento. Por lo tanto los objetivos de la presente investigación fueron:

III. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar el efecto de tres niveles de Clorhidrato de Zilpaterol (0, 10 y 20 mg/animal/día) en las características productivas de la canal en ovinos de pelo durante el período de finalización en corral.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evaluar el comportamiento de peso vivo en ovinos de pelo suplementados con clorhidrato de zilpaterol en su dieta basal durante el periodo de finalización.
2. Determinar la calidad de la canal (peso canal caliente y fría, pH24, rendimiento, grasa kph, medidas corporales y área de *Longissimus dorsi*) de ovinos de pelo suplementados con clorhidrato de zilpalterol en su dieta basal durante el periodo de finalización.

IV. HIPÓTESIS

La inclusión de Clorhidrato de Zilpaterol, en la dieta durante el periodo de finalización pudiera influir positivamente en el rendimiento y calidad de la canal de ovinos de pelo.

V. REVISIÓN DE LITERATURA

5.1. Situación de la ovinocultura en México

En México, la ovinocultura es la actividad pecuaria que muestra la menor capacidad nacional de abasto debido principalmente al atraso tecnológico y a la diversificación del producto, alrededor de 8 405 902 cabezas de ganado ovino (SIAP 2012) son explotados en sistemas extensivos, semi- intensivos e intensivos. El 52% de la población está concentrado en el centro del país (Estado de México, Hidalgo, Puebla, Michoacán, Querétaro, Guanajuato, Tlaxcala y Morelos). Esta producción abastece el 54% del consumo nacional y el 46% es importada de Australia y Nueva Zelanda (88%), Estados Unidos (9%), Chile (2%) y Canadá (1%) como carne congelada (costilla, falda, cuello y espaldilla).

Por otra parte, los ovinos de pelo recientemente Notter, (2000) y, Macías et al., (2007) han demostrado que pueden adaptarse a diversas condiciones climatológicas en términos reproductivos, productivos y rusticidad y cuyas ventajas le han permitido tener una amplia distribución en todo el territorio nacional. Cabe mencionar que en estudios realizados por Avendaño et al., (2004) a esta raza, las tasas de crecimiento son lenta y las canales son de calidad inferior a las razas de lana u otras de aptitud cárnica de pelo (Macías *et al.*, 2010)

5.2. Esteroides anabólicos

Por más de 50 años la industria productora de carne ha utilizado diversos promotores de crecimiento con la finalidad de hacer más eficientes a los animales en términos de ganancia de peso y conversión alimenticia, dentro de los

compuestos más comunes se encuentran los compuestos esteroidales, que incluyen a los estrógenos, andrógenos y progestinas, su cronología de aprobación en los Estados Unidos se presenta en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Secuencia cronológica de los promotores de crecimiento al ser aprobados por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, para su uso en la alimentación de la Ganado Bovino (Morales, 2015).

Promotor de crecimiento	Año de aprobación por la FDA
Dietilbestrol (DES) oral	1954
DES implante	1957
Benzoato de estradiol/progesterona (novillos)	1956
Benzoato de estradiol/propionato de testosterona (novillos)	1958
Acetato de melengastrol oral (novillos)	1968
Zeranol (36 mg) implante (ganado vacuno)	1969
DES oral removido del mercado	1972
DES implante removido del mercado	1973
Silastic estradiol (ganado vacuno)	1982
Benzoato de estradiol/progesterona (terneros)	1984
Acetato de trenbolona (TBA) implantes (ganado vacuno)	1987
17- β estradiol/implantes de TBA (novillos)	1991
Somatotropina bovina (vacas lecheras)	1993
17- β estradiol/implantes de TBA (novillos)	1994
Zeranol (72 mg) implante (ganado vacuno)	1995
17- β estradiol/implantes de TBA (ganado de carne en finalización)	1996
Hidroclorhidrato de raptopamina (ganado de carne)	2003
Hidroclorhidrato de Zilpaterol (ganado de carne)	2006

5.3. Estructura química de los β -agonistas adrenérgicos (β AA)

A raíz de la prohibición de hormonas esteroideas como agentes promotores del crecimiento animal, comenzaron a popularizarse en todo el mundo los llamados “agentes de reparto” o β AA, como sustitutos de los compuestos hormonales. Los β AA son moléculas orgánicas anabolizantes (Plascencia *et al.*, 1999), pertenecen al grupo de las catecolaminas. Son sustancias obtenidas por síntesis química que

se ligan a los receptores β -adrenérgicos celulares y actúan como mediadores fisiológicos naturales; por tanto, se parecen a la noradrenalina (norepinefrina) y adrenalina (epinefrina) no sólo en su mecanismo de acción sino también en su estructura química, ya que se trata de análogos estructurales de la β -fenil-etanolamina (ariletanolamina) (Van Hoof *et al.*, 2005)..

Las propiedades que hacen diferente la respuesta intrínseca de los β AA radican en las características de sus grupos constituyentes, que propician una distinta farmacocinética, la cual determina la magnitud del efecto y la persistencia de residuos en los tejidos animales. Por ejemplo, el clenbuterol para mostrar actividad, requiere de la presencia de un anillo aromático con un grupo hidroxilo en la posición β del grupo alifático (Domínguez *et al.*, 2009).

Al mismo tiempo, la presencia del cloro en clenbuterol lo hace más liposoluble que sus análogos y por consecuencia tiende a difundirse profundamente en los tejidos, minimizando su excreción; sin embargo, todos los β AA serían más liposolubles de no ser porque la amina, que todos tienen, se encuentra a un pH fisiológico menor al del estómago. Esta respuesta es determinada por los tipos de receptores adrenérgicos encontrados en la membrana celular, a los cuales, el β AA se unirá para llevar a cabo su respuesta fisiológica (Sumano *et al.*, 2002).

5.4. Receptores β -adrenérgicos

Se conocen dos tipos de receptores adrenérgicos, el α y el β , descritos originalmente por Ahlquist (1948, citado por Ekpe *et al.*, 2000). Ambos tipos poseen agonistas y antagonistas específicos, lo que permite estimular o inhibir a un tipo sin afectar al otro (Mondragón 2008). Tanto los receptores α como β se dividen en subtipos que desempeñan distintas funciones; también éstos pueden activarse o inhibirse de forma diferencial. La acción de la noradrenalina, es más intensa sobre los receptores α_1 y β_1 , mientras que la adrenalina tiene mayor afinidad por los α_2 que por los β_2 (Ramsay, 1996). Arch y Kaumann (1993) confirmaron que como se sospechaba desde 1975, en los adipositos de la rata había un receptor llamado β_3 o β "híbrido", que al ser estimulado por un agonista específico (BRL 37.344) causó una marcada respuesta lipolítica. En los humanos se ha demostrado la existencia del receptor β_3 en los tejidos adiposos blanco y pardo, vesícula biliar e intestino (Hardman *et al.*, 1996). El receptor β_3 es farmacológicamente distinto de los otros dos subtipos y el cuarto bucle intracelular de su estructura proporciona pocos sitios para su inactivación por fosforilación (Giacobino, 1995; Langin *et al.*, 1995).

Son proteínas conformadas por 450 a 600 aminoácidos y tienen un peso molecular de 40 a 50 KDa (Soria y Arias, 1997). Se conocen tres subtipos de receptores β -adrenérgicos, los cuales son β_1 , β_2 y β_3 (cuadro 2). Drenann (1994) describió a los receptores β_1 en el miocardio y los receptores β_2 en el sistema nervioso central y en el conducto bronquial; Ganong (2001) indicó que ambos subtipos de receptores β incrementan el adenosin monofosfato cíclico (AMPC); según este autor, estos receptores consisten en una proteína que atraviesa la membrana celular siete

veces, formando tres asas intracelulares y tres extracelulares a los que se unen la adrenalina y la noradrenalina.

En la mayor parte de las células de los mamíferos se han encontrado receptores β -adrenérgicos; sin embargo, su distribución y proporción varían de un tejido a otro, en cada especie animal (Mersmann, 1998). Por ejemplo, en ovinos los receptores (cuadro 2) β_1 y β_2 coexisten en el bíceps posterior del animal y en el área del músculo *Longissimus dorsi* (Koochmaraie et al., 1991; Ekpe et al., 2000).

Cuadro 2. Tipos de receptores, órgano blanco y mecanismo de acción de β -adrenérgicos (Mondragón, 2008).

Receptor	Sitios blanco	Acción
β_1	Corazón, riñón y tubo gastrointestinal	Estimulan la frecuencia cardiaca, secreción de renina y relajación del músculo liso en tubo gastrointestinal
β_2	Músculo liso, vasos bronquiolos, vasos sanguíneos y útero	Relajación del músculo liso de bronquiolos, vasos sanguíneos y útero
β_3	Tejido adiposo blanco, pardo o café	Control de la lipólisis y termogénesis

5.5. Mecanismos de acción de los β -AA en el metabolismo

Tejido adiposo. Los β AA aumentan marcadamente el metabolismo degradativo de los lípidos en el adiposito, por lo tanto, impiden y reducen la deposición de grasa (Mersmann, 1998; 2002; Van Hoof et al., 2005). La activación de los receptores β -AA, causa un aumento en el AMPc, que activa a la proteinkinasa A, la cual a su vez

fosforila a la hormona sensible a la lipasa. La lipasa fosforilada es la forma activa que inicia la lipólisis (Mersmann, 2002).

Los ácidos grasos son producidos y exportados del adiposito para ser usados como fuentes oxidativas por otros tejidos. La síntesis de ácidos grasos y la esterificación de ácidos grasos dentro del triacilglicerol, que es la primera molécula energética almacenada en el adiposito, ambos procesos son inhibidos por los β -AA. Por lo tanto, un aumento en el catabolismo (lipólisis) y una reducción en el anabolismo (lipogénesis) de los lípidos en el adiposito, conducirá a una hipertrofia reducida del adiposito y en consecuencia a una reducción del depósito de grasa en la canal (Smith, 1998; Mersmann, 1998). Sin embargo, se han indicado algunos β AA en adipositos de determinados animales, los cuales no han tenido efecto alguno (Mills y Mersmann, 1995). En ovejas, la respuesta al uso prolongado de los β -AA no es clara; Oksbjerg et al. (1996) indicaron que los efectos de los β AA en el tejido adiposo son menores que en el músculo.

Tejido muscular. Los β -AA aumentan la perfusión sanguínea hacia el músculo, así como una mayor disponibilidad de energía y aminoácidos, en consecuencia aumenta la síntesis y retención de proteína que favorece la hipertrofia muscular, principalmente de los músculos del cuarto trasero del animal (Li et al., 2000; Ekpe et al., 2000; Castellanos et al., 2006). En el músculo, además de la hipertrofia, ocurren cambios en el tipo de fibra muscular, también hay cambios en la proporción de ARN de transcripción para proteínas musculares como la miosina y actina (Miller et al., 1988). En ovinos y bovinos se ha observado que aumenta el peso de los músculos en 40%, y que la magnitud de la respuesta varía dependiendo del β -AA

suministrado, así como de la influencia de factores como la especie, la raza, la edad, el sexo y la dieta (Mersmann, 1998).

5.6. Clorhidrato de Zilpaterol (CZ)

El CZ, es un potente análogo a las catecolaminas perteneciente a la familia de los β -AA, actúa preferentemente en los receptores β_2 del músculo liso, esquelético y tejido adiposo modificando el metabolismo celular. Es capaz de cambiar el metabolismo celular a favor de la síntesis de proteína, por lo que es conocido como un “agente de reparto” en la alimentación del ganado, la orina es la vía principal de excreción, y también por vía fecal (Van Hoof et al., 2005).

Este β -AA es un producto altamente higroscópico en su forma pura, como consecuencia se debe mantener bajo condiciones herméticas de ausencia de luz y a temperaturas por debajo de los 30 °C; su peso molecular es 297.8 Kda y su fórmula molecular es $C_{14}H_{19}N_{302}HCL$ (Casey et al., 1997). Su apariencia es blanco-amarillenta, altamente soluble en agua, pero no en cloroformo, etanol, acetona o tolueno, y prácticamente insoluble en otros solventes orgánicos (O’Neill, 2001).

El CZ es el ingrediente activo del producto comercial Zilmax[®] (Intervet/Schering-Plough Animal Health. México D.F., México), permitido para su uso en la alimentación animal. Se adiciona en dietas de finalización y se consume vía oral por los animales. En México y está aprobado oficialmente por la norma NOM-015-ZOO-2002. En Estados Unidos fue aprobada bajo la norma NADA 141-258 por la FDA desde 2006. Sin embargo, la Comunidad Europea no ha aprobado, dentro de sus

países afiliados, su uso en la alimentación animal (Council of the European Communities, 1986).

5.7. Comportamiento productivo

En estudios realizados con ovinos alimentados con el β -AA CZ (Anaya et al., 2005; López et al., 2003; Salinas et al., 2006; Mondragón, 2008), o con el L-644,969 (Shackelford et al., 1992; Koohmaraie et al., 1996) no se mejoró la respuesta productiva. En contraste, en un estudio en ovinos que recibieron CZ (Salinas et al., 2004) se mejoró la ganancia de peso en 60%. Mersmann (1998) señaló que determinados β -AA no inducen el mismo efecto en todas las especies, debido posiblemente a que los receptores β -adrenérgicos del tejido “blanco” no se activan adecuadamente, o bien, porque los mismos receptores se inactivan rápido; o tal vez porque algunas especies tienen un número limitado de estos receptores, lo cual disminuye la respuesta. Debido a estas variaciones, los efectos producidos en el metabolismo de los nutrientes, por el suministro de un β -AA, son difíciles de comprender, pero se han aprovechado con fines prácticos en la producción animal (Domínguez et al., 2009).

5.8. Uso eficiente de los β -AA

Información sobre efectos dañinos a la salud pública por el uso indebido de clenbuterol en Estados Unidos y la Unión Europea (Mitchell y Dunnavan, 1998), originaron su prohibición en casi todo el mundo.

Para evitar intoxicaciones, los residuos de clenbuterol en productos animales no deben superar concentraciones de 0.5 mcg por kg en hígado y riñón, 0.1 mcg por kg en músculo, y 0.05 mcg por kg en leche, los cuales son los límites máximos de residuos recomendados por el Comité para Productos Medicinales Veterinarios de la Agencia Europea de Evaluación del Medicamento (Serrano et al., 2002). En el caso del clorhidrato de zilpaterol, los límites máximos de residuos para los diferentes tejidos comestibles son (ppb): hígado y riñón 30, tejido adiposo 20 y músculo 1.

El CZ presenta una rápida eliminación gracias a la ausencia del cloro en el grupo cíclico, lo que facilita su biotransformación y excreción. Shelver et al., (2006) afirma que la vida media del CZ es de 15.3 h con una eliminación de los residuos del 90%, por lo que se alcanza un 95% de eliminación de los residuos alrededor del segundo día de retiro. Por esto, el tiempo de retiro señalado es de 48 a 72 h, según el país donde se utilice (Shelver et al., 2006). Sumano *et al.* 2002 encontró que la dosis perjudicial de CZ para alterar el ritmo cardiaco o para ocasionar una broncodilatación en humanos es de 1.4 nm/70 kg, sin embargo, la concentración en músculo a los cero días de retiro en bovinos es de 4.0 ng/g, por lo que resulta prácticamente imposible alcanzar la dosis perjudicial bajo una suplementación apropiada (92 ng/g). Además, Domínguez-Vara et. al. 2009 afirma que la cantidad ingerida por residuo de drogas para uso veterinario en los alimentos para consumo humano raramente ocasiona reacciones adversas, ya que las dosis no alcanzan niveles suficientes para producir signos clínicos de intoxicación.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Sitio experimental

El experimento se desarrolló en la Unidad Metabólica de Pequeños Rumiantes en el Centro Universitario UAEM Temascaltepec, de la Universidad Autónoma del Estado de México, en Temascaltepec, al Sur poniente del Estado de México, México.

La región presenta un clima templado subhúmedo con lluvias en verano, precipitación promedio de 1160 mm anuales y una temperatura media anual de 22 °C (García, 1988).

6.2. Fecha del experimento

El experimento inicio el 9 de julio al 8 de agosto del 2013 previamente, los animales tuvieron quince días de adaptación tanto a la dieta basal como a la corraleta individual, fueron cuidados, manejados y sacrificados de acuerdo a los lineamientos de la norma: NOM-051-ZOO-1995, cuidado humanitario de los animales durante la movilización y NOM-033-ZOO-1995: sacrificio de los animales domésticos y de vida silvestre.

6.3. Animales, manejo y tratamientos.

Se utilizaron 21 corderos cruzados (Dorper x Pelibuey) con peso promedio inicial de 35.1 ± 0.6 kg, y edad de 4 meses. Los mismos fueron alojados en corraletas individuales, provistas de sombra, comedero y bebederos para lograr en los animales un mejor confort. Los corderos fueron adaptados a las corraletas

individuales y dieta basal (Cuadro 2), periodo en el cual fueron desparasitados con 0.75 ml de Ivermectina, (SanFer®, México D.F., México) y vitaminados (2.0 ml de Vigantol ADE, (Bayer®, México D.F., México) por animal.

Se usó un diseño de bloques al azar situando los animales de acuerdo a su peso, se formaron tres grupos de siete animales cada uno, a los que se le suministraron las dietas con diferentes niveles de suplementación de clorhidrato de zilpaterol (0, 10 y 20mg/animal/día) las que se muestran a continuación.

- 1) Dieta basal (Control)
- 2) Dieta basal suplementada con 10 mg de CZ/animal/d (10 mg CZ®)
- 3) Dieta basal suplementada con 20 mg de CZ/animal/d (20 mg CZ®)

Zilmax®: Intervet/Schering-Plough Animal Health, México, D.F., México.

6.4. Alimentación

Para asegurar el consumo de CZ, se elaboraron pellets de acuerdo a la dosis, los cuales fueron depositados directamente en el hocico del animal con la ayuda de un tirabolos. 48 h antes de enviar a los animales al sacrificio, el CZ fue retirado de los animales, para eliminar el efecto residual en la carne. Durante todo el periodo experimental fue monitoreado el estado de salud de los animales.

