



2  
2y

Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán

CONTENCION QUIMICA DE FELINOS SALVAJES:  
UN ENSAYO EN LA ACCION COMBINADA DE  
ANESTESICOS FIJOS Y NEUROLEPTOANALGESICOS.

T E S I S

Que para obtener el título de  
Médico Veterinario y Zootecnista  
p r e s e n t a

ROBERTO FERNANDO AGUILAR FISHER

Director de la tesis:  
M.V.Z. Eduardo Apellaniz de la Puente



Universidad Nacional  
Autónoma de México



## **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.

## I N D I C E

### PROLOGO

#### I - INTRODUCCION

A) - Generalidades de manejo en animales de Zoológico. . . . .	1
B) - Métodos de aplicación de fármacos. . .	11
C) - Efectos adversos a la contención . . .	18

#### II - FARMACOS UTILIZADOS

1 - Clorhidrato de Ketamina . . . . .	22
a) Propiedades físico-químicas. . . . .	23
b) Efectos sistémicos . . . . .	26
b1) Sistema Nervioso Central . . . . .	26
b2) Sistema Cardio-vascular. . . . .	37
b3) Sistema Respiratorio . . . . .	40
b4) Efectos colaterales. . . . .	42
2 - Hidrocloruro de Xilazina. . . . .	
a) Propiedades físico-químicas. . . . .	49
b) Efectos sistémicos . . . . .	55
b1) Sistema Nervioso Central . . . . .	55

b2) Sistema Cardio-vascular. . . . .	60
b3) Sistema Respiratorio . . . . .	62
b4) Efectos colaterales. . . . .	64
 3 - Tiopental Sódico y Pentobarbital Sódico	
a) Propiedades Físico-químicas. . . . .	67
b) Efectos sistémicos . . . . .	77
b1) Sistema nervioso Central . . . . .	77
b2) Sistema Cardio-vascular. . . . .	81
b3) Sistema Respiratorio . . . . .	84
b4) Efectos colaterales. . . . .	87
 III - PRINCIPIOS DE LA COMBINACION E INTERACCION DE LOS FARMACOS UTILIZADOS. . . . .	88
 IV - ENSAYO	
CASOS REPORTADOS. . . . .	94
 V - OBSERVACIONES Y CONCLUSIONES. . . . .	211
 BIBLIOGRAFIA. . . . .	214

## PROLOGO

Existen muchas maneras de hacer una tesis, y estas dependen, en gran parte, del área profesional en la cual se está realizando el estudio. Sobre todas las formas posibles prevalencen dos, sobre todo en las áreas médicas y científicas, que, a través de uso continuo, se han convertido casi en "formas" reconocidas y aceptadas de realización de estos proyectos.

El caso más común de estas dos "formas" antes mencionada es el de la tesis "comprobatoria" o "experimental", en la cual se verifican o comprueban métodos, sistemas, técnicas, fármacos o productos comerciales a través de métodos convencionales de experimentación o desaffo. (Comparación de un lote de control con un lote problema en la utilización de un fármaco, por ejemplo).

El otro recurso más frecuente es el de hacer una tesis de "investigación" o "recopilación bibliográfica", y que a su vez consiste en hacer un estudio bibliográfico completo de un problema particular, basando las conclusiones de dicho proyecto en los resultados obtenidos en experimentos relacionados al tema mismo. En este caso se procuran proponer variaciones a los métodos discutidos en los reportes utilizados, ya que la mayoría se llevan a cabo en el extranjero y

tienen escasa aplicación a nuestras condiciones particulares.

La tesis que se pensó llamar una combinación de los dos métodos o formas.

La parte investigatoria o de recopilación del estudio ocupa la primera parte del mismo, como base al que constituye la sección segunda de la tesis y en cuyos resultados se basaron nuestras conclusiones.

La justificación de este formato resulta evidente ante el hecho que la información relacionada a animales salvajes, sobre todo en aspectos de manejo y control o restricción, es escueta o inexistente. Con este trabajo se intentó hacer un estudio tanto completo como práctico de una técnica que posiblemente pueda tener una enorme aplicación dentro de cualquier medio en el cual se tengan que manejar felinos salvajes.

## I N T R O D U C C I O N

Los felinos salvajes han sido siempre temidos y admirados por el hombre. Desde las civilizaciones más antiguas se adoraba y deificaba a estos asombrosos predadores, tanto por su admirable fuerza física y agilidad como por su fascinante estética.

Eran precisamente estas cualidades las que hacían de estos animales ejemplares valiosos en las colecciones de los antiguos faraones egipcios desde 3000 años antes de Cristo. Nabucodonosor II (605 562 A.C.) rey de Babilonia, poseía un gran número de leones, y los romanos tenían colecciones enormes (se dice que varios cientos) de leones, tigres y leopardos que eran utilizados frecuentemente en luchas gladiatorias en el Circo Romano. La colección personal del emperador Octavio Augusto en el año 29 A. C. incluía 420 tigres, 260 leones y alrededor de 600 animales africanos, sobre todo cheetahs, panteras y otros carnívoras. (1) En la misma Tenochtitlán, desde mucho antes de la llegada de los españoles, había un zoológico de tamaño considerable que contaba con varios ejemplares de felinos en su colección. (2)

Aún hoy en día los felinos son considerados parte importante de toda colección zoológica, y siguen siendo animales

favorecidos por el público en zoológicos, parques abiertos y circos. Su encanto como animales misteriosos, peligrosos y calladamente fascinantes no ha disminuido, aunque han cobrado un nuevo valor en estas colecciones, ya que su cacería excesiva por simple deporte, la reducción de sus habitats y la disminución en el número de sus presas naturales por parte del hombre han orillado a muchas especies al borde la extinción.

Con la merma de estos animales en estado natural ha venido un cambio drástico en el manejo de los mismos en cautiverio. Cada día más y más personas se preocupan por el futuro de estas especies y ello ha cambiado hasta la función de los zoológicos, que han pasado de simples lugares de esparcimiento a verdaderos centros de investigación en donde se llevan a cabo programas de reproducción y cría de animales que de otra forma se extinguirían inexorablemente.

El papel del Médico Veterinario especialista en animales salvajes y de zoológico consecuente y lógicamente, ha cambiado también. El profesional en esta área debe procurar utilizar métodos de restricción y manejo que aseguren la vida de especímenes raros e irremplazables con un mínimo de stress al animal y que a la vez le permiten trabajar con tranquilidad y seguridad. El hecho de que en un mismo género de animales existe una tremenda variedad de pesos y tallas (junto



con la subsecuente variación metabólica) exige que este método sea además de simplemente seguro, rápido, práctico, versátil y hasta económico.

Las condiciones antes mencionadas posiblemente puedan ser satisfactorias mediante la combinación de fármacos de acción sinérgica y potencializada. Con este estudio se propone verificar un método que puede cubrir todos estos requisitos.

Por último, cabe mencionar que en título de la tesis se utilizó la palabra "ensayo" y no "experimento". Esto se debe a que el escaso número de felinos utilizados en la comprobación práctica del método de ninguna manera puede ser considerado como estadísticamente significativo y además que no se puede comparar este método con otro alterno, ya que no se cuenta con los suficientes animales.

## A) MÉTODOS DE CONTENCIÓN

### GENERALIDADES

Cualquier persona que intenta limitar o restringir la actividad de un animal salvaje está, a la vez, asumiendo una enorme responsabilidad. Toda actividad restrictiva afecta el comportamiento, la salud y las actividades normales del animal mismo, por lo cual, se recomienda sopesar la verdadera necesidad de restricción y tratar, de ser posible, de evitarla.

Los principios básicos de la restricción y de la contención son aplicables a todos los animales por igual. Por restricción se entiende el limitar, de cualquier forma, la actividad normal o natural de un animal, mientras que nos referimos a la contención como la disminución parcial o total de la actividad muscular (inmovilización o hipokinesia). Con estos dos términos, cabe mencionar, se abarca desde el confinamiento de un animal en un microclima pre-seleccionado hasta la pérdida total de la actividad motora del mismo.

Antes de empezar a tratar a manejar un animal salvaje debemos preguntarnos si la contención es en realidad necesaria, qué procedimientoo técnica nos permitirá un mejor manejo, con un mínimo de riesgo, en qué momento preciso se debe contener al animal, así como qué persona es la más adecuada para ellevar a cabo el manejo necesario sin provocarle dema-

siado stress.

Fowler (5) recomienda escoger una técnica que sea (en orden de importancia): 1) segura para el personal que la lleva a cabo, 2) segura, también, para el animal que va ser cotenido, 3) apropiada (con la mayor certeza posible) para el tipo de operación, manejo o intervención que se quiera realizar, y 4) que permita la observación del animal hasta su completa recuperación del manejo utilizado.

Se practican, en general, dos formas de manejo básicas; la contención física y la contención química. Por lo general y para tratar de hacerlas más eficientes, ambas se combinan al manejar un animal salvaje. Antes de siquiera intentar manejar a un animal, el personal que va a realizar el manejo, especialmente el Médico Veterinario a cargo de la operación, debe conocer y estar consciente de las particularidades psicológicas, etológicas y anatomofisiológicas del animal mismo, así como estar familiarizado con los implementos de manejo, que incluyen desde el uso adecuado de la voz hasta los utensilios y herramientas propias de la restricción y de la contención. Se debe de evitar toda forma de manejo, de no ser la rutina usual, si la temperatura medio-ambiental excede de los 32° centígrados y si la humedad relativa excede de los 70°. Tampoco se deben manejar los animales que han sido sometidos a movimientos o traslados recientes, sin antes permitir un pe-

rindo adecuado para que se alimenten y acostumbren al nuevo medio. Cabe mencionar que el manejo de animales nocturnos de día y animales diurnos de noche o en las horas crepusculares se facilita, ya que no "acomodan" su visión de manera adecuada.

Como ya se había mencionado antes, para cada especie se deben emplear métodos de contención adecuados a ella. El especialista debe de estudiarlos y conocerlos antes de siquiera intentar algún manejo. Los instrumentos o herramientas utilizados por el especialista en el manejo son: 1) aspectos psicológicos particulares de la especie, (permiten un mejor acercamiento con menor stress al animal); 2) utensilios o herramientas que disminuyan los sentidos de la percepción; 3) confinamiento o restricción del sujeto; 4) herramientas que aumentan la fuerza de los brazos del operador (o el alcance); 5) barreras físicas que nos permitan acercarnos más al animal en cuestión; 6) la fuerza física (utilizada frecuentemente para someter a especies menores); y 7) contención química que sedam inmoviliza o anestesia (según el tipo de droga utilizada) al animal. A continuación se revisará cada uno de estos aspectos someramente:

1) Aspectos psicológicos y etológicos de la especie.

Una serie de factores importantes de comportamiento nos permiten un mejor acercamiento y una subsecuentemente mejor conten-

ción en varias especies. La voz, la velocidad y manera en la que el sujeto u operador se acerca al animal, la seguridad y manera en que mueve las manos y hasta su actitud o la forma en que se para indican al animal si éste tiene o no confianza. Ello es importante en crear en el animal una actitud de sumisión, con una disminución o ausencia de agresión en el manejo. Cabe mencionar que cuando el operador conoce bien la especie que se va a manejar, así como sus particularidades anatómico-fisiológicas de defensa, la contención se facilita enormemente. Es de esta forma que el operador debe de evaluar el alcance, la agresividad, la fuerza o el vigor del animal en cuestión, así como su agilidad y presteza de defenderse o tratar de correr.

Un factor básico a considerar en el manejo de todo animal salvaje es el de su distancia personal o proxémica. El técnico debe de estar consciente que al violar esta distancia el animal tiene sólo dos respuestas: agrede al máximo de su capacidad o huye, en ocasiones haciendo caso omiso de barreras físicas tales como postes, zanjas, árboles o bardas. Es, por lo tanto, básico que el operador evite el iniciar una respuesta que pueda ser peligrosa tanto para él como para el animal manejado.

2) utensilios o herramientas que disminuyen los sentidos

de la percepción. El reducir o eliminar el contacto visual del animal con su medio-ambiente siempre nos permite disminuir el stress del manejo y facilita la manipulación del mismo. Por lo tanto, siempre que se maneja un animal se puede procurar hacerlo bajo luz indirecta o en la sombra. Los animales sedados que se manejan en plena luz del día deben tener tapados los ojos con una tela o un capuchón, ya que el iris no alcanza a cerrar lo suficientemente rápido, o no cierra totalmente, y la retina se puede dañar permanentemente.

Los ruidos o sonidos de vehículos, voces y otros ruidos extraños al animal pueden aumentar el stress enormemente, por lo que se recomienda el evitar sonidos fuertes, gritos o ruidos de maquinaria y motores durante el manejo.

La mayoría de los animales, en particular los felinos, responden negativamente a ser tocados ya sea por una persona o un implemento de manejo, así que una vez contenido el animal, el contacto físico debe reducirse al mínimo.

3) Confinamiento o restricción. El grado de confinamiento o restricción aceptable varía considerablemente, dependiendo de la especie o de la situación. Para un animal adulto recién capturado, el ser puesto en un área bardeada representa confinamiento. Este stress causado por restricción se intensifica conforme disminuye el tamaño del encierro. En un zoo-

lógico, el simple hecho de pasar un animal de su área a una igual pero más pequeña ya implica cierto riesgo, de la misma manera en que las jaulas de contención, las de transporte, las cajas de envío o la separación de albergues posteriores implican una restricción estresante para el animal.

Las jaulas de contención son sumamente útiles en la restricción de animales salvajes, aunque no hay una sola que se pueda utilizar en todas las especies. Con el tipo de jaula utilizada se deben de considerar las múltiples variaciones anatómo-fisiológicas entre las especies mismas, para reducir al mínimo el riesgo del operador y del animal mismo.

Existen, además, bolsas de lona y guantes para la restricción de felinos domésticos que nos pueden resultar útiles con el manejo de algunas especies. Al manejar felinos de corta edad o algunos tipos de aves (psitacinas) podemos envolverlos en toallas o lonas para evitarles posibles daños, ya que el stress provocado puede resultarle nocivo al animal.

4) Instrumentos que aumentan la fuerza o el alcance del operador. Las cuerdas representan una fácil y excelente manera de extender el alcance de nuestros brazos. En base a ello, fueron diseñados los domadores (amansadores). Con ambos domadores y cuerdas, podemos someter y restringir físicamente un animal sin que éste pueda dañarnos. El uso inadecuado del domador puede causarle al animal dolor o sofocarlo

por lo cual se recomienda procurar siempre pasarlo por un brazo junto con el cuello.

Los domadores comerciales en ocasiones incluyen mecanismos que permiten que el animal gire sin lastimarse. Se puede armar uno con un tubo de metal o plástico y una cuerda o cable.

Las redes también son de gran utilidad en el manejo de animales exóticos y vienen en una enorme variedad de tamaños y diseños. El operador o encargado de manejo debe de tener a la mano una amplia gama de tamaños y materiales de redes para procurar siempre el mejor manejo posible. Con simplemente utilizar una red se pueden llevar a cabo operaciones como inyecciones, tratamientos, revisiones u obtenciones de muestras para laboratorio. Si la luz del cuadro de la malla o red es demasiado grande, el animal puede alcanzar a meter la cabeza entre el encordado y estrangularse.

El material de la red es importante, ya que debe resistir tanto el peso del animal como las mordidas y/o arañazos del mismo. Los materiales utilizados con mayor frecuencia son nylon, algodón y manila, mientras que los aros o soportes de las redes de mano son de aluminio, plástico o fibra de vidrio.

5) Barreras físicas. Las barreras físicas protegen tanto al animal como a la persona y permiten un mayor acerca-



miento con un mínimo de stress. Estas barreras consisten en escudos de madera, escudos de plástico, tablas, tablones, cobijas o mantas y tiras de plástico opaco.

El escudo es la barrera física más utilizada y puede consistir de una simple tabla o plancha de acrílico con o sin manija posterior. El tamaño del mismo depende de la especie a manejarse, pero en el caso de los felinos salvajes se utiliza casi exclusivamente con los de pequeño tamaño. En caso de que se quiera transferir un felino pequeño de una caja de transporte o jaula con puerta de bisagra a otra área basta introducir el escudo frente a la puerta, acercarlo a la entrada del nuevo encierro y levantar el escudo como trampa de guillotina. Ello nos permite pasarlo de una manera sencilla y eficaz. El mismo escudo nos permite aprisionar al animal contra una superficie para revisarlo mejor.

Las cobijas o mantas nos permiten envolver animales pequeños o jóvenes y evitan que estos nos arañen o muerdan. El material utilizado en su construcción debe ser fuerte sin ser áspero ni irritante. Usualmente se utiliza lona.

Las tiras de plástico opacas son recomendadas como barrera por animales de pezuña, y debido a ello es el medio más empleado para el manejo de los mismos.

6) Fuerza física. La utilización de la fuerza física es frecuente en el sometimiento de especies menores y requiere,

por lo general, de la utilización de las manos. La persona que va a realizar el manejo debe tener extrema precaución al usar sus manos, de la misma manera que debe de saber cómo y dónde agarrar al animal para minimizar el riesgo de lastimarlo sin permitirle causar daño. El uso de demasiada fuerza puede traer como consecuencia la fractura de miembros y costillas o la asfixia del animal.

El uso de guantes es recomendable en toda situación de manejo manual de un animal salvaje, aunque la disminución del tacto puede dar como resultado la aplicación de fuerza excesiva.

7) Contención química. El desarrollo de nuevas drogas en las últimas dos décadas ha permitido la utilización de nuevas técnicas de manejo, ya que la manipulación y el acercamiento que se pueden obtener al aplicarlas adecuadamente son óptimos y representan tanto un mínimo de riesgo para la persona que está realizando el manejo como una gran disminución en el stress o trauma que se le provoca al animal.

Aún no existe una droga ideal para la contención de todas las especies salvajes, aunque existen varios productos que son de gran utilidad en diversas especies. La droga ideal debe poseer las siguientes características:

Un elevado índice terapéutico, o sea, la dosis letal debe de ser mucho más elevada que la dosis efectiva; un periodo

de inducción corto (las actuales tardan de 10 a 20 minutos en hacer efecto): debe ser poco irritante, ya que la mayoría causan dolor o ardor al animal sin causar daño tisular real; debe de tener un antídoto efectivo que nos permita revertir el efecto para prevenir paro respiratorio u otros problemas que se susciten durante la inmovilización; debe de poder permanecer en solución estable a temperatura ambiente durante largos periodos y, finalmente, la dosis debe de ser lo suficientemente baja para permitir su uso en un sólo dardo o jeringa y evitar las aplicaciones repetidas para lograr el efecto deseado.

## B) MÉTODOS DE APLICACION

El método mediante el cual la persona lleve a cabo la inmovilización química hará variar la vía y el tiempo que tome en hacer efecto, al igual que la dosis y el stress al que sea sometido el animal. Cualquier método utilizado debe de garantizar la absorción eficiente de los fármacos empleados. La técnica específica de aplicación varía de acuerdo a la especie, la talla del animal, la distancia de la persona que realiza el manejo, la facilidad de restringir el movimiento (en una jaula de contención, por ejemplo), la habilidad del personal mismo y la efectividad del equipo utilizado.

Vía oral: Es útil y práctica, ya que se minimiza el manejo al que se debe someter al animal. No obstante, la efectividad es mínima, ya que frecuentemente el olor del fármaco hace que el animal lo rechace. En caso de que el animal alcance a ingerir el medicamento, con frecuencia el compuesto activo es degradado en el tracto digestivo o simplemente no se absorbe, con lo que la contención química resulta inadecuada. Este sistema de aplicación es de poca utilidad práctica con felinos.

Inyección manual: Es un método efectivo si se cuenta con el equipo e instalaciones adecuados para la restricción del

animal, (jaula de contención, chutes o shoots, redes, escudos o jaulas con paredes móviles). Se deben utilizar jeringas plásticas con agujas fijas o "atornillables", ya que el animal se mueve o pateo al momento de inyectarlo, ésta no se rompe. La aguja fija evita que se bote y separe de la jeringa a la hora de ejercer la presión necesaria para una rápida inyección. La aplicación será más rápida si se utiliza una aguja de mayor calibre. Es recomendable el mantener la jeringa escondida hasta el momento de la inyección para evitar demasiada resistencia a la restricción por parte del animal.

Para realizar el manejo, se debe de esperar a que el animal esté debidamente restringido y a que presente una masa muscular adecuada si sólo está en una jaula, o a que deje de forcejear si está siendo aprisionado por cualquier medio físico. La introducción de la jeringa en la masa muscular y la inyección de la sustancia deben de ser casi simultáneas y rápidas, y de ser eficiente la aplicación, el operador ya debe de haber retirado la mano a la hora que el animal reacciona. Esta maniobra debe tomar sólo un instante y de no ser así puede implicar cierto riesgo tanto para el operario como para el animal.

Inyección a distancia con jeringas o dardos: En ocasiones se necesita que la droga sea proyectada a cierta distancia antes de ser inyectada. Para ello se requiere de equipo especializado, diseñado especialmente para poder inyectar al

animal a una distancia razonable con máxima eficiencia y seguridad.

Existe una considerable gama de armas para captura y contención de animales. Los instrumentos y equipo más frecuentemente utilizados son de la marca Capchur (sobre todo en los Estados Unidos y México) y se manejan básicamente armas dispara-dardos de corto y mediano alcance. El arma de corto alcance consiste en una pistola de gas comprimido (CO<sub>2</sub>) modificada y adaptada para proyectar dardos de 3,5, 10 y 15 centímetros cúbicos. Su alcance máximo es de 15 metros con el dardo de 15 centímetros cúbicos. El arma de mediano alcance es un rifle, también de gas comprimido, cuyo alcance promedio o seguro es de 35 metros con un dardo de 10 centímetros cúbicos. Existe, además, un rifle de largo alcance, capaz de proyectar un dardo con precisión hasta 80 metros. Esta arma funciona con base a cápsulas percutivas y tiene escasa aplicación en animales salvajes cautivos debido a su elevada potencia y los espacios reducidos para exhibición en los parques zoológicos.

En todas estas armas la droga en solución se coloca en un dardo (también llamado "jeringa proyectable") con una carga tras el émbolo. Al hacer contacto con el animal, la carga se detona, empujando el émbolo hacia el frente. Esta proyección del émbolo forza a las sustancia que le antecede a en-

trar al tejido a presión. La descarga del líquido es, por lo tanto, instantánea y no provoca daño extenso al área, a menos que el disparo se efectúe demasiado cerca con una excesiva presión de gas propulsor.

Una variante de estas armas es la pistola de la marca Paxarm, que funciona con aire comprimido pero dispara dardos de carga iguales a los Capchur, (la fuerza del disparo se modera de acuerdo a la presión a la cual se somete el aire dentro del arma y tiene, por ende, un alcance mayor a la de corto alcance de Capchur, aunque se se pierde precisión al rebasar los 20 metros).

La cerbatana es de gran utilidad en zoológico, ya que se puede proyectar e inyectar una droga a 15 metros con un mínimo de traumatismo en la zona y sin el ruido estresante de las armas. Otras ventajas que ofrece son las de fácil construcción, nulo mantenimiento y uso sencillo. Las únicas desventajas que ofrece este sistema son las de la longitud de la cerbatana misma, que la hace incómoda al utilizarla en espacios reducidos y su alcance limitado.

Las cerbatanas se pueden obtener de casas especializadas en el extranjero o se pueden fabricar utilizando materiales de fácil obtención en el país. El largo del tubo en sí varía de uno a dos metros y puede ser de aluminio, cobre o plástico. Las jeringas pueden ser elaboradas por el operador o maneja-

por mismo, o compradas a las mismas compañías que fabrican las cerbatanas.

La utilización de telecistos en zoológicos es igualmente extensa. Estos aparatos funcionan como extensión de los brazos al inyectar animales peligrosos y consisten, básicamente, de dos tubos o un tubo y una varilla. La varilla o tubo interno empuja el émbolo directamente, por lo que basta una ligera presión sobre el este para expeler el líquido a través de la aguja. Al inyectar se procura dar un golpe rápido al animal, se utiliza el telecisto a manera de lanza y se empuja el tubo en un solo movimiento. Con ello se logra la inyección del líquido al tejido en forma casi instantánea. El objeto de todo este movimiento es el de inocular antes de que el animal reaccione y se aleje o agreda. Una aguja de mayor calibre es deseable si se desea una descarga rápida.

Consideraciones generales: Antes de intentar contener un animal químicamente, se deben de tener en cuenta los siguientes factores: 1) la especie de que se trate (los felinos son hipersensibles a algunos fármacos, por ejemplo); 2) el estado general del animal, que incluye edad, sexo, estado de salud y gestación o lactancia en el caso de las hembras; 3) la condición física del animal, y 4) el estado emocional del animal en ese momento. La idiosincrasia del individuo nos da una variación enorme de respuestas a la contención química.



No existe, a la fecha, un agente químico que sea efectivo y seguro en todas las especies de vertebrados. La mayoría de estos fármacos tienen limitaciones estrictas de espacio, y se deben de conocer los fármacos indicados en cada género antes de intentar la contención. Animales jóvenes, viejos, gestantes o enfermos requieren consideraciones especiales antes de contenerse químicamente.

En vista de que las dosis de las drogas se basan en el peso del animal, es indispensable que se desarrolle la habilidad de calcularlo estimativamente con relativa precisión. Sólo se pueden pesar animales pequeños adecuadamente contenidos físicamente antes de iniciar la contención química y, en ocasiones, se pueden pesar animales en jaulas, cajas o con básculas integradas a las jaulas de manejo. La enfermedad o deficiente nutrición del animal también hace variar la eficiencia de la contención química.

El factor que merece mayor consideración al intentar la contención es el estado emocional del animal al momento de la inyección. El inyectar droga a un animal estresado o en estado de alarma, con las subsecuentes liberaciones de la catecolaminas y cortisol en ocasiones puede darnos un efecto opuesto a aquel que se suscita en un animal tranquilo o normal. Las emociones fuertes, tales como excitación, miedo o furia producen una respuesta de alarma. La excitación puede provo-

car el que el animal corra en círculos o de lado a lado, con lo que se produce una acidosis metabólica, misma que sensibiliza al miocardio a la acción de las catecolaminas. Todo esto puede desembocar en una fibrilación ventricular del miocardio y un eventual paro. Es frecuente la muerte por "cardiomiopatía de captura" al llevar a cabo un manejo inadecuado o al intentar contener a un animal, aunque un manejo cuidadoso y técnicamente bien llevado puede desencadenar el mismo proceso.

No siempre se obtiene una contención química completa, aun bajo condiciones óptimas, pero entre más eficiente sea ésta, mayor será la seguridad en el manejo para el operario. En algunas ocasiones se debe permitir al animal calmarse antes de intentar sedarlo o anestesiarlo. Si resulta imposible hacer que el animal se calme antes de inyectarlo, la persona que realiza el manejo debe de tener equipo de oxigenoterapia y soluciones de bicarbonato de sodio a la mano para contrarrestar cualquier reacción adversa que pueda surgir durante el manejo.

C) EFFECTOS ADVERSOS A LA CONTENCIÓN

Además de todas las consideraciones previas, el operario debe tener en mente su habilidad particular en el método utilizado, ya que la falta de ésta al momento de realizar el manejo puede acarrear efectos contrarios a los deseados, tales como hiperexcitabilidad, irritabilidad, agresión, shock y hasta la muerte.

Otras causas de una contención parcial o ineficiente son la falla del equipo utilizado, falla del operario al realizar el manejo y otras condiciones sobre las cuales el operario carezca de control. Estas causas se analizan por separado y en detalle a continuación.

Falla en el equipo utilizado - Estas faltas o fallas pueden ser frecuentes y dependen, en gran parte, de la calidad del material utilizado y de la habilidad del operario, la cual ya se había mencionado. En ocasiones la aguja del dardo se rompe dentro del tejido muscular del animal y debe de ser extraída quirúrgicamente. A veces la carga propulsora del líquido dentro del dardo se detona, con lo que no lleva a cabo la inoculación de la substancia. Esto se debe a que la fuerza del impacto es insuficiente para hacer detonar la carga, o a la deficiente fabricación de la carga misma.

La carga de propulsión puede ser insuficiente para que el dardo alcance al animal, lo cual puede ser el resultado de

un cálculo inadecuado de la distancia al sujeto o la cantidad de CO en el tanque, puede estar diezmada después de varios disparos.

Cabe mencionar que las bajas temperaturas influyen enormemente en la fuerza del disparo, ya que disminuye la presión dentro del tanque mismo. En el caso de un disparo deficiente con cerbatana se debe simplemente a que no se utilizó la fuerza suficiente en el soplido.

El uso de agujas con perforaciones laterales evita el que éstas se tapen al cortar un "tapón" de tejido al entrar a la masa muscular.

El dardo normalmente tiene una trayectoria parabólica al ser disparado debido a su tamaño y al peso de la substancia que lleva. Si un dardo es cargado inadecuadamente, permitiendo que aún quede aire dentro, o si la pieza posterior, que tiene los estambres que estabilizan el dardo, se encuentra en mal estado el proyectil trazará una trayectoria imprecisa. Las fibras de esta pieza trasera deben ser de un largo uniforme y deben permanecer secas y separadas para actuar como estabilizadoras del proyectil.

Uso inadecuado por parte del operador - Antes de usar el equipo el operador debe asegurarse de que esté limpio, lubricado y en óptimo estado funcional. La aguja debe revisarse cuidadosamente antes de ser utilizada para que esté

perfectamente limpia y así evitar problemas de taponamiento. El problema más frecuente en el uso de este tipo de equipo, es el impacto en una zona inadecuada de inyección o el fallar el blanco por completo, que por lo general se debe a que el operador no está familiarizado con el equipo utilizado.

Para disminuir este tipo de fallas durante el manejo se debe procurar no disparar a un animal mientras éste se encuentra en movimiento. La carga de los dardos requiere un impacto de fuerza moderada para detonarse. El dardo debe de penetrar en forma perpendicular al tejido para descargar adecuadamente. Si el impacto no tiene la fuerza necesaria, la carga no se detona ni se descarga el líquido que se encuentra dentro del dardo. Si el impacto es excesivamente fuerte, el dardo puede atravesar o rasgar la piel del animal. En ambos casos, el juicio de la distancia y la fuerza o potencia del disparo son cruciales.

Otros problemas frecuentes son: la infección del sitio de inoculación, ya que no se puede hacer una antisepsia adecuada previa a la inyección, los golpes contusos en la zona del impacto y la descarga incompleta del dardo debido a la fuerza retropropulsora insuficiente de la descarga del émbolo.

Condiciones adversas misceláneas - Entre muchos factores adversos que nos modifican la contención química adecuada se encuentran: 1) el viento, que nos desvía los dardos y provoca

inyecciones en sitios equívocos, 2) la temperatura del medio ambiente que como se había dicho antes, al ser elevada aumenta la presión en los tanques y por ende, la fuerza del disparo, 3) la posición del animal al caer bajo el efecto de la droga, ya que puede comprometer la respiración o la circulación del individuo.

## II - FARMACOS UTILIZADOS

Como ya se habfa mencionado antes, se propone utilizar básicamente fármacos con acción sinérgica y potencializada para la sedación, tranquilización y anestesia de ambos géneros de felinos salvajes (Felis y Panthera). Los fármacos propuestos incluyen Ketamina, Xilazina y un barbitúrico de acción ultracorta (Tiopental), los primeros dos utilizados como inductores de la anestesia a un plano quirúrgico y el tercero como sostén de este mismo plano durante la intervención realizada. Además se usarán anestésicos volátiles (halotano) como coadyuvantes de la sedación o anestesia quirúrgica, según el caso.

Para la mejor comprensión de la acción individual de cada uno de estos agentes, así como de su efectividad combinada se procurará detallar el origen, la acción específica y la cinética farmacológica de cada compuesto en detalles.

### 1) Clorhidrato de Ketamina

La Ketamina o CI-581 pertenece al grupo de las fenciclidinas y tiene una acción farmacológica similar a los demás compuestos de este grupo, por lo que se le considera un agente anestésico de acción disociativa o cateléptica. Produce un estado de hipokinesia caracterizado por analgesia profunda amnesia, inmovilidad y pérdida de respuesta motora a estímulos

externos o cambios en el medio. La relajación muscular obtenida con esta droga es pobre, por lo que no se recomienda utilizarla como único anestésico en cirugía.

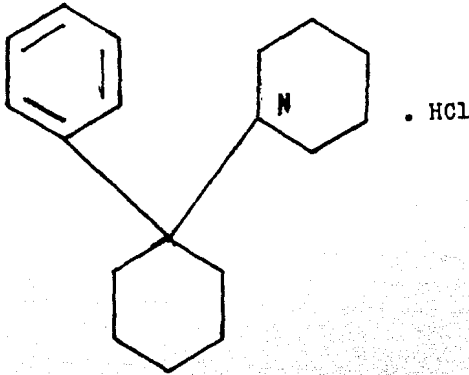
Las fenciclidinas en general pertenecen a un grupo derivado del L-aril-cicloalkilamina de las cuales tres tienen importancia en la anestesiología; la fenciclidina, la Ketamina y la Tiletamina (6). La fenciclidina es el compuesto básico de este grupo y fue introducido como anestésico en 1957, aunque nunca fue utilizado como anestésico en humanos por producir una excesiva actividad alucinógena. La Ketamina fue el primer derivado de la fenciclidina en utilizarse como anestésico, y actualmente goza de amplio uso clínico en anestesia humana y veterinaria. La Tiletamina (CL-634) es el más nuevo de los compuestos derivados de este grupo y ha sido utilizado exitosamente en gatos domésticos (7), estudiándose en detalle los efectos cardiorespiratorios, presores y electrolíticos o ácido básicos del compuesto sobre el animal sedado o anestesiado (8).

a) Propiedades físico-químicas

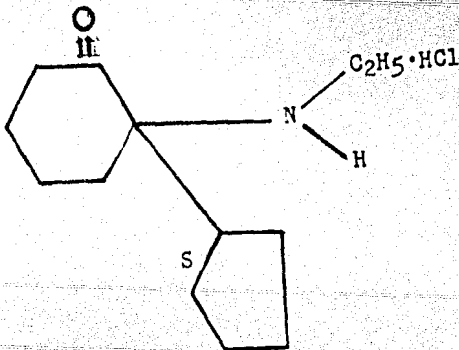
La fenciclidina es la sal hidrociorada de la 1-(1-Fenil-ciclohexil) piperdina. Es un cristal blanco estable y sólido cuyo punto de fusión es de 234° centígrados. Es fácilmente soluble en agua. Su actividad anestésica es la más potente del grupo, ya que tiene cinco veces la potencia de la Ketamina



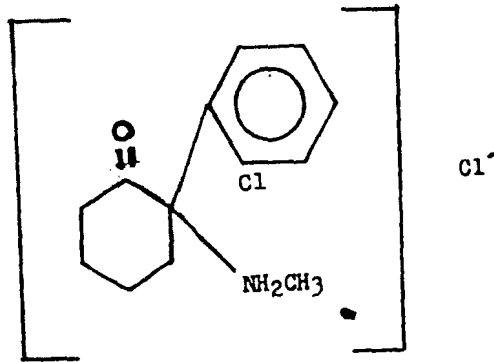
y dos veces la potencia de la Tiletamina (6). Comercialmente se le conoce como Sernylan o Sernyl y su fórmula estructural es la siguiente:



La Tiletamina (CL-634) es la sal didroclorada de la 2(Etilamino)-2-(2-Tienil) ciclohexanona. Es un sólido cristalino hidrosoluble cuya fórmula estructural es:



A pesar de usarse extensamente en gatos domésticos, no se ha determinado un margen de seguridad en animales salvajes por lo que no se utiliza en estas especies.



El compuesto fue desarrollado en 1960, al derivarse cientos de análogos de la fenciclidina. Fue sometido a ensayos biológicos en 1962 y para 1963 ya se habían completado los estudios farmacológicos y las evaluaciones toxicológicas y farmacéuticas. (10). En 1964 se probó la droga en el primer ser humano y se publicó la primera comunicación sobre la Ketamina, titulada "General Anesthetic and Other Pharmacological Properties of 2-(0-Chlorophenyl)-2-(Methylamino) Cyclohexanone HCL (CI-581", por los Dres. McCarthy y Chen. Este trabajo apareció publicado en el Journal of New Drugs (Vol. 5 pp. 21 a la 33) en 1965. La Compañía Parke Davis investigó el producto independientemente hasta 1969, año en el que se empezó a vender a Anestesis-tas y Médicos Generales.

Como ya se mencionó anteriormente, la Ketamina químicamente pura es un sólido blanco cristalino soluble en agua hasta el 20% que forma una solución clara e incolora, y que es estable a temperatura ambiente. Las presentaciones comer-

ciales más frecuentes (Kotalar 1.0% y 5.0% Velatar 10.0% y Ketaset 10.0%) contienen cloruro de bencetonio al 1.10.000 como preservador. Cabe mencionar que el componente básico representa el 86.7% de la sal pura. Se puede aplicar en forma intramuscular (lo cual nos permite utilizarlo en contención química de animales) o intravenosa. Debido a su pH ácido, la inyección intramuscular resulta ligeramente dolorosa.

b) Efectos sistémicos

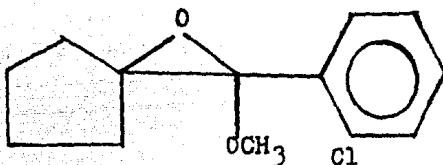
bl) Sistema nervioso central

Fuentes (II) describe a la Ketamina como un anestésico general de acción ultracorta derivado de la fenciclidina que tiene la capacidad de abolir la consciencia y la sensibilidad al dolor, conservando los reflejos palpebrales, laríngeos, faríngeos y viscerales. Más adelante el mismo autor dice: que desde el punto de vista clínico-farmacológico la Ketamina produce una analgesia profunda y una desconexión con la realidad en donde el estado de anestesia si así podemos llamarlo, se caracteriza por aumento de tono muscular, nistagmo ocular pronunciado, salivación excesiva y reflejos: palpebral, laríngeo, deglutorio y acústico. A este tipo de anestesia se le ha denominado disociativa, queriendo con esto decir que: Desconecta los pasajes que conducen las sensaciones de dolor hacia la corteza cerebral del paciente. Es decir, el paciente no logra integrar los estímulos del dolor.

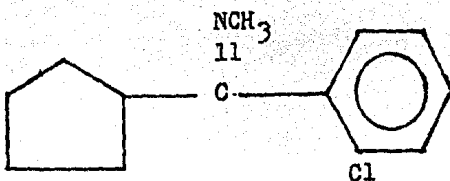
El clorhidrato de Ketamina es el derivado 2(orto-clorofenil)-2-(metilamino) ciclohexanona de la fenciclidina. Se obtiene como producto de una reacción de Grignard entre O-Cloro Benzonitrilo y Bromociclopentano, que, en presencia de un álcali fuerte dan lugar a la formación de un compuesto epóxico

(I).

I.-



II.-



Posteriormente se forma una imina (II), la cual es reordenada al calentarse en presencia de ácido hidróclorido (HCl). Esto dá lugar a una sal cristalina de olor característico, cuyas soluciones son ácidas al papel de litmus (pH al 10% es de 3.5. a 4.1). Su punto de fusión entre 258° y 261° centígrados y su fórmula estructural es de: (9)

McCarthy (6) comenta que la acción de las fenciclidinas hizo necesaria una reclasificación de los estados de anestesia, ya que estos se presentan como depresión y estímulo constante de diferentes zonas corticales en lugar de la depresión escalonada y progresiva que presentan los anestésicos fijos convencionales. La clasificación convencional de las etapas de la anestesia fue hecha en base a la inducción y anestesia con éter y se resume en la table I (a partir de Fuentes (12)). En cuanto al efecto en el Sistema Nervioso animal, se encuentran divididas, de acuerdo a la actividad cerebral predominante, de manera diferente.

La etapa I (excitación) se caracteriza por un aumento de la actividad motora y un patrón activo de electroencefalograma de alta frecuencia con ondas marcadas en baja frecuencia (desincronización). La etapa II ha sido dividida en tres fases distintas (una vez más de acuerdo a la actividad cerebral) la A, la B y la C. La etapa II A, se caracteriza por comportamiento alucinatorio, hiperactividad, dilatación pupilar, salivación y un patrón de electroencefalograma (E.E.G.) que muestra curvas intermitentes de gran amplitud (2.5 cps de frecuencia) características de hipersincronía intermitente. Hay una disminución en la actividad de la unidad reticular a partir de este momento. En la etapa II B, hay una dilatación pupilar más pronunciada, una respuesta disminuida a estímulos ex-

TABLA I.

ESTADO DE ANESTESIA.	DEPRESION DEL S N C	NERVIOS DEPRIMIDOS	COLOR DE LAS MUCOSAS	TAMAÑO DE LA PUPILA	ACTIVIDAD OCULAR	TONO MUSCULAR.	RESPIRACION.	PULSO Y PRESION SANGUINEA	REFLEJOS						OTRAS OBSERVACIONES
									PALEFERRAL	CORNEAL	CUTANEO	DEGLUTORIO	TUSIGENO	PEDAL	
I anal ge sig.	Corteza Sensorial		Normal Ruborizadas	○	voluntaria		rápida o irregular	rápido y elevado	+	+	+	+	+	+	Dolor Abolido
II dela rio.	Corteza Motora Rigidez		Ruborizadas	○			muy irregular (errática)	pulso rápido y presión elevada	+	+	+	+	+	+	Inconsciente Deglucion y Emesis Pueden ocurrir
IV QUIRURGICO.	Plano 1 Cerebro Médico	III	Ruborizada ----- Normal	○			Lenta y regular	Normal	+	-	+	-	-	-	
	Plano 2 Medula Espinal y Bulbo	V - X	Normal	○	Fija		Lenta y Regular	Normal	-	+	-	-	-	-	
	Plano 3 Medula Espinal y Bulbo	VI	Normal Pálidas	○	3er. parpado relajado.		torácica ----- abdominal	pulso rápido y débil, baja presión	-	-	-	-	-	-	Musculos Lisos Deprimidos
	Plano 4 Depresion Bulbar		Pálidas	○			abdominal (superficial)	pulso rápido y débil, baja presión	-	-	-	-	-	-	Reflejo Anal Presente
IV PARALISIS MUERTE	Paralisis Bulbar		Pálidas y Cianoticas	○		ninguno	Paro (diafragma paralizado)	nivel de choque	-	+	-	-	-	-	Esfinteres Relajados

terros, conducta errática (respuesta de agresión o sumisión inadecuadas el estímulo particular) y el animal asume posiciones rígidas y adquiere una mirada fija. Las ondas del E.E.G. que antes mostraban hipersincronía intermitente pasan a ser más regulares y dan lugar a ondas de hipersincronía continua. Todo esto entre 2.5 y 3. CPS de frecuencia. La etapa II C, es un estado de catalepsia caracterizado por un patrón de E.E.G., de 1.5 CPS, o sea de ondas lentas y la aparición de "PICOS" o cúspides súbitas ("Espigamento o espigas). La actividad de la unidad reticular disminuye marcadamente y el animal muestra cambios conductuales exagerados, tales como la pérdida del reflejo de erguido, la adopción de posiciones anormales o raras, la mirada fija, la pérdida total de respuesta a estímulos externos y la amnesia. Es en esta etapa que la anestesia quirúrgica efectiva es producida por las fenciclidinas. El progresar más allá de este nivel de excitación resulta en espasmos mioclónicos que en el E.E.G. aparecen como "PICOS o ESPIGAS") súbitos y erráticos. Estos "picos" representan descargas de alta frecuencia y alto voltaje continuo y se expresan como convulsiones tónico/clónicas generalizadas.

