
UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



SECRETARIA GENERAL

**EVALUACION CLINICA DEL ISOFLURANO Y ZOLETIL PARA
INDUCIR ANESTESIA EN SERPIENTES TILCUATE
(*Drymarchon corais erebennus*)
EN CAUTIVERIO EN EL ZOOLOGICO GUADALAJARA.**

**TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA
P R E S E N T A :**

P. M. V. Z. CELIA MONTAÑO DORADO

DIRECTOR DE TESIS:

M. C. M.V.Z. DAVID AVILA FIGUEROA

GUADALAJARA, JAL. NOVIEMBRE 1992.

DEDICATORIA:

A MIS PADRES:

SERGIO y ANTONIA; mi mayor agradecimiento por brindarme con las manos abiertas su apoyo y confianza en mi preparación profesional, que ha sido la mejor herencia, por ustedes la obtuve y a ustedes se las brindo.

A MIS HERMANOS:

Ma. Antonieta, J. Sergio, Héctor, Javier y Claudia; por su apoyo y su cariño.

A MIS AMIGOS:

SOCREIM, por su estímulo constante para mi realización como profesionista.

A MI ASESOR:

M.C. M.V.Z. David Avila Figueroa, con sincero agradecimiento y con cariño por su invaluable y desinteresada ayuda.

A TODOS MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS,

**Sara Amalia Evans Félix.
Maribel Salcedo Carreon.
Biol. Salvador Ramirez C.
Enrique Fanti Rodríguez.**

**Eduardo Fanti Echegoyen.
M.V.Z. Pablo Varela.
M.V.Z. Gonzalo Elizondo.
M.V.Z. Jaime Andrade.**

Por su valiosa colaboración en la elaboración de este trabajo.

A MI UNIVERSIDAD Y FACULTAD:

 Mi profundo reconocimiento por brindarme la oportunidad de acceder al más preciado de los bienes: **El saber.**

A MIS MAESTROS:

GRACIAS, especialmente al **M.V.Z. Gustavo Corona Cuéllar**, por brindarme invaluable enseñanzas profesionales y su sincera amistad.

CONTENIDO

Pagina

RESUMEN.....	i
INTRODUCCION.....	1
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	30
JUSTIFICACION.....	31
HIPOTESIS.....	32
OBJETIVOS.....	33
MATERIAL Y METODOS.....	34
RESULTADOS.....	39
DISCUSION.....	45
CONCLUSIONES.....	46
ANEXO.....	47
BIBLIOGRAFIA.....	48

RESUMEN

En las serpientes la anestesia es muy importante, porque de esto depende la seguridad para el Medico Veterinario dedicado al cuidado y manejo de los ofidios, esto aunado al poco conocimiento de las drogas anestésicas, provoca la necesidad de determinar un método químico de contención seguro, que permita la manipulación y/o intervención quirúrgica para eliminar el riesgo de sufrir un accidente y disminuya el dolor del paciente.

Con el objetivo de determinar la dosis y seguridad de las drogas anestésicas en ofidios, se estudiaron en este trabajo, 18 serpientes llamadas tilcuates (*Drymarchon corais erebennus*) las cuales se dividieron en dos grupos, al grupo uno se les aplicó Isoflurano inhalado a dosis de 5, 4, y 3 %. En el grupo dos se les administró Zoletil por vía intramuscular a dosis de 30, 20 y 10 mg por kilogramo.

El resultado fue que el Isoflurano a las 3 dosis fue efectivo y seguro, y la frecuencia cardiaca fue inversamente proporcional a la dosis administrada.; en cambio el Zoletil no fue capaz de inducir anestesia no habiendo cambios en la frecuencia cardiaca.

Se concluyó que el Zoletil, puede ser una opción para la sedación de las serpientes, mientras que el Isoflurano puede recomendarse como un método químico de contención eficaz en el tilcuate (*Drymarchon corais erebennus*).

INTRODUCCION

Los ofidios se incluyen en la siguiente clasificación zoológica: Reino Animal, Filo Cordados, Subfilo Vertebrados, Clase Reptilia, la cual se divide en cuatro órdenes actuales: *Chelonia*, *Rynchocephalia*, *Squamata* con dos Subórdenes, Sauria y Ofidia, por último el Orden *Crocodylia*. (2,3,8,20,21).

El suborden ofidia se divide en las siguientes Familias: *Tiflopidae*, *Leptotiflopidae*, *Boidae*, *Pitonidae*, *Colubridae*, *Elapidae*, *Hidrofidae* *Crotalidae* y *Viperidae*. (2,3,6).

Familia *Colubridae*: Culebras aglifas la mayoría, algunas opistoglifas, es una familia cosmopolita a la cual pertenecen aproximadamente tres cuartas partes de las serpientes, son principalmente terrestres aunque existen arborícolas y excavadoras, tienen un tamaño medio de 7 a 300 cm. Se alimentan principalmente de aves y roedores, pero también de peces, anfibios, reptiles, gasterópodos e insectos. Se distribuyen en todos los continentes excepto en la Antártida, desde cerca del círculo Polar Artico en Escandinavia y Siberia hasta Tierra del Fuego, Cabo de Buena Esperanza y Noreste de Australia. (2,3,14,20).

En México existe una gran variedad de hábitats en los cuales se desarrollan diferentes formas de vida reptil. Entre las que están selvas, bosques, esteros, desiertos y costas. A consecuencia de esta gran variedad orográfica y climática la cantidad y diversidad biológica es mayor en el país, por lo tanto es muy amplia la distribución de serpientes en este inmenso terreno ecológico, uno de los factores que hacen posible esto es la cubierta del cuerpo y otras adaptaciones que las serpientes poseen y les permiten vivir en regiones secas, húmedas, áridas, e inclusive penetrar en agua salada; sin embargo las temperaturas frías les afectan enormemente por lo que predominan en zonas tropicales y subtropicales. (6,26).

Los ofidios junto con los lagartos son los más abundantes de los reptiles actuales, tanto en el número de especies como en el de individuos, integran la inmensa mayoría de la población mundial de reptiles. En el caso de las serpientes se conocen unos 300 géneros con unas 2700 especies. (3,6,20,21).

El cuerpo de las serpientes no posee patas, su cuerpo está cubierto por escamas muy semejantes a las que ostentan los saurios, son de origen dérmico y de diversas formas. Las escamas de la cabeza se disponen simétricamente y son grandes en tanto que las del cuerpo, son normalmente pequeñas, aunque en la mayoría de las serpientes las escamas ventrales se han ensanchado y están más o menos proporcionales con el número de vértebras. (3,20).

El estrato córneo que reviste el cuerpo, es renovado periódicamente a causa del crecimiento y rozamiento continuo, lo cual es muy irregular y se realiza normalmente varias veces al año, dependiendo de la escasez o abundancia del alimento así como de la salud del animal, antes de ocurrir la muda o ecdicis, los colores de la serpiente se opacan y sus ojos se vuelven azulados; suspende su actividad, raramente come y se retira a su madriguera hasta que muda, siendo entonces sus colores más fuertes y vivos. (3,20,21).

Tienen una lengua larga, delgada y bifurcada llamada por algunos autores (21), odorproba, pues cuya única función es olfativa; puede ser evaginada fuera de la boca incluso cuando ésta permanece cerrada, en posición retraída se aloja en una vaina que se abre bajo la desembocadura del aparato respiratorio. Presentan cloaca transversa, en la cual desembocan los uréteres, que vierten su contenido, esta es la parte terminal del aparato digestivo, y en el macho se encuentran también los órganos copuladores bífidos. (3,6,9,21).

Los ofidios poseen sus órganos pares de una forma asimétrica, están reducidos en un lado como el pulmón izquierdo o se disponen en diferentes niveles del cuerpo, el corazón se dispone a un tercio de la longitud corporal total, posee dos aurículas y un ventrículo, el intestino es menos intrincado que en otros animales. (3,6,21,22).

La columna vertebral está compuesta por un máximo de 500 elementos, soporta el cuerpo en toda su longitud y da sustentación a los músculos dorsales, presentan vértebras del tipo procélica. (3,9,24).

Además una característica de todos los ofidios, que los distingue de los lagartos es que las dos ramas (derecha e izquierda) de la mandíbula que no están soldadas, sino tan sólo unidas por un ligamento elástico que puede distenderse enormemente. Esto resulta muy útil para tragar grandes presas. (2,6,14,17).

Las serpientes muestran un grado considerable de variación en cuanto al número y estructura de sus dientes, éstos son uncinados y sustituibles implantados en el borde de la mandíbula, maxilar superior, premaxilar, palatino y pterigoideo. (6,9,13,21).

Algunos ofidios tienen dientes inoculadores de veneno, estos, se encuentran en la mandíbula superior, y las glándulas de veneno (que son también glándulas salivares modificadas) están situados en todos los casos por encima de aquellos dientes. De las aproximadamente 2700 especies de serpientes que existen en la actualidad, únicamente un tercio están dotadas de veneno y aparato para inocularlo, y entre ellas, tan sólo una pequeña porción (que no sobrepasa del 7% de la totalidad) puede resultar peligrosa para el hombre. En las serpientes desprovistas de veneno, los dientes, son iguales por lo general en ambas mandíbulas e incluso en el paladar, están dispuestos hacia adentro, de manera que la víctima quede sujeta y no pueda escapar. Las serpientes venenosas han conservado este caracter pero han modificado las glándulas salivares y, casi todas, un par de los dientes primitivos para convertirlos en dientes inoculadores. (6,17,21).

En términos generales los tipos de dentición son:

- 1.-Aglifos sin canal inoculador, ejemplo, culebra de agua.
- 2.-Opistoglifo con canal inoculador semicompleto, ejemplo, la falsa nauyaca.
- 3.-Proteroglifo con canal inoculador completo y localizado en la parte posterior de la mandíbula, ejemplo, la cobra.
- 4.-Solenoglifo con canal inoculador completo en forma de aguja hipodérmica, además retráctiles, ejemplo, la nauyaca. (6,17,20,21).

En cuanto a sus características de alimentación algunas son carnívoras, hay unas que comen serpientes, (las ofiófagas), otras comen peces y anfibios (las semiacuáticas) y otras se alimentan de aves, mamíferos y sobre todo roedores (las terrestres). (11). La mayoría matan a sus presas antes de tragarlas ya sea por constricción o por su veneno, aunque algunas devoran vivas a sus presas; su alimentación es muy irregular, pero con frecuencia lo hacen quincenal o mensualmente, aunque algunas especies pueden durar sin comer un año o en ocasiones más tiempo. (2,3,6,17,21).

En México, la Familia Colubridae está representada principalmente por los siguientes géneros: Tamnophis, Oxibelis, Pituophis, Lampropeltis, Imantodes, Spilotes, Drymarchon, Sonora, Masticophis, Elaphe, Leptophis, entre otras. (3,8).

