

MANUAL DE ANESTESIA EN CONEJOS

TRABAJO FINAL ESCRITO DEL IV SEMINARIO DE TITULACION
EN EL AREA DE:
CUNICULTURA

PRESENTADO ANTE LA DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES
DE LA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DE LA

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
PARA LA OBTENCION DEL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA POR:

MA. DE JESUS ALBARRAN ALONSO

ASESOR: M.V.Z. CARLOS VILLAGRAN VELEZ
1993

MEXICO, D.F., MAYO DE 1993

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

C O N T E N I D O

	Páginas
RESUMEN _____	1
INTRODUCCION _____	2
JUSTIFICACION _____	7
OBJETIVOS _____	8
DESARROLLO _____	9
I SUJECION Y MANEJO _____	9
II HIPNOSIS _____	14
III TECNICAS Y VIAS DE ADMINISTRACION _____	16
IV MEDICACION PREANESTESICA _____	21
V ANESTESIA INHALADA _____	23
VI ANESTESIA FIJA _____	29
VII EMERGENCIA EN EL MANEJO POST-ANESTESIA _____	35
ILUSTRACIONES _____	37
BIBLIOGRAFIA _____	45

DEDICATORIAS

- A MI MADRE : JUANA ALONSO DE A. +
Como un homenaje póstumo, a quien me hubiera dado
mucho gusto otorgarle esta satisfacción.
- A MI PADRE : TRINIDAD ALBARRAN S.
A quien le debo amor y respeto, con mi más sincero
agradecimiento por los esfuerzos que realizó para
mi formación profesional. " GRACIAS "
- A MI ESPOSO :
Por la confianza y el apoyo que me brindo,
además de haberme impulsado con su ejemplo para
lograr mi culminación profesional. " Te quiero "
- A MIS HERMANOS :
Adolfo, Graciela+, Teresa, Guillermina, Jose
Luis y Adriana.
- A MIS ADORADOS HIJOS:
HECTOR Y SILVIA
Motivo de mi más grande orgullo.

AGRADECIMIENTOS

Muy en especial a mi coordinador y asesor:

M.V.Z. Carlos Villagrán Velez
Por su ayuda paciencia y orientación para lograr la
realización de este trabajo.

A MI SUEGRA Y MIGUEL ANGEL :

Por todo el apoyo que me brindaron cuando más lo
necesite.

A LOS M.V.Z. DANIEL ATILANO LOPEZ Y
M.V.Z. OSCAR ARTURO LOPEZ M.

Mi más sincero agradecimiento por su ayuda
incondicional y desinteresada que me brindaron en el
momento que lo necesite.

A MIS COMPAÑEROS DE SEMINARIO:

Con quienes compartí momentos agradables .

A TODOS LOS PROFESORES:

Que con su tiempo, dedicación y conocimientos
hicieron posible la realización del
seminario.

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

G R A C I A S

RESUMEN

ALBARRAN ALONSO MA. DE JESUS. MANUAL DE ANESTESIA EN CONEJOS:
IV SEMINARIO DE TITULACION EN EL AREA DE CUNICULTURA (bajo la supervisión del M.V.Z. Carlos Villagrán Velez).

En el presente trabajo se realizó una revisión bibliografica de la información actual acerca de las técnicas, tipos de anestesia y combinaciones de fármacos más utilizados en los conejos. El objetivo de este trabajo es contar con un manual que permita facilitar la información actualizada acerca de los anestésicos utilizados en los conejos en la experimentación o proyectos quirúrgicos, tomando en cuenta que esta especie animal es la que presenta la mayor incidencia de problemas durante la anestesia quirúrgica dada su sensibilidad al arresto respiratorio. Se considero necesario por la gran cantidad de accidentes, en muchas ocasiones mortales para el animal, por lo cual se incluyó en el desarrollo del trabajo los temas de sujeción y manejo, esto por la facilidad con que estos animales presentan problemas de daño vertebral-medular debido a prácticas inadecuadas de manejo. Asi mismo se incluye en esta revisión el tema de hipnósis, ya que el conejo es un animal fácil de hipnotizar y mediante esta técnica es posible efectuar algunos procedimientos simples como punción cardiaca, castraciones, asi como revisión en general. Asi mismo se menciona en forma general las diferentes técnicas y vías de inoculación de la anestesia, así como también el uso de una emergencia en caso que sea necesario.

INTRODUCCION

Debido a que en el campo de la cunicultura los avances en el mismo son insuficientes, existe la necesidad de complementar los existentes con un trabajo que permita ampliar nuevos horizontes para los interesados en la materia.

En la práctica de las intervenciones quirúrgicas, ya sea con fines curativos o de investigación es esencial lograr la inmovilización y desensibilización de los sujetos quirúrgicos; por lo tanto deberán manejarse con destreza los tranquilizantes, sedantes, analgésicos y anestésicos; así mismo tener conocimiento de los diferentes aparatos y técnicas de aplicación que tienen estos fármacos y los requerimientos de las especies a los que se aplicará.

De no menos importancia es el conocer el manejo y las técnicas de sujeción de los conejos. Ya que estos sujetos son probablemente los más difíciles de anestésiar. Existen reportes muy a menudo de una alta mortalidad en prácticas o investigaciones que se efectúan por investigadores novatos. La importancia de la inmovilización y del buen manejo de la anestesia a utilizar en el conejo es fundamental por las siguientes razones:

- 1.- Etica Profesional.
- 2.- Factor Humanitario.
- 3.- Seguridad, tanto para el animal como para el investigador y manejador.

4.- Eficiencia técnica dentro de la intervención.

(6,9,10,13,23)

Cabe señalar que no solo se debe utilizar efectivamente y a salvo las técnicas de anestesia, sino además usar la técnica y el fármaco más convincente pues en ocasiones estos factores influirán grandemente en el experimento; tanto en el desarrollo del sujeto, en la investigación misma o bien en la convalecencia del animal. Debe enfatizarse en la necesidad de buscar la técnica y el fármaco adecuado que menos influencia ejerza en los resultados del trabajo de investigación. (6,9,10,13)

Por lo que se recomienda en el caso de los conejos, utilizar agentes volátiles o narcóticos para mantenerlos en un plan ligero de anestesia y evitar así la muerte de varios de ellos.

Algunos autores como Wrigth postulan que la práctica de la anestesia de los conejos como un animal de laboratorio no es muy diferente a la aplicada en la clínica de perros y gatos, así como muchos de los métodos y las técnicas utilizadas en estas especies pueden ser empleadas con éxito en los conejos. (25)

Otros autores argumentan que las teorías antes mencionadas no son válidas por que las dosis no solo varían de animal sino también por la edad, peso, sexo, estado nutricional etc. De igual forma la variabilidad en la estabilidad del fármaco y la respuesta a este por parte del sujeto quirúrgico, sera

diferente. (26)

Otro punto importante de mencionar es la extrapolación en la dosis de otras especies, sea perro, gato o humano a los requeridos por los conejos como animales de laboratorio. Y en muchos casos más estas dosis se encuentran basadas en observaciones empíricas del investigador y manejador.

La anestesia es requerida para muchos tipos de procedimientos experimentales y quirúrgicos. Sin embargo los conejos son probablemente una de las especies de animales de laboratorio más difíciles e impredecibles de anestesiar. Esto debido a 3 razones:

a) El centro respiratorio del conejo es muy sensible a la acción paralizante de los anestésicos.

b) El rango entre la anestesia y la dosis letal es extremadamente estrecha.

c) La variabilidad entre individuos a la acción depresora de los diferentes anestésicos convencionales es tan grande que la dosis para la anestesia quirúrgica virtualmente deben ser individualizadas.

Un factor importante a considerar durante el procedimiento anestésico es la salud del animal, es importante que los signos clínicos de enfermedad sean reconocidos, estos pueden indicar enfermedades del tracto respiratorio, deshidratación y otros desórdenes metabólicos que pueden resultar en una anestesia

pobre y riesgosa. (9,13,23)

Después de que los conejos han sido seleccionados para determinar procedimiento quirúrgico debe tomarse la desición de cual es el plano anestésico requerido.