La dieta ofrecida a los 3 grupos fue la misma (Cuadro 3), la única variante fue el tratamiento con CZ, fue ofrecida en tres frecuencias de alimentación (7, 13 y 18 h) con la finalidad de tener fermentación homogénea a través del día y así evitar trastornos metabólicos. El periodo de alimentación tuvo una duración de 30 días.

Cuadro 3. Dietas experimentales suministradas a los corderos durante la fase experimental.

Concepto (%)	Tratamientos		
	Control	Zilmax (1)	Zilmax (2)
Maíz amarillo	37.5	37.5	37.5
Pulido de arroz	10.0	10.0	10.0
¹ GSD	10.0	10.0	10.0
Cascarilla de soya	8.0	8.0	8.0
Melaza	8.0	8.0	8.0
Pasta de canola	7.5	7.5	7.5
Pasta de soya	7.0	7.0	7.0
Salvado de trigo	6.0	6.0	6.0
Gluten de maíz	2.0	2.0	2.0
Sal mineral cordero	1.5	1.5	1.5
Carbonato de calcio	1.0	1.0	1.0
Urea	0.5	0.5	0.5
Sal común	0.5	0.5	0.5
Grasa de sobrepaso	0.5	0.5	0.5
Clorhidrato de zilpaterol (mg/animal/día)	0.0	10.0	20.0

¹GSD: Granos secos de destilería con solubles.

6.5. Análisis del químico proximal de la dieta

El análisis químico proximal y fraccionamiento de fibras se realizó en el Laboratorio de Nutrición Animal del Centro Universitario UAEM Temascaltepec, utilizando la metodología propuesta por el AOAC (1990) y Van Soest, et al. (1991) respectivamente (Cuadro 4).

Cuadro 4. Composición química de la dieta basal proporcionada a los corderos durante la fase experimental.

Nutriente	Concentración (%)
Materia seca	92
Materia orgánica	90
Proteína cruda	14.5
Extracto etéreo	8.5
Fibra detergente neutro	17.1
Fibra detergente ácido	8.2

6.6. Comportamiento productivo de los animales

La fase del comportamiento productivo, tuvo una duración de 30 días. Todos los corderos fueron pesados individualmente al inicio del experimento, 10, 20 y 30 días, antes de ofrecer el alimento por las mañanas. Y al finalizar el experimento, fueron sacrificados, para posteriormente determinar las variables productivas que nos arrojaron los datos necesarios para determinar el nivel ideal de zilpaterol.

A partir de estos datos colectados; se estimaron las siguientes variables de respuesta:

6.7. Variables respuesta

Peso vivo de los ovinos: se determinó para conocer el peso de los animales durante el periodo experimental, obteniendo peso vivo inicial (PVI), peso a 10, 20 y 30 días con ayuda de una báscula.

Peso de la canal en caliente: Todos los animales fueron sacrificados, previo ayuno de 24 horas, siguiendo la norma NOM-033-ZOO-1995: sacrificio de los animales domésticos y de vida silvestre. El cordero una vez sacrificado fue eviscerado y pesado; el rendimiento se expresó en porcentaje con respecto al peso vivo final del cordero antes del sacrificio.

Peso de canal en frío: La canal fue guardada en refrigeración (4°C) por un periodo de 24 horas para pesar y conocer el porcentaje de merma y su rendimiento con respecto al peso de la canal en caliente.

Rendimiento de la canal: Esta variable es la respuesta de la diferencia entre peso de la canal en caliente (PCC) o frío, entre peso vivo al sacrificio (PVS) por 100.

Grasa kph: Al ser retirados los órganos y viseras de la canal fue pesada la grasa presente en, riñón, peritoneo y corazón mediante la ayuda de una báscula OHAUS-30 20. Y se reportó su porcentaje de contribución del cuerpo con respecto al peso vivo total del animal, antes del sacrificio.

PH de la canal: Se tomó el pH de Longissimus dorsi 45 min después del sacrificio y 24 h con la ayuda de un potenciómetro.

Características de la canal: Posterior al peso de la canal en frío se midieron longitud de la canal, longitud de la pierna y perímetro de la pierna con ayuda de una cinta

métrica, también se midió el ojo de la chuleta, con la ayuda de acetatos y conteo de puntos.

6.8. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue un diseño de bloques completos al azar, donde cada cordero se consideró una unidad experimental. Cada tratamiento se asignó al azar a los animales dentro de cada bloque, formando siete bloques (Steel y Torrie, 1980).

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

Donde: Y_{ij} = Variable respuesta

μ = Media general

T_i = Efecto de i-ésimo tratamiento

β_j = Efecto del j-ésimo bloque

ε_{ij} = Error experimental $(0, \alpha^2)$

6.9. Análisis estadístico

La información fue sometida a un análisis de Varianza bajo un diseño de bloques completos al azar usando el procedimiento PROC MIXED del programa SAS (SAS Inst. Inc., Cary, NC, 1991). En el modelo se incluyó el tratamiento como efecto fijo y el bloque como efecto aleatorio. Los promedios de cada tratamiento se separaron

mediante la opción PDIFF de la declaración LSMENS. Los efectos se consideran significativos cuando $P \leq 0.05$.

6.10. Financiamiento

La presente propuesta de investigación estará financiada por el proyecto “REDES DE INVESTIGACIÓN: USO DE PROMOTORES DE CRECIMIENTO EN OVINOS DE PELO” SEP-PROMEP 103.5/2013. Cuyo responsable es el Dr. Rolando Rojo Rubio.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Peso de los animales

En el cuadro 5, se muestran los resultados del comportamiento del peso vivo de los corderos, que recibieron los diferentes niveles del CZ; existiendo diferencias ($P < 0.04$) en los primeros diez días experimentales, en los periodos consecutivos el comportamiento fue similar.

Cuadro 5. Comportamiento del peso vivo de ovinos, durante el periodo de finalización en la engorda intensiva; complementados con clorhidrato del zilpaterol

Peso vivo	CZ (mg/día)			EEM	Valor de P
	0	10	20		
PVI	37.32	36.39	38.39	0.77	0.23
10 días	39.71 ^a	39.82 ^a	41.78 ^b	0.56	0.04
20 días	42.17	43.39	44.78	0.84	0.13
30 días	44.11	45.96	47.17	1.08	0.17

Letras diferentes en una misma fila indican diferencia significativa para ($P < 0.05$) según Tukey's (Steel & Torrie 1980). P = probabilidad, EEM= error estándar de la media. PVI= Peso vivo inicial de los ovinos al día 1 del experimento.

El registro del peso vivo (kg) es probablemente el criterio más utilizado en diversos trabajos de investigación, tomado después del ayuno elimina un importante factor de variación que es el contenido gastrointestinal, se realizó en ayuno, con oferta solamente de agua por aproximadamente 24 horas (Martínez 2014), y como se puede observar los resultados obtenidos en el experimento de ovinos de pelo en finalización de la engorda intensiva (Cuadro 5) y tomando en cuenta a Barajas et al. (1998) señalaron que la adición de CZ causa cambios positivos en la ganancia de

peso, en este trabajo se encontraron resultados similares, donde la inclusión del mismo mejoró el comportamiento del peso vivo del animal.

7.2. Peso de la Canal

La canal caliente es lo que queda del cuerpo del animal después del sacrificio, cuando se retira la cabeza a nivel atlantooccipital, la piel, las vísceras, los órganos internos, las patas seccionadas a nivel de las articulaciones tarso-metatarsianas (patas traseras) y tarso-metacarpianas (patas delanteras), los riñones forman parte de la canal (Martínez 2014).

Como se puede observar en el cuadro 6, el valor del peso de la canal en caliente como en frío dentro de los grupos con zilpaterol no existe diferencia significativa ($P < 0.05$) sin embargo si con el grupo control estos resultados son similares al de López (2010) menciona que el PCC fue incrementado en los corderos tratados con los programas Ractopamina o Zilpaterol, y numéricamente en los corderos tratados con los programas Ractopamina y Zilpaterol al compararlos con los corderos del grupo Control. Además, el PCF fue mejorado ($P < 0.05$) por los tratamientos Ractopamina y Zilpaterol, con respecto al Control. Por ejemplo Aguilera Soto et al. (2008), administró CZ en corderos Rambouillet y obtuvo una mayor pérdida por enfriamiento en comparación al grupo testigo, pero no observó efectos sobre el peso o rendimiento de la canal.

El rendimiento de la canal fue mayor dentro de los grupos con CZ con respecto al testigo existiendo diferencia significativa ($P < 0.05$), algo similar encontraron Angulo et al (2000) donde el rendimiento de la canal fue mayor en los animales con CZ en

comparación al testigo, El aumento en el peso y rendimiento de la canal son de esperarse a consecuencia de la suplementación con β -AA (Moody *et al.*, 2000). Sin embargo, la magnitud de la respuesta varía mucho entre los β -AA utilizados y está influenciada por la edad, especie, sexo, dieta y raza, entre otros factores (Mersmann, 1998). Por su parte, Estrada-Angulo *et al.* (2008) observó un incremento lineal en el rendimiento de la canal al aumentar la dosis de ZH (0.15, 0.20 y 0.25 mg·kg de PV-1 d-1) en la dieta.

Cuadro 6. Peso en caliente, frio, mermas y rendimiento de la canal de ovinos de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.

Peso de la canal	CZ (mg/día)			EEM	Valor de P
	0	10	20		
Caliente	20.34 ^b	22.62 ^a	23.02 ^a	0.698	0.026
Frio	19.80 ^b	22.22 ^a	22.54 ^a	0.709	0.023
Mermas	2.62	1.77	2.13	0.492	0.441
Rendimiento	49.40 ^b	51.30 ^a	51.75 ^a	0.844	0.089

Letras diferentes en una misma fila indican diferencia significativa para ($P < 0.05$) según Tukey's (Steel & Torrie 1980). P = probabilidad, EEM= error estándar media.

7.3. Grasa KPH

El estudio demostró que la cantidad de grasa KPH (cuadro 7) dentro de los grupos con CZ como el testigo no demostraron diferencias significativas ($P < 0.05$), algo similar demostró Macías et al (2012) el espesor de la grasa dorsal y el porcentaje de grasa KPH no variaron ($P < 0.05$) entre tratamientos. En forma similar, otros estudios (Avendaño et al., 2011, Macías et al., 2010, Ríos et al 2010) tampoco han reportado efecto de CZ sobre la acumulación de grasa en corderos de pelo. El CZ funciona principalmente alterando la síntesis de proteína en músculo, y sus efectos en tejido graso son mínimos o nulos (Leheska et al., (2009), lo cual explica los resultados obtenidos en el depósito de grasa.

Cuadro 7. Grasa presente en riñón, peritoneo y corazón de ovinos de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.

Gras KPH	CZ (mg/día)			EEM	Valor de P
	0	10	20		
Porcentaje de grasa (%)	4.35	4.49	4.08	0.473	0.805
Espesor de grasa (cm)	0.285	0.242	0.214	0.041	0.435

Letras diferentes en una misma fila indican diferencia significativa para ($P < 0.05$) según Tukey's (Steel & Torrie 1980). P = probabilidad, EEM= error estándar media

7.4. pH de la canal

El pH ejerce sobre el proceso biológico de la transformación de músculo en carne, como de la relación estrecha que el pH último y su velocidad de caída ejercen sobre las características organolépticas (color, jugosidad y ternura) y tecnologías (capacidad de retención de agua, aptitud para la conversión- transformación) (Sañudo, 2006).

Los resultados en este trabajo (cuadro 8), nos muestran que no hubo diferencia significativa ($P < 0.05$), en borregos de pelo a los 45 minutos de sacrificio, sin embargo si hubo diferencia significativa ($P < 0.05$), en el pH de los animales con la mayor dosis de CZ, a las 24 horas del sacrificio, Lowe et al (2002) estudiaron el uso de suplementación con un producto comercial y no hallaron diferencias en los niveles de glucógeno muscular, ni en el pH, sus valores oscilaban entre 5.53 y por lo tanto si el uso del aditivo no modifico el pH, se atribuye a que, los animales fueron transportados para su sacrificio a esto Cibils et al (1994) y Van de Water et al (2003) señalan que el transporte por cualquier medio que sea afecta las condiciones físicas del animal, así como la calidad de la carne y su vida útil, al modificar las condiciones de acidez muscular y la velocidad y duración de *rigor mortis*, Sañudo et al (2005) estudiaron el efecto del tiempo de transporte sobre el pH de la carne utilizando transportes de menos de 30 min, entre 30 y 60 min y mayores a 60 min. Los valores de pH encontrados variaron entre 5.74 y 5.79.

El uso del CZ disminuye la deposición de grasa en el animal, y al transportarse sufren estrés a lo que Sañudo et al (1998) se puede hablar de dos tipos diferentes

de estrés: uno es el que puede existir en la granja, dependiendo cuan largo sea y si este momento estresante ocurre momento próximo al sacrificio. El segundo está relacionado a las condiciones pre- sacrificio (manejo, transporte, alimentación, etc).

Apple et al (1995) estudiaron el efecto distintos factores estresantes en ovinos y encontraron que aquellos animales que fueron sometidos a tratamientos estresantes presentaron valores (5.72-5.74).

Cuadro 8.pH de la canal de ovinos de pelo de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.

pH de LM	CZ (mg/día)			EEM	Valor de P
	0	10	20		
45 min	6.13	6.16	6.26	0.086	0.512
24 h	5.48 ^b	5.55 ^b	5.75 ^a	0.075	0.046

Letras diferentes en una misma fila indican diferencia significativa para (P<0.05) según Tukey's (Steel & Torrie 1980). P = probabilidad, EEM= error estándar media, LM= Longissimus dorsi.

7.5. Calidad de la canal

Boggs et al. (2006) indicaron que los mejores predictores en la composición de una canal de borrego son la grasa subcutánea, área del ojo de la costilla y grados de rendimiento de la canal además Dumont (1992) determinó que para determinar la calidad de la canal deben considerarse aquellos parámetros que intervienen en su descripción y definición.

El presente estudio (cuadro 9) se muestra que los animales que consumieron CZ tuvieron más área ($P < 0.05$) del ojo de la chuleta respecto al grupo control.

En cuanto a la longitud de la canal, se observó que existió diferencia significativa ($P < 0.05$) entre los animales con la dosis de 10 (mg/día) Bermann (2002) señaló que la longitud de los huesos así como de la canal, no fueron afectados en animales tratados con β AA. En bovinos se observó que el CZ no aumentó la longitud de la canal (103.4 vs 103.25 cm) (Zorrilla et al., 1998). Sin embargo, Moloney et al. (1990) observaron disminución en la longitud de la canal al adicionar el β AA en bovinos.

La longitud de la pierna (cuadro 9) no mostró diferencias significativas ($P < 0.05$) tanto en los grupos con CZ como el T. Sin embargo el perímetro de la pierna tuvo diferencia significativa ($P < 0.05$) siendo mayor el mismo en animales con mayor dosis de CZ de 20 (mg/día), Mondragón (2008) encontró efecto ($P < 0.05$) del CZ en el perímetro de la pierna, resultados similares en corderos Rambouillet fueron observados por Valenzuela et al. (2006) y en bovinos por Castellanos et al. (2006).

Cuadro 9 .Características de la canal de ovinos de pelo de pelo, durante la engorda intensiva, suplementados con clorhidrato de zilpaterol.

Canal	CZ (mg/día)			EEM	Valor de P
	0	10	20		
Área del ojo de la chuleta cm ²	15.48 ^b	17.69 ^a	19.10 ^a	0.916	0.032
Longitud de la canal	60.57 ^b	63.92 ^a	59.78 ^b	0.937	0.012
Longitud de la pierna	38.92	39.00	38.35	0.421	0.464
Perímetro de la pierna	44.01 ^c	47.60 ^b	50.64 ^a	0.083	0.002

Letras diferentes en una misma fila indican diferencia significativa para (P<0.05) según Tukey's (Steel & Torrie 1980). P = probabilidad, EEM= error estándar media

VIII. CONCLUSIÓN

- ✓ El efecto de tres niveles de Clorhidrato de Zilpaterol en las características productivas influyo de manera positiva en la canal en ovinos de pelo durante el período de finalización en corral.
- ✓ El mejor comportamiento de peso vivo en ovinos de pelo suplementados con clorhidrato de zilpaterol en su dieta basal durante el periodo de finalización se registró a los 10 días con animales de 10 mg/animal/día..
- ✓ El efecto de clorhidrato de zilpaterol no demostró efectos negativos en cuanto a la canal (peso canal caliente y fría, pH24, rendimiento, grasa kph, medidas corporales y área de *Longissimus dorsi*) de ovinos de pelo suplementados con clorhidrato de zilpalterol en su dieta basal durante el periodo de finalización.

IX. LITERATURA CITADA

- Aguilera-Soto, J. I., R. G., Ramírez, C. F. Arechiga, F. Mendez- Llorente, M. A. López-Carlos, J. M. Silva-Ramos, R. M. Rincón-Delgado, and F. M. Duran-Roldan. 2008. Zilpaterol hydrochloride on performance and sperm quality of lambs fed wet brewers grain. *J. Appl. Anim. Res.* 34:17–21.
- Anaya, A. D. L.; G. M. Guevara y S. O. Argudin (2005). Comportamiento productivo de ovinos engordados en corral utilizando clorhidrato de zilpaterol en el alimento. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal*. Vol. 3, Núm. 1.
- AOAC, 1990. Association of Official Analytical Chemists, Official Methods of Analysis, vol. II, 15th ed. Arlington, VA, USA.
- Arch, J. R. S. and Kaumann, A. J. 1993. β_3 and atypical β -adrenoceptors. *Medical Research Reviews*. 13: 663-729.
- Apple, J. K; Dikeman, M. E.; Minton, J. E.; McMurphy, R. M.;Fedde, M.R.;Leith, D. E. & Unruh, J. A. (1995). Effects of Restraint and isolation Stress and Epidural Blockade on Endocrine and Blood Metabolite Status, Muscle Metabolism, and incidence of Dark-Cutting Longissimus Muscle of Sheep. *Journal of Animal Science* 73, 2295-2307.
- Avendaño-Reyes, L., F. D. Alvarez-Valenzuela, J. Salomé, L. Molina, and F. J. Cisneros. 2004b. Assesment of some productive traits of the Pelibuey sheep in nortwest Mexico: Preliminary results. *Cuban J. Agric. Sci.* 38:129-134.
- Avendaño-Reyes, L., U. Macías-Cruz, F. D. Álvarez-Valenzuela, E. Águila-Tepato, N. G. Torrentera-Olivera, and S. A. Soto-Navarro. 2011. Effects of zilpaterol hydrochloride on growth performance, carcass characteristics, and wholesale cut yield of hair-breed ewe lambs consuming feedlot diets under moderate environmental conditions. *J. Anim. Sci.* 89:4188–4194.
- Bermann, D. H. 2002. Beta-Adrenergic receptor agonist modulation of skeletal muscle growth. *Journal Animal Science*. 80 (E. Suppl. 1):E18–E23.

