UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TRABAJO DE INVESTIGACIÓN ESTRUCTURADO DE MANERA INDEPENDIENTE COMO REQUISITO PARA OPTAR POR EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA.

"EVALUACIÓN DE SEVOFLURANO PARA MANTENIMIENTO ANESTÉSICO POR VÍA ENDOTRAQUEAL Y TRANSDÉMICA A SACOS AÉREOS CAUDALES EN POLLOS DE ENGORDE"

DANIEL FERNANDO CUESTA VALLE

Cevallos-Ecuador

2016

AUTORÍA DE LA INVESTIGACIÓN

El suscrito Daniel Fernando Cuesta Valle, portador de la cédula de identidad número: 180461312-1, libre y voluntariamente declara que el presente trabajo de investigación titulado **"EVALUACIÓN DE SEVOFLURANO PARA MANTENIMIENTO ANESTÉSICO POR VÍA ENDOTRAQUEAL Y TRANSDÉRMICA A SACOS AÉREOS CAUDALES EN POLLOS DE ENGORDE"** es original, auténtica y personal. En tal virtud, declaro que el contenido es de mi responsabilidad legal y académica

Daniel Fernando Cuesta Valle

180461312-1

DERECHO DEL AUTOR

Al presentar esta tesis como uno de los requisitos previos para la obtención del título de Tercer Nivel en la Universidad Técnica de Ambato, autorizo a la Biblioteca de la Facultad para que haga de ésta un documento disponible para su lectura, según las normas de la Universidad.

Estoy de acuerdo en que se realice cualquier copia de esta tesis dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica potencial.

Sin perjuicio de ejercer mi derecho de autor, autorizo a la Universidad Técnica de Ambato la publicación del presente trabajo de investigación o parte de ella.

Daniel Fernando Cuesta Valle

180461312-1

"EVALUACIÓN DE SEVOFLURANO PARA MANTENIMIENTO ANESTÉSICO POR VÍA ENDOTRAQUEAL Y TRANSDÉRMICA A SACOS AÉREOS CAUDALES EN POLLOS DE ENGORDE"

REVISADO POR:

.....

Mvz. M. Sc. Darwin Rafael Villamarín Barragán
TUTOR

.....

Ing. Mg. Jorge Ricardo Guerrero López
ASESOR DE BIOMETRÍA

APROBADO POR LOS MIENBROS DE TRIBUNAL DE GRADO:

Fecha:

.....

Ing. Agr. Mg. Giovanny Patricio Velasteguí Espín
Presidente - E

20/01/2016

.....

Dra. Mg. Mayra Andrea Montero Recalde
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

20/01/2016

.....

Ing. Mg. Ramón Gonzalo Aragadvay Yugán
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

20/01/2016.

DEDICATORIA

La presente investigación va dedicada a mi familia, a mi esposa por brindarme la alegría de un hogar, que a pesar de todos los momentos difíciles siempre estuvo a mi lado de forma incondicional.

Mi hija, mi fuente de inspiración, la bendición más grande que dios me ha regalado.

A mi madre, amiga, consejera, incondicional que supo guiar mi camino para ser una persona de bien.

A mi padre por ser el ejemplo de trabajo dedicación, perseverancia, y honestidad.

A mi hermana por el apoyo, la compañía y los momentos compartidos.

Además a mis amigos, compañeros y profesores de la universidad con quienes compartimos alegrías, nuevos conocimientos y experiencias inolvidables.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por darme salud y vida para disfrutar de una familia, y a ellos por ser mi apoyo incondicional.

Al Dr. Darwin Villamarín por ser un excelente maestro y buen amigo, a quien le debo parte de los conocimientos fijados con la práctica, los cuales serán de mucha ayuda en la vida profesional.

Al Ing. Luciano Valle por su apoyo desinteresado en el desarrollo de la presente investigación.

Al Ing. Ricardo Guerrero, biometría y al Ing. Jorge Artieda, redactor técnico por su guía en la elaboración de este trabajo.

INDICE

SUMMARY XIII

RESUMEN XIV

CAPITULO 1 1

1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN. 1

1.1. Planteamiento del problema. 1

1.2. Análisis crítico del problema. 2

1.3. Formulación del problema. 3

1.4. Justificación. 4

1.5. Objetivos. 5

1.5.1. Objetivo General. 5

1.5.2. Objetivos Específicos. 5

CAPITULO II 6

2. MARCO TEORICO E HIPOTESIS 6

2.1. Antecedentes Investigativos. 6

2.2. Marco Conceptual o Categorías fundamentales. 9

2.2.1. Sevoflurano 9

- Concentración Alveolar Mínima (CAM). 10
- Farmacocinética de los Anestésicos Inhalatorios (AI) en aves 11
- Captación alveolar de los Anestésicos Inhalatorios. 11
- Concentración Inspirada (FI) 12
- Ventilación Alveolar. 12
- Captación Sanguínea de los Anestésicos Inhalatorios. 12
- Eliminación de los Anestésicos Inhalatorios. 13
- Intubación Endotraqueal en Aves 13
- Mantenimiento Anestésico en aves. 15

2.2.2. Monitorización 16

- Pulso Arterial 17
- Pulsioximetria y Pletismografía. 18
- El Dolor 19
- Diámetro y origen de los nociceptores 20
- Dolor Superficial Espinal 20

- Dolor profundo 21

2.2.3. Pollos. 22

- Constantes Fisiológicas. 22

2.2.4. Anatomía del tracto respiratorio. 23

- Tráquea. 23
- Siringe. 24
- Pulmones. 24
- Fuerzas que propulsan los gases a través de los pulmones. 25
- Bronquio principal. 25
- Sacos aéreos. 27
- Presión en los sacos aéreos durante la respiración 27
- Intercambio gaseoso. 28

2.3. Hipótesis 30

2.4. Variables de la Hipótesis 30

2.5. Operacionalización de las variables 31

CAPITULO III 34

3. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN 34

3.1. Enfoque, modalidad y tipo de investigación 34

3.1.1. Enfoque 34

3.1.2. Modalidad 34

3.1.3. Tipo de investigación 34

3.2. Ubicación del ensayo 35

3.3. Caracterización del lugar 36

3.4. Factores de estudio 36

3.5. Diseño experimental 37

3.6. Datos a tomarse 37

3.7. Procesamiento de la información recolectada 37

3.8. Datos a tomar 38

3.9. Manejo de los datos de la investigación 38

3.10. Manejo de la investigación 39

CAPÍTULO IV 41

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 41

4.1. Frecuencia cardíaca (Fc) 41

4.2. Frecuencia Respiratoria (Fr) 44
4.3. Saturación de Oxigeno (SpO_2) 47
4.4. Frecuencia Pulso (Fp) 49
4.5. Estímulo doloroso superficial y profundo 52
4.6. Aplicación de sevoflurano por vía trasdérmica a sacos aéreos caudales con catéteres. 54
4.7. Verificación de la hipótesis 56
CAPÍTULO V 57
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 57
5.1 Conclusiones 57
5.2 Recomendaciones 59
CAPÍTULO VI 60
6. PROPUESTA 60
6.1. Título. 60
6.2. Fundamentación. 60
6.3. Objetivo. 61
6.4. Justificación e importancia 61
6.5. Manejo Técnico 62
Bibliografía 67
ANEXOS 74