ESTADOS DE LA ANESTESIA

ESTADO I Analgesia
 ESTADO II Excitación
 ESTADO III Anestesia quirúrgica

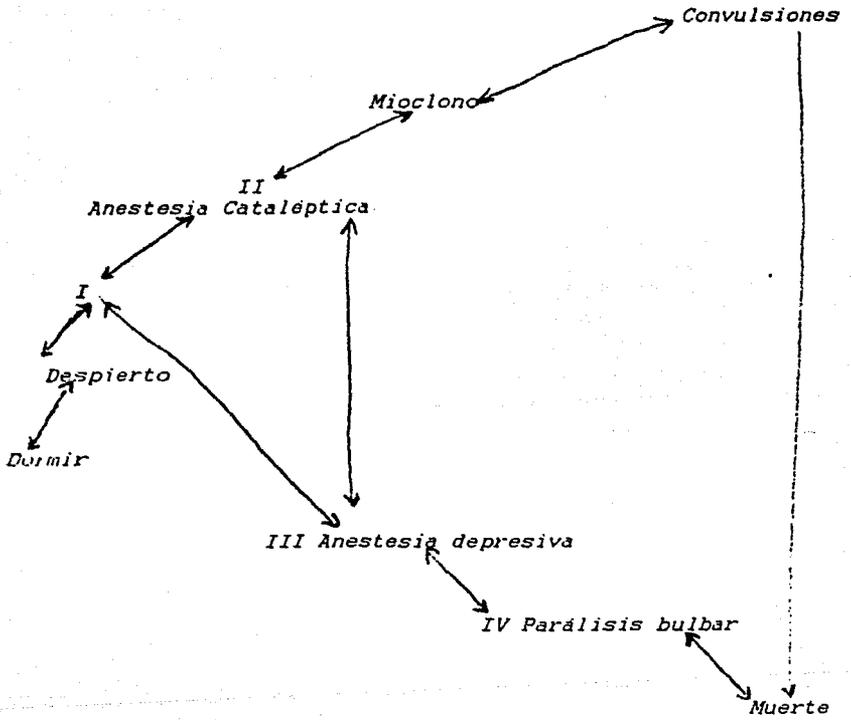
PLANO	1	Bajo
PLANO	2	Moderado
PLANO	3	Profunda
PLANO	4	Excesiva

ESTADO IV Arresto respiratorio

Una vez anestesiado el animal deben revisarse continuamente los siguientes signos clínicos:

- a) Frecuencia y profundidad de la respiración.
- b) Color de la mucosa oral.
- c) Reflejo corneal (lo cual puede ser difícil algunas veces, pues el conejo usualmente cierra los ojos durante la anestesia).
- d) Reflejo patelar.
- e) Reflejo largo posterior.

La revisión de éstos cinco puntos pueden ser usados continuamente para determinar la profundidad de la anestesia para cada conejo. (9,13)



Representación esquemática de los estados de la anestesia.
(Winters 1976)

JUSTIFICACION

El presente trabajo es un análisis de la mayor parte de la información hasta ahora existente y más reciente de las diferentes técnicas, fármacos y anestésicos utilizados para la anestesia de los conejos como animal de laboratorio. Así como, es una recopilación bibliográfica de esta información en forma de manual, pretendiendo así manejar en un lenguaje sencillo y conciso esta información.

El manual está dirigido a las personas que en algún momento de su carrera requiera la utilización de conejos como animales para laboratorio o llevar a cabo algún proyecto de investigación. Pretendiendo que esto sea un buen material de apoyo, no solo para ellos sino también al bioterio de la Facultad, y esta a su vez lo difunda entre la población estudiantil o de profesores que soliciten animales que ahí se cría. Evitando así que en la elaboración de algún proyecto de investigación o en las prácticas de laboratorio que se ejercen en la Fac. de Med. Vet. y Zoot. o en alguna otra institución el sufrimiento innecesario de los animales, así como evitar la muerte de los mismos por un uso inadecuado de las técnicas y fármacos utilizados en el conejo; y por lo contrario exista una mayor eficiencia en cualquier proyecto además que sea seguro y económico resultando no solo un buen proyecto sino uno con calidad.

OBJETIVOS

1.- Recopilar la información existente y más reciente acerca de las técnicas, fármacos y anestésicos utilizados para la anestesia. Así como la interacción con otros agentes en la utilización del conejo, y hacer un análisis de esta información, conformandola como un manual de lenguaje sencillo para ser utilizado por cualquier persona de cualquier nivel

2.- Proporcionar material didáctico de calidad que apoye tanto al estudiante, así como a laboratoristas cuando pretendan realizar algún proyecto quirúrgico o de investigación.

3.- Proporcionar por medio de éste manual una mayor y mejor información acerca de éstas técnicas y fármacos. Para evitar que sean utilizados mas y casi con exclusividad los líquidos volátiles y los barbitúricos que en varias ocasiones producen sufrimiento a éstos animales o bien hasta la muerte de los mismos.

DESARROLLO

I Sujeción y Manejo

La palabra "manejo" tiene dos significados: el primero, más etimológico, esta relacionado al uso de las "manos" para realizar alguna cosa y figurativamente, hacer algo aunque no sea con las manos; el segundo procedente del ingles "management", se refiere a dirigir.

Ambos significados pueden y deben emplearse en cunicultura. Todo lo que el cunicultor hace en su conejar puede considerarse como manejo, así como el decidir, planificar y dirigir la explotación hacia los resultados esperados.

Croft (1964) enfatiza el peligro que sufre el conejo de tener fracturas de columna vertebral cuando es sujetado por las orejas, cabeza y cuello. Por lo tanto un importante requerimiento en la anestesia del conejo es la habilidad del agente para ser aplicado I.M. o S.C. preferiblemente en el alojamiento del animal, lo que minimiza el manejo y estrés. (10,13)

Los conejos son difíciles de anestesiar con agentes inyectables, en efecto, Field (1957) consideró al conejo albino como un sujeto de difícil anestesia con pentobarbital. Por lo cuál es recomendable mantener al animal en un plano ligero de anestesia, similar al que producen los agentes volátiles como éther, pues el uso de los barbitúricos pueden provocarles desde

inapetencia hasta desequilibrio gastrointestinal en el período postoperatorio. (13)

Antes de cualquier manejo ya sea para inducirlos a la anestesia o cualquier otra cosa es recomendable exáminar a los animales y prestar mayor atención a las descargas nasales y oculares, pues estas significarán la presencia de alguna infección del tracto respiratorio.

Los conejos son animales muy nerviosos y se estresan cuando son manejados por alguna persona inexperta o bien durante la inducción de anestesia inhalada. El estrés puede culminar con un paro respiratorio o cardiaco y por lo tanto la muerte del animal (8,13,23).

Si el conejo no es sujetado cuidadosamente y adecuadamente, éste podrá patear tan fuerte que se dislocará o fracturará una vértebra lumbar, paralizando sus cuartos posteriores. (Fig. 1)

Un conejo sea pequeño o grande, por ningun motivo debe levantarse o sujetarse de las orejas, pués estas son muy sensibles y se lastiman facilmente. Ya que en animales grandes pueden desnucarse con un movimiento brusco, solo se recomienda hacerlo en animales jóvenes en el momento del sacrificio, ya que el sujetarlos la parte dorsal podria causar algunas manchas rojas en la piel por ruptura de pequeños vasos. (8,10,13,23)

Cabe mencionar que los gasapos recién nacidos o en nido es recomendable ningun tipo de manipulación ya que el cambio de

olor en los animales puede generar que la hembra los abandone. Sin embargo en algunos procesos de investigación en ocasiones es requisito indispensable su manipulación, por lo que se recomienda meter primero las manos en el alimento para conejo y así de esta manera al tomar al conejo se impregna de olor de éste evitando el abandono de la madre .*

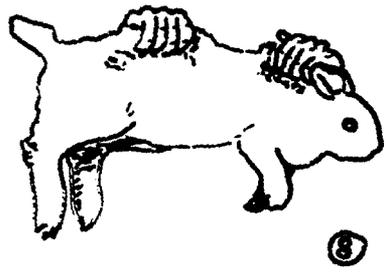
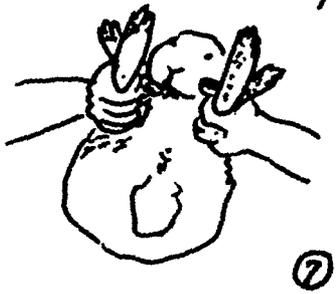
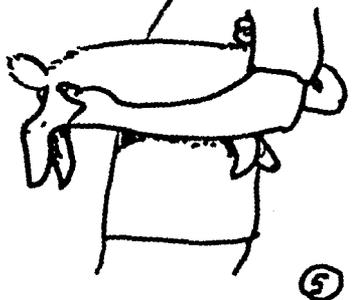
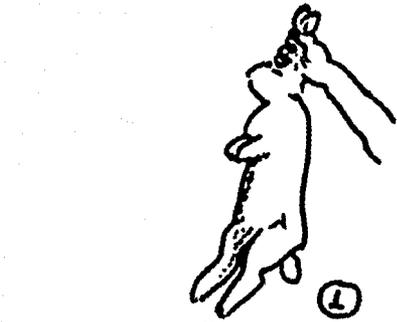
Podemos señalar ocho distintas maneras de sujetar a un conejo:

- 1) Por las orejas.- Solo, para el momento del sacrificio, sujetando las orejas con la mano, es un sistema complementario a una sujeción ayuda con el otro brazo o como sujeción encima de un suelo, jaulas o mesa por ejemplo; para palpaciones o para ayuda en la cubrición.
- 2) Por la piel un poco detrás del cuello. Lo aceptan bien las conejas acostumbradas a ello.
- 3) Por la piel un poco detrás del cuello y apoyando la otra mano en los muslos para descansar el cuerpo del animal. De esta forma no se exitan tanto y no dan patadas.
- 4) Un gasapo de dos meses de edad debe sujetarse con firmeza pero gentilmente a la vez sin generar

* Aportación personal del MVZ Francisco J. Basurto A.

demasiada presión. Para no lastimar los riñones se le tomará de la grupa e hijar evitando así que patee, rasguñe o muerda y además lo protegemos de sufrir fracturas. Es la forma más rápida de separarlos de un grupos o para traslados cortos.