A esta Familia pertenece el Tilcuate o Víbora Negra, Drymarchon corais erebennus. Tilcuate deriva del náhuatl, tili-negro y coatl-serpiente, significa: Serpiente negra. *

El Género Drymarchon fue descrito por Fitzinger en el año de 1843. (25). y la especie por Cope. (3)

Es una culebra común, muy útil e inofensiva a pesar de su agresividad, puede alcanzar tallas de hasta de 300 cm, su color es negro azulado por el dorso y blanquecino por el vientre, aunque otros son completamente negros, presentan unas rayas verticales negras en los labios muy características. Es una culebra de hábitos diurnos, que al advertir la proximidad de algún animal, huye con rapidez, pero es frecuente que ataque vigorosamente con el cuello inflado, expeliendo una sustancia con olor desagradable llamado amizcle, y haciendo vibrar rápidamente su cola que al chocar contra la hojarasca produce un sonido característico. Tiene un apetito voraz, es un excelente depredador de serpientes venenosas como: Cascabeles y Nauyacac, además de destruir un gran número de roedores en los sembradíos. +

Es particularmente abundante en la orilla de los cuerpos de agua de la cuenca del Lerma Chapala y centro del estado de Jalisco, lugares donde es conocida como "Tilcuate" ya que en el sur del país le llaman "Arrollera", en el norte "Víbora negra" y en E.U.A. "Indigo snake".+

Los reptiles que se mantienen en cautiverio, son alojados en herpetarios, los cuales se definen como el lugar que alberga en cautiverio a varias especies de reptiles, anfibios y artrópodos venenosos e inofensivos para su estudio, exhibición y reproducción. En casi todos los herpetarios existentes se llevan a cabo varias actividades: Investigación, Docencia, Exhibición, Reproducción, Compra-venta, y Producción de sueros.*

+.- Comunicación personal. Ramírez S. 1992

*.- Comunicación personal. Fanti E. 1992

Los lugares en donde se encuentran son los zoológicos, laboratorios de particulares, y laboratorios de universidades; como antecedente más antiguo de los herpetarios existentes actualmente en México, está el Instituto Nacional de Higiene de la Secretaría de la Salud en el D.F.; formado por el señor Jordi Julia Sertuche.*

Dados los problemas para su manutención, los ofidios son organismos muy difíciles de mantener en cautiverio. (7,18).

Las serpientes al ser poiquilotermas, regulan su temperatura corporal por medios externos, ya sea asoleándose o disminuyendo su temperatura refugiándose del sol ó introduciéndose al agua; según sus necesidades. (7,8,13,14,17,21,23).

Su sistema inmunológico es alterado con mucha frecuencia por la temperatura, en exceso de humedad se ven afectados por hongos y bacterias; y en el caso de ser un ambiente seco, les provoca serios problemas dérmicos y respiratorios. (16).

En general, todos los reptiles en su adaptación a cautiverio tienen muchos problemas por diversas razones, una de ellas es su dieta, (se alimentan irregularmente cada semana, cada quince días, cada mes, etc.) según sus necesidades; otro es que muchas de ellas son peligrosas, por lo tanto su manejo debe ser de cuidado, además la mayoría son tímidas cuando son observadas, y debido a su bajo metabolismo, la asimilación de los fármacos es muy lenta, por consiguiente se deberá tener extremo cuidado en la administración, incluyendo la dosis y la vía de los mismos. (4,23).

Por razones de ética y eficiencia técnica, el veterinario debe manejar las diversas formas de tranquilización y anestesia, que nos permitirá mayor seguridad en el trabajo desde todos los puntos de vista; entre ellos se encuentran, la minimización de los riesgos anestésicos para el paciente y los de inducción tanto para el paciente como para el veterinario. (15).

La contención química o la anestesia son con frecuencia necesarios para el tratamiento de los reptiles. La anatomía, fisiología y respuesta de los reptiles a los agentes químicos de inmovilización difieren considerablemente de la respuesta de los mamíferos. (4,10,11).

*.- Comunicación personal. Fanti E. 1992

Una variedad de procedimientos practicados en reptiles requiere una contención química o anestesia general. Aún la labor más simple como un examen físico y el transporte es problemático en el manejo de un reptil intratable. Por seguridad, las especies venenosas pueden ser mejor evaluadas bajo el efecto de una contención química. (4,10,11).

La anatomía del aparato respiratorio y su fisiología en los reptiles difiere ampliamente de aquellas especies de mamíferos más conocidos, y por lo tanto la respuesta de los agentes anestésicos utilizados comúnmente variará a la de los mamíferos. (4,10,11,21).

PARA ALGUNOS AUTORES LA ANESTESIA GENERAL SE DEFINE COMO:

LA ANESTESIA GENERAL PUEDE DEFINIRSE COMO LA SUPRESION TOTAL, EN FORMA TEMPORAL, DE LA SENSIBILIDAD Y DE LA MOVILIDAD DE LOS SERES VIVOS, SIN AFECTAR SUS FUNCIONES VITALES, MEDIANTE LA ACCION DE FARMACOS APLICADOS POR MEDIO DE PROCEDIMIENTOS ESPECIALES. (1).

ES EL ESTADO DE INCONSCIENCIA E INSENSIBILIDAD REVERSIBLE, OBTENIDO POR INTOXICACION DEL SISTEMA NERVIOSO CENTRAL PERO SIN ALTERAR SUS FUNCIONES VITALES. (15).

EL ESTADO DE ANESTESIA GENERAL ES UNA AUSENCIA DE PERCEPCION DE TODAS LAS SENSACIONES INDUCIDO POR FARMACOS. (12)

Anteriormente, los anestésicos recomendados para el uso en reptiles tuvieron efectos metabólicos serios. Recientemente la anestesia inhalada ha ganado preferencia. La eficacia de la administración de un fármaco anestésico en los reptiles está estrechamente ligada a su metabolismo singular. (4,10,11,23).

Para efecto del uso de anestésicos en serpientes cabe indicar que la diferencia anatómica de los reptiles es importante citarla. Los pulmones de la mayoría de los reptiles son simples bolsas de endotelio rayado, anexo a los bronquios. Como resultado, el volumen pulmonar total es mayor que el de los mamíferos, pero el área de superficie de intercambio de gas es menor. La superficie de los pulmones tiene una serie de conductos o canales formando un modelo reticulado, estos conductos son análogos en la periferia alveolar arreglada y funcional para incrementar el área de superficie. (4,23).

En especies con un desarrollo pulmonar avanzado, existe un repliegue de la pared pulmonar para además, incrementar el área de superficie; estos pliegues dividen el pulmón hacia el interior de la cámara de aire alineado con los alveolos. Las cámaras de aire están conectadas a los bronquios por un sistema de bronquios secundarios. (4).

La anatomía de los pulmones de los cocodrilos es muy compleja, casi tan compleja como la de los mamíferos. (4,10,11).

En la mayoría de las serpientes el pulmón izquierdo está ausente o es rudimentario; los boideos, los pitones y boas, tienen el pulmón izquierdo mejor desarrollado. El pulmón derecho de las serpientes es variable en longitud y podría extenderse hacia la cloaca; a medida que el pulmón se aproxima a la parte de la cloaca, este se va adelgazando y se convierte en el saco de aire. Los pulmones de los reptiles son generalmente considerados como muy frágiles. La ventilación de presión positiva debe ser efectuada con sumo cuidado para evitar una ruptura de los alveolos y de los pulmones. (4).

La superficie dorsal de la tráquea de muchas de las serpientes contienen tejido alveolar denominado pulmón traqueal. Esta adaptación permite a estas serpientes respirar aún después de haber ingerido a una presa lo suficientemente grande que comprima los pulmones. (4).

Los anillos traqueales de las serpientes están incompletos. La posición de la glotis varía entre los diferentes órdenes de reptiles. Es más rostral y accesible en serpientes. (4).

En todos los reptiles el esfínter laríngeo permanece contraído durante el estado de descanso, y un músculo dilatado de la glotis abre ésta cuando el animal está respirando. La intubación, frecuentemente no es difícil ya que la boca abre ampliamente y la laringe es accesible. (4).

Los reptiles no tienen un diafragma muscular funcional y en este caso cuentan con una cavidad pleuroperitoneal o celómica. (4).

Hablando un poco de fisiología respiratoria en los reptiles ésta se efectúa principalmente a través de la nariz, y son capaces de hacerlo por la boca (4).

Fué considerado, que para ventilar, los reptiles utilizaban la presión positiva generada por la bomba de la garganta; el trabajo más reciente ha demostrado que la presión negativa es primeramente causada por el movimiento del aire hacia los pulmones. Esta presión negativa es generada por dos mecanismos, la mayoría de los reptiles usan un músculo intercostal ayudado por músculos del tronco y abdomen para generar esa presión negativa. (4).

En el plano profundo de la anestesia, este grupo de músculos puede paralizarse; también las paredes de los pulmones tienen músculos no estriados los cuales se contraen y relajan para mover el aire. Estos mecanismos permiten a los reptiles ventilarse aún si existe algún defecto de la cavidad celómica, como ocurre durante la cirugía abdominal. (4).

En adición al epitelio alveolar, los reptiles emplean otras superficies para permutar gas, tales como el epitelio de la cloaca y el faríngeo. La permutación de gas cutáneo es una parte de la respiración reptil. Aunque esta forma de respiración es más significativa en especies acuáticas, también puede presentarse en especies de reptiles terrestres. Muchos reptiles son capaces de convertir el metabolismo anaeróbico cuando ellos guardan el aliento.(4).

Si la condición del paciente lo permite, el ayuno antes de anestesiar es benéfico. La aspiración en neumonía no es común con reptiles, probablemente por que la glotis está cerrada en estado de descanso.(4,23).

Antiguos investigadores encontraron difícil de captar la intensidad de la anestesia en reptiles, ya que fue muy difícil monitorear los alientos y la velocidad del corazón. Los movimientos respiratorios en serpientes son espaciosos sobre un gran número de costillas y resulta difícil de percibir. Los reptiles que están adaptados para suspender la respiración y convertirla a metabolismo anaerobio, presentan problemas para la inducción de la anestesia. Aquí solo se incluye los reptiles acuáticos.(4).

El corazón de las serpientes esta localizado alrededor de la mitad del primer tercio de longitud del cuerpo a la cabeza. (3,4). El cual consta de dos aurículas y un ventriculo.(3,4,21).

Un reptil empieza a estar anestesiado con avances de relajamiento de la parte caudal hacia la craneal. Durante la recuperación anestésica regresa el movimiento en dirección contraria.(4).

El reflejo se pierde pronto durante la inducción anestésica ya que es un indicador de recuperación. Todos los reflejos espinales una vez que alcanzan un plano de anestesia quirúrgica, incluyendo la aspiración intercostal, en ocasiones son eliminados. Ya que los reptiles carecen de un diafragma, la represión de movimientos intercostales deben ser contados con el resultado de pausas respiratorias. (4).

El control de la respiración es probablemente una función cerebral en vez de espinal. El centro neumotóxico de los reptiles puede estar en la médula ósea, al igual que en los mamíferos, y no debe ser paralizado con más anestésico. El éter y el cloroformo paralizan este centro el cual conduce a una creencia de que la parálisis respiratoria siempre ocurre en reptiles en el plano de anestesia quirúrgica. (4).

Algunos reflejos son útiles para evaluar cuando una anestesia quirúrgica ha sido alcanzada. El tallo para elevar las costillas cuando se le pasa por enfrente el dedo y fracasa en el intento de mover la cola, y cuando se presiona en la abertura anal en las serpientes o bien se trata de estimular de alguna otra forma y no se mueve, es un indicador de que ha perdido los reflejos espinales. (4).

En las serpientes los signos de reajuste de reflejos se presentan en un plano quirúrgico de anestesia, si se estimula el orificio donde la lengua se introduce y no hay respuesta. El tiempo de inducción es el tiempo entre la administración del anestésico y la pérdida de reflejos antes mencionados. La anestesia quirúrgica se caracteriza por la pérdida de síntomas de los reflejos en la cola y en la epidermis del cuerpo; el tiempo de recuperación es el tiempo entre el regreso de reflejos exactos del estado preanestésico. (4).

Algunas de las características que son más deseables en anestesiología son las siguientes:

- *Que NO necesite biotransformarse.
- *Que NO sea tóxico e irritante.
- *Que NO deprima las funciones vitales, entre ellas la respiración y la función cardiaca.
- *Que la anestesia se induzca rápidamente y sin forcejeos para propiciar una rápida y segura recuperación.
- *Que tenga un antídoto específico.