- Boggs, L. D. y A. R. Merkel, 1979, live animal Carcass Evaluation and selection Manual, Kendall / Hunt Publishing Company, Iowa State, EUA, p. 236.
- Castellanos, R. A. F.; R. J. G. Rosado; G. L. A. Chel y A. D. A. Betancur (2006). Empleo del zilpaterol en novillos con alimentación intensiva en Yucatán, México. Archivos Latinoamericanos de Producción Animal. Vol. 14, Núm. 2.
- Cibils, F.; García Pintos, J.L.; Stirling, H. (1994). Evaluación de los criterios de clasificación de corderos gordos pre y post-mortem. Tesis Ing.Agr.79 p. Universidad de la Republica Facultad de Agronomía.
- Council of the European Communities. Press Releases. Presidency: United Kingdom. July-December 1986. Meetings and press releases November 1986.
- Drennan, W. G. (1994). "Clembuterol not Approved for Use in Cattle in Canada", Canadian Veterinary Journal. 35.
- Domínguez, V. I. A. et al. Los B-agonistas adrenérgicos como modificadores metabólicos y su efecto en la producción, calidad e inocuidad de la carne de bovinos y ovinos: unarevisión. *Ciencia Ergo Sum*, 16(3): 278-284, 2009.
- Ducket, S., Klein, T. A., Thorngate, J. H., Busboom, J. R. and Snowder, G. D., 1998. Effect of freezing on calpastatin activity and tenderness of callipyge lamb. *J. Anim. Sci.* 76, 1869-1874.
- Dumont, B. L., 1992, "La calidad de canal ovina en diferentes niveles de la comercialización ", Laboratoire de Recherches sur la Viande de l'INRA, Francia, Fichero Ovis, 19:51-54
- Estrada, A. A. et al. Efecto del nivel de suplementación de clorhidrato de zilpaterol en la respuesta productiva y cortes primarios de la canal de ovinos en finalización. *Memorias XVI Congreso Nacional de Ovinocultura*, 2008.
- Ekpe, E. D.; J. A. Moibi and R. J. Christopherson (2000). "Beta-Adrenergic Receptors in Skeletal Muscles of Ruminants: Effects of Temperature and Feed Intake", Canadian Journal of Animal Science. Vol. 80, Núm. 20.

- García et al. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen 1998 vol. 6 pág. 20
- Ganong, W. F. (2001). Fisiología Médica. 18ª edición en español, Manual Moderno. México, D. F.
- Giacobino, J. P. 1995. β 3-adrenoceptor: An update. *European Journal of Endocrinology*. 18: 132-377.
- Hardman, J., Limbird, L. y Molinoff, P. 1996. Las Bases Farmacológicas de la Terapéutica. México, Editorial McGraw-Hill Interamericana.
- Horgan, G. W., S. V. Murphy y G. Simm, 1995, "Automatic assessment of sheep carcasses by image analysis", *Animal Science*, 60:197-202.
- Koohmaraie, M.; S. D. Shackelford; N. E. Muggli- Cockett and R. T. Stone (1991). "Effect of β -Adrenergic Agonist L644, 969 on Muscle Growth, Endogenous Proteinase Activities, and Postmortem Proteolysis in Wether Lambs", *Journal Animal Science*. 69.
- Koohmaraie, M.; S. D. Shackelford and T. L. Wheeler (1996). "Effects of a β -Adrenergic Agonist (L644, 969) and Male Sex Condition on Muscle Growth and Meat Quality of Callipyge Lambs", *Journal Animal Science*. 74.
- Langin, D., Tavernier, G. and Lafontan, M. 1995. Regulation of beta-3-adrenoceptor expression in white fat cells. *Fundamental and Clinical Pharmacology*., 9:97-106.
- Leheska J.M. Montgomery J.L., Krehebiel C.R., Yates D.A. Hutcheson J.P., Nichols W.T., Streeter M., Blanton J.R., Miler M.F. 2009. Dietary zilpaterol hydrochloride.II. Carcass composition and meat palatability of beed cattle. *J. Anim Sci*. 87:1384-1393.
- Li, Y. Z.; B. T. Cristopherson; Ly and J. A. Moibi (2000). "Effects of a Beta-Adrenergic Agonist (L-644,969) on Performance and Carcass Traits of Growing Lambs in a Cold Environment", *Canadian Journal of Animal Science*. Vol. 80, Núm. 4.
- López, Z. R.; S. O. Argudín y A. D. Anaya (2003). Efecto de un β -adrenérgico solo y combinado, sobre aumento de peso, grasa dorsal y área de Rib Eye en ovinos Tabasco. *Memorias xxvii Congreso Nacional de Buiatría*. pp. 240-241.

- López-Carlos, M. A., R. G. Ramírez, J. I. Aguilera-Soto, C. F. Aréchiga, F. Méndez-Llorente, H. Rodríguez, and J. M. Silva. 2010. Effect of ractopamine hydrochloride and zilpaterol hydrochloride on growth, diet digestibility, intake and carcass characteristics of feedlot lambs. *Livest. Sci.* 131:23–30.
- Lowe, T.E.; Peachey, B.M. & Devime, C.E. (2002) The effect of nutritional supplements on growth rate, stress responsiveness, muscle glycogen and meat tenderness in pastoral lambs. *Meat Science* 62, 391-397
- Macías C. U. 2007. Factores que afectan la manifestación del estro en ovejas de pelo tratadas con FGA y PMSG. Tesis de Maestría en Producción Animal Tropical. Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tamps. 80 Pp.
- Macías-Cruz, U., F. D. Álvarez-Valenzuela, N. G. Torrentera-Olivera, J. V. Velázquez-Morales, A. Correa-Calderón, and L. Avendaño-Reyes. 2010. Effect of zilpaterol hydrochloride on feedlot performance and carcass characteristics of ewe lambs during heat-stress conditions. *Anim. Prod. Sci.* 50:983–989.
- Macías-Cruz, U., L. Avendaño-Reyes, F. D. Álvarez-Valenzuela, N. G. Torrentera-Olivera, C. Meza-Herrera, M. Mellado-Bosque, and A. Correa-Calderón. 2012. Growth and carcass characteristics of ewe lambs treated with zilpaterol hydrochloride during spring and summer. *Rev. Mex Cince. Pecu.* 4:1-12.
- Martínez, Esmeralda Desdémona. *Evaluación de corderos en pie y en canal*. México: trillas, 2014, p.23
- Mersmann, H. J. (1998). “Beta-Adrenergic Receptor Modulation of Adipocyte Metabolism and Growth”, *Journal Animal Science*. 80: (E. Suppl. 1): E24-E29.
- Mersmann, H. J. (2002). “Overview of the Effects of β -Adrenergic Receptor Agonists on Animal Growth Including Mechanisms of Action”, *Journal Animal Science*. 76.

- Mitchell, G. A. and G. Dunnavan (1998). "Illegal Use of β -Adrenergic Agonists in the United States", *Journal Animal Science*. 76.
- Miller, M. F.; D. K. García; M. E. Coleman; P. A. Ekeren; D. K. Lunt; K. A. Wagner; M. Procknor; T. H. Welsh and S. B. Smith (1988). "Adipose Tissue, Longissimus Muscle and Anterior Pituitary Growth and Function in Clembuterol/Fed Heifers", *Journal Animal Science*. 66.
- Mills, S. and H. J. Mersmann (1995). "Beta- Adrenergic Agonists, their Receptors, and Growth: Special Reference to Peculiarities in Pigs", en Smith, S. B. y D. R. Smith (eds.). *The Biology of Fat in Meat Animals: Current Advances*. American Society of Animal Science. Champaign. USA.
- Moloney, A. P., Allen, P., Ross, D. B., Olson, G. and Convey, E. M. 1990. Growth, feed efficiency and carcass composition of finishing Friesian steers fed the β -Adrenergic agonist L-644,969., *Journal Animal Science*. 68:1269-1277.
- Morales, D. J. 2014 Efecto del Clorhidrato de Zilpaterol en la Respuesta Productiva de Ovinos de Pelo Engordados en Corral durante su Etapa de Finalización, en una Región templada Subhúmeda .tesis de Licenciatura Centro Universitario UAEM Temascaltepec. pp. 7
- Mondragón, A. J. (2008). "Efecto de la concentración de clorhidrato de zilpaterol sobre el crecimiento, características de la canal y calidad de la carne de ovinos en engorda intensiva". Tesis de Maestría. Universidad Autónoma del Estado de México.
- O'Neill, H. A. (2001). The effect of Zilpaterol hydrochloride on dietary Nrequirements and the quality and nutritional value of meat components. M.S. Thesis. Pretoria, South Africa: University of Pretoria.
- Plascencia, A.; N. Torrentera and R. Zinn (1999). "Influence of the Agonist Zilpaterol on Growth, Performance and Carcass Characteristics of Feedlot Steers". *American Society of Animal Science*. 50.
- Ramsay, T. 1996. Fat Cells. In: *Endocrinology and metabolism clinics of North America*. WB Saunders. 25:4.
- Ríos RFG, Barreras SA, Estrada AA, Obregón JF, Plasencia JA, Portillo LJJ, Zinn RA. Effect of level of dietary zilpaterol hydrochloride (β 2-agonist) on

performance, carcass characteristics and visceral organ mass in hair lambs fed allconcentrate diets. *J Appl Anim Res* 2010;38:33-38.

Salinas, C. J.; R. G. Ramírez; M. M. Domínguez; C. R. Palomo and A. V. H. López (2004). "Influence of Zilpaterol Hydrochloride on Growth and Carcass Characteristics of Pelibuey Lambs", *Journal of Applied Animal Research*. 26.

Salinas, C. J.; M. M. Domínguez; M. R. Díaz; B. P. Cruz; G. M. F. Montaña and A. C. Arzola (2006). "Effect of Duration of Zilpaterol Hydrochloride Treatment on Carcass Characteristics and Weight Gain in Grazing Pelibuey Lambs", *Journal Applied Animal Research*. 29.

SAS. Institute. 1991. *SAS User's Guide: Statistics*. Ver.5. SAS Institute. Cary, N.C. USA. 956 p.

Sañudo, C. (2006). Conferencia: calidad de la canal y de la carne en los ovinos: factores que la determinan revista *Argentina de Produccion Animal* 26 pp 155-167.

Sañudo, C.; Sanchez, A. & Alfonso, M. (1998). Small Ruminant production Systems and Factors Affecting Lamb Meat Quality. *Meat Science* 49 (1), S29-S64.

Sañudo, C.; Monsón, F.; Campo, M. M; Beltran J. A. & Bello, J, M. (2005) Variacion del Ph en canales comerciales de cordero. www.aida-itea.org/jornada37/trabajos.htm

Serrano, C. J.; A. C. Ponferrada; R. C. Carceles y P. E. Escudero (2002). *Fármacos antitusígenos y broncodilatadores en Farmacología y Terapéutica Veterinaria*. McGraw-Hill. Interamericana. España.

Shackelford, S. D.; J. W. Edwards; E. K. Smarr and J. W. Savell (1992). "Retail Cut Yields of Rambouillet Wether Lambs Fed the β -adrenergic Agonist L644,969", *Journal Animal Science*. 70.

Shelver, W. L. and D. J. Smith (2006). "Tissue Residues and Urinary Excretion of Zilpaterol in Sheep Treated for 10 Days with Dietary Zilpaterol", *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 54.

SIAP, 2012 Servicio de información agroalimentaria y pesquera, México, *Producción Estatal de Ovino de Carne*, consultado en <http://sagarpa.gob.mx/>, acceso 24 de septiembre de 2015.

- Soria, J. L. B. y M. J. A. Arias (1997). "Señalización celular por segundos mensajeros", en Curso Internacional Precongreso "Actualización en Fisiología". XI Congreso Nacional de Temas Fisiológicos. Ed. Sociedad Nacional de Temas Fisiológicos.
- Smith, D. J. and G. D. Paulson (1998). "Distribution, Elimination and Residues of [14C] Clenbuterol HCL in Holstein Calves 1, 2", *Journal Animal Science*. 75.
- Steel, R.G.D., Torrie, J.H. 1980. *Principles and Procedures of Statistics*, 2nd ed. McGraw-Hill International, New York, NY, USA.
- Sumano, L. H.; C. L. Ocampo y O. L. Gutiérrez (2002). Clenbuterol y otros β -agonistas, ¿una opción para la producción pecuaria o un riesgo para la salud pública? *Veterinaria México*. Vol. 33, Núm. 2.
- Thomas, S. X. y G. Peláez (1995). "Características de una intoxicación alimentaria por clenbuterol", *Med. Clin.* 104.
- Valenzuela, M. M. A., Domínguez-Vara, I. A, y Treviño, P. P. 2006. Respuesta productiva y evaluación de la canal de ovinos rambouillet con alimentación intensiva suplementados con clorhidrato de zilpaterol. En: *Memorias del XI Congreso Nacional de Producción Ovina*. AMTEO. UAEM. 6 a 8 de septiembre, Toluca, México.
- Van Hoof, N.; R. Schilt; E. Van der Vlis; P. Boshuis; M. Van Baak; A. Draaijer; K. De Wasch; M. Van de Wiele; J. Van Hende; D. Courtheyn and H. De Brabander (2005). Detection of Zilpaterol (Zilmax®) in Calf Urine and Faeces with Liquid Chromatography-tandem Mass Spectrometry. *Analytical Chemical Acta*. 529
- Van Soest, P.J., Robertson, J.B., Lewis, B.A., 1991. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber and non-starch carbohydrates in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.* 74, 3583-3597.
- Zorrilla, R. J., Morales, I., Liceaga, R. D. y Hernández, V. R. (1998). Efecto del clorhidrato de zilpaterol en la contabilidad de canales de toretes acebuzados finalizados con dietas a base de cebada forrajera. XXXIV Reunión Nacional de Investigación Pecuaria. Queretaro, México. p. 145.

X. ANEXOS



Figura 1. Evaluación de la grasa de riñones, peritoneo y corazón por animal



Figura 2. Determinación del pH de las canales después de sacrificio de los animales



Figura 3. Canales evaluadas de todo el experimento



Figura 4. Equipo de trabajo, que participó en el desarrollo de la investigación (de izquierda a derecha superior: Aldo, María, Daniela, Alejandro, Coral, Alejandro (q.e.d), Dr. Rojo, Dr. Ulises, Rigoberto, Juan Manuel, Dr. Jaime.

Determinación de humedad

Equipo: Estufa a 55°C; estufa a 110°C. *Reactivos:* Ninguno

Principio

La humedad de una muestra se pierde por su volatilización a causa del calor aplicado. El porcentaje es calculado por diferencia en el peso de la muestra, antes y después del tratamiento con calor.

Procedimiento

Si la muestra es fresca, se debe obtener un peso de ella, o de una porción significativa; inmediatamente después se debe poner a secar en una estufa de aire forzado por varios días a una temperatura de 55°C. Después de este tratamiento, se pesa de nuevo la muestra y por diferencia se calcula como un porcentaje de humedad a 55°C. 100 menos ese valor es el porcentaje de materia seca (MS) a 55°C. Esta muestra puede entonces molerse en un molino Willey o algún otro, con el fin de obtener una muestra más homogénea para determinaciones posteriores.

Una vez que la muestra llega a un estado seco, se puede guardar en frascos de vidrio plenamente identificados y almacenados a temperatura ambiente, si su análisis se va a realizar pronto, o bien en un cuarto con aire acondicionado para análisis posteriores, con el fin de evitar cambios en su composición real.

Para determinar humedad a 110°C, se colocan charolas de aluminio en una estufa a 110°C por lo menos durante una hora. Se secan y colocan en un desecador hasta que se enfríen a temperatura ambiente. Las charolas deben pesarse exactamente en una balanza analítica, usando pinzas de metal para manejarlas. Se pesan 2 g de cada muestra en las charolas y se colocan en la estufa a 110°C de 18 a 24 h; una vez transcurrido este tiempo, se ponen a enfriar en el desecador, repitiéndose el procedimiento anterior. Cada muestra se analiza por duplicado.

Para calcular la humedad y materia seca total en porcentaje se usa la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{\text{Pérdida de peso (g)}}{\text{g de muestra}} * 100$$

$$\% \text{ de materia seca} = 100 - \% \text{ de humedad}$$

El residuo de este análisis puede ser guardado en un desecador para ser usado en la determinación de extracto etéreo. Todas las subsecuentes determinaciones del análisis proximal serán hechos y expresados como porciento de la muestra en base seca.

Determinación de grasa cruda

Equipo: Aparato Goldfish para extracción de grasa marca Labconco y accesorios.

Reactivos: éter etílico anhidro ó éter de petróleo.

Principio

Al aplicar calor al éter, éste se volatiza, siendo condensado al enfriarse por agua corriente pasando a través de un condensador y al precipitarse en forma de lluvia a través de la muestra, arrastrando todo aquel material soluble en éter. Este procedimiento es repetido una y otra vez hasta que todo el material extractable de la muestra ha sido obtenido. El éter es entonces destilado y recolectado en otro recipiente, y la grasa cruda remanente es pesada.