- 5) Con un solo brazo sujetandolo por las dos patas traseras con una mano y apoyando la parte ventral del conejo en el antebrazo para tener el cuello bajo el brazo.
- 6) Como el anterior, pero sujetándolo con la otra mano por la piel del dorso.
- 7) Para algún tratamiento del aparato genital, sexado o castración se sujetan en posición supina, sujetando una pata trasera y una delantera en cada mano y apoyando el dorso del animal encima de las rodillas del sujetador que estará sentado.
- 8) En animales de gran peso de deberá sujetar con una mano la piel del cuello y orejas incluídas y con la otra mano se sujetará la piel del lomo, procurando que el peso quede bién balanceado en ambas manos.**



Una de las prácticas comunes tanto en la producción como en los procesos de investigación es la administración de los diferentes fármacos en la toma de muestras, pruebas serológicas, tatuajes, etc. (Fig. 2 y 3)

En la mayoría de estos procesos se requiere de un ayudante o bien de un contenedor o cepo para mantener inmovilizado al conejo. (10,13,23) (Fig. 3)

II Hipnósis:

Los conejos poseen la cualidad de hipnotizarse sin el uso de fármacos, se les habla y acaricia gentilmente; la voz a emplear debe ser monótona y suave, y el acariciado rítmico en el dorso del animal da por resultado que se "duerma" siendo así más fácil su manejo. (Fig. 4 y 5) Es recomendable que además de utilizar el recurso del hipnotismo se emplee un anestésico local, para así poder realizar una cirugía menor u otra clase de intervención quirúrgica. El mecanismo de acción de esta inmovilización por hipnosis no es del todo claro. El control del sistema es un grupo de neuronas ubicadas en la formación reticular del cerebro; se presume que éstas neuronas inhiben el reflejo del músculo esquelético cuando éstas activadas por impulsos táctiles y auditivos. Algo similar ocurre en pollos y cuyos. (13,23) La hipnosis es un estado de somnolencia en el cual el conejo puede ser manejado para procedimientos sencillos en el laboratorio, tales como inyecciones I.V., I.M., S.C.,

canulaciones y radiografías.

Algunos investigadores no se muestran muy satisfechos con esta técnica debido a que su duración es muy corta, además los estímulos externos como ruidos, movimientos repentinos o pinchazos pueden exitar a los animales y suprimirlos del trance hipnótico.

En años más recientes los experimentos sugieren que cuando la técnica de hipnosis es aplicada adecuadamente, el conejo tiene una exelente analgesia para la mayoría de los procedimientos quirúrgicos menores y casi no hay problemas de suprexión del trance hipnótico.

La técnica básica de hipnosis es la siguiente:

El conejo es sujetado firme pero gentilmente de la piel de la nuca con la mano izquierda soportando los cuartos traseros con la derecha y colocandolo sobre una mesa. La técnica requiere que el conejo este en recumbencia dorsal con las piernas amarradas. Otros han demostrado resultados similares cuando las piernas no estan sujetas. (12,13,23)

La cabeza del animal se debe sujetar con una tracción suave. Y en este momento se debe de hablar monótono y suavemente para calmar los eféctos de la hipnósis y al mismo tiempo presionar suavemente el abdomen con la palma de la mano.

Después de 1 - 2 min. el animal se relaja y la inspiración se torna menos rápida y más profunda. Las pupilas

tendrán algo de contracción, mientras los párpados permanecen abiertos. Si la respiración comienza a acelerarse o hay movimientos de los miembros el procedimiento se debe parar y reaplicar la hipnosis. En los casos difíciles se pueden producir buenos resultados sujetando los 4 miembros y traccionando suavemente la cabeza.

Si el trance hipnótico es muy corto para el procedimiento deseado, la administración de tranquilizantes como clorpromazina y meprobanato mejoran enormemente el estado hipnótico. También puede usarse pentobarbital para mejorar la duración, pero aparentemente no potencializa la profundidad del trance. (12,13,23) (fig. 4 y 5)

III Técnicas y vías de administración:

Los conejos son probablemente los más difíciles de anestésiar, por lo cual no existe un método de anestesia del todo satisfactorio para los conejos. Ya que la diferencia entre la dosis anestésica segura y la que produce la muerte es muy estrecha en algunos de ellos.

Existen varias técnicas de inyección que se utilizarán según el fármaco y el plano de anestesia al que se desea inducir al animal. Estas técnicas son las más comunmente utilizadas en los conejos. (13,23)

La intramuscular (I.M.), la intravenosa (I.V.), la intraperitoneal (I.P.), la subcutánea (S.C.), la intradérmica

(I.D.), anestesia espinal, anestesia oral y rectal, técnicas especiales en el neonato, y otras rutas. (8,9,10,13,17,23,26)

1.- Intramuscular: Las inyecciones I.M. se deberán realizarse dentro de las grandes masas musculares del biceps, semitendinoso y semimenbranoso. Se utilizan agujas del No. 21 ó 22 con 1 pulgada de largo ó máximo 1 1/2 pulgadas. Es importante mencionar que si la inyección no es aplicada profundamente y si se coloca más de forma subcutánea se producirán úlceras y llagas en la piel. Deberá hacerse con mucho cuidado para no dañar los grandes vasos sanguíneos, nervio y hueso. (Fig.6)

2.- Intravenosa: Esta vía consiste en aplicar un agente inyectable directamente en la vena, en los conejos se realiza en la vena marginal ubicada en la oreja del animal, pero no es del todo recomendable para todas las sustancias, como el glicol propylene provoca una trombosis, después gangrena húmeda en el sitio de la inyección y por último la pérdida del órgano. Esta técnica no es difícil, pero para muchos autores se requiere de cierta experiencia por parte del anestésista para llevarla a cabo. La vía I.V. consiste en realizar un rasurado de 2 - 3 cm. alrededor de la vena marginal de la oreja éstas son usualmente visibles en el conejo, esta visibilidad puede mejorarse frotando con alcohol ó xilol para producir vasodilatación. O simplemente haciendo una gentil compresión en la base de la oreja; ésta debe ser suave pues de lo contrario puede provocarse una obstrucción en la vena.

Se utilizan agujas desde el 22 a 27 y máximo 1/2 pulgada de largo. Al final se deberá hacer hemostasis ya que por el vasodilatador es tardado este proceso. (Fig. 8)

3.- Intraperitoneal: Esta deberá ser hecha cuando el estómago y vejiga del conejo estén vacíos. Se debe tener un cuidado especial colocando al conejo presentando el vientre con la cabeza más abajo que la cadera para producir un desplazamiento de vísceras hacia la parte anterior, y evitar dañar el ciego, hígado e intestinos. La inyección se aplica a la altura de la cicatriz umbilical introduciendo la aguja en ángulo de 45° hacia el estómago en dirección a la espina. (Fig.10)

4.- Subcutánea: Es una de las vías más fáciles de aplicarse, pellizca un poco la piel del conejo de la región dorsal del cuello y se aplica la sustancia a inyectar. Para la sujeción se utiliza un contenedor ó cepo. (Fig. 7)

5.- Intradérmica: Las inyecciones I.D. son algunas veces requeridas para diagnósticos y algunas pruebas. Los sitios de inyección dérmica se localizan comúnmente en las áreas del flanco, en el pliegue inguinal, esta es una zona en que es difícil de que el conejo se alcance con sus patas traseras. Utilizando agujas de calibre 25 ó 27 y una jeringa de tuberculina, la piel es jalada y deberá cuidarse que la aguja se incerte solamente dentro de la dermis. (Fig. 11)

6.- Anestesia espinal: La anestesia espinal puede ser

usada para desensibilizar zonas específicas de experimentación. Para lograr esta anestesia se efectua con Xilocaina ó Hidrocloruro de lidocaina (1%) mezclada con epinefrina 1:100,000 todo esto en un volumen igual de una sol. al 50% de dextrosa.

La técnica es la siguiente:

- a) El área del lomo es rasurada y depilada con un depilador comercial 24 hr. antes de la anestesia.
- b) El conejo es entonces colocado en un contenedor para que permita el arqueamiento de la columna vertebral, esto permite la separación de las espinas vertebrales dorsales.
- c) Se localiza la duodécima costilla por palpación y se palpa caudalmente para localizar la porción craneal de la segunda espina lumbar.
- d) Se utiliza una aguja del 21 y 1 1/2 pulgadas y se introduce en dirección caudal perpendicularmente al ligamento supraespinoso. La aguja es insertada ventral y cranealmente hasta que pase la duramadre.
- e) Se aspira una pequeña cantidad de fluido espinal lo que da la seguridad de que la aguja ha penetrado la du. La anestesia extradural produce niveles aceptables pero su duración es corta. (Fig. 12)

7.- Anestesia oral y rectal: Este tipo de anestesia es raramente aplicado. Sin embargo la administración de paraldehido aplicado intragastricamente por intubación a una dosis de 1.5

ml/kg mezclado 1:7 con agua puede producir una anestesia satisfactoria en conejos. El tiempo de inducción varia pero puede producir de moderada a profunda narcosis dentro de 30 min.

La anestesia rectal no es usable excepto para propósitos de demostración.

8.- Técnicas especiales en el Neonato. Los factores complicantes en la administración de los componentes a los conejos recién nacidos incluyen: el pequeño tamaño del animal y la delicadeza de la piel membranosa y vasos sanguíneos. La administración intravenosa deberá ser utilizando una aguja del No 30 de 5/8 de pulgada, insertándola detrás de la vena yugular externa, el máximo de inóculo sugerido es de 0.001 ml/g de peso corporal. Las inyecciones intraperitoneales se hacen con una aguja del No. 27 de 5/8 de pulgada insertada dentro del cuadrante izquierdo bajo del abdomen a 3 mm de la línea media. El volúmen inyectado no deberá exeder de 0.01 ml/g de peso corporal.