- *Que sea económico, estable, fácil de manejar, y no flamable o explosivo.
- *Que sea útil para todas las especies.
- *Que propicie una buena relajación, inconsciencia, inhibición de reflejos y pérdida de la sensibilidad.
- *Que reduzca el sangrado capilar o que no lo fomente. (1,15,19).

Es importante conocer las etapas de la anestesia, para así poder evaluar el estado del paciente de manera racional e individual. (1)

Estas etapas son más evidentes cuando se administra anestesia con agentes volátiles; empero, también se pueden observar cuando se usan barbitúricos o agentes esteroidales. A continuación se describen las etapas de la anestesia, aunque su división sea poco significativa, su progresión sigue siendo la misma. Asimismo la inhibición de algunos reflejos varía con el agente anestésico. (1,15,19).

Las etapas que se observan durante la inducción de la anestesia son:

~ETAPA I: ANESTESIA O MOVIMIENTO VOLUNTARIO.- Se caracteriza por la inducción de un estado de analgesia ligera, no apta para la cirugía. Si el anestésico es un gas, habrá forcejeo, excitación y paro voluntario de la respiración, seguidos de inspiraciones profundas. La tensión induce liberación de catecolaminas, por lo que habrá aumento de la frecuencia cardíaca, midriasis (la cual no se ha reportado en las serpientes) y emisión de heces y orina.

~ETAPA II: DELIRIO O MOVIMIENTO INVOLUNTARIO.- se inicia al perder la conciencia, por acción del anestésico sobre la porción cortical. El animal aún reacciona a estímulos fuertes del medio, y presenta taquipnea e hiperventilación, aún más, por momentos se detiene voluntariamente la respiración y hay aumento de la frecuencia cardíaca y las pupilas se dilatan (no reportado en las serpientes).

~ETAPA III: ANESTESIA QUIRURGICA.- Se caracteriza por inconsciencia con pérdida progresiva de los reflejos, se acentúa la relajación muscular por la acción sobre los centros espinales, y la respiración se torna más lenta y regular, que en las serpientes se percibe poco. Por lo general esta etapa se clasifica en cuatro planos, aunque para fines prácticos es más fácil dividirla en dos planos:

- 1) El de la anestesia quirúrgica leve
- 2) El de la anestesia quirúrgica profunda. (1,12,15,19).

Según la literatura de 1965 a 1975 se incrementó el estudio de agentes anestésicos efectivos y seguros, disponibles para las profesiones de medicina humana y medicina veterinaria de una anestesia general. (1,15).

Para los reptiles las limitaciones se impusieron para el uso del cloroformo, éter y barbitúricos inyectables, que habían sido eliminados con la llegada de diversos agentes para la anestesia disociativa; así como a los compuestos relacionados con feniclidina en combinación con otros agentes psicoactivos y el sulfato de atropina; también algunos agentes como las morfina, probaron ser potentes y útiles, siempre y cuando se sometieran a algunas circunstancias. (10,11).

Para reptiles se han probado algunos métodos como:

NARCOSIS FRIA O ANESTESIA HIPOTERMICA:

La hipotermia fué uno de los primeros métodos utilizados para la anestesia quirúrgica en reptiles. (4,10,11). Los pacientes eran colocados en un refrigerador o en paquetes con hielo, hasta que estuviesen lo suficientemente torpes y aletargados. (10,11,23). Aunque en la actualidad ocasionalmente se use, éste método fué fuertemente censurado porque no solamente el animal era sensible al dolor, sino también existía evidencia de daños neurológicos que podrían traer efectos secundarios a la hipotermia, y frecuentemente los reptiles que eran aletargados con este método presentaban trastornos pulmonares. (4,10,11,13,23).

Han sido reportados cambios necróticos en el cerebro de las serpientes y tortugas en las cuales fue utilizada la hipotermia. (4).

ANESTESIA LOCAL:

Por la dificultad de mantener al paciente completamente despierto, ha provocado que no sea empleada frecuentemente. Sin embargo, usando sólo anestesia regional, FRYE ha podido llevar a cabo algunas amputaciones en grandes cocodrilos. (10,11).

Los reptiles son muy sensitivos para la estimulación de la piel. La anestesia local es efectiva en reptiles en la reparación de laceraciones o abscesos, remoción de pequeños neoplasmas cutáneos, y otros procedimientos menores pueden ser realizados usando restricción manual y 2% de lidocaina o 1% de infiltración de procaína. La dosis letal de procaína es de 250 mg/kg de peso. Una amputación en medio del fémur fue realizada en un lagarto americano de 165 kg usando restricción física y anestesia local, no obstante, en reptiles venenosos y muy grandes este procedimiento de inmovilización no es muy recomendable para la seguridad del paciente y de los manejadores. (4).

Si el paciente es grande y difícil de manejar, una dosis sedativa de ketamina o acepromazina puede ser útil. (4).

MEDICACION PREANESTESICA:

Antes de la administración de casi todos los agentes anestésicos a probar, el sulfato de atropina a concentración de 0.4 mg/ml, debería ser administrado a una dosis de 0.01 a 0.02 mg por kilogramo de peso, a manera de reducir la formación de secreciones orales y los efectos de bradicardia; puede ser además administrado por vía intramuscular ó intracelómica (dentro de cavidad abdominal) de 10 a 15 minutos antes de la inducción de la anestesia general. (4,10,11).

ANESTESICOS:

Los fármacos que inducen al paciente a la anestesia general, se dividen en fijos y por inhalación. Los anestésicos fijos tienen ventajas sobresalientes, entre las que podemos enumerar las siguientes:

- 1.- Fácil manejo.
- 2.- Inducción suave y tranquila.
- 3.- No se requiere de equipos costosos para administrarla.

4.- Fácil adquisición.

Entre las *desventajas* encontramos:

- 1.- Su manejo al aplicarlos es más difícil.
- 2.- Algunos no producen buena relajación muscular.
- 3.- Son peligrosos en casos de hepatopatías y nefropatías. (1).

ANESTESICOS INYECTABLES:

Los anestésicos inyectables requieren de un equipo pequeño y pueden ser más familiares para los médicos veterinarios. Sin embargo, una vez administrada, la intensidad de la anestesia es difícil de controlar. Con muchos anestésicos inyectables, la dosis precisa depende de obtener el peso correcto del paciente. Esto puede ser difícil con reptiles muy grandes, intratables o venenosos. Anestésicos inyectables han sido administrados a reptiles por diferentes vías Intravenosa (I.V.), intramuscular (I.M.), intraperitoneal o intracelómica (I.P.), subcutánea (S.C.), Intracardiaca (I.C.). La administración intravenosa es con frecuencia la más difícil de realizar en reptiles, limitando el valor de esta ruta; aunque han sido descritos sitios de inyección. Debido al metabolismo relativamente lento de los reptiles, los efectos de los fármacos inyectados son con frecuencia impredecibles. La misma dosis administrada a dos animales diferentes puede no producir efectos en uno, cuando al otro produce profunda anestesia. (4).

FRYE menciona que algunos derivados del ácido barbitúrico pueden ser usados para inducir la anestesia en reptiles, aunque no es la clase de anestésicos ideal para tal propósito, pero ofrecen como ventaja el que están mundialmente disponibles. (10,11).

Los barbitúricos deben ser administrados en soluciones diluídas, por vía subcutánea o Intracelómica; no deben ser usados sin diluir, porque ellos causan una respuesta inflamatoria local; a bajas dosis pueden ser administradas por vía endovenosa, siempre y cuando la talla del paciente lo permita; deben diluirse a una concentración del 25%. (4,10,11).

El pentobarbital y el tiamilal, produjeron edema mesentérico en serpientes cuando se les administró intraperitoneal (intracelómica), en concentraciones menores que 5 mg/ kg. En otros estudios no se observaron reacciones bruscas en tejidos musculares después de la inyección intramuscular de pentobarbital. (4).

Los barbitúricos son impredecibles en el tiempo de inducción y tienen un largo período de recuperación. El tamaño, condición, estado nutricional, temperatura, manejo y la fisiología individual de cada animal, puede influenciar en los efectos del barbitúrico en los reptiles. (4).

PENTOBARBITAL SODICO:

El pentobarbital sódico, ha sido usado por décadas en la medicina humana y la medicina veterinaria. Los resultados en reptiles han sido poco satisfactorios. Cuando a los reptiles se les administran dosis de pentobarbital sódico a menos de 15 mg por kilogramo de peso; la mayoría de ellos muestran grados de torpeza, pero si se les estimula presentan movimientos. Cuando la droga es administrada a dosis que exceden los 15 mg por kilogramo de peso, la mayoría de los reptiles llegan a estar profundamente anestesiados, y pueden continuar con los efectos del medicamento por largos períodos, ocasionalmente más de una semana. (4,10,11).

El pentobarbital sódico produce resultados variables en reptiles. Una dosis aproximadamente de 10-30 mg/kg ha sido recomendada. Cuando se administró I.P., I.V, o I.M., el tiempo de inducción ocurrió de 40 a 60 minutos y la recuperación requirió de dos días a una semana. La duración de anestesia quirúrgica es de aproximadamente de 25 a 45 minutos. Una dosis de 60 a 100 mg/kg fue letal en serpientes. En serpientes grandes requieren aproximadamente el doble de dosis por peso unitario de su cuerpo, en vez de lo que se le aplica en serpientes pequeñas; y las serpientes venenosas requieren una dosis doble que la aplicada en las no venenosas. Depresión cardiaca y fallas respiratorias han sido asociadas con pacientes anestesiados con pentobarbital. (4,10,11,13).

TIOPENTAL SODICO:

El tiopental sódico a dosis de 15 a 30 mg por kilogramo de peso I.V., a sido usado en reptiles con la duración del efecto anestésico de 72 horas aproximadamente. (10,11,13).

Después de la administración intravenosa, el tiopental atraviesa la barrera hematoencefálica y, si se administra en dosis suficiente, produce hipnosis en un período de circulación.(5). Entre los factores que modifican la profundidad y la duración de la anestesia por tiopental sódico, la velocidad de administración es quizá el más importante. Cuando el fármaco se aplica rápidamente, el inicio de la anestesia es abrupto y en ocasiones alarmante. (15).

La administración rápida induce la anestesia en menos de un minuto; se requiere de una dosis menor, pero la anestesia es de corta duración; pero no debe uno olvidar que la administración rápida deprime el centro vasomotor, lo cual redundaría en dilatación vascular con la subsecuente baja de la presión sanguínea. (5,15, 19).

El sulfato de atropina se usa rutinariamente como preanestésico para prevenir efectos parasimpáticos colaterales. (15,19).

El uso del sulfato de atropina reduce, de manera inespecífica, la dosis empleada de tiopental sódico.

Como todos los barbitúricos el equilibrio plasma:cerebro ocurre con rapidez (en un minuto aproximadamente).(15,19).

TIAMILAL SODICO:

Es un derivado del ácido barbitúrico de corta acción, ha sido administrado a reptiles. Sin embargo se asocia con una alta mortalidad cuando se suministra en una solución mayor al 2% ,la dosis recomendada es de 15 a 30 mg por kilogramo de peso. (10,11).

Una dosis de tiopental o tiamilal, de 15 a 30 mg/kg, I.M., ha sido recomendada. En serpientes, una dosis intracelómica de 11 a 25 mg/kg de tiopental produjo ligera anestesia de 25 a 45 minutos. (4).