Procedimiento

Coloque los vasos para grasa en una estufa a 110°C durante una hora mínimo y luego en un desecador para enfriarse a temperatura ambiente. Pesar cada uno de ellos usando pinzas de metal, tratando de obtener una precisión de 0.1 mg. Colocar de 2 a 2.5 g de muestra previamente secados a 100°C en un papel filtro o dentro de un dedal limpio y tapar con un pedazo de algodón; éste se pone en un porta dedal y se fija en los soportes metálicos del aparato Goldfish. Añadir 25-30 ml de éter etílico al vaso para grasa y fijar al condensador usando un anillo con rosca, apretando lo mejor posible para evitar las fugas de éter. Abrir la llave del agua para que enfríe los condensadores y levantar las parrillas calientes hasta que toquen los vasos para grasa. Girar el botón de encendido de las parrillas a alto (HIGH) y después enciender el interruptor (SWITCH) general. Observar los vasos hasta que el éter empiece a hervir y a condensarse; para evitar fugas del éter hay que tratar de apretar un poco más o revisar la condición de los empaques de los anillos. Una vez que el nivel del éter permanece constante (baja un poco ya que una porción se ha volatilizado y condensado) y se está seguro de que no hay fuga de éter, hay que revisar regularmente cada media hora.

Precaución: El éter es sumamente inflamable y explosivo, evite fumar o producir chispas durante su uso.

El tiempo de extracción puede variar de 4 h, a una velocidad de condensación de 5 hasta 6 gotas de éter por segundo, hasta 16 h de 2 a 3 gotas por segundo. Al final de este tiempo, se apaga totalmente el aparato y se deja enfriar sin cerrar la llave del agua. Una vez que deje de gotear éter de la muestra, se quita ésta junto con el porta dedal y en su lugar se colocan los tubos recolectores.

Se pone de nuevo en su sitio el vaso para grasa, se enciende el aparato y suben las parrillas hasta tocar los vasos. Tan pronto el éter desaparezca del vaso, hay que bajar las parrillas para evitar que el calor pegue la grasa recolectada al fondo del vaso. Se apaga totalmente el aparato y dejarlo enfriar un poco. Los vasos para grasa se quitan y colocan y colóquelos dentro de una campana de extracción en algún lugar bien ventilado hasta que ya no se detecte olor de éter. Siempre use pinzas de metal. El éter recolectado se pone en una botella destinada para éste fin. Una vez que el éter ha desaparecido de los vasos, estos se deben poner en una estufa a 110°C durante 30 minutos. Se sacan y se colocan en un desecador, se dejan enfriando a temperatura ambiente y luego se pesan.

Para calcular el % de extracto etéreo en base seca se utiliza la siguiente ecuación.

$$\% \text{ de EE (base seca)} = \frac{\text{g de EE}}{\text{g de muestra}} \times 100$$

Los residuos de la muestra, serán usados para la determinación de fibra cruda.

Determinación de fibra cruda

Equipo

- 1) Un aparato Labconco para determinar fibra cruda y accesorios.
- 2) Equipo para filtrar en vacío
- 3) Papel filtro de poro abierto
- 4) Papel filtro del No. 41

Reactivos

- 1) Solución de ácido sulfúrico al 1.25% ó 0.255 N (1.25g H₂SO₄ 100 ml de H₂O); se puede comprobar la normalidad mediante titulación, si es necesario.
- 2) Solución de hidróxido de sodio al 1.25% ó 0.313 N (1.25 g NaOH/100 ml) disuelto en agua destilada libre de carbonatos. También se puede comprobar la normalidad por titulación, si es necesario.
- 3) Agua destilada
- 4) Alcohól etílico.

Principio

Las muestras deben estar libres de humedad y de grasa. Cualquier material que es digerible con una solución de un ácido o un alcalí débil es removido durante este proceso. La fibra cruda y las cenizas que se quedan, son colectadas en un papel filtro. La fibra cruda es entonces quemada en una mufla y su cantidad se determina por diferencia de peso. La crítica a este método se basa en que parte de los compuestos que constituyen la fibra, son disueltos en el tratamiento ácido y otra parte se disuelven en el alcalino. Por tanto, este método no puede medir el contenido real de la fibra que posee el alimento; tampoco es posible considerar esta fracción como una entidad química, pues como ya se mencionó, no se mide la totalidad de la fibra.

Procedimiento

Pesar alrededor de 1.5 g de una muestra libre de humedad y de grasa y depositarla en un vaso Berzelius. Agregar 200 ml de H₂SO₄ al 1.25% previamente calentado y se coloca en el aparato manteniendo la temperatura en baja (LOW) o en el número 3. Dejar que la solución entre en ebullición teniendo cuidado de prevenir cualquier exceso y espuma que pueda llevar la muestra hasta el condensador y perderse. Este proceso debe durar 30 minutos, empezando a contar el tiempo desde que se inició la ebullición. Al mismo tiempo, se pone a calentar sosa al 1.25% para acelerar el segundo proceso de ebullición.

Una vez transcurrida la media hora, retirar los vasos del aparato y se agregan 200 ml de agua destilada a cada uno de ellos. Colocar papel filtro de poro abierto perfectamente en el embudo de filtrado y vaciar la muestra cuidadosamente. La porción de muestra que quede en el vaso, se debe llevar hasta el fondo del mismo con la solución caliente de sosa al 1.25%, al igual que aquel residuo pegado al papel filtro. Una vez depositada toda la muestra en el vaso Berzelius, agregar la solución de sosa hasta alcanzar la marca de los 200 ml en el vaso; colocar nuevamente el vaso en el aparato y dejar que proceda la digestión durante otros 30 minutos. Al término de este tiempo, añadir 200 ml de agua destilada y 25 ml de H₂SO₄ al 1.25%, y filtrar a través de un papel filtro No. 41 previamente pesado. La muestra se concentra usando agua destilada y una pizeta y, por último, se añade un poco de alcohol etílico. Al terminar de filtrar, se dobla el papel filtro con la muestra y se pone en un crisol previamente pesado y se mete a la estufa durante 6 a 8 horas pesándose al sacarlos. Después de pesar el crisol con la muestra, se meten a la mufla durante una hora a 600°C o hasta que se obtienen cenizas blancas, y se pesan después de haberse enfriado en un desecador

$$\% \text{ Fibra cruda} = \frac{\text{Pestufa} - \text{Pmufla} - \text{Ppapel}}{\text{Pmuestra}}$$

Dónde: P_{estufa} = Peso en la estufa.

P_{mufla} = Peso después de la mufla

P_{papel} = Peso del papel filtro

$P_{muestra}$ = Peso de la muestra

Determinación de proteína

Método del Macro-Kjeldahl

Equipo

- 1) Aparato de digestión y destilación Macro-Kjeldahl y sus accesorios.
- 2) Matraces Erlen Meyer de 500 ml.
- 3) Bureta de 50 ml.

Reactivos

- 1) Acido sulfúrico concentrado, grado reactivo.
- 2) Solución de hidróxido de sodio al 40% (0.800 g de NaOH/2 L de agua destilada).
- 3) Solución valorada de ácido clorhídrico al 0.1 N (8.3 ml de ácido clorhídrico concentrado/L de agua destilada). Comprobar por titulación.
- 4) Solución de ácido bórico al 4% (40 gL⁻¹ de agua destilada)
- 5) Solución indicadora (20 mg de rojo de metilo + 100 mg de verde de bromocresol y aforar a 100 ml con alcohol etílico al 96% comercial).
- 6) Solución boratada indicadora (a un litro de solución boratada al 4% agregar 7 ml de solución indicadora).
- 7) Mezcla catalizadora (96 g de sulfato de sodio, 3.5 g de sulfato de cobre y 0.5 g de selenio negro).
- 8) Granallas de zinc.

Principio

El método de Kjeldahl para la determinación de proteína- nitrógeno consiste en la conversión de proteína-nitrógeno a sulfato ácido de amonio durante la digestión de la materia orgánica con ácido sulfúrico y calor, en la presencia de un catalizador. Una vez que la materia orgánica se ha desintegrado completamente, la solución se neutraliza con hidróxido de sodio, liberándose amoníaco el cual es destilado por arrastre con vapor dentro de una solución de ácido bórico, para formar un complejo

boro-amoniaco (tetraborato de amonio). La cuantificación del nitrógeno se logra cuando una solución de ácido previamente valorado (ácido clorhídrico al 0.1 N) se añade a la solución formando por cada equivalente de boro-amoniaco, un equivalente del sulfato-amoniaco (sulfato de amonio). Aquí, 1 ml del ácido estandarizado neutraliza 0.014 g de nitrógeno en forma de ion amonio.

La exactitud de la determinación de proteína-nitrógeno radica en el peso de la muestra original, el volumen y la concentración del ácido estándar usado. Todas las otras concentraciones, adiciones o manipuleos pueden ser aproximados a los descritos en el procedimiento, pero no tienen que ser exactos.

Digestión

Pesar exactamente una cantidad entre 1 y 2 g de la muestra dependiendo del contenido de nitrógeno estimado, en un papel que se dobla cuidadosamente; identificar la muestra usando lápiz. El uso del papel para envolver la muestra es con el fin de evitar que la muestra quede pegada en el cuello del matraz Kjeldahl al depositarla. Como blancos, usar un pedazo del mismo papel y todos los reactivos. Agregar entre 5-10 g de la mezcla catalizadora y añadir 25 ml de ácido sulfúrico concentrado. Colocar el matraz en las parrillas del digestor y encenderlas, cuidando de poner a funcionar el extractor de gases. La digestión tarda 50 minutos o hasta que la solución se torna transparente o de un color verde pálido. Cuidar de que toda la materia orgánica sea desintegrada (oxidada), por lo que es conveniente rotar los frascos durante la digestión.

Una vez terminada la digestión se apagan las parrillas y dejar los matraces en posición con el extractor encendido hasta que se enfrien. Precaución: El humo blanco y denso que se observa está formado de trióxido de azufre, el cual es irritante. Cuando los frascos se han enfriado lo suficiente, se añaden 200 ml de agua destilada y se agita el matraz hasta que cualquier material cristalino se disuelva, en caso de formarse. El análisis puede suspenderse en este punto en caso de que sea necesario, pero hay que tener la precaución de taparlos debidamente.

Destilación

Depositar en un matraz Erlen Meyer de 500 ml, 100 ml de la solución boratada indicadora y colocarlo debajo del refrigerante del destilador, teniendo cuidado de que el tubo de hule del refrigerante quede sumergido en la solución. Se adicionan unas cuantas granallas de zinc (8-10), e inmediatamente después, agregar muy lentamente por las paredes del matraz en posición inclinada, 100 ml de la solución de hidróxido de sodio al 40%, de tal manera que se formen dos capas y se debe colocar rápidamente el matraz en las parrillas de destilación y conectarlo al condensador perfectamente. Encender las parrillas y destilar hasta que un mínimo de 300 ml hayan sido recolectados en el matraz Erlen Meyer. Retirar el matraz con el destilado y luego apagar las parrillas (de lo contrario la muestra será sifoneada al matraz de Kjeldahl).

Titulación

Se titula la solución destilada con la solución valorada de ácido clorhídrico al 0.1 N (aproximadamente), anotando la cantidad (ml) del ácido al 0.1 N que se requieran para que el destilado cambie de un color verde a un rosado claro.

Para calcular la cantidad de nitrógeno en la muestra se utilizan los siguientes datos y fórmulas:

- 1) Un ml de HCL al 0.1 N= ml de ácido gastados en la muestra (corregidos = ml de ácidos gastados en el blanco).
- 2) Normalidad del ácido clorhidrico : 0.1 (otros tres dígitos).
- 3) Peso de la muestra.
- 4) El factor de ajuste para nitrógeno que será 0.014 miliequivalentes multiplicado por 100 para sacar el porcentaje.

Así pues, la fórmula quedaría:

$$\% N = \frac{(\text{ml})(\text{Normalidad del ácido})(1.4)}{\text{Peso de la muestra en gramos}}$$

y la proteína calculada sería = % N x 6.25

Determinación de proteína

(Método de Microkjeldahl)

Equipo

- 1) Aparato de digestión microkjeldahl.
- 2) Matraces kjeldahl de 30 ml.
- 3) Destilador microkjeldahl.
- 4) Matraces Erlen Meyer de 50 ml.
- 5) Bureta de 25 ml.

Reactivos

- 1) H_2SO_4
- 2) Solución de ácido bórico al 4%.
- 3) Solución indicadora de rojo de metilo y verde de bromocresol (mezclar una parte de solución etanólica de rojo de metilo al 0.2% con 5 partes de solución etanólica de verde de bromocresol al 0.2%).
- 4) Mezcla catalizadora. Mezclar 96 g de Na_2SO_4 , 3.5 g de CuSO_4 y 0.5 g de selenio. Moler finamente en un mortero.
- 5) Solución de NaOH al 40% (en peso), 400 g de NaOH y un litro de H_2O destilada.
- 6) Solución valorada de HCL o H_2SO_4 cercana al 0.1 N.

Principio

Este método tienen el mismo fundamento que el Macrokjeldahl pero tiene varias ventajas ya que usa menor cantidad de reactivos y es de mucha utilidad cuando no se cuenta con suficiente muestra. Sin embargo, el uso de pequeñas cantidades de muestra aumenta las posibilidades de error.

Procedimiento

- 1) Pesar de 0.3 a 0.5 g de muestra y depositarlas en un tubo de vidrio. Doble el papel en donde pese la muestra e introduzcalo en el tubo, para evitar que la muestra se pegue en el cuello del matraz.
- 2) Adicionar 1 g de la mezcla catalizadora y 3 ml de H₂SO₄ concentrado.
- 3) Digerir toda la materia orgánica y enfriar.
- 4) Disolver los sólidos en la mínima cantidad de agua.
- 5) Transferir al destilador el contenido del tubo, lavando éste con la mínima cantidad de agua destilada.
- 6) En el extremo del condensador, colocar un matraz Erlen Meyer de 50 ml con 6 ml de solución de ácido bórico al 4%, cuidando que el extremo del condensador quede sumergido dentro de la solución.
- 7) Adicionar 12 ml de NaOH y destilar hasta obtener 20 ml del destilado, enjuagar el extremo del condensador con la mínima cantidad de agua y retirar el matraz Erlen Meyer.
- 8) Titular el destilado con la solución valorada de ácido al 0.1 N.
- 9) Hacer un blanco siguiendo todo el procedimiento con el papel.

Cálculos: los mismos que con el Macrokjeldahl.

Determinación de cenizas.

Equipo: Mufla, estufa a 110 grados centígrados, crisoles de porcelana (de 49 ó 100ml).con e *Reactivos:* Ninguno.

Principio

Cuando una muestra se somete a una temperatura entre 550 y 600°C, toda la materia orgánica se quema. La materia inorgánica, o cenizas, no se volatiliza a estas temperaturas por lo que queda como residuo.

Procedimiento

Colocar los crisoles que se van a utilizar en una estufa a una temperatura de 100°C durante una hora cuando menos. Sacarlos y ponerlos en un desecador hasta que se enfríen, pesar los crisoles en una balanza analítica tan rápido como sea posible, usando pinzas de metal. Pesar aproximadamente 2 a 5 g de la muestra sobre un papel, transferirla luego a un crisol. Colocar los crisoles en la mufla, y empezar a elevar la temperatura poco a poco hasta que llegue a los 550-600°C y dejarlos durante 12 horas o toda la noche. Dejar que se enfríe la mufla un poco (aproximadamente unos 100°C) y pasar los crisoles a un desecador. Una vez fríos, péselos rápido para prevenir la absorción de humedad.

Para determinar la cantidad de cenizas presentes en la muestra se utiliza la fórmula:

$$\% \text{Cenizas} = \frac{(\text{Peso crisol} + \text{muestra}) - (\text{Peso crisol} + \text{cenizas})}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

Si se van a llevar a cabo determinaciones de minerales éstas muestras no deben desecharse.

Determinación de Paredes Celulares o Fibra Detergente Neutro

Equipo

- 1) Aparato para determinación de fibra cruda marca Labconco y sus accesorios.
- 2) Sistema de vacío múltiple para filtrado.
- 3) Block de aluminio.

Reactivos

- 1) Solución detergente neutro:
 - a) Agua destilada 1 l
 - b) Lauril sulfato de sodio, U.S.P. 30 g
 - c) EDTA, G.R. 18.61 g
 - d) Fosfato ácido disódico, anhidro, G.R. 4.56 g
 - e) Tetraborato de sodio dehidratado, G.R. 6.81 g
 - f) Etilen glicol monoetil éter purificado, 10 ml
- 2) Decahidronaftaleno, G.R.
- 3) Acetona, libre de coloraciones y que no deje residuos después de su evaporación.
- 4) Sulfito de sodio, anhidro, G.R. (solo en muestras que contengan coloraciones como excretas).

Principio

El método del detergente neutro para constituyentes de paredes celulares es un método rápido para determinar la fibra total en alimentos de origen vegetal. Divide la materia seca de los alimentos muy cerca al punto que separa los constituyentes solubles y nutricionalmente disponibles (98%), de aquellos que son aprovechables de manera incompleta y dependen de la fermentación microbiana.

Para muestras que contienen almidón se usa la enzima alfa amilasa (1,4-alfa-D-glucan-glucano-hidrolasa) que es una enzima que cataliza la hidrólisis de los enlaces

alfa 1,4 glucosídicos del almidón produciendo diferentes compuestos de degradación y, como productos finales, maltosa y maltotriosa. Su actividad fue mencionada en 1833 por Payen y Persoz quienes observaron que al actuar la diastasa (amilasa) sobre extractos de malta convertía el almidón en azúcar. Actualmente se puede usar una enzima termoestable llamada alfa-amilasa Takaterm L-340.

Procedimiento

Preparación de la solución detergente neutro: Poner EDTA y el $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ (Tetraborato) juntos en un vaso de precipitado grande, añadir algo del agua destilada y calentar hasta que se disuelva, agitando ocasionalmente. Agregar a esta solución el lauril sulfato de sodio y el etilen glicol monoetil éter. En otro vaso de precipitado, poner el fosfato ácido disódico, agregar agua destilada y calentar hasta disolverlo; entonces se añade esta segunda solución a la que contiene los otros reactivos. Comprobar que el pH de esta solución final está entre 6.9 y 7.1, mediante una prueba de titulación, en caso necesario ajuste el pH al valor deseado.