La inyección subcutánea podrá administrarse bajo la piel laxa sobre el dorso del cuello, la aguja del No 27 es adecuada y se sugiere un volúmen máximo de 0.01 ml/g de peso corporal.

La intubación gástrica se puede hacer en un conejo de un día de edad usando una aguja de alimentación oral del No. 18, deberá ejercitarse para evitar lesiones traumáticas al estómago.

9.- Otras rutas. Los protocolos de investigación a menudo

dictan que los componentes sean administrados por rutas diferentes a los anteriormente discutidos. En situaciones especiales un investigador puede querer o desear las aplicaciones tópicas, las inyecciones rectales, o en el saco conjuntival (instilación) y componentes de inserción dentro de otros orificios corporales. (8,9,10,13,17,23,26)

IV Medicación preanestésica.

Ha sido mencionado que los conejos son fácilmente estresables, siempre que sea posible debe ser administrado un tranquilizante o sedante al animal que será manejado, lo cuál disminuirá el estrés causado por la manipulación. Existe una gran variedad de tranquilizantes, sin embargo los más utilizados son los siguientes:

- 1.- Fentanil - 0.2 - 0.5 ml/kg I.M. Se produce sedación y cierta analgesia, la dosis alta produce suficiente analgesia como para permitir ciertos procedimientos tales como lavado, limpieza y drenado de abscesos subcutáneos .

Ocasionalmene puede ocurrir depresión respriatoria principalmente con las dosis altas, conduciendo marcada cianosis, para resolver este problema puede ser administrado oxígeno y aplicarse naloxona.

- 2.- Diazepam o Midazolane - 2 mg/kg endovenoso o 4 mg/kg intramuscular o intraperitoneal, produce una buena

sedación pero no tiene acción analgésica.

- 3.- Ketamina 25 mg/kg intramuscular produce sedación profunda pero como en otras especies el grado de relajación muscular es pobre y el nivel de analgesia es insuficiente para cirugías superficiales.
- 4.- Acepromazina 1mg/kg intramuscular produce sedación moderada pero no tiene acción analgésica.
- 5.- Xilazina 1 - 3 mg/kg intramuscular produce sedación pero tiene una muy pequeña acción analgésica en conejos.
- 6.- Paraldehído. Es otro de los agentes que quedan ser usados como preanestésico y a mayor dosis utilizado como anestésico general. La dosis recomendada como preanestésico es de 1 ml/kg de peso corporal aplicado intragástricamente, también puede ser administrada por vía intramuscular profunda.
- 7.- Atropina. Se aplica por efecto anticolinérgico (bloqueador muscarínico) reduce las secreciones salivales y bronquiales y protege al corazón de la inhibición vagal, es relativamente inefectiva en conejos (uno de cada tres conejos neutralizan su efecto con una atropinasa).
Además de la reducción de stress causado por la inducción de la anestesia y por el causado por el manejo, el uso de la medicación preanestésica apropiada

reduce la cantidad de los anestésicos requeridos para producir anestesia general.

En la administración I.M. se puede utilizar en combinación Ketamina/Xilazina, ya que es la más segura y efectiva de éstas combinaciones. La Clorpromazina y otras drogas de sales ácidas podrán usarse como sedativo preanestésico, pero no deberá usarse como el anestesico principal debido a que éstas producen lesiones necrozantes severas en el músculo cuando se administra en la dosificación necesaria para anestesia que es de 25 - 100 mg/kg . (8,9,13,23,26)

V Anestesia Inhalada.

Para aplicar la técnica de la anestesia inhalada se puede realizar con la administración del gas por medio de máscara para gatos llamada Hall - Tipe o bien con el sistema Magill entre otros. (Fig. 9)

Muchos anestésicos volátiles podrán ser utilizados comunmente en el conejo, con la excepción de éter debido a que este causa marcada irritación de la membrana mucosa y salivación profusa. En general es preferible inducir primeramente con un anestésico inyectado y mantener la anestesia con agentes volátiles. La intubación es posible, pero puede ser difícil debido a la curvatura larga de la boca del conejo y a la apertura estrecha, por lo cuál se requiere práctica y personal capacitado. (13)

Existen cuatro métodos básicos:

- 1.- Método abierto - Es el más antiguo y simple, se efectúa utilizando agentes volátiles como son el cloroformo y el éter.

Una gasa o torunda de algodón son colocados sobre las fosas nasales del conejo y se vierten algunas gotas del agente anestésico en el material absorbente. La característica esencial de este método es que se permita todo el tiempo un libre flujo de aire entre la mascarilla y la cara, y además que la habitación este muy bien ventilada.

- 2.- Método semiabierto - Este método difiere algo del método abierto ya que todo el aire inspirado es forzado a través de una máscara en la cual hay agente vaporizado.

Actualmente estos métodos son comunmente usados, sin embargo tienen la dificultad para mantener un plano anestésico estable.

- 3.- Método cerrado.- Este método se utiliza con absorción de bióxido de carbono, el cuál requiere un equipo caro y un completo conocimiento de su uso. Sin embargo con el uso del equipo especial la anestesia quirúrgica puede llegar a ser muy satisfactoria.

El principio básico involucrado es que los gases anestésicos exalados permanecen sin cambio.

Por consecuencia si se remueve bióxido de carbono y se agrega suficiente oxígeno para obtener los requerimientos metabólicos, los gases anestésicos se pueden reinhalar para mantener la anestesia.

Aunque existen numerosos aparatos comerciales, algunos investigadores han intentado hacer sus propios diseños. Se han planeado un gran número de procedimientos quirúrgicos, el costo agregado de adquirir este equipo se puede ponderar por la conveniencia adicional y la seguridad asociada con el circuito cerrado de anestesia.

- 4.- Método Semicerrado.- Este procedimiento permite que los gases y vapores fluyan desde el aparato anestésico hacia una bolsa reservorio desde la cual el animal inhala. La mayoría de los gases exhalados pasan a través de una válvula expiratoria hacia la atmósfera y se pierden. Esto significa que se debe utilizar anestésico adicional para producir el mismo resultado que con el método cerrado.
(8,9,10,13,17,23,26)

Elección del agente químico:

- a) Eter. Es el anestésico volátil más utilizado debido a su bajo costo su fácil administración, además a la rápida recuperación de sus efectos. Su administración debe realizarse con precaución para evitar una sobredosificación. Los conejos invariablemente mantienen su

respiración tanto como es posible en la 1° inhalación de éter y después tienen una profunda respiración, la que a veces puede resultar en depresión cardiaca. Si el corazón de detiene raramente los esfuerzos de resucitación son exitosas. Para evitar este problema, el cono anestésico periódicamente se debe levantar hasta que el conejo comience a respirar regularmente. El éter es un excelente suplemento de otros anestésicos como pentobarbital, tiaminal y algunos narcóticos. El investigador deber estar conciente de las propiedades explosivas del éter y por lo tanto no debe ser usado cerca de equipo eléctrico. Una precaución adicional a tomase en el uso del éter es que puede causar edema pulmonar en casos de anestesia prolongada.

b) Cloroformo.- Este agente químico tiene una ventaja sobre el éter y está en que este no es flameable. No obstante tiene un estrecho margen de seguridad y puede causar toxicidad de riñon e hígado. Debido al interes de usar anestésicos no flameables (no explosivos)

c).- Metoxyfluorano.- Se usa por vía del método abierto de goteo, se puede premedicar con acepromazina (1 mg/kg P.C.) I.M. por 90 min. antes de la inhalación con el anestésico.

Su ventaja, es segura, se puede utilizar en animales maduros e inmaduros, da una confiable anestesia quirúrgica. En conejos viejos la anestesia quirúrgica puede mantenerse combinando oxígeno, óxido nitroso, y metoxiflurano. Una dosis muy alta de metoxifluorano. durante la inducción puede aumentar el riesgo de depresión respiratoria, si ésto ocurre la mascarilla debe removerse inmediatamente.

Algunos investigadores mencionan que el uso de circuito cerrado de anestesia es dificultoso y ofrece pocas ventajas.

Las ventajas del uso de Metoxifluorano incluyen:

Su bajo grado de volatibilidad, permite que la profundidad de la anestesia sea relacionado con la profundidad de la respiración.

Produce un profundo nivel de relajación muscular y analgesia seguido de un periodo de recuperación relativamente corto.

La desventaja es que se requiere una perfecta intubación del animal y como se menciono anteriormente el conejo tiene una curva palatina muy grande que representa dificultades para visualizar la epiglotis y laringe

- d).- Halotano.- Este es otro anestésico inhalado no explosivo. Este producto debe ser usado con un sistema cerrado porque tiene un margen de seguridad

mucho más estrecho que el metoxifluorano.

Es necesario un tubo endotraqueal y para colocarlo el animal puede ser sedado con 1 - 2 ml de una solución al 2% de Tiaminal sodico el cual tiene un acción ultra corta.

Con una buena técnica y adecuado equipo el halotano puede proveer un excelente plano anestésico quirúrgico seguido de un período de recuperación relativamente corto.