METHOHEXITAL SODICO:

Ha sido administrado a una variedad de reptiles a dosis de 5 a 20 mg con resultados muy variables. A niveles de bajas dosis la inducción es rápida y el tiempo requerido es muy corto para incrementar cantidades adicionales, si se requiere tener al paciente quieto. La única ventaja del methohexital sódico parece ser en la rápida inducción en la mayoría de las especies. (4,10,11,13.). Una vez anestesiado, el animal debe ser

intubado endotraquealmente y debe administrarse un anestésico inhalado. (4,10,11).

En una culebra de agua se le administró un dosis de 25 mg/kg via subcutánea y se produjo anestesia quirúrgica en 110 minutos y la recuperación total fué de 2 a 5 horas. (4).

Existe variación de especies, y los cuidados deben ser tomados cuando se usa metohexital, para prolongar la duración de la anestesia quirúrgica, la dosis inicial puede ser repetida sin efectos acumulativos. La depresión cardiaca y respiratoria no se ha observado con metohexital. La dosis debe administrarse del 20 al 30 % cuando se usa en animales juveniles o que padecen de ecdisis (proxima a mudar) ya que muestran ser más sensitivos a la droga. Animales que han padecido del hígado requerirán de una dosis más baja y su recuperación se prolongará. (4).

M 99 también conocido como ETORPHINE:

Etorphine es un narcótico muy potente utilizado comúnmente para restricción en especies exóticas. En reptiles éste ha sido más comúnmente usado en cocodrilos. La dosis efectiva varía con la ruta de administración y nivel deseado de sedación. La administración intraperitoneal resultó en una inducción de tiempo corto, aunque la duración de la anestesia fue similar cuando la droga se administró por vía intramuscular. (4,10,11).

En tres tilcuates *Drymarchon corais couperi*, con peso promedio de 2.0 - 2.18 kg no demostraron efectos después de recibir dosis arriba de 0.03 mg/kg de etorphine por vía intramuscular. En tres serpientes cincuates, *Pituophis catenifer sayi* con peso promedio de 0.74 - 1.44 kg, se les administró arriba de 5 mg/kg por vía intramuscular en el mismo estudio y también fracasaron al no mostrar alguna respuesta a la droga administrada. La inmovilización de reptiles con etorphine puede requerir de varias sustancias controladas. (4).

Induce adecuada analgésia y/o anestesia a corto plazo, a una dosis de 0.5 a 1.25 mg por kilogramo de peso, en lagartos americanos; sin embargo, la inhibición de la actividad muscular voluntaria es lo demasiado breve para permitir la ejecución de algunos procedimientos seguros sin la administración de mas M 99 o algún otro agente anestésico. (10,11).

XILACINA:

Ha recibido poca atención como un anestésico para reptiles, por sus resultados variables. A dosis de 0.1 a 1.25 mg por kilogramo de peso I.M., produce estragos variantes de tórpidez.(4).

Los períodos de inducción varían de 10 a 60 minutos y la duración de absorción varían de 45 minutos a 12 horas. No es muy recomendado por Frye y colaboradores. (10,11).

ANESTESICOS DISOCIATIVOS:

Hay tres anestésicos disociativos Fenicyclidine, Ketamina y tiletamina que han sido utilizados en mamíferos (1), y en reptiles.(4). Estos agentes producen catalepsia, un estado de rigidez sin relajamiento de músculos en los cuales el animal se encuentra disociado del medio ambiente.(1,10,11).

En humanos, estas drogas producen amnesia. De cualquier modo estos fármacos producen una pequeña analgesia visceral y no son recomendadas como un sólo agente anestésico para la cirugía abdominal.

Se observa el reflejo laringeo, se logra que se recuperen bien. Los ojos permanecen abiertos y deben de protegerse de luces altas. La hipersalivación es común en mamíferos, pero es fácil de controlar con sulfato de atropina. (1,4,15).

La anestesia cataléptica difiere mucho de la anestesia convencional.

La inducción en el paciente es el período de la administración del agente hasta la pérdida de reflejos correctos; y el significado de anestesia cataléptica es el período de pérdida de reflejos hasta que el animal es capaz de levantar la cabeza nuevamente. Anestesia quirúrgica es la porción de anestesia cataléptica durante la cual el animal pierde respuesta a la estimulación.(4).

KETAMINA:

El hidrocloreto de ketamina es uno de los anestésicos más usados en medicina veterinaria; se usa a dosis intramuscular de 20 a 60 mg por kilogramo; es psicotrópico disociativo. (4,10,11).

Es un potente anestésico, con rápido tiempo de inducción, con un período razonable de recuperación, y una notable seguridad. Algunas veces se ha notado relajación muscular a dosis de 20 a 60 mg por kilogramo, llegando a ser inadecuada para procedimientos quirúrgicos. (4).

La ketamina está contraindicada en reptiles con sospecha de enfermedad renal o reptiles deshidratados. (10,11). Generalmente una dosis de más de 110 mg/kg impide respiración y puede ocurrir una disminución en el ritmo del corazón, haciendo necesario el apoyo ventilatorio.(4).

El período de inducción de la ketamina es usualmente de 10 a 30 minutos, y la recuperación de bajas dosis requiere de 24 a 96 horas. (4,10,11).

En animales pequeños de menos de 9 kilogramos necesitan menos ketamina por peso unitario de 22 a 66 mg/kg, para inducir anestesia, puesto que animales más grandes requieren dosis mayores con un rango de 88 a 110 mg/kg. (4).

La ketamina puede ser el más satisfactorio anestésico, pero cuando se usa en pacientes débiles, la recuperación puede ser peligrosa y prolongada, arriba de seis días. Las serpientes se pueden mostrar extremadamente agresivas después de la anestesia con ketamina, pero no se presentan otros efectos en su comportamiento o hábitos alimenticios. El mecanismo de eliminación para la ketamina en reptiles es desconocido.(4).

FENICICLIDINE:

En su uso, el tiempo de recuperación tiende a prolongarse en los reptiles, en los cuales ha sido utilizado exitosamente; las contraindicaciones para la ketamina y el zoletil son similares a las de feniciclidine. (10,11).

FENTANIL-DROPERIDOL:

A dosis de 1 ml por cada 5 kilogramos de peso, ha sido inseguro como anestésico para reptiles. Algunos investigadores reportan éxito con estos agentes, con pocas restricciones, sin embargo otros médicos informan tiempo de recuperación prolongado; por lo tanto fentanil-droperidol, no es recomendado su uso en reptiles. (10,11).

ACETATO DE ALPHAXOLONE Y ACETATO DE ALPHADOLONE:

Una combinación de 9 mg de acetato de alphaxalone con 3 mg de acetato de alphadolone ha sido desarrollado en el Reino Unido. Ha sido comercializado allá por algunos años, bajo el nombre del registro "SAFFAN", este medicamento ha sido probado su uso en Europa para gatos domésticos y en primates. (4,10,11).

En estos tiempos está siendo evaluado en los Estados Unidos de Norteamérica. (4,10,11).

"SAFFAN" tiene algunos aspectos interesantes, principalmente porque los dos ingredientes activos son esteroides y su tiempo de acción es corto, además de ofrecer el grado de anestesia quirúrgica en gran número de especies animales. Este agente no es grasa soluble ni se acumula en los tejidos de mamíferos. (4,10,11). La dosis recomendada a gatos domésticos parece ser idéntica para su empleo en reptiles que es de 9 mg (0.75 ml/kg) intravenosa ó de 9 a 18 mg (0.75 a 1.50 ml/kg) intramuscular. (4).

La duración de la anestesia es de 20 a 30 minutos. Cuando "SAFFAN" es aplicado por vía endovenosa a una dosis de 9 mg/kg de peso. (10,11).

Este esteroide anestésico produce buen relajamiento de músculos y no causa depresión cardiaca o respiratoria. En algunos pacientes se ha descrito efectos antianalgésicos. Estos animales aparentan estar sedados pero no analgésicos. Estos efectos también se han descrito en humanos, como violentos estirones y sacudimientos, se han presentado por más de 20 minutos, durante la recuperación de la anestesia. Esta reacción se ha observado también en gatos y primates en el período de recuperación. (4).

TRICAINA METHANESULFONATE, (MS 222) :

Es un agente anestésico para peces y anfibios. Este ha sido utilizado también como anestésico en reptiles. Dosis de 405 y 561 mg por kg fueron letales. Una dosis intramuscular de 90 y 100 mg se dio a un lagarto americano y produjo anestesia en 10 minutos, con una duración de 10 horas. Cuando se usó en caimanes con peso de menor de 6 kg, a dosis de 110 a 154 mg por kilogramo intramuscular en la base de la cola, la anestesia nunca se presentó. (4).

C.I. 744 también conocido como TELAZOL o ZOLETIL

Tiletamina y Zolazepam en una combinación fija de uno a uno (1:1); La acción de este medicamento es similar al de la ketamina, excepto que es de 2 a 3 veces más potente que esta, el cual es benéfico en reptiles grandes debido a que el volumen administrado es más bajo que la ketamina. (4).

Este medicamento es el más excitante desarrollo relacionado con la anestesia en reptiles, en algunos años. Promete resolver muchos de los problemas en Medicina Veterinaria y tal vez en anestesia humana.

Zoletil ha tenido un amplio margen de seguridad en la mayoría de las especies. Se puede administrar por vía endovenosa e intramuscular. (4).

El tiempo de inducción después de la administración intramuscular es usualmente de 3 a 20 minutos. La dosis recomendada es de 10 a 20 mg por kilogramo por vía intramuscular. (10,11).

El tiempo de anestesia dura de 2 a 10 horas comúnmente; el Zoletil es excretado principalmente por el riñón. El tiempo de recuperación puede ser acortado por la administración de líquidos parenterales conjuntamente con un diurético aplicado por vía endovenosa, como la furosemida; ni la furosemida ni el Zoletil deberá ser usado cuando se sospeche de insuficiencia renal o que el paciente se encuentre deshidratado. (10,11).

En serpientes de agua, las dosis de 22, 33 y 44 mg/kg de peso indujeron sedación en aproximadamente 10 minutos, con una duración de 2.5 a 8 horas. A estas dosis las serpientes estuvieron disponibles para moverse y obtuvieron sus reflejos. En dosis de 55, 66 y 77 mg/kg. se usaron en 3 serpientes, y

las 3 murieron. Dosis de 210 mg/kg de peso han sido usadas en Crotalos atrox y Crotalos horridus para determinación de dosificación y colección de sangre. A dosis de 1 a 2 mg/kg de tiletamina sola, ha sido recomendada para cocodrilos. (4).

El Zoletil tuvo un pequeño efecto en parámetros cardiacos y respiratorios, no obstante a altas dosis, hay depresión respiratoria y apnea, se pueden perder los reflejos espinales. El sulfato de atropina previene salivación excesiva, resultado de la anestesia con zoletil y puede también potencializar su efecto. (4).

El mecanismo de eliminación para el Zoletil en reptiles es desconocido; debido a que los reptiles tienen un sistema renal portal; pues la mitad de la sangre atravieza por la parte caudal del reptil y pasa por los riñones, después llega al corazón y empieza a distribuirlo por el cuerpo. Si el Zoletil no cambia la excretación por los riñones, una inyección de Zoletil aplicada en la parte caudal del reptil sera parcialmente eliminada después de alcanzar la circulación sistémica. Debido a que el Zoletil debe ser eliminado por el cuerpo, por excreción o por metabolismo; un medio ambiente cálido probablemente disminuirá el período de recuperación. (4).

AGENTES BLOQUEADORES NEUROMUSCULARES.

Estos agentes inmovilizan pero no anestesian. Si estos agentes se utilizan para procedimientos dolorosos se debe proveer algún tipo de analgésia. Con reptiles grandes esto puede ser menos estresante para la inmovilización de animales con agentes bloqueadores neuromusculares que restringirlos físicamente para examinación física o transportación. (4).