La Etapa III o de depresión no se produce con las fenciclidinas, pero es observable con algunos anestésicos que excitan el S.N.C (como el éter, por ejemplo) Esta es la eta-

pa que se describe como quirúrgica, en la clasificación tradicional (etapa III planos 2 y 3 en la Tabla de Fuentes (Tabla I) ), al utilizar anestésicos depresivos y no se caracteriza por falta de consciencia, una disminución en la frecuencia respiratoria, una disminución de la frecuencia cardíaca, relajación muscular y un patrón de E.E.G. de actividad de alta frecuencia con ocasionales ondas lentas de baja amplitud. La amplitud de E.E.G. disminuye conforme se profundiza la anestesia y el S.N.C se va deprimiendo.

La etapa IV, es simplemente una forma más profunda de la etapa III y produce un E.E.G. similar a la etapa anterior pero con una amplitud disminuida. Desemboca, eventualmente y de seguir la depresión, en un E.E.G. plano, que representa la total inactividad del S.N.C y la muerte subsecuente del animal.

Tanto los agentes anestésicos depresores como los agentes estimulantes del S.N.C. producen o dan lugar a la excitación (Etapa I de la clasificación convencional) al comenzar a surtir efecto, pero a partir de este momento los diferentes agentes desarrollan patrones distintos de respuesta.

El éter, que como se había mencionado antes es la droga en la cual se fundamentaron para desarrollar el patrón clásico de la anestesia, exhibe todas las etapas en forma clásica: de la etapa I de excitación para a la II, de comportamiento catatónico y alucinatorio y posteriormente a las etapas depre-



sivas III y IV. Los agentes depresivos del S.N.C., como los barbitúricos o el halotano, pasan directamente de la etapa I a la etapa III (depresión). Las fenciclidinas, sin embargo, pasan de la etapa I a la etapa II, en planos B (alucinatoria) y C (catatónica), pero no progresan a la etapa III nunca por producir estimulación y no depresión del sistema Tálamocortical de S.N.C. La dosis aumentada de estos agentes produce, por su actividad excitatoria, convulsiones generalizadas y mioclonia severa. Es por esto que se dice que estos agentes producen anestesia excitando en lugar de deprimiendo centros nerviosos.

Las drogas excitatorias del Sistema Nervioso Central que producen anestesia clínica efectiva (Ketamina, fenciclidina y óxido nitroso), las drogas reconocidas como convulsionantes (Gamma-hidroxi-butilato y Pentilentetrasol) y los agentes alucinógenos (la 25-Lisergamida o LSD y la Mezcalina) producen básicamente los mismos efectos sobre la actividad eléctrica del S.N.C. Las diferencias en los efectos de estos compuestos recaen principalmente en el grado de progresión excitativa característica del fármaco. (6) (11).

Los estudios hechos en gatos domésticos con derivados fenciclidínicos (11) (7) (6) (15), se describe una disociación eléctrica entre los Sistemas Tálamo-cortical y límbico de Sistema Nervioso Central de los animales. Este efecto se

observó a dosis menores a aquellas requeridas, para inducir una catalepsia característica de etapa II fase C. Los E.E.G. hechos a animales después de aplicaciones entre 4 y 8 mgs/kg de Ketamina mostraron ondas delta de elevación corta y esporádica que alternaban con ondas rápidas de bajo voltaje. Bajo el efecto de esta misma dosis no se observaron ondas delta mientras que las descargas esporádicas de este tipo aparecían en Neo-corteza, tálamo y núcleo caudal. Durante las descargas de núcleos o circuitos superiores, las actividades del hipocampo, del hipotálamo y de la formación reticular no se vieron afectadas, aunque sí mostraban patrones de "activación" o mayor actividad bajo el efecto de la droga. El E.E.G. de la neo-corteza mostraba ondas delta BI y trifásicas lentas, mismas que eran interrumpidas por ondas cortas de alta frecuencia (14 - 15 CPS) en forma irregular y esporádica. El área de asociación (giros suprasilviano anterior y anterior lateral) y el área somatomotor (giro sigmoideo anterior) mostraron ondas lentas tipo delta constantemente mientras que las áreas visual y auditiva (giros posterior y ectosilviano respectivamente) mostraron un desarrollo mínimo de actividad lenta tipo delta. Las ondas cortas de alta frecuencia y bajo voltaje que interrumpían la actividad delta de la neocorteza aparecían más frecuentemente en el área de asociación, pero tenían poco efecto en la actividad delta del área somatosen-

sorial. Apariciones esporádicas de actividad lenta de tipo delta en tálamo, núcleo caudal y núcleo centro medial siempre precedían el surgimiento de las ondas delta de la neocorteza. El sistema de proyección difuso talámico (las ondas lentas del tálamo) mostraban alteraciones súbitas e irregulares que coincidían con las ondas rápidas de bajo voltaje que aparecían en neocorteza, por lo que se presupone que son el origen de las señales o de la actividad superior (la disociación no interrumpe el ascenso de la señal a neocorteza). Este mismo patrón de ondas delta de actividad coordinada y ondas rápidas de bajo voltaje no se hizo aparente en el hipocampo (6).

Todo esto nos lleva a concluir que la Ketamina ejerce una depresión más pronunciada sobre el sistema de proyección difuso talámico, mientras que la formación reticular de mesencefalo es afectada en forma mínima, creando con ello una disociación efectiva entre los sistemas tálamo-neo-cortical- y límbico.

McCarthy (6) menciona que otros autores, tales como Celsia y Chen (15), han desafiado el concepto de "anestesia disociativa" en gatos, ya que la Ketamina estimula la actividad eléctrica de neo-corteza, de hipocampo y de los núcleos subcorticales en forma conjunta. El aumento de actividad se midió eléctricamente (por E.E.G.) como ondas de elevada amplitud y complejos de ondas sobreimpuestas a ondas rápidas exacerbadas en la

corteza sensomotriz, la corteza de asociación, la corteza visual y el hipocampo. Tras una dosis de 5 mg por vía intravenosa (I.V.) y después de 40 segundos hubieron ondas de desincronización (ondas rápidas exacerbadas) en las áreas de neocorteza e hipocampo. Justo al aparecer este tipo de onda se observaron los cambios conductuales en el animal. La progresión del estado excitatorio se hizo evidente al aparecer grupos de tres a cinco ondas lentas de gran amplitud con una frecuencia aproximada de 1.5 cps entre un grupo y otro. Estas ondas son características de actividad convulsiva. El uso de Ketalar solo, a dosis más elevadas de lo recomendado, puede desencadenar convulsiones en el animal por excitación excesiva de ciertos centros motores del Sistema Nervioso Central. Cabe mencionar que estos complejos o grupos de ondas lentas características se les denominó "complejos de Ketamina" (15). Durante una hora aparecieron elevaciones súbitas superimpuestas a la actividad lenta de neo-corteza, pero estas elevaciones no fueron notorias en el patrón de hipocampo. Tanto las ondas lentas de tipo delta como las elevaciones súbitas de neo-corteza desaparecieron en una hora (a dosis de 5 mg totales I.V.), restaurándose la actividad normal de estado de consciencia en todas las cortezas examinadas.

A dosis más elevadas de Ketamina (15-40 mg) y también en gatos domésticos, el patrón de E.E.G. se asemejó al de la eta-

pa II tipo C de la anestesia con agentes depresores, aunque en su fase excitativa final. Al utilizar 15 mg/kg se produjo un patrón característico de E.E.G de alerta con desincronización de ondas rápidas de bajo voltaje aunado a actividad motora física aumentada. Este mismo patrón de E.E.G y actividad física se observó en los periodos de inducción y recuperación de dosis más elevadas que provocaban un estado de catalepsia. La catalepsia se produjo a dosis entre 25 mg/kg y 40 mg/kg. En el E.E.G. aparecían estados de hipersincronía continua (característicos de actividad alucinatoria con elevaciones súbitas esporádicas). El animal respondía a estímulos externos sin importar la intensidad ni la duración de los mismos. Además de la hipersincronía, aparecieron los patrones clásicos de convulsión en el sistema límbico, pero no hubieron cambios conductuales característicos de actividad convulsiva ya que estas descargas u ondas no alcanzaron a afectar las áreas adyacentes, por lo que no hubo actividad motor alguna.

Las alteraciones de la actividad de la unidad reticular también mostraron ser excitativas y el nivel de actividad basal de la unidad se vio elevada durante el tiempo que estuvo haciendo efecto la Ketamina. En caso de usar drogas que deprimen la actividad de S.N.C , este mismo nivel basal de actividad de la unidad reticular se ve disminuido considerablemente. (15)

Los datos de actividad eléctrica del sistema nervioso central del gato mencionados hasta ahora nos llevan a concluir que la Ketamina produce un estado de anestesia caracterizado por una ausencia de respuesta a estímulos externos, además de analgesia y amnesia. Durante el periodo de efecto máximo se produce un estado cataléptico característico de la etapa II fase C de excitación del Sistema Nervioso Central. El mismo McCarthy (6) menciona que debido al patrón que desarrolla la acción de la Ketamina sobre la actividad eléctrica del Sistema Nervioso Central a este tipo de anestesia no se le puede llamar disociativa, ya que de pertenecer a este tipo de droga provocaría una auténtica disociación entre la actividad tálamo-neocortical y la actividad eléctrica del Sistema Límbico, dando a cada sistema un nivel de excitación diferente sin afectar la actividad del hipocampo notablemente. Este, obviamente, no es el caso de la Ketamina, ya que sigue habiendo actividad eléctrica conjunta de neocorteza y sistema límbico.

Debido a que, a dosis efectivas (25-40 mg/kg, existe excitación del hipocampo (mismo que se pone en evidencia al existir actividad eléctrica característica de convulsiones) bajo el efecto de la Ketamina, varios autores (6) (12) (7) (13) proponen que a la anestesia por Ketamina se le denomine "anestesia cataléptica" en lugar de su actual denominación como anestesia disociativa.

b2) Sistema cardio-vascular

El efecto de la Ketamina sobre el Sistema Cardio-vascular es consecuencia natural de la estimulación (no depresión) del Sistema Nervioso Central. Por lo que se observa un aumento general en la función cardiovascular en general. Tras la Ketamina se observan aumentos en la frecuencia cardíaca y la presión sanguínea, siendo mayores y más rápidas las alteraciones al aplicarse la droga por la vía endovenosa que por vía intramuscular. Aparentemente el aumento en la presión sanguínea se debe a un aumento directo del gasto cardíaco sin que existan cambios en la resistencia periférica de los vasos. El gasto en sí es aumentado al elevarse la frecuencia cardíaca solamente, ya que el volumen por latido permanece esencialmente igual. Estos mismos cambios son indicativos de la estimulación del Sistema Nervioso Central, y descartan el estímulo del aparato cardiovascular o del miocardio por parte de la droga.

En gatos inyectados intravenosamente con Tiletamina (un análogo fenciclidínico de acción similar a la Ketamina) a dosis de 11 mg no se observaron cambios notorios ni estadísticamente significativos en la función cardiovascular. Esto se debe a que algunos animales respondieron con ligeros aumentos en la presión arterial, otros con ligeras disminuciones y

en la mayoría de los animales sujetos a la prueba no hubo cambio alguno. Estas mismas pruebas han sido reportadas con Ketamina, aunque los autores (8) indican que el efecto de las fenciclidinas en general sobre los felinos es esencialmente el mismo. El aumento de la frecuencia cardíaca se expresa en una taquicardia, que por ligera que sea siempre es detectable. En felinos esta taquicardia (y el subsecuente aumento en gasto cardíaco) se presenta en aproximadamente la mitad de los animales anestesiados (8). La Ketamina, no obstante, tiene un efecto antirrítmico en los gatos, aunque los demás derivados de la fenciclidina, incluyendo el compuesto "Madre" del grupo, producen arritmias marcadas. La razón exacta de esto se desconoce, aunque se presupone que tenga que ver con la acción sobre centros específicos del S.N.C (12)

El volumen de sangre que el corazón hace circular en un minuto es aumentado hasta un 25% en el caso de gatos anestesiados, aun en caso de animales con shock (choque) endotóxico simulado, pero no aumenta significativamente en caso de shock hipovolémico con 15 a 30% de pérdida de sangre. (12) El aumento en volumen circulatorio por el corazón se debe al aumento de la frecuencia cardíaca y no a un aumento en la capacidad emitida en cada latido.

En resumen, se podría decir que la Ketamina aumenta la presión sanguínea, la frecuencia cardíaca y el gasto cardíaco



como respuesta a un estímulo indirecto, ya que el aumento en actividad del S.N.C. se refleja como una actividad cardíaca mayor.

b3) Sistema respiratorio

El grupo de las fenciclidinas no afecta significativamente la función respiratoria de los gatos. La frecuencia y profundidad de los movimientos respiratorios no se ven afectados con dosis intravenosas de Ketamina de menos de 30 mg/kg. La depresión apneustica no se hace notoria hasta que se rebasan los 100 mg/kg intravenosos en los felinos en general (12). Otra ventaja de la Ketamina en la anestesia (además de los demás derivados Fenciclidínicos) es que no pierden los reflejos faríngeo ni laríngeo, por lo que los animales con vómito o salivación excesiva son capaces de toser y mantener patentes sus propias vías respiratorias altas. Aun así, puede haber obstrucción en las vías respiratorias, así que se debe proceder con cuidado al anestésiar a un animal, ya que el mantener los reflejos de este tipo intactos reduce pero no elimina el riesgo de aspiración traqueal.

La Ketamina posee propiedades mio-relajantes sobre músculo liso, así que es efectiva en caso de presentarse constricción bronquial. Aparentemente, también exacerba el efecto broncodilatador de la epinefrina. El volumen respiratorio circulante por minuto no se ve alterado significativamente, aunque sí se alcanza a notar una ligera depresión en volumen al principio de la anestesia, pero rápidamente vuelve a niveles normales.

En resumen, la Ketamina es un derivado fenciclidínico que produce catatonía o estado excitativo de etapa II tipo C (de acuerdo a la tabla de clasificación convencional de anestesia) en el Sistema Nervioso Central, de los felinos. Ello resulta en la pérdida de respuesta a estímulos externos, pérdida del reflejo de erguido, supresión de la motilidad, amnesia y analgesia. Los patrones de E.E.G. muestran ondas lentas de gran amplitud (hipersincronía continua), actividad límbica convulsiva localizada, y una ligera depresión de actividad de la unidad reticular (con lo que se evita la depresión del sistema vegetativo del Sistema Nervioso Central). Es debido a esto que se sugiere el cambio de la clasificación de anestesia disociativa a "Anestesia Catatónica".

La administración de Ketamina a dosis anestésicas (de más de 20 mg por kg de gatos domésticos) provoca una estimulación generalizada del miocardio, con aumentos en la frecuencia cardíaca, presión sanguínea y gasto cardíaco. El fármaco casi no tiene efecto sobre el sistema respiratorio, aunque sí se observa una ligera depresión inicial. Los reflejos laríngeo y faríngeo persisten aún en las etapas más profundas de la anestesia, con lo que se evita el bloqueo de las vías respiratorias altas al poder toser y exhalar el animal en forma normal. La mayor desventaja en el uso de este fármaco es su tendencia a producir alucinaciones.

#### b<sup>1</sup>) Efectos colaterales

En base a su acción estimulante del S.N.C., el desarrollo de actividad consulsiva y a su acción cardio-estimulante, el Ketalar está contraindicado en varios casos. Este fármaco no se debe utilizar en animales con problemas cardíacos (arritmias o soplos), hipertensión arterial ni insuficiencia cardíaca. Sin embargo, en algunos casos la revisión del felino salvaje no se hace hasta después de la aplicación y efecto del fármaco y ello puede llevar a accidentes.

Está contraindicado en casos de diabetes melitus, infecciones de vías respiratorias superiores y casos en los que se sospeche de problemas cerebrovasculares, ya que el aumento en gasto cardíaco, el volumen de sangre hecha circular por minuto y el aumento en presión sanguínea pueden provocar complicaciones graves. No se debe utilizar en cirugías que involucren faringe ni árbol bronquial sin tubo endotraqueal ni mio-relajantes, ya que la permanencia de los reflejos protectores (y a veces el aumento de éstos) complican este tipo de intervenciones. Por último no se debe de utilizar por sí solo en casos de cirugía abdominal, ya que no se inhibe la sensibilidad visceral y puede sobrevenir un shock (CHOQUE) neurogénico al manejo de peritoneo, omentos, mesenterio o vísceras.

En general se podría decir que los efectos adversos de

las fenciclidinas como grupo (actividad oculogírica, temblor muscular, espasticidad tónica y tendencia a la actividad convulsiva) son menos pronunciados con la Ketamina, aunque están presentes en todas formas. En humanos, algunos de los efectos adversos antes mencionados se pueden evitar. En caso de utilizarse en cirugía mayor, por ejemplo, se combina con Dopridol para evitar la actividad alucinatoria y molestias postquirúrgicas. También se le puede utilizar en cirugía abdominal y cesáreas (ya que es bien tolerado por el feto) si se combina con neuroleptoanalgésicos y otros anestésicos. (18)

Existen dos reportes en humanos (Kaplan y Cooperman, 1971), que mencionan complicaciones de la anestesia con Ketamina en pacientes que sobrellevan una terapia de reemplazo con extracto tiroideo. En todos los casos mencionados, se presentaron taquicardia e hipertensión. Esto se debe tener en cuenta, ya que aunque no es frecuente, puede darse el caso de un animal tratado para un problema de hipotiroidismo se tenga que inmovilizar. (16) (19)

Estos efectos cardiotrópico y presor de la Ketamina se ven bloqueados por completo al premedicar con sulfato de atropina, aunque el gasto cardíaco total y la presión real sólo disminuyen un 50% en el gato doméstico. La respuesta presora producida por la Ketamina se debe a un aumento en la actividad alfa adrenérgica neural y a un bloqueo vagal. El aumento

en la presión sanguínea es secundaria a los aumentos de gasto cardíaco y frecuencia cardíaca.

Una dosis anestésica de Ketamina (20 mg/kg) en gatos domésticos produjo un aumento de 20% de flujo sanguíneo cerebral y aumentó el consumo de oxígeno a nivel de S.N.C en un 16%, además de haber una actividad electroencefalográfica aumentada del sistema nervioso central. (15) Inclusive algunos autores (Dawson et Al, 1971 mencionado por Meyer y Jones (24), han llegado a la conclusión de que la Ketamina es un estimulante cerebral potente. Ambos efectos (estimulación y vasodilatación a nivel del S.N.C.) se vieron bloqueados al administrar Tiopental en forma previa.

Al inyectarse en gatos domésticos, la Ketamina produce una reducción promedio de la temperatura corporal de 2.9° F (a dosis anestésicas). El cambio o la tendencia a la hipotermia es tan pequeña que no se considera significativa. Otros efectos son la persistencia, antes mencionada, de los reflejos laríngeos y faríngeos, además de los reflejos podal, auricular, pupilar (fótico) y corneal. (11)

Durante la anestesia con Ketamina en gatos domésticos, la actividad electro-encefalográfica indica un efecto estimulador simultáneo y concurrente sobre neocorteza, hipocampo y otros núcleos subcorticales, aunque predomina la tendencia a la actividad convulsiva y esta se puede desatar a dosis ma-

yores que las efectivas. Es debido a este efecto estimulante que se ha desafiado el concepto tradicional de anestesia disociativa, como ya se había dicho antes. (24)

Los signos clínicos aparentes durante la anestesia con Ketamina en gatos son: mirada fija con ojos abiertos, midriasis, lamido frecuente de labios, ptialismo, movimientos lentos de la cabeza, rigidez o extensión de los miembros y opistotonos ocasionales. Las convulsiones a dosis anestésicas (20 mg/kg) en gatos domésticos ocurren en un 15% de los animales sometidos a la acción del fármaco (17). Como dato de referencia 10-20 mg/kg intramusculares son suficientes para contención química sin analgesia en gatos domésticos, y permite la revisión o la intervención menor en el animal. Dosis de 10 a 40 mg/kg intramusculares producen el estado de anestesia-catalepsia que se busca al utilizar este compuesto. Dosis mayores a 40 mg/kg pueden provocar convulsiones a animales sin premedicación ni fármacos que eviten que se presenten éstas. (6)

El mecanismo exacto de la catalepsia inducida por la Ketamina es desconocida aún, ya que la investigación no ha sido extensa y la información resulta insuficiente. La cantidad de información relacionada a catalepsia es realmente abrumadora y en general se podría decir que este estado, además de otros desórdenes de la motilidad, son expresiones de deficiencias

en funciones mediadas por dopamina o imbalances en funciones colinérgicas-dopaminérgicas. Es posible que otros fármacos neurotransmisores también estén asociados a la presentación del estado cataléptico. Una mayor investigación en el área puede revelar mecanismos complejos que se desconocen a la fecha. Basta con mencionar a la serotonina, que participa en reacciones transmisoras al nivel del sistema extrapiramidal y que es capaz de producir estados de catalepsia en gatos al administrarse intracerebroventricularmente. (15)

Si se administra un agente neuroléptico antiserotonínico (como el maleato de metiotepina) antes de administrar la Ketamina no se observa el estado cataléptico característico del derivado fenciclidínico. En lugar de presentarse el tono muscular aumentado y la rigidez o extensión de miembros usual, se observa flacidez muscular extrema. El efecto bloqueador (antiserotonínico) de la Metiotepina sobre la Serotonina a nivel de C.N.S y el cambio de acción del fármaco sugieren que la catalepsia inducida por la droga está mediada por mecanismos serotoninérgicos. Al aplicar otro neuroléptico, en este caso un agente antidopamínico (pimozida), se evitó el movimiento ligero e inducido (por estímulos externos) de la pata de los felinos sedados con Ketamina. De ello se deduce que la dopamina está involucrada en los movimientos esporádicos de músculos y miembros durante la anestesia con Ketamina. (32)



El efecto farmacológico de la Ketamina se revierte o disminuye casi inmediatamente después de la aplicación intravenosa de una combinación de L anfetamina y Yohimbina. (32) (64)

Se cree que la Yohimbina incrementa la liberación de la serotonina en S.N.C. o en su defecto, estimula a los receptores serotoninicos al mismo nivel. El hecho que la Yohimbina disminuya el efecto farmacológico de la Ketamina actuando como liberador de serotonina o como serotoninomimético confirma el que la acción de la Ketamina misma sea a nivel de ese mediador en particular, y la aparente tolerancia de los felinos a la acción del fármaco quizás se deba a que los mecanismos serotoninicos son menos pronunciados en esa familia comparado con otras (como los canideos) que tienden a presentar actividad convulsiva (hipersensibilidad) a dosis relativamente bajas. (64)

Podríamos agregar que varios autores (17) (11) (19) recomiendan premedicar a los felinos con sulfato de atropina a razón de .04 mg/kg antes de anestesiar al animal con Ketamina sola. Ello evita la psialorrea y el ptialismo que resultan molestos y pueden provocar bronco o neumo-aspiración pero sobre todo para evitar un shock (choque) vagal.

Por último, se debe mencionar que la Ketamina inyectada por vía intramuscular tiene una absorción buena, alcanzando niveles terapéuticos sanguíneos adecuados en 10 a 15 minutos

Un 30% del fármaco se une a proteínas plasmáticas y pasa a hígado, donde sufre procesos de demetilación o hidroxilación de anillo ciclohexanona. Posteriormente se une a sales orgánicas solubles fácilmente en orina, por lo que pasa a ser secretada por riñones. Se ha reportado que, al recuperarse el animal, aún persiste en él 40% de la dosis administrada.

(11) La barrera placentaria es atravesada por el fármaco, aunque su efecto estimulante sobre frecuencia cardíaca y respiratoria es considerado benéfico en caso de cesáreas (aunque éstas no se deben practicar usando Ketamina sola, ya que no elimina el dolor visceral ni el tono muscular).

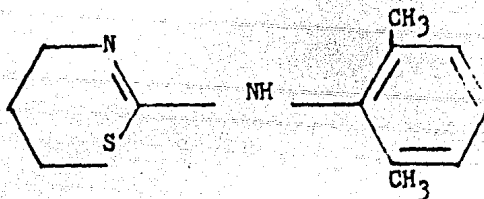
El ph bajo de la Ketamina no permite que se mezcle con compuestos que se precipitan en soluciones ácidas, como es el caso de los barbitúricos. No existen contraindicaciones al uso de la Ketamina en combinación con otros agentes disociativos o anestésicos, pero la acción sinérgica de los fármacos hace que se tenga que reducir las dosis de los mismos.

(19) (24)

## 2) HIDROCLORURO DE XILAZINA

A) Propiedades físico-químicas. El Hidrocloruro de Xilazina, conocido originalmente por su clave de producción de Bayer 1470, fue sintetizado por la Compañía Bayer en 1962 bajo patente exclusiva. Químicamente, el Hidrocloruro de Xilazina es Hidrocloruro de 2(2,6-Dimetilfenilamino)-4 H-5,6 Dihidro-1,3-Tiazina. (24) Se encuentra clasificado como un tranquilizante derivado de la Fenotiazina, ya que en su núcleo químico general posee el radical Tiazina, semejante a la de los demás derivados pertenecientes a este grupo.

Farmacológicamente clasificado como un analgésico y sedante no-narcótico (24) se ha dicho que a dosis elevadas tiene efectos "neuroleptoanalgésicos" y tranquilizantes. Ello ha hecho difícil su clasificación real. (11) Por ejemplo, lo ha clasificado como un tranquilizante derivado de la Fenotiazina en base a su fórmula general, ya que, como se había dicho antes, contiene un radical Tiazina. Su fórmula estructural es la siguiente: (24)



HIDROCLORURO DE XILAZINA.

En su forma químicamente pura, forma un cristal blancuzco altamente soluble al agua. Las soluciones a las que se puede obtener comercialmente son al 2% y al 10%. En caso de obtenerse en forma químicamente pura se puede preparar una solución casi saturada al 20%, aunque esto no se recomienda por facilitarse la sobredosis y los accidentes de dosificación.

Su pH en solución es de 6.5 al 2%, 6.8 al 10% y de 7.3 al 20%, por lo que resulta poco doloroso e irritante al inyectarlo. Algunos autores, inclusive, mencionan que en caso de utilizarse en combinación con Ketamina, debe inyectarse como pre-anestésico en forma intramuscular, y con ello disminuye o elimina el dolor provocado por la inyección de Ketamina. (24) Esto es particularmente cierto en felinos domésticos, en los cuales el mismo autor recomienda una dosis pre-anestésica de .625 al 1.25 mg/kg de peso de Xilazina, seguida 20 minutos después, por 15.4 a 22 mg/kg de Ketamina. Esta combinación da lugar a un excelente anestésico durante 30 minutos aproximadamente, con excelente relajación muscular y una adecuada analgesia. Fowler (70) también recomienda la inducción del estado anestésico con Xilazina en forma inicial, con .5mg/kg de Xilazina intramuscular, seguida 15 minutos después con la aplicación de Ketamina 5 mg/kg también por vía intramuscular. Esto resulta en una mejor y más rápida inducción del estado anestésico disociativo. Este estado es prolongado du-

rante un mayor tiempo por la Xilazina, que además proporciona analgesia e inmovilidad, optimizando así la contención química. Cabe mencionar que este método sugerido por Fowler es aplicable a todos los felinos salvajes, aunque las dosis y los tiempos de sedación y/o anestesia varían de acuerdo a la especie, la talla y la condición del animal del que se trate.

(5) (42) (54)

La Xilazina es uno de los fármacos más utilizados de la praxis veterinaria. Han surgido serias dudas al respecto al margen de seguridad de este derivado y algunos autores (58) han llegado al punto de recomendar la suspensión total de su uso por considerarlo peligroso por su acción depresiva de los sistemas Respiratorio y Cardiovascular. Estos reportes, claro está, han sido desarrollados en perros, gatos y animales domésticos, y no son aplicables a animales salvajes mientras no surjan productos alternos que sean por lo menos igualmente seguros y eficaces, si no es que decididamente mejores.

Green (71), mientras tanto, clasifica al Hidrocloruro de Xilazina como un potente hipnótico con relajación muscular central y propiedades analgésicas dependientes de la dosis y especie a la que se aplique.

La Xilazina posee una serie de características farmacológicas en común con la morfina, pero no es capaz de substituir a la morfina en ratas dependientes ni es antagonizada en su

efecto por la Falorphina ni el Levalorfan. No produce la excitación del Sistema Nervioso Central que es común a todos los analgésicos narcóticos en ratas, ratones ni gatos, sino que, al contrario, produce depresión y sedación en estas especies. Además de ser analgésico y sedante, el fármaco produce una inhibición marcada en la actividad de las neuronas adrenérgicas y colinérgicas.

La Xilazina es capaz de producir relajación muscular mediante la inhibición de la transmisión de los impulsos intra-neuronales en las porciones centrales del Sistema Nervioso Central. (16) (24)

La emesis en los animales sedados con Xilazina sola es frecuente, aparentemente por estimulación directa del centro emético del S.N.C. Esta reacción es frecuente en felinos domésticos y ocasional en perros. En otras especies hay susceptibilidad y reacciones variables a la acción de la Xilazina. Los equinos presentan una sedación rápida y profunda a dosis de 2 mg/kg por vía intramuscular, misma que dura 30 minutos bajo condiciones óptimas. Los ruminantes son sumamente sensibles a la acción de la Xilazina, pero los bovinos lo son más aun, requiriendo una décima parte de la dosis, en relación al peso, que requieren los caballos, los perros o los gatos. El cerdo, en cambio es el menos afectado de los animales domésticos, requiriendo dosis 20 a 30 veces más eleva-

das que los bovinos. (24)

La dosis letal mínima (DLM) de la Xilazina en gatos domésticos es de seis veces la dosis recomendada por vía intramuscular para obtener una sedación aceptable (DLM mínima es de 13.2 mg/kg considerando que la dosis intramuscular efectiva es de 2.2 mg/kg). Se considera la Dosis Letal Mínima como la dosis a la cual muere el 10% de la población total de los animales sometidos a la acción de un fármaco.

Es, por lo tanto, imposible saber la dosis letal mínima en los felinos salvajes, ya que estos son valiosos y únicos, pero puede suponerse que es mucho más elevada que la DLM de los felinos domésticos, ya que su dosis efectiva también es mucho más alta. En la Tabla III se resumen las dosis recomendadas en cinco especies de felinos frecuentemente encontradas en colecciones zoológicas.

Dosis recomendadas para la inmovilización con Xilazina  
de felinos salvajes

(dosis en mg/kg)

<u>Nombre común</u>	<u>Nombre científico</u>	<u>Dosis</u>
Puma Americano	<u>Felis concolor</u>	8
Jaguar	<u>Panthera onca</u>	8
León Africano	<u>Panthera leo</u>	3-10
Leopardo Asiático	<u>Panthera pardus</u>	8-10
Cheetah o Guepardo	<u>Acinonyx jubatus</u>	2

Como precaución los animales sedados o tranquilizados con Xilazina sola deben de manejarse con cuidado, ya que puede surgir un falso sentido de seguridad al utilizar este fármaco únicamente. Los animales sedados de esta manera son capaces de reaccionar en forma defensiva al estimularseles durante cualquier manejo. Ello puede conducir a zarpazos o mordidas al personal durante operaciones de traslado o revisión.

Se debe de evitar la inyección intra-arterial o intravenosa hasta donde sea posible, aunque esto sea casi imposible al utilizarse dardos de retrocarga para el depósito de la droga. En caso de introducirse intra-arterialmente y como todos los agentes anestésicos o tranquilizantes depresivos, puede sobrevenir un paro cardio-respiratorio por shock por velocidad medicamentosa. Ello, aunque raro, ha ocurrido en algunos felinos salvajes manejados con este fármaco únicamente. (42)

(45)



## B) EFFECTOS SISTEMICOS

### b1) Sistema Nervioso Central

La acción específica de la Xilazina sobre el Sistema Nervioso Central de los animales ha sido estudiada meros que los demás fármacos incluidos en el presente estudio, ya que la droga carece de importancia real en medicina humana. Casi todos los estudios (artículos sobre Xilazina) realizados en animales a la fecha investigan los efectos del fármaco sin especificar su sitio ni modo de acción.

Según Kitzman y asociados (63), que a su vez citan a Hatch y Booth (62), a Green y asociados (71) y a sí mismos (63) la Xilazina y la Clonidina (que son química y farmacológicamente similares) causan sedación y analgesia al estimular adreno-receptores presinápticos  $\alpha_2$  (Alfa Dos) del encefalo. Al estimularse este tipo de receptores en todo el S.N.C., se deprime la liberación de norepinefrina a partir de terminaciones presinápticas en nervios adrenérgicos. El mecanismo exacto de esta depresión parece estar mediada por la inhibición de la entrada de iones de calcio, que a su vez deben permitir la liberación de la norepinefrina bajo condiciones normales. Este mecanismo ha sido verificado en trabajos realizados por Starke (65 y 66), Langer (67) y McAfee (68).

La Yohimbina y la 4-aminopiridina han sido utilizadas exitosamente para revertir el estado anestésico logrado con

la combinación de Ketamina y Xilazina (62) (63) en bovinos, perros y gatos. Este efecto de reversión se debe a que la 4-aminopiridina provoca la liberación de acetylcolina y otros neurotransmisores, mientras que la Yohimbina bloquea a los receptores (Alpha) 2, por lo que antagoniza la acción de la Xilazina directamente.

Debido a lo anterior, la reversión del estado de la anestesia mediante la combinación de Ketamina-Xilazina es más efectiva (el periodo de recuperación de la consciencia es acortado notablemente) con Yohimbina por vía intravenosa tanto en felinos domésticos como en salvajes (70)

Al sedar a un animal con Xilazina sola, se observa una notable relajación muscular. Este efecto se debe a la disminución o inhibición de transmisión intraneuronal de impulsos a nivel del Sistema Nervioso Central. Su acción inhibitoria también se hace evidente en neuronas colinérgicas en S.N.C., aunque la razón específica de este efecto es aún desconocida. La respuesta moderada de reversión del estado anestésico por parte de la 4-aminopiridina quizás se deba a la "reactivación" de estas mismas fibras, aunque el efecto principal del fármaco sobre las terminaciones  $\alpha$  (Alpha) 2 siga patente.

La Xilazina por vía intramuscular empieza a surtir efecto de 3 a 5 minutos en gatos domésticos (este período se pue-

de prolongar hasta 15 a 20 minutos en felinos salvajes, particularmente los animales de talla o peso mayor). La velocidad de acción está relacionada aparentemente, con la dosis. El efecto del fármaco, hasta la recuperación total, es de una a dos horas en felinos domésticos si se usa sola. Este lapso se ve acortado a 35 a 55 minutos en la mayoría de los felinos salvajes, aunque la respuesta individual (idiosincrasia) varía enormemente, siendo menos susceptibles los felinos de menor talla. (70)

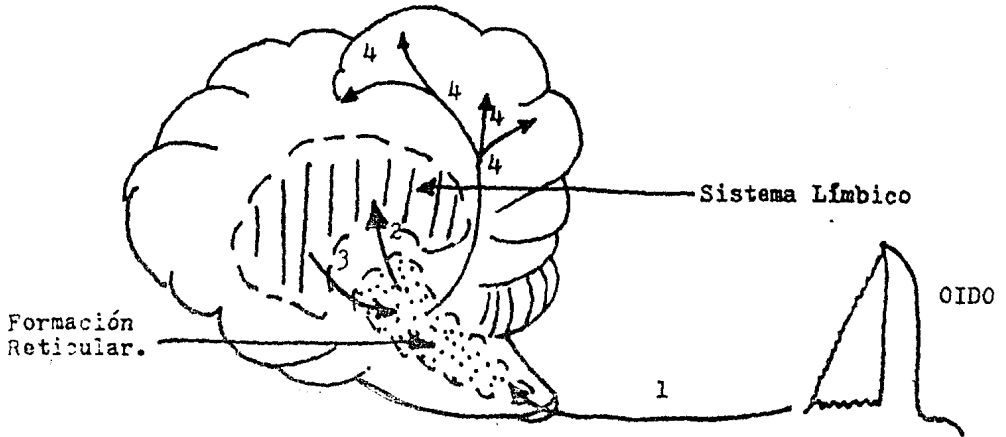
La dosis de Yohimbina intravenosa aplicada a felinos salvajes para revertir el estado de tranquilización o anestesia de la Xilazina sola varía de .075 a .15 mg/kg, aunque se puede utilizar a dosis-efecto de acuerdo al criterio del anestesista. Esta dosis es aplicada indistintamente a felinos domésticos y salvajes, sin haber una diferencia notable ni significativa en el efecto reversional general ni el tiempo de recuperación total. (70)

El mecanismo exacto de degradación del fármaco a nivel de sinapsis en el S.N.C., es aún desconocido. Se piensa que las mismas enzimas que participan en la inactivación de los mediadores químicos de la transmisión nerviosa quizás tengan un efecto directo sobre el proceso, pero no se ha podido demostrar a la fecha. (62)

En resumen, Xilazina tiene un efecto depresor sobre la actividad del S.N.C., particularmente aquella que depende de la utilización de la nor-epinefrina como mediador de la transmisión de impulsos. Esta actividad depresora ha hecho poco recomendable el uso del fármaco por sí mismo, ya que pueden sobrevenir estados depresivos extremos, paro cardio-respiratorio y muerte del animal tranquilizado.

Por último cabe mencionar que Fuentes (13) da el mecanismo de acción de la Xilazina como el mismo de todos los derivados de la Fenotiazina; es decir, que interrumpe el proceso de integración de estímulos peligrosos al evitar que los impulsos que regresan del Sistema Límbico activen la formación reticular. Con ello, los mismos estímulos nunca pasan de la formación reticular a la corteza del encefalo, por lo que el animal no es capaz de reconocer un estímulo como peligroso. En el esquema siguiente, la Xilazina, como todos los derivados fenotiazínicos interrumpe el paso. (a partir de Fuentes (13) ).

VIA DE INTEGRACION CENTRAL DE LOS ESTIMULOS EXTERNOS



- 1 - Estímulo que llega a la formación reticular (F.R.)
- 2 - Estímulo que pasa de F.R. a Sistema Límbico (S.L.) donde se integra como peligro.
- 3 - Activación de la F.R. por impulso de S.L. de regreso.
- 4 - Paso de los impulsos de F.R. a la corteza cerebral.
- 5 - Respuesta al peligro

b2) Sistema Cardio-vascular

La Xilazina "Posee una serie de efectos secundarios indeseables que pueden deberse a una combinación de factores farmacológicos atribuidos al compuesto". (20) Esto es particularmente cierto del sistema Cardio-vascular, donde provoca alteraciones presoras severas que pueden llevar a la muerte. Es debido a esto que algunos autores (70) consideran que nunca debe utilizarse solo. Se han reportado muertes súbitas, caballos (73) y perros (59) inyectados en forma intravenosa.

Se sabe que la Xilazina, debido a su acción estimulante sobre los adrenorreceptores presinápticos Alpha 2, crea una serie de reacciones circulatorias indeseables, tales como bloqueos atrioventricular, excitación baso receptora, inhibición vagal y la inhibición de las terminales adrenérgicas. (13) Estas reacciones, individualmente o en conjunto, conducen a la hipotensión tras la liberación de adrenalina por parte del animal mismo. (73)

El efecto directo de la Xilazina sobre ciertos receptores, particularmente los adrenorreceptores  $\alpha$  (Alpha 2) presinápticos hace que se deprima la liberación de nor-epinefrina de las terminales adrenérgicas mismas. Esta acción hace que sobrevenga una depresión de la actividad del miocardio, además de sensibilizarlo a la acción de la epinefrina inyectada

y a las subsecuentes arritmias producidas por ésta. La depresión miocardiaca provoca bradicardia moderada, una reducción ligera el gasto cardíaco y la consecuente hipotensión generalizada. Estos cambios hemodinámicos han sido observados en felinos domésticos (21), equinos (53), becerros (57) y perros (58) (59). Es de esperarse que se observe el mismo efecto en felinos salvajes, aunque con intensidad variada.

Por último, cabe mencionar que la Xilazina sola en dosis únicas produjo una disminución significativa en el conteo eritrocítico de los camellos bactrianos que se habían sedado para diversas intervenciones. Este efecto no ha sido observado en ninguna otra especie (60). Fowler (5) (56) y Wallach (61) hacen mención de la bradycardia causada por la Xilazina sola en felinos salvajes, pero también hacen notar que este efecto nocivo disminuye considerablemente al utilizarse la droga en combinación con Ketamina. A la fecha sólo se han reportado muertes repentinas en equinos, debido a que presentan un bloqueo cardíaco de segundo grado o funcional fisiológico con relativa frecuencia. (24) Este bloqueo inicial puede desencadenar una arritmia mortal al exacerbarse con el efecto de la Xilazina, por lo que se pre-medica al animal con 0.011 mg/kg de sulfato de atropina.

b3) Sistema respiratorio

El Sistema Respiratorio no se ve afectado significativamente al sedar a ninguna especie con Xilazina (24). Hay una ligera bradipnea y la respiración se vuelve abdominal o toracoabdominal en gatos, pero la disminución en la frecuencia no afecta el intercambio gaseoso a nivel alveolar en forma notable, ni se alcanza a percibir cianosis en mucosas.