Índice de Tablas

Tabla 1: Taxonomía del Pollo. 22

Tabla 2. Contantes Respiratorias de la Gallina Adulta 22

Tabla 3. Constantes circulatorias de la gallina adulta 23

Tabla 4. Esquema ADEVA 37

Tabla 5. Tratamientos. 37

Tabla 6. Diseño esquema de campo. 37

Índice de Cuadros

Cuadro 1. Análisis de la varianza para la frecuencia cardíaca (Fc) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde. 41
Cuadro 2. Prueba de Tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia cardíaca para el mantenimiento anestésico en pollos de engorde. 42
Cuadro 3. Análisis de la varianza para la frecuencia Respiratoria (Fr) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano para pollos de engorde. 44
Cuadro 4. Prueba de tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia respiratoria en el mantenimiento anestésico con sevoflurano. 45
Cuadro 5. Análisis de la varianza para la Saturación de Oxígeno (SpO_2) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde. 47
Cuadro 6. Evaluación de la saturación de oxígeno en el mantenimiento anestésico con sevoflurano.....48
Cuadro 7. Análisis de la varianza para la frecuencia pulso (Fp) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde. 50
Cuadro 8. Prueba de Tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia cardíaca para el mantenimiento anestésico en pollos de engorde. 50
Cuadro 9. Estímulo doloroso superficial 52
Cuadro 10. Estímulo doloroso profundo 53

Índice de Gráficos

Gráfico 1. Ubicación del lugar 35
Gráfico 2. Análisis de la frecuencia cardiaca en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis. 42
Gráfico 3. Análisis de la frecuencia respiratoria en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.....45
Gráfico 4. Análisis de la saturación de oxígeno en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.....48
Gráfico 5. Análisis de la frecuencia de pulso en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis. 51
Gráfico 6. Respuesta a estímulo doloroso superficial 52
Gráfico 7. Respuesta a estímulo doloroso profundo 53

SUMMARY

The investigation entitled “Evaluation of Sevoflurane for Anesthetic Maintenance through Endotrachael and Transdermal Passages to Air Sack Flows in Broiler Chickens,” aimed to determine the minimal alveolar concentration (MAC) of sevoflurane suitable for producing immobility and hypnosis, the posed method utilizing twenty-four eight-week-old male broiler chickens. Those which were subjected to aerobic anesthetic for the evaluation were so done through different controlled doses or MAC (2.5%, 3.5%, 4.5% and 5.5%). It should be noted that pre-anesthetic drugs were not used owing to the desire to establish the suitable MAC of sevoflurane for maintenance. Sevoflurane anesthetic induction was performed using a mask for ten minutes, while anesthetic maintenance was performed through an endotracheal tube. At this stage, evaluations of heart rate (HR), respiratory rate (RR), pulse rate (PR), oxygen saturation (SpO2), and responses to superficial and deep nociceptive stimuli were carried out every five minutes for twenty-five minutes until it was determined that the endotraqueal passage with a MAC of 3.5% and 4.5% allowed for an anesthetic maintenance with resistance to superficial pain and immobility, while a MAC of 5.5% further deepens the anesthetic level with resistance to profound pain in 47% of cases, producing considerable depression of vital signs without however risk to the life of the bird, thus determining as a final result that sevoflurane is dose dependent, i.e. the higher the dose, the deeper the anesthetic level and depression of vital signs. While the transdermal application of sevoflurane to air sack flows produced neither immobility nor general anesthesia since the chickens recovered after two to three minutes after initiating the anesthetic maintenance.

RESUMEN

La investigación titulada, “Evaluación de sevoflurano para mantenimiento anestésico por vía endotraqueal y transdèrmica a sacos aéreos caudales en pollos de engorde”, que tuvo como objetivo determinar la concentración alveolar mínima (CAM) de sevoflurano adecuada para generar inmovilidad e hipnosis, la metodología planteada utilizó 24 pollos de engorde, machos de 8 semanas de edad. Los cuales fueron sometidos a anestesia inhalada, para la evaluación del mantenimiento a diferentes dosis o CAM (2,5%; 3,5%; 4,5% y 5,5%). Cabe recalcar que no se utilizaron drogas preanestésicas debido a que se desea establecer la CAM adecuada de sevoflurano para mantenimiento. la inducción anestésica con sevoflurano se efectuó mediante una mascarilla por 10 minutos, mientras el mantenimiento anestésico se lo realizó mediante un tubo endotraqueal, en esta fase se realizó la evaluación de la frecuencia cardiaca (fc), frecuencia respiratoria (fr), saturación de oxigeno (Spo2), frecuencia de pulso (fp) y respuesta a estímulos nosicetivos superficiales y profundos cada 5 minutos por 25 minutos, de donde se determinó que la vía endotraqueal con una CAM de 3,5% y 4,5% permite un mantenimiento anestésico con resistencia a dolor superficial e inmovilidad y a una CAM de 5,5% profundiza el plano anestésico con resistencia a dolor profundo en un 47% de los casos, produciendo depresión considerable de los signos vitales pero sin riesgos para la vida del ave, determinando como resultado final que el sevoflurano es dosis dependiente, es decir a mayor dosis se observa un plano anestésico más profundo y se marca la depresión de los signos vitales. Mientras la aplicación de sevoflurano por vía transdèrmica a sacos aéreos caudales, no género inmovilidad menos aun anestesia general ya que los pollos se recuperaron de 2 a 3 minutos luego de iniciar el mantenimiento anestésico.

CAPITULO 1

1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN.

1.1. Planteamiento del problema.

La aplicación de procedimientos anestésicos en aves es poco convencional y con altos márgenes de mortalidad, debido a los efectos que tienen los anestésicos en el metabolismo de las aves.

Los procedimientos anestésicos en aves son aún un reto por su complejidad y por el alto índice de accidentes anestésicos, que se presentan en el proceso. Esto debido principalmente a que todas las drogas utilizadas producen depresión cardiorrespiratoria, hipotensión e hipotermia.