- 1) Pesar de 0.35 hasta 1.0 g de muestra seca a 55°C, en la estufa de aire forzado, o al aire y molida en una criba de 1 mm o su equivalente y colocarla en un tubo.
- 2) Añadir, siguiendo exactamente el orden, de 35 hasta 100 ml de la solución detergente neutro (según lo que se pesó de muestra) a temperatura ambiente.
- 3) Añadir 2 ul de decahidronaftaleno y, cuando sea necesario, 0.5 g de sulfito de sodio.
- 4) Calentar la solución más muestra en el digestor a 90°C, cuando empiecen a hervir contar 60 minutos.
- 5) Desde un día anterior se pone el papel filtro Whatman # 541 ó crisoles Gooch a secar en una estufa a 110°C, luego se pesan y ponen en un embudo de filtrado, evitando cualquier espacio por donde se pueda perder algo de muestra.
- 6) Agitar el tubo para suspender los sólidos y llenar el crisol.

7) Evite conectar el vacío hasta después que el crisol se llene o hasta que el contenido del tubo se vierta al embudo que contenga el papel filtro.

8) Usar una presión de vacío baja que incrementa únicamente si es necesario. Llenar el crisol con agua caliente (90 a 100°C) y filtrar el líquido; repetir el proceso de lavado varias veces. Lavar una vez con acetona del mismo modo y secar por succión con la bomba de vacío.

9) Si se usa papel filtro, se debe doblar cuidadosamente y secar a 100°C, durante 8 horas o toda la noche; luego enfriarlos en un desecador y pesar.

Los rendimientos de la fibra detergente neutro recuperada se expresan como porcentaje de constituyentes de la pared celular (CPC). Usar la fórmula A si utiliza crisoles Gooch, o B si usa papel filtro:

$$A) \text{ CPC} = \frac{\text{crisol} + \text{muestra} - \text{crisol}}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

$$B) \text{ CPC} = \frac{(\text{papel} + \text{muestra}) - (\text{papel})}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

Para estimar el material celular soluble (contenido celular), resta el valor de CPC de 100.

Determinación de hemicelulosa o fibra detergente ácido

Equipo

- 1) Aparato para determinación de fibra cruda marca Labconco y sus accesorios.
- 2) Sistema de vacío múltiple para filtrar.
- 3) Block de aluminio.

Reactivos

- 1) Decahidronaftaleno, G.R.
- 2) Acetona. Usar de una pureza que sea libre de coloraciones y que no deje residuos después de su evaporación.
- 3) Solución detergente ácido 1 L.
Ácido sulfúrico grado reactivo estandarizado a 1 N 49.04 g ó 27.17 ml de ácido sulfúrico concentrado.

Bromuro de cetiltrimetil amonio (CTAB) grado técnico 20.00 g.

Se pesa el ácido sulfúrico y se lleva al volumen deseado con agua destilada a 20 mL de volumen

Principio

El procedimiento de fibra detergente ácido provee un método rápido para determinar lignocelulosa en alimentos. El detergente en este procedimiento disuelve todo el contenido celular y además a la hemicelulosa, por lo que el residuo insoluble está formado por paredes celulares sin hemicelulosa, además de sílica. Por tanto, la diferencia entre los constituyentes de paredes celulares y la fibra detergente ácido es un estimador de la hemicelulosa aunque esta diferencia incluye algo de nitrógeno adherido a las paredes celulares. La determinación de fibra detergente ácido es utilizada como un paso previo a la determinación de lignina.

Procedimiento

- 1) Pesar 0.35 a 1 g de la muestra seca, se muele hasta pasar por una malla de 1 mm (cuando se use material húmedo, calcular la muestra en un vaso Berzelius).
- 2) Añadir de 35 a 100 ml de la solución detergente ácido.
- 3) Poner a hervir la solución.
- 4) Mantenerlo en esta forma durante 60 minutos contando desde el momento que empiece a hervir; ajustar la ebullición a un nivel bajo.
- 5) Filtrar en un crisol Gooch ó papel filtro previamente pesados y colocarlos en el embudo de filtrado.
- 6) Conectar la bomba de vacío para extraer el agua, usando succión ligera. Deshacer la capa de residuos con un gendarme y lavar dos veces con agua caliente (90-100°C). Enjuagar los lados del crisol de la misma manera.
- 7) Repetir el lavado usando esta vez acetona, deshaciendo los grumos para que el disolvente entre en contacto con todas las partículas de fibra.
- 8) Secar los residuos a 100°C durante 8 horas o toda la noche y luego pesar los crisoles.

Para calcular la fibra detergente ácido se usa la siguiente fórmula:

$$FDA = \frac{(\text{Peso del papel} + \text{muestra}) - \text{peso del papel}}{PS} (100)$$

en donde:

PS = Peso de la muestra secada en la estufa.

Determinación de lignina detergente ácido.

Equipo

- 1) Crisoles Gooch.
- 2) Sistema de vacío múltiple para filtrado.
- 3) Mufla.

Reactivos

- 1) Los requeridos para la determinación de fibra detergente ácido.
- 2) Asbesto.
- 3) Acido sulfúrico, 72% por peso. Calcular los gramos de ácido y agua necesarios en un litro de solución usando las siguientes fórmulas:

$$\frac{100 \times 98.08 \times 12 \text{ moles}}{\text{H}_2\text{SO}_4} = \text{g de ácido necesario}$$

$$(1,000 \times 1.634)^* - \text{gH}_2\text{SO}_4 = \text{g de agua necesarios}$$

* Peso de un litro de H₂SO₄ al 72%

Principio

El procedimiento de la lignina detergente ácido utiliza la determinación de fibra detergente ácido (FDA) como un paso preparatorio. El detergente elimina la proteína y cualquier otro material soluble en ácido, el cual podría interferir con la determinación de lignina. El residuo de FDA consiste de celulosa, lignina, cutina y ceniza insoluble en ácido (principalmente sílica). El tratamiento con ácido sulfurico al 72% disuelve la celulosa. Calcinando el residuo se determinará la fracción lignina cruda incluyendo cutina. Para la determinación de sílica y separación de cutina y lignina consultar los procedimientos específicos.

Procedimiento

Preparar la fibra detergente ácido como se ha descrito previamente.

Añadir al crisol que contiene la FDA una cantidad de asbesto aproximadamente igual al volumen de fibra. Cubrir el contenido del crisol con H₂SO₄ al 72% frío (20°C) y agitar suavemente con el gendarme para hacer una pasta suave, destruyendo los grumos. Llenar el crisol con ácido hasta la mitad y agitar cada hora si es necesario para que drene el ácido, hasta que complete tres adiciones las cuales son suficientes. Después de tres horas, filtrar tanto ácido como sea posible extrayéndolo con vacío. A continuación se lava el residuo con agua caliente hasta que esté libre de ácido. Enjuagar y secar lo mejor posible agitando el residuo con el gendarme. Secar el crisol a 100°C durante ocho horas o toda la noche; enfriar y pesar. Luego, se calcina la muestra en la mufla a 500-550°C por tres horas, enfriar a 100°C.

Para calcular la lignina detergente ácido se usa la siguiente fórmula:

$$\text{LDA} = L \times 100/s$$

Donde: L = Pérdida por calcinación después del tratamiento

con H₂SO₄ al 72%

S = Peso de la muestra secada a la mufla.

Norma Oficial Mexicana NOM-051-ZOO-1995, Trato humanitario en la movilización de animales.

Al margen un sello con el Escudo Nacional, que dice: Estados Unidos Mexicanos.-
Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural.

NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-051-ZOO-1995, TRATO HUMANITARIO EN LA MOVILIZACION DE ANIMALES.

La Dirección General Jurídica de la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, con fundamento en los artículos 35 fracción IV de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; 4o. fracciones I y III, 12 fracción XIV, 17 y 47 de la Ley Federal de Sanidad Animal; 1o., 38 fracción II, 40 fracciones III y XI, 41 y 47 fracción IV de la Ley Federal sobre Metrología y Normalización; 12 fracciones XXIX y XXX del Reglamento Interior de esta Dependencia, y

CONSIDERANDO

Que es función de la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural fomentar programas y elaborar normas oficiales de sanidad animal, así como atender, supervisar y fomentar el trato humanitario a los animales durante su aprovechamiento, movilización y sacrificio.

Que los animales, cualquiera que sea su función (abasto, trabajo, compañía, exhibición u otra) o el motivo para su movilización (destino al sacrificio, cambio de instalaciones, traslado a exposiciones o atención médica), indistintamente de su edad, raza, sexo o condición física, se requieren movilizar bajo las mejores condiciones posibles que permitan su bienestar.

Que cuando las maniobras para la movilización de animales (desde el arreo, embarque, traslado y desembarque) son adecuadas según el caso, se disminuyen los factores de estrés que los hacen susceptibles a contraer enfermedades infecciosas.

Que los animales de abasto movilizados bajo condiciones mínimas de estrés y que favorezcan su bienestar, sufrirán menos traumatismos o golpes y habrá menos riesgo de muerte, y la calidad de sus productos y subproductos será mejor, evitándose pérdidas económicas por decomiso de canales de animales maltratados. Que el objeto de las disposiciones señaladas en esta Norma es la implantación de sistemas y diseños para equipos de arreo, rampas, contenedores vehículos especializados para movilización de animales, que permitan cumplir cada vez mejor con todos los propósitos aquí mencionados y los que se adicionen en el futuro. Que para alcanzar los objetivos señalados en los párrafos anteriores, con fecha 31 de octubre de 1996, se publicó en el **Diario Oficial de la Federación** el Proyecto de Norma Oficial Mexicana NOM-051-ZOO- 1995, Trato humanitario en la movilización de animales, iniciando con ello el trámite a que se refieren los artículos 45, 46 y 47

de la Ley Federal sobre Metrología y Normalización, por lo que el 2 de enero de 1998, se publicaron las respuestas a los comentarios recibidos en relación a dicho Proyecto. Que en virtud del procedimiento legal antes indicado, se modificaron los diversos puntos del proyecto que resultaron procedentes, por lo que a petición del Presidente del Comité Consultivo Nacional de Normalización de Protección Zoonosanitaria se expide la presente Norma Oficial Mexicana, NOM-051-ZOO-1995, Trato humanitario en la movilización de animales, para quedar de la siguiente manera:

INDICE

1. Objetivo y campo de aplicación
2. Referencias
3. Definiciones
4. Requisitos generales para la movilización de animales domésticos
5. Requisitos particulares de movilización por especie
6. Requisitos para la movilización de fauna silvestre
7. Movilización de abejas productoras de miel (*Apis mellifera L.*)
8. Sanciones
9. Concordancia con normas internacionales
10. Bibliografía
11. Disposiciones transitorias

Apéndices normativos

1. Objetivo y campo de aplicación

1.1. La presente Norma Oficial Mexicana tiene como objetivo primordial establecer los sistemas de movilización de animales que disminuyan su sufrimiento, evitándoles tensiones o reduciéndolas durante todo el proceso.

1.2. La presente Norma Oficial Mexicana es de observancia obligatoria en todo el territorio nacional y es aplicable a la movilización de animales.

1.3. Las responsabilidades derivadas de esta Norma recaerán sobre el propietario de los animales que se movilicen, así como en la persona o empresa comercializadora, el transportista, el encargado de los animales o cualquier persona responsable de su movilización, según sea el caso.

1.4. La vigilancia de esta Norma corresponde a la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural y a los Gobiernos de los Estados, en el ámbito de sus respectivas atribuciones y circunscripciones territoriales, y de conformidad con los acuerdos de coordinación respectivos.

1.5. La aplicación de las disposiciones contenidas en esta Norma, compete a la Dirección General de Salud Animal, así como a las Delegaciones Estatales de la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural y a los Gobiernos de los Estados, en el ámbito de sus respectivas atribuciones y circunscripciones territoriales.

2. Referencias

Para la correcta aplicación de esta Norma deben consultarse las siguientes normas oficiales mexicanas:

NOM-024-Z00-1995, Especificaciones y características zoonosanitarias para el transporte de animales, sus productos y subproductos, productos químicos, farmacéuticos, biológicos y alimenticios para uso en animales o consumo por éstos. NOM-033-Z00-1995, Sacrificio humanitario de los animales domésticos y silvestres. NOM-045-Z00-1995, Características zoonosanitarias para la operación de establecimientos donde se concentren animales para ferias, exposiciones, subastas, tianguis y eventos similares. NOM-059-ECOL-1994, Que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestre, terrestre y acuática, amenazadas, raras y aquellas sujetas a protección especial y que establece especificaciones para su protección. NOM-011-SSA2-1993, Para la prevención y control de la rabia.

3. Definiciones

Para efectos de la presente Norma, se entiende por:

3.1. Abeja: Insecto himenóptero, *Apis mellifera L.*

3.2. Acopio: Acción de reunir o juntar a los animales.

3.3. Animales: Seres orgánicos que viven, sienten y se mueven voluntariamente o por instinto.

3.3.1. Anfibios: Clase de vertebrados que pueden vivir en medio terrestre o acuático de manera indistinta.

3.3.2. Domesticado (amansado o adiestrado): Animal sacado de su medio ambiente natural y que requiere del hombre para su subsistencia.

3.3.3. Domésticos: Todas aquellas especies que están bajo el cuidado del hombre.

3.3.4. Invertebrados: Aquellos animales que carecen de columna vertebral.

3.3.5. Mamíferos: Vertebrados que tienen glándulas mamarias para criar a su prole.

3.3.6. Reptiles: Clase de los vertebrados de respiración pulmonar que se desplazan arrastrándose y que poseen escamas en el cuerpo.

3.3.7. Venenosos: Aquellos que por contacto, piquete o mordida ocasionan trastornos al hombre y hasta pueden causarle la muerte.

3.4. Amarre: Diferentes nudos que se realizan para sujetar animales.

3.5. Arreo: Procedimiento por medio del cual se moviliza a los animales de un sitio determinado a otro.

3.6. Aves: Clase de vertebrados que se reproducen por medio de huevos, con cuerpo recubierto de plumas y que en su mayoría se desplazan volando.

3.6.1. Canoras: Las aves que se mantienen cautivas por lo melodioso de su canto.

3.6.2. De ornato: Aquellas aves que se mantienen cautivas por lo vistoso de su plumaje.

3.6.3. De presa: Especies de aves que poseen poderosas garras o picos para poder cazar su alimento; se incluyen todas las rapaces.

3.6.4. De corral: Aquellas aves que se crían para abasto, tales como gallinas, gansos, patos, guajolotes, entre otras.

3.7. Cama: Material que se pone en el suelo para que los animales pisen o se echen.

3.8. Certificado de salud: Documento en el que se asienta que un animal se encuentra clínicamente sano. Debe estar firmado por un médico veterinario que posea cédula profesional.

3.9. Certificado zoosanitario: Documento oficial expedido por la Secretaría de Agricultura, Ganadería y

Desarrollo Rural o por quienes estén aprobados o acreditados para constatar el cumplimiento de las normas oficiales mexicanas. Tratándose de animales, será signado por un médico veterinario de la Secretaría o aprobado o acreditado.

3.10. Contenedores: Receptáculos con piso, paredes y techos sólidos, independientes del vehículo de transporte, diseñados para movilizar animales.

3.11. Corrales de descanso: Instalaciones bien acondicionadas para el reposo de los animales, con facilidades para alimentarlos y darles de beber y, en su caso, contar con los medios para realizar sacrificios de emergencia

3.12. Cuarentena: Medida zoosanitaria de control, basada en el aislamiento temporal, observación y restricción de la movilización de animales como medida profiláctica por sospecha o existencia de una enfermedad o plaga de los mismos.

3.13. Densidad de carga: Número de animales que se movilizan en condiciones óptimas en relación al volumen disponible del vehículo.

3.14. Duración del transporte: Tiempo total empleado en el traslado de los animales.

3.15. Embarcar: Acción de introducir a los animales en los vehículos o contenedores, para su movilización.

3.16. Embarcadero: Sitio destinado para embarcar.

3.17. Embarque: Número total de animales movilizados durante una maniobra de traslado.

3.18. Excreciones: Descarga o deposición de materia fecal, orina, vómito u otros.

3.19. Fauna silvestre: Todos aquellos animales que no son domésticos.

3.20. Fleje: Tira o banda de material resistente para sellar un contenedor.

3.21. Gestación: Tiempo que dura la preñez o embarazo.

3.22. Hacinamiento: Amontonamiento.

3.23. Haces luminosos: Conjunto de rayos emitidos o reflejados por una fuente luminosa.

3.24. Huella: Señal que deja un pie o pata o espacio para pisar.

3.25. Insensibilización: Acción con la que se induce rápidamente a un animal a un estado en el que no sienta dolor.

3.26. Jareta: Doblado donde pasa una cinta que amarra un costal.

- 3.27. Jaula:** Armazón de madera, mimbre, alambre o barras de metal que sirve para encerrar animales y poderlos movilizar.
- 3.28. Jaula de abejas a granel:** Embalaje para transporte cubierto en dos de sus caras con malla mosquitera.
- 3.29. Lesión:** Daño o alteración morbosa, orgánica o funcional de los tejidos.
- 3.30. Manejo:** Actividades o manipulación de los animales desde el acopio, embarque, movilización, hasta el desembarque.
- 3.31. Movilización:** Traslado de animales de un lugar a otro por medio de un vehículo destinado para este fin, ya sea por vía terrestre, marítima, aérea o a pie.
- 3.32. Núcleos de abejas:** Conjunto de abejas en desarrollo que consta de 2 a 5 bastidores, cría, abejas adultas y reservas alimenticias.
- 3.33. Peralte:** Altura en relación con el piso.
- 3.34. Perchas:** Barras de madera o cualquier otro material que imite superficies naturales para que las aves posen sus patas y descansen sobre ellas. Deben atravesar de un lado a otro del contenedor o jaula y tener un diámetro que corresponda al tamaño de las patas de las aves movilizadas, para las aves que así lo requieran.
- 3.35. Periodo de descanso:** Comprende desde el momento en que ha sido desembarcado el último animal, hasta el momento en que se embarca de nuevo al primero. Si los vehículos están contruidos para fines de traslado, el descanso de los animales puede permitirse en el interior de los mismos.
- 3.36. Periodo de movilización:** Tiempo de permanencia de los animales dentro del vehículo durante su movilización.
- 3.37. Persona o empresa comercializadora:** Persona física o moral que realiza actividades de compra y venta de animales, que para lo cual tiene que movilizarlos.
- 3.38. Propietario:** Dueño de un animal.
- 3.39. Punto de verificación:** Sitio aprobado por la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, donde se constata el cumplimiento de las normas oficiales mexicanas vigentes en materia de salud animal a través de la inspección documental y/o física.
- 3.40. Sacrificio de emergencia:** Sacrificio necesario con métodos humanitarios que se practica en cualquier animal que haya sufrido lesiones traumáticas o afecciones que le causen dolor y sufrimiento; o bien para aquellos animales que al estar fuera de control puedan causar algún daño o lesión al hombre u otros animales.
- 3.41. Salud:** Estado normal de las funciones orgánicas de los animales.
- 3.42. Secretaría:** La Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural.
- 3.43. Trato humanitario:** Conjunto de medidas para disminuir la tensión, sufrimiento, traumatismos y dolor de los animales durante su captura, movilización, exhibición, cuarentena, comercialización, aprovechamiento, entrenamiento y sacrificio.