En equinos no hay cambios estadísticamente significativos en pH arterial,  $PCO_2$  ni  $PO_2$  (constante de disociación de  $CO_2$  y  $O_2$  a nivel sanguíneo), ni tampoco hubieron cambios notables en la coloración de las mucosas. Este mismo efecto se notó en perros y gatos (61) (73). En felinos salvajes en general, (70) y en leones en particular, (54) no hay cambios significantes en el balance ácido-básico sanguíneo tras la aplicación de Xilazina sola o en combinación.

En felinos salvajes sedados con Xilazina sola hay un corto período de apnea inicial. En general ésta no dura más de 3 o 4 segundos y se presenta al finalizar la inducción y empezar la acción máxima de la droga, o sea, 15 a 20 minutos después de la aplicación intramuscular. El efecto depresivo cardio-respiratorio varía en los felinos salvajes, pero a grandes rasgos, se considera potencialmente peligroso, por lo que no se recomienda utilizarlo solo en la contención química de estas especies. Una última observación es que la frecuencia



respiratoria de los felinos salvajes va disminuyendo progresivamente hasta estabilizarse en la misma frecuencia que se observaría, por ejemplo, en el mismo animal en un estado de sueño profundo. Si hay algún estímulo nocivo o ajeno durante este periodo, puede elevarse la frecuencia, pero vuelve al estado original al poco tiempo de haber cesado el estímulo mismo.

La Yohimbina y la 4 amino-piridina estimulan efectivamente la frecuencia respiratoria del animal sedado con Xilazina sola o en combinación aunque este efecto es secundario a la reversión del efecto de la droga sobre el S.N.C. (63). Fowler (70) recomienda la utilización de Yohimbina intravenosa a la misma dosis que la recomendada comercialmente en rumiantes, en caso de desearse una revisión de la sedación en felinos salvajes. Esto también en caso de utilizarse en combinación con Ketamina u otro agente anestésico.

#### b4) Efectos colaterales

Como ya se habfa mencionado antes al describir las características físico-químicas de la Xilazina, ésta produce varias reacciones secundarias que le confieren aspectos indeseables al uso del fármaco solo (sin combinarse).

Quizás la más grave de estas características es la emesis que sobreviene al iniciarse o terminar el periodo de sedación. Si el animal no está lo suficientemente consciente al ocurrir la emesis, puede tratar de inhalar y con ello broncoaspirar contenido gástrico. Es recomendable por lo tanto, que se vigile la inducción y salida del estado de sedación con cuidado, por si es necesario despejar las vías respiratorias altas del animal en caso de broncoaspiración. Este efecto es muy notorio en felinos, tanto domésticos como salvajes, sometidos a la acción de fármaco y se debe, aparentemente, a la estimulación directa del centro de emesis en el S.N.C., del animal (Moye et Al 1973). Algunos autores (Amend y Calvano 1973) indican que 1.1 mg/kg (.5 mg/lb) de Xilazina por vía intramuscular induce una efectiva emesis sin llegar a la analgesia y lo recomiendan como premedicación a la anestesia, ya que un vaciado adecuado del estómago antes de la cirugía previene la broncoaspiración.

La emesis se presenta de 3 a 5 minutos después de la aplicación inicial por vía intramuscular en el 90% de los felinos

(Amend citado por Meyer Jones 1973). Al usarse Xilazina como agente único en la sedación, debe manejarse al animal con precaución, ya que las respuestas de defensa (araños y mordidas) se presentan aún después de la hipoestesia producida por el agente y obedecen a estímulos táctiles y auditivos inesperados. La inyección intravenosa de la Xilazina debe de evitarse, ya que su efecto depresor del sistema cardíaco puede verse exacerbado.

La Xilazina no debe usarse en combinación únicamente con agentes neurolépticos o tranquilizantes y en caso de usarse en combinación con barbitúricos, la dosis de éstos debe de disminuirse, además de aplicarse muy lentamente, ya que el efecto depresivo del Sistema Nervioso y Cardio-respiratorio es aditivo y puede resultar en paro cardíaco o bradipnea pronunciada. Los animales con estados de depresión respiratoria, enfermedad cardíaca, insuficiencia renal o hepática, stress severo o shock deben de ser vigilados cuidadosa y constantemente para evitar complicaciones. La droga está contraindicada en el último tercio de la gestación todas las especies, excepto al parto, ya que se induce la parición o el aborto. (24)

Al utilizarse este producto en combinación con barbitúricos de cualquier tipo se recomienda disminuir la dosis de estos a la mitad o menos y se deben aplicar a dosis-efecto, sobre todo en felinos (20). La Xilazina produce un buen efec-

to análgico en las regiones de la cabeza, el cuello y el cuerpo, pero éste efecto es sumamente pobre en las extremidades.

La inducción del estado anestésico con anestésicos fijos y volátiles se ve agilizada y hecha más suave, ya que evita el estado excitatorio convencional de la inducción (etapa 1 de la Tabla I) anestésica. La Xilazina reduce significativamente (26% a 71%) la cantidad de Pentobarbital Sódico requerido para inducir el estado anestésico en el perro (Lacuta y Subang, 1973). Es de esperarse que esta inducción sea aún mayor en los felinos domésticos y salvajes, ya que son notablemente sensibles al efecto tranquilizante del fármaco.

La utilización de Xilazina sola como pre-anestésico no es suficiente para que el animal sometido a su acción permita la entubación endotraqueal, así que al hacerse uso de anestésicos volátiles se debe de hacer una inducción previa mediante la utilización de una mascarilla anestésica hasta romper el espasmo laríngeo y que con ello se pueda colocar la sonda.

(21)

3 - Tiopental Sódico (1-metil-butil)-2-5-etil-5 tiobarbiturato sódico)

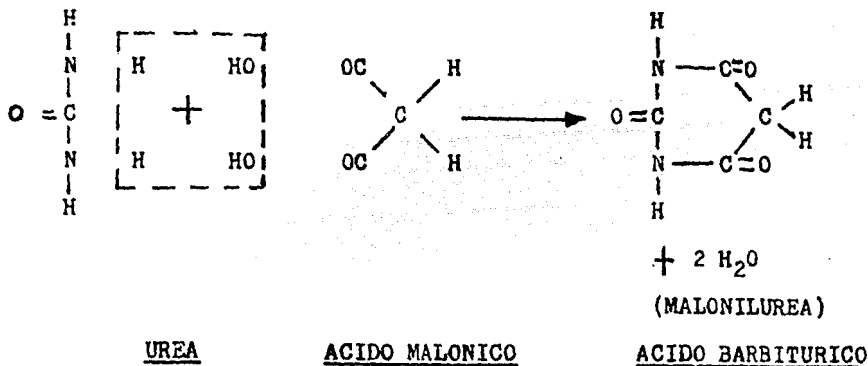
A - Propiedades físico-químicas

Los b $\bar{a}$ rbituricos, gen $\acute{e}$ ricamente, son los agentes sedativo-hipn $\acute{o}$ tico-anest $\acute{e}$ sicos m $\acute{a}$ s ampliamente utilizados a nivel mundial. Existen m $\acute{a}$ s de 40 diferentes compuestos utilizados cl $\acute{i$ nicamente en todo el orbe, todos derivados del mismo grupo, y muchos otros han sido sintetizados, aunque no han encontrado mucha actividad pr $\acute{a}$ ctica en la medicina humana ni han sido probados en la veterinaria. Su uso extenso, adem $\acute{a}$ s de haber sido utilizados durante m $\acute{a}$ s de 80 a $\acute{n}$ os como anest $\acute{e}$ sicos generales, les hace el grupo anest $\acute{e}$ sico m $\acute{a}$ s investigado a la fecha.

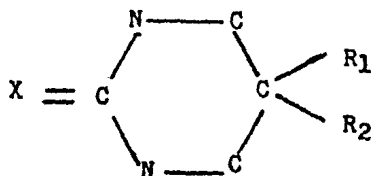
El t $\acute{e}$ rmino barbiturato es utilizado al referirse a todos derivado de la Malonylurea ( $\acute{a}$ cido barbit $\acute{u}$ rico) sin hacerse una distincion clara entre si son  $\acute{a}$ cidos o sales. Seg $\acute{u}$ n Swarts (citado por Di Palma (29) ), el  $\acute{a}$ cido barbit $\acute{u}$ rico fue nombrado as $\acute{i}$  por su descubridor, Von Baeyer, al lograr su s $\acute{i$ ntesis a partir del  $\acute{a}$ cido  $\acute{u}$ rico el d $\acute{i}$ a de Santa B $\acute{a}$ rbara. El Barbital fue el primer barbiturato en ser utilizado cl $\acute{i$ nicamente en la medicina humana, y fue introducido en Alemania en 1903 por Fischer y Von Mering. El nombre comercial con el que apareci $\acute{o}$ , Veronal, puede ser derivado del lat $\acute{i}$ n "Verus"

que significa verdad, debido a que es un verdadero hipnótico, o por la ciudad de Verona, Italia, ya que fue ahí donde Von Mering se enteró telegráficamente de su síntesis por parte de Fischer. A partir de entonces, todo barbitúrico introducido al mercado lleva la terminación "AL" en su nombre comercial. El segundo compuesto barbitúrico en ser introducido a la praxis médica fue el Fenobarbital, que apareció con el nombre de Luminal en 1912. Desde entonces se han sintetizado más de 2000 barbitúricos, siempre con el objetivo de elevar el margen de seguridad y disminuir el tiempo de acción hipnótica o anestésica del compuesto. Es así que surgieron el Amobarbital (1923), el Pentobarbital (1930) y el Secobarbital (1930). La investigación con biobarbitúricos dio lugar a la aparición del Tiopental en 1935, con lo que se cambió la anestesia intravenosa radicalmente. Al Tiopental Sódico se le conoce comercialmente como Pentotal (Pentotal Sódico)

Los barbituratos contienen un núcleo piramídico que resulta de la condensación de Acido Malónico y Urea. (36)



El ácido barbitúrico por sí mismo no tiene actividad hipnótica. La sustitución de grupos alifáticos o cíclicos en las posiciones  $R_1$  o  $R_2$  (Radicales) dá a los compuestos resultantes su actividad hipnótica característica.



### FORMULA GENERAL DE LOS BARBITURICOS.

El reemplazo de un átomo de azufre en la posición X da características de tiobarbitúrico al compuesto. La acción de estos derivados azufrados es ultracorto (bajo la clasificación convencional, de acuerdo con el tiempo de acción), ya que aumenta su liposolubilidad y con ello la velocidad con la que actúa. Los demás compuestos de acción media y prolongada (según la clasificación de acuerdo al tiempo de acción) poseen un átomo de oxígeno ( $O_2$ ) en la posición X, por lo que disminuye su liposolubilidad y consecuentemente, la velocidad de metabolización.

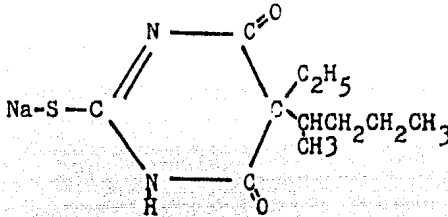
Las cadenas laterales antes mencionadas, en las posiciones  $R_1$  y  $R_2$ , determinan la acción secundaria del compuesto. Las modificaciones del núcleo químico básico dan lugar a las diferencias en la velocidad de absorción, biotransformación y

excreción y determinan la duración del efecto depresor sobre el S.N.C., su dosis e indicaciones, entre muchas otras características de los diferentes barbituratos existentes." (36)

Una serie de factores físico-químicos y fisiológicos influyen la potencia anestésica o hipnótica de los barbitúricos. La solubilidad (en agua), su capacidad de ionización, su distribución entre agua o entre lípidos (liposolubilidad), su capacidad de atravesar la barrera cerebral, su difusión en S.N.C., su volumen de distribución en sangre y sus velocidades de metabolización y excreción afectan la acción del fármaco determinantemente. Es así que un barbitúrico potente posee las siguientes características: baja (pero existente) solubilidad en agua, baja capacidad de ionización, un elevado coeficiente de partición agua/aceite, rápida a S.N.C., un volumen de distribución que no exceda en mucho el del total del agua corporal y velocidades de metabolización y excreción lo suficientemente bajas que permitan al fármaco llegar al órgano blanco (S.N.C.) antes de ser destruido. La liposolubilidad (coeficiente de partición agua/aceite), por ejemplo, aumenta la capacidad del fármaco de entrar al S.N.C., aunque también aumenta el volumen de distribución debido a una mayor localización del compuesto de grasa. Ya que, como en el caso anterior, algunas características deseables antagonizan a otras, no existe un barbitúrico ideal para la anestesia.



El Tiopental Sódico es un barbiturato de acción ultracorta, al poseer azufre en lugar de oxígeno en el carbono 2 del anillo le confiere una elevada liposolubilidad, y por ello entra rápidamente al S.N.C., siendo fácilmente biotransformado. Esto hace que su tiempo de acción sea más corto.

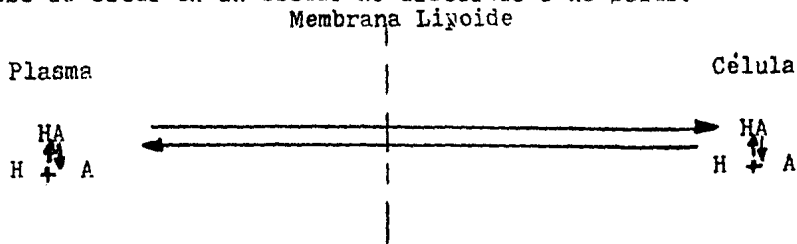


#### Tiopental sódico (Pentotal sódico) (29)

Al ser disuelto en agua, el Tiopental se ioniza y actúa como un ácido débil (38). El grado de ionización es determinado, en todos los barbituratos, por el pH de la solución y la constante de disociación (pKa) del agente. (La constante de disociación o pKa dan lugar a las diferencias en la velocidad de absorción, biotransformación y excreción y determinan la duración del efecto depresor sobre el S.N.C., su dosis e indicaciones, entre muchas otras características de los diferentes barbituratos existentes). (36)

La liposolubilidad (coeficiente de partición agua/aceite) aumenta la capacidad del fármaco de entrar al S.N.C., aunque

también tiene que ver el pH al cual el compuesto existe en iguales cantidades en las formas disociada (ionizada o polar) y no disociada (no ionizada o no polar). Para que un barbiturato pueda penetrar la porción lipóide de la membrana celular debe de estar en un estado no-disociado o no-polar.



La membrana celular es permeable solo al barbiturato no-disociado. (A partir de Lumb (36) ).

La membrana celular es permeable sólo al barbiturato no disociado. (A partir de Lumb (36) ).

Entre más ácida sea la solución de la droga, mayor será la porción no-disociada del compuesto mayor, también, será la cantidad de la misma que penetre la membrana celular. Con ello se produce una mejor y más rápida anestesia. El pKa del Tiopental es de 7.4, por lo que penetra rápida y efectivamente al S.N.C., si a esto agregamos su gran liposolubilidad y fácil degradación nos resultará evidente la brevedad y eficiencia de su acción anestésica. Cabe mencionar que a un pH sanguíneo normal de 7.4 la acción del Tiopental es uniforme, pero al acidificarse la sangre ligeramente, como ocurre con fre-

cuencia en estados anestésicos, (la acidosis respiratoria es secuela de un estado hipóxico, ya que aumenta el ácido carbónico en sangre) aumenta la profundidad anestésica que alcanza el animal con la misma dosis. Consecuentemente, la alcalinización de la sangre (por ligera que sea) por hiperventilación o la administración de soluciones alcalinas por vía intravenosa nos permite acortar el tiempo de anestesia del animal. La alcalinización de la orina disminuye la reabsorción del Tiopental a nivel tubular.

La forma no-disociada del fármaco tiene la afinidad por solventes no-polares más elevada de todos los barbitúricos. Su elevadísima liposolubilidad le dan las características de tener un cortísimo período de inducción, una acción ultracorta, una rápida metabolización y de ser fácilmente reabsorbido a nivel de túbulo renal. Las características físico-químicas del Tiopental y del Pentobarbital son reseñadas en la Tabla II.

Barbiturato	Coefficiente de Partición *	Union a Proteínas+ Plasmáticas	Union a Proteínas del S.N.C. †	Inicio de Actividad ○	Degradación en Hígado ◊	pK <sub>a</sub> □
Tiopental	580	0.65	0.50	----	0.38	7.4
Pentobarbital.	39	0.35	0.29	0.1	0.21	8.0

\* Concentración en fase acuosa de la forma no-ionizada a 25 c.

† Union de 0.001 M de ácido barbitúrico por 1% de suero bovino en un buffer de fosfato de 3/15 a un pH de 7.4.

+ Fracción de barbituratos unidos a tejido cerebral homogenizado de conejo.

○ Minutos transcurridos hasta la anestesia de la inyección intravenosa en ratones.

◊ Fracción degradada in vitro por cortes hepáticos en 3 horas.

□ Exponente de ionización a 25 C.

(: partir de Lumb (36) ).

TABLA II.

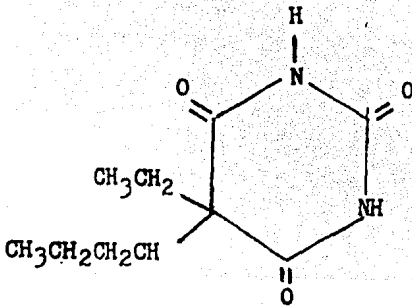
Todos los barbitúricos forman un enlace reversible con proteínas plásmáticas, especialmente albúmina. La fuerza de este enlace depende del coeficiente de partición del compuesto. El líquido cerebro-espinal está casi libre de proteínas, por lo que contienen menos barbitúricos (a la ionización) que el plasma. Los órganos alcanzan niveles elevados de barbitúricos, mientras que el tejido graso y el sistema nervioso son los sitios en los que se depositan con mayor cantidad y más rápidamente. En el caso del Tiopental, que es altamente liposoluble, se alcanza el equilibrio de concentración entre plasma y tejido con dos o tres veces que circule la sangre. La materia gris es penetrada más rápidamente que la materia blanca. La terminación de la anestesia por barbitúricos se produce a la redistribución física del compuesto, su degradación metabólica y su excreción por los riñones. La velocidad de excreción depende una vez más, del coeficiente de solubilidad del compuesto. Ya que el Tiopental es reabsorbido a nivel de túbulos renales no se elimina hasta ser convertido a una sustancia metabólicamente inactiva por el hígado.

El Pentobarbital Sódico (Anestosal-Norden o Nembutal Abbott) es un barbiturato de acción corta. Es el anestésico fijo más utilizado en pequeñas especies desde su descubrimiento. La síntesis del compuesto la logró Volwiller en 1930, en Alemania.

El Pentobarbital Sódico es un polvo cristalino blanco, aunque también puede formar gránulos. Es soluble en agua o alcohol forma una solución clara e incolora que es conocida por diversos nombres comerciales. La solución acuosa tiene un pH alcalino y puede precipitarse al reposo, pero es redisoluelto con una solución alcalina. (29)

Las soluciones comerciales no contienen más de 1 gr por milímetro de Pentobarbital Sódico. La dosis calculada para gatos domésticos es de .4 gr/kg, aunque siempre se utiliza a dosis-efecto.

Su nombre químico es 3-Etil-3(1-Metil)-Butilbarbiturato y su fórmula es la siguiente:



Pentobarbital Sódico (Anestesal-Norden).

El radical sustituido es el  $C_5$ . Su peso molecular es de 248.26 M. Al colocársele en suspensión no requiere de Buffer alguno, ni de preservativos químicos, ni estabilizadores. Se precipita al calentarse, por lo que se considera termolábil. La solución permanece estable indefinidamente.

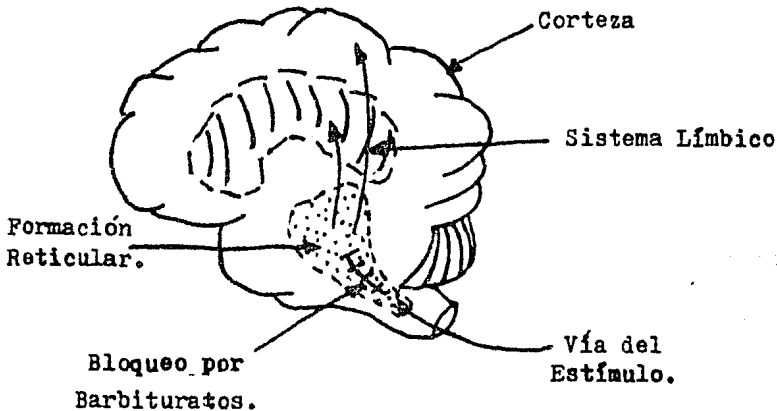
A la inyección intravenosa en gatos domésticos la acción anestésica es completa en 30 a 60 segundos y surte efecto de una a dos horas. Una vez que ha ejercido su acción es detoxificado por el hígado. La vía de aplicación puede ser intravenosa, intratorácica o intraperitoneal.

No existe un antagonista farmacológico específico, aunque al igual que en el caso del Tiopental, su eliminación se ve exacerbada con la alcalinización de la orina. El pH de la solución al 6% es de 10.0 a 10.3. En casos de una sobredosis se recomienda la administración de oxígeno mediante sonda endotraqueal y respiración artificial hasta que cese el arresto respiratorio. Algunos autores opinan que el uso de Doxopran sirve para acortar el tiempo del paro, aunque no se ha demostrado aún su efectividad. (5)

B) Efectos sistémicos

b1) Sistema Nervioso Central

En general se dice que el núcleo básico de los barbitúricos ejerce un efecto depresor sobre el Sistema Nervioso Central, inhibiendo la transmisión neuronal a la altura de la formación reticular del encefalo. (29) Esta inhibición evita que el estímulo ascendente alcance el Sistema Límbico y la corteza cerebral, por lo que las sensaciones y el dolor, junto con la consciencia, quedan bloqueados.



Esquematación de la acción de los barbitúricos sobre el Sistema Nervioso Central.

Los estímulos del medio ambiente no se captan, así que no se ven integrados al individuo con el medio ambiente mismo, por lo que no hay consciencia.



Los barbitúricos a dosis muy bajas provocan un aumento en la sensibilidad al dolor y una excitación general. Este efecto inicial (etapa de excitación) se debe a que las neuronas inhibitorias del S.N.C., son más sensibles a la acción de los fármacos, y que al verse bloqueadas se disminuye el umbral de excitabilidad de neuronas sensoriales y motoras. "La inhibición de los sistemas de inhibición dá lugar, obviamente a la excitación y al aumento de la capacidad de la percepción del color". "Este efecto desaparece al aumentar la dosis e inhibir los sistemas activadores de la formación reticular".

(29)

La velocidad de acción del barbitúrico, en general, dependerá de los radicales que posea, ya que ellos determinan la velocidad de metabolización y su velocidad de paso al órgano blanco (S.N.C.). La velocidad de paso del compuesto de sangre a S.N.C., depende de la liposolubilidad del fármaco. Como ya se había dicho antes, entre más liposoluble, más rápido pasa a S.N.C.

La acción depresiva de los barbitúricos, en general, afecta tanto corteza cerebral como tálamo. La depresión de áreas motoras del encefalo les hace agentes efectivos en el control de desórdenes convulsivos (29) (39). Su capacidad de deprimir áreas sensoriales también les confiere características de anestésicos. Ya que las áreas sensoriales son considerablemente

menos susceptibles a la acción de los barbitúricos que las áreas motoras, se requieren dosis relativamente elevadas para eliminar el dolor. Es por ello que los barbitúricos son considerados mejores agentes hipnóticos que anestésicos. (29)

El mecanismo exacto mediante el cual los barbitúricos deprimen la actividad celular del S.N.C., es aún desconocido. Se sabe que tras la administración de un barbitúrico la utilización de oxígeno por la corteza cerebral es considerablemente menor que aquel de otras áreas del S.N.C. La transmisión de impulsos a nivel de uniones sinápticas y neuroefectoras también se ve disminuida. El efecto bloqueador del decametonio y de la D-Turbocurarina sobre el músculo esquelético se ve acentuado. Este último efecto se debe a que los barbitúricos disminuyen la sensibilidad de uniones polisinápticas a la acción de la acetilcolina. (36)

Ha sido demostrado en animales domésticos, particularmente en gatos, que los barbitúricos elevan el umbral de los reflejos espinales. La disminución del umbral por algunas sustancias tóxicas, como la estriknina, puede ser contrarrestada mediante la utilización de barbitúricos como agentes antagónicos.

Como ya se había mencionado antes, el sistema de activación reticular es particularmente sensible a la acción de los barbitúricos y otros depresores del S.N.C. Después de la apli-

cación de dosis hipnóticas a anestésicas de barbitúricos los animales son incapaces de despertarse o mantenerse en estado de consciencia. La integración del individuo con el medio es incompleta o inexistente, por lo que son considerados agentes hipnóticos-anestésicos. (14)

Un efecto interesante que menciona Meyer-Jones (24), es la expansión de las bio-membranas, y cita a Seeman (1972), aunque no profundiza en el mecanismo exacto ni la repercusión que pueda tener este efecto sobre el estado anestésico.

Existe un efecto reanestésico llamado "efecto de glucosa" (40), que ha sido observado en animales que se están recuperando de anestesia por barbitúricos y tiobarbitúricos. El efecto ha sido bien estudiado en perros, que son particularmente susceptibles, pero no en gatos domésticos ni salvajes. Es de suponer que el efecto pueda existir en estas especies y que tenga importancia clínica al momento de anestesiar a un felino.

Compuestos intermedios de la glicólisis y del ciclo de Krebs tienen el mismo efecto.

El efecto probablemente se debe al aumento de glucosa en la sangre y debe tenerse en mente al dar terapia de fluidos o epinefrina a un animal anestesiado. A la fecha no se conoce la causa exacta de este rebote anestésico provocado por aumento en la glicemia. (41)

b2) Sistema cardio-vascular

La Circulación, a manera muy general, no se ve afectada seriamente con dosis hipnóticas o sedantes de barbitúricos. A dosis anestésicas los barbitúricos han mostrado respuestas variables y fluctuantes de varias especies. En general, se podría decir que alteran (por lo general deprimen) el volumen de sangre emitida por latido, la presión sanguínea, el retorno venoso y la distribución regional de la sangre. El hecho que las concentraciones altas de barbitúricos deprimen al miocardio ha sido demostrado en preparaciones de corazón y pulmón, pero no hay evidencia real de que resulten tóxicos a dosis anestésicas. En el hombre el gasto cardíaco se ve reducido en un 25% al estar anestesiado con Tiopental Sódico. Resulta lógico que se observe el mismo efecto en otros géneros de mamíferos, aunque con diferentes intensidades, de acuerdo a la susceptibilidad particular de la especie de que se trate. Aunque haya una disminución en el gasto cardíaco, la resistencia periférica circulatoria no se ve disminuida notablemente, por lo que se considera a la hipotensión circulatoria como un reflejo directo de la disminución del gasto cardíaco y no una expresión de acción vasodilatadora directa por parte del Tiopental. El Pentobarbital presenta exactamente el mismo patrón de acción a nivel circulatorio que el Tiopental. (36)

Durante la anestesia con Tiopental o Pentobarbital hay

una aparente redistribución de la sangre a consecuencia de la disminución del gasto cardíaco y del retorno venoso con la consiguiente estasis de los mantos venosos. En el gato existe una disminución significativa (de un 23%, determinada mediante estudios de dilución de tinciones), en el volumen de sangre intratorácica. En los humanos, la pérdida del tono venoso en el antebrazo durante la anestesia con Tiopental y Pentobarbital parece surgir una acumulación de sangre en los miembros.

En los cánidos y felinos anestesiados con Tiopental o Pentobarbital el balistocardiograma de los animales mejoraba considerablemente con la aplicación de compresión abdominal. Se determinó que este efecto se debe al ingreso de la sangre estática del manto esplácnico a la circulación general con el subsecuente aumento en el retorno venoso y en el gasto cardíaco. (41)

El efecto circulatorio de los barbitúricos tiene su origen en el efecto depresor sobre el tono vasomotor y los mecanismos del control vasomotor (deprimen los vasorreceptores de las cariótidas internas, por ejemplo). Al disminuir el tono venoso sobreviene la vasodilatación de mantos enteros, como el esplácnico, con la subsecuente disminución del volumen circulante del retorno venoso y del gasto cardíaco.

Además de interferir con el control nervioso de la circulación, los barbitúricos en general, y el Tiopental Sódico y

el Pentobarbital en particular y a dosis elevadas, tienen un efecto depresor directo sobre el músculo liso de los vasos sanguíneos, así que una sobredosis puede afectar a los mantos capilares lo suficiente para causar un shock isovolémico al animal.

El electrocardiograma de felinos domésticos anestesiados con Tiopental y con Pentobarbital mostraban el mismo efecto en todos los casos; una disminución e inversión (en algunos casos) de la onda T, la depresión de los segmentos S-T y, ocasionalmente, la elevación de las ondas P. Los barbitúricos, como ya se había dicho antes, no afectan significativamente el ritmo cardíaco ni la conducción nerviosa en el miocardio, así que estas alteraciones de hipoxia son creadas por la depresión respiratoria (las dosis eran tóxicas en todos los casos, así que se evidenció una marcada cianosis). Las anomalías electrocardiográficas desaparecieron al ser resuelta la depresión respiratoria, con lo que desaparecieron la cianosis y la hipoxia. (29)

### b3) Sistema Respiratorio

A excepción de los felinos domésticos y salvajes (que son hipersensibles), los barbitúricos deprimen moderadamente la función respiratoria de los animales, aunque generalmente esta depresión no es mayor a aquella que se espera de la sedación producida por estos fármacos. En los felinos existe una marcada susceptibilidad del Sistema Respiratorio a la acción depresiva de los barbitúricos. Este efecto en particular quizás esté asociado a un bloqueo más efectivo de la formación reticular del Sistema Nervioso Central. No se conoce la causa de la hipersensibilidad de estos animales a la acción depresiva del fármaco, pero aparentemente la formación reticular de los felinos transmite algún tipo de impulso o estímulo a los centros medulares de función respiratoria. Al contrario de casi todas las demás especies en las que existe un solo mecanismo nervioso de control respiratorio, los felinos poseen (uno medular, como los demás animales y un segundo control en diencéfalo) para gobernar la misma función. Hasta que se sepa más sobre la sensibilidad de estos animales a la acción de los barbitúricos se debe de inducir el estado anestésico con cautela. (33)

Dosis grandes o en los límites superiores de las indicadas son marcadamente depresivas para el centro respiratorio medular. La inyección intravenosa produce una mayor de-

presión que la administración oral, posiblemente debido a una mayor concentración momentánea del fármaco efectivo sobre el centro bulbar. La concentración sanguínea necesaria para provocar paro respiratorio es considerablemente menor que aquella que se requiere para dar lugar al paro cardíaco. Por lo tanto, al ocurrir un arresto respiratorio el operario debe concentrarse en restablecer la frecuencia respiratoria, ya que el corazón sigue latiendo durante un breve período (19), el bloqueo de vías respiratorias altas o la nula manutención de un flujo de aire constante es la causa principal de la mayoría de los decesos durante la anestesia con anestésicos fijos. En la mayoría de las especies de grandes felinos se recomienda la intubación traqueal para mantener patentes las vías respiratorias. En caso de sobrevenir un paro respiratorio, se debe de dar oxígeno al animal hasta que éste salga de la depresión bulbar. A un felino que recibe oxígeno por vía endotraqueal se le puede aplicar cuatro veces la dosis de Pentobarbital necesaria para provocar el paro respiratorio sin que sobrevenga el paro cardíaco (Robertson et Al citados por Meyer y Jones).

A la inducción del estado anestésico con barbitúricos, la acción estimulante respiratoria del 10% de bióxido de carbono en sangre se va debilitando paulatinamente hasta desaparecer. Al perderse este estímulo se pierde la capacidad del



animal de aumentar la frecuencia respiratoria y con ello el estado hipóxico va progresando hasta el paro total. La causa directa de la muerte en casos de sobredosificación de barbitúricos es de hipoxia por paro respiratorio. A dosis diez veces de la letal en gatos, el mecanismo de paro parece ser de parálisis bulbar total.

El laringoespasmó no es de gravedad en el uso de barbitúricos de utilización intravenosa, en cuyo caso se puede suscitar el espasmó con el subsecuente cierre de las vías respiratorias bajas. Esto se resuelve con la colocación de dos o tres gotas de un anestésico local (del tipo de la Lidocaína) en solución directamente sobre la glotis. Al romperse de esta manera el espasmó se puede intubar al animal para iniciar la oxigenoterapia. (24)

Por último, cabe mencionar que el edema pulmonar y la congestión hipostática que se presentan normalmente en sesiones anestésicas largas agravan el cuadro de hipoxia y dificultan la recuperación del paro en caso de tener que dar respiración artificial.

#### h4) Efectos colaterales

A la fecha, no se conocen efectos nocivos, permanentes ni graves a ningún sistema ni órgano involucrado en la acción del Tiopental Sódico ni del Pentobarbital Sódico. Cabe mencionar que la administración debe de ser cautelosa, sobretudo al utilizarse por vía endovenosa, ya que su efecto depresor puede resultarle letal al animal en cuestión. El efecto de potencialización es marcado al combinarse con Xilazina, así que se debe calcular en base a la mitad o menos de la dosis recomendada antes de utilizarlo a dosis-efecto por vía endovenosa.

III) PRINCIPIOS DE LA COMBINACION E INTERACCION  
DE LOS FARMACOS UTILIZADOS

La combinación de dos o más fármacos cuya acción se complementa y potencializa es conocida como acción sinérgica (74) y es considerada práctica común en la anestesia y sedación de casi todas las especies. Frecuentemente, y en especies cuyo manejo lo permite, la inducción del plano anestésico se logra mediante la inyección intravenosa de un agente anestésico de acción corta o ultracorta y es mantenido mediante el uso de anestésicos volátiles. Esta práctica es considerada confiable y segura.

En felinos salvajes, no obstante, las prácticas convencionales de contención, sedación y preparación pre-operatoria muchas veces deben de ser reducidas a un sólo manejo con drogas aplicables a distancia, mediante dardos o telecistos, y siempre aplicables por vía intramuscular. Debido a ello, y al obvio peligro que manejar a estas especies representa, se idearon una amplia gama de combinaciones de tranquilizantes, sedantes, anestésicos e hipnóticos. El propósito de las combinaciones de agentes es lograr un plano anestésico de Tipo II o Tipo III en la clasificación convencional de las etapas de la anestesia (Tabla I) que permita llevar a cabo cirugías cortas o revisiones clínicas sin implicar riesgos innecesarios para el operario ni para el animal. Bush investigó el estado ácido básico en leones anestesiados con las siguientes com-

biraciones: Ketamina, Fenciclidina y Promazina; Xilazina, Fenciclidina y Promazina; Xilazina, Ketamina, Fenciclidina y Promazina; y Tiletamina-Zolazepam. Todas las combinaciones habían sido utilizadas previamente en felinos salvajes con resultados variados ( 54) En el caso de la utilización de de Tiletamina (3.76 mg/kg) y Zolazepam (.48 mg/kg) se obtuvo un estado anestésico óptimo con un corto periodo de inducción, buena relajación muscular y sin presentarse convulsiones en ningún caso. Las demás combinaciones produjeron largos periodos de inducción, rigidez muscular, vómito y convulsiones (54). Al combinar Ketamina y Xilazina (además de fenciclidina y Promazina) sólo se utilizó 1.18 mg/kg de Ketamina y .33 mg/kg de Xilazina que juntas no alcanzan ni siquiera la dosis sedante de los dos fármacos combinados.

La combinación de Ketamina y Xilazina, (a dosis reducidas en ambos casos) adecuadas a la especie animal que se quiera sedar o anestesiarse ha sido utilizada exitosamente en gatos domésticos (64), equinos (53), borregos (52), Monos rhesus (Macaca Mulatta) (48), Papiones (Papio Cynocephalus) (49), Osos Negros (Ursus Americanus) (46) y Osos Polares (Ursus Maritimus) (según clasif. de Phipps) (47). A pesar de utilizarse frecuentemente en felinos salvajes en zoológicos, no existen reportes de la interacción de sólo los dos agentes, ni hay una sola dosis recomendada que dé un estado anestésico óptimo.

En base a la acción anestésico disociativa de la Ketamina y la acción sedante o tranquilizante de la Xilazina, a la velocidad de acción de ambas después de su aplicación por vía intramuscular y a la velocidad a la que ambas son metabolizadas, se podría decir que estamos potenciando la acción anestésica de la Ketamina con la acción tranquilizante de la Xilazina ya que la Ketamina actúa más rápidamente que la Xilazina en caso de aplicarse ambas drogas a la vez. Si a esto agregamos el que la Ketamina se metaboliza más rápidamente y que su efecto de catatonía temporal desaparezca más rápidamente que la estasis provocada por la Xilazina, podemos decir que la acción potenciada de ambas drogas es complementaria farmacológicamente por lo que logramos un óptimo estado de sedación o de inducción a la anestesia, evitando a la vez todos los efectos nocivos secundarios que acarrea la utilización de ambos fármacos sólo a las dosis indicadas (Tabla II). El utilizar Pentobarbital como inductor anestésico único resulta imposible en felinos salvajes, a excepción de cachorros muy dóciles que se puedan manejar con las manos y que permitan la aplicación del anestésico por vía endovenosa.

Se había mencionado antes que la combinación de Ketamina y Xilazina tienen más efectiva y potencializada. Con esto queremos decir que a dosis reducidas de los fármacos utilizados se produce un efecto más deseable (la estasis o hipostasia

total con buena analgesia general sin pérdida del reflejo laríngeo, hipotermia ni depresión cardio-respiratoria notables) que el que se pueda obtener con los mismos fármacos por sí mismos a dosis indicadas.

La ligera disminución (estadísticamente no significativa) en las frecuencias cardíaca y respiratoria, además de la baja en la temperatura corporal (a veces más acentuada por la hipostasia prolongada) no son de una magnitud suficiente para que se contraíndique el uso del Pentotal sódico para mantener el plano anestésico. Fowler (70) sugirió que la interacción de ambos fármacos se complementa perfectamente ya que la acción disociativa de la Ketamina, mediada por su alteración en la liberación de dopa en S.N.C., no interfiere con el aparente bloqueo de la liberación de la nor-epinefrina a nivel de S.N.C., por parte de la Xilazina y que al potenciarse ambos efectos nos permite utilizar dosis disminuidas (menores a las recomendadas en caso de usar el fármaco solo) de las drogas, con lo que se reduce considerablemente la posibilidad de paro cardíaco por acción refleja por parte de la Xilazina y de convulsiones generalizadas en el caso de la Ketamina.

El efecto presor de la Ketamina, debido a su aumento en la actividad neural alfa adrenérgica y el aumento de frecuencia y del gasto cardíaco, efectivamente contrarresta el efecto contrario que tiene la Xilazina sobre el aparato circulatorio.

rio, así que la combinación resulta en una acción que aunque antagónica, evita la hiper o hipotensión (dependiendo del caso de la droga utilizada) observadas cuando se utiliza uno u otro fármaco solos.

La dosis de Ketamina y Xilazina combinadas son las siguientes: Klos y Lang (75) recomiendan utilizar dosis de 5 mg/kg de Ketamina y 2 mg/kg de Xilazina en leones adultos, 5 mg/kg de Ketamina y 3 mg/kg de Xilazina en tigres adultos, 8 mg/kg de Xilazina en jaguares, 8 mg/kg de Ketamina y 3 mg/kg de Xilazina en leopardos y pumas, y 4 mg/kg de Ketamina y 2 mg/kg de Xilazina en cheetahs; Fowler (56) da una sola dosis (variable de acuerdo a la talla, condición, edad y disposición del animal) para todos los felinos salvajes, que va de 5 a 10 mg/kg de Ketamina y .5 a 1 mg/kg de Xilazina (esta dosis es un promedio burdo de todas las dosis utilizadas efectivamente en un año y provee un amplio margen de seguridad tanto para el animal como para el operario); y finalmente Wallach y Boever (61) que recomiendan el uso de 10 mg/kg de Ketamina y 2 mg/kg de Xilazina en todos los felinos salvajes. Estos últimos no reportan problema alguno con el uso de una dosis aparentemente alta. Tampoco recomiendan modificarla en casos particulares (animales heridos ni ancianos) por su elevado margen de seguridad. En todos los casos la duración media del plano de inmovilización inducción anestésica es de 30 a 60 minutos y

el animal empieza a recuperarse (tiempo que transcurre desde que vocaliza a que es capaz de responder a estímulos externos con ligeros movimientos) en 60 a 170 minutos.

En el presente estudio se utilizaron 5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina en casi todos los felinos salvo algunas excepciones. La dosis ligeramente reducida debe permitir una excelente inducción del plano III anestésico (Tabla I) sin complicaciones además de dar tiempo suficiente para el manejo pre-operatorio (en caso de cirugía) o la revisión y el eventual mantenimiento del plano quirúrgico con dosis reducidas (aplicadas a dosis-efecto) por vía endovenosa) de Pentotal Sódico.

TABLA III

Dosis recomendadas de Xilazina para la contención química (inmovilización total de felinos salvajes a partir de Meyer Jones. (24)

<u>Nombre común</u>	<u>Género y especie</u>	<u>Dosis mg/kg</u>
Puma o leon africano	<u>Felis concolor</u>	8
Jaguar	<u>Panthera onca</u>	8
León	<u>Pantera leo</u>	8 - 10
Leopardo	<u>Panthera pardus</u>	8 - 10
Cheetah	<u>Acinonyx jubatus</u>	2



CASO No. 1

Tigre de Bengala

Edad 1 1/2 años (aproximadamente)

Peso calculado: 150 kgs

Peso real: 110 kgs

Escape del encierro. Dosis única 800 mg de Ketaset y 200 mg de Rompun (10%). El disparo botó, habiendo entrado la mitad de la droga aproximadamente. Dosis calculada: 5.34 mg/kg de Ketamina y 1.33 mg/kg de Xilazina. La dosis real fue de 7.3 mg/kg de Ketamina y 1.8 mg/kg de Xilazina aunque sólo recibió parte de la dosis por haber botado el dardo.