En las aves es posible realizar la intubación endotraqueal para la administración de anestésicos inhalatorios, pero puede convertirse en un reto por diferentes circunstancias; como son:
Aplicación del tubo endotraqueal en aves muy pequeñas o con picos muy largos. La sensibilidad de la tráquea a la intubación endotraqueal y las complicaciones que se presentan luego del proceso, en donde se observa la presencia de secreciones mucosas, que en ocasiones pueden llegar a tapar la tráquea. Problemas patológicos presentes en cabeza y cuello, que impidan la aplicación de un tubo endotraqueal. La anatomía de las aves nos dificulta establecer una vía-endovenosa segura, permeable y duradera.

El Sevoflurano es utilizado ampliamente como anestésico inhalatorio en Medicina Veterinaria; es así que en mamíferos existen un sin número de investigaciones que avalan su uso, efectos adversos y dosis, mientras que ha sido poco probado en aves.

1.2. **Análisis crítico del problema.**

En las aves la conformación del sistema respiratorio es diferente a la de los mamíferos, debido su habilidad de volar, anatomía, fisiología y conformación Anatomohistológica.

Las aves carecen de diafragma, los pulmones son órganos fibrosos que se encuentran adosados a las vértebras torácicas, los cuales tienen una capacidad de expandirse muy limitada, la presencia de 9 sacos aéreos los cuales se encuentra comunicados con los pulmones e intercambian corrientes de aire, en donde se realiza el intercambio de oxigeno por dióxido de carbono y la presencia de huesos neumáticos que también se encuentran conectados al sistema respiratorio.

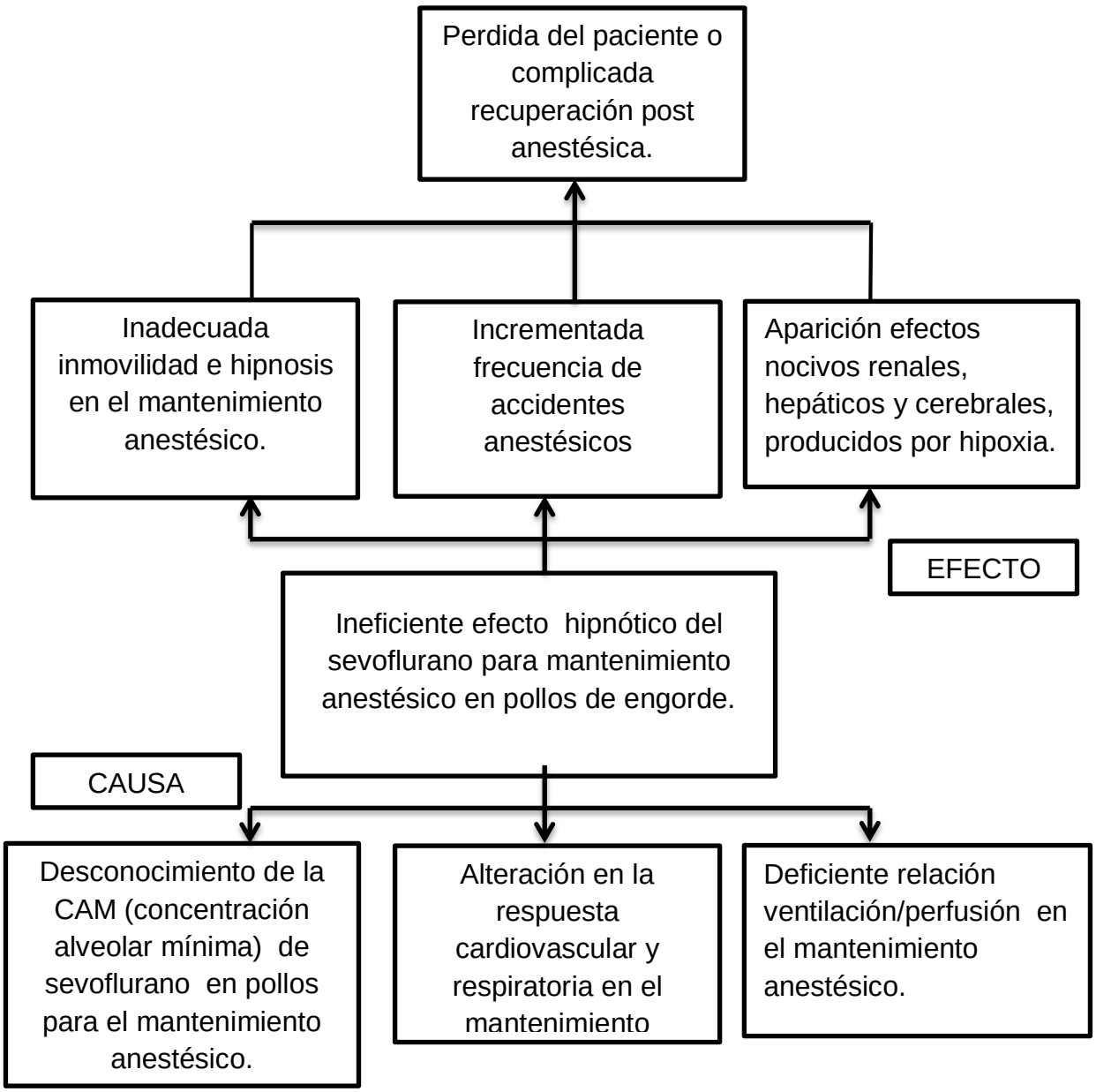
La tráquea está conformada por anillos fibrosos completos, es más ancha y larga que la de los mamíferos, esto aumenta el espacio muerto, el proceso de respiración esta facilitado por los músculos intercostales que facilitan los movimientos de inspiración y expiración.

La aves son animales sumamente nerviosos, consecuentemente requieren de un manejo delicado, debido a que fisiológicamente el estrés produce una serie de cambios hormonales en el metabolismo de las aves. Es así que podemos caer en accidentes de manejo, como puede ser, una parada cardiorespiratoria, shock, accidentes vasculares que ponen en riesgo la vida de nuestro paciente.

La aplicación de procedimientos de sedación y anestesia en aves, se convierten en actividades de rutina para la evaluación clínica y aplicación de procedimientos médico-quirúrgicos en esta especie, para lo cual se debe evaluar cuales son las drogas con menores efectos nocivos y mayores beneficios; que nos permitan producir un estado de hipnosis seguro, con un rápido metabolismo de los fármacos.