3.44. Traumatismo: Acción violenta del exterior que produce una lesión local o general y que puede causar hasta la muerte.

3.45. Trayecto: Espacio a recorrer entre un punto y otro.

3.46. Toldo: Cubierta de lona o hule sostenida sobre un camión por medio de arcos para resguardar su contenido del sol o la lluvia.

4. Requisitos generales durante la movilización de animales

4.1. Referente a los animales.

4.1.1. Durante todas las maniobras de movilización, la seguridad y comodidad con que se manejen y viajen los animales, son factores de atención prioritaria.

4.1.2. Por lo general no se debe restringir a los animales el consumo de alimento y agua antes de su movilización, a excepción de los casos mencionados en los capítulos que tratan de cada especie.

4.1.3. No debe ser movilizado ningún animal que no pueda sostenerse en pie, que se encuentre enfermo, herido o fatigado, a menos que la movilización sea por una emergencia o para que los animales reciban tratamiento médico y siempre que su movilización no represente un riesgo zoonosológico. En caso de hembras no se movilizarán cuando se tenga la certeza de que el parto ocurrirá durante el trayecto.

4.1.4. No deben moverse crías de animales que para su alimentación y cuidados aún dependan de sus madres, a menos que viajen acompañadas por ellas.

4.1.5. Cuando los animales se movilicen en grupos no homogéneos se deben subdividir en lotes, ya sea según especie, sexo, edad, peso o tamaño, condición física, función zootécnica o temperamento, y si se alojan en el mismo vehículo se usarán divisiones en su interior.

4.1.6. En el caso de las especies ectotermas como invertebrados, anfibios y reptiles, se tomarán las precauciones necesarias para facilitar la ventilación y mantenimiento de los animales en temperaturas cercanas al rango óptimo para cada caso en particular. En el caso de las especies endotermas como las aves y mamíferos, no serán transportadas en condiciones climáticas extremas.

4.2. Referente al manejo.

4.2.1. El manejo comprende todas las maniobras necesarias para la movilización de los animales, que incluyen: el acopio, arreo, enjaulado, embarco, traslado y desembarco, que en todos los casos se realizarán con precaución y con calma.

4.2.2. El periodo de movilización comprende desde el momento en que se embarca al primer animal, hasta el momento en que se ha desembarcado al último. Los periodos máximos de confinamiento de los animales en vehículos equipados con bebederos o comederos, o que permitan el descanso en su interior, están recomendados en los capítulos de la especie que se trate.

4.2.3. En los puntos de inspección sanitaria los trámites de inspección deberán ser expeditos, ya que si hay aglomeración de vehículos, el periodo de espera afecta la condición de los animales.

4.2.4. De preferencia, los responsables del manejo serán cuidadores o vaqueros a los que estén acostumbrados los animales y los reconozcan fácilmente.

4.2.5. Los responsables del manejo para la movilización de los animales, deben mantenerlos tranquilos en todo momento, actuando sin brusquedad, evitando hacer ruido excesivo o dar gritos o golpes, para que los animales no sufran tensión ni se lastimen, agredan o peleen.

4.2.6. Durante el arreo no debe golpearse a los animales con ningún objeto que pueda causarles traumatismos.

4.2.7. Las maniobras de embarco y desembarco de animales deberán hacerse bajo condiciones de buena iluminación, tanto dentro como fuera del vehículo. Se debe evitar durante estas maniobras el contraste brusco entre la luz y la oscuridad, o dirigir haces luminosos de luz directamente a los ojos de los animales.

4.2.8. Para la maniobra de embarco y desembarco de animales, el vehículo se debe retroceder lentamente, cuidando que no quede espacio entre su piso y la rampa, donde puedan quedar atrapadas las patas de los animales, evitando así que se caigan o fracturen.

4.2.9. No deben sobrecargarse con animales los vehículos de movilización, debiendo respetarse las densidades de carga indicadas para cada especie animal en el capítulo correspondiente.

4.2.10. Para movilizar en el mismo vehículo a uno o varios animales de diferente procedencia, tamaño, condición física, edad o sexo, se debe contar con suficientes divisiones que permitan separarlos dentro del vehículo, según sea el caso.

4.2.11. En caso de tener que amarrar a los animales para su movilización, nunca se sujetarán por las patas ni se utilizarán nudos corredizos que puedan causar su estrangulación.

4.2.12. Deben inspeccionarse los animales periódicamente a lo largo del recorrido, para detectar aquellos que estén echados o caídos, tratando de evitar que sean pisoteados o sufran mayores lesiones, como hematomas o fracturas.

4.2.13. Cuando se amerite un sacrificio de emergencia deberá procederse conforme a la Norma NOM-033-ZOO-1995, Sacrificio humanitario de los animales domésticos y silvestres, en los capítulos correspondientes.

4.2.14. Si el trayecto durante la movilización es largo, se recomiendan periodos de descanso, con o sin desembarco de los animales para que reciban agua o alimento periódicamente, según lo señalado en los capítulos correspondientes.

4.2.15. En el caso de vehículos equipados adecuadamente para abreviar y alimentar a los animales en su interior, los periodos de descanso durante el trayecto se deben cumplir siempre con el vehículo estacionado bajo la sombra.

4.2.16. Solamente se desembarcan a los animales para que descansen durante el trayecto cuando el certificado zoosanitario vigente para esa movilización así lo

permita, y si además existen lugares apropiados o corrales de descanso a lo largo del camino, que estén aprobados por la Secretaría.

4.2.17. Los tiempos de espera de animales de abasto en los rastros, deberán cumplirse con los vehículos bajo la sombra, y para disminuir los tiempos de espera en los rastros:

a) El arribo de los animales deberá programarse cada vez que sea posible.

b) Los rastros deberán contar con suficientes corrales de desembarco.

4.2.18. Para movilizar ganado que recientemente haya sido sumergido en agua o baño garrapaticida, deberá dejarse escurrir a los animales antes de ser embarcados. No deben embarcarse nunca animales aún mojados cuando se vayan a movilizar bajo condiciones de clima frío.

4.2.19. Nunca se deben movilizar animales junto con sustancias en el mismo vehículo, y especialmente cuando éstas sean tóxicas o peligrosas.

4.3. Referente a los vehículos, contenedores y jaulas.

4.3.1. La movilización de los animales, ya sea por vía terrestre carretera o ferrocarril, aérea o marítima, debe realizarse con vehículos y/o contenedores diseñados o adaptados para este fin.

4.3.2. La movilización aérea de cualquier especie animal se hará de acuerdo con las normas establecidas por la International Air Transport Association (IATA).

4.3.3. La selección del tamaño, diseño, material y resistencia del vehículo, contenedor o jaula más apropiado, debe hacerse con base en la especie, número, tamaño, edad, sexo, fin zootécnico o comportamiento de los animales que se vayan a movilizar, incluyendo un método seguro para mantenerlo cerrado para evitar escapes de los animales o accidentes a terceras personas.

4.3.4. Los contenedores o jaulas deberán sujetarse firmemente a los vehículos durante su movilización, para evitar:

a) Que se muevan durante el viaje y se lesionen los animales ocupantes.

b) Que cualquier objeto alrededor obstaculice su ventilación o caiga sobre ellos.

Ejemplo: Jaulas de aves u otros animales que van sobre plataformas.

4.3.5. En el interior de vehículos, contenedores o jaulas no deben existir clavos, alambres, salientes, pasadores o cualquier objeto punzocortante que pueda lesionar a los animales durante el manejo.

4.3.6. Los vehículos para la movilización de animales deberán contar con mantenimiento adecuado para evitar descomposturas durante el trayecto.

4.3.7. Los vehículos o contenedores estarán diseñados y contruidos de manera que:

a) Los animales sean embarcados y desembarcados fácilmente.

b) La ventilación sea de acuerdo con el clima y requerimientos de las especies animales de que se trate.

c) Sean fáciles de limpiar.

d) Estén equipados con rampas portátiles o dispositivos de emergencia que permitan el desalojo rápido de los animales.

4.3.8. El piso deberá ser antiderrapante y estar en buenas condiciones; si no permite el drenaje y para absorber las excreciones, antes de embarcar a los animales, se acondicionará cubriéndolo con un material de cama limpio y seco, como arena, paja o aserrín, cuya cantidad será proporcional a la duración del viaje para prevenir superficies húmedas o lodosas antes de concluirlo.

4.3.9. Si no tienen techo, deben contar con sistemas de cobertura como lonas o toldos, con la finalidad de proteger a los animales del sol, del frío y la lluvia, cuando se requiera.

4.3.10. Las separaciones físicas en el interior de los vehículos, para la movilización de lotes de animales, deben ser de material resistente y estar bien sujetas en el interior para evitar que se muevan o sean derribadas fácilmente por los propios animales.

4.3.11. Los interiores de los vehículos deberán tener la altura suficiente para prevenir golpes en la cabeza y el dorso de los animales que viajan, y además deben estar diseñados de tal forma que no haya escurrimientos de orina, estiércol, vómitos u otras excreciones. En el caso de vehículos de 2 pisos, los animales más pesados se colocarán en el piso de abajo y los más ligeros en el piso superior.

4.4. Referente a las rampas y embarcaderos.

4.4.1. Los embarcaderos deben estar ubicados en lugar accesible en el corral de manejo o cerca de éste, para evitar arreos innecesarios y manejo excesivo.

4.4.2. En aquellos lugares donde no coincidan la altura del piso del vehículo y de las rampas fijas de embarcaderos, deberán existir rampas móviles.

4.4.3. Características de las rampas fijas:

a) En el extremo más alto debe haber una plataforma de aproximadamente 2 metros de largo.

b) La altura de los pisos de la rampa y del vehículo deben coincidir.

c) Las paredes serán muy sólidas y el piso firme y antiderrapante.

d) El ancho de la plataforma y las rampas, entre las paredes, será aproximadamente de 2.5 m para desembarcar y guiar al ganado cómodamente.

e) Las rampas de concreto se recomienda que tengan escalones aproximadamente de 10 cm de altura o peralte y 30 cm de ancho o huella. Cada escalón debe tener algunas canaladuras profundas o el piso antiderrapante.

f) Su inclinación no debe exceder los 20 grados.

4.5. Referente al transportista, el recorrido y la documentación.

4.5.1. El chofer debe contar con experiencia para manejar el vehículo y la carga que transporta, conduciendo con precaución, evitando arrancar y detenerse bruscamente y siempre deberá ir acompañado de un asistente.

4.5.2. Debe llevar consigo la siguiente documentación:

- a) Licencia de manejo vigente, que corresponde al tipo de vehículo que conduce y acorde al servicio prestado.
- b) Los datos y dirección completos del destinatario del embarque.
- c) Los datos y manera de comunicarse, ya sea con el propietario o el destinatario de los animales que moviliza, para avisar sobre cualquier emergencia.
- d) Todos los documentos o certificados correspondientes a los requisitos de la normatividad oficial vigente de la especie animal que se moviliza.
- e) Debe contar con un registro para el control de los tiempos de recorrido durante la movilización.

4.5.3. El chofer se debe cerciorar de que las chapas o pasadores de las puertas del vehículo sean seguros y estén bien cerrados antes de iniciar la marcha.

4.5.4. El transportista debe evitar las paradas innecesarias. En caso de que el vehículo se detenga por causas de fuerza mayor y el viaje no pueda reanudarse, se debe desembarcar a los animales o solicitar un reemplazo de vehículo, siempre y cuando el certificado zoosanitario de movilización lo permita. Cuando las disposiciones zoosanitarias impidan el desembarco de los animales por viajar en un vehículo con fleje, se dará aviso a la autoridad de sanidad animal más próxima para observar las normas correspondientes.

4.6. Referente a las condiciones durante estancias de animales en terminales de viaje, puertos y aduanas.

4.6.1. En el caso de animales que sean retenidos por más de 12 horas durante el trayecto de su movilización o al arribar a su destino, ya sea por razones fortuitas de decomiso, administrativas o accidentales, se les debe proporcionar alojamiento amplio y ventilado, agua suficiente para beber y alimentación propia de su especie hasta que sea solucionado el problema y puedan proseguir su destino, o sean rescatados y devueltos, o bien entregados a instituciones autorizadas para su custodia y disposición.

4.6.2. Estos animales, en ningún caso deben alojarse junto a la carga general, debiendo habilitarse en los lugares mencionados un espacio previsto para su estancia, en el cual existan las condiciones arriba señaladas.

5. Requisitos particulares de movilización por especie

En todos los casos que aplique, habrán de considerarse además los incisos correspondientes a los puntos 4.1., 4.2., 4.3., 4.4. y 4.5. de esta Norma.

5.1. Movilización de aves domésticas.

5.1.1. Para su manejo y movilización no se colgará nunca a las aves de sus alas, ni se les mantendrá amarradas de las patas.

5.1.2. Las jaulas o contenedores con aves no se deben arrojar ni azotar, evitando su excesiva manipulación, procurando manejarlas con sistemas mecánicos.

5.1.3. Cuando se movilicen grupos de aves en una misma jaula, deberá evitarse en todos los casos su hacinamiento dentro de la misma.

a) La mayoría de las jaulas para movilizar aves tienen una altura en su interior que impide que viajen paradas, deberán contemplarse diseños más altos para permitir que puedan pararse sin que tope su cabeza con el techo de la jaula.

b) Si el piso de la jaula cuenta con orificios, éstos tendrán una forma y tamaño que impida que los dedos y patas de las aves se atoren en ellos.

5.1.4. Pollos y gallinas: La mayor proporción de aves que se movilizan son los pollos y gallinas con destino al rastro.

a) Previo al momento del sacrificio se deberá considerar un tiempo de ayuno de 10 horas en promedio, para disminuir la contaminación de las canales por el contenido de alimento aún presente en el aparato digestivo.

b) El tiempo de ayuno incluye:

- Periodo de restricción al acceso de alimento en la granja.
- Tiempo que dure el acopio de las aves.
- Enjaulado.
- Traslado y tiempo de espera del vehículo en andén del rastro.
- Desembarco y periodo de sacrificio.

c) El periodo de movilización para estas aves no debe ser mayor de 12 horas.

No se recomiendan periodos de descanso durante la movilización de aves, ya que no se obtienen beneficios.

d) Las jaulas para movilización de pollos y gallinas por lo general son de las siguientes dimensiones: 96

cm de largo, 57 cm de ancho y 23-26 cm de altura libre en el interior. En este tipo de jaulas no deberán introducirse más de 10 pollos o gallinas (con promedio de peso de 2.5 Kg).

e) Las jaulas con pollos y gallinas se movilizarán siempre sobre plataformas planas y se acomodarán apiladas en columnas, ya que por su diseño se ensamblan unas con otras, lo que favorece que se mantengan fijas y se muevan menos durante el trayecto.

f) Si se movilizan jaulas apiladas, éstas deberán tener un diseño con salientes a los lados, de manera que al ensamblarlas queden espacios de cerca de 4 cm a todo su alrededor para permitir el paso del aire entre ellas y hacia su interior.

g) Para favorecer aún más la ventilación no se formarán columnas de más de 4 jaulas de ancho y entre cada columna se respetarán espacios por lo menos de 15 cm de separación.

5.1.5. Pollitos recién nacidos.

Al salir de las plantas de incubación se movilizan gran cantidad de pollitos de 1 a 2 días de nacidos, en cajas que varían en tamaño y construcción.

a) No deben moverse más de 100 pollitos/caja.

b) El interior de cada caja contará con separadores fijos que permitan subdividirla al menos en cuatro compartimentos para evitar que se hacinan en las esquinas.

c) Las dimensiones mínimas en centímetros para las cajas serán: 56 X 46 X 15.

d) El fondo de las cajas se debe recubrir de un material inocuo y absorbente.
e) La movilización más frecuente se hace en camiones y por vía terrestre, debiendo contar los vehículos, en todos los casos, con ventiladores especiales con tomas y salidas de aire, o con sistema de aire acondicionado, pudiendo requerirse en verano hasta sistemas de refrigeración para contrarrestar la generación de calor cuando el embarque es de miles de pollitos.

f) No se recomienda movilizar pollitos recién nacidos por periodos más largos de 16 horas.

g) Para movilización aérea de pollitos se usan las mismas cajas y solamente viajarán un máximo de 85 pollitos/caja.

5.1.6. Pavos, patos, gansos, codornices y otras aves de corral.

Para su movilización se requieren jaulas con diseño y dimensiones de acuerdo al tamaño y número de aves a movilizar, evitando en todos los casos el hacinamiento.