El personal del zoológico lazó al animal del cuello 6 minutos después de la inyección. Había ligera sedación con mirada fija y actitud poco agresiva. Se logró meter al animal a una jaula de contención, pese a que se resistió. Al pasarlo a la jaula posterior del albergue (10 minutos después de la inyección) el animal daba ligeros traspiés y permanecía con la mirada perdida (además de una ligera midriasis). A los 16 minutos de la inyección hubo emesis, misma que se repitió a los 23 1/2 minutos (el contenido era espumoso con pequeños trozos de carne).

A los 26 minutos post-disparo el animal se dejó caer en recumbencia lateral con la cabeza erguida y la mirada perdida.

Este estado sugería una sedación ligera. El hecho que el animal fuera herido ligeramente en piel (en la pata anterior derecha) sin que claudicara ni se lamiera, sugería una ligera analgesia.

El animal se incorporó 2 horas y 23 minutos después de la inyección recuperó toda su actividad normal, comió y bebió agua 3 horas y media (aproximadamente) después de la aplicación de los fármacos.

Dosis real: 7.3 mg/kg de Ketamina y 1.8 mg/kg de Xilazina, aunque se desconoce cuánta droga recibió en realidad, a juzgar por el efecto, el animal debe de haber recibido un poco menos de la mitad, o sea 3.0 mg/kg de Ketamina y .8 mg/kg de Xilazina. Tiempo de sedación no es aplicable, ya que nunca se sedó lo suficiente para manejarlo, no se pudieron obtener sus constantes fisiológicas por ello.

CASO No. 2

León Africano macho

Edad: 4 años

Peso calculado: 100 kgs

Peso real: 121 kgs

Historia - (Dos sesiones, 1a. exploratoria y 2a. extracción de colmillo inferior), 1a. sesión, sedación y diagnóstico. Albergado junto con otros cinco leones (1 macho y 4 hembras) más en una jaula posterior. El animal había claudicado desde su llegada al zoológico, hacía ocho y medio meses. Se decidió dormir al animal para hacer una revisión extensa.

Se calculó el peso a 100 kgs, su peso real fue de 121 kgs. La dosis única, fue disparada con pistola de CO<sub>2</sub>, fue de 800 mg totales de Ketamina y 200 mg totales de Xilazina. Se calcularon 8 mg/kg de Ketamina y 2 mg/kg de Xilazina.

00 mins. Disparo inicial (dosis anestésica)

03 mins. El animal mostraba inseguridad, agachaba la cabeza y se lamía los labios.

04 mins. (Post-disparo), el animal se echó.

05 mins. Bajó la cabeza

06 mins. Presentaba la midriasis característica de la acción de la acción de la Ketamina.

08 mins. Sacó la lengua y dejó la boca entreabierta.

16 mins. Se verificó la total hipokinesia con una vara y se procedió a trasladarlo a la clínica. Se le pesó y verificó el estado general exterior del animal.

Se tomaron radiografías de la pata anterior derecha, de la cual había claudicado. Estas revelaron una ligera luxación de los carpos 3 y 4 además de una mala onicofalangotomía (desgarre) ya que habían fragmentos de terceras falanges en todos los dedos, mismos que, al estar aún conectados a los ligamentos propios de la base del fragmento, presentan movimientos aberrantes (por no haber garra de apoyo) y se desplazan sobre los cojinetes, provocando color al caminar.

34 mins. (Después de la inyección inicial) Su temperatura fue de 38.9 C.

Frecuencia cardíaca 42:1pm.

Frecuencia respiratoria: 24 rpm.

Se revisó la boca, descubriéndose la fractura desde la base del colmillo derecho. Se tomó una placa y se logró determinar el sitio exacto de la fractura y la presencia de infección en la raíz. Se tomó una muestra de la sangre, a partir de vena femoral, para biometría y química sanguínea y la revisión oftálmológica se descubrió que presentaba deformidades pronunciadas en la superficie de la córnea del ojo derecho, mismas que deben de reducir la capacidad visual del ani-

nal. Se decidió repetir la anestesia del animal unos días más tarde para hacer la extracción del colmillo afectado.

60 mins. (Después de la inyección inicial). Temperatura

38.4 C.

F.C. 46 lpm

F.R. 22 rpm

72 mins. Se le colocó en el albergue, presentando una

temperatura de 38.4 C.

F.C. 48 lpm.

F.R. 20 rpm.

Para entonces la midriasis ya había desaparecido aunque el animal seguía inmóvil.

128 mins. Se le cambió a una jaula de contención para su mejor observación y sólo logró levantar la cabeza un poco durante toda la operación que consistió en el acarreo manual del personal de guarda-animales.

139 mins. (Tres horas 9 minutos post-disparo) el animal intentó en repetidas ocasiones erguirse a la posición de recumbencia esternal, logrando después de minuto y medio. El animal estaba consciente a partir de este momento

F.C. 46 lpm

F.R. 18 rpm

Temperatura: 38.0 C.

279 mins. (Cuatro horas con treinta y nueve minutos) después de recibir la dosis única, el animal logró incorporarse y tomar agua. Pasó bien la noche y comió bien al día siguiente.

CASO o. 2

(2a. sesión)

León Africano macho

Edad: 4 años

Peso calculado: 100 kgs

Peso real: 121 kgs

Anestesia para extracción del colmillo inferior izquierdo, que estaba fracturado. La intervención la realizó el Cirujano Dentista Ma. del Socorro Schwarz.

- 00 mins. Inyección I.M. de 800 mg totales de Ketamina y 200 mg totales de Xilazina. Dosis real inicial 6.66 mg/kg de Ketamina y 1.66 mg/kg de Xilazina. Inyección manual en jaula de contención.
- 03 mins. Midriasis, el animal se postra en posición de recumbencia esternal.
- 05 mins. Respiración profunda y abdominal.  
F.R. 40 rpm.
- 10 mins. Ojos cerrados no responde a estímulo táctil ni auditivo. Lengua protuida.
- 12 mins. Se decide sacarlo de la jaula y pasarlo a una mesa rodante, se le pasa al quirófano.
- 15 mins. F.R. 26 rpm  
F.C. 76 lpm
- 26 mins. F.R. 24 rpm  
F.C. 76 lpm

- 42 mins. F.R. 22 rpm  
F.C. 80 lpm  
Temperatura: 38.3 C
- 49 mins. F.R. 22 rpm  
F.C. 76 lpm  
Temperatura: 38.3 C
- 58 mins. F.R. 21 rpm  
F.C. 70 lpm  
Temperatura: 38.4 C
- 75 mins. (Una hora 15 minutos)  
F.C. 62 lpm  
F.R. 23 rpm  
Temperatura: 38.5 C
- 90 mins. (Una hora 30 minutos) Empieza a dar muestras de dolor, al mover la pieza la dentista, el animal vocaliza levemente y mueve la lengua un poco. Se le pasan 4 cm<sup>3</sup> (a dosis-efecto) I.V. de Tiopental Sódico (Pentotal Sódico Abbott) al 2.5% (25 mg/kg), o sea, una dosis total de 100 mg (.83 mg/kg). Como fue aplicado a efecto, la dosis resulta poco significativa, ya que depende de la profundidad anestésica dada por los demás medicamentos.



- 91 mins. Un minuto después de la inyección del Tiopental en la vena safena interna, la F.C es de 62 lpm, la F.R. de 22 rpm. y la temperatura de 38.0 C. Además se le aplica 1 cm<sup>3</sup> de Citanasta local (Mepivacaina 2%); prosigue la operación.
- 105 mins. (Una hora cuarenta y cinco minutos)  
F.R. 23 rpm  
F C. 68 lpm  
Temperatura: 38.2 C
- 134 mins. (Dos horas catorce minutos) El animal se queja ligeramente, mueve la pata anterior izquierda ligeramente. La midriasis disminuye. Salivación profusa.  
F.C. 70 lpm  
F.R. 68 lpm  
Temperatura: 38.2 C  
Se le aplicó otro cm<sup>3</sup> de Citaneste local para facilitar el manejo.
- 154 mins. (Dos horas treinta y cuatro minutos). El animal vocaliza más frecuentemente, retrae la lengua. La midriasis ha desaparecido. Movimiento franco del miembro anterior izquierdo (aunque leve aún). Se decide redosificar a dosis-efecto con Tiopental.

Se suministran 4 cc por vía intravenosa en la vena safena interna. El animal pierde el reflejo palpebral en un minuto. Se prosigue con la operación.

156 mins. (Dos horas 36 minutos)

F.C. 60 lpm

F.R 22 rpm

Temperatura: 38.0 C

Se le inyectaron 4 cms de Xilocaina locales.

166 mins. (Dos horas cuarenta y seis minutos) Se le inyectaron 2 cm<sup>3</sup> de Xilocaina más y el animal dejó de vocalizar.

170 mins. (dos horas cincuenta minutos) Sigue la respuesta motora. Se le aplican 5 cc de Tiopental a dosis efecto. Está ausente la midriasis y presenta reflejo palpebral. Al minuto desaparece el reflejo palpebral y cesa la actividad motora.

172 mins. F.C 62 lpm

F R 22 rpm

Temperatura: 38.0 C

175 mins. El animal resume la actividad motora. Entrecierra la boca, vocaliza y mueve la lengua ligeramente. Se redosifica con 450 mg totales de Ketamina, treinta y nueve minutos después de recibir la dosis única, el animal logró incorpo-

rarse a tomar agua.

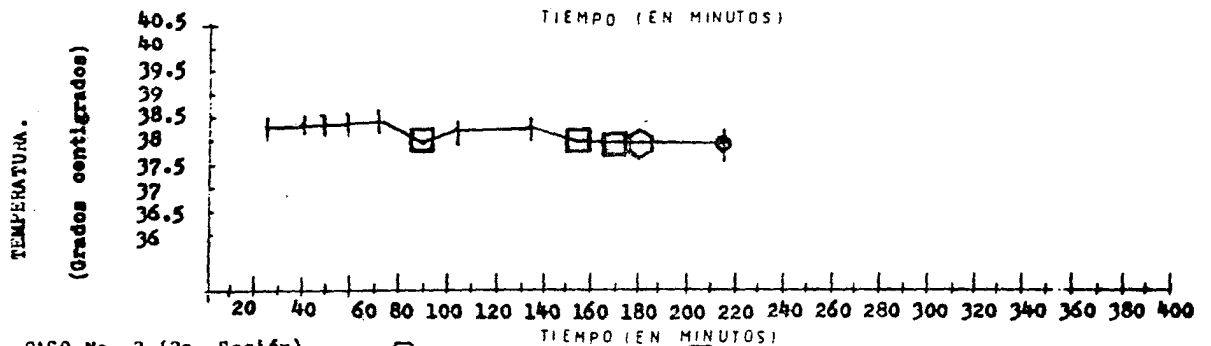
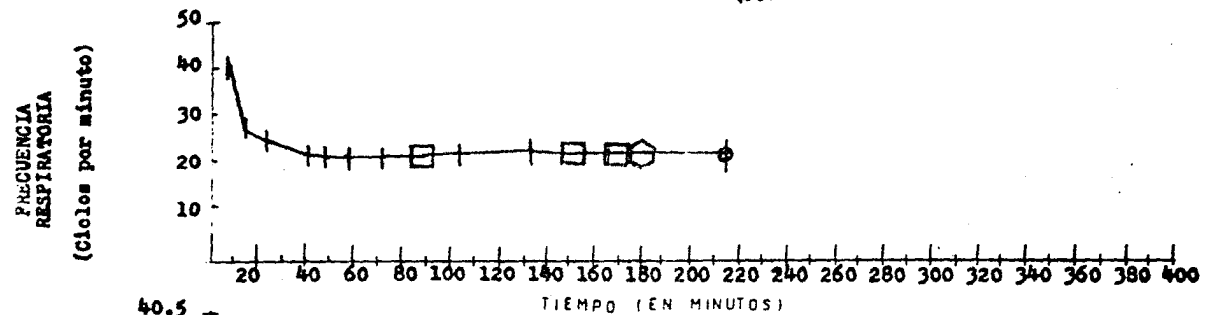
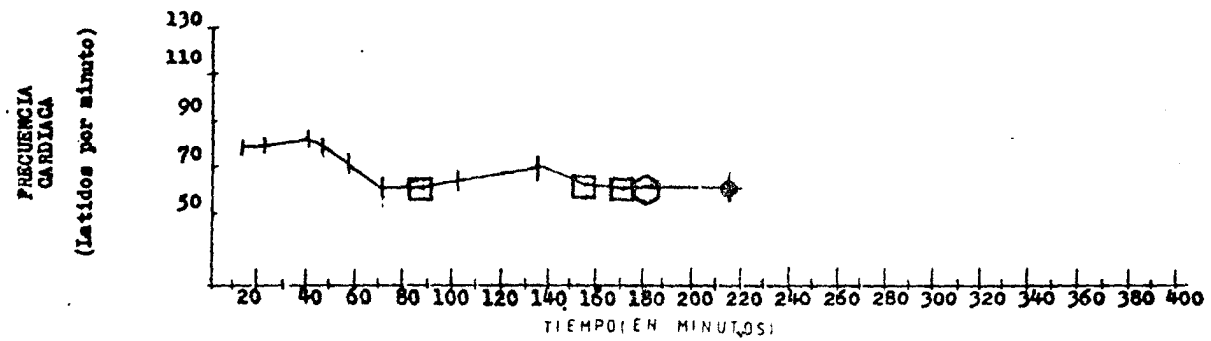
La cirugía finalizó a los 197 minutos.

El animal se regresó a su jaula, donde se recuperó bien y comió bien al día siguiente.

Tiempo total de anestesia - 214 minutos.

Dosis total - 1250 mg totales de Ketaset (10%) (10.4 mg/kg de Ketamina). 200 mg totales de Rompun (10%) (1.66 mg/kg de Xilazina). 200 mg totales de Pentotal (2%) (2.16 mg/kg de Tiopental Sódico). 40 mg totales de Citanest (.3 mg/kg de Mepivacaina) y 120 mg de Xilocaina (1 mg/kg de Lidocaina) aplicados en forma local por infiltración zonal. Estos fenómenos fueron aplicados de la siguiente manera: 800 mg de Ketaset (10%) (6.66 mg/kg de Ketamina) y 200 mg de Rompun (10%) (1.66 mg/kg de Xilazina) como inductores del estado anestésico disociado. Este estado se mantuvo con 60 mg totales de Pentotal Sódico (.5 mg/kg de Tiopental Sódico) a los 90 minutos 1 cm<sup>3</sup> (20 mg totales de Mepivacaina) de Citanest a los 91 minutos; otro cm (20 mg totales de Mepivacaina) a los 134 minutos; 80 mg de Pentotal Sódico (.66 mg/kg de Tiopental Sódico) a los 154 minutos; 80 mg totales de Xilocaina (Lidocaina) a los 156 minutos; seguidos por 40 mg más de Xilocaina a los 166 minutos; 100 mg de Pentotal Sódico (.33 mg/kg de Tiopental Sódico) a los 170 minutos y una última aplicación de 450 mg totales de Ketaset. (10%)

(3.75 mg/kg de Ketamina) a los 175 minutos El Ketaset y el Rampun fueron aplicados intramuscularmente, el Pentotal se aplicó de forma intravenosa a dosis-efecto y la Xilocaina y el Citanest fueron aplicados localmente para disminuir los estímulos dolorosos y así evitar el acortamiento del tiempo de anestesia



CASO No. 2 (2a. Sesión)

○ Red. Ket. Xil.      □ Aplic. Tiopental 3.      ○ Pin del Periodo Anest.

CASO No. 3

Puma

Edad: 20 años aproximadamente

Peso aproximado:

Peso real:

Historia - (Dos sesiones, 1a. extracción, 2a. revisión pupilar y de cicatrización). 1a. sesión anestésica, extracción. El animal presentó fístula infraorbitaria por fractura e infección del colmillo superior izquierdo. Se anestesió al animal para removerle la pieza afectada. La intervención la llevó a cabo la Cirujano Dentista Ma. del Socorro Schwarz, en la clínica del zoológico. Peso aproximado (en base al cual se dosificó)            kgs, peso real,            kgs.

Dosis calculada - 200 mg Ketamina totales (5 mg/kg)

40 mg Xilazina totales (1 mg/kg)

Dosis real - 5.2 mg/kg de Ketamina

1.0 mg/kg de Xilazina

00 mins. Inyección manual en jaula de contención

04 mins. Incoordinación, salivación, mirada perdida

07 mins. Estesia completa, midriasis. Se le retiró del albergue y pasó al quirófano.

Se le tomó una placa que reveló doble fístula, una infraorbitaria y otra intranasal con infección severa de la raíz.

- 70 mins F. R. 20 rpm  
F. C. 120 lpm  
Temperatura: 38.7 C  
Inicio de la cirugía
- 59 mins. F.C. 120 lpm  
F.R. 20 rpm  
Temperatura: 38.7 C
- 74 mins. (1 hora 14 mins.)  
F. C. 128 lpm  
F. R. 22 rpm  
Temperatura: 38.7 C
- 76 mins. (1 hora 16 mins) Respuesta al dolor, miosis.  
Al puncionar encías cabecea.
- 84 mins. (1 hora 24 mins.) Reflejo papebral ligero  
F.C. 118 lpm  
F.R. 29 rpm  
Temperatura: 38.7 C
- 97 mins. (1 hora 37 mins.) Redosificación 50 mg Ketamina  
totales 10 mg Xilazina totales. (Sólo se aplicó 1/4 de la dosis inicial (1.25 Ketamina  
mg/kg y .25 mg/kg Xilazina) para sostener el  
estado anestésico del animal, ya que la inter-  
vención estaba a punto de finalizar.

105 mins. (1 hora 45 mins.)

F. C. 97 lpm

F. R. 22 rpm

Temperatura: 38. 6 C

El animal volvió a presentar la midriasis característica del estado cataléptico. Se reanuda el curetaje de la fístula.

110 mins. (1 hora 50 minutos)

F.C. 82 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 38.5 C

Inicia sutura

135 mins. Fin de la cirugía

145 mins. ((2 horas 23 minutos)

F.C. 90 lpm

F.R 21 rpm

Temperatura: 38.6 C

Retorno al encierro

196 mins. (3 horas 16 minutos). Animal consciente. Respi-

ración uniforme y tranquila, mirada atenta con reflejo pupilar sigue movimiento con la mirada pero permanece en recumbencia lateral. Reflejos pupilares palpebrales y modales normales.

Se incorpora a recumbencia esternal con un li-

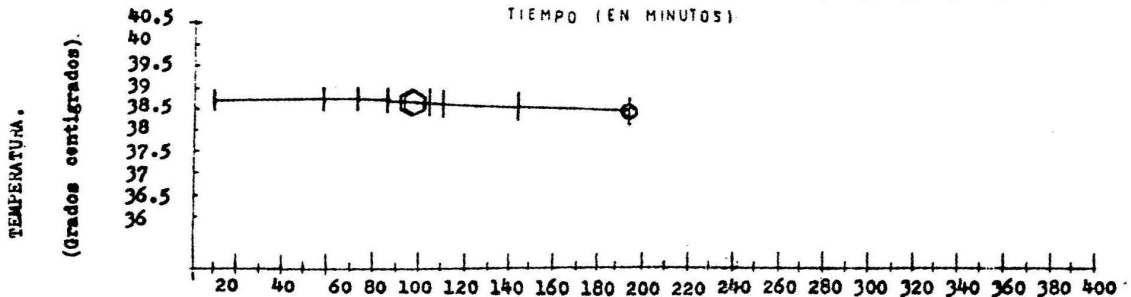
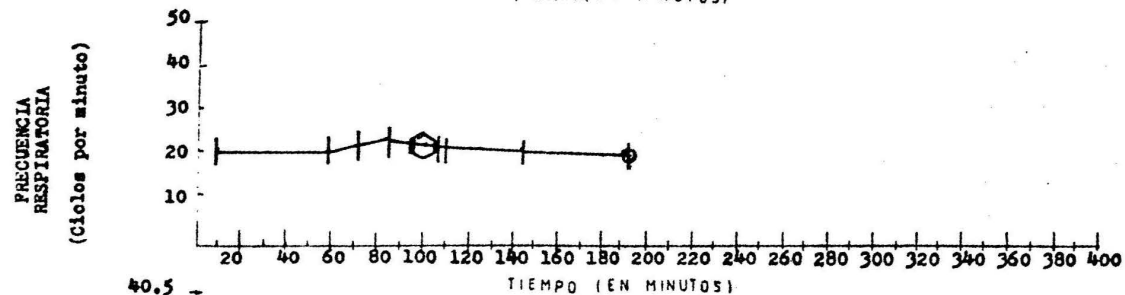
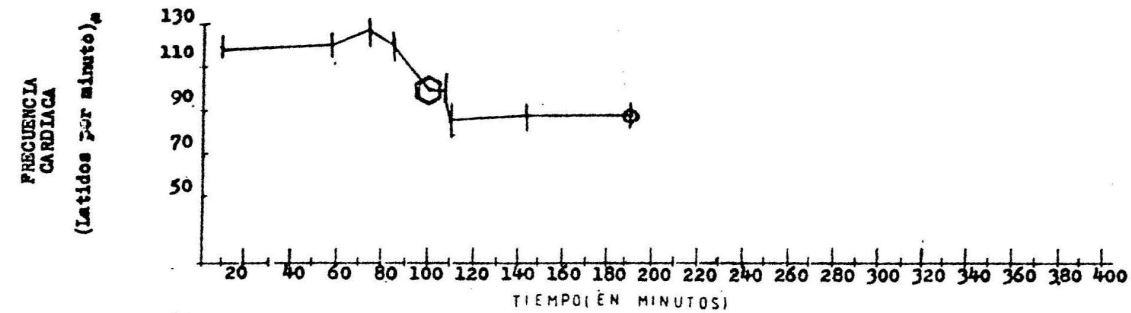


gero bamboleo. Al día siguiente come bien.  
La fistula desapareció y la piel de la zona  
cicatrizó bien.

Dosis real - 6.27 mg/kg de Ketamina y

1.25 mg/kg de Xilazina. (Una redosifica-  
ción de 1.25 mg/kg de Ketamina y .25 mg/kg  
de Xilazina a los 97 minutos como sostén  
del estado anestésico-disociativo).

Tiempo de anestesia: 196 minutos.



CASO No. 3 (1a. Sesión)

○ Redosif. Ket. Kil.

□ Aplic. Tiopental S.

○ Fin del Período Anest.

CASO No. 3

(2a. sesión)

Puma macho

Edad: 20 años

Peso real: 38.5

Historia - La misma del caso anterior. En esta segunda sesión hubo la necesidad de sedar al animal para revisarlo con un oftalmoscopio, ya que presentó una ligera hemorragia en la cámara anterior del ojo derecho, aparentemente de origen traumático, al salir de la anestesia de la sesión quirúrgica de extracción del colmillo (mismo caso, sesión anterior). La sedación se hizo necesaria 7 días después de la cirugía y permitió revisar el estado general del animal, así como la recuperación del tejido gingival y el cerrado parcial de la fistula.

Dosis total - 100 mg de Ketaset (10%) (2.59 mg/kg de Ketamina) y 20 mg de Rompun (2%) (.52 mg/kg de Xilazina) depositado mediante inyección manual en jaula de contención.

00 mins. Inyección única de dosis sedante

04 mins. Relajación muscular marcada, hay midriasis e hipokinesia. Cae en recumbencia esternal.

06 mins. Todavía en posición esternal vomita alimento (1/2 kg de carne semi digerida de caballo y jugos gástricos). Adopta una posición de recumbencia lateral.

08 mins. Se le retira de la jaula de contención y se le coloca sobre una camilla metálica rodante en la cual es transportado a la sala de revisiones del hospital del zoológico. Se lleva a cabo la revisión oftalmológica de ambos ojos, encontrándose una hemorragia profusa en la cámara anterior del ojo derecho y una catarata avanzada en el ojo izquierdo (es de suponer que el ojo derecho también presente el mismo tipo de catarata, ya que a la edad del animal sería de esperarse, pero la hemorragia no permite una observación adecuada). Se confirmó el origen traumático de la hemorragia.

Se inició la toma de constantes.

Frecuencia cardíaca (F.C.) 80 lpm

Frecuencia respiratoria (F.R.) 24 rpm

Temperatura (Temp.) 37.2 C

16 mins. F.C. 80 lpm

F.R. 24 rpm

Temperatura: 37.3 C

A la inspección clínica se le notó un 5% (aproximadamente) de deshidratación así que se decidió aplicarle 1 litro de solución de Hartmann por vía endovenosa.

20 mins. Se obtuvo una muestra de sangre para una biometría hemática y química sanguínea. Tras de obtener la muestra se procedió a administrarle 1 li ro de solución de Hartmann para contrarrestar la deshidratación que presentaba. Los reflejos ocular y anal permanecieron inalterados (lo cual es normal en la sedación y anestesia disociativa).

21 mins. Ligera respuesta motora (movimiento de cabeza) como respuesta al estímulo táctil.

F.C. 80 lpm

F.R. 22 rpm

Temperatura: 37.3 C

37 mins. Franca respuesta motora (movimientos ligeros de cabeza y miembros anteriores) a estímulos táctiles.

F.C. 78 lpm

F.R. 22 rpm

A la revisión del sitio de extracción del colmillo se notó una excelente cicatrización. La fistula había cicatrizado por completo.

50 mins. Se regresó el animal al albergue. Levantó la cabeza, vocalizó y se resistió al ser jalado para metérsele a la jaula. Logró clavar las

garras en las tarimas, aunque sólo estaba semi-inconsciente.

F.C. 82 lpm

F.R. 24 rpm

Temperatura: 37.3 C

56 mins. El animal a pesar de estar en recumbencia lateral, logra levantar la cabeza y responde a estímulos visuales auditivos y táctiles. Esrá consciente.

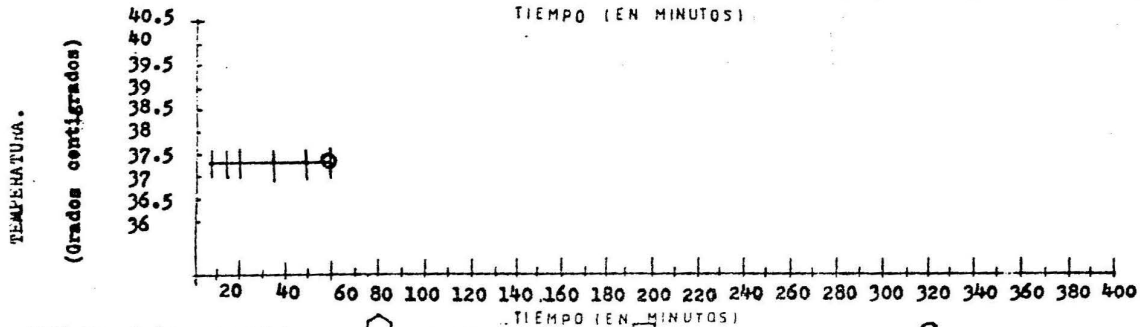
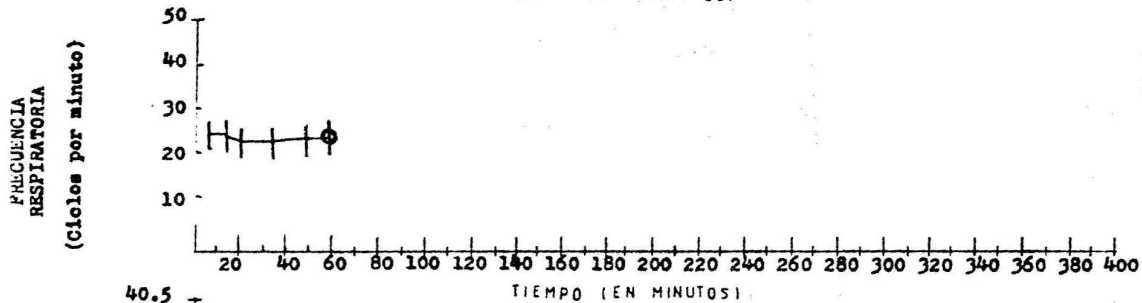
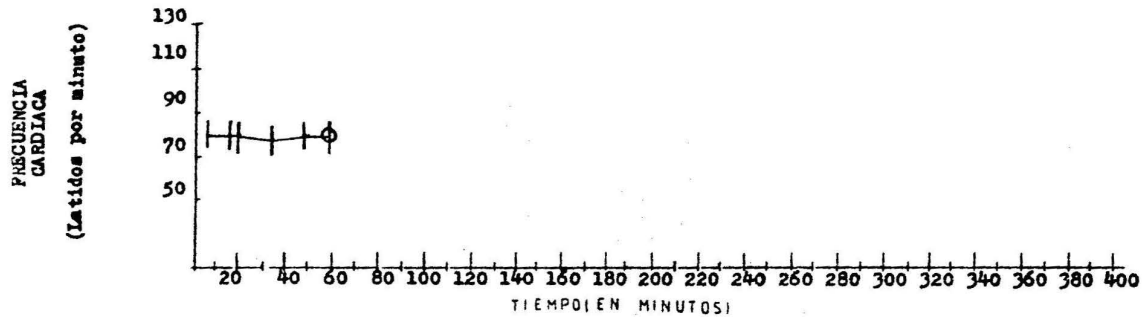
161 mins. El animal está completamente consciente. Come y bebe agua normalmente aunque su deambular es inestable.

110 mins. Logra ponerse en recumbencia esternal después de varios intentos.

132 mins. El animal se incorpora, aunque bamboleante y moviendo la cabeza de lado a lado.

Tiempo total de sedación - 56 minutos.

Dosis total real - 100 mg de Ketaset (10%) (2.59 mg/kg de Ketamina) y 20 mg de Rompun (10%) (.52 mg/kg de Xilazina) en una sola dosis por vía intramuscular aplicada mediante jeringa sostenida a mano. La sedación requerida por el manejo realizado y el tiempo de recuperación fueron óptimos. Este caso fue particularmente difícil debido a la avanzada edad del sujeto sometido a ambas sesiones, la primera anestésica y la segunda de sedación.



CASO No. 3 (2a. Sesión)



Redosif. Ket. Xil.



Aplic. Tlopentol S.



Fin del Periodo Anest.

CASO No. 4

León Africano macho

Edad: 1 año 3 meses

Peso calculado: 80 kg

Peso real: 106 kgs

Historia - Los cuatro leones subadultos que se encontraban en el albergue de crías de felinos fueron trasladados a las jaulas de felinos adultos, por ser demasiado grandes y peligrosos para manejárseles como se había hecho hasta entonces. Se les sedó con la combinación de Ketamina/Xilazina mediante un disparo de dardo de retrocarga con pistola de CO<sub>2</sub>.

Dosis calculada - 400 mg totales de Ketaset y 80 mg totales de Rempun (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

Dosis real - 3.78 mg/kg de Ketamina y .75 mg/kg de Xilazina.

00 mins. Disparo con pistola de CO<sub>2</sub>, animal se muestra inquieto, intenta meterse al albergue interior.

06 mins. Mirada perdida, tambaleo, cae en recumbencia esternal, pero aún es capaz de pararse, aunque bamboleante, frecuencia respiratoria 22 rpm.

17 mins. El animal sigue en recumbencia esternal, es capaz de pararse si se le estimula, por lo que se le redosifica con la mitad de la dosis inicial. Antes del segundo disparo su frecuencia es de 20 rpm.



29 mins. Segundo disparo. Dosis aplicada es de 200 mg de Ketaset (10%) y 40 mg de Rompun (10%) (1.89 mg/kg de Ketamina y .28 mg/kg de Xilazina en base a su peso real de 106 kgs).

Esta segunda dosis contó en realidad como una dosis, ya que había pasado el suficiente tiempo a partir del disparo inicial para la metabolización de ambos fármacos. Se aplicó la mitad de la dosis por esperarse una reacción potenciada de ambos productos. Al tiempo del disparo su F.R. era de 20 rpm.

37 mins. El animal cae en recumbencia lateral total. Presenta midriasis, salivación profusa, boca entreabierta y ligera protrusión lingual. Se opta por acarrearlo en una carretilla a su nuevo albergue.

F.C. 64 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.9 C

38 mins. Se le retira del albergue en carretilla, se le pesa y es llevado a su nuevo encierro con los felinos adultos. El peso real, como se había dicho antes, es de 106 kgs.

53 mins. Es colocado en el albergue interior de su nuevo encierro.

F.C. 72 lpm

F.R. 22 rpm

Temperatura: 38.0 C

92 mins. F.C. 72 lpm

F.R. 22 rpm

Temperatura: 37.8 C

106 mins. Gruñe bajo, responde a estímulos auditivos y táctiles. Ausencia de midriasis. Ligeró movimiento de miembros. Temblor muscular involuntario ligero.

F.R. 24 rpm

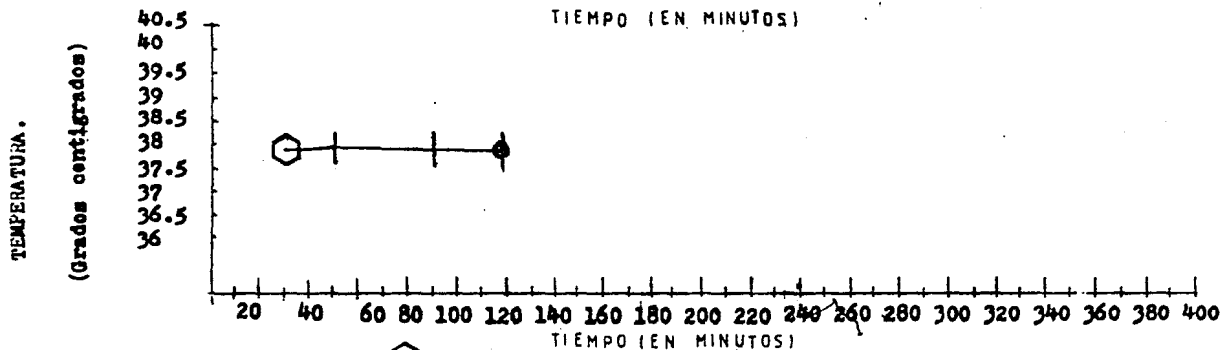
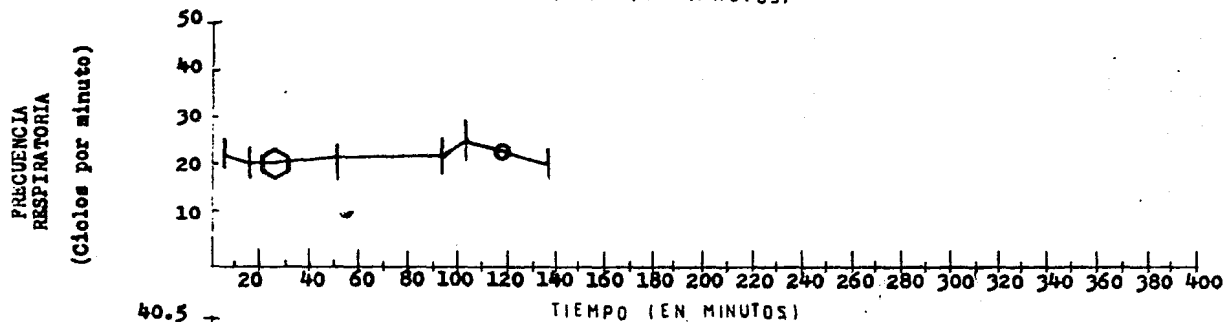
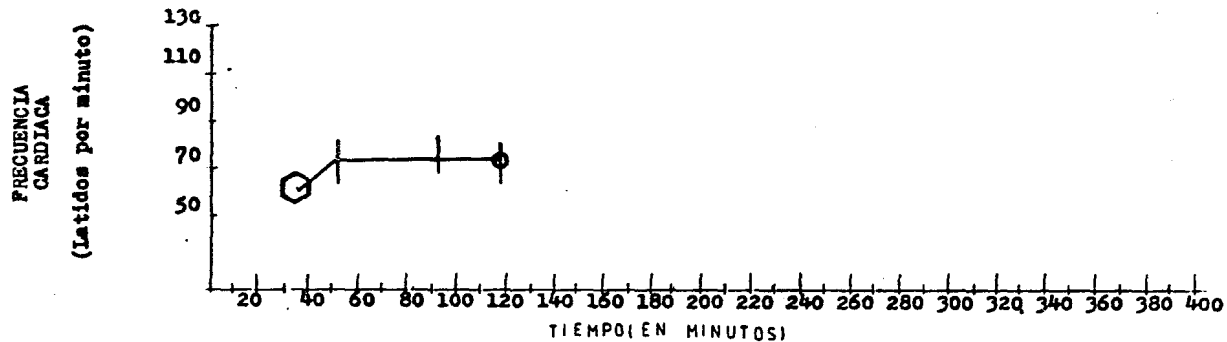
125 mins. Levanta la cabeza, mueve la cola en forma normal, vocaliza ligeramente. Es capaz de seguir movimiento con la vista. El animal está consciente.

139 mins. Adquiere la posición de recumbencia esternal. Mueve la cabeza de lado a lado. Ligera protrusión lingual y prolapso bilateral de las membranas nictitantes.

F.R. 20 rpm

Tiempo total de sedación - 125 minutos.

Dosis real - 5.67 mg/kg de Ketamina y 1.13 mg/kg de Xilazina (agregando la redosificación de 1.89 mg/kg de Ketamina y .38 mg/kg de Xilazina a los 29 minutos).



CASO No. 4

Redosif. Ket. Xil.
  Aplic. Triopental S.
  Fin del Período Anest.

CASO No. 5

León Africano hembra

Edad: 1 año 3 meses

Peso calculado: 80 kgs

Peso real: 97.5 kgs

Historia - Igual al león del Caso No. 4 (león macho sub-adulto de caso anterior).

Disparo con dardos de retrocarga y pistola CO<sub>2</sub>.

Dosis calculada - 400 mg de Ketaset (10%) y 80 mg de Rompun (10%) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

Dos real - 4.1. mg/kg de Ketamina y .82 mg/kg de Xilazina (corregida en base al peso real)

00 mins. Disparo

06 mins. Mirada perdida, midriasis, salivación, bamboleo, incoordinación.

08 mins. Postración, cae en recumbencia esterna y cabecea.

15 mins. El animal está postrado en recumbencia esternal y no baja la cabeza. Sigue movimiento con la vista, por lo que se opta por dispararle una segunda dosis.

17 mins. Redosificación mediante un segundo disparo. Una vez más (como en el caso del león anterior), sólo se utilizó la mitad de la dosis inicial, o sea 200 mg de Ketaset (10%) y 40 mg de Rompun.

(10%) (en base al peso calculado 2.5 mg/kg de Ketamina y .5 mg/kg de Xilazilina). Redosificación real (corregida de acuerdo al peso real) 2.0 mg/kg de Ketamina y .41 mg/kg de Xilazina. F.R. al momento del 2o. disparo 20 rpm.

27 mins. El animal baja la cabeza y deja de responder a estímulos auditivos y táctiles. Midriasis, respiración abdominal franca, salivación e hipokinesia características de la acción del fármaco.

F.C. 64 lpm

F.R. 16 ropm

Temperatura: 37.5 C

34 mins. El animal es sacado del albergue en carretilla. Se le pesa. Su peso exaco, como se mencionó antes, es de 97.5 kgs.

42 mins. F.C. 64 lpm

F.R. 18 rpm

Temperatura: 38.2 C

46 mins. Hay ligero movimiento de cola y patas.

55 mins. F.C. 72 lpm

F.R. 24 rpm

Temperatura: 37.8 C

Se le coloca en el albergue interior de su nuevo albergue junto con los demás animales seda-

dos, en el mismo movimiento (Leones de los casos 4, 6 y 7).

70 mins. F.C. 68 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.6 C

92 mins. F.C. 70 lpm

F. R.20 rpm

Temperatura: 37.5 C

105 mins. El animal gruñe ligeramente, trata de levantar la cabeza, mueve cola y patas lentamente. Es capaz de seguir movimiento con la mirada y responde a estímulos táctiles y auditivos. El animal está consciente.

136 mins. El animal levanta la cabeza y trata de incorporarse pero no lo logra. Boca entreabierta y salivación profusa.

147 mins. El animal adquiere la posición de recumbencia esternal. Mueve la cabeza de lado a lado. Ambas membranas nictitantes son aparentes, trata de incorporarse, tambaleo e incoordinación. F.C. 20 lpm, amenaza y gruñe.

Tiempo total de sedación 105 minutos. Dosis real - 6.1 mg/kg de Ketamina y 1.23 mg/kg de Xilazina a los 17 minutos. Que se contó a los 17 minutos como redosificación porque los

fármacos tienen su efecto máximo en 10 o 15 minutos y el animal obviamente no iba a caer con una sola dosis. Además de ello el tiempo de metabolización es menor a 17 minutos, así que el efecto no iba a ser suficiente para una sedación adecuada).

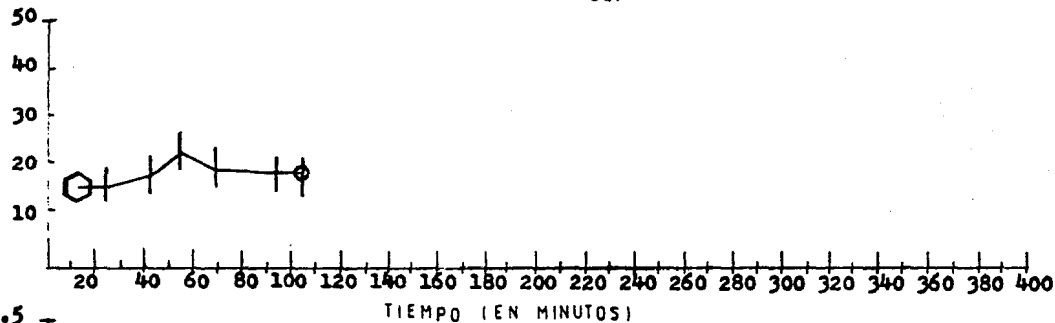
FRECUENCIA  
CARDIACA

(Latidos por minuto)



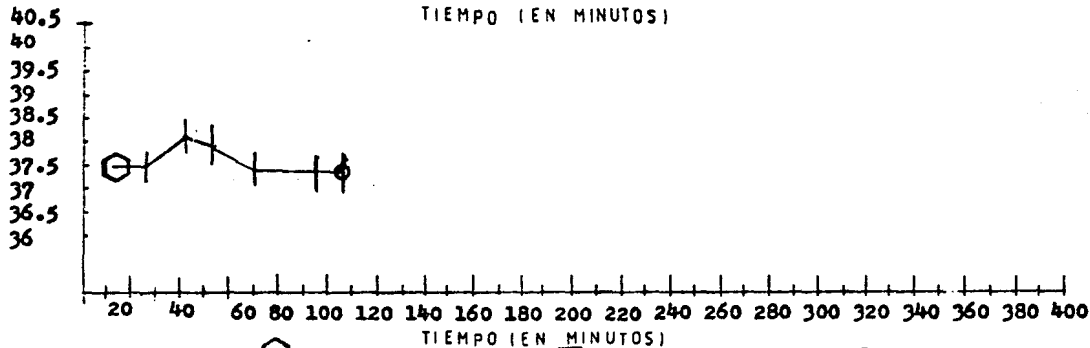
FRECUENCIA  
RESPIRATORIA

(Ciclos por minuto)



TEMPERATURA.