La percepción del dolor en las aves se cree que es análoga a la de los mamíferos. Por lo tanto, los procedimientos invasivos y dolorosos siempre deben realizar bajo anestesia y analgesia adecuada. El tratamiento adecuado del dolor prequirúrgico quirúrgico y postquirúrgico no sólo es ético sino también promueve curación, reduce los tiempos de hospitalización, y proporciona una mayor satisfacción del cliente. (Machin K. , 2005)

1.3. **Formulación del problema.**



1.4. **Justificación.**

La experimentación en aves se ha practicado desde hace muchos años, para probar drogas, tratamientos, inmunización, etc., obteniendo como resultado datos que han servido de guía para la aplicación de muchos productos y tratamientos en diferentes especies, actualmente se realiza pruebas y experimentos en huevos y en los animales adultos.

La anestesia inhalatoria en la actualidad es uno de los métodos más seguros para brindar un estado de hipnosis a mamíferos, aves y reptiles. El sevoflurano como anestésico inhalatorio tiene un coeficiente de partición sangre/gas bajo, permitiendo manejar rápidamente la profundidad anestésica de nuestro paciente.

El uso del sevoflurano como anestésico inhalatorio en medicina veterinaria específicamente en mamíferos, se encuentra muy bien descrito desde las dosis y las complicaciones que se presentan en el procedimiento, esto ha facilitado el manejo de inducción y mantenimiento anestésico para procedimientos quirúrgicos en pacientes con diferentes patologías, mientras tanto en aves se ha aplicado pero no existe suficiente sustento teórico, que permita establecer la dosis y el método adecuado para su aplicación.

El sevoflurano tiene muchas ventajas frente al resto de anestésicos aplicados por vía parenteral, al ser un anestésico inhalatorio y tener un metabolismo plasmático, son menos severos los efectos cardiopulmonares como: bradicardia, arritmias, hipoxia, apnea, atelectasia pulmonar, hipotensión e hipotermia, siendo de esta forma menos nocivo para la vida del ave.

La aplicación de procedimientos anestésicos en medicina aviar es importante, ya que existen muchas aves exóticas que pueden requerir de atención médica, las cuáles deben ser sometidas a procedimientos de sujeción, sedación o anestesia para su evaluación clínica, procedimientos de manejo o quirúrgicos. Encontramos aves exóticas en cautiverio y en su

habitad natural, algunas de estas especies presentes en nuestro país son únicas en el mundo, por esto debemos estar preparados para brindarles atención médica y preservar estas aves.

La presente investigación pretende determinar la CAM (Concentración alveolar mínima) adecuada para realizar el mantenimiento anestésico pollos de engorde.

1.5. **Objetivos.**

1.5.1. Objetivo General.

Evaluar el sevoflurano para mantenimiento anestésico por vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales en pollos de engorde.

1.5.2. Objetivos Específicos.

- Determinar la concentración alveolar mínima (CAM) de sevoflurano adecuada para generar inmovilidad e hipnosis, por vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales.
- Valorar la respuesta cardiovascular y respiratoria a la administración de sevoflurano por vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales.
- Monitorizar la respuesta oxipletismográfica al mantenimiento anestésico con sevoflurano.

CAPITULO II

2. MARCO TEORICO E HIPOTESIS

2.1. Antecedentes Investigativos.

La anestesiología veterinaria se considera pilar fundamental en aquellas investigaciones que requieran de la analgesia y anestesia de animales de laboratorio. La investigación biomédica se acompaña de una amplia gama de actividades científicas, con el objetivo general de mejorar nuestros conocimientos sobre el binomio salud enfermedad del hombre y de los animales. El empleo de las especies de laboratorio con fines científicos requiere en la mayoría de las ocasiones de un efectivo y seguro manejo anestésico. Una incorrecta técnica anestésica puede ocasionar efectos adversos sobre la calidad de los resultados obtenidos en el transcurso de la experimentación animal. Es responsabilidad de todos los investigadores relacionados con el uso del animal de laboratorio, el revisar y consultar sus métodos anestésicos. (Recuerda P, 2003)

Es muy importante conocer las diferencias que existen en el sistema pulmonar de esta especie, en comparación con los mamíferos; la tráquea del ave que es 2,7 veces más larga y 1,29 veces más ancha que la de un mamífero de tamaño similar. El efecto es que la resistencia de la tráquea al flujo del aire es similar a la que se presenta en los mamíferos, pero el volumen en el espacio muerto de la tráquea es aproximadamente 4,5 veces más grande. Las aves compensan el espacio traqueal muerto más grande al tener un volumen corriente (volumen tidal) relativamente más grande, y una menor frecuencia respiratoria, aproximadamente de un tercio que la de los mamíferos. Estos dos factores disminuyen el impacto del mayor volumen traqueal muerto sobre la ventilación. Así, la ventilación traqueal por minuto es sólo alrededor de 1,5 a 1,9 veces la de los mamíferos. Datos que son sin duda importantísimos en anestesiología de estas extraordinarias creaciones de Dios. (López, 2015)

La anestesia utilizada comúnmente en medicina aviar para facilitar el examen clínico, procedimientos diagnósticos e intervenciones quirúrgicas, debe proporcionar inmovilidad, con una adecuada, relajación muscular y analgesia, con recuperación sin incidentes. (Lawton, 1996)

Resulta difícil realizar una completa monitorización durante la anestesia en aves. Esta limitación debe ser suplida con una constante y estrecha vigilancia manual por parte del anestesiólogo. Además, los cambios fisiológicos, principalmente cardiorrespiratorios tienen una rápida aparición en estas especies, con consecuencias no siempre deseables. Por ello, es de vital importancia la realización de un registro anestésico en intervalos de tiempos pequeños y la preparación previa de todo el material necesario para anticiparse a la aparición de posibles complicaciones. (Moral, 2014)

La anestesia general de las aves puede practicarse mediante la administración de agentes inyectables o inhalatorios. La elección del protocolo anestésico siempre se debe basar en las circunstancias del paciente y las condiciones de trabajo disponibles en la clínica. El anestésico ideal en las aves es aquel que genera mínimo estrés durante su administración, posee un amplio margen de seguridad, produce una inducción y recuperación suaves, induce mínimos cambios fisiológicos al tiempo que mantiene el plano anestésico adecuado al procedimiento a realizar y, además, puede aplicarse en situaciones de emergencia o en pacientes críticos. (López, 2009).

El isoflurano es un volátil agente anestésico para la inducción y mantenimiento de la anestesia con licencia de aves ornamentales y se utiliza ampliamente en muchas especies de aves incluyendo aves acuáticas. No hay agentes anestésicos inyectables actualmente autorizados para las aves y más datos de dosificación disponibles relacionados con el uso de licencias fuera de las drogas se examinan anecdótica, o basado en informes de casos publicados. (Baldrey V, 2014).