5.2. Movilización de ganado bovino.

5.2.1. El periodo de movilización para el ganado bovino no debe exceder de 18 horas sin descanso y sin darles agua de bebida.

a) Los periodos de descanso sin desembarcar al ganado durante los viajes por vía terrestre, deben ser por lo menos de 3 horas y conforme a los incisos 4.2.13. y 4.2.14. de esta Norma.

b) En el caso de movilizaciones más prolongadas de 24 horas, además de los descansos cada 18 horas, se les ofrece alimento a los animales.

c) Las vacas en producción o recién paridas deben ser ordeñadas cada 12 horas.

5.2.2. En el caso de vacas gestantes dentro de los dos primeros tercios de la gestación y de becerros hasta de 6 meses de edad, no deben moverse por más de 8 horas sin descanso, y sin ofrecerles agua y alimento.

5.2.3. Los sementales deben moverse individualmente o separados del resto de los animales por medio de divisiones en el interior del vehículo.

5.2.4. En vehículos o contenedores con techo, el espacio mínimo entre el piso y techo será de aproximadamente un tercio más alto de la altura promedio a la cruz de los animales del embarque (ejemplo: altura promedio a la cruz: 1.50 m = 2.00 m espacio interior del piso al techo).

5.3. Movilización de ovinos y caprinos.

5.3.1. No debe usarse el bastón eléctrico para el arreo de ovinos y caprinos, y durante su manejo se evitará en todos los casos levantarlos tomándolos de la lana.

5.3.2. Las jaulas o contenedores para moverlos deben tener una altura mínima en el interior de 1.10 m.

5.3.3. Los ovinos machos o moruecos y los machos cabríos adultos, deben moverse individualmente y si corresponden al mismo hatu pueden viajar en grupo.

5.3.4. Todas las maniobras de embarque de ovinos o caprinos deben hacerse utilizando rampas con las características señaladas en el inciso 4.4. de esta Norma.

5.3.5. El periodo de movilización no debe exceder de 18 horas sin periodos de descanso y sin dar de beber a los animales.

a) Los periodos de descanso sin desembarcar al ganado durante los viajes por vía terrestre, deben ser por lo menos de 2 horas y conforme a los incisos 4.2.13 y 4.2.14 de esta Norma.

b) Los corderos y cabritos deben recibir agua y alimento cada 8 horas durante los periodos de movilización.

5.4. Movilización de porcinos.

5.4.1. La mayoría de los cerdos que se movilizan son animales para pie de cría o de abasto con destino al rastro, si son adultos, toleran bastante bien las temperaturas frías, en cambio el calor resulta un inconveniente, y si es extremo, se recomienda darles un baño de aspersion durante viajes largos, y aquí la presencia de lluvia resultaría conveniente, como una excepción de lo recomendado en el inciso 4.1.5.

5.4.2. El periodo de movilización en cerdos no debe exceder de 20 horas.

a) El periodo de movilización sin descanso no debe exceder de 8 horas.

b) Los periodos de descanso durante el trayecto se cumplirán por lo menos cada 8 horas con los animales dentro del vehículo, estacionándolo bajo la sombra por periodos que no excederán de 1 hora.

5.4.3. Los pisos de vehículos para movilización de cerdos se recomienda que cuenten con una serie de soleras o tiras de metal con bordes redondeados de 2-3 cm de alto bien fijadas y que corran a lo ancho y largo del camión, con la finalidad de favorecer el apoyo de las patas para evitar que resbalen y para favorecer que se levanten, disminuyéndose así las pérdidas por fracturas y golpes.

5.4.4. El espacio mínimo recomendado para movilizar cerdos es de 0.45 m² por cerdo con promedio de 100 Kg de peso vivo.

5.5. Movilización de equinos.

5.5.1. No se permite la utilización de vehículos de 2 pisos para su movilización.

5.5.2. Los vehículos o remolques deben ser lo suficientemente largos para que los animales quepan cómodamente.

5.5.3. El ancho y largo de las paredes de los remolques para la movilización de equinos será:

Peso promedio del animal en kg	Espacio entre las paredes en cm	Largo mínimo del remolque en cm
menos de 500	67	2.50
más de 500	81	3.00

5.5.4. La altura mínima del techo de los vehículos para movilizar equinos será de 75 cm por encima de la cruz de los animales más altos.

5.5.5. La altura mínima de las paredes de vehículos sin techo debe ser suficiente para evitar en todos los casos que los animales puedan brincar. Se recomienda que las paredes lleguen a la altura del cuello.

5.5.6. Para arrear a los equinos nunca se debe usar el bastón eléctrico.

5.5.7. Los garañones deben ser movilizados en forma individual o separados por medio de divisiones del resto de los animales.

5.5.8. Los burros deben ser movilizados separadamente de los caballos y las mulas.

5.5.9. Los equinos deben ser movilizados por periodos máximos de 18 horas, seguidos de un periodo de descanso de 8 horas realizado de preferencia en instalaciones adecuadas.

5.5.10. Si la movilización es más prolongada, los equinos deben viajar por periodos hasta de 12 horas, permitiéndose paradas cada 6 horas, con duración de una hora, para proporcionarles agua y alimento.

5.5.11. Para la movilización de grupos de equinos sueltos, se dividirán en lotes homogéneos según el sexo, peso o alzada.

5.5.12. A los equinos movilizados en grupo para su venta y/o sacrificio, se les deben quitar las herraduras de los cuatro cascos antes de iniciar el viaje para que no se resbalen o evitar que se dañen unos a otros.

5.6. Movilización de perros y gatos.

5.6.1. Todos los perros y gatos deben ser movilizados en jaulas adecuadas excepto cuando van acompañados de sus dueños en vehículo particular evitando movilizarlos en espacios muy reducidos o en posturas incómodas.

5.6.2. Es una práctica frecuente que los dueños dejen a sus perros y/o gatos en el interior de sus vehículos estacionados. En estos casos se sugiere lo siguiente:

a) Procurar que el tiempo de permanencia del animal en el vehículo sea mínimo.

b) Siempre que sea posible, estacionar el vehículo en la sombra.

c) Abrir por lo menos dos ventanas del vehículo a una altura que permita la entrada de aire y a la vez evite que el animal escape.

5.6.3. Queda prohibido movilizar perros o gatos dentro de cajuelas, aun en trayectos muy cortos para evitar cualquier riesgo de asfixia o sobrecalentamiento.

5.6.4. El tamaño de las jaulas debe ser suficiente para que el animal pueda moverse libremente en su interior y recostarse en una posición natural.

5.6.5. Las jaulas deben estar construidas con materiales resistentes e impermeables, provistas de orificios en las paredes y/o techo que permitan una suficiente ventilación, con una puerta de acceso fuerte y resistente, cerrada firmemente para evitar que el animal escape.

5.6.6. El piso debe cubrirse durante la movilización con varias capas de papel periódico que permitan la absorción de las excretas y su eliminación periódica.

5.6.7. Los perros y gatos no deberán permanecer más de 24 horas sin ingerir alimento durante los periodos de movilización.

5.6.8. En el caso de movilizaciones durante más de 6 horas, se debe fijar fuertemente al interior de la jaula un receptáculo que contenga agua potable. La forma y material del bebedero deben impedir que el agua se vacíe y que el animal se lastime.

5.6.9. En el caso de perros capturados en cercos epidemiológicos, su transporte se hará de acuerdo a los reglamentos que sobre los centros de control canino, expidan los servicios estatales de salud.

5.7. La jaula o contenedor debe contar siempre con una identificación o etiqueta visible y bien adherida que cuente con la siguiente información:

- * Datos del destinatario y del remitente.
- * Contenido: nombre común y científico del animal y número de ejemplares.
- * Datos relevantes acerca de la temperatura o alimentación para el mantenimiento de los ejemplares durante el periodo de movilización.
- * Indicaciones especiales, como ejemplo: productos utilizados para sedación.
- * Documentación que se acompaña.
- * Flechas dibujadas que señalen la posición correcta de la jaula o contenedor.
- * Leyendas de importancia como: "Animales vivos", "Manejar con cuidado".

6. Movilización de fauna silvestre

Se ubican dentro de la fauna silvestre los siguientes:

Invertebrados: terrestres como tarántulas, alacranes, escarabajos, entre otros.

Anfibios: como ranas, salamandras, ajolotes, entre otros.

Reptiles: como víboras, cocodrilos, tortugas, saurios, entre otros.

Aves: canoras y de ornato, de presa, palmípedas y corredoras.

Mamíferos: carnívoros, herbívoros, insectívoros tanto terrestres como voladores.

a) Para evitar que los animales escapen o produzcan lesiones al personal que los maneja, en todos los casos deberán tomarse las medidas de seguridad pertinentes.

b) Cualquier contenedor donde se movilicen animales silvestres de preferencia se colocará en lugares oscuros o con poca luz para disminuir el estrés durante el viaje, pero siempre evitando los objetos que obstaculicen su ventilación o que pudieran caer sobre él.

c) Cualquier caja, jaula o contenedor donde se movilicen animales silvestres debe permitir una abundante ventilación de los ocupantes en su interior; deben contar con orificios en la tapa y en las paredes, los cuales serán de un diámetro tal que impida la salida de la cabeza o de alguna extremidad.

d) En todos los casos cuando se movilicen animales silvestres en grupo deberá evitarse el hacinamiento.

e) La jaula o contenedor debe contar siempre con una identificación o etiqueta visible y bien adherida que cuente con la siguiente información:

- * Datos del destinatario y del remitente.

- * Contenido: nombre común y científico del animal y número de ejemplares.
- * Datos relevantes acerca de la temperatura o alimentación para el mantenimiento de los ejemplares durante el periodo de movilización.
- * Indicaciones especiales, como ejemplo: productos utilizados para sedación.
- * Documentación que se acompaña.
- * Flechas dibujadas que señalen la posición correcta de la jaula o contenedor.
- * Leyendas de importancia como: "Animales vivos", "Manejar con cuidado" u otros.
- * Cuando se movilizan animales venenosos, debe incluirse una leyenda visible que diga: "Peligro Venenoso", como se indica en el Apéndice A (Normativo)
- * En su caso, incluir una leyenda de "animales peligrosos".
- * Incluir una leyenda de "fauna silvestre".

6.1. Invertebrados terrestres, como se indica en el Apéndice B (Normativo)

a) Deben moverse en cajas con divisiones para cada uno de los individuos, ya que la mayoría de estas especies son de hábitos carnívoros.

b) Si el viaje es prolongado de más de 24 horas, se debe colocar en una esquina de cada división de la caja una esponja con tamaño similar al del cuerpo del animal, embebida con agua potable colocada sobre una superficie impermeable para que puedan beber.

c) En el caso de caracoles para consumo, se deben transportar en cajas con cama de salvado o aserrín debidamente ventiladas y permitiéndoles libertad de movimiento.

6.2. Anfibios de abasto (Ranas, ajolotes).

6.2.1. Pueden viajar en cajas de unicel o de madera que tengan en las paredes y la tapa un buen número de orificios para lograr la mayor ventilación posible. El piso debe ser de consistencia suave o lisa e impermeable cubierta la mitad de una capa de hule espuma húmedo para que los animales se posen en la parte seca o húmeda cuando deseen. Sólo se introducirá el número de animales que ocupe la mitad de la superficie del suelo. Los animales deben moverse con ayuno de 24 horas, para disminuir la cantidad de excretas. Las cajas deben estar firmemente cerradas, como se indica en el Apéndice C (Normativo).

6.3. Reptiles. Deben moverse con ayuno de 24 horas cumpliendo con lo indicado en el punto 4.1.6. de esta Norma.

6.3.1. Tortugas y saurios: Se colocan en cajas de unicel o madera con piso liso de textura suave. Si se movilizan animales muy grandes, de preferencia deben viajar en forma individual, la caja debe contar con varios orificios, como se indica en el Apéndice D (Normativo).

6.3.2. Serpientes y saurios venenosos: Deben colocarse primero en una caja de acrílico transparente con orificios más pequeños que el diámetro de su cabeza para una ventilación adecuada; esta caja se colocará dentro de otra caja de madera o unicel, también con numerosos orificios que permitan la ventilación de la primera.

La utilización de doble caja es muy importante para evitar que escapen y por la seguridad del personal que los maneja.

6.3.3. Serpientes no venenosas: Pueden estar contenidas en cajas de madera, unicel o acrílico con orificios para su ventilación. También pueden estar contenidas en sacos de tela resistente y permeable que permita el intercambio de aire, manteniendo dichos sacos en ambiente ligeramente húmedo. Los ejemplares se colocan de preferencia individualmente en sacos con la parte superior cerrada firmemente a manera de jareta con un cordón y para evitar la salida del ejemplar se debe hacer un segundo nudo bajo la jareta; posteriormente se colocan los sacos en cajas que contengan en el techo y paredes suficientes orificios. Las cajas deben estar bien cerradas.

6.3.4. Cocodrilos, lagartos, caimanes y gaviales: No deben movilizarse animales de diferentes especies en la misma caja. Los animales de gran tamaño deben viajar de manera individual; las cajas deben tener las dimensiones necesarias para que el animal permanezca ahí de manera estática, pero cómodo; evitándose al mismo tiempo que gire su cuerpo de modo circular o sobre su propio eje. La caja debe ser de madera o de otro material resistente, con orificios en paredes y tapa como se indica en el Apéndice E (Normativo). No se requiere alimentar animales adultos durante movilizaciones menores a 72 horas. El ayuno máximo para crías y animales en desarrollo deberá ser de 24 horas y se recomienda colocar cama de aserrín o viruta de madera en la caja.

6.4. Aves silvestres.

Para estas especies debe referirse al punto 4.1.6. de esta Norma.

- Punto 6.4.1.

a) Canoras, de ornato y en general aves de talla pequeña como canarios, pinzones, palomas, periquitos y loros pequeños. Se les confina en cajas o jaulas que pueden contar o no con perchas de un diámetro adecuado para que posen sus patas cómodamente durante el viaje. Las cajas deben contar con bebederos y comederos adecuados, dispuestos de tal forma que no puedan vaciarse mojando la jaula o a los animales.

La altura de la caja depende del tamaño de las aves, considerando siempre que tengan libertad para mantenerse erectas cuando existen perchas, como se indica en el Apéndice F (Normativo). Los barrotes de las jaulas o los orificios de las cajas cumplirán con las especificaciones del punto 6. inciso c). Cuando sea necesario se colocará en el piso una cama inocua y absorbente para que retenga la humedad de las deyecciones.

El transporte de palomas debe realizarse en cestas o jaulas adecuadas para ellas, ya sean individuales o en grupo y podrá llevarse a cabo por particulares o por agrupaciones dedicadas a las competencias o exhibiciones de estos animales.

Cuando se trate de agrupaciones, éstas realizarán el transporte de las palomas en vehículos con ventilación adecuada y se les proporcionará agua y alimento

suficiente para el número de animales que transporta, cuando no se pueda realizar la suelta como el caso de las palomas mensajeras.

b) Aves de talla grande, psitácidos como loros, guacamayas, cacatúas u otras.

Cuando las aves son muy grandes deben viajar en forma individual o cuando mucho 2 o 3 animales de la misma especie por caja. Las cajas o jaulas pueden contar o no con perchas de un diámetro adecuado para las patas de los animales, con la finalidad de que se posen cómodos durante el viaje, como se indica en el Apéndice F (Normativo). Los barrotes de las jaulas o los orificios de las cajas cumplirán con las especificaciones marcadas en el punto 6. inciso c). Cuando sea necesario se colocará en el piso una cama inocua y absorbente para que retenga la humedad de las deyecciones.

6.4.2. Aves de presa, como halcones, búhos, zopilotes, águilas, entre otras:

Deben viajar en cajas que tengan o no percha con el diámetro correspondiente a la medida de la pata del ave para que pueda viajar cómodamente posada sobre ella, como se indica en el Apéndice F Normativo. Las cajas contarán con las especificaciones del punto 6. inciso c) y según la longitud del trayecto contarán o no con bebedero en su interior. El piso debe ser liso y de una textura que no lesione las patas de los animales. Cuando sea necesario se colocará en el piso una cama inocua y absorbente para que retenga la humedad de las deyecciones.

6.4.3. Aves palmípedas como gansos, pelícanos, patos, garzas y otras:

Para movilizarlas durante periodos no mayores de 8 horas, se recomiendan pisos lisos sobre los que se posen los animales, y en el caso de movilizaciones prolongadas se recomiendan pisos de rejilla, en cuyas separaciones no puedan atorarse las patas de los animales y para que a través de esa rejilla drenen las excretas, las cuales deben caer en una charola, para poderlas limpiar sin molestar a los animales. Las paredes y techo deben tener numerosos orificios como se indica en el Apéndice G Normativo. Se les debe colocar comedero y recipientes para agua, los cuales estarán fijos a una de las paredes.

6.4.4. Aves grandes o corredoras como avestruz, emú, rhea, casuarios, entre otras:

Deben moverse en cajas con muy buena ventilación, al igual que se menciona en incisos anteriores, y se recomienda que el interior esté oscuro para disminuir el estrés. El espacio por dentro debe ser suficiente para que el animal pueda moverse, no se deben colocar más de 2 aves por contenedor; o bien, pueden moverse en grupo, el piso será de un material suave y absorbente para evitar que se lastimen las patas, preferentemente no se utilizará material de cama ya que los animales pueden ingerirlo; si la movilización no es mayor de 24 horas, no se requiere darles alimento; si la movilización es más prolongada debe haber comedero y bebedero en el interior del contenedor para ofrecerles agua y comida. También pueden moverse en camiones para transporte de equinos, siempre y cuando tengan buena ventilación y el piso sea antiderrapante, como se indica en el Apéndice G (Normativo).

6.5. Mamíferos terrestres.

6.5.1. Primates no humanos: Deben mobilizarse en cajas o jaulas con poca separación entre los barrotes, o bien, en cajas individuales de madera totalmente cerradas con orificios de acuerdo al punto 6. inciso c) de esta Norma, con abundante cama sin charola y con cerrojos seguros.

La caja debe tener una pequeña puerta o ventana como se indica en el Apéndice H (Normativo), por la que se pueda observar al animal y darle agua y alimento con la frecuencia que se requiera, en viajes mayores de 8 horas generalmente es necesario.