(Grados centigrados)



CASO No. 5



Reosif. Ket. Xil.



Aplic. Tiopental S.



Fin del Periodo Anest.



CASO No. 6

León Africano macho

Edad: 11 meses

Peso calculado: 80 kgs

Peso real: 85 kgs

Historia - Igual al Caso No. 4.

Dosis única - 400 mg de Ketaset (10%) y 80 mg de Rompun (10%) (calculado a razón de 5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

Dosis real - 4.7 mg/kg de Ketamina y .94 mg/kg de Xilazina (en base a peso real).

00 mins. Disparo con dardo de retrocarga y pistola CO<sub>2</sub>.

02 mins. El animal se muestra inquieto, se mueve de lado a lado. Mirada perdida.

04 mins. Incoordinación severa, tambaleo, cae sentado y baja la cabeza.

05 mins. Queda en recumbencia lateral, salivación y mi-driasis, baja la cabeza, boca entreabierta. Hay cabeceo ligero y movimientos masticatorios.

F.R. 28 rpm

08 mins. F.C. 80 lpm

F.R. 26 rpm

Temperatura: 38.0 C

13 mins. Se sacó al animal del albergue.

14 mins. F.C. 80 lpm

F.R. 26 rpm

Temperatura: 38.0 C

Al pasar al animal a la carretilla grufe levemente.

Se pesa al animal. Peso exacto 85 kgs hay ligero cabeceo al transportarlo al albergue. El acarreo se hace en una carretilla.

27 mins. Se coloca al animal en el albergue posterior del encierro de leones adultos.

F.C. 68 lpm

F.R. 32 rpm

Temperatura: 38.0C

51 mins. F.C. 72 lpm

F.R. 24 rpm

Temperatura: 38.2 C

86 mins. F.C. 66 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.8 C

102 mins. F.C. 64 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.8 C

102 mins. F.C. 64 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.6 C

139 mins. F.C. 66 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 37.6 C

En este momento se dejaron de tomar F.C. y temperatura, ya que los otros leones puestos en el mismo albergue (casos Nos. 4, 5 y 7) habían recuperado el suficiente movimiento y consciencia para poder ser peligrosos para el personal que estaba en el albergue con ellos.

150 mins. F.R. 23 rpm

167 mins. El animal continúa postrado, pero presenta reflejos (podal, pupilar o fótico y palpebral).

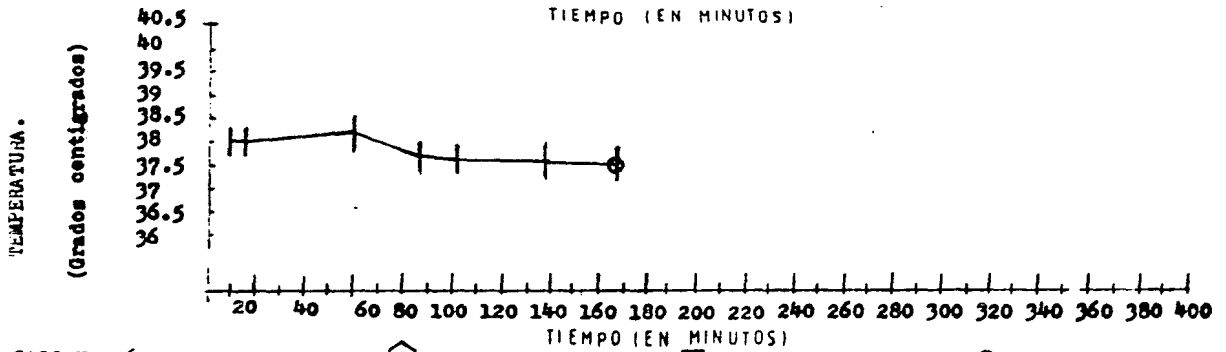
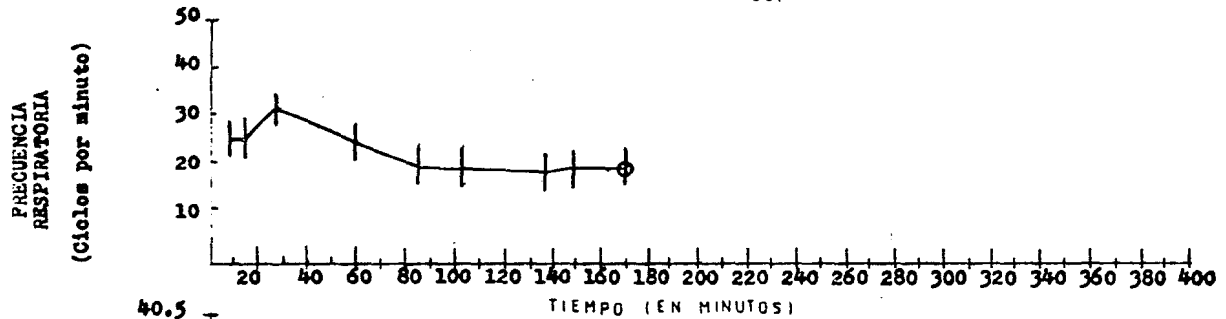
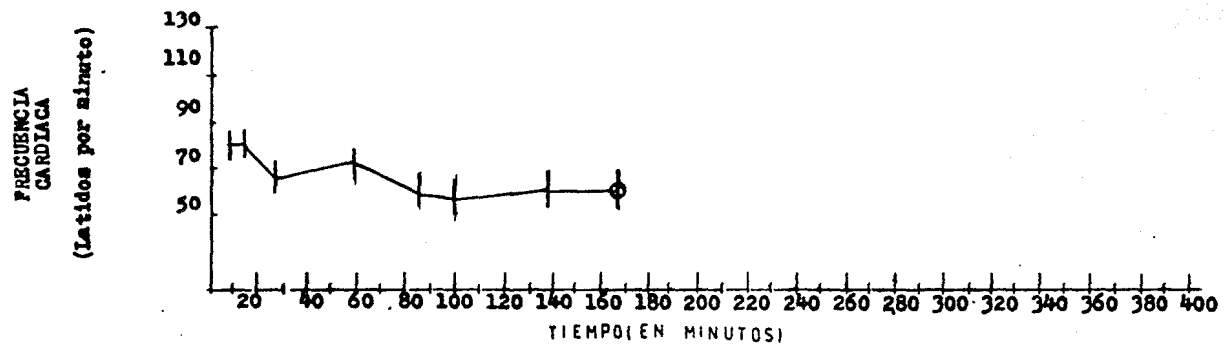
Es capaz de seguir movimiento con la vista. El animal está consciente.

172 mins. F.R. 23 rpm

203 mins. El animal trata de incorporarse, aunque bamboleante. Sólo logra sentarse, mueve la cabeza de lado a lado y ambas membranas nictitantes se hacen presentes. Hay salivación, nistagmo ligero y permanece con la boca entreabierta.

Titpo total de sedación: 167 mins.

Dosis real, - 4.7 mg/kg de Ketamina y .94 mg/kg de Xilazina.



CASO No. 6

Reosif. Ket. Xil.
  Aplic. Tiopental S.
  Fin del Periodo Anest.

CASO No. 7

León Africano hembra

Edad: 1 año 3 meses

Peso calculado: 80 kgs

Peso real: 74 kgs

Dosis única - 400 mg de Ketaset (10%) y 80 mg de Rompun.  
(10%) (calculado a razón de 5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

Dosis real - 5.4 mg/kg de Ketamina y 1.08 mg/kg de Xilazina.

Historia - Misma de los leones de los Casos Nos.4, 5 y 6.

00 mins. Disparo con dardo de retrocarga y pistola de CO<sub>2</sub>.

02 mins. Mirada perdida, Midriasis ligera, da traspiés al caminar.

06 mins. Postración, cae en recumbencia esternal con la boca entreabierta y salivando. Midriasis franca. Mueve la cabeza de lado a lado, pero no sigue movimiento con los ojos.

08 mins. El animal no baja la cabeza a pesar de presentar los signos característicos de disociación química. Se le considera semi-consciente e inadecuadamente sedada para el manejo que va a realizarse, así que se opta por redosificar al animal con otro disparo. El animal aún responde a los estímulos auditivos

y táctiles, así que se utiliza un dardo de retrocarga y una pistola de CO<sub>2</sub>. F.R. 24 rpm

20 mins. El animal aún no baja la cabeza, sigue volteando de lado a lado. F.R. 24 rpm

22 mins. Redosificación. Se le inocularon 20 mg de Ketaset (10%) y 40 mg de Rompun (10%) (2.5 mg/kg de Ketamina y 0.5 mg/kg de Xilazina, utilizando el peso calculado como referencia).

Redosificación real - (Corregida en base al peso real del animal). 2.7 mg/kg de Ketamina y .54 mg/kg de Xilazina.

El animal reaccionó al disparo con un galope corto y bamboleante. Dió tres pasos y volvió a caer postrado en la misma posición. Hay nistagmo ligero y salivación profusa debido a la boca entreabierta.

34 mins. F.R. 32 rpm, animal baja la cabeza pero aún la bambolea de lado a lado, sigue en recumbencia esternal.

39 mins. El león deja de responder a estímulos auditivos y táctiles. Se empiezan a tomar constantes de F.C. y temperatura.

F.C. 76 lpm

F.R. 32 rpm

Temperatura: 39.2 C

- 42 mins. El animal es puesto en una carretilla y transportado hasta la báscula para ser pesado. Peso real 74.kgs.
- 57 mins. Se transporta al animal hasta el albergue interior de los leones adultos, donde se le coloca junto con los demás animales sedados durante el mismo manejo. (Leones de los Casos Nos. 4, 5 y 6)
- F.C. 80 lpm
- F.R. 24 rpm
- Temperatura: 39.2 C
- 71 mins. F.C. 78 lpm
- F.R. 22 rpm
- Temperatura: 39.2 C
- 82 mins. Se dejaron de tomar F.C. y temperatura por empezar a recobrar los demás felinos sedados en manejo y albergados en el mismo sitio.
- 96 mins. F.R. 20 lpm. Hay parpadeo, ausencia de la mi-driasis, aunque sigue salivando con la boca entreabierta. Ambas membranas nictitantes son aparentes.
- 103 mins. Vocaliza ligeramente, trata de levantar la cabeza un par de veces, la baja y permanece durante tres minutos.
- 106 mins. Vuelve a levantar la cabeza ligeramente (10 cm aproximadamente).

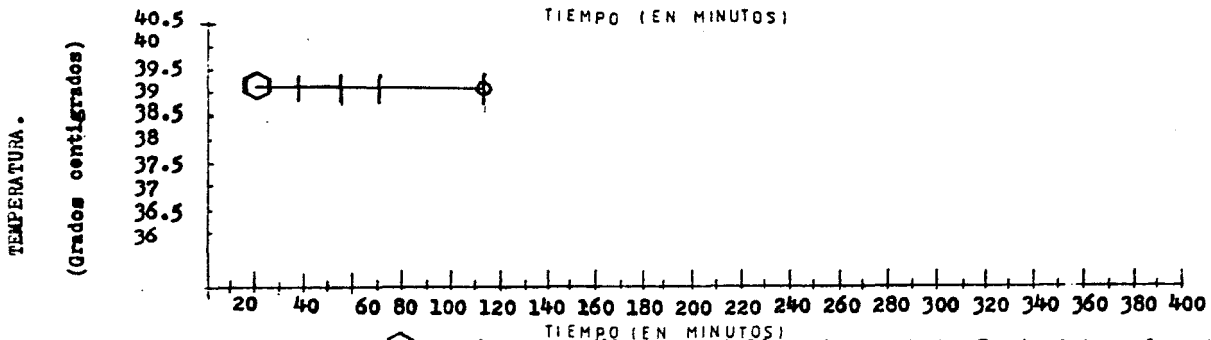
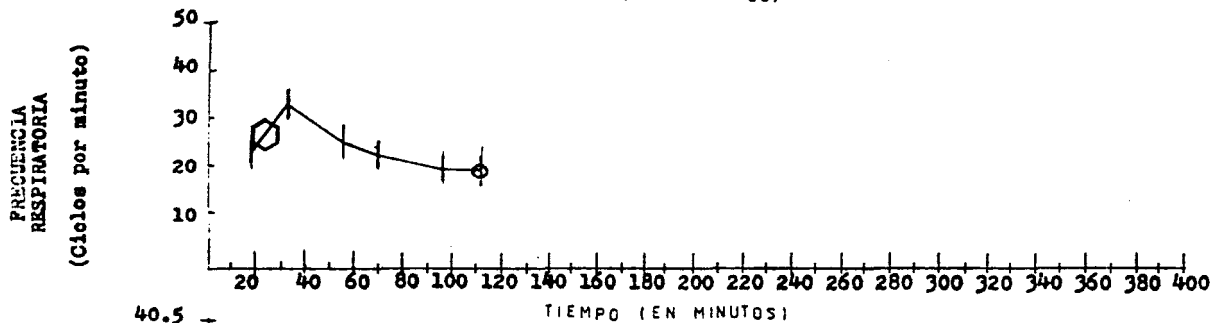
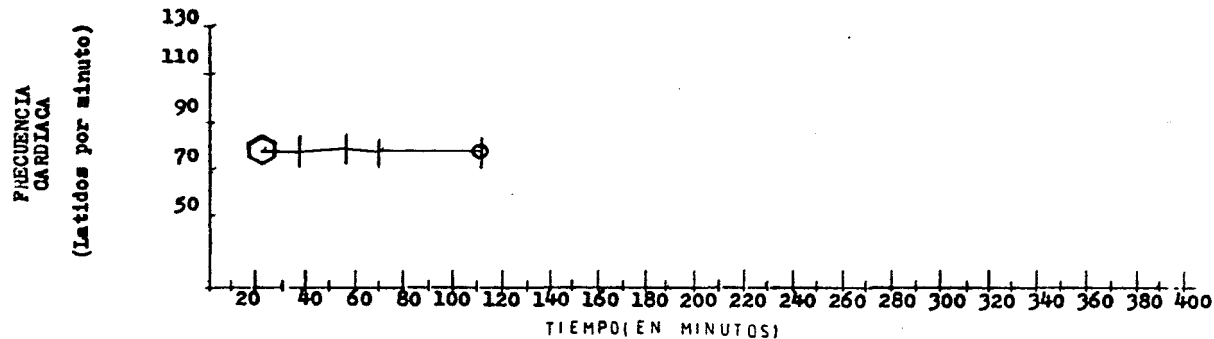
113 mins. Levanta la cabeza, aunque moviéndola de lado a lado, gruñe bajamente, es capaz de adoptar una posición de recumbencia esternal y sigue movimiento con la mirada, responde bien a estímulos auditivos y táctiles. El animal está consciente.

126 mins. F.R. rpm, el animal permanece con la cabeza baja (colgada) aunque sigue en recumbencia esternal.

Tiempo total de sedación: 113 minutos.

Dosis real - Una dosis inicial de 8.1 mg/kg de Ketamina y 1.62 mg/kg de Xilazina (con una redosificación a los 22 minutos de 2.7 mg/kg de Ketamina y .54 mg/kg de Xilazina).





CASO No. 7

Reosif. Ket. Xil.
  Aplic. Tiopental S.
  Fin del Periodo Anest.

CASO No. 8

Jaguar macho cría

Edad: 3 y medio meses

Peso real: 6 kgs

Historia - El animal se encontraba en un albergue mixto de crías de felinos de diferentes edades. Los animales más grandes y pesados se encontraban separados de los pequeños mediante particiones de malla y metal. El jaguar fue atrapado por un león de un año y dos meses a través de un hueco entre las particiones. El animal fue herido y al ser presentado en la clínica del zoológico parecía padecer fracturas múltiples. Se sedó al animal para poder revisarlo y tomarle placas radiográficas.

Se inyectó al animal en forma manual, ya que su tamaño permitía manejo.

Dosis inicial - 30 mg de Ketamina (5%) y 6 mg de Rompun (10%) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

Inyección mediante jeringa sostenida con la mano. (La primera dosis fue dividida en dos, inicialmente se le aplicaron 15 mg de Ketamina y 3 mg de Xilazina).

00 mins. Inyección

04 mins. Comienza la micriasis característica del estado disociativo. El animal deja de vocalizar y permenece en recumbencia lateral.

08 mins. A pesar de estar en recumbencia lateral no baja la cabeza por completo. Permanece semiconsciente. Gruñe y amenaza levemente responde a estímulos auditivos y táctiles.

13 mins. La sedación del animal aún no es completa. Se opta por aplicarle otros 15 mg de Ketalar (5%) y 3 mg de Rompun (10%). (2.5 mg/kg de Ketamina y .5 mg/kg de Xilazina).

16 mins. (3 mins. después de la 2a. inyección) (1a. dosis) el animal baja la cabeza. Deja de amenazar y responde a estímulos externos.

F.C. 128 lpm

F.R. 40 rpm

Temperatura: 38.0 C

La sedación es completa. El animal presenta midriasis, ptialismo (boca entreabierta), una ligera protrusión lingual y la hipokinesia característica del estado disociativo.

19 mins. Principio revisión clínica del animal

20 mins. F.C. 120 lpm

F.R. 36 rpm

Temperatura: 38.3 C

La revisión física reveló posibles fracturas en miembros anterior derecho y maxilar infe-

rior. Además de eso se notaron laceraciones ligeras en cráneo y alto tórax. Estas heridas sólo involucraron la piel, por lo que no se consideraron de gravedad.

31 mins. F.C. 105 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 38.0 C

45 mins. Se tomó la placa radiográfica. El animal empieza a vocalizar y levanta la cabeza.

47 mins. Se redosifica al animal con 15 mg de Ketalar (5%) y 3 mg de Rompun (10% (2.5 mg/kg de Ketalar y .5 mg de Xilaxina) (2a. dosis).

50 mins. A pesar de habersele redosificado al animal no deja de vocalizar. Responde a estímulos externos (auditivos y táctiles). Permanece semiconsciente. No se le aplica más por no juzgarse necesario. La placa revela fractura oblicua en tercio medio del húmero derecho y fractura transversa a la mitad del maxilar inferior izquierdo. a la revisión de cavidad oral se aprecia la perforación de la encía inferior izquierda, con lo que la fractura se considera expuesta. La revisión prosigue.

78 mins. Se redosifica al animal por requerirse un mane-

jo más prolongado para muestreo sanguíneo.

80 mins. F.C. 100 lpm

F.R. 18 rpm

Temperatura: 37.7 C

Una vez más se le aplican 15 mg de Ketalar (5%) y 3 mg de Rompun (10%) (2.5 mg/kg de Ketamina y .5 mg/kg de Xilazina). Pese a ser una dosis adecuada el animal no está sedado del todo. Semiconsciente, ya que sigue respondiendo a estímulos externos (auditivos y táctiles) y mueve los miembros ligeramente. Vocaliza levemente.

82 mins. Se le aplican otros 15 mg de Ketalar (5%) y 3 mg de Rompun (10%) (2.5 mg/kg de Ketamina y .5 mg/kg de Xilazina) debido al poco tiempo entre aplicaciones, las inyecciones de los minutos 78 y 82 se consideran como una sola aplicación (3a. dosis). La tercera dosis fue de un total de 30 mg de Ketalar (5%) y 6 mg de Rompun (10%) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

88 mins. El animal queda sedado por completo. Relaja los miembros, deja de vocalizar y baja la cabeza. Se empieza el curetaje de las heridas superficiales y el vendaje de las fracturas. Se vendan las garras del animal para permitir el manejo manual del

- animal sin peligro de lesión al operador
- 123 mins. Se redosifica por última vez (4a. dosis) para permitir el vendaje del maxilar (fijación externa con cinta adhesiva) se aplican 30 mg de Ketalar (5%) y 6 mg de Rompun (10%) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).
- 136 mins. F.C. 96 lpm  
F.R. 18 rpm  
Temperatura: 37.6 C  
(El animal había comenzado a vocalizar y moverse a los 119 minutos, y como aún faltaba vendarse la fractura maxilar y obtener una muestra de sangre se optó por volver a sedar).
- 138 mins. El animal dejó de moverse y se prosiguió con el vendaje.
- 139 mins. Se sangró al animal de la vena femoral para poder hacerle una biometría y química sanguínea.
- 180 mins. Se terminan la revisión, el sangrado y el vendaje del animal y este es puesto en un albergue interior con medio ambiente controlado y vigilancia constante.
- 191 mins. El animal vocaliza, mueve los miembros y responde a estímulos auditivos y táctiles.
- 200 mins. F.C. 98 lpm  
F.R. 18 rpm  
Temperatura: 37.5 C

203 mins. El animal logra adquirir la recumbencia esternal, aunque mueve la cabeza de lado a lado. La membrana nictitante es aparente en las comisuras internas en ambos ojos, la boca permanece entreabierta y hay una ligera protrusión lingual. Hay prena respuesta a estímulos auditivos y táctiles. Sigue movimientos con la vista. El animal está consciente.

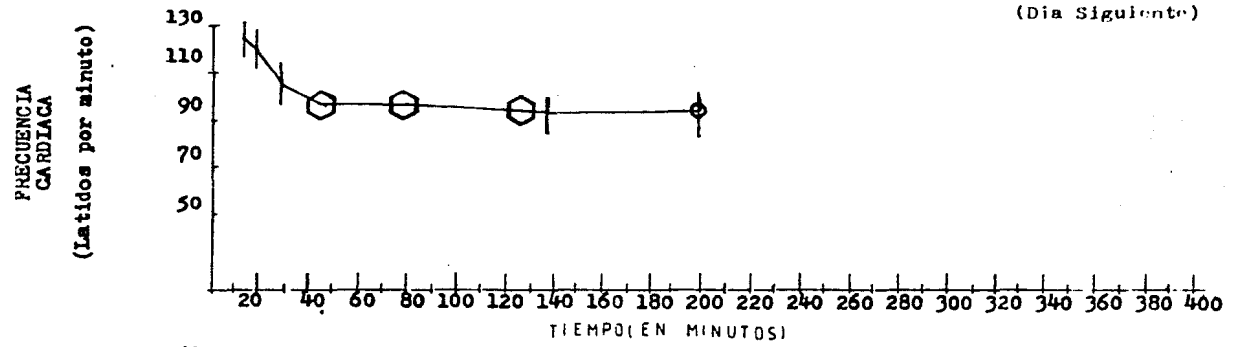
Se le alimenta mediante una sonda gástrica al día siguiente y se le preparó para cirugía ortopédica al tercer día del percance.

Al día siguiente el animal presentó una F.C. de 132 lpm y una F.R. de 38 rpm, una temperatura de 38.2 C.

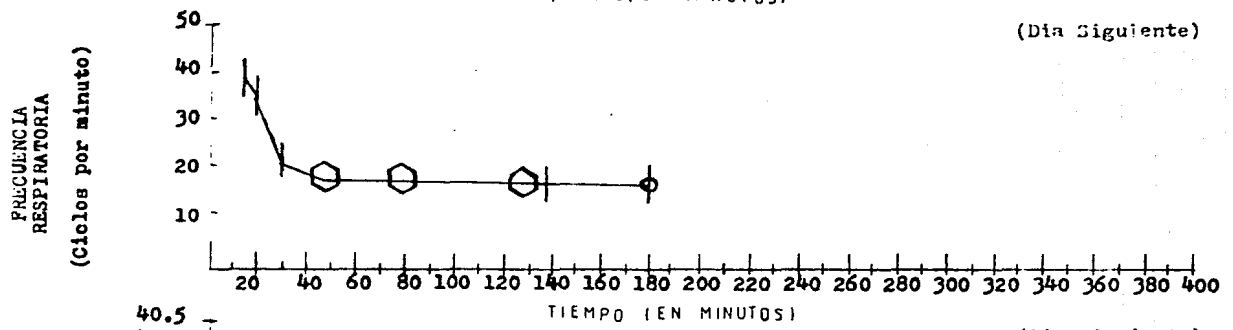
Tiempo total de sedación - 203 minutos. La primera dosis en total (suma de aplicaciones casi simultáneas, a los minutos 00 y 13) fue de 45 mg de Ketamina (8.16 mg/kg de Ketamina y 1.5 mg/kg de Xilazina. La segunda dosis se aplicó a los 47 minutos y consistió en 45 mg de Ketamina y 3 mg de Xilazina (2.5 mg/kg de Ketamina y .5 mg/kg de Xilazina) dos dosis sucesivas, la tercera aplicación global, fueron aplicadas a los 78 y 82 minutos pero debido al corto tiempo entre aplicaciones fueron consideradas una sola redosificación. El total de ésta fue de 30 mg de Ketamina 6 mg de Xilazina (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina), finalmente, la 4a. dosis fue aplicada a los 123 minutos y consistió de 30 mg totales de Ketamina (5 mg/kg de Ketamina) (y 6 mg totales de Xilazina (1 mg/kg de Xilazina)

Dosis total - 120 mg totales de Ketamina (20 mg/kg de Ketamina) y 24 mg/kg de Xilazina (4 mg/kg de Xilazina).

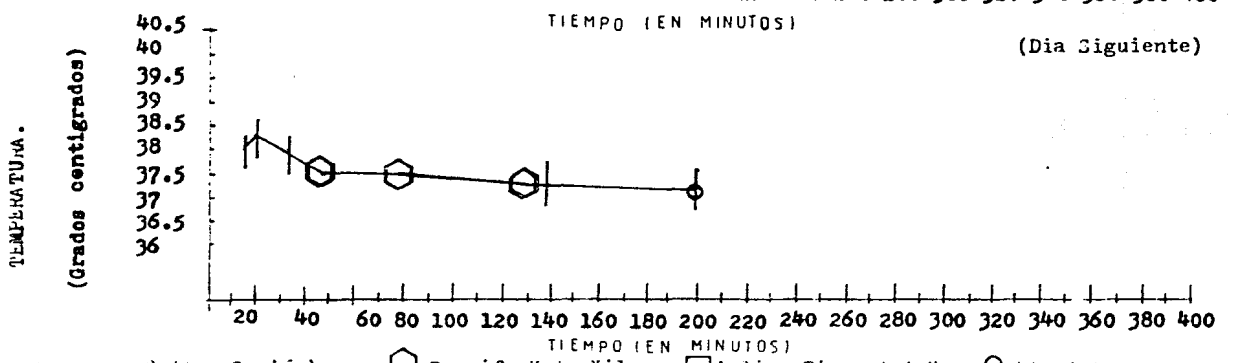
(Día Siguiente)



(Día Siguiente)



(Día Siguiente)



CANAL N. 9 (in. Sesión)

◻ Reosif. Ket. Xil.

◻ Aplic. Tiopental S.

○ Fin del Período Anest.



CASO No. 8

Jaquar cría (2a. sesión, remoción de clavo)

Edad: 3 1/2 años

Peso real: 6 kgs

Historia - Fractura humeral y maxilar.

Rechazo post-operatorio del clavo 7 días después. El clavo migró y atravesó la epifisis distal de húmero. Se anestesió al animal para su revisión y para la remoción del clavo.

00 mins. Inyección inicial, 8 mg/kg Ketamina y 2 mg/kg

Xilazina. Inyección manual. Dosis total.

Dosis real - 50 mg Ketalar 5% y 12 mg Rompun 2%

02 mins. Midriasis, respiración abdominal, se relaja, vocaliza

04 mins. Recumbencia lateral, sedación, estesia.

10 mins. F.C. 112 lpm

F.R. 40 rpm

Temperatura: 40 C

Respiración abdominal

22 mins. Placa revela migración del clavo.

F.C. 112 lpm

F.R. 38 rpm

Temperatura: 39.8 C

32 mins. Retiro del clavo rechazado, a través del sitio de migración.

F.C. 96 lpm

F.R. 32 rpm

Temperatura: 33.6 C

45 mins. Animal tranquilo, respiración uniforme, empieza a ser menos notoria la midriasis.

F.C. 96 lpm

F.R. 36 rpm

Temperatura: 38.5 C

(Aumento F.R. con manejo, se le cambiaron vendas)

54 mins. Mueve cola y miembros, movimiento de miembros, midriasis desaparece. Vocaliza.

F.C. 96 lpm

F.R. 40 rpm

Temperatura: 37.7 C

Se le retiran puntos de la operación.

67 mins. (1 hora 7 minutos) <sup>é</sup>regreso a albergue.

F.C. 96 lpm

F.R. 38 rpm

Temperatura: 37.6 C

90 mins. (1 hora 30 mins) responde a estímulos auditivos y táctiles, midriasis ausente, buen reflejo pupilar, salivación, vocalización, temblores y movimiento de miembros.

F.C. 92 lpm

F.R. 36 rpm

Temperatura: 37.4 C

110 mins. (1 hora 50 mins.) movimiento ligero de cabeza

y miembros, responde a estímulos auditivos y visuales. Trata de incorporarse, levanta la cabeza y adopta una posición de recumbencia esternal, bamboleo de cabeza.

F.C. 94 lpm

F.R. 36 rpm

Temperatura: 37.4 C

130 mins. (2 horas 10 mins.) cesa el bamboleo y permanece en posición de recumbencia esternal bien. Tiembla ligeramente y cierra los párpados. Consciente.

F.C. 94 lpm

F.R. 36 rpm

Temperatura: 37.4 C

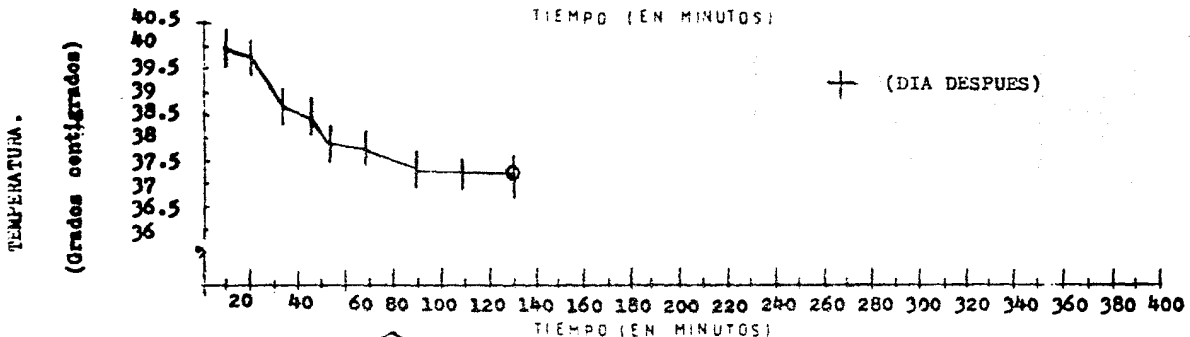
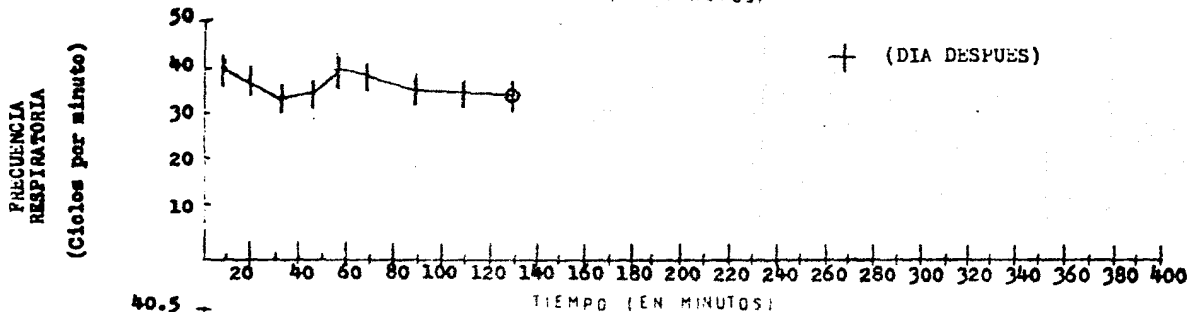
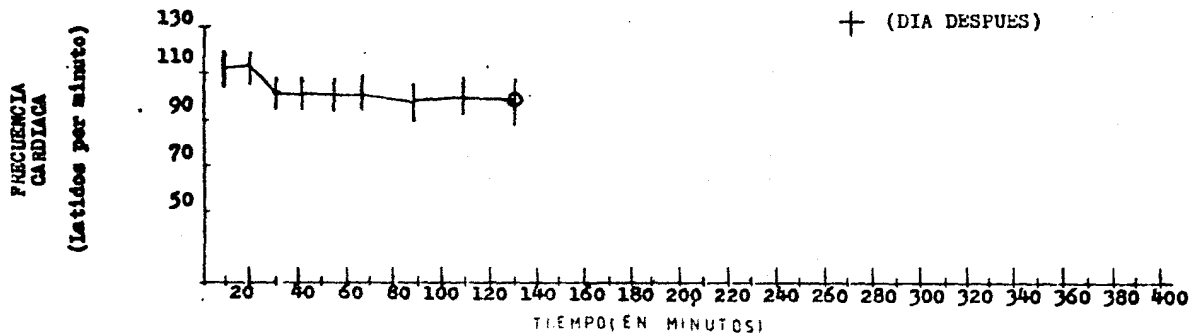
El día después y en estado de reposo sus constantes fueron de:

F.C. 126 lpm

F.R. 38 rpm

Temperatura: 39.3 C

La dosis única aplicada fue de 50 mg totales de Ketaset (10%) y 12 mg de Rompun (2%) (8.33 mg de Ketamina y 2 mg de Xilazina) con ello se logró una sedación y anestesia adecuadas al manejo que se realizó (el tiempo total de anestesia fue de 130 minutos). Quizás la debilidad del animal haya exacerbado la acción de ambos compuestos para que estos lograran poner al animal en un estado de anestesia quirúrgica equiparable al plano III a del diagrama convencional (tabla 1) de anestesia.



CASO No. 8 (2a. Sesión)



Redosif. Ket. Xil.

□ Aplic. Tiopental S.

○ Fin del Periodo Anest.

CASO No. 9

Leopardo hembra cría

Edad: 6 meses

Peso real: 10 kgs

Historia - El animal presenta ataxia, encorvamiento y dolor a la palpación lumbar. A pesar de estar aparentemente molesto, siguió comiendo. El animal provino del albergue de crías y había estado involucrado en varias peleas menores con sus congéneres de la misma edad. Se le sedó para poder tomar muestras para biometría y química sanguínea, además de placas radiográficas

Dosis única - 75 mg de Ketaset (10%) y 15 mg de Rompun (2%) (7.5 mg/kg de Ketamina y 1.5 mg/kg de Xilazina).

El animal se manejó en forma manual por tener un tamaño adecuado a ello.

00 mins. Inyección manual mediante jeringa hipodérmica.

Se encontraba en recumbencia esternal.

03 mins. Midriasis, mirada perdida, protrusión lingual

ligera, salivación, cabeceo lento de lado a lado.

06 mins. Recumbencia lateral, baja la cabeza.

12 mins. F.C. 96 lpm

F.R. 16 rpm

Temperatura: 40.4 C

21 mins. F.C. 84 lpm

F.R. 16 rpm

Temperatura: 39.9 C

Se sangró al animal. A la palpación se notó el aumento de tamaño del riñón izquierdo, una gran cantidad de gas en tracto y un aumento en el pulso.

33 mins. F.C. 82 lpm

F.R. 25 rpm

Temperatura: 39.9 C

44 mins. El animal recibió un total de 750 mg de Ampicilina por vía parenteral.

46 mins. F.C. 78 lpm

F.R. 20 rpm

Temperatura: 39.4 C

Grufie, responde a estímulos táctiles y auditivos, reflejo palpebral normal.

51 mins. F.C. 78 lpm

F.R. 22 rpm

Temperatura: 39.0 C

60 mins. F.C. 78 lpm

F.R. 24 rpm

Temperatura: 38.8 C

Al trasladársele del cuarto de rayos X a la zona de revisión el animal vocalizó ligeramente. El animal conserva una ligera midriasis, aunque el reflejo fótico (pupilar) está presente.

65 mins. Principia la aplicación de solución de Hartmann por vía subcutánea.

100 mins. F.C. 80 lpm  
F.R. 20 rpm  
Temperatura: 38.2 C

124 mins. F.C. 80 lpm  
F.R. 18 rpm  
Temperatura: 37.8 C

158 mins. F.C. 82 lpm  
F.R. 15 rpm  
Temperatura: 37.0 C

173 mins. El animal trata de levantar la cabeza, vocaliza, mueve los miembros ligeramente, amenaza y sigue movimiento con los ojos. Está consciente.

F. C. 84 lpm

F.R. 15 rpm

Temperatura: 37.0 C

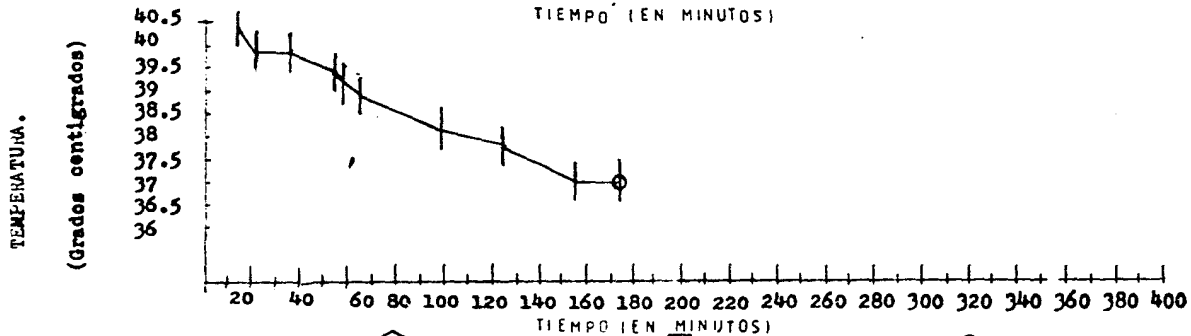
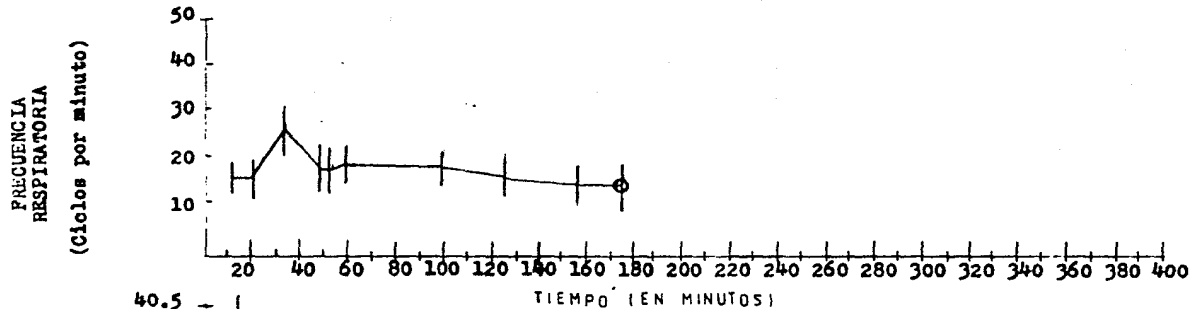
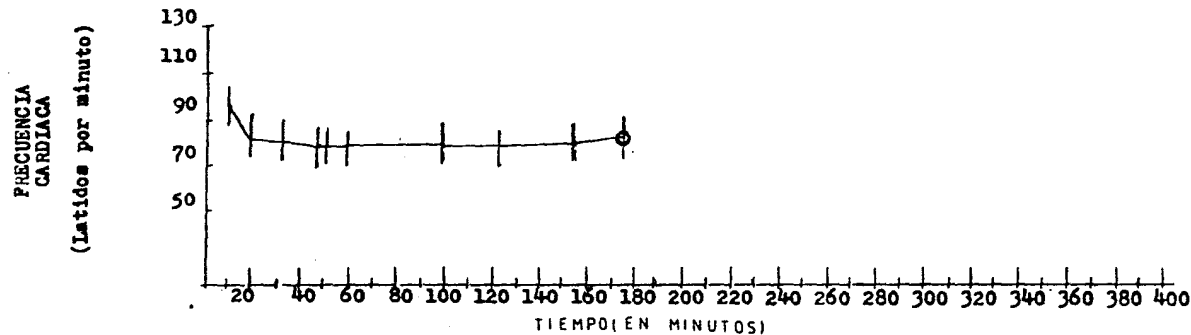
186 mins. Después de intentarlo dos veces logra ponerse en recumbencia esternal.

La placa radiográfica reveló un aumento en el grosor de la corteza renal sin cambios en la médula, por lo que se sospechó de hidronefrosis.

Tiempo total de sedación: 173 minutos

Dosis real - 7.5 mg/kg de Ketamina y 1.5 mg/kg de Xilazina.

En una sola aplicación.



CASO No. 9



Reosif. Ket. Xil.

Aplic. Tiopental S.

○ Fin del periodo Anest.



CASO No. 10

Tigresa "Mafalda"

Edad 1 año 8 meses

Peso aproximado 80 kgs.

Peso real 88 kgs.

Historia.- El animal presente un problema de persistencia de un canino deciduo e caduce. El canino primario fue retirado en una cirugía previa.

Un mes después de la primera intervención se notó que el animal presentaba inflamación y dolor bajo el ojo. Se le trató con antibióticos (Tetraciclinas orales) obteniéndose una buena respuesta, y se decidió realizar la endodencia del diente afectado para resolver la infección parcial del mismo. Al igual que la extracción antes mencionada, la intervención fue realizada por la Cirujana Dentista Ma. del Socorro Schwarz.

Anestesia: Ketamina intramuscular 400 mg. totales, Xilaxina intramuscular 80 mg. totales. (en base al peso aproximado de 80 kgs.)

Dosis calculada - 5 mg/kg Ketamina y 1 mg/kg Xilaxina.

Dosis real - Ketamina 4.54 mg/kg Xilaxina .9 mg/kg (en base al peso real).