- e).- **Ciclopropano.**- Este anestésico puede ser mezclado con oxígeno y usado en un sistema cerrado tal como fué descrito para el Halotano. Este no se recomienda para utilizarse en sistemas abiertos, porque es explosivo y puede ser peligroso. Este anestésico propiamente administrado puede producir un nivel anestésico muy seguro. (8,9,10,13,17,23,26)

Anestesia Fija

En la actualidad se han descrito pocos y efectivos regímenes de anestesia en conejos, esto debido a la susceptibilidad de esta especie de presentar depresión respiratoria fatal. A este respecto los anestésicos inhalados son por lo general más seguros que los inyectables, sin embargo su uso se ve limitado a la adquisición de equipo adecuado además de las instalaciones específicas para su uso. Debido a estas dos últimas circunstancias, es importante el estudio de regímenes adecuados de anestésicos fijos ya sea utilizando el agente en forma individual o elaborando combinaciones de los mismos. (10,11,13)

Estos agentes son aplicados por tres vías principales :

- Intravenosa. (I.V.)
- Intraperitoneal (I.P.)
- Intramuscular (I.M.)

De estas tres vías tal vez las que más dificultades presente sea la intravenosa (I.V.); sin embargo esta dificultad queda a salvo debido a que el conejo presenta zonas de inyección expuestas como son la vena marginal de la oreja la cuál es usualmente visible, esta visibilidad puede mejorarse al rasurar la oreja y frotando con alcohol o xilol para producir vasodilatación, una vez lograda ésta es posible introducir una aguja hipodérmica del número 25, por la cual se administrará el farmaco elegido. (11,13)

Para poder medir la profundidad de la anestesia se observa la pérdida de ciertos reflejos y de éstos tal vez los mejores sean el de retiramiento y el de contracción abdominal a la aplicación de un estímulo doloroso.

El reflejo de retiramiento solo no es completamente seguro como indicador de anestesia quirúrgica, esto debido a que algunos animales responden con reflejos abdominales al aplicarles incisiones quirúrgicas. (1,11,13)

En el presente trabajo se pretende hacer una evaluación de las ventajas y desventajas que presentan un grupo de anestésicos simples contra un grupo de combinaciones. (vease cuadro I y II)

Hasta la década pasada los principales anestésicos utilizados para conejos se aplicaban de forma individual y algunos de ellos, variando las dosis podrán ser utilizados indistintamente como analgésicos o anestésicos. De los principales compuestos de éste tipo encontramos a los derivados del cloral, el cuál es 2,2,2-tricloro acetaldehído un aceite inestable y o degradable que no se presta a formulaciones farmacéuticas. Su metabolito, el tricloro etanol es un excelente hipnótico, pero no es fácil usarlo por sus propiedades físicas e irritantes; en cambio se le usa como sal monosódica. (5,11,13)

Los restantes agentes individuales serán discutidos a continuación debido a que se utilizan en los nuevos regímenes anestésicos en forma combinada. (vease cuadro II)

La Ketamina es un derivado de la fenciclidina, es un agente anestésico disociativo que induce adecuadamente los estados I y II de la anestesia pero no el estado III (ver página 4). Es un analgésico seguro porque no induce depresión cardiorespiratoria. La Ketamina puede de hecho inducir efectos cardioestimulantes, no es común utilizarlo como un anestésico solo, porque no produce relajación muscular y por lo tanto no se obtiene una adecuada analgesia, pero es mejor utilizarla en combinación con agentes tranquilizantes, sedantes o hipnóticos. (22,26)

El mecanismo de acción de la Ketamina no es claro, pero la analgesia puede ser inducida en parte por la deosresión o bloqueo del tálamo, corteza y formación reticular. Este efecto puede ser también percialmente medido por receptores opiaceos.

Una de las combinaciones más utilizadas es con el Hidrato de Cloral, un sedante hipnótico. Esta combinación ha sido reportada constantemente como una de las mejores para inducir anestesia quirúrgioca en conejos y la duración de la misma es de 60 a 90 minutos, sin embargo también se reporta reducción en la frecuencia respiratoria y en la presión sanguínea no encontrandose cambios significativos en la frecuencia cardiaca y en la temperatura rectal. (19,25)

Otros autores no recomiendan su utilización en procedimientos quirúrgicos debido a la falta de consistencia en la inducción y a la profundidad de la anestesia (25% de los

animales responden positivamente a la incisión quirúrgica. (5,22,26)

Otras de las combinaciones comunmente utilizadas es la de Ketamina-Xilacina. La Xilacina es un sedante-analgésico y relajante muscular no opioide. El mecanismo de acción de la Xilacina se encuentra en la activación de los receptores alfa-2-adrenérgicos y frecuentemente es utilizada en regímenes anestésicos combinados con otros agentes. (22,25,27,29)

En los conejos la combinación Ketamina-Xilazina ha sido reportada para inducir de 10 a 75 minutos la anestesia quirúrgica profunda, la problemática de esta combinación es que reduce la frecuencia cardiaca, respiratoria, la presión sanguínea y la PO₂, y aumenta la PCO₂ en conejos y ratas, así como también reduce la temperatura corporal en ratas. (22,26,28,29)

También produce degeneración axonal y automutilación del miembro como consecuencia del uso intramuscular de ésta combinación. (1)

Sobre esta misma combinación es posible adicionar Acepromazina, éste último es un derivado de la Fenotiazina cuyo uso individual es como neuroléptico o tranquilizante. Los efectos sedantes de la Acepromazina ocurren por depresión del tallo, esta depresión aparentemente es medida por un gran efecto de bloqueo sobre la dopamina (Neurotransmisor de la familia de

las catecolaminas). La Acepromazina además bloquea los receptores periféricos alfa-2-adrenérgico lo que resulta en vasodilatación e hipotensión; puede también inducir hipotermia, relajación muscular y asociarse con hiperglicemia. (15,22,26,28)

El anestésico E M T U (étil malonil-tio urea) es un tiobarbiturato que ha demostrado su inducción de anestesia quirúrgica por 3 a 4 horas después de la administración I.P. en ratas y de más de 5 horas en Hamster. (4,24)

Es un anestésico muy popular para usarse en estudios de fisiología renal. Algunos autores han reportados que el E M T U aplicado individualmente por vía I.P. y endovenosa induce periodos muy cortos de anestesia de (0 a 30 minutos) y algunas muertes, por esto es mejor combinarlo con Ketamina o Xilazina. (6,25)

La Ketamina- E M T U no induce una anestesia consistente pues esta dura solamente periodos cortos (x 20 minutos) en comparación con la combinación Xilazina -E M T U que induce a una anestesia consistente y con duración aproximada de 35 min. (11)

También es posible utilizar la combinación de Xilazina-Pentobarbital, este último agente tradicionalmente ha sido utilizado para inducir anestesia en animales de investigación, sin embargo la duración de la anestesia es usualmente muy corta (menos de 20 minutos) combinado con la Xilazina aumenta la

duración de la anestesia hasta 45 minutos. pero en muchas ocasiones provoca muerte por paro respiratorio.(11)

Por último es posible utilizar la combinación Ketamina-Xilacina-Butorfanol, este último agente es un analgésico narcótico analogo de la morfina el cual como desventaja produce depresión respiratoria y como única ventaja sobre la combinación tradicional Ketamina-Xilazina es que prolonga la duración de la pérdida de los reflejos.(16)

En resumen es posible clasificar las combinaciones de los anestésicos segun su tiempo de duración:

A).- Combinación de acción corta

Ketamina-Hidrato de Cloral

Ketamina-E M T U

Ketamina-Xilazina-Butorfanol

Inducen anestesia quirúrgica durante un tiempo promedio de 20 minutos

B).- Combinación de acción intermedia

Xilazina- E M T U

Xilazina-Pentobarbital

Ketamina-Xilazina

Inducen anestesia quirúrgica durante un tiempo promedio de 40 minutos.

C).- Combinaciones de acción prolongada

Xilazina-Acepromazina-Ketamina

Induce anestesia quirúrgica durante un tiempo promedio de 90 minutos.

Una vez descritos los efectos, mecanismos de acción, ventajas y desventajas de las combinaciones de anestésicos comunmente utilizados en conejos. Quedo bajo la responsabilidad de los veterinarios e investigadores decidir la más apropiada para los procedimientos en que se han de ocupar los conejos***.

VII Emergencia en el Manejo post-anestesia.

Debido a que los procesos metabólicos se ven afectados de alguna forma durante la anestesia y cirugía y a que normalmente se presenta una baja en la temperatura corporal es esencial que el conejo se encuentre en un ambiente caliente como puede ser una caja con piso aislante y en ocasiones puede indicarse una fuente de calor como puede ser un foco.