Se realizó la comparación de sevoflurano e isoflurano en 10 psitácidos desde la inducción (la intubación) y la recuperación (la extubación, metabolismo de la droga e incorporarse) y el porcentaje de recuperación. Ambos agentes fueron inicialmente administrados en porcentajes similares (2%) en lugar de a una concentración alveolar mínima igual (CAM). por consiguiente la concentración de isoflurano está por encima de una CAM de (1,3 %) pero el sevoflurano por debajo de una CAM de (2,3%) en perros. el tiempo de intubación fue significativamente más largo con el sevoflurano debido a la entrega inicialmente de sevoflurano se sospecha es inferior de CAM para las aves. Además los tiempos de recuperación (la entubación, metabolismo de la droga e incorporarse) no fueron significativos, las aves recuperadas del sevoflurano estuvieron menos atáxicas, el sevoflurano un agente inalado adecuado para el uso en psitácidos y merece un mayor estudio. (Quandt, 2015)

Reconocido como una posible complicación después de la intubación endotraqueal en las aves, la tasa de complicaciones de la obstrucción traqueal postintubación en este orden es desconocido. Veintitrés casos de obstrucción traqueal post intubación en aves de dos instituciones, en los cuales se observó signos clínicos a los 16,6 días post- intubación, los cuales consistían en dificultad respiratoria aguda, el diagnóstico fue confirmado mediante traqueoscopia o radiología, 5 aves murieron, y el tratamiento médico solo fue efectivo en 3, el tapón mucoso luminal se lo retiro manualmente, pero no tuvo éxito en un grupo de 6 aves; la resección traqueal y anastomosis fue un éxito en 4 pajaros y sin éxito en 5 aves. La mortalidad global fue del 70%. (Syke, 2012)

El dolor aviar es probable análogo al dolor experimentado por la mayoría de los mamíferos, consecuentemente el manejo del dolor para el paciente aviar implica considerar la duración, el tipo y extensión de la lesión, junto con la exploración física, ambiental y conductual. Los procedimientos invasivos y dolorosos siempre deben ir acompañados de analgesia adecuada y la anestesia. Aunque el tratamiento del dolor en las aves está poco descrito, la investigación y los estudios clínicos demuestran los beneficios para el uso de

los opiáceos, los fármacos antiinflamatorios esteroideos y no esteroideos. La evaluación continua del dolor y la eficacia analgésica es sumamente importante, porque la dosis y la elección de los analgésicos pueden variar ampliamente entre las especies. (Machin K. , 2005)

Se realizó un diseño cruzado para evaluar los efectos relacionados con la dosis de sevoflurano de 2,2 % a 4,4%. En la frecuencia respiratoria, gases sanguíneos, frecuencia cardiaca, presión arterial, y signos oculares de pollos, durante la ventilación espontánea y controlada. La presión parcial de dióxido de carbono (PaCO2) aumentó a medida que la CAM de sevoflurano aumentaba, y fue de 86 a 29 mmHg a una concentración final de la espiración del 4,4% durante la ventilación espontánea, se mantuvo entre 29 y 42 mmHg durante la ventilación controlada. La frecuencia cardiaca aumentó a medida que la concentración de sevoflurano fue aumentando durante la ventilación controlada, pero no cambio durante la ventilación espontánea. El sevoflurano disminuyo la presión sanguínea arterial tanto durante la ventilación espontanea como en la controlada, pero se observó una disminución dosis dependiente en la presión sanguínea arterial solo durante la ventilación controlada. La presión arterial media al final de la expiración fue significativamente mayor en ventilación espontánea y controlada a una dosis de 4,4%. La ventilación controlada impidió que los aumentos en la PaCO2 mientras la frecuencia cardiaca. La disminución de la presión arterial durante la ventilación espontánea fue menor que durante la ventilación controlada, posiblemente debido a los efectos de la hipercapnia. (Naganobu, 2003)

2.2. **Marco Conceptual o Categorías fundamentales.**

2.2.1. Sevoflurano

El sevoflurano es un anestésico inhalatorio, líquido no inflamable, que se lo aplica mediante un vaporizador, con una mascarilla o por intubación endotraqueal; el sevoflurano tiene un bajo coeficiente de solubilidad sangre/gas con una inducción, recuperación rápida y suave. Es

metabolizado por el citocromo P450 isoforma 3E1, a hexaflurisospropanol (HFIP), con liberación de fluoruro inorgánico y dióxido de carbono, los cuales van a ser eliminados por el riñón, y, más del 95% por el pulmón; este rápido metabolismo, y rápida eliminación nos permite modificar el plano de profundidad anestésica fácilmente.(William W, 2008)

El sevoflurano es un anestésico inhalatorio de reciente incorporación en nuestro país y novedoso en anestesiología veterinaria. El sevoflurano se revela como un potente anestésico inhalatorio halogenado no inflamable. Su bajo coeficiente de partición sangre/gas de 0.6 es el que lo caracteriza clínicamente como el agente de elección para inducir la anestesia por su rapidez, facilitando así mismo recuperaciones anestésicas rápidas y suaves. Este agente, al igual que los agentes inhalatorios conocidos, necesita un vaporizador mecánico especifico que se presenta con rotámetro ajustable de 0 a 8 % ya que, como se expone a continuación, los porcentajes de anestesia son superiores a los del halotano e isoflurano. (Laredo, 2001).

- Concentración Alveolar Mínima (CAM)**.**

La medición de la dosis de un anestésico inhalatorio es la concentración alveolar mínima (CAM). Se define como la concentración alveolar mínima 1 atm, requerida para impedir el movimiento intencionado en 50 % de los sujetos probados, tras una segunda aplicación de un estímulo doloroso (Steffey, 2001).

Una CAM es por definición la EC 50 (es decir, la concentración eficaz en el 50 % de los pacientes) para ese agente. Animales despiertan del procedimiento anestésico a una CAM aproximada de 0,5%, para anestesia quirúrgica aproximadamente se requiere de una CAM DE 1,3% y produce depresión del sistema nervioso grave a una CAM de alrededor de 2%. En pájaros un muchos reptiles, no tienen verdaderos alvéolos por lo que la CAM ha sido modificado o redefinido como la concentración mínima de

anestésico. No es idéntica a la CAM de otras especies, pero estrechamente aproxima de muchas maneras. (West G, 2014)

- Farmacocinética de los Anestésicos Inhalatorios (AI) en aves

Debido a su baja solubilidad en sangre, solo se requiere que pequeñas concentraciones de sevoflurano se disuelvan en sangre antes de que se alcance un equilibrio entre la presión parcial alveolar y la presión parcial arterial. Esta baja solubilidad significa que el sevoflurano es rápidamente eliminado de los pulmones. Se desconoce en qué porcentaje el sevoflurano se une a las proteínas plasmáticas. La mayor parte de este fármaco se excreta a través de los pulmones, pero alrededor del 3% de la dosis se metaboliza en el hígado, mediante la isoenzima ZE1 del sistema citocromo P450. (Plumb, 2006)

- Captación alveolar de los Anestésicos Inhalatorios.