00 mins. Temperatura inicial (se pudo tomar debido a la deciduidad del animal, aunque normalmente no es posible hacerlo sin tranquilización o contención física). 38.8 C.

03 mins. Dilatación pupilar, postración respiración torace-abdominal.

F.C. 40 lpm.

F.R. 32 rpm.

Temperatura 38.8 C.

15 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperatura 38.8 C.

Placa radiográfica, preparación para endodoncia. (montaje del dique seco y limpieza del área del colmillo).

35 mins. F.C. 52 lpm.

F.R. 32 rpm.

Temperatura 39.89 C.

50 mins. F.C. 56 lpm.

F.R. 32 rpm.

Temperatura 39.7 C.

58 mins. Principia endodoncia. Aplicacion de 1 cm<sup>3</sup> de Tiopental intravenoso (dilucion de 1 gr. en 40 cm<sup>3</sup> de agua inyectable, misas - que da una solucion al 2.5%).

Dosis real de Pentotal sódico 25 mg. totales (Tiopental Sódico).

59 mins. F.C. 58 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperatura 39.5 C.

74 mins. (1 hora 14 mins.) Reflejo palpebral disminuido lengua - protruida.

F.C. 56 lpm.

F.R. 28 rpm.

Temperatura 39.5 C.

91 mins. F.C. 53 lpm.  
F.R. 28 rpm.  
Temperatura 39.1 C.

Reflejo palpebral disminuido aunque conserva retracción lingual.

100 mins. F.C. 52 lpm.  
F.R. 28 rpm.  
Temperatura 38.8 C.

108 mins. F.C. 50 lpm.  
F.R. 24 rpm.  
Temperatura 38.5 C.

115 mins. F.C. 56 lpm.  
F.R. 24 rpm.  
Temperatura 38.5 C.

128 mins. F.C. 54 lpm.  
F.R. 26 rpm.  
Temperatura 38.5 C.

133 mins. Reflejo palpebral presente aunque disminuido (lento y parcial cerrar de los párpados). El animal retrae la lengua hacia cavidad oral parcialmente. (No logra meter toda la lengua a la boca).

Lígeros movimientos de cabeceo.

136 mins. F.C. 54 lpm.  
F.R. 28 rpm.  
Temperatura 38.5 C.

Lengua retraída a cavidad oral totalmente. (recupera control de lengua). Movimiento ligero de cabeza.

153 mins. Cabeceo ligero y vocalización, respuesta al dolor me-

fiante vocalización y respuesta motora ligera.

168 mins. F.C. 54 lpm.

F.R. 26 rpm.

Temperatura 38.5 C.

178 mins. Finaliza entredencia. Cabeceo y vocalización marcados.

203 mins. F.C. 56 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 38.5 C.

218 mins. Miesis, ruge bajo, se incorpora en recumbencia esternal-  
con cabeceo de lado a lado. Nistagmo ligero, responde a estímulos auditivos  
y táctiles con movimientos exagerados y vocalización, intenta incorporarse -  
sin lograrlo. Consciente.

223 mins. Logra incorporarse, pero cae sentada dos veces.

F.R. 26 rpm.

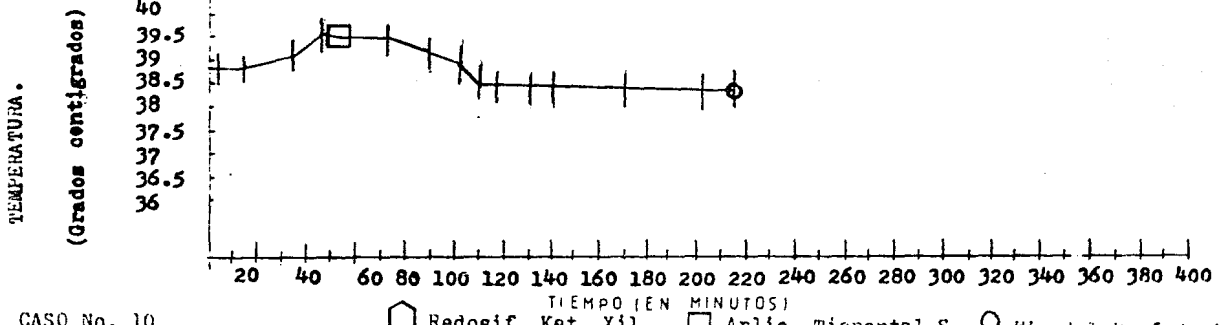
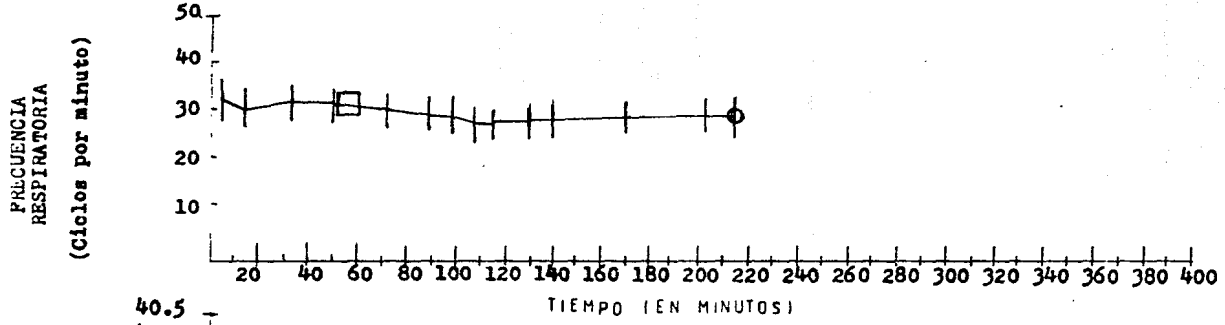
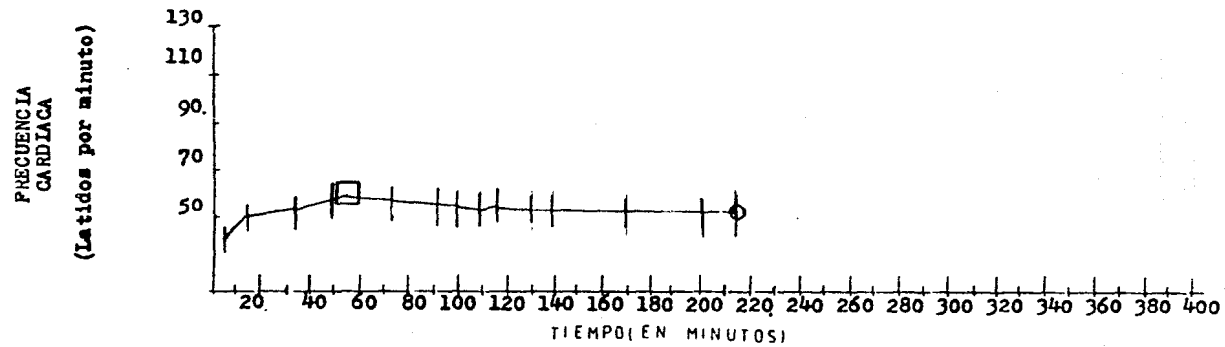
253 mins. Logra incorporarse con bamboleo constante, deambula con  
inseguridad.

283 mins. Deja de deambular, se recupera y duerme.

Al día siguiente el animal cenó bien, aunque el alimento se le dio  
melido, oriné y orinó normalmente.

Dosis total real - Bastaren 400 mg. de Ketaset (10%) (4.54 mg/kg.)-  
y 80 mg. de Rompán (10%) (.9 mg/kg) para inducir la analgesia y estesia ca-  
racterísticas del plano anestésico III. De la tabla convencional (Tabla I)  
hubo que aplicarle 25 mg. de Tlepental intravenoso (.3 mg/kg de Tlepental) -  
al minuto 58 de haber recibido la inyección inicial para mantener este plano.

El tiempo total de anestesia fue de 218 minutos (3 horas con 38 minutos) y fue suficiente para la intervención realizada.



CASO No. 10

Redosif. Ket. Xil.
  Aplic. Tiopental S.
  Fin del Período Anest.

CASO No. 11

Jaguar Cría Macho

Peso Real 10.5 Kgs.

Edad 4 meses

Historia.- El cachorro se encontraba albergado en una hilera de jaulas de animales carnívoros (grandes felinos y canideos) adultos. En la mañana fue reportado como mal herido del miembro anterior derecho. Mismo que se sedó para llevar a cabo una evaluación justa de la extensión del daño y la revisión del animal. Antes de sedarlo se observo al animal con la mano derecha desprendida casi en su totalidad (a excepción del cojinete plantar) y profuso sangrado en la lesión. A pesar de estar mal herido permanecía consciente y amenazaba al personal que se le acercaba demasiado, así que se opto por sedarlo para lograr una revisión adecuada.

Dosis inicial real , - 70 mg. de Ketaset (10%) (6.66 mg/kg de Ketamina) y 13 mg. de Rompun (2%) (1.23 mg/kg de Xilazina).

La inyección fue manual debido a la corta edad y al fácil manejo del animal.

00 mins. Inyección inicial F.R. 40 rpm., (la frecuencia respiratoria se vió aumentada por el stress del manejo).

05 mins. El animal esta tranquilo, con una ligera midriasis, la boca entreabierta y la cabeza bamboleante.

F.R. 34 rpm.

10 mins. El animal cae en recumbencia lateral. Hay midriasis marcada, salivación profusa con la boca entreabierta y falta de respuesta a estímulos auditivos y táctiles. El animal está sedado por completo. Se empiezan a tomar las constantes fisiológicas.

F.C. 114 lpm.

F.R. 40 rpm.

Temperatura 40.8 C.

16 mins. Hay ligera respuesta (gruñidos bajos) a estímulos auditivos y táctiles. Se toma la placa radiográfica del miembro afectado

F.C. 114 lpm.

F.R. 34 rpm.

Temperatura 40,8 C.

21 mins. F.C. 114 lpm.

F.R. 34 rpm.

Temperatura 40.6 C.

28 mins. F.C. 108 lpm.

F.R. 38 rpm.

Temperatura 40.6 C.

Se terminan de revelar las placas y estas muestran la ausencia total de las primeras segundas y terceras falanges de los dedos 2, 3 y 4 de la mano derecha, así como la ausencia de los metacarpos de los mismos dedos y la fisura y luxación de varios carpos distales. En vista de la extensión de la lesión tan solo queda amputar el miembro a la altura del codo. Una segunda placa tomada en posición lateral revela una fractura oblicua en radio. El animal vocaliza y mueve los miembros (como pedaleo). Se decide redosificar.



30 mins. Se le aplican 35 mg de Ketaset (10%) (3.33 mg/kg de Ketamina) y 6.5 mg de Rompún (2%) (.62 mg/kg de Xilazina). Por vía intramuscular con una jeringa sostenida en la mano. A los 2 minutos deja de vocalizar y patear, se queda quieto y vuelve a presentar una midriasis franca y salivación.

35 mins. F.C. 100 lpm.

F.R. 40 rpm.

Temperatura 40.1 C.

41 mins. El animal, a pesar de la midriasis aún presente, vuelve a vocalizar y a moverse. Aparentemente hay dolor, y como no ha terminado la revisión de la herida, se le redosifica. Se le aplican 35 mg de Ketaset (10%) (3.33 mg/kg de Ketamina) y 6.5 mg de Rompún (2%) (.62 mg/kg de Xilazina) mediante una jeringa sostenida en la mano. Una vez más en dos minutos deja de vocalizar y de moverse y se hace patente una midriasis franca.

48 mins. El animal vuelve al estado de anestesia disociativa - (o cataleptica) característico.

F.C. 88 lpm

F.R. 36 rpm.

Temperatura 39.5 C.

54 mins. F.C. 99 lpm.

F.R. 39 rpm.

Temperatura 39.4 C.

61 mins. F.C. 98 lpm.

F.R. 34 rpm.

Temperatura 39.4 C.

66 mins. F.C. 93 lpm.

F.R. 40 rpm.

Temperatura 39.4 C.

71 mins. Había ligera respuesta motora, auditiva y táctil. Grútidios bajos.

75 mins. F.C. 99 lpm.

F.R. 40 rpm.

Temperatura 39.4 C.

80 mins. Se opta por sacrificar al animal.

El tipo de lesión sólo permitía la amputación total del miembro a la altura de la articulación Húmero-Radio-Cubital debido al compromiso circulatorio de la parte distal del miembro. Un animal amputado de esta manera no puede ser exhibido en un zoológico ni utilizado con fines reproductivos ya que la agresión normal a la que son sujetos por parte de sus congéneres les resulta peligrosa.

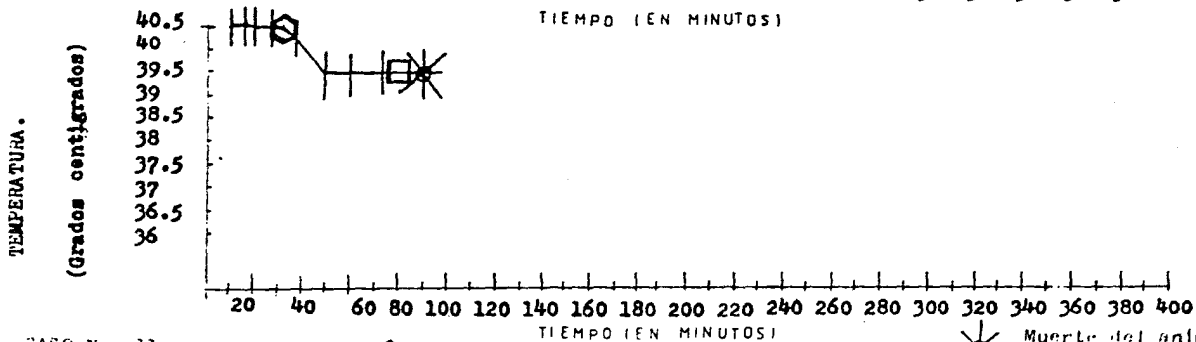
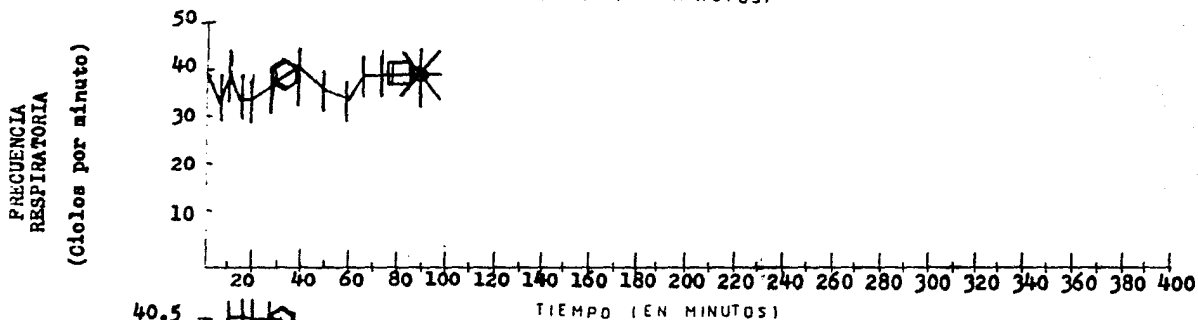
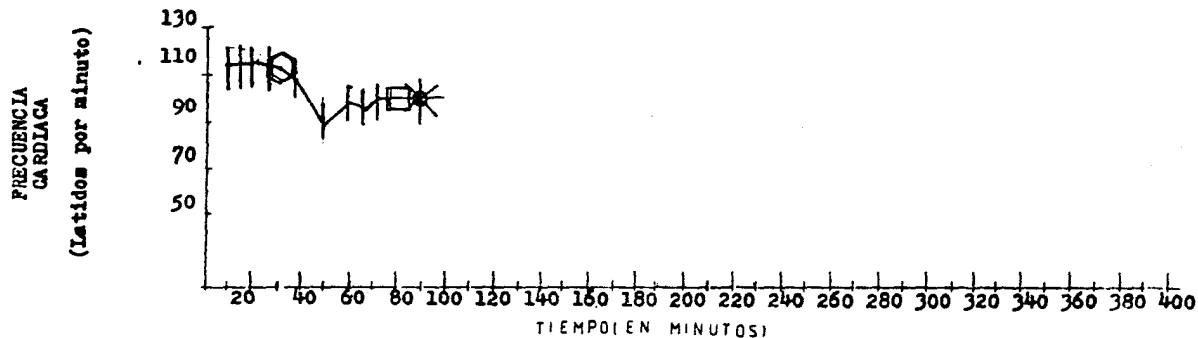
89 mins. Aplicación de 20 ml (1260 mg totales) de anestésico intravenoso (Pentobarbital sodico) en la vena femoral. Paro respiratorio inmediato. Frecuencia cardíaca disminuye notablemente y el sonido cardíaco se debilita.

94 mins. Paro cardíaco aparente, se le aplican 10 ml. intracardíacos (630 mg. totales) de anestésico (Pentobarbital sodico) para asegurar la letalidad de la aplicación. Paro total y muerte.

Tiempo total de sedación.- 89 minutos.

Dosis total real.- La dosis total fue de 140 mg. de Ketamina -- (13.33 mg/kg) y 26 mg. de Xilasina (2.47 mg/kg) repartidas en tres aplicaciones, la primera (inicial) de 70 mg. de Ketaset (10%) (6.66 mg/kg de Ketamina) y 13 mg. de Rompún (2%) (1.23 mg/kg de Xilasina), La segunda, a

los 30 y 41 minutos, de 35 mg. de Ketaset (10%) (3.33 mg/kg de Ketamina)- y 6.5 mg. de Rompún (2%) (.6 mg/kg de Xilazina) cada una (dos dosis aplicadas con menos de 15 minutos entre una y otra se toman como una sola por no ser suficiente el tiempo para la plena metabolización del fármaco y su subsecuente efecto sobre el animal) o sea, una redosificación de 70 mg. - de Ketaset y 13 mg. de Rompún, y finalmente, el sacrificio del animal mediante la inyección de 20 ml. (1260 mg de Pentobarbital) de anestésico intravenoso. Se le aplicaron 10cc (630 mg. totales) intracardíacos para asegurar la muerte del cachorro. La primera aplicación de barbitúrico - se hizo a los 89 minutos y la segunda a los 94.



CASO No. 11



Redosif. Ket. Xil.



Aplic. Tiopental S.



Muerte del animal  
(sacrificio).

CASO No. 12 LEONA ADULTA.

Peso real 120 kgs.

Peso calculado 200 kgs.

Edad 10 años aproximadamente \*

Historia.- El animal había, durante mas de ocho años, presentado un desmetocele en la región media de la córnea del ojo derecho. La lesión había provocado senecias anteriores con la subsecuente pérdida de la visión, aumento de la presión intraocular y luxación del cristalino. El animal pasó de ser relativamente manso a agresivo e irascible lo cual denotaba molestia y dolor, quizás debido al aumento de la presión intraocular. Al término de dos años después de la lesión inicial, el globo ocular había perdido todas sus estructuras características y aparecía como gris opaco y desproporcionadamente grande. Nueve años después de la lesión inicial, se optó por emuclear al animal, ya que el globo ocular seguía aumentando su tamaño poco a poco, y si acaso llegara a reventar implicaría dolor al animal, además del riesgo lógico de infección y la eventual encefalitis. Se le practicó una emucleación total del ojo afectado

Dosis calculada (en base al peso aproximado). Se le aplicaron -- 1275 mg. de Ketaset (10%) (6.376 mg/kg de Ketamina) y 400 mg. de Rompún - (10%) (2.0 mg/kg de Xilazina) como inductor del estado anestésico-cataléptico por vía intramuscular mediante un dardo de retrocarga.

00 mins. Inyección inicial de ambos dardos. Los dos proyectiles descargaron la totalidad de los fármacos en masa muscular.

11 mins. Evidentemente incoordinación motora. El animal da --

traspiés, esta midriático y muestra franco bamboleo al caminar.

13 mins. La leona tiene la boca entreabierta. Hay salivación profusa y flexión parcial de miembros posteriores.

14 mins. Postración, cae en recumbencia esternal primero y en unos segundos adopta una posición de recumbencia lateral. Permanece con la cabeza erguida estado de semi-conciencia.

16 mins. El animal baja la cabeza y queda en recumbencia lateral franca.

18 mins. El animal permanece inmóvil. Presenta respiración torácica abdominal profusa.

F.R. 33 rpm.

21 mins. Se verifica el estado anestésico cataleptico del animal y se procede a trasladarlo en camilla a la clínica del zoológico. Peso real 120 kgs. (confirmado en báscula).

Dosis real - 1275 mg. de Ketaset (10%) (10.625 mg/kg de Ketamina) y 400 mg. de Rompún (10%) (3.33 mg/kg de Xilazina).

31 mins. Se instala al animal sobre la mesa del quirófano y se empieza a rasurarla region peri-orbitaria. Se inicia la toma de constantes fisiológicas.

F.C. 57 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperatura 40 C.

(La hipertermia se considera normal, debido a la acción estimulante de la Ketamina).

36 mins. Responde al raso. Hay reflejo ocular notorio.

Se cateteriza al animal y se le aplica solución de Hartmann intravenosa por goteo lento (16 gotas por minuto) en la vena safena lateral.

F.C. 54 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperatura 40.1 C.

46 mins. Continúa la preparación de la zona quirúrgica. El re flejo ocular es muy pronunciado. Se decide aplicar Tiobarbital Sódico in travenoso para sostener el estado anestésico.

F.C. 50 lpm.

F.R. 23 rpm.

Temperatura 40.2 C.

48 mins. Aplicación de 3cc de Pentotal Sódico (2%) (60 mg. totales de Tio-pental Sódico, es decir .5 mg/kg) intravenoso, utilizando el catéter de el suero que se aplicó a lo largo de toda la intervención.

58 mins. F.C. 58 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 40.2 C.

El reflejo palpebral ha desaparecido por completo, lo cual indica que el animal se encuentra una vez más en un plano anestésico adecuado. Se termina de preparar la zona quirúrgica, se realiza la anti sepsia indicada y se colocan los campos.

62 mins. Se da inicio a la cirugía.

63 mins. F.C. 46 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 40.2 C.

69 mins. Al corte inicial hay reflejo oculo palpebral presente,

así que se decide redosificar al animal con 4cc de Pentotal sódico (2%) - (80 mg. totales de Tiopental Sódico, o sea .666 mg/kg). Se utiliza el catéter del suero para aplicarlo por via endovenosa. Hay pérdida inmediata del reflejo, aunque no desaparece por completo.

74 mins. F.C. 48 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 40.2 C.

84 mins. El reflejo permanece a pesar de estar disminuido. Dificulta la incisión primaria y el recorte adecuado de la piel. Se decide redosificar al animal para alcanzar un plano quirúrgico más profundo y — adecuado a la intervención. Hay Taquipnea como reacción al dolor.

F.R. 40 rpm.

86 mins. Se le aplican 4cc de Pentotal sódico intravenoso, una vez mas por el catéter intravenoso (80 mg. totales de Tiopental Sódico, - .666 mg/kg)

F.R. 40 rpm.

89 mins. El animal se relaja por completo, exhala y cesa el reflejo oculo palpebral. En todo este tiempo, desde el minuto 18 de la inyección inicial, no ha vocalizado ni ha realizado ningún movimiento que - denota semi-conciencia o dolor. Se profundizó la anestesia tan sólo lo suficiente para permitir el manejo del órgano y de tejidos adyacentes con mayor facilidad.

F.R. 31 rpm.

94 mins. F.C. 48 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperatura 40.1 C.



99 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 36 rpm.

Temperatura 40.0 C.

A pesar de no haber reflejo oculo palpebral notorio, - hay ligero movimiento de miembros anteriores y cola (reflejo espinal disminuido). Se le aplican 5cc mas de Pentotal Sódico (2%) (100 mg. totales, .833 mg/kg de Tiopental Sódico) por vía endovenosa.

102 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 34 rpm.

Temperatura 40.0 C.

112 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 38 rpm.

Temperatura 40.0 C.

Hay un aumento súbito

toria ya que al manejar al globo ocular la estructura no soporto la presión ejercida, reventando, lo cual causo un dolor considerable al animal, mismo que respondió excitándose notablemente. Se decide redosificar para volver a profundizar el estado anestésico.

114 mins. Aplicación endovenosa de 5cc de Pentotal Sódico (2%) - (100 mg de Tiopental Sódico, .833 mg/kg).

119 mins. El animal sigue excitado. No muestra reacción a la aplicación del anestésico.

F.C. 50 lpm.

F.R. 38 rpm.

Temperatura 40.0 C.

Hay ligero movimiento de miembros anteriores. Una vez más se redosifica con 5cc de Pentotal Sódico (2%) (100 mg. totales de Tiopental-Sódico, .833 mg/kg), por vía endovenosa.

121 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 27 rpm.

Temperatura 40.0 C.

129 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 32 rpm.

Temperatura 39.8 C.

La elevación súbita en la frecuencia respiratoria indica un ligero estado excitativo. Se decide que la dosis de Tiopental ha sido insuficiente. Se opta por volver a redosificar, Se aplican 4 cc de Pentotal Sódico (80 mg. de Tiopental Sódico .666 mg/kg) por vía endovenosa.

139 mins. F.C. 48 lpm.

F.R. 26 rpm.

Temperatura 39.8 C.

El reflejo palpebral sigue ausente por completo y ha cesado toda la actividad motora.

149 mins. F.C. 48 lpm.

F.R. 36 rpm.

Temperatura 39.9 C.

159 mins. F.C. 44 lpm.

F.R. 26 rpm.

Temperatura 39.9 C.

Se da inicio a la sutura de los tejidos afectados.

169 mins. F.C. 48 lpm.  
F.R. 26 rpm.  
Temperatura 39.9 C.

179 mins. F.C. 48 lpm.  
F.R. 26 rpm.  
Temperatura 39.5 C.

182 mins. Finaliza la cirugía. Se revisan los puntos y se coloca al animal en una jaula del Hospital Veterinario. En piel se utilizaron puntos en X de resistencia.

194 mins. El reflejo oculo-palpebral se hace evidente.

F.C. 48 lpm.  
F.R. 24 rpm.  
Temperatura 39.5 C.

204 mins. F.C. 40 lpm.  
F.R. 24 rpm.  
Temperatura 39.3 C.

El reflejo oculo-palpebral ha desaparecido (no responde a ningún estímulo.)

214 mins. F.C. 48 lpm.  
F.R. 23 rpm.  
Temperatura 39.3 C.

224 mins. F.C. 48 lpm.  
F.R. 23 rpm.  
Temperatura 39.1 C.

El reflejo oculo-palpebral vuelve a hacerse evidente.

Responde a todo estímulo, por ligero que sea.

239 mins. F.C. 46 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 38.8 C.

257 mins. El animal comienza a girar bajo y presenta pequeños -  
movimientos en los miembros anteriores.

261. mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 22 rpm.

Temperatura 38.7 C.

El reflejo oculo-palpebral sigue siendo evidente.

269. mins. F.C. 52 lpm.

F.R. 22 rpm.

Temperatura 38.7 C.

279 mins. F.C. 52 lpm.

F.R. 22 rpm.

Temperatura 38.8 C.

289 mins. F.C. 52 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.3 C.

330 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 38.1 C.

Reflejo oculo-palpebral y podal presentes en forma -  
normal.                    bajo y responde a estímulos táctiles y auditivos  
con movimiento y amenaza.

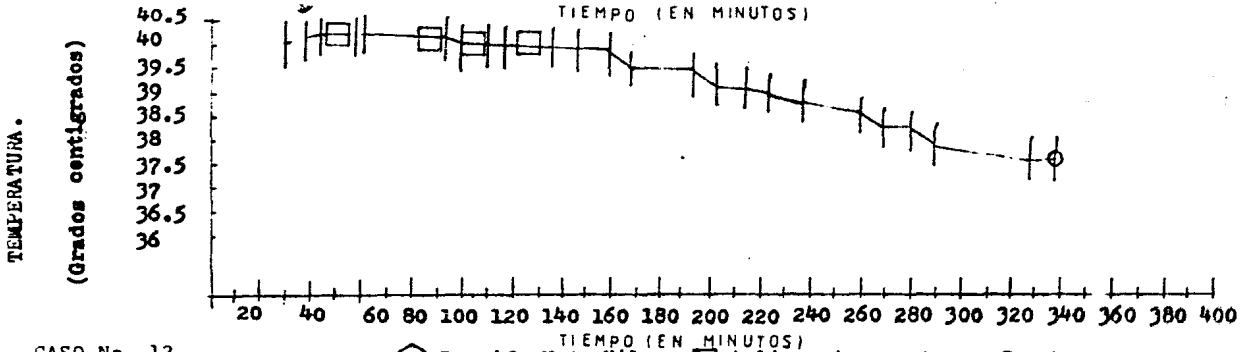
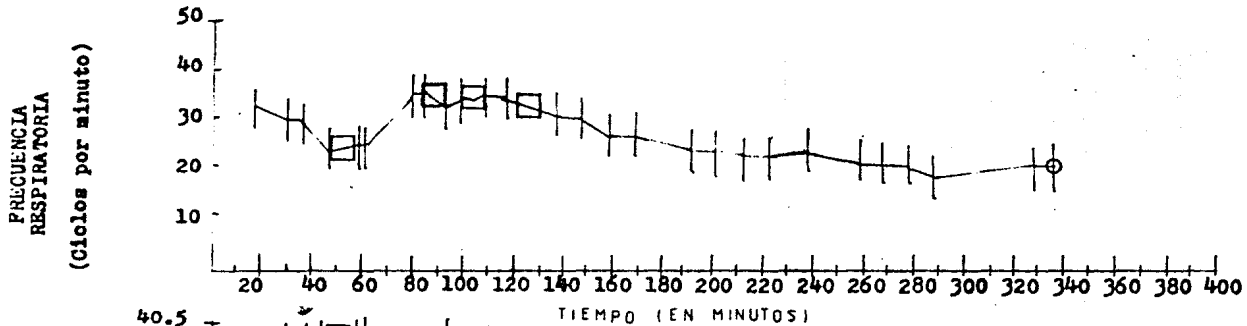
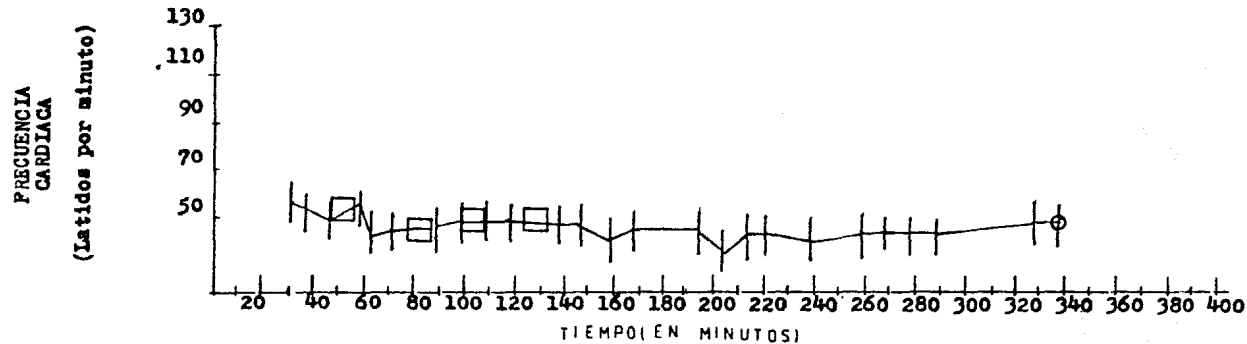
338 mins. El animal levanta la cabeza bamboleante esta conscien  
te.

Tiempo total de anestesia - 338 minutos.

Dosis total real - La dosis total aplicada (en base al peso real de 120 kgs.) fue de 1275 mg de Ketaset (10%) (10.525 mg/kg de Ketamina) y 400 mg de Rompún (10%) (3.33 mg/kg de Xilazina) como inductores de la anestesia cataleptica (o Disociativa). La dosis fue única e inicial y fue suficiente para inducir un estado anestésico adecuado para la preparación quirúrgica del animal. El estado anestésico se mantuvo con la aplicación intravenosa de 500 mg totales de Tiopental (2%) en pequeñas cantidades aplicadas a dosis-efecto hasta el cese total de la actividad refleja. Este cese de actividad motora involuntaria indica, en forma práctica, la mantención del individuo en un plano quirúrgico adecuado. Las dosis fueron aplicadas de la siguiente manera: La primera, a los 48 minutos del disparo inicial, de 60 mg. totales (.5 mg/kg); La segunda a los 69 mins. de 80 mg. totales (.666 mg/kg); La tercera a los 86 minutos de 80 mg. totales (.666 mg/kg); Las dosis cuarta y quinta, de 100 mg. - totales cada una (.833 mg/kg cada dosis) aplicadas a los 99 y 114 minutos respectivamente; y una última redosificación a los 129 minutos de 80 mg. totales (.666 mg/kg). El producto utilizado fue Pentotal Sódico al 2% (Tiopental Sódico). Existía la duda si deberían tomarse las dosis cuarta y quinta como una sola, por haberse aplicado a quince minutos la una de la otra, pero se optó por considerarlas diferentes debido a la vía utilizada (intravenoso) ya que su metabolización y efectos son casi instantáneos, además de que se acorta considerablemente el periodo de acción de la droga.

Se aplicó suero dextrosado al 5% por vía endovenosa para procurar

lograr el efecto de "rebote de glucosa" (la dextrosa es metabolizada a - glucosa casi inmediatamente por el hígado) para profundizar la acción del Tiopental y lograr dosis menores con mayor intervalo entre sí. Con -- ello se esperaba disminuir al máximo la depresión respiratoria consecuente al uso de barbitúricos.



CASO No. 12

○ Reosif. Ket. Xil. □ Aplid. Tiopental S. ○ Fin del Periodo Anest.

CASO No. 12

Leona Adulta

Edad 10 años aproximadamente

Peso calculado 120 kgs.

Peso real 105 kgs.

(2a. sesión, Reavivación de Bordes Cutáneos y Tratamiento de Herida Quirúrgica).

Ocho días después de haber sido sometida a la cirugía de amputación del ojo derecho, la leona había perdido peso, aunque comía ávidamente. Pese a la permanencia de los puntos cutáneos sobre la herida (que eran en-  
X e de resistencia) esta aparecía cubierta de un exudado amarillento húmedo y no tenía la apariencia de haber cicatrizado. No estaba notablemente inflamada ni parecía infectada. Se optó por reanestesiarse al animal para re-  
revisarlo, reavivar los bordes de la herida quirúrgica y re-suturarlos ade-  
cuadamente.

Desis calculada (en base al peso aproximado) (peso real de la sesión anterior) de 120 kgs. 600 mg. de Ketaset (10%) (5 mg/kg de Ketamina) y 120 mg. de Rompún (10%) (1 mg/kg de Xilaxina) aplicadas por vía intramuscular mediante una jeringa sostenida en la mano y una jaula de contención.

00 mins. Aplicación de la desis inicial (desis calculada en base a un peso aproximado de 120 kgs.) de 600 mg. totales de Ketaset (10%) (5 mg/kg de Ketamina) y 120 mg. totales de Rompún (10%) (1 mg/kg. de Xilg



zina) mediante inyección intramuscular con jeringa sostenida en la mano.

05 mins. Midriasis notoria. Salivación, incoordinación. El animal se sienta.

09 mins. El animal cae en recumbencia esternal, pero no baja la cabeza. Barbolea la cabeza de lado a lado.

F.R. 22 rpm.

10 mins. Cae en recumbencia lateral y queda inmóvil con la mirada fija.

F.R. 22 rpm.

11 mins. Se verifica el estado anestésico cataleptico del animal y se le saca de la jaula.

15 mins. Se pesa al animal en 105 kgs.

Dosis real (en base al peso real de 105 kgs) 5.71 mg./kg. de Ketamina y 1.14 mg./kg. de Xilaxina.

17 mins. Se traslada al animal al hospital veterinario.

F.R. 22 rpm.

18 mins. Inicia la toma de constantes fisiológicas.

F.C. 60 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 38.6 C.

El reflejo oculo-palpebral está presente en forma normal. Se inicia la preparación del área quirúrgica.

23 mins. F.C. 56 lpm.

F.R. 18 rpm.

Temperatura 38.5 C.

Reflejo oculo-palpebral presente en forma normal.

36 mins, F.C. 60 lpm.

F.R. 18 rpm.

Temperatura 38.5 C.

38 mins. F.C. 50 lpm.

F.R. 18 rpm.

Temperatura 38.6 C.

40 mins. F.C. 58 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.6 C

Reflejo ocular-palpebral presente

42 mins. Se opta por profundizar el estado anestésico para evitar que la presencia del reflejo oculo-palpebral impida la reavivacion de bordes y re-sutura adecuadas. Se administran 3cc de Fentotal al 2.5% in travenosos (75 mg. totales de Tiopentál Sodico) (.71 mg/kg de Fentotal).

43 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.7 C.

Cesa el reflejo oculo-palpebral.

45 mins. El reflejo oculo-palpebral se hace patente, aunque muy disminuido por considerarse adecuado al estado anestésico, y por evitar el riesgo de una mayor profundizacion del mismo, se opta por anestesiarse localmente con Lidocaina al 2%. aplicación de 10cc de Xilocaina al 2% (200 mg totales de Lidocaina y 10/200,000 partes de epinefrina) inyectada en forma regional alrededor del párpado. Cesa el reflejo oculo-palpebral de inmediato.

F.C. 60 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.7 C.

48 mins. Reavivacion de los bordes de la herida original mediante el recorte de tejido palpebral con tijera curva de Mayo. El animal gruñe bajo al tocarse en los costados y mueve los miembros anteriores -

ligeramente. Se opta por redosificar al animal para prolongar el estado anestésico.

49 mins. Aplicación de 263 mg de Ketaset (10%) (2.5 mg/kg de Ketamina) y 53 mg totales de Rompún (10%) (.5 mg/kg de Xilazina). Las dosis se calcularon en base al peso real de 105 kgs. La aplicación intramuscular se hizo mediante una jeringa sostenida a mano. Se dejan pasar 4 minutos para lograr un mejor efecto.

53 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.7 C.

El animal deja de moverse y respira a intervalos regulares. Se prosigue con la intervención.

55 mins. Tras revisar el muñón del paquete óptico y verificar la posición adecuada de los puntos internos aplicados durante la enucleación (sesión anterior-mismo caso) se procedió a suturar los bordes recién avivados. Comienza la sutura. Se utiliza seda del No. 1 con puntos separados para lograr la afrontación óptima de los bordes.

F.C. 60 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.7 C.

60 mins. Antes de cerrar la herida por completo, se aplican 10cc de Neomix (1400 mg totales de Neomicina) en forma local dentro de la cavidad dejada por el globo ocular extraído.

63 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.7 C.

El reflejo oculo-palpebral está totalmente ausente.

65 mins. Se termina de suturar la herida.

F.C. 60 lpm.

F.R. 16 rpm.

Temperatura 38.5 C.

reflejo oculo-palpebral ausente. Se coloca al animal en una jaula de la clinica veterinaria.

83 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 18 rpm.

Temperatura 38.5 C.

Reflejo palpebral presente pero disminuido.

108 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 17 rpm.

Temperatura 38.6 C.

Reflejo oculo-palpebral presente pero disminuido.

138 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 17 rpm.

Temperatura 38.1 C.

168 mins. F.C. 54 lpm.

F.R. 16 rpm.

Temperatura 38.1 C.

183 mins. Comienzan a presentarse ligeros movimientos en miembros anteriores. El animal gruñe bajo.

198 mins. F.C. 57 lpm.

F.R. 15 rpm.

Temperatura 37.7 C.

Reflejo oculo-palpebral presente en forma normal.

228 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 14 rpm.

Temperatura 37.3 C.

246 mins. Movimientos pronunciados de pataleo. Vocaliza repetidamente.

252 mins. Trata de levantar la cabeza. Vocaliza repetidamente.

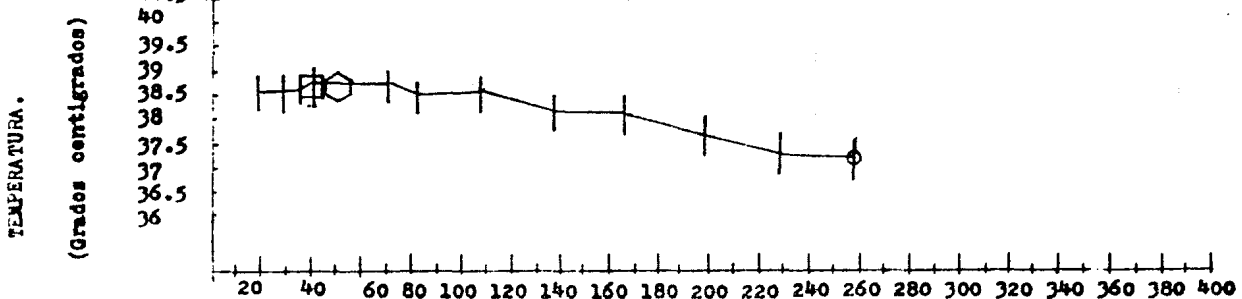
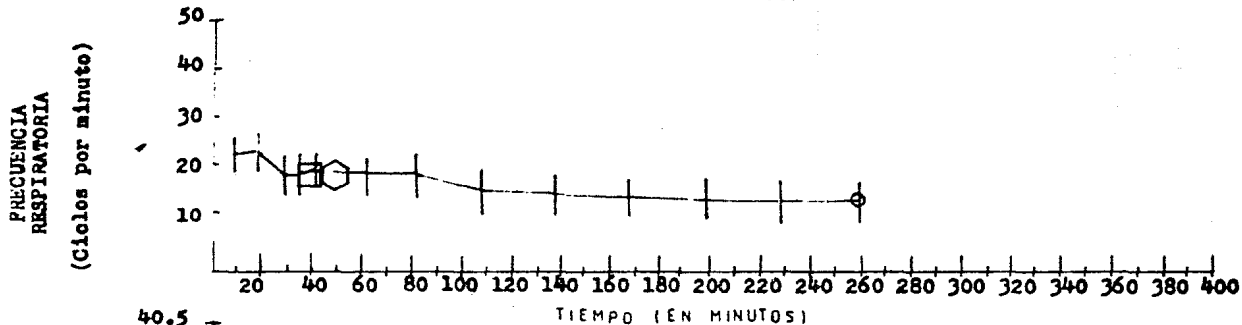
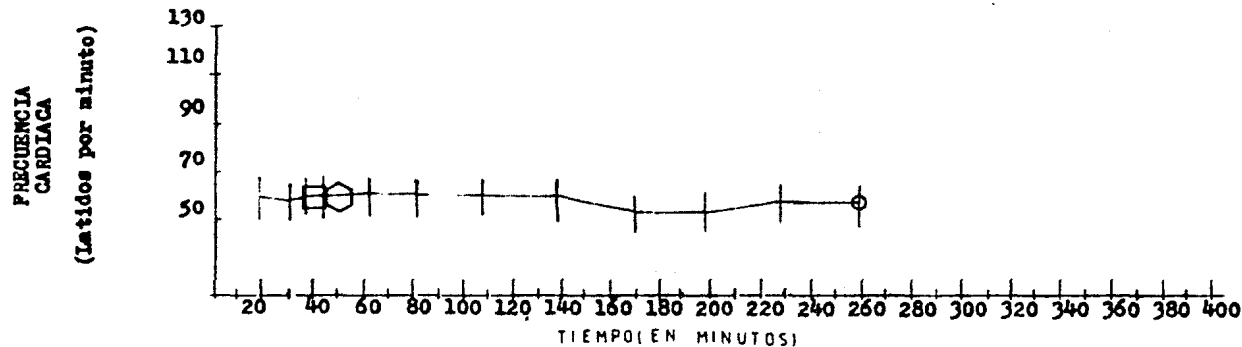
258 mins. Después de dos intentos el animal logra ponerse en recumbencia esternal con la cabeza bamboleante (la mueve de lado a lado).