La emergencia más común que se presenta durante la anestesia en conejos es el distress respiratorio, problemática que no presenta durante la anestesia inhalada. Sin embargo en el caso de anestesia fija es necesario aplicar respiración artificial hasta que el animal regrese a su frecuencia y profundidad normales; esto se puede lograr comprimiendo el pecho lateralmente en ambos lados de la apofisis xifoides, apretando el pecho con los dedos. Para obtener una compresión prolongada, coloque una banda de goma apretada alrededor del tórax, esto
*** Aportación Personal MVZ Carlos Villagrán Velez

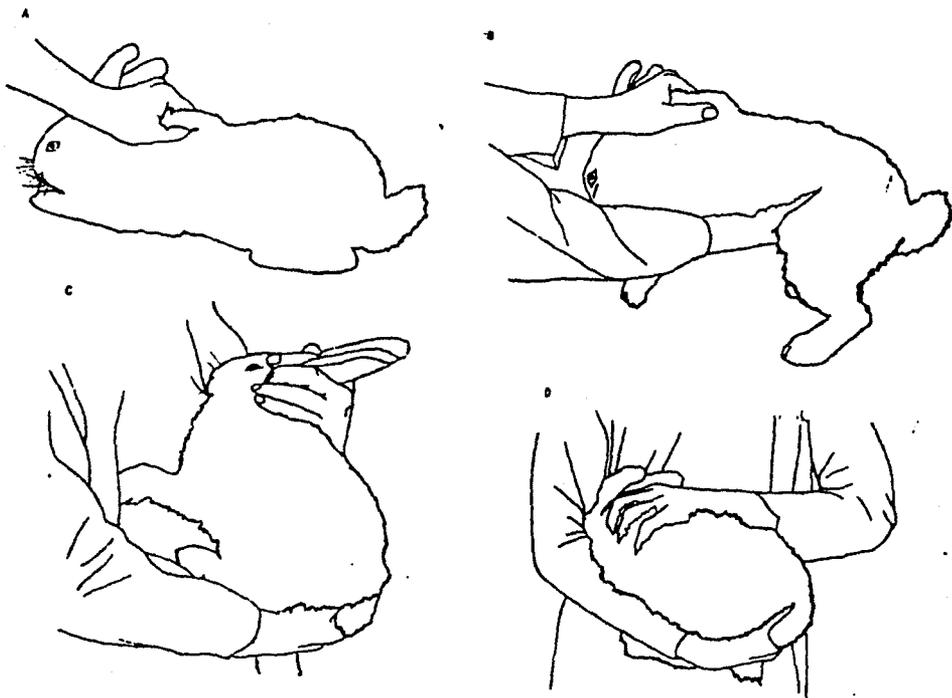


Fig. I Método correcto para sujetar a un conejo adulto.

- a) Se toma con la mano izquierda del pliegue del lomo.
- b) Se levante para brindar apoyo, con la mano derecha, del vientre.
- c) Se sujeta la base de las orejas y pliegue del lomo con la mano izquierda y la mano derecha se coloca en la base de la cadera.
- d) Se coloca a lo largo del antebrazo derecho, siempre sujetando el pliegue del lomo con la mano izquierda.

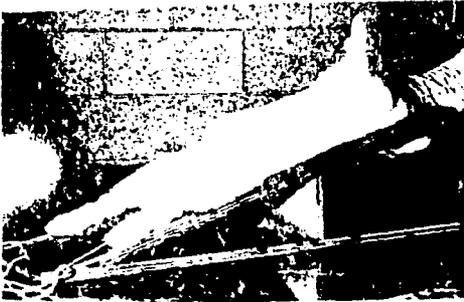


Fig. 2 Método de sujeción para obtención de sangre por punción cardíaca.



Fig. 3 Cepos y contenedores para conejos.

4.

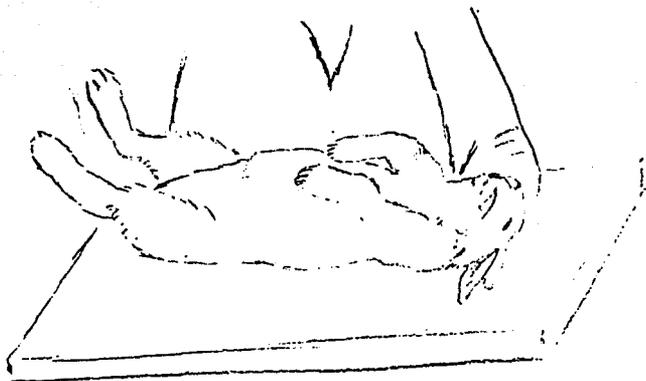


Fig. 4 Método para preparación del inicio de la hipnosis.

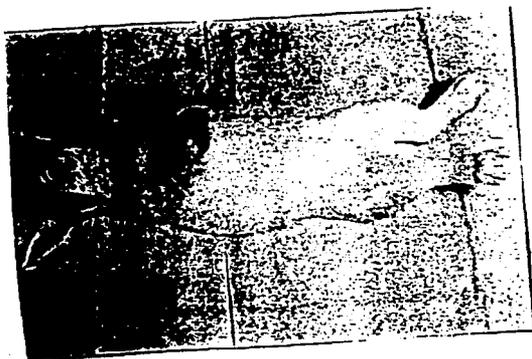


Fig. 5 Posición correcta de un conejo en el trance hipnótico, en el cual el conejo puede ser manejado para procedimientos sencillos tales como: inyecciones, inoculaciones, canulaciones, radiografías, etc.

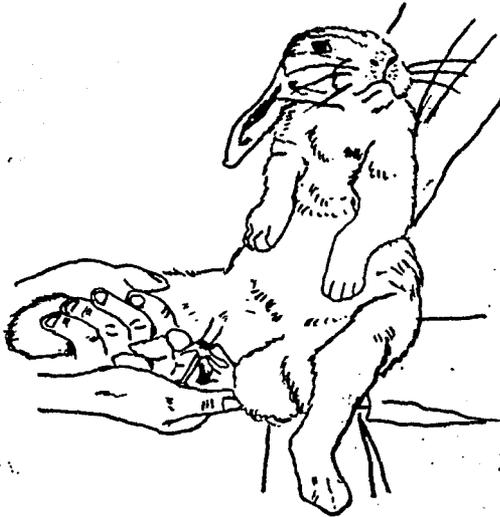


Fig. 6 Aplicación Intramuscular L. M. profunda. se realiza en las masas musculares del biceps.



Fig. 7 Aplicación Subcutanea S. C. Se levanta un poco la piel de la región dorsal del cuello y se aplica la substancia a inyectar.

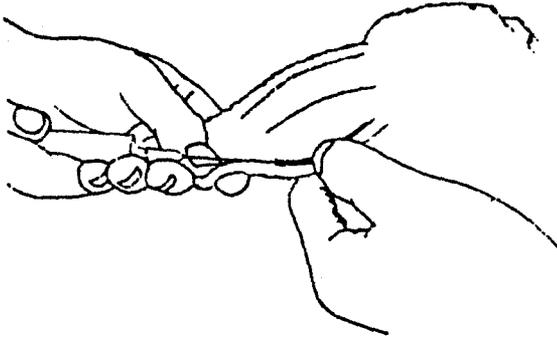


Fig. 8 Aplicación endovenosa de fármacos en la vena marginal de la oreja.

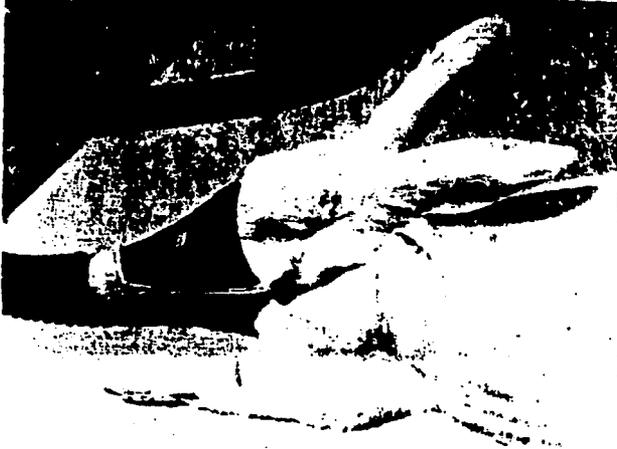


Fig. 9 Aparato de anestesia inhalada para conejos (mascarilla de "Hall" Type)

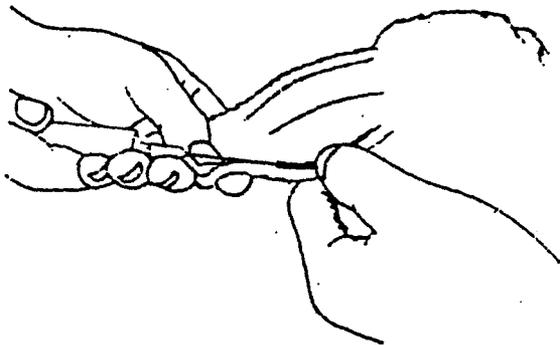


Fig. 8 Aplicación Intravenosa I. V. en la vena marginal de la oreja.



Fig. 12 Anestesia espinal: Se aplica en la región lumbar en la segunda espina L.

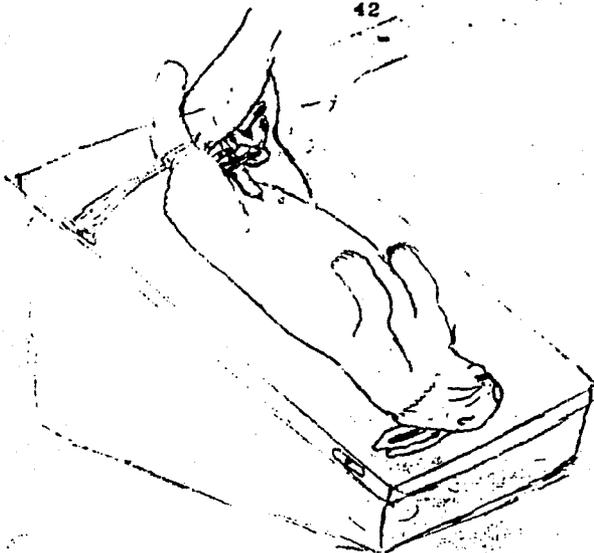


Fig. 10 Aplicación Intraperitoneal I. P. Se aplica a la altura de la cicatriz umbilical, introduciendo la aguja en ángulo de 45°.