AGENTES ANESTESICOS INHALANTES:

Los anestésicos inhalantes tienen varias ventajas sobre los agentes inyectables: 1) El gas anestésico es generalmente seguro y fácil de administrar, 2) el peso exacto no es importante, 3) con un vaporizador a presión, la profundidad y duración de la anestesia puede ser mucho más exacto de controlar, 4) la recuperación ocurre generalmente minutos después de que la anestesia es descontinuada y con efectos mínimos, y 5) cuando al paciente se le aplica inhalación para anestesia general, la administración simultanea de apoyo respiratorio también es benéfico. (1,4). Muchos inhalantes anestésicos pueden ser usados en reptiles sin un vaporizador, no obstante, su uso permite anestesiarse por largos periodos para ser mantenido con exactitud. Cuando se usa la técnica de

gota-abierta en una cámara, la concentración de anestesia con gas varía con la temperatura, tamaño del contenedor, volumen de intercambio gaseoso del paciente y el conducto de ventilación de gas por el paciente. De cualquier forma, en muchas ocasiones la concentración de gas necesario para inducir al paciente reptil no debe ser alcanzado sin usar un vaporizador. (4).

La intubación endotraqueal y asistencia ventilatoria son recomendables en pacientes reptiles y puede también ser benéfico para pacientes anestesiados con agentes inyectables. La intubación es fácil de realizar y en muchos pacientes, puede llevarse a cabo después de la sedación. Debido a que la superficie traqueal de los quelonios y cocodrilos son completas y no extensos, se deben tomar medidas preventivas hacia inflamaciones en tubos endotraqueales, los cuales pueden ocurrir en las mucosas traqueales.(4)

Las serpientes tienen solamente un pulmón, el izquierdo, y un tubo grande endotraqueal que puede pasar inadvertido dentro de los bronquios izquierdos. En quelonios, la traquea es pequeña y un gran tubo endotraqueal puede entrar a un pulmón. Muchos reptiles son muy pequeños, lo cual crea un desafío adicional para la intubación endotraqueal. En tales especímenes los cateters para las venas, pueden ser adaptados para utilizarse como tubos endotraqueales conectados a una maquina de anestesia. (4).

Diseñada exprofeso, para sostener la mandíbula del animal para anestesiar consiste en una tabla de madera con un surco longitudinal en cada lado para acomodar la dentadura en un lado de la boca permite la intubación y manutención a la vez que protege la dentadura. Simplemente con un block de madera se taladra un hoyo al centro (para el tubo) y se coloca transversalmente y un surco transverso en cada lado para los dientes. Para quelonios una clavija con un hoyo a través de éste para el tubo puede ser usado en forma similar. (4,13).

Utilizando unas pinzas de disección de 20 cm para abrir la boca de la serpiente es un método mas sencillo y manejandolo con cuidado el paciente no se lastima la dentadura. +

Tres etapas de anestesia usando halotano en víboras gabónicas (*Bitis gabonica*), han sido descritas; Etapa 1.- (Etapa de anestesia), fue caracterizada por excitamiento voluntario consistiendo en movimientos hacia los lados de la cabeza. Esta etapa tardó cerca de 5 minutos y fue seguido por excitamiento involuntario. Etapa 2.- (Etapa de delirio). Tardó aproximadamente 4 minutos y fue caracterizado por sacudimiento de costillas. Las serpientes aún responden a la estimulación de la cola. En la etapa 3 (Etapa de anestesia quirúrgica) hay inactividad completa y apnea por varios minutos seguido por respiración lenta.(4).

En la etapa 3, hay solamente una escasa respuesta en cuanto a la estimulación en la cola. Otras especies de serpientes pasan através de etapas similares de anestesia. Un sistema no respiratorio debe ser usado en pacientes mayores de 5 kg de peso corporal con un rango de oxígeno del doble del volumen por minuto, el cual es estimado por la mayoría de los reptiles de 300 a 500 ml por kg por minuto. Con el sistema no respiratorio hay una pequeña resistencia y mínimo aliento de exhalado de CO₂. El rango normal respiratorio para la mayoría de los reptiles es de 2 a 4 alientos por minuto, pero muchos reptiles pueden permanecer largos periodos de tiempo sin aspirar por convertir su metabolismo aeróbico a metabolismo anaerobio, el cual puede prevenirse por asistencia respiratoria de 2 a 4 alientos por minuto. Reptiles muy grandes pueden ser mantenidos usando un sistema de 2 a 4 libras por minuto de oxígeno de volumen para inducción y 1 a 2 libras por minuto de oxígeno para mantenimiento.(4).

Los efectos olorosos o irritantes del gas anestésico pueden inducir a las respiraciones pausadas. También puede ser reducido por iniciar con 100% de O₂ y añadir gradualmente el anestésico en pequeños incrementos. La inducción por intubación puede ser realizada también en muchos pacientes débiles o enfermos y en la mayoría de las serpientes. Una desventaja de los anestésicos inhalantes usados solos es que la restricción manual para producir la inducción puede ser necesaria. Cuando se trabaja con reptiles grandes o especies venenosas, la restricción manual puede ser peligrosa. Muchos reptiles pequeños pero venenosos pueden ser estimulados a entrar a una cámara de inducción sin la necesidad de restricción médica.(4).

Por más de una década, los agentes anestésicos volátiles principalmente usados exitosamente, en medicina quirúrgica de reptiles son:

HALOTANO Y METOXIFLURANO:

Ambos requieren una máquina de anestesia de gas con equipo vaporizador, capaz de tener un ciclo cerrado de circulación de oxígeno y vaporizador de gas, y un sistema removedor para quitar el CO₂ (Bióxido de carbono) expirado. (4,10,11,13).

Estos agentes son relativamente caros pero tiene virtudes de ser seguros para el paciente y para el personal de operación y proporcionando una rápida recuperación. (10,11).

Para mantener niveles satisfactorios de anestesia, estos agentes volátiles deben ser administrados con catéter de vía endotraqueal.

La anestesia primero puede ser inducida con anestésicos inyectables de acción corta ó si el paciente lo permite directamente con el gas. (4,10,11,13).

Para inducir la anestesia directamente con el gas, pequeñas criaturas son colocadas en contenedores transparentes con anestésico, con circulación cerrada es decir herméticos; después sacados cuando su actividad voluntaria cese. Animales grandes pueden ser reprimidos e inducidos a la anestesia con una máscara facial, a través de la cual el gas es directamente concentrado al 4% . Si la máscara facial, necesaria, no se encuentra disponible, una alternativa práctica, es una bolsa de plástico tapando la cara del animal conectada a la maquina de anestesia. (10,11,13).

Los tiempos de inducción con estos métodos pueden ser prolongados, requiriendo de 5 a 30 minutos, o en ocasiones mas. Está prolongación ocurre porque muchos reptiles pueden parar de respirar voluntariamente y permanecer en respiración anaerobia. (4).

La premedicación con maleato de acepromacina, y sulfato de atropina, improvisa una inducción eficiente al uso de gases anestésicos. (4,10,11).

Tan pronto como la inducción fué consumada, un catéter endotraqueal adecuado se insertó á través del orificio laríngeo y adentrado en la traquea. Se tomó cuidado de no pasar el catéter muy adentro, para no ocluir la red principal de bronquios. (4,10,11).

Este dispositivo ayudó a mantener una vía aérea abierta y por lo tanto permitir el intercambio de gas pulmonar. Para evitar muertes el catéter fue tan corto como fué posible. (10,11).

La literatura a reportado que los músculos del esfínter laríngeo de reptiles en reposo se encuentra cerrado. Considerando en mamíferos y aves el orificio laríngeo permanece abierto cuando la criatura esta relajada. (9,12). Con el catéter endotraqueal en su lugar, las técnicas para mantener la anestesia y el soporte respiratorio son idénticas a las empleadas en especies homeotermas. (10,11).

El Dr. Sedgwick ha usado el grado de relajación de la cola como indicador parcial de la profundidad de la anestesia. Conforme el animal se encuentra progresivamente anestesiado, la relajación avanza de las partes posteriores de la cabeza, contrariamente conforme el animal se recupera de la anestesia, su cola tiende a moverse espontáneamente antes que la parte proximal del cuerpo. (10,11).

ETER:

Antiguos investigadores usaron el éter debido a que era el único gas anestésico rápidamente disponible. La inducción rápida y recuperación con anestésicos inhalantes sugirieron que pequeños procedimientos pueden ser llevados a cabo sin menos consecuencias metabólicas y estrés al paciente. En una serpiente, una concentración de 25% de éter repartido usando un vaporizador anestésico, no presentó signos de anestesia después de 90 minutos. (4).

Otra técnica consistió en colocar 30 ml de éter en el piso de una caja para serpientes y se añadió dosis de 10 ml hasta que la anestesia fue inducida de 10 a 30 minutos. Especies venenosas requieren más éter para la inducción de la anestesia que las especies no venenosas. La larga duración de la anestesia con éter puede ser resultado de su bajo metabolismo y rango respiratorio. Para la eliminación prolongada del agente, un baño con agua caliente para incrementar la temperatura corporal y también su rango metabólico, ha sido usado, pero no es recomendado como incrementador de la demanda de oxígeno en un paciente sedado que no puede conocer su demanda. El éter es un lípido altamente soluble, y según se incrementa la temperatura, más droga es descargada de los tejidos adiposos hacia dentro de la circulación; tal vez resultando una recaída en anestesia profunda en reptiles que son calentados durante el período de recuperación. El éter es difícil de administrar y controlar y es potencialmente fatal en manos inexpertas. (4).

OXIDO NITROSO:

La adición de dos partes de óxido nitroso a una parte de oxígeno es usada en la preevaporación de gas liberado cuando ambos son administrados halotano o metoxiflurano, el óxido nitroso produce inducción rápida y una relajación muscular más completa. Por lo tanto su uso inicialmente se reduce cerca del 25 % de la cantidad requerida o porcentaje de agentes anestésicos volátiles. Una vez que ha sido atendido el plan de anestesia, la cantidad de agentes volátiles puede ser reducida del 50 al 75 % . El tiempo de atención postanestésicos es grandemente acortado. (10,11,13).

ISOFLURANO:

+ Características físico químicas:

Es el anestésico volátil más reciente, es isomero del enflurano y, por tanto, son similares. Es un líquido incoloro con olor parecido al éter, es potente, no irritante y de efecto rápido; es el más estable de los anestésicos volátiles y no es inflamable. No reacciona con la sal sodada ni con los metales. (15).

Su peso molecular es de 184, su punto de ebullición es de 48.5 grados centígrados y su presión de vapor a 20 grados centígrados es de 250 mmHg - 261 mmHg. La concentración de vapor aproximada a 20 grados centígrados es de 33 %.(15).

Es el anestésico volátil menos soluble en sangre. Su potencia se encuentra entre la del halotano y la del enflurano. Hay que volatilizarlo con un vaporizador de precisión fuera del circuito respiratorio del paciente.(15).

+ Biotransformación:

Sólo el 0.2% del Isoflurano que ingresa al organismo es metabolizado; esta fracción es mucho menor que el grado de metabolismo del halotano o el enflurano. Las pequeñas cantidades de flúor y ácido tricloroacético generadas como productos de degradación del Isoflurano son insuficientes para producir daño celular, que explica la falta de toxicidad renal o hepática. El Isoflurano no parece ser mutágeno, teratógeno ni carcinógeno.(12).