El animal esta consciente.

Dosis total real - 863 mg. totales de Ketaset (10%) (8.21 mg. de Ketamina) y 173 mg. totales de Rompún (10%) (1.64 mg/kg de Xilazina repartidos en dos aplicaciones de la siguiente manera: 600 mg de Ketaset (10%) (5.71 mg/kg de Ketamina) y 120 mg de Rompún (10%) (1.14 mg/kg de Xilazina) como dosis inicial para inducir el estado de anestesia disociativa; una aplicación intermedia de Pentotal Sódico a los 42 minutos intravenosa de 75 mg totales (.71 mg/kg de Tiopental Sódico) a dosis efecto (como se dio el reflejo oculo-palpebral solo durante uno o dos minutos, se optó por redosificar al animal para asegurar su permanencia del estado anestésico disociativo) y se le aplicaron 263 mg. totales de Ketaset (10%) (2.5 mg/kg de Ketamina) y 53 mg totales de Rompún (10%) (.5 mg/kg de Xilazina) a los 49 minutos de la aplicación inicial.

Tiempo total de anestesia - 247 minutos.

La anestesia lograda se considero óptima para la intervencion realizada, a pesar de haberse tenido que redosificar al animal con la mitad de la dosis inicial.



CASO No. 12 (2a. Sesión) ◻ Redosif. Ket. Xil. ◻ Aplic. Tiopental S. ○ Fin del Periodo Anest.

CASO No. 13

Jaguar - Leopardo (Híbrido) Adulto

(1a. Sesión).

Edad 7 años aproximadamente

Peso calculado 50 Kgs.

Peso real 41 Kgs.

Historia.- Animal agresivo que había estado albergado en una jaula pequeña de concreto con malla metálica al frente. Debido al espacio insuficiente para el encierro de otros felinos de la misma área se cambió al animal a la clínica veterinaria del zoológico.

Dosis calculada - 220 mg. de Ketaset (solución al 10%) y 40 mg. de Rompún (solución al 10%) (4.4 mg/kg de Ketamina y 0.8 mg/kg de Xilazina).

Dosis real - 5.36 mg./kg. de Ketamina y 0.976 mg/kg de Xilazina.  
(en base al peso real).

La inyección de la droga se hizo mediante disparo con pistola de CO<sub>2</sub> y dardo.

00 mins. Inyección.

Debido a la agresividad del animal y al stress al que estuvo sujeto durante el manejo se optó por no molestarlo hasta haber hecho efecto pleno de la droga. La dosis fue única por considerarse una maniobra que solo requería sedación.

23 mins. Prostración, midriasis, inmovilidad, no responde a estímulos auditivos ni táctiles. Permanece con los ojos abiertos y saliva profusamente.

F.C. 72 lpm.

F.R. 32 rpm.

Temperatura 39.4 C.

Respiración abdominal franca, taquipnea.

34 mins. F.C. 72 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 39.4 C.

45 mins. F.C. 76 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 39.0 C.

53 mins. F.C. 64 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 38.8 C.

Respiración abdominal. Midriasis marcada.

63 mins. F.C. 62 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 38.5 C.

83 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 38.3 C.

86 mins. Movimiento ligero de cabeza. Gruñe ligeramente, responde a estímulos táctiles y auditivos con ligeros movimientos de los miembros y cabeza.

F.C. 52 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 38.0 C.

A partir de este momento se dejan de medir frecuencia cardíaca y



y temperatura por considerarse peligroso una respuesta exagerada del animal al estímulo táctil.

97 mins. El animal vomita jugo gástrico y dos pequeños trozos de carne semidigerida.

F.R. 18 rpm.

140 mins. Animal postrado en recumbencia lateral, reflejo palpebral presente, respiración pausada y toraco-abdominal. Ausencia de la miarísis pupilar característica, reflejo pupilar aparentemente normal.

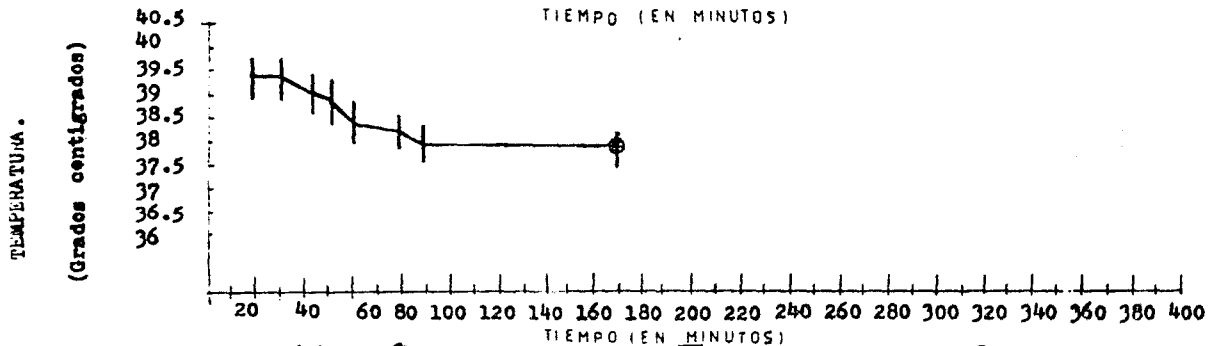
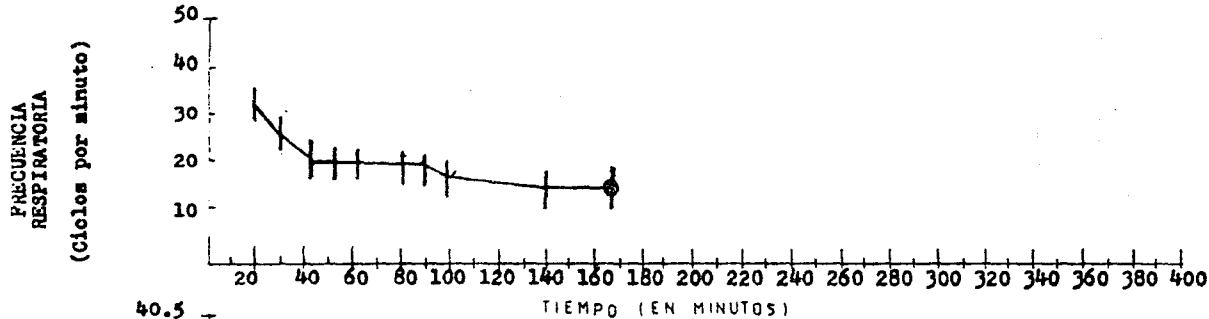
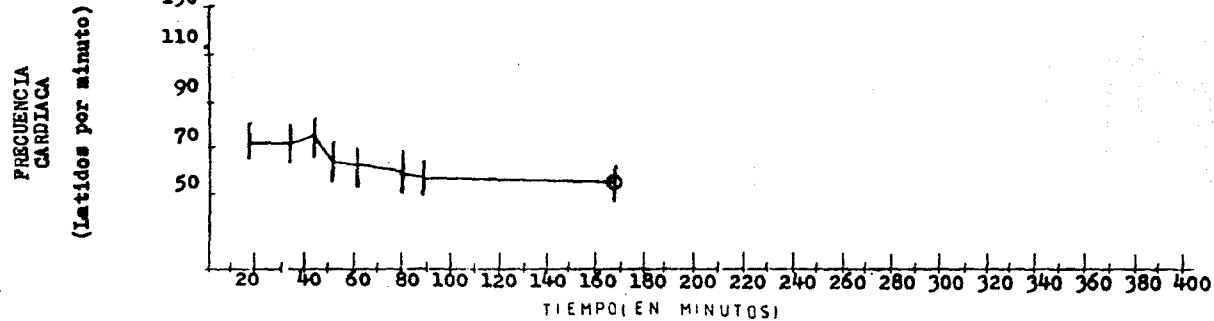
F.R. 16 rpm.

170 mins. El animal se levanta a una posición de recumbencia esternal, presenta un ligero bamboleo de torax y cabeza. Consciente. Sigue movimiento con la mirada y amenaza. Hace dos intentos de incorporarse pero finalmente queda postrado (recumbencia esternal).

225 mins. Se incorpora casi normalmente (con un ligero bamboleo), deambula en su nuevo albergue e intenta comer el alimento que se le dejó.

Dosis total real - Se aplicaron 220 mg de Ketaset (10%) (5.36 mg./kg. de Ketamina) y 40 mg de rompún (10%) (.976 mg/kg de Xilazina) la sedación fue óptima para el manejo realizado.

Tiempo total de sedación - 170 minutos.



CASO No. 13 (la. Sesión)

Redosif. Ket. Xil.

Aplic. Tiopental S.

Fin del Periodo Anest.

CASO No. 13

Jaguar - Leopardo (híbrido)

(2a. Sesión).

Peso real - 41 kgs.

Historia.- El mismo animal tuvo que ser pasado a otro albergue -- la jaula de contención no se podía ajustar a la entrada del mismo, por lo que se requirió de la sedación del felino para ser transportado. El movimiento fue aprovechado por el personal para realizar una revisión física completa, incluyendo examen oftalmológico y revisión oral.

Dosis real - 250 mg. de Ketaset (sol. al 10%) y 50 mg de Rompun - (rehidratado a partir de su sal-base al 10 %). (6.1 mg/kg de Ketamina y -- 1.22 mg/kg de Xilaxina).

La inyección se hizo con jeringa sostenida en la mano con jaula de contención. Esta jaula de contención se encuentra integrada al albergue del animal en forma fija.

00 mins. Inyección.

02 mins. Mirada perdida, tambaleo, incoordinación, boca abierta con ligera protrusión lingual. Midriasis.

03 mins. Postración, recumbencia lateral, salivación, jadeo ligero, sigue con cabeza semi-erguida.

05 mins. Recumbencia lateral, relajado, nistagmo, salivación, baja la cabeza, boca entreabierta, midriasis franca.

06 mins. Al no responder a estímulos auditivos ni táctiles se -- procedió a tomar las constantes del animal.

07 mins. F.C. 76 lpm.  
F.R. 24 rpm.  
Temperatura 39.8 C.

12 mins. F.C. 78 lpm.  
F.R. 28 rpm.  
Temperatura 39.8 C.

13 mins. Se le sacó de jaula

Movimiento ligero de labio superior (gesticula), se le pesó y revisó de ojos y boca. Se noto la fractura de los dos colmillos inferiores con involucramiento pulpar en el colmillo inferior izquierdo. Se verificó el peso real en 41 kgs.

26 mins. F.C. 80 lpm.  
F.R. 25 rpm.  
Temperatura 39.8 C.  
Respiración torácica profunda.

52 mins. F.C. 76 lpm.  
F.R. 22 rpm.  
Temperatura 39.1 C.

68 mins. F.C. 74 lpm.  
F.R. 18 rpm.  
Temperatura 38.7 C.

77 mins, F.C. 72 lpm.  
F.R. 20 rpm.  
Temperatura 38.2 C.

El animal empieza a gesticular y a mover los miembros ligeramente, trata de levantar la cabeza, se dejan de tomar frecuencia car

díaca y temperatura por considerarse peligroso.

92 mins. F.R. 22 rpm.

114 mins. El animal amenaza y vocaliza (gruñe) se trata de incorporar, pero queda en recumbencia esternal, movimientos de cabeza laterales la boca permanece entreabierta y hay salivación profusa. Responde a estímulos táctiles y auditivos con amenaza y agresión. Movimientos corporales exagerados. Consciente.

F.R. 20 rpm.

184 mins. F.R. 18 rpm.

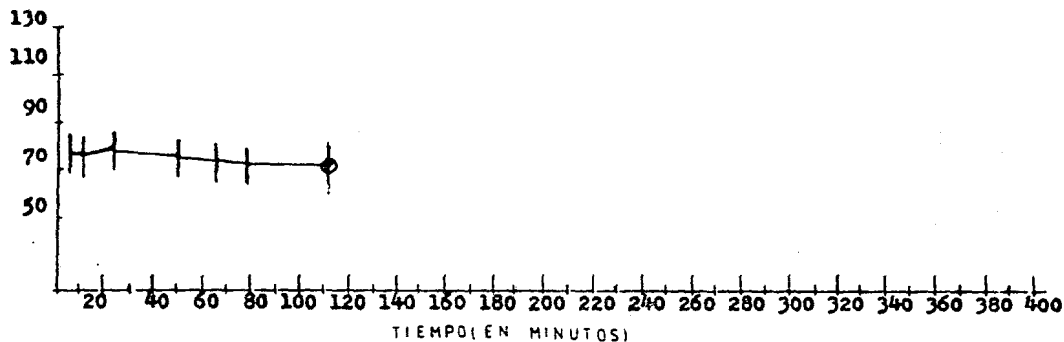
El animal vomita, pero sin contenido digestivo, tan solo arroja jugos gástricos. Esta completamente consciente, amenaza y agrede al recibir actitudes o acciones de amenaza, permanece sentado con la cabeza baja. Las membranas nictitantes de ambos ojos son aparentes. El animal durmió bien esa noche e ingirió su ración normal de alimento al día siguiente sin dar muestras de malestar.

Dosis total real - La dosis única real (confirmada al pesarse el animal en 41 kgs.) fue de 250 mg de Ketaset (10%) (6.1 mg/kg de Ketamina) y 50 mg de Rompun (10%) (1.22 mg/kg de Xilazina).

El tiempo total de sedación fue de 114 minutos.

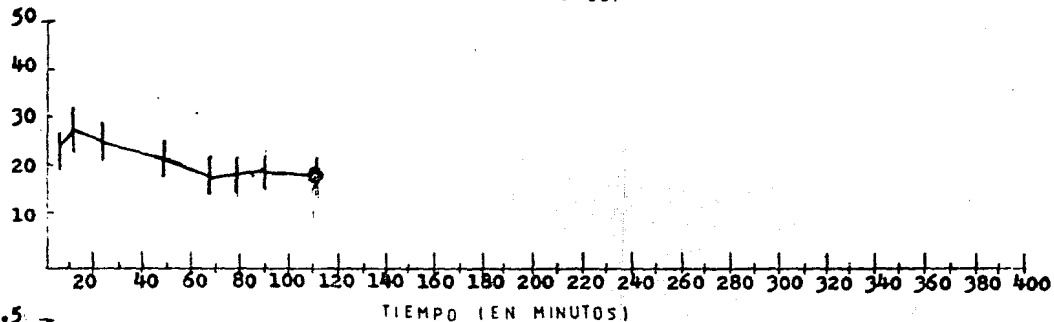
FRECUENCIA  
CARDIACA

(Latidos por minuto)



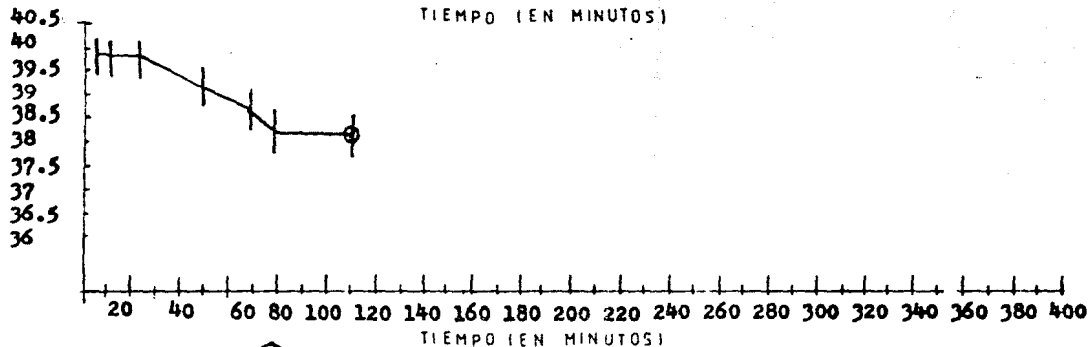
FRECUENCIA  
RESPIRATORIA

(Ciclos por minuto)



TEMPERATURA.

(Grados centígrados)



CASO No. 13 (2a. Sesión)



Redosif. Ket. Xil.



Aplic. Tiopental S.



Fin del Periodo Anest.

CASO No. 13

Jaguar - Leopardo (Híbrido)

(3a. Sesión)

Historia.- Una vez más y por requerimientos de espacio para otros animales se sedó al animal para trasladarlo a una jaula rodante vacía. La sedación fue necesaria debido a la altura de la jaula rodante, que no permitía el traslado en una jaula de contención móvil.

Peso real - 41 kgs. (verificada mas tarde con báscula)

Dosis única - Ketalar (solucion al 5%) 200 mg totales de Ketamina y 40 mg totales de Rompun (4.88 mg/kg de Ketamina) y (.98 mg/kg de Xilazina) la inyección se realizó mediante una jeringa sostenida en la mano con aguja de grueso calibre.

00 mins. Inyección, animal estresado

03 mins. El animal vomita y se hace patente la midriasis característica. El vómito se presenta sin contenido digestivo y tan solo aparecen jugos gástricos.

05 mins. El animal sigue haciendo el intento de vomitar hay bamboleo exagerado. Se sienta, voltea la cabeza de lado a lado con la boca entreabierta respiración toraco-abdominal, midriasis notoria.

06 mins. Cae en recumbencia esternal levanta la cabeza y voltea de lado a lado

08 mins. F.R. 24 rpm.

12 mins. Se comienzan a tomar las constantes por poderse acercar al animal sin riesgo. Se pesa al animal (el peso real es de 41 kgs.)

F.C. 72 lpm.

F.R. 23 rpm.

Temperatura 38.7 C.

Gesticula levemente a estímulos táctiles, no responde -  
al estímulo auditivo.

20 mins. F.C. 72 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 38.5 C.

Se le traslada a la jaula rodante en la cual ha de per-  
manecer.

23 mins. Ligeros movimientos de cola, respiración lenta y abdomi-  
nal.

F.R. 25 rpm.

30 mins. F.C. 76 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 38.8 C.

Reflejo palpebral ligero, gesticula ligeramente sin vo-  
calizar.

35 mins. Se voltea al animal manualmente de recumbencia lateral-  
derecha a recumbencia lateral izquierda.

37 mins. Respiración abdominal poco profunda.

40 mins. F.C. 76 lpm.

F.R. 30 rpm.

Temperature 38.8 C.

45 mins. Reflejo palpebral normal (presente) el animal gesticula  
ligeramente.



47 mins. Reflejo anal presente, levanta la cola y la mueve ligeramente. Suspira dos veces en un minuto (al tomarse la frecuencia respiratoria).

F.R. 19 rpm.

F.C. 65 lpm.

Temperatura 38.5 C.

57 mins. F.C. 64 lpm.

F.R. 19 rpm.

Temperatura 38.3 C.

62 mins. Reflejo anal normal, baja la cola y trata de proteger ano como respuesta al estímulo táctil en perine.

F.C. 66 lpm.

F.R. 20 rpm.

Temperatura 38.0 C.

70 mins. Reflejo caudal presente y normal

F.C. 62 lpm.

F.R. 25 rpm.

Temperatura 37.8 C.

Respiración abdominal profunda.

80 mins. F.C. 60 lpm.

F.R. 24 rpm.

Temperatura 37.4 C.

90 mins. F.C. 58 lpm.

F.R. 16 rpm.

Temperatura 37.4 C.

El animal emite pequeños gruñidos bajos, responde a estímulos táctiles con amenaza (gesticula) y vocalización, mueve los miembros posteriores ligeramente.

100 mins. F.C. 60 lpm.

R. R. 16 rpm.

Temperatura 37.4 C.

El animal responde a estímulos táctiles y auditivos, hay cabeceo ligero, la midriasis ha desaparecido pero presenta la boca entreabierta con ligera protrusión lingual y ambas membranas nictitantes se hacen aparentes. Los reflejos pupilar, anal y cutáneo están normales. (Respuesta normal a estímulos). Se dejan de tomar frecuencia cardíaca y temperatura, por considerarse capaz de agresión al animal. El felino está consciente pero inmóvil. La respiración es uniforme y abdominal.

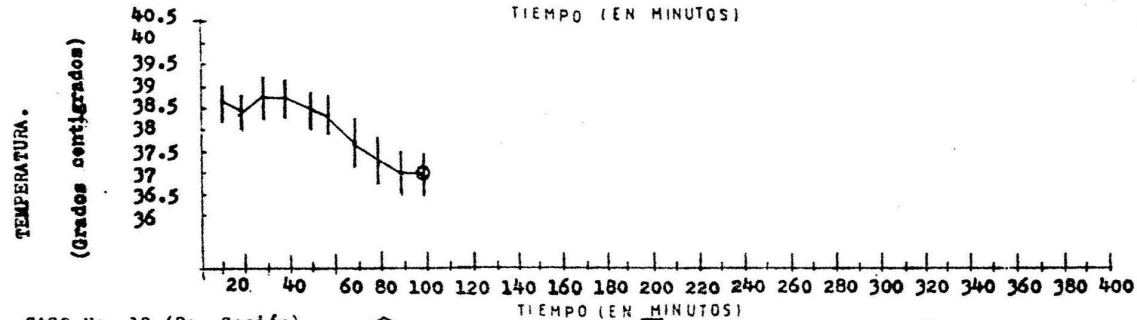
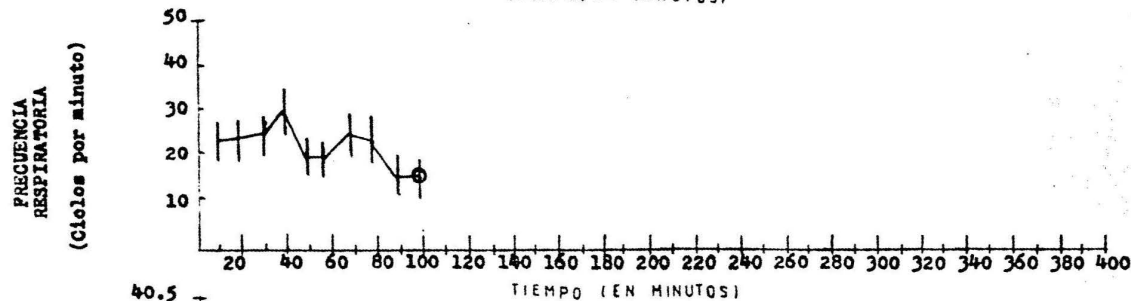
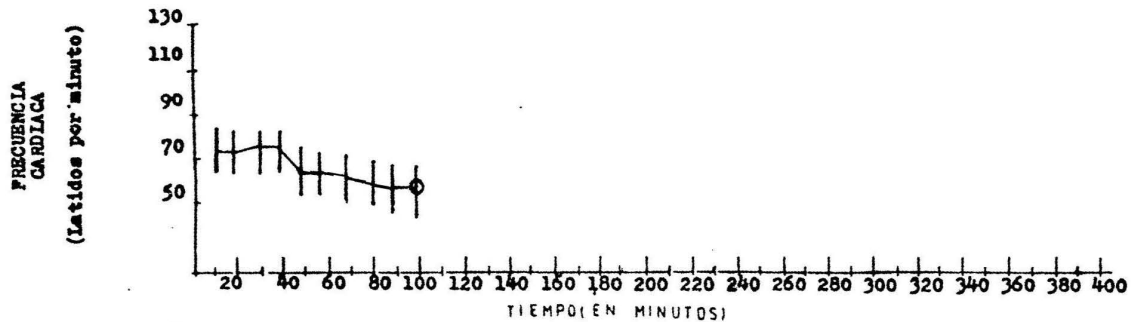
120 mins. El animal adopta una posición de recumbencia esternal, aparece letárgico con mirada perdida pero sigue movimiento con la vista, frecuencia respiratoria 16 rpm. (respiración abdominal).

180 mins. El animal se incorpora bamboleante.

Al día siguiente el animal comió bien y no dio muestras de malestar alguno.

Dosis Total real - (confirmada al volver a pesarse el animal en 41 kgs.) 200 mg de Ketalar (5%) (4.81 mg/kg de Ketamina) y 40 mg de Rompún (10%) (.98 mg/kg de Xilazina).

Tiempo total de sedación - 100 minutos.



CASO No. 13 (3a. Sesión)



Reosif. Ket. Xil.



Aplic. Tiopental S.



Fin del Período Anest.

Los casos que se presentan a continuación representan ma-  
nejos o cirugías realizadas en la clínica del zoológico, pe-  
ro en las cuales debido a falta de personal, tiempo o materia-  
les, no se pudo llevar un registro exacto de las frecuencias-  
cardíacas ni respiratorias, ni de los cambios progresivos en-  
la temperatura corporal del animal.

Debido a lo anteriormente expuesto se presentaran única-  
mente las dosis aplicadas, los tiempos totales de sedación o  
anestesia y algunas características relevantes de la interven-  
ción.

CASO No. 14

Leon Africano Hembra

Edad 4 meses

Peso real 15 kgs.

Historia - El animal tenía una notoria hernia umbilical desde recién nacido, aunque se ópto por esperar a que tuviera el peso y el tamaño adecuado para poder intervenirlo quirúrgicamente.

A los 4 meses de edad del animal se decidió llevar a cabo la operación. (se pudo pesar el animal antes del manejo debido a su tamaño y edad).

18 minutos antes de aplicarle la dosis inicial de Ketamina - Xilazina se le atropinizo, ya que la combinación de los agentes disociativo y neuroleptoanalgesico (o sedante) se potencializó con Pentobarbital sódico, por no contarse con otro agente anestésico fijo.

00 mins. Dosis inicial, 75 mg. de Ketaset (10%) y 15-mg. de Rompún al (105) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina).

06 mins. El animal presentaba hipokinesia, midriasis, salivación y boca entreabierta.

Se le aplica una venoclisis en la vena safena externa del -- miembro posterior izquierdo. El animal recibe un total de -

200 cms. cúbicos de sol. de Hartmann a lo largo de la intervención.

No responde a estímulos auditivos ni táctiles, así que se rasura y lava la región como preparación de la cirugía.

19 mins. El animal es colocado sobre la mesa quirúrgica.

23 mins. Se inicia la cirugía, no responde a las incisiones de piel ni de músculo.

39 mins. Ligera vocalización, pequeños movimientos con los miembros, empieza a ser menos notoria la midriasis.

42 mins. El animal empieza a mover el torso lateralmente, responde al dolor (la pared muscular se tensa al pellizcarla con una pinza de Kelly). Se decide redosificar.

49 mins. Se le aplican 63 mg. (1cc) de Pentobarbital-Sódico (Anestosal-lab. Norden) utilizando la venoclisís con suero por vía intravenosa. El animal se relaja, deja de vocalizar, aunque persisten los movimientos ligeros de miembros y ojos.

52 mins. Se le aplican 126 mg. (2cc) mas de Pentobarbital por vía intravenosa y en 20 segundos deja de forcejear, -

desapareciendo los reflejos palpebral, podal y cutáneo. Se prosigue con la intervención.

70 mins. El animal permanece inmóvil y no vocaliza, -- aunque vuelve a aparecer el reflejo palpebral. Los demás re flejos permanecen ausentes.

82 mins. El animal vocaliza ligeramente, presenta pe-- queños movimientos de miembros y cabeza, hay ligero nistagmo-- y parece responder al dolor (vocaliza al pellizcarse la pared muscular).

90 mins. Se opta por redosificar con Pentobarbital por no haberse iniciado la sutura de la pared muscular.

96 mins. Se inicia la suturación de la pared donde se recorto el anillo herniario. Al poner el primer punto en - "X" el animal responde vocalizando y moviendo miembros y cabe-- za ligeramente, por lo que se decide redosificar con 31.5 mg. (1/2 ml) de Pentobarbital intravenoso. El reflejo palpebral esta presente.

98 mins. El animal deja de responder al manejo de pa-- red muscular. Desaparece el reflejo palpebral. Se prosi-- gue con el cierre de pared muscular.

121 mins. Se termina de cerrar la pared muscular, se -  
revisan los nudos de los puntos de sutura y se comienza a su-  
turar la piel. Ausencia de reflejos palpebral, podal y cutane  
neo.

140 mins. Reflejo palpebral presente pero disminuido.  
Los reflejos podal y cutáneo siguen ausentes.

143 mins. Se termina de suturar la piel y se aplica un  
antiséptico tópico.

147 mins. El reflejo palpebral es aparente y los reflejo  
s podal y cutaneo están presentes, pero disminuidos.

173 mins. Todos los reflejos están presentes, el ani--  
mal empieza a temblar y vocaliza levemente.

180 mins. El animal vocaliza en forma casi continua, -  
tiembla y mueve los miembros y la cabeza levemente.

Los signos permanecieron básicamente iguales hasta los-  
226 minutos, cuando el animal intentó incorporarse.

237 mins. Después de un par de intentos, el animal log  
ra ponerse en recumbencia esternal, las membranas nictitan--  
tes son aparentes y permanece con la boca entreabierta y salido



vando. Es capaz de seguir movimiento con la mirada y respon- de a estímulos auditivos y táctiles. El animal está consci- ente a partir de este momento.

Al día siguiente el animal comió en forma normal y sólo- se mostraba molesto al caminar. Encorvaba la espalda ligera- mente en señal de dolor.

Tiempo total de anestesia - 237 minutos.

Dosis real - 75 mg.kg de Ketaset (10%) y 15 mg. de Rom-- pún (10%) (5 mg/kg de Ketamina y 1 mg/kg de Xilazina) como in- ductores del estado anéste-sico. Se mantuvo este estado con un total de 224 mg. de Pentobarbital Sódico por vía endovenosa. Se requirió de una dosificación inicial de 189 mg. de Pentobarbital a los 49 y 52 minutos (se toman como la misma - dosis, ya que fueron aplicadas a dosis-efecto en un período - demasiado corto para ser considerado como diferentes aplica- ciones, el efecto acumulativo es el mismo).

Fue necesario redosificar al animal con 31.5 mg. de Pen- tobarbital a los 96 minutos para permitir la sutura adecuada- de la cavidad abdominal. Es posible que la aplicación cons- tante con goteo lento de 200 ml. de solución de Hartmann a lo largo de la intervención haya facilitado la biotransformación y excreción del fármaco anestésico, por lo que la acción de - Pentobarbital se vio mitiga- da considerablemente y se acortó - el tiempo total de anestesia.

CASO No. 15 LEON AFRICANO. Hembra 1 año 4 meses de edad aproximadamente.

Peso calculado. 100 kgs.

Historia - Dos leones africanos (un macho y una hembra) - fueron trasladados del Estado Mayor Presidencial al Zoológico de Chapultepec. El transporte fue realizado en una camioneta panel y el manejo, de no ser el disparo inicial (hecho con dardo de retrocarga y pistola de CO<sub>2</sub>) fue manual, sin jaulas ni mallas dentro de la camioneta. Debido al tamaño considerable de los animales, y a falta de equipo de transporte adecuado y - el subsecuente riesgo para los operarios involucrados en el manejo, fueron necesarias dosis repetidas de fármaco.

En este caso, al igual que en el siguiente (caso No. 16) - la única droga (Rompun - Bayer (10%)) ya que no se contaba con otro fármaco en ese momento.

00 mins. Disparo inicial (con dardo de retrocarga y pistola de CO<sub>2</sub>) dosis inicial 800 mg Rompun (calculando 8mg/kg de Xilazina en base al peso aproximado de 100 kg).

05 mins. El animal muestra un andar inseguro, aunque no - da traspies.

09 mins. El animal intenta vomitar, arroja un poco (15 ml. aproximadamente) de jugo gástrico.

17 mins. Abre la boca ligeramente y empieza a salivar.

19 mins. Las membranas nictitantes son aparentes en ambos cantos internos de los ojos, tiene la mirada perdida y hay cabeceo.

18 mins. Cae en recumbencia esternal.

25 mins. El animal responde a estímulos táctiles (no a auditivos) con rugidos bajos. Se decide redosificar para permitir un manipuleo seguro.

30 mins. Redosificación, se aplicó la mitad de la dosis inicial (400 mg. de Rompún (10%) ). Mediante una jeringa sostenida en la mano, ya que la sedación así lo permitió, pero que era insuficiente para transportar al animal (la redosificación se calculó a 4 mg/kg de Xilazina en base a peso estimado del animal).

35 mins. Cae en recumbencia lateral, pero no baja la cabeza.

37 mins. Se colocó al animal (junto con el león del caso No. 16) en la camioneta y se procedió con el transporte al zoológico.

Con el movimiento el animal parecía excitarse, vocalizaba, - (rugido bajo), miraba hacia enfrente y aunque seguía en recumbencia esternal, no bajaba la cabeza del todo.

42 mins. El animal mueve sus miembros ligeramente con movimiento de pataleo. Permanece en recumbencia lateral, aunque levanta la cabeza.

46 mins. El animal vocaliza bajamente. Empieza a tratar de levantar el tórax e incorporarse, aunque no lo logra. Se opta por redosificar.

47 mins. 2a. redosificación. Una vez mas se aplica la mitad de la dosis inicial (400 mg de rompun (10%);

La 2a. redosificación se volvió a calcular a razón de 4 mg/ kg de Xilazina en base al peso calculado del animal. Se inyecta con una jeringa sostenida en la mano, ya que la sedación así lo permite.

52 mins. El animal deja de vocalizar y baja la cabeza. Con movimientos bruscos de la camioneta saca las garras y trata de apoyarse. (la sedación obtenida en todo el trayecto, aunque no fue óptima, fue suficiente).

63 mins. Arribo al zoológico. Ambos animales empiezan a vocalizar y no retraen las garras, así que no se les pesa por no estar lo suficientemente sedados.

dos y se les pasa directamente a su albergue.

72 mins. Los animales son llevados sobre carretillas hasta el albergue posterior en su encierro definitivo.

93 mins. Una vez colocados dentro del albergue posterior y dejados sin estímulos auditivos y táctiles durante unos minutos los animales se relajan. Dejan de vocalizar y retraen las garras. Permanecen en recumbencia lateral y con los ojos cerrados durante mas de 123 minutos.

Su respiración es toracó-abdominal, lenta y profunda. No intentan moverse ni levantarse en ese tiempo.

216 mins. Mueve los cuatro miembros a manera de pataleo (empezó con movimientos ligeros de miembros a los 162 mins., y progresa hasta un claro movimiento de caminado en recumbencia lateral).

219 mins. Hace dos intentos por ponerse en recumbencia esternal y se queda quieta, pero con la cabeza erguida.

223 mins. Despues de dos intentos mas logra ponerse en recumbencia esternal. Presenta la boca entreabierta, una ligera protrusión lingual y ambas membranas nictitantes son aparentes.

Cabecea de lado a lado pero sigue movimiento con la cabeza y responde a estímulos auditivos y táctiles con gruñidos y amenaza. El animal está consciente.

257 mins. El animal se incorpora, aunque bamboleante. Ambas membranas nictitantes son aparentes y mueve la cabeza de lado a lado constantemente.

Tiempo total de sedación.- 223 minutos.

Dosis real.- No se puede obtener por no haberse podido pesar al animal.

Dosis calculada.- Aplicada (en base al peso corporal calculado de 100 kgs.) 800 mg. de Rompun (10%) (8 mg./kg. de Xilazina) con dos redosificaciones de la mitad de la dosis inicial (400 mg. de rompun al 10% en cada una). La primera de estas redosificaciones se aplicó a los 30 minutos del disparo inicial y se estimaron en base al peso calculado, 4 mg/kg de peso. La segunda redosificación se aplicó a los 47 minutos y se cuenta como una dosis diferente porque han pasado más de 15 minutos, tiempo en el cual la primera redosificación ya ha empezado a metabolizarse, teniendo pleno efecto sobre el animal.

Dosis total aproximada - 16 mg/kg de Xilazina.

CASO No. 15

Leon Africano Macho

Edad 1 año 4 meses aproximadamente

Peso calculado 100 kgs.

Historia - Igual al Caso No. 15 (anterior)

Dosis inicial - 800 mg. de Rompún (8 mg/kg de Xilazina en base al peso calculado) como única droga utilizada en la sedación.

00 mins. Disparo inicial (con dardo de retrocarga y pistola de CO<sub>2</sub>).

El desarrollo de la sedación fue casi idéntico al del caso No. 15 (anterior), por lo que se obviarán los detalles del proceso observando, haciendo hincapié en las diferencias en relación al efecto del fármaco aplicado.

06 mins. El animal muestra un andar inseguro.

15 mins. Hay salivación, mirada perdida, ambas membranas nictitantes son aparentes.

19 mins. Intenta vomitar, pero solo arroja jugo gástrico.

21 mins. Caen en recumbencia esternal.

25 mins. Al igual que la hembra del caso No. 15(anterior) sigue respondiendo a estímulos auditivos y táctiles. Se decide redosificar.

27 mins. Redosificación con la mitad de la dosis inicial (400 mg de rompun (10%)) ya que la sedación obtenida era insuficiente para realizar el transporte en la camioneta, la dosis aplicada fue calculada a razón de 4 mg/kg de Xilazina en base al peso estimado. Se aplicó esta redosificación mediante una jeringa sostenida en la mano.

29 mins. El animal cae en recumbencia lateral y permanece inmóvil.

Se procedió a hacer el traslado al Zoológico. Los movimientos del vehículo y los sonidos fuertes estimulaban la vocalización frecuente del animal. Ocasionalmente con movimientos bruscos, el animal sacaba las garras e intentaba apoyarlas con un leve pateo. Permanecía en recumbencia lateral, aunque con la cabeza semi-erguida.

Debido al movimiento constante de ambos animales (al igual que el de la leona del caso No15(anterior)) se opta por una segunda redosificación.



48 mins. 2a. Redosificación. Se repite la mitad de la dosis inicial (400 mg/kg de Xilazina en base al peso estimado. Se inyecta con una jeringa sostenida en la mano.

55 mins. El animal se relaja, deja de vocalizar y mover los miembros.

63 mins. Arribo al zoológico y traslado al albergue posterior de su encierro definitivo.

72 mins. Se colocan ambos animales en el albergue posterior de este momento en adelante el proceso es idéntico al de la Leona del caso No. 15 (anterior) excepto que empieza a tratar de ponerse an recumbencia esternal a partir de los 193 minutos y lo logra a los 202 minutos.

A los 203 minutos presenta movimientos laterales continuos de la cabeza, mirada perdida, ambas membranas nictitantes visibles y boca entreabierta con salivación. Responde a estímulos auditivos y táctiles, así que se le considera consciente.

232 mins. El animal se incorpora aunque permanece bamboleante. Trata de caminar, pero cae sentado y regresa a la posición esternal, aunque la mirada permanece al frente y no baja la cabeza.

Tiempo total de sedación - 203 minutos.

Dosis real - No se conoce por no haberse pesado al animal.

Dosis calculada - Aplicada en base al peso corporal estimado de 100 kgs. 800 mg. de rompun (10%) iniciales (8 mg/kg de Xilazina, aproximadamente) con dos redosificaciones - de la mitad de la dosis inicial cada una (400 mg de rompun (10%), o sea 4 mg/kg de Xilazina cada una aproximadamente). La primera de estas redosificaciones se aplicó a los 29 minutos, se volvió a redosificar a los 48 minutos. Ello permitió el acarreo y relocalizar un final de ambos animales (junto con la leona del caso anterior). Las redosificaciones se consideran como tales por haber pasado el suficiente tiempo entre aplicaciones para que el fármaco tuviera plena acción.

Dosis total aproximada - 16 mg/kg de Xilazina.

CASO No. 17

Jaguar Macho

Edad 3 meses aproximadamente

Peso real 10 kgs.

Historia - El animal se encontraba en el albergue de cachorros junto con otros animales de su edad y cuatro cachorros de león de 7 meses de edad. Al estar jugando con uno de los leones (de 45 kgs. de peso aproximadamente) se lastimó el miembro posterior derecho y claudicaba sin apoyar esa pata. Se sospechó de fractura femoral, misma que se confirmó al detectarse -- crepitación a la palpación del miembro afectado. Se procedió a sedar al animal para poder revisarlo adecuadamente y tomar -- una placa radiográfica.

Dosis real - 20 mg de Rempún (10%) (2 mg/kg de Kilazina)

La droga fue aplicada mediante una jeringa sostenida en la mano, ya que el tamaño del animal así lo permitió.

00 mins. Inyección única.

04 mins. Mirada perdida agacha la cabeza, apariencia somnolienta.

09 mins. Cae en recumbencia lateral, pero no baja la cabeza, nistagmo ligero.

12 mins. Boca entreabierta, salivación, cabeceo, no baja la cabeza, comienza la revisión.

Aunque la sedación no es total, (gruñe en amenaza, responde a estímulos táctiles y auditivos y mueve los miembros ligeramente). Es suficiente para permitir la revisión completa del animal y se toma de la placa radiográfica.

La placa revela una fractura en fémur derecho, por lo que se decide intervenir al animal para colocarle un clavo intramedular. La sesión anestésica de esta intervención se presenta en la segunda sesión de este mismo caso.

18 mins. El animal se queja a la palpación de la fractura pero sólo mueve los miembros ligeramente por lo que se considera innecesario el profundizar el estado de sedación.

24 mins. Se termina de revisar al animal y se le regresa a su albergue.