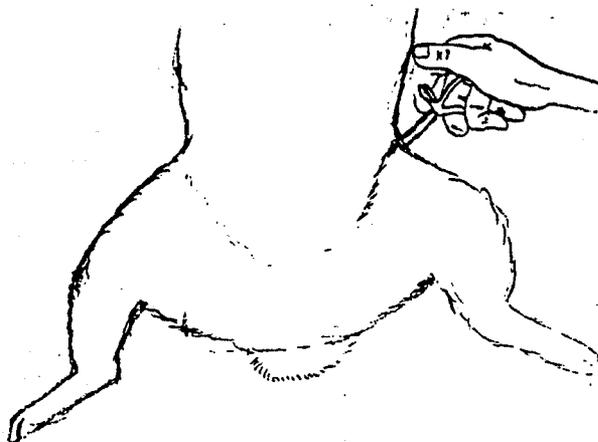


Fig. 11 Aplicación Intradérmica I. D. Son requeridas para diagnósticos y algunas pruebas. El sitio de la inyección es en el área del pliegue inguinal.

CUADRO I REGIMEN SIMPLE.

Alfa cloral:	120 mg/kg IV
Hidrato de cloral:	200 mg/kg IV
Ketamina:	15 a 20 mg/kg IV; 44 mg/kg IM
Pentobarbital:	25 a 40 mg/kg IV; 40 mg/kg IP
Tiopental:	20 a 50 mg/kg IV
Xilacina:	5 mg/kg IM

CUADRO II REGIMEN COMBINADO.

<u>XE</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') EMTU** 12.5 a 47.6 mg/kg (X 30.66) IV
<u>KE</u>	Ketamina 35 mg/kg IM (10') EMTU 25 a 54.5 mg/kg (X 41.8) IV
<u>XP</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') Pentobarbital 11.8 a (28.4 mg/kg (X 19.04) IV
<u>XAK</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') Ketamina 35 mg/kg IM; Aceptomacina 0.75 mg/kg IM
<u>KC</u>	Ketamina 20 mg/kg IM (10') Hidrato de cloral 250 mg/kg IV.
<u>KX</u>	Ketamina 35 mg/kg IM; Xilacina 5 mg/kg IM.
<u>KXB</u>	Ketamina 35 mg/kg IM; Xilacina 5 mg/kg IM; Butorrancol 0.1 mg/kg IM.

* ETIL MALONIL TIO UREA



Fig. I Método correcto para sujetar a un conejo adulto.

- a) Se toma con la mano izquierda del pliegue del lomo.
- b) Se levanta para brindar apoyo, con la mano derecha, del vientre.
- c) Se sujeta la base de las orejas y pliegue del lomo con la mano izquierda y la mano derecha se coloca en la base de la cadera.
- d) Se coloca a lo largo del antebrazo derecho, siempre sujetando el pliegue del lomo con la mano izquierda.

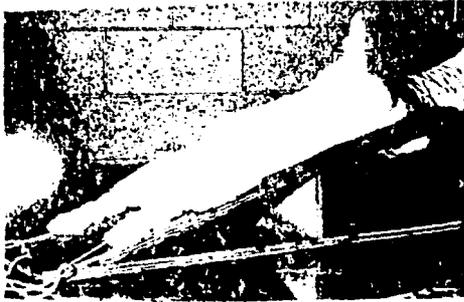


Fig. 2 Método de sujeción para obtención de sangre por punción cardíaca.



Fig. 3 Cepos y contenedores para conejos.

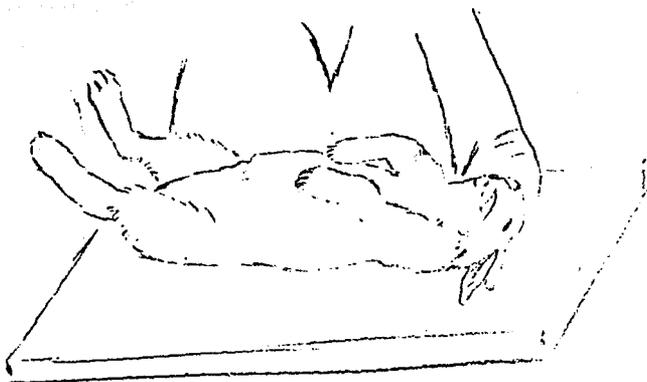


Fig. 4 Método para preparación del inicio de la hipnosis.

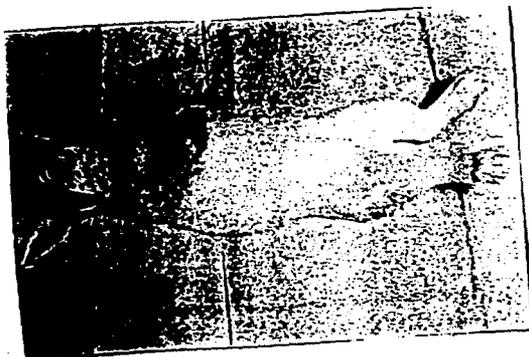


Fig. 5 Posición correcta de un conejo en el trance hipnótico, en el cual el conejo puede ser manejado para procedimientos sencillos tales como: inyecciones, inoculaciones, canulaciones, radiografías, etc.



Fig. 6 Aplicación Intramuscular I. M. profunda. se realiza en las masas musculares del biceps.



Fig. 7 Aplicación Subcutanea S. C. Se levanta un poco la piel de la región dorsal del cuello y se aplica la substancia a inyectar.

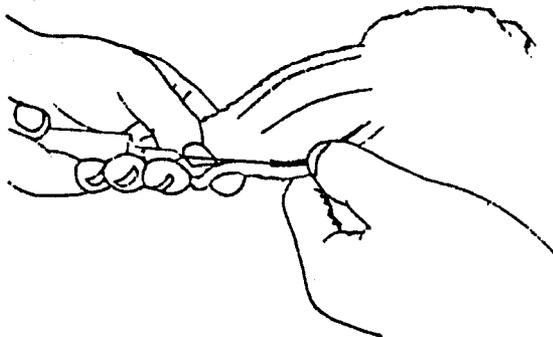


Fig. 8 Aplicación endovenosa de fármacos en la vena marginal de la oreja.

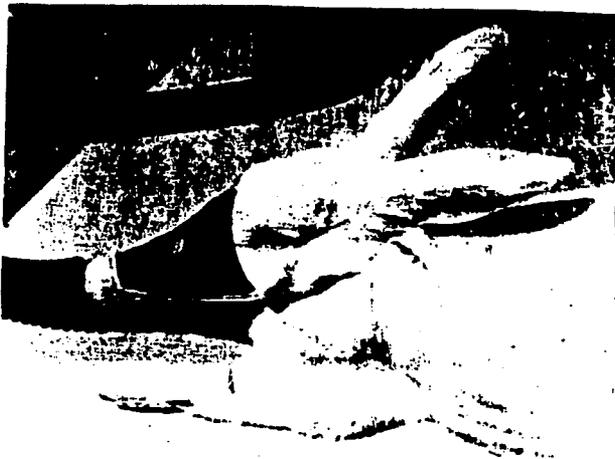


Fig. 9 Aparato de anestesia inhalada para conejos (mascarilla de "Hall" Type)

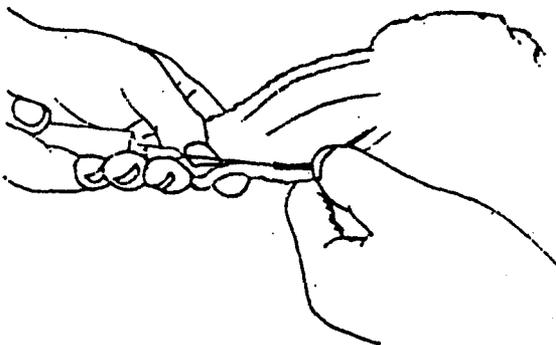


Fig. 8 Aplicación Intravenosa I. V. en la vena marginal de la oreja.



Fig. 12 Anestesia espinal: Se aplica en la región lumbar en la segunda espina L.

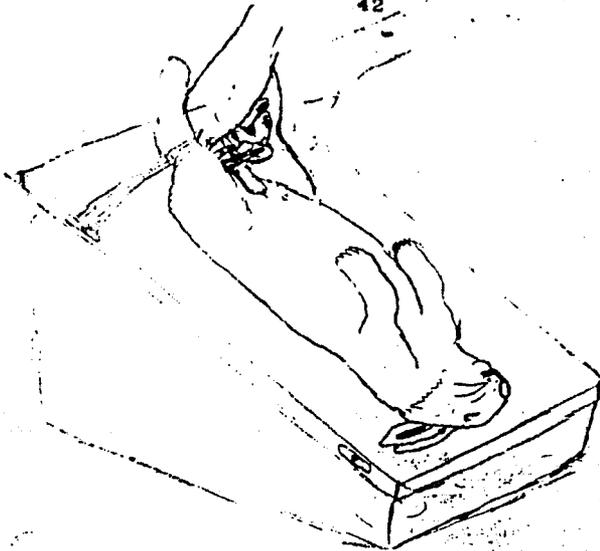


Fig. 10 Aplicación Intraperitoneal I. P. Se aplica a la altura de la cicatriz umbilical, introduciendo la aguja en ángulo de 45°.