+ Farmacocinética:

El Isoflurano produce sus efectos y se excreta rápidamente. Se ha dicho que no se biotransforma en algunos animales, aunque se piensa que si lo hace pero en menor proporción que otros anestésicos halogenados. Su alta volatilidad y su baja solubilidad sanguínea hacen del Isoflurano el anestésico de más rápida y suave inducción y recuperación, además de que permite controlar fácilmente la profundidad de la anestesia.(15).

El Isoflurano se elimina 6.25 veces más rápidamente que el metoxifluorano; los animales se recuperan suavemente mostrando una excelente coordinación muscular.(15).

+ Efectos colaterales:**SISTEMA CARDIOVASCULAR:**

El Isoflurano, como el enflurano, deprime levemente el miocardio; en los caballos deprime suavemente el aparato cardiovascular, de manera que a medida que se eleva la concentración alveolar disminuyen la presión arterial y el gasto cardiaco. Se piensa que la hipotensión se debe a una disminución de la resistencia periférica causada por la vasodilatación muscular y cutánea.

El isoflurano no sensibiliza al miocardio a las catecolaminas, por lo que las pocas arritmias que se presentan son de tipo auricular.(15).

APARATO RESPIRATORIO:

Es un depresor respiratorio muy potente, igual o más que el enflurano y el halotano en dosis equivalentes. Al aumentar la dosis de isoflurano va deprimiéndose la ventilación y disminuyéndose la frecuencia respiratoria, a diferencia del enflurano, en el que la respiración se mantiene relativamente constante.(12,15).

HIGADO Y RIÑÓN:

Las investigaciones existentes señalan que no es hepatotóxico ni nefrotóxico. (12,15).

MUSCULO ESQUELETICO:

Cuando la anestesia es profunda hay buena relajación muscular, pero si se exceden los niveles de inducción produce, como el enflurano, tetanias y temblores musculares. (15).

DOSIS: En mamíferos la concentración para inducción es de 3 a 5 %, y la de mantenimiento es de 1.2 a 3.5 %. (15).

Generalmente la concentración del 3% al 5 de halotano e Isoflurano se ha utilizado para inducir anestesia directamente en la mayoría de los reptiles. (11).

+ Desventajas y limitaciones:

El isoflurano tiene un olor más acre que el halotano. La anestesia con isoflurano se asocia con depresión respiratoria progresiva e hipotensión. La relajación uterina puede ser indeseable. (12).

+ Ventajas:

La profundidad de la anestesia con Isoflurano se puede ajustar rápidamente. Las arritmias son poco comunes. El Isoflurano potencia la acción de los relajantes musculares y reduce la dosificación requerida de dichas drogas. El Isoflurano es metabolizado escasamente y no se ha comunicado toxicidad hepática ni renal. (12).

+ Uso actual:

El Isoflurano fue introducido en 1981 y se ha convertido en el anestésico inhalatorio más utilizado por las razones antes detalladas. (12,15).

RECUPERACION DEL PACIENTE:

La inducción de anestesia y los tiempos de recuperación en reptiles es variable, debido a que el metabolismo de los reptiles varía con la temperatura ambiental,(4,10,11,21). La absorción y eliminación de las drogas anestésicas, la provisión de un ambiente cálido, quieto y rico en oxígeno con la temperatura y humedad superior al óptimo rango para cada una de las especies. Se recomienda una temperatura ambiental que no rebase de los 30 grados centígrados para promover la recuperación anestésica. El calor excesivo puede ser nocivo por el incremento alterado de actividad en el paciente, lo cual, a su vez, incrementa la demanda de oxígeno en los tejidos; este incremento de necesidad de oxígeno al no ser recibido por un paciente con depresión respiratoria, resultado de agentes anestésicos tales como el éter y el metoxiflurano. (4).

El éter y el metoxiflurano son lípidos altamente solubles y a una alta temperatura estas drogas se liberan de la grasa. Así que durante la recuperación a altas temperaturas la cantidad de droga almacenada se libera y aumentan , por lo tanto el paciente profundiza aún más en los planos de la anestesia. Cuando se usan agentes que requieren metabolismo y excreción para la terminación de sus efectos, se incrementa la temperatura no mayor de los 30 grados centígrados, y su recuperación sera rápida. (4).

En reptiles el pH varía con la temperatura corporal, según aumenta la temperatura corporal, el pH disminuye y el PCO₂ aumenta. (4,11).

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En los reptiles la anestesia o contención química representa un aspecto de particular importancia ya que de esto depende la seguridad para el manejador que en muchas ocasiones es un Medico Veterinario por esto existe la necesidad de determinar un método químico de contención seguro, que permita la manipulación y/o intervención quirúrgica de los ofidios, que elimine el riesgo de sufrir un accidente y disminuya el dolor del paciente.

El manejo de las diversas formas de tranquilizantes y anestesia resulta indispensable para el Medico Veterinario, por razones de eficiencia técnica y de ética profesional. Este conocimiento le proporcionará mayor seguridad en las labores quirúrgicas, incluyendo la reducción al mínimo de riesgos de la anestesia.

La selección de un método anestésico determinado, dependerá de la evaluación integral del paciente, para lo cual es preciso considerar su estado físico general; en las serpientes se tomaran en cuenta los siguientes factores: el tamaño, edad, estado nutricional, peso y el grado de hidratación, además, el manejo y carácter del propio animal, así como si es venenoso o no dicho organismo.

JUSTIFICACION

En algunos herpetarios se albergan una gran variedad de serpientes vivas de diferentes lugares del mundo, algunas en peligro de extinción.

Las serpientes, dadas sus necesidades fisiológicas (tipo de alimentación, temperatura y humedad), son organismos muy difíciles de mantener en cautiverio. Por lo tanto su manejo será distinto a otras especies, como en los mamíferos y las aves.

En el Herpetario del Zoológico Guadalajara, se ha observado la necesidad de encontrar una nueva opción de anestésico para las serpientes. Ya que las serpientes no se encuentran exentas de sufrir trastornos físicos; los mas comunes que se han observado son prolapsos de cloaca, abscesos, laceraciones en piel, amputaciones, fracturas y obstrucciones intestinales; las cuales requieren de un método quirúrgico para su corrección. Evitando en lo posible, muertes o efectos secundarios severos a la anestesia.

Se utilizará el anestésico Isoflurano (forane) por ser un anestésico gaseoso en el cual para anestesiarse al paciente no se requiere de contacto físico para inducir la anestesia, además tiene un tiempo de recuperación menor que el halotano, de un corto tiempo de inducción y con una eliminación casi total por pulmones. (Esto basado en mamíferos).

También se aplicará intramuscularmente el anestésico Zoletil, llamado así en México, por ser más potente que otros anestésicos como la ketamina, además por contar con un amplio margen de seguridad y de no requerir de equipo sofisticado para su aplicación.

Aunado esto al poco conocimiento acerca de la dosis y toxicidad de las drogas anestésicas en reptiles; se observa claramente justificada cualquier acción que contribuya a determinar la eficiencia de un anestésico, ideal, para los ofidios.

HIPOTESIS

1.- El Isoflurano (forane), es un anestésico que se ha utilizado en mamíferos con un rango aceptable de seguridad pues es eliminado aproximadamente un 98.8 % por pulmones y metabolizado un 0.2 %, esto permite anestesiarse animales jóvenes o con problemas hepáticos y renales, tomando en cuenta su fácil inducción y su pronta recuperación. Con lo anterior es factible que en la especie *Drymarchon corais erebennus* las características de seguridad y anestesia del Isoflurano sean similares que las observadas en mamíferos.

2.- Según algunos autores (10), para inducir anestesia, en serpientes, con el Zoletil es suficiente utilizar una dosis de 10 a 20 mg por kilogramo vía I.M.; sin embargo otros autores (4), señalan que a estas dosis solo se logra sedación y al incrementar la dosificación por arriba de los 44 mg por kilogramo vía I.M., llegan a producir la muerte de las serpientes. Por lo anterior es factible que la dosis de 30 mg por kilogramo vía I.M. es segura para inducir la anestesia sin riesgo de muerte.

OBJETIVOS

Objetivo general.-

Evaluar el anestésico Isoflurano en la especie *Drymarchon corais erebennus* como una alternativa de método químico de contención. A dosis de inducción de 5, 4, y 3 %; y con una dosis de mantenimiento del 1.5 %.

Evaluar el anestésico Zoletil en la especie *Drymarchon corais erebennus* como una alternativa de método químico de contención. A dosis de 30, 20 y 10 mg/kg de peso.

Objetivos particulares.-

- 1.- Establecer para las serpientes la dosis porcentual óptima, tiempo de inducción y tiempo de recuperación del Isoflurano en sus diferentes dosis.
- 2.- Determinar los efectos secundarios sobre la frecuencia cardiaca y respiratoria del anestésico Isoflurano.
- 3.- Determinar el grado de anestesia logrado con cada una de las dosis aplicadas por vía I.M. de 10, 20 y 30 mg por kilogramo; del anestésico Zoletil.
- 4.- Determinar las alteraciones en las frecuencias respiratoria y cardiaca del anestésico inyectable Zoletil en sus diferentes dosis.

MATERIAL Y METODOS

Se obtuvieron 18 ejemplares de la subespecie *Drymarchon corais erebennus*, llamado comúnmente Tilcuate o víbora negra, se colectaron de la ribera del lago de Chapala, con talla y peso uniforme.

Se cuarentenaron para llevar a cabo una inspección visual general del organismo, para cerciorarse de su estado de salud. Observando su estado de nutrición (carnes), grado de deshidratación lesiones o traumatismos así como tumoraciones detectables.

Se procedió a pesar a cada uno de los animales y luego se desparasitaron, externamente con Neguvon al 1% por aspersión, e internamente con ivermectina a dosis de 0.2 mg por kilogramo de peso, vía subcutánea; después colocándose por separado, y dándoles un número de registro a cada uno para llevar un control.

Posteriormente se colocaron en terrarios individuales, contruidos con madera, de forma cuadrada, cubiertos con una capa de barniz marino con 63 cm de ancho, 82 cm de largo y 63 cm de alto; con una malla de alambre en la parte posterior, y vidrio en la parte anterior.

Como sustrato o cama se puso cartón corrugado, se colocaron bebederos de plástico con agua potable para cada uno de los animales.

La alimentación fué a base de ratones blancos (*MUS MUSCULUS*) se les proporcionó cada 15 días o según lo requirieron, que es dependiendo de su apetito o si están próximos a mudar, con ojos azules, pierden el apetito.

Para el aseo del terrario se necesitó un bote de plástico con tapadera, para colocar la serpiente, mientras se procedía a la limpieza, un gancho y un guante doble de cuero fué útil para su manejo; un recogedor de plástico, un cepillo y una espátula se necesitó para levantar las heces; más dos aspersores, uno conteniendo solución limpiavidrios y el otro una solución desinfectante a base de hipoclorito al 10%, más dos franelas.

Ya en el proceso de investigación se utilizó 9 jeringas desechables de insulina con agujas hipodérmicas; un frasco de Zoletil conteniendo el liofilizado de tiletamina y zolazepam en combinación uno a uno, además de su respectivo solvente, llamada la combinación comercialmente en México, Zoletil; también se utilizó como desinfectante para la aplicación intramuscular el alcohol.

Se utilizó una maquina de anestesia de circuito cerrado, un frasco con 100 ml de Isoflurano llamado comercialmente en México Forane, se adaptó un tubo de acrílico transparente el cual media 5 cm de diámetro y 60 cm de largo, al cual se le colocó una tapadera con un orificio de 2 cm de diámetro para incertar el adaptador de la manguera de la maquina de anestesia, al otro orificio se le colocó un guante de cirujano de látex, cortando un dedo, para introducir a la serpiente y así cerro casi herméticamente con la finalidad de aprovechar al máximo el gas y también para que el conteo porcentual del gas utilizado fuera exacto, además se utilizaron canulas endotraqueales flexibles de 3 mm y de 3.5 mm de diámetro.