6.5.2. Carnívoros: Las cajas para movilizarlos deben ser lo suficientemente amplias para que los animales se puedan mover y darse vuelta cómodamente. En su diseño se debe considerar una doble puerta de preferencia y los implementos necesarios para cargar o mover la caja en forma segura, como se indica en el Apéndice H (Normativo). El material de construcción debe ser lo suficientemente resistente y seguro, de acuerdo con el tamaño del animal que se desea movilizar, para que resista los movimientos bruscos del mismo, así como la acción de colmillos o garras que puedan dañar esos materiales. Cuando viajen hasta 24 horas no requieren de alimento ni agua, excepto para animales en crecimiento o especies de tamaño pequeño que por lo menos requieren agua, pero si la movilización es de mayor duración siempre se les ofrecerá comida y agua.

6.5.3. Animales de circos y espectáculos: Para su movilización se debe cumplir con los requisitos señalados en esta Norma para cada una de las especies que corresponda.

Los osos entrenados pueden viajar en un contenedor resistente o en la caja del camión, siempre y cuando estén sujetos por el cuello con un collar, el cual se debe sujetar unido a una cadena que se debe fijar a una estructura interna firmemente, como se indica en el Apéndice J (Normativo).

6.5.4. Herbívoros pequeños y grandes como camélidos, cebras, cérvidos y antílopes, entre otros:

El transporte puede ser individual o en grupo tomando en cuenta sexos y tamaño de los individuos, los contenedores deben ser resistentes, separados interiormente por divisiones, que ni los compriman ni les permitan moverse en grandes espacios, para evitar que se agrupen en las esquinas. El largo de la caja no debe exceder de 40 cm del largo del cuerpo del animal para sólo permitir que se coloque agua o alimento en caso necesario. Si se trata de cajas individuales se debe considerar el uso de puerta en ambos extremos. Debe colocarse abundante cama sobre el piso no derrapante en cualquiera de los casos, sin separaciones para evitar que los animales se atoren en ellas.

A los cérvidos se les puede o no cortar las astas antes de movilizarlos. No se deben transportar durante la etapa en que las astas están cubiertas por terciopelo (velvet). En el caso de los antílopes se les deben proteger los cuernos para evitar que se

fracturen. La altura de la caja será suficiente para que tengan libertad de enderezar la cabeza en forma cómoda, como se indica en el Apéndice J (Normativo).

6.5.5. Jirafas: Los contenedores pueden estar fabricados sin techo para animales adultos ya que así pueden ver a su alrededor y se estresan menos, deben tener una anchura ligeramente mayor a la del cuerpo del animal y una altura que permita que sólo quede libre la cabeza y un tercio del cuello de la jirafa; para crías o animales jóvenes se utilizan cajas o contenedores preferentemente con techo; como se indica en el Apéndice L (Normativo). Debe colocarse abundante cama en el piso noderrapante. Las maniobras de movilización se deben hacer con delicadeza para evitar cualquier riesgo de fracturas en las extremidades o cuellos tan largos.

6.5.6. Rinocerontes, hipopótamos y elefantes: Para movilizar a estos animales se emplean cajas fuertemente construidas con materiales muy resistentes y preferentemente cerrados con puerta en ambos extremos, con piso antiderrapante y suficiente cama. Deben medir sólo un poco más del ancho del cuerpo de cada animal para evitar que puedan darse la vuelta adentro. La longitud de la caja solamente será cerca de medio metro más que el largo del cuerpo del animal para que en viajes largos se les pueda proporcionar alimento y agua. En el caso de la movilización de uno o varios elefantes a la vez, pueden viajar libres en la caja del contenedor siempre y cuando dos de sus patas, una delantera y la contraria trasera, se encuentren sujetas a una cadena sin lastimarlos, las cuales a su vez se fijen en argollas fuertemente sujetas al piso del vehículo como se indica en el Apéndice L Normativo. Cuando se transportan varios animales juntos, se debe considerar siempre la compatibilidad de carácter, talla y sexo.

Los animales muy jóvenes y de talla pequeña pueden viajar en grupo y sin sujeción.

7. Movilización de abejas productoras de miel (*Apis mellifera* L)

Las abejas productoras de miel son susceptibles de moverse en: colmenas pobladas para producción de miel, para polinización, núcleos de abejas, paquetes o jaulas con abejas a granel.

Se deben movilizar con suficiente ventilación y proporcionarles agua limpia diariamente, en especial en climas cálidos.

No se expondrán a productos tóxicos como pesticidas, sustancias derivadas del petróleo y los gases del escape de los camiones de transporte de carga.

En el caso de las colmenas pobladas, se pueden transportar con tapas de viaje y piqueras cerradas, también con piqueras abiertas sin tapas de viaje, en transportes con cajas refrigeradas con ventilación restringida o en camiones abiertos, en el que el conjunto de colmenas se cubran con una malla resistente que les impida salir.

8. Sanciones

El incumplimiento a las disposiciones contenidas en la presente Norma, se sancionará conforme a lo establecido en la Ley Federal de Sanidad Animal y la Ley Federal sobre Metrología y Normalización.

9. Concordancia con normas internacionales

Esta Norma Oficial Mexicana no es equivalente con ninguna norma internacional.

10. Bibliografía

- Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS), USDA 9 CFR.CH.1 (1-1-92 edition).
- Australian National Code of Practice for Welfare of Animals. Land Transport of Horses-1995. Standing Committee on Agriculture and Resource Management.
- Arzave Barrera Alfonso. Miembro de la Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Equinos. Comunicación personal.
- Commission of the European Communities. Directorate General for Agriculture VI B11.2.
- Council of Europe, Committee of Ministers to Member States on the Transport of Horses-1987.
- Editorial El Manual Moderno S.A de C.V. Manual de Producción Avícola 1993.
- Grandin, T.; 1979. Understanding animal psychology facilitates handling livestock. Vet. Med. Small Anim. Clin. 74:697-706.
- Grandin, T.; 1980a. The effect of stress on livestock and meat quality prior to and during slaughter. Int. J. Stud. Anim. Prob. 1:313-337.
- Grandin, T.; 1982b. Understanding hog psychology simplifies handling. Vet. Med. Small Anim. Clin. 77:267- 271.
- Grandin, T.; Applied Animal Behaviour Science. 1990; 28:187-201. Animal Science Department, Colorado State University, Fort Collins, CO 80523, USA.
- González Orijel Antonio. Confederación Nacional Ganadera. Comunicación personal.
- Guideline for transport and preparation for shipment of live wild animals and plants. CITES.
- López Coello Carlos. Departamento de Producción Animal; Aves. FMVZ-UNAM. Comunicación personal. Nostrand van Reinhold. Commercial Chicken Production Manual ISBN 0-0442-31882-2.
- Report of the Scientific Veterinary Committee.; Animal Welfare Section. On the Transport of Farm Animals. VI/3404/92-EN Brussels, 18 May 1992.
- SAGAR.; Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. División de Investigación Pecuaria. Recomendaciones para el acondicionamiento del ganado, su transportación y recepción. CENID Fisiología y Mejoramiento Animal-1996.
- Stephens, D.B.; Perry, G.C.; Applied Animal Behaviour Science, 1990;28: 1-2, 41 55-44. Royal Veterinary College, Hawkshead Lane, North Mymms, Hatfield, AL9 7TA.UK.

11. Disposiciones transitorias

Las disposiciones contenidas en la presente Norma Oficial Mexicana entrará en vigor al día siguiente de su publicación en el **Diario Oficial de la Federación**, excepto los siguientes puntos que a continuación se indican:


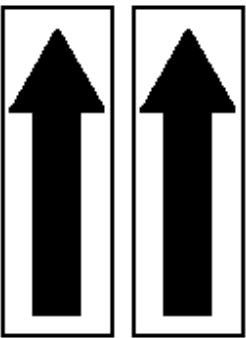

11.1. Los puntos 4.3.10.; 4.4.2.; 4.4.3. inciso d) y 5.1.3. inciso a), entrarán en vigor un año después, contado a partir de la fecha de publicación en el **Diario Oficial de la Federación**.

11.2. Los puntos 4.3.7. inciso d); 4.6.1.; 5.3.4 y 5.4.3.; entrarán en vigor tres años después, contados a partir de la fecha de publicación en el **Diario Oficial de la Federación**.

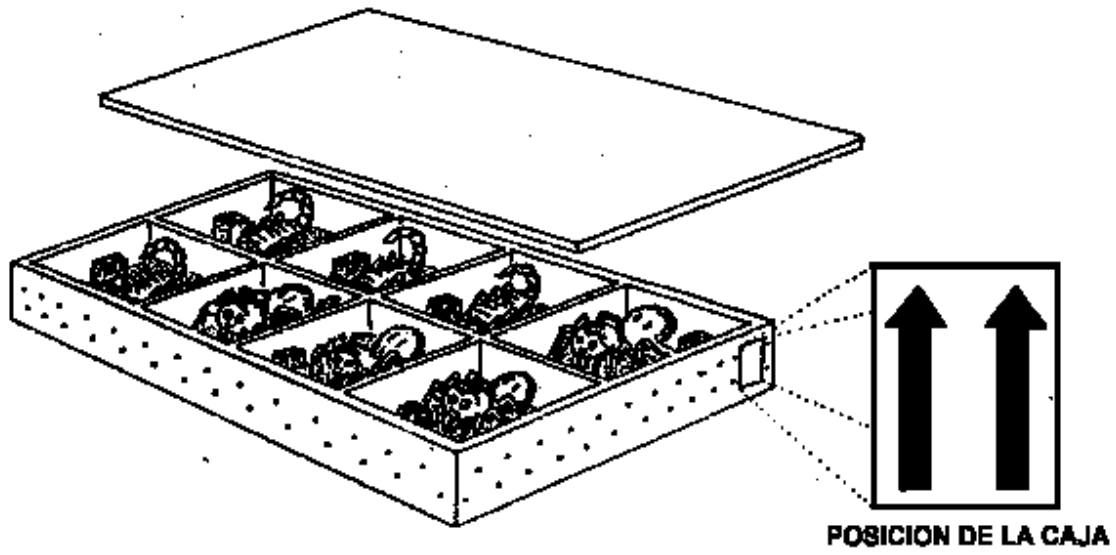
Sufragio Efectivo. No Reelección.

México, D.F., a 24 de febrero de 1998.- Con fundamento en lo dispuesto por el artículo 65 del Reglamento Interior de esta Dependencia, el Director de Coordinación Jurídica, **Sergio Guerra Beltrán**.- Rúbrica.

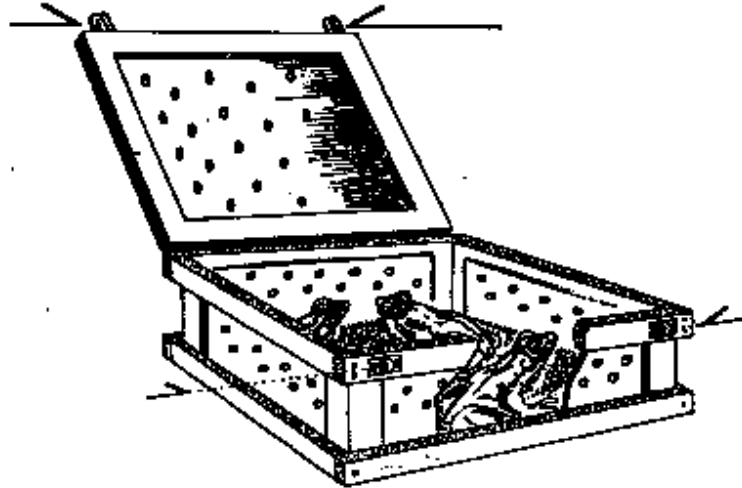
APENDICE A (NORMATIVO)					
DESTINATARIO		ETIQUETA		REMITENTE	
Nombre:		Contenido: (Venenoso)		Nombre:	
Domicilio completo:		Nombre común:		Domicilio completo:	
Tel.:		Nombre científico:		Tel.:	
Tel.:		Número de especímenes:		Tel.:	
Temperatura Requerida	Alimentación	Sedación	Documentación que se acompaña		
Máx C	Instrucciones:	Producto:	Certificado de salud		
Mín C	(No alimentar)	Sí () No ()	Permiso exportación o importación		
			Otros		

 <p>ANIMALES VIVOS MANEJESE CON CUIDADO</p>	 <p>POSICION DE LA CAJA</p>	 <p>PELIGRO VENENOSO</p>
---	---	--

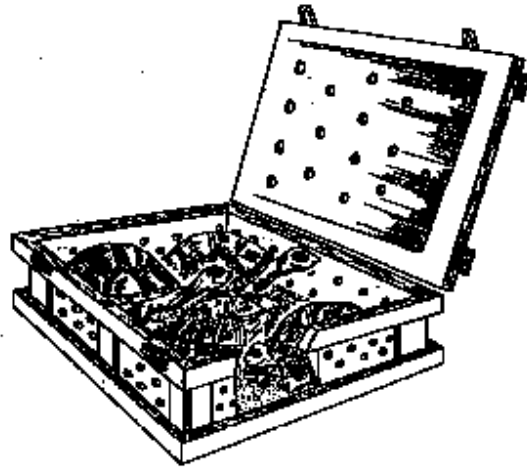
APENDICE B (NORMATIVO) INVERTEBRADOS TERRESTRES



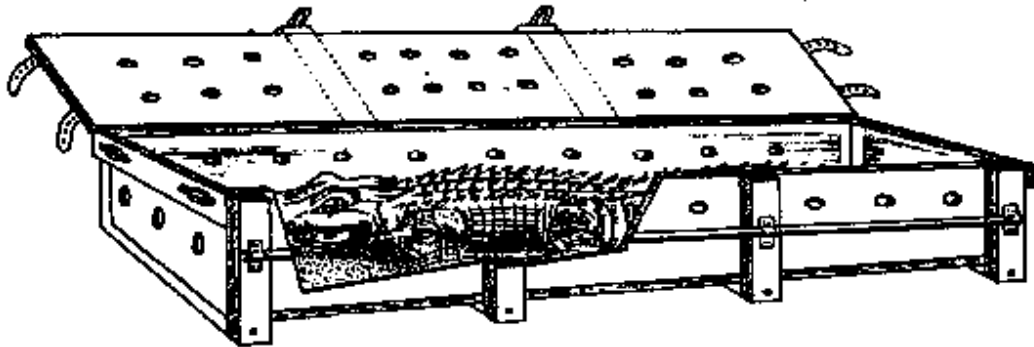
APENDICE C (NORMATIVO) ANFIBIOS DE ABASTO



APENDICE D (NORMATIVO) TORTUGAS Y SAURIOS

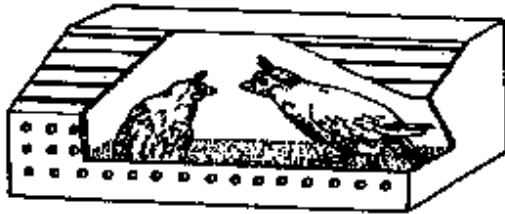


APENDICE E (NORMATIVO) COCODRILOS

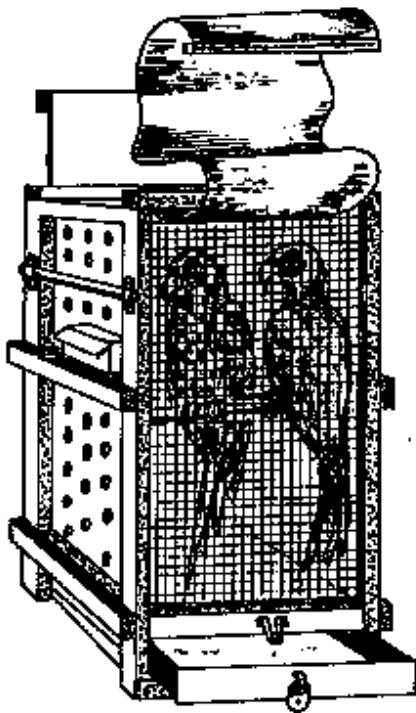
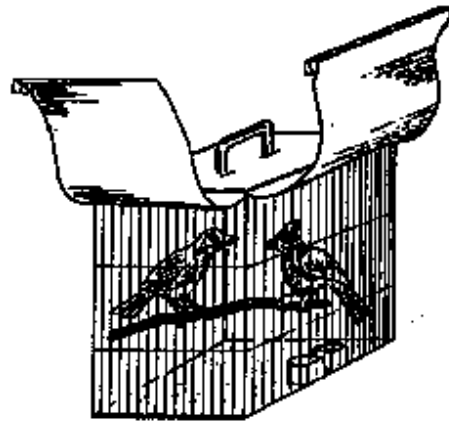


APENDICE F (NORMATIVO)

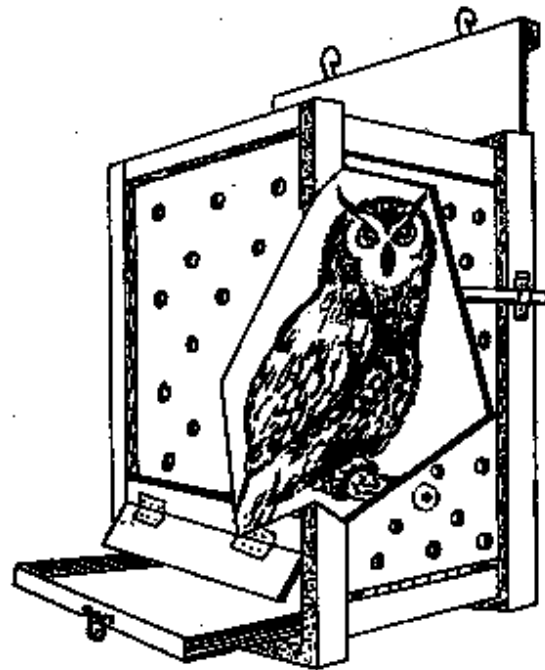
AVES PEQUEÑAS. CANORAS Y PALOMAS



AVES CANORAS O DE ORNATO



AVES PSITACIDAS



AVES DE PRESA