Cuando se administra un AI se persigue alcanzar una concentración del anestésico (C_{anest}) adecuada para alcanzar un estado de anestesia general. En la fase gaseosa Presión parcial de anestésico (P_{anest}) =(C_{anest}/100) * P_{atm}, no asi en la sangre ni en los tejidos donde la C_{anest} se ve influenciada por la solubilidad (S) del anestésico Inhalatorio (AI) utilizado. La P_{anest} alcanzada a nivel cerebral depende, por tratarse de un órgano muy vascularizado, de la P_{anest} arterial, la cual se ve directamente influida por la P_{anest} alveolar. Resulta obvio que aunmentos de la P_{anest} o C_{anest} de la fracción alveolar (Fa) resultan en incrementos sucesivos a nivel sanguíneo y posteriormente cerebral y, viceversa. En la clínica, y siempre que nuestros sistemas de monitorización así lo permitan, se utiliza la C_{anest} a nivel del aire espirado, o, bien, se utiliza de forma indirecta la C_{anest} a nivel de aire inspirado que se aproxima, más o menos, al porcentaje de AI seleccionado en el vaporizador. La C_{anest} alcanzada a nivel alveolar (Fa) va a depender de la concentración de AI fracción inspirada (Fi) y de la ventilación. (Laredo, 2001).

- Concentración Inspirada (FI)

Con el uso de vaporizadores de precisión, específicos, y termocompresados la FI es prácticamente ajena a las condiciones ambientales y depende del porcentaje seleccionado en el vaporizador. (Laredo, 2001)

- Ventilación Alveolar.

La ventilación alveolar afecta de forma directa la captación de AI a nivel pulmonar. Las situaciones de hiperventilación aumenta la Fa, lo que acelera la inducción anestésica y viceversa. El uso de AI muy poco solubles en sangre como el N_2O facilita la captación alveolar de un segundo AI (ej> Halotano por el denominado efecto del segundo gas). (Laredo, 2001).

- Captación Sanguínea de los Anestésicos Inhalatorios.

La absorción sanguínea de un AI se expresa mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Absorción} = S * GC *(P_{art} – P_{ven})/P_{atm.}$$

S= Solubilidad.

GC= Gasto Cardiaco.

P_{art}= Presión parcial del anestésico en sangre arterial.

P_{ven}= Presión parcial del anestésico en sangre venosa.

P_{atm}= Presión Atmosférica.

Aumentos del gasto cardíaco aumentan la absorción del AI reduciendo por ello la Fa, lo cual implica que aquellos pacientes excitados sufran retraso en la inducción anestésica ya que la Panest alveolar se ve reducida. Por el contrario, pacientes anestésicos o en shock lo hacen muy rápido, lo que aumenta el riesgo anestésico. El gradiente (P_{art} – P_{ven}) es alto al principio de la anestesia inhalatoria, lo que implica una captación anestésica rápida en esta fase, la velocidad de captación se reducirá a lo largo del tiempo y

desaparecerá cuando $P_{art} = P_{ven}$. Los órganos más perfundidos cerebro, corazón, sistema hepatoportal reciben el 75% del GC y por ello son los que primero se saturan, seguidos de la piel y el musculo y finalmente de la grasa. (Laredo, 2001).

- Eliminación de los Anestésicos Inhalatorios.

La eliminación de los AI del organismo es la base de la recuperación anestésica. La eliminación cerebral del anestésico implica que la P_{anest} alveolar sea 0 para lo cual hay que cerrar el vaporizador y elevar el flujo de gas fresco que alimenta el circuito respiratorio. Esta fase se ve influida por los mismos factores físicos que afectan la absorción de AI. La eliminación del anestésico se ve favorecida por aumentos de la ventilación alveolar y gasto cardiaco y por un bajo CP sangre/gas del AI utilizado.
La gran ventaja de los anestésicos inhalatorios (AI) frente a los agentes inyectables radica en que al metabolismo apenas le afecta la eliminación de los AI, ya que su eliminación se realiza prácticamente vía pulmonar. (Laredo, 2001)

- Intubación Endotraqueal en Aves

Aunque algunas aves pueden ser mantenidas con una mascarilla para procedimientos anestésicos cortos, en la mayoría de los casos Se recomienda la intubación y es relativamente fácil de realizar en las aves. La glotis aviar se encuentra en el base de la lengua, y se visualiza fácilmente por lo general, debido a la ausencia de al epiglotis. (Zagaya, 2007).

El pico es abierto cuidadosamente con las dos manos o mediante tiras de gasa. Un aplicador de con punta de algodón puede ayudar a exteriorizar la lengua y dar un mejor acceso a la glotis. Un abrebocas hecho de gasas laminadas y cinta se puede utilizar para evitar los daños causados por el tubo. Las ventajas de la intubación, incluso para procedimientos cortos, incluyen la Proporcionar capacidad de ventilación manual, mejor control de

la profundidad de la anestesia, y la prevención de la aspiración de reflujo de alimentos. (Zagaya, 2007).

Debido a que un paro respiratorio puede rápidamente seguido por un paro cardíaco, que es más fácil para ventilar pájaro ya intubado. Los tubos endotraqueales permiten el uso de un capnógrafo como una herramienta de monitorización durante la anestesia. Los tubos utilizados para la intubación en aves debe ser sin manguito, debido a la presencia de completa de anillos traqueales y la fragilidad de la mucosa traqueal aviar El daño a la mucosa traqueal puede ser seguido de un proceso de curación fibrótica, que pueden estrechar el lumen traqueal y causar complicaciones respiratorias. Esto puede no ser evidente hasta 3-7 días después de la intubación.