Se dietaron por 15 días del alimento sólido (ratones), ofreciendoles a libre acceso agua potable hasta 24 horas antes de ser anestesiados.

Se hicieron 2 grupos los cuales se conformaron de nueve individuos cada uno, hubo machos y hembras escogidos al azar al igual que sus pesos, medidos en gramos. Estos grupos de tilcuates se les administró sus dosis correspondiente a cada uno, como describiremos más adelante.

Al grupo No 1, se le administró el anestésico inhalado Isoflurano (forane). En este grupo también se hicieron 3 subgrupos aplicandoles una dosis porcentual especifica para cada subgrupo; la dosis de mantenimiento fue de 1.5 % de Isoflurano y 400 ml de oxígeno, el tiempo de mantenimiento fué también igual para los tres grupos de 10 minutos, así como la dosis de oxígeno de 700ml con flushing. (limpiar la manguera del anestésico).

Tan pronto como la inducción fue consumada, un catéter endotraqueal adecuado se inserto através del orificio laríngeo y adentrado en la traquea. Se tomo cuidado de no pasar el catéter muy adentro, para no ocluir la red principal de bronquios.

Este dispositivo ayudo a mantener una vía aérea abierta y por lo tanto permitió el intercambio de gas pulmonar. Para evitar muertes el catéter fué tan corto como fué posible.

Se utilizó el grado de relajación de la cola como indicador parcial de la profundidad de la anestesia. Conforme el animal fué progresivamente anestesiado, la relajación avanzó de las partes posteriores de la cabeza, contrariamente conforme el animal se recuperó de la anestesia, su cola empezó a moverse espontáneamente antes que la parte proximal del cuerpo lo hiciera.

También se utilizó como indicador de perdida de la sensibilidad al estimular el orificio por donde la lengua se incerta pues esto normalmente en estado de conciencia causa mucho dolor, reflejo laríngeo, en este caso utilizamos una pinza de disección y con estas se apretó el conducto por sus bordes el cual antes de ser anestesiados respondían agrediendo así como cuando estaban en período de recuperación de la anestesia respondían con movimientos bruscos.

EN EL GRUPO UNO, LOS PESOS Y LAS DOSIS APLICADAS DE ISOFLURANO EN LOS 3 SUBGRUPOS, FUERON:

Subgrupo A.-

Animal No.1 con un peso de 672 gramos y una dosis de inducción de 5 % de Isoflurano y 500 ml de oxígeno.

Animal No.2 con un peso de 584 gramos y una dosis de inducción de 5 % de Isoflurano y 500 ml de oxígeno.

Animal No.3 con un peso de 415 gramos y una dosis de inducción de 5 % de Isoflurano y 500 ml de oxígeno.

Subgrupo B.-

Animal No.4 con un peso de 700 gramos y con una dosis de inducción de 4 % de Isoflurano y 500 ml de oxígeno.

Animal No.5 con un peso de 523 gramos y con una dosis de 4 % de Isoflurano y 500 ml de oxígeno.

Animal No.6 con un peso de 643 gramos y una dosis de 4 % de Isoflurano y con 500 ml de oxígeno.

Subgrupo C.-

Animal No.7 con un peso de 968 gramos y una dosis de inducción del 3 % y con 500 ml de oxígeno.

Animal No.8 con un peso de 855 gramos y una dosis de inducción del 3 % y con 500ml de oxígeno.

Animal No.9 con un peso de 750 gramos y una dosis de inducción del 3 % y con 500 ml de oxígeno.

En el momento de aplicar cada anestésico se tomo el tiempo de inducción el cual fué hasta que el animal perdió sus reflejos principales (ANEXO No 1), se determinó el tiempo de mantenimiento y en caso del anestésico inhalado fué de diez minutos, también se observó el tiempo de la recuperación de cada paciente. Además se tomó notas de los síntomas externos como agresividad, somnolencia, y depresión de las serpientes.

Al grupo 2, se le aplicó el anestésico inyectado Zoletil, este grupo se dividió a su vez en 3 subgrupos conformado por tres individuos cada uno:

Para la recuperación de todos los pacientes, aplicando el Zoletil intramuscular, la temperatura ambiental fué de 24 grados centígrados, mientras se les aplicó el fármaco, dos horas después de haber administrado el anestésico, se colocaron en un cuarto con 30 gados centígrados.

EN EL GRUPO DOS LOS PESOS Y LAS DOSIS APLICADAS DE ZOLETIL EN LOS TRES SUBGRUPOS FUERON:

Subgrupo D -

Animal No. 10 con un peso de 1115 gramos y una dosis de 10 mg/kg vía IM.

Animal No. 11 con un peso de 1084 gramos y una dosis de 10 mg/kg vía IM.

Animal No. 12 con un peso de 1506 gramos y una dosis de 10 mg/kg vía IM.

Subgrupo E.-

Animal No. 13 con un peso 1298 gramos y una dosis de 20 mg/kg vía IM.

Animal No. 14 con un peso 1617 gramos y una dosis de 20 mg/kg vía IM.

Animal No. 15 con un peso de 1027 gramos y una dosis de 20 mg/kg vía IM.

Subgrupo F.-

Animal No. 16 con un peso de 2250 gramos y una dosis de 30 mg/kg vía IM.

Animal No. 17 con un peso de 2540 gramos y una dosis de 30 mg/kg vía IM.

Animal No. 18 con un peso de 1280 gramos y una dosis de 30 mg/kg vía IM.

Durante el proceso experimental se hizo una observación clínica y conductual de los animales, registrandose las frecuencias cardiaca y respiratoria, los reflejos laríngeo y de la cloaca. Con los resultados obtenidos de las frecuencias cardiacas y respiratoria se realizó un análisis estadístico en que se aplicó un análisis de **Varianza** y prueba de T, para determinar si existió diferencia significativa entre sus valores. Este análisis se llevó a cabo mediante el programa de **S.A.S.**

RESULTADOS

En el presente estudio las 18 serpientes, que recibieron los diferentes tratamientos tanto de Isoflurano como de Zoletil, tuvieron algunas variaciones que a continuación se mencionan.

En las nueve serpientes que recibieron el anestésico inhalado isoflurano se observó que en el subgrupo A que correspondió a los animales del 1, 2 y 3, tanto la frecuencia cardiaca como la frecuencia respiratoria se disminuyeron y se mantuvieron bajas en las tres fases analizadas que correspondieron a inducción, mantenimiento y recuperación. (Tabla 1, Gráfica 1).

En el caso del subgrupo B que correspondieron a los animales 4, 5 y 6, también se observó una disminución en las frecuencias cardiaca y respiratoria, pero en menor proporción que en el subgrupo A. (Tabla 1, Gráfica 1).

Respecto al subgrupo C la disminución de las frecuencias cardiaca y respiratoria, de los animales 7, 8 y 9 fué la menor de los tres subgrupos. Con respecto a la que se consideró como normal en la preanestesia; por otra parte en cuanto a los tiempos de inducción y de recuperación, se observó que en el subgrupo A se requirió menos tiempo en ambos momentos, esto contrasta con el subgrupo C que necesitó de más tiempo tanto para la inducción como para la recuperación. (Tabla 1, Gráfica 1). En ninguno de los tres subgrupos, en la etapa de mantenimiento, se presentaron los reflejos laringeo y cloacal.

En las otras nueve serpientes analizadas en el estudio, las cuales recibieron el anestésico inyectado Zoletil intramuscularmente, no se logró llegar a la anestesia en ninguno de los tres subgrupos, sólo se observó la sedación identificada por incoordinación de los movimientos de las serpientes, además mostraron signos de dolor a los estímulos aplicados como introducción de un objeto a la cloaca y estimulación del reflejo laríngeo. (Tabla 2, Gráfica 2).

Por lo tanto a las fases que se les tomaron constantes, correspondieron a la preanestesia, inducción y recuperación. En el caso de la preanestesia se obtuvo la frecuencia cardiaca y la respiratoria pero en las otras dos fases sólo se obtuvo la frecuencia cardiaca, la cual disminuyó levemente en los tres subgrupos y sólo en el subgrupo F fue mayor la diferencia

En cuanto al efecto sobre la frecuencia cardiaca de los animales tratados, no se encontró diferencia, estadísticamente significativa, entre el Zoletil e Isoflurano. Pero en el caso de este último si hubo diferencia significativa entre las dosis utilizadas, ya que con la prueba de F a un alfa de 0.05 y 4 grados de libertad, se encontró un valor de F de 57.3. En el caso de la frecuencia respiratoria no fué posible realizar el análisis estadístico, debido a la falta de datos, ya que el registro de esta constante no se logró en algunas ocasiones. (Tabla No.2).

En ninguno de los dos anestésicos aplicados Isoflurano y Zoletil se observó agresividad por parte de los animales tratados, solo en la aplicación del Zoletil la recuperación fué prolongada, observandose somnolencia y ligera depresión.

RESULTADOS DE LAS FRECUENCIAS CARDIACA Y RESPIRATORIA, TIEMPO DE INDUCCION Y TIEMPO DE RECUPERACION EN LAS SERPIENTES MEDICADAS CON ISOFLURANO A DIFERENTES DOSIS.

Tabla 1

Subgrupo 1	SERPIENTE	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION			MANTENIMIEN		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	.tiempo/seg.	F.C	F.R.	F.C.	F.R.	tiempo/seg.	F.C.	F.R
	1.- A	672	112	6	94	46	2	46	2	8,620	54	1
	2.- A	584	120	9	310	46	0	46	0	11,480	50	1
	3.- A	415	132	6	240	66	2	76	2	9,680	52	2
PROMEDIO			121.33	7.00	214.67	52.67	1.33	56.00	1.33	9,926.67	52.00	1.33
VARIANZA			67.56	2.00	8,096.89	88.89	0.89	200.00	0.89	1,393,688.89	2.67	0.22

Subgrupo 2	SERPIENTE	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION			MANTENIMIEN		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	.tiempo/seg.	F.C	F.R.	F.C.	F.R.	tiempo/seg.	F.C.	F.R
	4.- B	700	116	5	195	96	1	96	0	24,000	96	1
	5.- B	523	112	5	299	100	2	100	0	9,690	96	0
	6.- B	643	120	5	375	100	0	102	2	1,412	104	1
PROMEDIO			116.00	5.00	289.67	98.67	1.00	99.33	0.67	11,700.67	98.67	0.67
VARIANZA			10.67	0.00	5,443.56	3.56	0.67	6.22	0.89	87,057,680.89	14.22	0.22

Subgrupo 3	SERPIENTE	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION			MANTENIMIEN		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	.tiempo/seg.	F.C	F.R.	F.C.	F.R.	tiempo/seg.	F.C.	F.R
	7.- C	968	120	6	384	104	0	106	0	2,460	100	0
	8.- C	855	116	5	479	104	0	106	0	840	100	0
	9.- C	750	104	5	429	104	1	104	0	773	102	0
PROMEDIO			113.33	5.33	430.67	104.00	0.33	105.33	0.00	1,357.67	100.67	0.00
VARIANZA			46.22	0.22	1,505.56	0.00	0.22	0.89	0.00	608,317.56	0.89	0.00

VARIANZA POBLACIONAL			52.54	1.51	13,033.33	561.88	0.77	552.10	0.89	50,081,283.11	511.51	0.44
----------------------	--	--	-------	------	-----------	--------	------	--------	------	---------------	--------	------

RESULTADOS DE LAS FRECUENCIAS CARDIACA Y RESPIRATORIA, TIEMPO DE INDUCCION Y TIEMPO DE RECUPERACION EN LAS SERPIENTES MEDICADAS CON ZOLETIL A DIFERENTES DOSIS.