32 mins. El animal, al dejar de recibir estímulos auditivos y táctiles, permanece en recumbencia lateral y reclina la cabeza. Sigue con la boca entreabierta y salivando.

36 mins. El animal parece dormido. No mueve los miembros ni la cabeza, aunque responde a estímulos auditivos leves (golpeteo de la reja con los dedos) - con gruñidos y abriendo los ojos.

48 mins. El animal abre los ojos y trata de incorporarse en dos ocasiones.

52 mins. Hace dos intentos mas por levantarse, vocaliza levemente.

56 mins. Despues de cuatro intentos a los 53 y 54 mins, el animal logra adoptar una posición de recubmencia esternal, aunque la boca permanece entreabierta con la subsecuente salivación) y mueve la cabeza de lado a lado.

Responde a estímulos auditivos y táctiles con muestras de agresión (encorva el bello superior, gruñe, voltea la cabeza y amenaza con los miembros anteriores). El animal esta consciente.

El animal paso la noche bien y comió hasta el día siguiente. A los dos días de habersele sedado se le anestesió e intervino para colocarle un clavo intramedular en el fémur fracturado.

Dosis real - 20 mg de Rompun (10%) (2 mg/kg de xilazina). La sedación a pesar de ser insuficiente para manejos mas proe longados ó difíciles, permitió la adecuada revisión del animal y la obtención de la placa radiográfica del miembro afectado. No se juzgó necesario redosificar al animal para llevar a cabo un manejo tan rápido y sencillo, y solo se tuvo que controlar-

la resistencia que ofrecía con manipuleo y restricción física-manual. El animal no dejó de vocalizar en todo el tiempo de sedación y respondía, aunque debilmente, a estímulos auditivos y táctiles, por lo que nunca perdió en realidad la conciencia. La droga permitió una contención física manual del animal, -- eliminando el riesgo a la persona que realizaba el manejo sin arriesgar la vida del animal, que pudo haber entrado en shock-fácilmente.

Tiempo total de sedación - 56 minutos.

CASC No. 17

(2a. Sesión)

Jaguar Macho

Edad 3 meses aproximadamente

Peso real 10 kgs.

Historia - Misma de la sesión anterior. Dos días mas tarde se decidió intervenir al animal para reducir la fractura mediante la colocación de un clavo intramuscular. Se trasladó al animal a una clínica veterinaria particular para poder utilizar anestesia volátil (inhalada) y equipo quirúrgico adecuado (instrumental de ortopedia quirúrgica) en la intervención.

El animal fue pre-medicado con 22 mg. de Atropina totales - (.22 mg./kg. de Atropina) por vía intramuscular profunda, 25 minutos antes de anestesiar al animal. Fue innecesario inducir a un plano quirúrgico con la combinación de Ketamina/Xilazina debido a que el tamaño del animal y su fácil manipuleo (docilidad) - permitió la inyección intravenosa del Tiopental Sódico.

La inducción del estado anestésico mediante Tiopental se hizo a dosis-efecto, calculando la dosis total al aplicarse a razón de 15 mg/kg, se le aplicó la mitad de esa dosis (7.5 mg/kg - por vía endovenosa rápida).

00 mins. Aplicación intravenosa de 75 mg. de Tiopental -- 2.56 (Tiopental sódico) como inductor de la anestesia. El animal se relajó a los 8 segundos, cayo en recumbencia lateral y -- quedó totalmente flácido.

Se le empezó a rasurar y lavar el miembro afectado como preparación pre-operatoria.

02 mins. Principia el rasurado, el animal responde con movimientos leves a los estímulos táctiles, los reflejos palpebral, podal y fótico son normales, por lo que se decide redosificar -- con 25 mg. totales más por la misma vía.

03 mins. Redosificación con 25 mg. más de Pentotal 2.5% - (2.5% mg/kg de Tiopental Sódico).

El animal se relaja y desaparecen los reflejos podal y fótico, aunque el reflejo palpebral está aún presente. Se permite pasar un minuto sin estimular al animal para ver si el efecto -- del anestésico se ve incrementado, pero a los 04 minutos el reflejo palpebral esta presente aún, así que se le redosifica una vez más.

05 mins. 2a. redosificación con 12.5 mg. de Pentotal 2.5% (1.25 mg/kg de tiopental sódico) a los 10 segundos de la aplicación desaparece el reflejo palpebral. El animal se encuentra - en el plano III a de anestesia según la tabla convencional. (Tabla No. I)

08 mins. Se termina de rasurar el miembro, se le lava con jabón quirúrgico.

09 mins. Se termina de lavar la pierna, se coloca al ani-



mal sobre la mesa del quirófano, se le aplica una solución anti-séptica y se inicia el aislamiento mediante campos estériles.

12 mins. Se intuba al animal con una sonda endotraqueal y se conecta al vaporizador de metoxifluorano. Se le pasa O<sub>2</sub> (oxígeno) sin anestésico, en la mezcla de gases.

15 mins. El estado anestésico es sostenido al agregarse un 5% de metoxifluorano a la mezcla de gases que el animal respira.

18 mins. Se da inicio a la cirugía.

22 mins. Se disminuye el metoxifluorano a un 3% del volumen de gases total.

El animal recibe 700cc de gases por minuto durante todo el tiempo que se utiliza el vaporizador.

26 mins. El jaguar no muestra los reflejos palpebral, podal, fótico ni cutáneo. No hay respuesta motora al incidir ni mover masas musculares. La pupila presenta una midriasis franca. La respiración es toraco-abdominal profunda y las encías mantienen un color rosa profundo con un excelente retorno venoso a la presión.

El excelente estado anestésico se mantuvo durante toda la -  
cirugía.

45 mins. Se inicia la colocación del clavo.

96 mins. Se termina de colocar el clavo. Se inicia la su-  
tura de masas musculares.

123 mins. Se inicia la sutura de piel.

142 mins. Termina la cirugía. Se le aplican anetiseptico-  
tópicos y ampicilina parenteral al animal. Se deja de suminis-  
trar el metoxifluorano (la mezcla se mantuvo al 3% durante toda-  
la intervención).

Al momento de suspender el gas anestésico los reflejos pal-  
pebral, podal y fótico están ausentes. Se le aplican 700cc de  
O<sub>2</sub> (en mezcla al 40% con Nitrógeno) durante un minuto hasta que  
empieza a recuperar el reflejo fótico.

144 mins. Se desconecta la sonda del vaporizador y se per-  
miten pasar 6 minutos hasta que el animal tose, señal de que es-  
tá recuperando el reflejo laríngeo y que se puede retirar la son-  
da sin peligro de una neumonía por aspiración o asfixia por obs-  
trucción laríngea en ausencia de un reflejo tusigno adecuado.

150 mins. Se presenta la tos, se retira la sonda endotra-  
queal y el animal respira normalmente.

152 mins. Los reflejos fótico, podal y palpebral están presentes. El animal empieza a vocalizar y a mover los miembros ligeramente.

154 mins. El animal gruñe en forma baja y constante. Hay movimiento exagerado de los miembros, hace dos intentos de incorporarse y logra ponerse en recumbencia esternal a los 168 minutos.

169 mins. El animal vocaliza voltea de lado a lado y permanece con los ojos entreabiertos, el animal esta consciente.

Una hora y media mas tarde esta plenamente consciente, se le regresa a su albergue en el zoológico.

Al dia siguiente el animal come bien y apoya el miembro intervenido.

Tiempo total de anestesia - 169 minutos.

Dosis de inducción - 75 mg. de Pentotal al 2.5% (7.5 mg/kg. de Tiopental Sódico) por vía endovenosa, con dos redosificaciones consecutivas, una de 25 mg. a los 3 minutos y otra de 12.5 mg. a los 5 minutos. Con las 3 dosis de Tiopental Sódico se logró una inducción del estado anestésico adecuado, este estado se mantuvo mediante la administración de metoxiflurano como un 5% del volumen total (700cc) de gases inhalado por el animal en

un minuto. El gas ané'stesico se redujo a un 3% del volúmen total de gases inhalados a los 22 minutos de haber comenzado la sesión anestésica.

La anestesia quirúrgica fue óptima ya que se pudo manipular al animal, reduciendo la cantidad de fármacos utilizados, - el stress al animal y el riesgo al que fue sometido este durante la intervención.

CASO No.17 (Mismo de anterior)

(3a. Sesión)

Jaguar - Macho Revisión post-operatoria

Peso Real - 13.5 kgs.

Edad - 4 meses aproximadamente

Historia - Misma de las dos sesiones anteriores. Un mes después el animal se había recuperado por completo, caminaba - corría y jugaba normalmente (sin claudicar) con los demás cachorros del albergue. Se sedó al animal para tomar una placa radiográfica, verificar la progresión de la fractura e intentar, de ser posible, de retirar el clavo ortopédico.

Dosis real - 10 mg de rompún (10%) (.74 mg/kg de xilazina) y 80 mg de Ketaset (10%) (5.92 mg/kg de Ketamina).

00 mins. Inyección manual mediante jeringa hipodérmica. El manejo del animal se pudo hacer manualmente, así que se facilitó la contención inicial.

El animal recibió la dosis total de Xilazina (10 mg) junto con 30 mg de Ketaset (10%) al iniciarse la sesión de sedación (2.22 mg/kg de Ketamina).

03 mins. El animal presentaba un ligero nistagmo, boca en trembierta y salivación.

05 mins. Hay incoordinación y midriasis con vocalización - a pesar de la midriasis sigue el movimiento con la vista.

08 mins. El animal sigue consciente a pesar de presentar todos los signos anteriores.

10 mins. Se decide aumentar la dosis de Ketamina para una mejor sedación, ya que no se puede manejar al animal adecuadamente.

12 mins. Segunda aplicación de Ketamina (se cuenta como parte de la dosis inicial, ya que no ha pasado el suficiente -- tiempo para la total metabolización del fármaco). Se le aplican 50 mg. de Ketaset (10%) (3.7 mg/kg de Ketamina) debido a las dos aplicaciones repetidas la dosis real de Ketaset es de 80 mg. (5.92 mg/kg de Ketamina).

13 mins. La midriasis se hace mas aparente, sigue salivando. adopta una posición de recumbencia esternal (habia estado -- sentado).

15 mins. El cabeceo se hace más pronunciado, deja de seguir movimiento con la vista, no responde a estímulos auditivos ni táctiles, la sedación se considera adecuada para el manejo - que va a realizarse.

- 20 mins. Se toma una placa radiografica (toma lateral del miembro posterior derecho).
- 25 mins. La placa reveló una consolidación total de la fractura femoral, aunque el que el clavo ortopedico se encontrara implantado en la epifisis distal, por lo que se intentó sacar una pequeña incisión cerca de la articulación
- 32 mins. Despues de varios intentos se cesa en el intento y se empieza a suturar la herida de exploración. (bastaron 2 puntos separados para cerrarla).
- 37 mins. Finaliza la exploración del animal. Hay ligeros movimientos de cola.
- 42 mins. Se regresa al animal a su albergue. Reflejos palpebral, podal y cutáneo presentes, aunque disminuidos.
- 46 mins. Reflejos palpebral, podal y cutáneo normales. El animal aún esta midriático y no responde a estímulos auditivos ni táctiles.
- 52 mins. La midriasis empieza a ceder, el animal vocaliza levemente, hay movimientos ligeros de cola.
- 74 mins. Hay vocalización constante, el animal responde a

estímulos auditivos y táctiles.

Hay ligero movimiento de miembros. El reflejo fótico está presente y la pupila está aparentemente normal. El animal entrecierra los ojos y gruñe al ser estimulado.

80 mins. El animal levanta la cabeza. Hay un ligero bamboleo de la cabeza misma y nistagmo, aunque es capaz de seguir movimiento con la vista.

92 mins. Después de un intento el animal adopta una posición de recumbencia esternal. Mueve la cabeza de lado a lado, aunque amenaza y vocaliza. El animal está conciente.

114 mins. Aun bamboleante el animal hace un intento de vomitar. Solo arroja jugo gástrico.

126 mins. El animal intenta incorporarse dos veces, pero cae a recumbencia esternal.

El jaguar pasó bien la noche (sin desarrollar complicaciones respiratorias ni digestivas) y a la mañana siguiente comió su ración normal.

La herida exploratoria sanó en dos semanas.

Tiempo total de sedación - 92 minutos.



Dosis real - 10 mg de rompún (10%) (.74 mg/kg de xilazina) y 80 mg de ketaset (10%) (5.92 mg/kg de ketamina). La dosis total de ketamina se suministró en dos aplicaciones (a los minutos 00 y 12) sin que hubiera transcurrido el tiempo suficiente para su total metabolización y efecto, por lo que son consideradas una sola dosis.

El tiempo de sedación fue óptimo para el tipo de manejo -- que se realizó.

CASO No. 18

Leon Adulto-Hembra

Edad 7 años aproximadamente

Peso calculado 200 kgs.

Peso real 168 kgs.

Historia - El animal parió en la fosa (albergue exterior - de exhibición) durante el día. Los cachorros se encontraban -- muy cerca del foso divisorio del público. Se temió que alguno- (de los tres cachorros que constituía la camada) fuera a caer al agua o lastimarse en una caída. Debido a ello se optó por se-- dar a la hembra y pasarlos a su albergue interior, que además de ser más seguro permitiera observar a la hembra y vigilar a las - crías.

Debido a la distancia del animal (10 metros aproximadamente) se utilizó un rifle de dardos con carga de CO<sub>2</sub>. Este rifle -- proyecta bien dardos de 5cc, pero con dardos de 10cc y 15cc tra- za trayectorias parabólicas, mismas que hacen inexacto el dispa- ro. Por no correr el riesgo de lastimar un cachorro se dispara ron las drogas en series de dos dardos de 5cc por tiro.

Dosis inicial - 800 mgs. total Ketamina

Dosis calculada - 4 mg/kg Ketamina

Dosis real - 4.76 mg/kg de Ketamina (la dosis real es rela- tiva porque se ignora cuanta droga recibió en realidad.

1.19 mg/kg de Xilazina.

00 mins. Disparo inicial , ambos dardos dan en el blanco, pero rebotan por ser disparados con fuerza excesiva. No se sabe cuanta droga recibió el animal en realidad.

09 mins. Midriasis, cabeceo lento, mirada fija, responde a estímulos auditivos, movimientos lentos.

12 mins. Incoordinación, se para bamboleante, camina hasta la orilla del foso.

15 mins. Trata de levantar un cachorro (lame a las tres crías.)

20 mins. Segundo disparo.

Dosis total 800 mg. Ketamina y 200 mg. Xilazina. Disparo pega en tibia y es reflejado. No parece haber entrado la droga.

28 mins. No hay reacción de mayor efecto. Sigue incoordinada y midriática pero ambulante y responde a estímulos externos.

42 mins. Tercer disparo. El anterior (20.) no tuvo ningún efecto aparentemente. Dosis total 700 mg. Ketamina y 100 mg. Xilazina. Blanco en masa muscular (cuadrisept) descarga -- completa.

44 mins. Cabeceo con protrusión lingual. Se reclina contra una pared.

47 mins. Nistagmo ligero.

53 mins. Se logra sentar, levanta la cabeza y voltea.

58 mins. Posición anormal (sentada con la espalda arqueada y desviada hacia un costado) mirada extraviada, midriasis.

59 mins. Cae a posición de recumbencia lateral.

63 mins. (1 hora 3 minutos) entrada a albergue, se prueba al animal en cuanto a respuesta, no responde a estímulos auditivos ni táctiles.

Se le mete arrastrando al albergue interior (se le arrastra de cola o miembros posteriores) con sus cachorros.

Peso real 168 kgs.

Dosis real

96 mins. (1 hora 36 minutos) pesado en báscula.

126 mins. Respiración lenta, animal tranquilo, desaparece la midriasis, cierra parpados, lengua protruida.

156 mins. Respiración lenta y profunda, boca entreabierta-tercer párpado protruido.

223 mins. (3 horas 43 minutos) mueve la cabeza levemente, responde a estímulos auditivos, gruñe.

237 mins. (3 horas 57 minutos) mueve patas y levanta la cabeza.

257 mins. (4 horas 17 mins.) trata de incorporarse.

273 mins. (4 horas 33 mins.) se levanta a recumbencia esternal, bamboleante.

371 mins. (5 horas 11 mins.) se incorpora bamboleante y dá-traspies, bebe agua, consciente.

380 mins. (6 horas) reposa en recumbencia lateral, tranquila, lame a sus cachorros, aunque aún bamboleante.

Dosis real total - 2300 mg. totales de Ketalar (10%) 500 -- mg. totales Rompún (10%) (13.7 mg/kg de ketamina y 2.97 mg./kg. de Xilazina) aplicada en tres dosis, la primera a los 00 mins. (800 mg. de Ketamina y 200 mg. de Xilazina). La segunda a los 20 mins. (800 mg. de Ketamina y 200 mg. de Xilazina) y la tercera a los 42 minutos (700 mg. de Ketamina y 100 mg. de Xilazina). No se puede decir que la dosis total sea real, ya que se hicieron tres disparos independientes con diferencia de tiempo entre-dosis y dosis. No se tiene la certeza de qué cantidad de fármaco que recibió el animal, ya que los dos primeros dardos botaron y el segundo en particular pegó en la tibia así que no descargó en su totalidad. El tercer dardo hizo blanco en maza muscular y descargó por completo.

Tiempo total de sedación - 371 minutos (6 horas 11 minutos).

### CONCLUSIONES.

Como podemos observar en la Tabla IV, los tiempos totales de los fármacos utilizados variaron considerablemente. No sería -- aplicable el utilizar estos datos para conocer su significancia estadística ya que las variantes en las sesiones anestésicas (fármacos utilizados, dosis totales, tiempos totales de anestesia, especie, edad y sexo) son demasiadas e imposibilitan un estudio estadístico serio. Mas bien, y como se hizo en el estudio realizado, cada caso debe de considerarse como único, siendo modelo de la acción de los tres farmacos básicos utilizados; ya sea en combinaciones de Ketamina, Xilazina, Ketamina-Xilazina, Tiopental, Ketamina-Xilazina-Pentobarbital o Xilazina sola. En algunos casos aislados en los que se quiso prolongar el estado de sedación o anestesia se utilizaron anestésicos locales (Lidocaina 2%, por ejemplo) para disminuir los estímulos de dolor al animal. En un caso (17-2a. sesion) fue posible anestesiarse al animal con Tiopental intravenoso y sostener este estado mediante el sondeo endotraqueal y la aplicación de Halotano al 3% por vía respiratoria, esto permitió un estado de anestesia quirúrgica óptima para la intervención realizada. En general, se podría decir que el metodo es óptimo en todas las especies de mamíferos pero que no es posible aplicarlo en algunos casos, tales como aquellos que involucran animales salvajes o exóticos, por obvias razones, analizadas en la introducción.

Las dosis recomendadas de 5 mg. de Ketamina y un mg de Xilazina por Fowler (5) o de 10 mg totales de Ketamina y 2 mg totales de Xilazina por Wallach (61) son aplicables, con la diferencia de que en la primera se obtiene un estado de sedación e inmovilidad en -- adultos, pero que para sostenerse requiere de aplicaciones repetidas a intervalos irregulares (por lo general, cuando comienza a -- dar señas de empezar a recuperar la conciencia el animal), mien--- tras que la segunda lleva a un estado de inmovilidad y aparente anestesia en adultos, y que rara vez requiere de redosificaciones - si la intervención o el manejo duran menos de 180 minutos. Esto se confirmó con manejos posteriores en los que se utilizaron ambas drogas a diferentes dosis, pero que no se pudieron documentar adecuadamente por diversas causas. Las anteriores son observaciones hechas en base a las sesiones registradas, pero la comprobación estadística exacta requeriría de estudios posteriores.

La combinación por vía lim., 5 mg de Ketamina y 1 mg. de Xilazina por kg. en felinos salvajes de talla mayor (miembros del género Panthera) y en las especies mas grandes de los felinos salvajes menores (género Felis) se ha venido utilizando exitosamente en el Zoológico de Chapultepec desde hace algún tiempo. El presente estudio fue realizado para confirmar la efectividad y seguridad anestésica del metodo, mismo que se confirmó como útil, práctico, confiable y aplicable a nuestras particulares condiciones.

Todos los fármacos utilizados existen en el mercado nacional en la actualidad, el único inconveniente real es la diferencia de concentraciones del principio activo que hace necesaria la utilización de volúmenes mayores para lograr el mismo efecto.



T A B L A IV.

CONCLUSIONES

<u>CASO No.</u>	<u>NOMBRE COMUN.</u>	<u>NOMBRE CIENTIFICO</u>	<u>EDAD</u>	<u>KETAMINA</u>	<u>XILAZINA</u>	<u>TIOPIENTAL</u>	<u>OTROS</u>	<u>PROPOSITO</u>	<u>TIEMPO TOTAL DE ANESTESIA</u>
01	Tigre de-- Bengala	Panthera Ti- gris.	3 1/2 años	7.3 mg/kg	1.8 mg/kg			SM	
02	Leon Africa no.	Panthera Leo	4 años	6.7 mg/kg	1.7 mg/kg			SR	189 mins.
02 2a.S.	Leon Africa no.	Panthera Leo	4 años	10.4 mg/kg	1.66 mg/kg	2.16 mg/kg	.3 mg/kg Nepivacaina 1 mg/kg Lidocaina.	C	214 mins.
03 1a.S.	Puma	Felis Conco- lor.	20 años	6.27 mg/kg	1.25 mg/kg	1.25 mg/kg		C	196 mins.
03 2a.S.	Puma	Felis Conco- lor	20 años	2.59 mg/kg	.52 mg/kg			SR	56 mins.
04	Leon Africa no.	Panthera Leo	1 año 4 meses	5.67 mg/kg	1.13 mg/kg			SM	125 mins.
05	Leon Africa no.	Panthera Leo	1 año 3 meses	6.1 mg/kg	1.23 mg/kg			SM	105 mins.
06	Leon Africa no.	Panthera Leo	11 meses	4.7 mg/kg	.94 mg/kg			SM	167 mins.

C - CIRUGIA

SM - SEDACION PARA MANEJO

SR - SEDACION PARA REVISION CLINICA

TA B L A IV.

CONCLUSIONES

<u>CASO No.</u>	<u>NOMBRE COMUN.</u>	<u>NOMBRE CIENTIFICO</u>	<u>EDAD</u>	<u>KETAMINA</u>	<u>YLAZINA</u>	<u>TIOFENTAL</u>	<u>OTROS</u>	<u>PROPSOTO</u>	<u>TIEMPO TOTAL DE ANESTESIA</u>
07	Leon Africa no.	Panthera Leo	1 año 3 meses	8.1 mg/kg	1.62 mg/kg			SM	113 mins.
08 la.S.	Jaguar	Panthera Onca.	3 1/2 meses	20.0 mg/kg	4.0 mg/kg			C	203 mins.
08 2a.S.	Jaguar	Panthera Onca.	3 1/2 meses	8.33 mg/kg	2.0 mg/kg			SR	130 mins.
09	Leopardo	Panthera Pardus.	6 meses	7.5 mg/kg	1.5 mg/kg			SR	173 mins.
10	Tigre de-- Bengala	Panthera Tigris.	1 año 8	4.54 mg/kg	.9 mg/kg	.3 mg/kg		C	218 mins.
11	Jaguar	Panthera Onca.	4 meses	13.3 mg/kg	2.47 mg/kg		Pentobarbital 199 mg/kg (sacrificio).	SR	89 mins.
12 la.S.	Leon Africa no.	Panthera Leo	10 años	10.625 mg/kg	3.33 mg/kg	4.16 mg/kg		C	338 mins.
12 2a.S.	Leon Africa no.	Panthera Leo	10 años	8.21 mg/kg	1.64 mg/kg	.71 mg	1.66 mg/kg Lidocaina.	C	247 mins.
13 la.S.	Jaguar Leopardo.	Panthera Onca-Pardus.	7 años	5.6 mg/kg	.976 mg/kg			SM	170 mins.
13 2a.S.	Jaguar Leopardo.	Panthera Onca-Pardus.	7 años	6.1 mg/kg	1.22 mg/kg			SM	114 mins.

T A B L A IV.

CONCLUSIONES

<u>CASO No.</u>	<u>NOMBRE COMUN.</u>	<u>NOMBRE CIENTIFICO</u>	<u>EDAD</u>	<u>KETAMINA</u>	<u>KILAZINA</u>	<u>TIOPIENTAL</u>	<u>OTROS</u>	<u>PROPOSITO</u>	<u>TIEMPO TOTAL DE ANESTESIA</u>
13 Ja.S.	Jaguar Leopardo.	Panthera Onca-Pardus	7 años	4.81 mg/kg	.98 mg/kg			SM	100 mins.
14	Leon Africa no.	Panthera Leo	4 meses	5.0 mg/kg	1.0 mg/kg		Pentobarbital sodico 224 mg.	C	237 mins.
15	Leon Africa no.	Panthera Leo	1 año 4 meses.		16 mg/kg (aprox.)			SM	223 mins.
16	Leon Africa no.	Panthera Leo	1 año 4 meses.		16 mg/kg (aprox.)			SM	203 mins.
17 Ja.S.	Jaguar	Panthera Onca.	3 meses		2 mg/kg			SR	56 mins.
17 2a.S.	Jaguar	Panthera Onca.	3 meses			11.25 mg/kg	Metoxiflurano 5% Metoxiflurano 3%	C	169 mins.
17 Ja.S.	Jaguar	Panthera Onca.	4 meses	5.92 mg/kg	.74 mg/kg			SR	92 mins.
18	Leon Africa no.	Panthera Leo	7 años	13.70 mg/kg (aprox.)	2.99 mg/kg (aprox.)			SM	371 mins.

C - CIRUJIA

SM - SEDACION PARA MANEJO

SR - SEDACION PARA REVISION CLINICA

## BIBLIOGRAFIA.

- 1.- Berton, William. Editor Enciclopedia Britanica, publicada por Encyclopedia Britanica, Inc., en combinacion con Las Universidades de Chicago, Oxford, Cambridge, Londres y Toronto. Chicago, E.U.A. 1964 Tomo 23 pgs. 972-973.
- 2.- Diaz del Castillo, Bernal Historia de la Verdadera Conquista de Nueva España. Ed. Pedro Rebrado Tomo I México 1944. Pg. 259-261
- 3.- Gage, Thomas. Nuevo Renacimiento de las Indias Occidentales. Ed. Fondo de Cultura Economica. México 1982 Pg. 141-144.
- 4.- Clifford D. May. Preservation for Profit (New Strategies), The New York Times Magazine, Sept., 12 1982. New York, U.S.A. Pg.50-54.
- 5.- Fowler, Murray E. (Editor) Zoo and Wild Animal Medicine. W. B. Saunders Co. Philadelphia U.S.A. 1978 Pg. 37
- 6.- McCarthy, Timothy. The Phencyclidine Anesthetics: Their Effects on Central Nervous Cardiovascular and Respiratory Function. Veterinary Anesthesia. Vol. III No. 1 Spring 1976. Pgs. 49-55.
- 7.- Chen, Graham and Enser, Charles. 2-(Ethyl Amine)-2-(2-Thienyl) -- Cyclohexanone. HCL (CL-634): A Taming, Incapacitating, and Anesthetic Agent for the Cat. American Journal of Veterinary Research. Vol. 29 No. 4 April 1968 Pg. 863-867.

- 8.- Calderwood, Hugh and Klide, Alan. Cardiorespiratory Effects of Thi-  
etamine in Cats. American Journal of Veterinary Research. Vol. 32,  
No. 10 October 1971 Pg. 1511-1515.
- 9.- Welicer, E. (pub.) Remington's Pharmaceutical Sciences Saunders Publi-  
shing Company Philadelphia U.S.A. 16th Edition 1982 Pg. 988.
- 10.- Felleto distribuido per la Compañía Parke-Davis. Referencias Biblio-  
graficas-Ketalar (Utilizado como propaganda para la venta de su pro-  
ducto a Hospitales).
- 11.- Fuentes, V.O. Farmacología y Terapéutica Veterinarias. Editorial -  
Interamericana México, D.F. Primera Edición 1986 Pg. 343-344.
- 12.- Fuentes V.O. IDEM Pg. 287
- 13.- Fuentes V.O. IDEM Pg. 310-325.
- 14.- Fuentes, V.O. IDEM Pg. 329
- 15.- Colesia, C.G. and Chen, R.C. Effects of Ketamine on E.E.G. Activity -  
in Cats and Monkeys. Electroencephalography and Clinical Neurophysio-  
logy. Vol. 37 1974 Pgs. 345-353.
- 16.- Cersen, G. Miyasaka, M., And Demino E.F. Changing Concepts in Pain Con-  
trol During Surgery. Dissociative Anesthesia with CI-581 (Ketamine).  
A progress Report. Journal of Anesthesia and Analgesia (Cleveland --  
Ohio). Vol. 47 Nov. Dec. 1968 Pg. 746-759.

- 17.- Lenzwehr, D. and Muller, R. Significance of CI-581 (Ketamine) for Anesthesiology in Veterinary Medicine with Special Attention to Zoo Animals. Proceedings of the Fifth International Symposium on Diseases of Zoo Animals. Prague (1967 Akademie Verlag, Berlin) 1967.
- 18.- Cuccolo, R.P. y Spanpinato, N. Clinical Evaluation of the Anesthetic Activity of a Phencyclidine Derivate: CI-581 Incentri Di Anestesia - Rian Scienti Affini. No. 2 Vol. 2 (Roma) 1967 Pg. 1-11
- 19.- Yexall + Hird (Ed.) Pharmacological Basis of Small Animal Medicine. 1983 Pg. 257-298. Blackwell and Co. London 1979
- 20.- Sumano, H. y Fuentes, V.O. El Efecto de la Xilaxina Sobre la Respuesta Presora a la Adrenalina en el Perro Anestesiado con Pentobarbital. Veterinaria Mexicana. Vol. 10 1977 Pg. 13-17.
- 21.- Anand, J.F. Rompun (Bay Va 1470), an Effective Premedication for Ketamine Anesthesia in the Cat. Veterinary Medical Review No. 2, 1973. Pg. 142-144.
- 22.- Anand, J.F. Et Al Premedication With Xylazine To Eliminate Muscular Hypertonicity in Cats Ketamine Anesthesia. Veterinary Medicine/ Small-Animal Clinician. Dec. 1972 Pg. 1305-1307.
- 23.- Traber, D.L. y Wilson, R.D. Differentiation of the Cardiovascular Effects of CI-581. Journal of Anesthesia and Analgesia (Cleveland Ohio) Vol. 47 Nov. Dec. 1968 Pg. 769-777

- 24.- Meyer Jones, L. y Beeth, N.H. (Eds.) Veterinary Pharmacology and Therapeutics Iowa State University Press Ames, Iowa Fourth Edition 1977  
Pg. 289-295 + 363-371.
- 25.- Celeste Selis, J. y Herrera Ruiz, J. Estudio Preliminar Sobre el Uso de la Ketamina. Revista Mexicana-Anestesiologia. Vol. 19 No. 6 --  
1970 Pgs. 337-338.
- 26.- Kastrup, Erwin K. and Boyd, James R. (Eds.) Facts and Comparisons (Ketamine) St. Louis, Missouri. USA. 1979 Edition Pg. 900
- 27.- Chang, T. Dill, W.A. and Glazco, A.J. Metabolic Disposition of 2(0-Chlorophenyl)-2-Methylamino-cyclohexanone HCL (CL-581) in Laboratory Animals and in Man. Federal Proceedings Vol. 24 No. 2 Part 1 Pg. 268.  
March and April 1965. (Parke-Davis & Co. Ann Arbor, Mich. U.S.A.).
- 28.- Sawyer, Donald C. and Heegstraten, Shelly. A Ketamine Experience: - Unintentional Invection of Ketamine HCL Into a Human. Journal of  
The American Animal Hospital Association. Vol. 16 No. 1 1980 Pg.  
123.
- 29.- Di Palma, Joseph (Ed.) Drill's Pharmacology in Medicine. McGraw Hill -  
New York, U.S.A. Fourth Edition Pg. 250-270.
- 30.- Piel, H.P. Anesthesia With Ketamine in the Cat. These - Ecole Nationale Veterinaire D Alfort. (Tesis de Maestria) Alfort, France. 1974  
Pg. 1-65

- 31.- Szaparyas, G. Gempere, M. and Isara, V.A. Use of Ketamine (Ketalar) As An Anaesthetic Agent In Veterinary Surgery. Societe Scientifique Veterinaire Lyon, France 1972 Pgs. 35-42 (Boletin informativo de la Sociedad Cientifica Veterinaria de Lyon, Francia).
- 32.- Hatch, Roger C. and Rush, Terry. Experiments on Antagonism of Ketamine Anesthesia in Cats Given Adrenergic, Serotonergic and Cholinergic, Serotonergic and Cholinergic Stimulants Alone and in Combination. American Journal of Veterinary - Research Vol. 35 No. 1 Jan. 1974 Pgs. 35-39.
- 33.- Catcott, E.J.(Ed.) Feline Medicine American Veterinary Publication Inc. Santa Barbara, California USA. Second Edition 1975 Pg. 533-534.
- 34.- Lumb, William V. Veterinary Anesthesia Lea Febiger Co. Philadelphia USA. 1973 Pg. 322-323.
- 35.- Lumb. Idem Pg. 484-485.
- 36.- Lumb. Idem Pg. 285-315.
- 37.- Fuentes V. O. Pg. 290-293.
- 38.- Meyer Jones Idem Pg. 245-260
- 39.- Convulsiones, Diagnostico, Clasificación y su tratamiento en Perros y Gatos. De Alba González Ma. Cristina Tesis Profesional. Cuautitlán Izcalli 1973.



- 40.- Dripps, Robert D. Introduction To Anesthesia (The Principles of Safe Practice) W. B. Saunders and Co. Philadelphia, USA. Fourth Edition 1972. Pg. 163 + 151-160
- 41.- Hall, L.W. (Ed.) Wright's Veterinary Anesthesia and Analgesia Bailliere Tindall Co. London, England. Seventh Edition 1971 Pgs. 161-163 + 181-323.
- 42.- Beck, C.C.: Chemical Restraint of Exotic Species. Journal of Zoo Animal Medicine. Vol. 3 Pg. 3-66 September 1972.
- 43.- Dolonsek, E.P.: Anesthesia of Exotic Felines With Ketamine -- HCl. Journal of Zoo Animal Medicine. Vol. 2 Pg. 16-19 December 1971.
- 44.- Eads, F.E.: Ketamine, An Intramuscular Feline Anesthetic and Analgesic. Feline Practice. Vol. 2 Pg. 17-19 May-June 1972.
- 45.- Klide, A.M.: Practical Aspects of Chemical Restraint and Anesthesia For Zoo Veterinarians. Proceedings of The Annual Meeting of the American Association of Zoo Veterinarians. Michigan State University East Lansing, Mich. USA. Oct. 12-14 1970. Pgs. 78-92.
- 46.- Addison, Edward and Kolenkowsky, George B. Use of Ketamine Hydrochloride and Xylazine Hydrochloride to Immobilize. Black-Bears (*Ursus Americanus*). Journal of Wildlife Diseases. Vol.-15 April 1979 Pg. 253-257.

- 47.- Lee, J., Schweinsburg, K. Kerman, F. and Haigh, J. Immobilization of Polar Bears (Ursus Maritimus) With Ketamine Hydrochloride and Xylazine-Hydrochloride. Journal of Wildlife Diseases. Vol. 17 No. 3 July 1981 Pg. 331-336.
- 48.- Banicneider, A.R. Phillips, J. M., Jackson, K. T. and Vinal, S. I. Comparison of Ketamine and Xylazine for Effective Anesthesia in The Rhesus Monkey (Macaca Mulatta). Laboratory Animal Science. Vol. 28 No.6 Dec. 1978 Pg. 742-745.
- 49.- White, G.L. and Cummings, J. F. A Comparison of Ketamine and Ketamine/Xylazine in The Baboon (Papio Cynocephalus). Veterinary Medicine/Small Animal Clinician. March 1979 Pg. 392-396.
- 50.- Naccarato, E. F., and Hunter, W. S. Anesthetic Effects of Various Ratios of Ketamine and Xylazine in Rhesus Monkeys. (Macaca Mulatta). Laboratory Animals Vol. 13 1979 Pg. 317-319
- 51.- Jessup, D., Clark, W. E. Gallet, P.A., and Henes, K. Immobilisation of Mule Deer With Ketamine and Xylazine, and Reversal of Immobilization - With Yohimbine. Journal of The American Veterinary Medical Association. Vol. 183 No. 11 Dec. 01, 1983. Pg. 1339-1340.
- 52.- Ryagaire, S. D. and Mbinko, S. M. Duration of Analgesia in Sheep-Under Xylazine/Ketamine Anesthesia. Veterinary Record Vol. 114. Jan. 1984. Pg. 15-16

- 53.- Muir, W. W. and Skarda, R. T. Evaluation of Xylazine, Guafenesin -- and Ketamine Hydrochloride for Restraint in Horses. American Journal of Veterinary Research Vol. 39 No. 8 August 1978 Pg. 1274-1278.
- 54.- Bush, M., Custer, R., Smeller, J., Bush, L. M., Seal, U. S. and Barton, R. The Acid-Base Status of Lions (Panthera Leo), Immobilized with -- Four Drug Combinations. Journal of Wildlife Diseases Vol. 14 Jan. 1978 Pg. 102-109.
- 55.- Mitchner, D. M. Dialogue on Xylazine (Comments). Journal of The - American Veterinary Medical Association No. 168 June 1, 1985. pg. - 1140.
- 56.- Fowler, Murray E. Zoo and Wild Animal Medicine W. B. Saunders and - Co. Philadelphia, Pa. Second Edition 1986 Pg. 53.
- 57.- Campbell, B., Klavans, P. A., and Richardson, P. Hemodynamic Effects - of Xylazine in The Calf. Journal of American Veterinary Medical Association. Vol. 172 Dec. 1979 Pg. 1777-1780.
- 58.- Antonaccio, M. J., Rebsen, R. D., and Ierwin, C. Evidence for Increased Vagal Tone and Enhancement of Baroreceptor Reflex Activity After Xylazine (2-(2,6-Dimethyl Phenylamine)-4-R-5,6-Dihydro-1,3-Thiazine) in Anesthetized Dogs. European Journal of Pharmacology. Vol. 23 1973 Pg. 311-315.

- 59.- Klide, A. M., Calderwood, H. W., and Sema, L. R. Cardiopulmonary Effects of Xylazine in Dogs. American Journal of Veterinary Research. Vol. 36 1975 Pg. 931-935.
- 60.- Custer, R. M., Kramer, L., Kennedy, S., and Bush M. Hematologic Effect of Xylazine When Used for Restraint of Bactrian Camels. Journal of The American Veterinary Medical Association. Vol. 171 No. 9 Nov. 1, 1977. Pg. 899-901.
- 61.- Wallach, S. and Beaver, W. (Editors) Diseases of Exotic Animals-Medical and Surgical Management. J. B. Saunders + Co. Philadelphia, USA. 1983 Pg. 350-354.
- 62.- Hatch R. C., Beeth, N. H., Clark J. D., Et Al: Antagonism of Xylazine Sedation In Dogs By 4-Aminepyridine and Yohimbine. American Journal of Veterinary Research. Vol. 43 Pgs. 1009-1014 1982.
- 63.- Kitzman, J. V., Beeth N. H., Hatch R. C., Et Al: Antagonism of Xylazine Sedation By 4-Aminepyridine and Yohimbine In Cattle. American Journal of Veterinary Research. Vol. 43 Pgs. 2165-2169 1982.
- 64.- Hatch R. C., Beeth N. H., Kitzman J. V., Et. Al: Antagonism of Ketamine Anesthesia in Cats By 4-Aminepyridine and Yohimbine. American Journal of Veterinary Research. Vol. 44 Pgs. 417-423 1983.
- 65.- Starke K: Regulation of Noradrenaline Release By Presynaptic Receptor

- Systems. Review of Physiological Biochemical Pharmacology. Vol. 77 Pgs. 1-124 1977.
- 66.- Starke K. Montiel H.: Alpha-Receptor-Mediated Modulation of Transmitter Release From Central Noradrenergic -- Neurons. Naunyn Schmiedebergs Arch. Pharmacologie - (Abstract). Vol. 279 Pgs. 53-60 1973.
- 67.- Langer S. Z.: Presynaptic Regulation of Release of Catecholamines. Pharmacological Review. Vol. 32 Pgs. 337-362 1981.
- 68.- McAfee D.A., Henon B. K., Horn J. F., Et Al; Calcium -- Currents Modulated by Adrenergic Receptors in Sympathetic Neurons. Federal Proceeding Vol. 40 Pgs. 2246 - 2249 1981.
- 69.- Bowman W. C., Marshall R. J., Rodger I. W., Et Al; Actions of 4-Aminopyridine on The Cardiovascular System of Anesthetized and Dogs. British Journal of Anesthesia. Vol. 53 Pgs. 555-564 1981.
- 70.- Fowler, Murray E. Titular de la Materia de Clínica de Animales de Zoológico en la Universidad del Sur de California en Davis. Comunicación Personal. Mayo 1984. (Información verbal en respuesta a preguntas específicas)

formuladas durante el curso de Fisiopatología de Felinos Salvajes, Mex., D. F. Mayo 1984.)

- 71.- Green R. Activity After Xilazine (2-(2,6 Dimethyl Phenylamino)-4-4-6 Dihidro-1-3-Thiazine) in Anesthetized Dogs. European Journal of Pharmacology. Vol. 23 Pg. 311-315 1973.
- 72.- Finch, L.: The Cardiovascular Effects of Intraventricular Clonide and Bay 1470 British Journal of Pharmacology. Vol. 52 1974. Pgs. 333-338.
- 73.- Kerr, D. D., Jones, E. W., Huggins, K. and Edwards, W.C. Sedative and Other Effects of Xylazine Given Intravenously To Horses. American Journal of Veterinary Research Vol. 33 1972 Pgs. 525-532.
- 74.- Meyers, F. H., Jawetz, E. y Goldfen, Alan. Manual de Farmacología Clínica. Editorial Manual Moderno. México D. F. Cuarta Edición 1980 Pg. 232.
- 75.- Klos, H. G., Lang, E. M., Hand-Book of Zoo Medicine. -- Unostrand Rienhold Co. N.Y. 1976 Pgs. 97-100.
- 76.- Crandall, Lee S. Management of Wild Animals in Captivity. The University of Chicago Press. 1964 Pg. 359-399