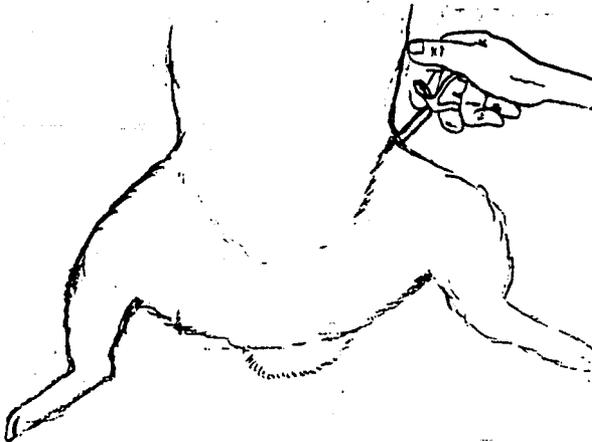


Fig. 11 Aplicación Intradérmica I. D. Son requeridas para diagnósticos y algunas pruebas. El sitio de la inyección es en el área del pliegue inguinal.

CUADRO I REGIMEN SIMPLE.

Alfa cloral:	120 mg/kg IV
Hidrato de cloral:	200 mg/kg IV
Ketamina:	15 a 20 mg/kg IV; 44 mg/kg IM
Pentobarbital:	25 a 40 mg/kg IV; 40 mg/kg IP
Tiopental:	20 a 50 mg/kg IV
Xilacina:	5 mg/kg IM

CUADRO II REGIMEN COMBINADO.

<u>XE</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') EMTU** 12.5 a 47.6 mg/kg (X 30.66) IV
<u>KE</u>	Ketamina 35 mg/kg IM (10') EMTU 25 a 54.5 mg/kg (X 41.8) IV
<u>XP</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') Pentobarbital 11.8 a (28.4 mg/kg (X 19.04) IV
<u>XAK</u>	Xilacina 5 mg/kg SC (10') Ketamina 35 mg/kg IM; Aceptomacina 0.75 mg/kg IM
<u>KC</u>	Ketamina 20 mg/kg IM (10') Hidrato de cloral 250 mg/kg IV.
<u>KX</u>	Ketamina 35 mg/kg IM; Xilacina 5 mg/kg IM.
<u>KXB</u>	Ketamina 35 mg/kg IM; Xilacina 5 mg/kg IM; Sutorranol 0.1 mg/kg IM.

* ETIL MALONIL TIO UREA

BIBLIOGRAFIA

- 1.- Beyers, Teresa M.; Richarson, James A.; Prince, M. Dale. Axonal Degeneration and Self, Mutilation as a Complication of the Intramuscular Use of Ketamine and Xilazine in Rabbit. Laboratory Animal Science. Vol.40.No.5 p.556(1990).
- 2.- Borkowski, G.L.; Donneman, P.J.; Russell, G.B.; Lang, C.M. An Evaluation of tree Intravenous Anesthetic Regimens in New Zealand Rabbits. Laboratory Animal Science. Vol.40.No.3. p.270 - 276. (1990).
- 3.- Brammer, D.W.; Doerning, B.J.; Chersp, C.E.; Rush, H.G. Anesthetic and Nefrotoxis Effects of Tilazol in New Zealand White Rabbits. Laboratory Animal Science. Vol.41 No.5 p.432 - 434. (1991).
- 4.- Buelke, Sam.J.; Holson, J.F.; Barore, J.J.; et al. Competitive Stability of Phisiological Parameters During Sustained Anesthesia in Rat. Laboratory Animal Science. (1978);28: 157 - 162.
- 5.- Chen, G.B.;Surgical Anesthesia en the Rabbit With 2 - Thylamina- 2 - (2 - thienyl) cyclohepanone - HCL and Cloral Hidrate. Ame. J. Vet, Res. 29 (1968).
- 6.- Clifford, D.H.Preanesthesia, Anesthesia, Analgesia and Euthanasia. In: Fox J.G.;Cohen B.J.Loew F.M.Ed. Laboratory Animal Medicine. New York: Academec Press Inc. 1984;527 - 562.
- 7.- Doerning, B.J.; Brammer D.W.;Chrisp, C.E.;Rush, H.G. Anesthetic and Nefrotoxis Effects of Tiletamine/Zolazepan in Rabbits. Laboratory Animal Science Vol.40.No5562 - 563. (1990).
- 8.- Keknell, P.A. Laboratory Animal Anesthesia. Academie Press. London, San Diego, New York. (1987.)
- 9.- Gay, I.W.;Heaner, E.J. Methods of Animal Experimentation Vol. VII: Part.A. Academic Press Inc. (1987).
- 10.- Green, C.J. Animal Anesthesia. Laboratory Animal Hand book 8. Laboratory Animal LTD. London. (1979).
- 11.- Hobbs, B.A.;Rolhall, T.G.;Sprenkel, T.L.;Anthony, K.L.Comprensen of Several combinations for Anesthesia in Rabbitl. Am. J. Vet. Res., Vol.52.No.5.p.669 - 674.

- 12.- Howard, D.L.; Wittry, J.P. and Blum, J.R. Use of Audible Respiratory Monitor to Aid Endotracheal Intubation of the Rabbit. *Laboratory Animal Science*. Vol. 40. No. 5. pag. 562 - 563. (1990).
- 13.- Huges, H.C. Anesthesia of Laboratory Animals. *Laboratory Animal*. Vol. 10. No. 5. Sep. - Oct. 1981. New York, USA.
- 14.- Ilkiw, J.E.; Benthuyssen, J.A.; Mc Neal, D. Comparative Study of the Pharmacokinetics of Alfentanil in Rabbits, Sheeps and Dogs. *American Journal of Veterinary Res*, Vol. 52. No. 4. p. 581 - 583. (1991).
- 15.- Lipman, S.N.; Marini, R.P.; Erdman, S.E. A Comparison of Ketamine/Xilazine and Ketamine/Xilazine/Acepromazine Anesthesia in the Rabbit. *Laboratory Animal Science*. Vol. 40. No. 4. p. 395 - 398. (1990).
- 16.- Marini, R.P.; Lipman, N.S.; Cornig, B.; Avison, D.L. A Comparison of Ketamine / Xilazine and Ketamine/Xilazine/Butorphanol. Anesthesia in Rabbit. *Laboratory Animal Science*. Vol. 40 No. 5 p. 556. (1990).
- 17.- Oliver, Graham- Jones. *Small Animal Anaesthesia*. London, July, 1964. I.C.I., Discovery.
- 18.- Popilskis, S.J.; Mehmet, C.O.; Gorman, P.; Florestal, A.; Kohn, D.F.; Comparison of Xylazine with Tiletamine / Zolazepam (telazol) and Xylazine / Ketamine Anesthesia in Rabbits. *Laboratory Animal Science*. Vol. 41, No. 1, p. 51-53. (1991).
- 19.- Peeters M.E.; Gil, D.; Teske, E, et al. Four methods for general anesthesia in the rabbit; a comparative study. *Laboratory Animal*. 1988, 22, p. 355-360.
- 20.- Rao S. Bhaskara. A note on the effects of thiopentone, pentobarbitone sodium and ketamine / diazepam on body temperature in adult rabbits. *Indian J. Veterinary of Surgery*. Vol. 10, No. 2, p. 168-170 (1989).
- 21.- Rao, S.; Bhaskara. A note on reversal of Ketamine / Diazepam anesthesia in rabbits with Yohimbine. *Indian J. Veterinary of Surgery*. Vol. 10, No. 2, p. 171-172 (1989).
- 22.- Sanford, T.D.; Colby, E.D.; Effect of Xylazine and Ketamine on blood pressure, heart rate, and respiratory rate in rabbits. *Laboratory Animal Science*. 1980, p. 519-523.

- 23.- Steven, H.; Weisbroth; Ronal, E. Flatt; Alan, L. Kraus; The Biology of the Laboratory Rabbits. Academic Press, Inc. San Diego, New York, 1974.
- 24.- Turner, T.T.; Howards, S.S.; Hyperglycemia in the hamster anesthetized with Inactin. Lab. Anim. Sci. 1977, 27 P. 380-382.
- 25.- White, G.L.; Holmes, D.D.; A comparison of Ketamine and the combination Ketamine / Xylazine for effective surgical anesthesia in the rabbit. Lab. Anim. Sci., 1976; 26\$ p. 804-806.
- 26.- Wright, J.G.; "Anesthesia y Analgesia Veterinaria". Cap. XXVII, Ed. Bailliere, Tindal. Cox England. 1952.
- 27.- Wrig, M.; Pharmacologic Effects of Ketamine and its use in Veterinary Medicine. Journal American Veterinary Medicine Assoc. 180, p. 1462-1471. 1982.
- 28.- Wixson, S.K.; Whithe, W.J.; Huges, H.C.; et al. The Effects of Pentobarbital, Fentanyl- Droperidol, Ketamine - Xylazine and Ketamine - Diazepam on care and Surface Body Temperature Regulation in Adult Male Rats. Laboratory Animal Science, 1987, 37, p. 743-749.
- 29.- Wyatt, J.D.; Scott, R.A.W.; Richardson, M.E.; The Effects of Prolonged Ketamine - Xilosine Intravenous Infusion on Arterial Blood pH, Blood Bases, Mean Arterial Blood Pressure, Heart and Respiratory Rates, Rectal Temperature on Reflexes in the Rabbit. Laboratory Animal Science. Vol. 39, No. 5, p. 411-415 (1989).