Tubos sin manguito vienen en una amplia variedad de tamaños, siendo la más pequeña 1,0 mm de diámetro interno. Pequeños tubos que es más fácil para ventilar un pájaro ya intubado. Además, los tubos endotraqueales permiten el uso de un capnógrafo como una herramienta de monitorización durante la anestesia, puede necesitar un mandril para ayudar con la intubación, mientras que algunas otras marcas tienen una bobina de metal incorporado en el tubo que proporciona rigidez y evita la dobleces. (Gunkel, 2005)

Para los pequeños pájaros, un muy pequeño tubo endotraqueal, o alternativamente una funda de catéter, tubo de alimentación de caucho, o catéter urinario se puede utilizar para la intubación. Sin embargo, las aves que pesan menos de 80 g por lo general no están intubadas, debido al hecho de que cualquiera de estos pequeños tubos puede ser fácilmente obstruidos con moco. Esto disminuirá el tamaño del diámetro interior incluso más allá y crear una resistencia significativa al flujo de aire. (Gunkel, 2005)

El uso de tubo endotraqueal con manguito y muy mínimo la inflación de los puños se puede utilizar en las aves más grandes, donde es importante un sello efectivo para la ventilación asistida o controlada, o para evitar la aspiración cuando se hace un lavado para cultivo (Zagaya, 2007).

- Mantenimiento Anestésico en aves.

Se recomienda la ventilación controlada Asistida en la mayoría de las aves, debido a los efectos depresores respiratorios de la mayoría de los anestésicos inhalatorios. Se recomienda la frecuencia respiratoria de 10 a 25 respiraciones / min en las especies de mayor tamaño y de 30 a 40 respiraciones / minuto para las aves más pequeñas. La ventilación adecuada es monitoreado mediante la visualización de excursiones en el pecho y / o en un capnógrafo. (Escobar, 2009)

La presión inspiratoria máxima no debe exceder de 5-15 cm de H2O, dependiendo del tamaño del ave, para evitar el trauma a los sacos aéreos. Ventiladores pediátricos pueden ser utilizados en pacientes aviares, pero un sistema de alarma para la detección precoz de las obstrucciones o cambios en la resistencia es obligatorio. Circuitos abiertos, como pieza en T del Ayre o coaxial de Bain son los más utilizados en las aves que pesan menos de 5.7 kg. Las ventajas de estos sistemas incluyen cambios más rápidos en la concentración de gas anestésico, el espacio muerto inferior, menos resistencia, y su conveniente ligero.

Las desventajas incluyen un alto uso constante de oxígeno y gas anestésico, y el enfriamiento del paciente con el flujo de gas fresco frío y seco. La pieza en T tiene una posición inconveniente de la válvula de bolsa y pop-off y hay un aumento del riesgo de sobre la inflación se cierre accidentalmente la válvula. (Zagaya, 2007).

Esto puede conducir a un aumento en la presión arterial y la disminución de retorno venoso y paro cardíaco en consecuencia. En las aves que pesan más de 7 kg, un sistema círculo reinhalación pediátrica podría utilizarse, puede tener la ventaja de una mejor preservación del calor en comparación con un circuito de no respiración del aire exhalado, especialmente cuando se usan tasas de flujo de baja medianas (Económica, ecológica y las ventajas de preservación de calor, pero sí requieren el monitoreo de CO2 ET).

Equipo de monitoreo, como capnógrafos y monitores de respiración, tubos endotraqueales largos aumentarán espacio muerto, especialmente en las aves más pequeñas. Él tuvo endotraqueal, bien se puede cortar para adaptarse a la longitud del pico pájaro o el capnógrafo podría ser colocado de forma intermitente. Falsas lecturas bajas de la capnógrafo pueden estar presentes debido a una baja TV, especialmente cuando se utiliza un capnógrafo de corriente lateral. (Zagaya, 2007)

2.2.2. Monitorización

Un incremento súbito de la frecuencia cardiaca (FC), presión arterial (PA), frecuencia respiratoria (FR) o volumen corriente (VC), como respuesta específica a la estimulación quirúrgica, se considera en general un signo confiable de anestesia ligera. Por lo regular estos parámetros fisiológicos tienen a aumentar conforme la anestesia se torna más liguera y a disminuir con anestesia más profunda. Sin embargo, no son indicadores predictivos confiables de la profundidad anestésica. En algunas situaciones, los parámetros fisiológicos permanecen hasta que el animal despierta de manera abrupta o sufre un colapso cardiovascular. Además, existen numerosos factores que modifican estos parámetros en cualquier sentido y que no guardad ninguna relación con la profundidad anestésica e introducen confusión al cuadro. Profundidad inadecuada de la anestesia es solo un diagnóstico diferencial más que debe considerarse cuando un animal cuando un animal experimenta aumentos y disminuciones de FC, PA, FR, VC o alguna combinación de ellas. (kurt A., 2013)

La monitorización comienza tan pronto como el ave se coloca delante del anestesista, con la observación de la respiración y la actitud. Termina cuando el ave está totalmente recuperada y regresada a su fisiología normal. Como a menudo se afirma, no hay mejor monitor de signos vitales que un anestesista entrenado, con experiencia, y atento para asegurar la mayor estabilidad y la seguridad del paciente. (West G, 2014)

Los cambios en la profundidad, la temperatura corporal y el estado cardiopulmonar en anestesia suelen ocurrir rápidamente en aves y deben ser identificados rápidamente. Luego de haber realizado una inducción exitosa cuando las patas y las alas se pueden ampliar, esto señala la preparación para intubación. Una vez intubado la instrumentación de control adecuado debe ser aplicado. Monitores respiratorios, estetoscopios, electrocardiógrafos, capnógrafos, gases en sangre analizadores, monitores de presión arterial, sondas de temperatura esofágica y de cloaca se pueden utilizar para evaluar el estado de anestesia de aves. Decidir la instrumentación a utilizar depende de la experiencia y longitud procedimiento. (West G, 2014)

Es contrario a los mejores intereses del paciente para extender significativamente la duración de anestesia colocar sensores e instrumentos de monitoreo adicionales. El anestesista debe entender que ningún monitor electrónico ni mecánico es de fiar. Las variables fisiológicas esenciales para supervisar deben incluir la frecuencia y rimo cardiaco, la frecuencia y profundidad respiratoria y la temperatura corporal. Valores de referencia para las constantes cardiopulmonares varían entre las especies y condiciones, La respiración se evalúa mediante la observación. (West G, 2014)

La profundidad es juzgada por la extensión del movimiento esternal. Movimiento de la bolsa re-respiración no refleja de forma fiable ocurrencia y la profundidad de la respiración, ya que el endotraqueal sin balón tubo no puede formar un sello suficiente. La sangre arterial análisis de gases es el medio definitivo de la evaluación de la ventilación, pero es poco frecuente en el campo. (West G, 2014)

- Pulso Arterial

Durante cada sístole se produce la expulsión de sangre desde el ventrículo izquierdo a la circulación general, generando una onda expansiva que se propaga por el árbol arterial con la consecuente distensión de los vasos periféricos y la aparición del pulso arterial u onda pulsátil. El pulso arterial

está determinado por el ritmo cardíaco, el volumen sistólico ventricular, la elasticidad de los vasos arteriales y la resistencia periférica. (Cossio, 2013)

El valor semiológico de la evaluación del pulso consiste en evaluar la funcionalidad del corazón y del aparato circulatorio. Las arterias recomendadas para la evaluación del pulso arterial son las que son superficiales, accesibles y su recorrido se encuentra sobre un plano duro (óseo). Cada onda pulsátil consta de una fase ascendente (anacrónica), un punto culminante (máximo) y una fase descendente (catacrónica). Al palpar el pulso arterial deben ser evaluadas las propiedades o caracteres del pulso arterial. (Cossio, 2013)

- Pulsioximetria y Pletismografía.