Tabla 2

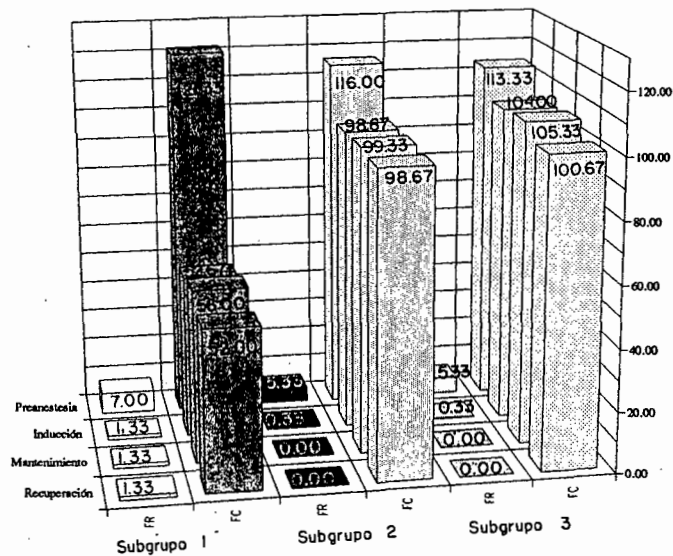
Subgrupo 4	SERPIENT	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	F.C	F.R.	tiempo/hr.	F.C./2hr	F. R./2hr.
	10.-D	1115	132	6	100	0	18	90	0
	11.-D	1084	72	4	70	0	18	70	0
	12.-D	1506	90	5	84	0	18	80	0
PROMEDIO			98.00	5.00	84.67	0.00	18.00	80.00	0.00
VARIANZA			632.00	0.67	150.22	0.00	0.00	66.67	0.00

Subgrupo 5	SERPIENT	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	F.C	F.R.	tiempo/hr.	F.C./2hr	F. R./2hr.
	13.-E	1298	88	3	80	0	46	64	0
	14.-E	1617	93	5	74	0	46	78	0
	15.-E	1027	95	5	84	0	46	70	0
PROMEDIO			92.00	4.33	79.33	0.00	46.00	70.67	0.00
VARIANZA			8.67	0.89	16.89	0.00	0.00	32.89	0.00

Subgrupo 6	SERPIENT	PESO	PREANESTESIA		INDUCCION		RECUPERACION ANESTESICA		
		en grs.	F.C.	F.R.	F.C	F.R.	tiempo/hr.	F.C./2hr	F. R./2hr.
	16.-F	2250	90	1	55	0	90	54	0
	17.-F	2540	112	3	100	0	90	70	0
	18.-F	1280	106	4	104	0	90	62	0
PROMEDIO			102.67	2.67	86.33	0.00	90.00	62.00	0.00
VARIANZA			86.22	1.56	493.56	0.00	0.00	42.67	0.00

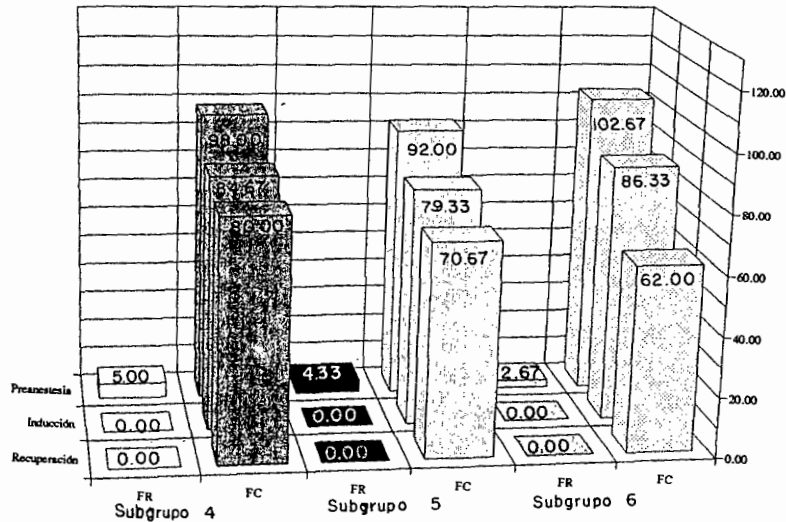
VARIANZA POBLACIONAL			261.36	2.00	229.14	0.00	878.22	101.43	0.00
----------------------	--	--	--------	------	--------	------	--------	--------	------

Resultados de las frecuencias Respiratoria y Cardiaca de la anestesia con isoflurano.



Gráfica 1

Resultados de las frecuencias Respiratoria y Cardíaca de la anestesia con Zoletil.



Gráfica 2

DISCUSION

En los resultados obtenidos con la aplicación del anestésico Isoflurano se observó que en el subgrupo A el cual obtuvo la mayor dosis hubo disminución de las frecuencias cardiacas y respiratoria considerando los parámetros normales esto es por que el gas anestésico Isoflurano produce en los pacientes inducidos con este, disminución de la F.C. y F.R. además es posible que la disminución de la F.R. se deba a que el animal reduzca voluntariamente su respiración; Sin que exista la posibilidad del metabolismo anaerobio, en el tilcate, ya que la literatura no lo reporta.(4,10,11,13).

En el caso del estudio con el Zoletil, se pudo constatar, que cuando menos en la especie *Drymarchon corais erebennus*, no se logró la anestesia en las 3 dosis sugeridas por los dos autores (4,10); pues al aplicarlas intramuscularmente solo se observaron los animales lentos y con falta de coordinación, además presentaban sensibilidad en el reflejo laringeo y cloacal en los nueve animales.

En el Zoletil, la frecuencia cardiaca disminuyo levemente, pero la frecuencia respiratoria no se observó ya sea por que se deprimieron fuertemente o por que redujeron voluntariamente la respiración. El tiempo de recuperación para el subgrupo D fué de 18 horas, la del subgrupo E fué de 46 horas y la del subgrupo F fue de 90 horas. Probablemente la recuperación, se debió a las concentraciones del farmaco aplicadas, pues son directamente proporcionales a las dosis administradas.

CONCLUSIONES

- 1.- El Isoflurano fué efectivo a las dosis de inducción de 5, 4 y 3 % y a la dosis de mantenimiento del 1.5 %.
- 2.- A las dosis mayores de inducción del Isoflurano, el efecto sobre las frecuencias cardiaca y respiratoria fué mayor que a la de las dosis menores.
- 3.- El tiempo de recuperación fué mayor del Isoflurano en la dosis del 3 %.
- 4.- No se logró la anestesia, al aplicar el anestésico Zoletil por vía intramuscular, a las dosis de 30, 20 y 10 mg por kilogramo de peso.
- 5.- Para lograr la anestesia en serpientes es más efectivo el Isoflurano que el Zoletil.

ANEXO No 1

Un animal se considera anestesiado si:

- 1) Al estimular el orificio donde se guarda la lengua bífida no exista una reacción de dolor; Reflejo laríngeo.
- 2) Al estimular en su piel con punciones leves no exista movimiento o alguna reacción.
- 3) Al estimular la zona de la cloaca introduciendo algún objeto no haya una reacción.(cualquier tipo de movimiento). Reflejo cloacal.

BIBLIOGRAFIA

- 1.-Alexander A; Técnica quirúrgica en animales y temas de terapéutica quirúrgica. Nueva Editorial Interamericana. pp 43, 56, 57,59,66,67 97 y 98.
- 2.-Alvarez V, J; Los cordados, origen, evolución y hábitos de los vertebrados. Editorial C.E.C.S.A. 1973, pp 186 y 192.
- 3.-Bellairs, D.A. y Athidge J; Los reptiles. Editorial Blume. 1975, pp 62-63.
- 4.-Bennett, R, A. D.V.M.M.S.; A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles; Journal of zoo and wildlife medicine. 1991, pp. 282 - 303.
- 5.-Bertram O. K; Farmacología básica y clínica. 1988, pp 79, 295 y 296.
- 6.-Burton A.J.; The book of snakes, Ed.Crescents books N.Y. 1991. pp. 16,17,21-29.
- 7.-Dauner, E.; El terrario, construcción, mantenimiento, cría y reproducción de los animales. Ed Vecchi, Barcelona España. 1a edición, p 175.
- 8.-Ditmars, L.R.; Reptiles of the world. Editorial Mc. Millan, New York, U.S.A. 1966, 1a. edición, p. 321.
- 9.-Enciclopedia Salvat de las ciencias; Tomo 5 Animales vertebrados; Editorial Salvat, Barcelona España.1968, 1a edición, p 360.
- 10.-Frye, L. F. Dum. Ms.; Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry. 1981, pp 241-246.

- 11.-Frye, L. F.; Reptile Care an Atlas of Diseases and treatments, Volume II, 1ra Edicion, 1991 pp 421-440, Ed. T.F.H. Publications Inc. Neptune City N.J.
- 12.-Goddman G.A. y Rall W.T.; Las bases farmacologicas de la terapéutica. Editorial Medica Panamericana.1991, Octava edición, pp 289,297, y299.
- 13.-Marcus C. VMD, MD; Veterinary Biology and Medicine of captive amphibians and reptiles. Ed. Lea & Febiger Philadelphia. 1981, 1a. edición, pp. 68 - 73.
- 14.-Matz, G & Vanderhaege M.; Guia del terrario, técnica, anfibios, reptiles. Editorial Omega, Barcelona España. 1979, 1a edición, p. 352.
- 15.-Ocampo y Sumano; Anestesia veterinaria en pequeñas especies. Editorial Mc.Graw Hill. 1985, 1a edición en español, pp.14.15.19,194 - 196.
- 16.-Reichenbach H.K. & Elkan E.; The principal diseas of reptiles. T.F.H. Publ. Neptune, New Yersey. 1965, 1a edición, pp. 394 - 396.
- 17.-Rodriguez F.F.; Los reptiles del desierto, Enciclopedia Salvat de la fauna. Editorial Salvat. Tomo 4, Capitulo 43. 1971, 1a edición, pp. 57 - 68 y 69..
- 18.-Smith H.M.; Snakes as Pets, T.F.H. Publ. Neptune, New Yersey. 1980, 2a edición, pp.139- 141.
- 19.-Sumano y Ocampo; Farmacología veterinaria. Ed. Mc. Graw Hill. 1989, pp 356-383 y 407-409.
- 20.-Ubertazzi M.T.; The world of amphibians and reptiles. Ed. Gallery books N.Y. 1978. 1a edición pp 38,98,99,118,126,147-151,222, y 244.

- 21.-Urs, V.A.; El porque, cuando, cómo y donde de los ofidios. Editorial América, Lee Buenos Aires Argentina. 1982, 1a edición, p. 253.
- 22.-Ville, A.C.; Biología. Nueva Editorial Interamericana, México. 1986, p. 803.
- 23.-W.K.R; Terapéutica veterinaria; Tomo II. Ed. C.E.C.S.A. 1984, 1a edición, pp. 618 - 619.
- 24.-Weichert, K.Ch & Presch, W.; Elementos de anatomía de los cordados. Editorial Mc Graw Hill. México. 1986, 3a edición en español, p. 301.
- 25.-Williams, K.L. & Wallace V.; Snakes of the world synposos of sanakes general names Ed. Krieger publishing company malabal Fl. U.S.A. Vol 1 1989, 1a edición, p 234.
- 26.-Ziswiler, V.; Zoología especial de vertebrados. Tomo 2; Amniotas, Editorial Omega. Barcelona, España. 1978. 1a edición, pp 66 -77.