Uno de los métodos no invasivos más importantes para detectar la hipoxemia y, por tanto, para conocer el estado de oxigenación tisular es la pulsioximetría, cuya aplicación clínica e importancia creciente le han conferido en los últimos 50 años la propiedad de ser un estándar tanto en la monitorización anestésica como en otras muchas áreas de Medicina. Hoy en dia son muchas las aplicaciones de la pulsioximetria, tanto en el ámbito anestésico-quirúrgico como en el de los cuidados críticos y en el extra hospitalario. El hecho de que ofrezca parámetros de oxigenación, frecuencia cardiaca y frecuencia de pulso, lo conveniente en un monitor de fácil manejo para conocer el estado cardiorespiratorio del paciente de forma continua. (Lloréns J, 2009)

La oximetría de pulso es poco confiable debido a la mecánica del artefacto, inexactitud, falta de calibración a la hemoglobina aviar, y la discontinuidad de los valores durante quirúrgica emergencias (Schmitt, 1998).

Los oxímetros de pulso son calibrados para la sangre humana, al mismo nivel de saturación de oxígeno, para dar una menor saturación valor para la sangre aviar (Schmitt et al., 1998).

Por rutina el seguimiento de la imprecisión relativa de la saturación de oxígeno no es crítico y el oxímetro de pulso se puede utilizar para seguimiento de las tendencias en la frecuencia cardiaca y saturación de oxígeno. Basándose únicamente en la oximetría de pulso para monitorear aves anestesiadas con isoflurano en oxígeno al 100% es insuficiente ya que pueden ser mal ventilados pesar de oxigenación adecuada (Edling, 2001).

Algunos oxímetros de pulso comerciales miden ritmos cardíacos muy rápidos, pero es recomendable consultar al fabricante acerca de la posibilidad de modificar una unidad para asegurar su función. Tener una visualización de la saturación de oxígeno y frecuencia cardíaca es valiosa para el monitorizar el ave. A menudo es difícil encontrar un sitio adecuado para la colocación de la sonda del oxímetro de pulso. (West G, 2014)

- El Dolor

El dolor es una experiencia universal y subjetiva de carácter desagradable, derivada de un daño tisular y de muy difícil definición, aunque todos la conocemos y la hemos experimentado. (Aigé V, 2001)

Las razones por las que el veterinario debe controlar el dolor de sus pacientes, no son sólo humanitarias y éticas, siendo ambas muy importantes en la sociedad actual, sino que se basan en limitar las graves consecuencias fisiopatológicas derivadas de un estímulo doloroso. El dolor incontrolado provoca distrés, prolonga el tiempo de recuperación y hospitalización, dificulta el proceso cicatricial, produce automutilaciones, es causa de hipoxia/hipercapnia, incrementa el catabolismo celular, produce sensibilización neuronal y, en definitiva, aumenta la morbimortalidad de los pacientes. Hoy en día se reconoce que el control y trata- miento del dolor es la esencia de una actuación profesional competente. (Aigé V, 2001)

- **Diámetro y origen de los nociceptores**

Tipo A. Mielínicas	diámetro	origen
Tipo A-alfa Tipo A-beta* Tipo A-delta*	20 µm 5-15 µm 1-7 µm	De receptores anuloespirales Receptores tendinosos de Golgi. De mecanoceptores cutáneos. De mecanoceptores que responden a pinchazo De las paredes de los vasos De folículos pilosos.
Tipo B. Mielínicas (SNA)		
Tipo C. Amielínicas**	0,2-1,5 µm	
		* Dolor superficial ** Dolor profundo

Fuente: (Aigé V, 2001)

- Dolor Superficial Espinal

Las fibras mielínicas que trasmiten la sensación de dolor superficial tienen su soma a nivel del ganglio de la raíz dorsal. Terminan, tras distribuirse a segmentos medulares adyacentes por el núcleo dorso-marginal (de Lissauer), en interneuronas de la sustancia gelatinosa. Dichas interneuronas hacen sinapsis en neuronas del núcleo propio. Unas forman parte del reflejo flexor y otras forman una vía ascendente bilateral, el tracto espinotalámico (TET). Este tracto constituye una vía de ascenso a centros superiores, que a diferencia de lo que ocurre en los primates, es bilateral y multisináptica. (Aigé V, 2001).

En su ascenso los axones entran en segmentos medulares rostrales y mantienen sinapsis con la formación reticular a nivel del tronco del encéfalo. Cuando el TET alcanza el puente en el tronco encefálico se une al lemnisco medial (vía de ascenso desde los núcleos grácil y cuneado medial desde la porción rostral de la médula oblongada hasta el tálamo) para formar el

sistema lemniscal y alcanzar los núcleos ventrales talámicos desde donde se proyectará a la corteza somatoestésica de la corteza cerebral. (Aigé V, 2001).

En el funículo lateral de la médula espinal, medial al tracto espinocerebelar dorsal y próximo al cuerno dor- sal, se localiza el tracto espinocervical. Está formado por axones de neuronas cuyo soma se encuentra en el cuerno dorsal y reciben aferencias de fibras nerviosas con terminaciones sensibles al tacto, presión, movimiento articular y dolor superficial (pinchazo). (Aigé V, 2001).

A nivel de los segmentos C1 y C2 hacen sinapsis en las neuronas que forman el núcleo cervical lateral que aparece como una península en la sustancia blanca al lado del cuerno dorsal. Sus axones cruzan el plano medio y se incorporan al lemnisco medial para alcanzar el grupo ventral de núcleos talámicos. (Aigé V, 2001).

- Dolor profundo

Las fibras amielínicas que trasmiten sensaciones de dolor profundo por la estimulación de quimioceptores tienen su soma a nivel del ganglio de la raíz dorsal de los nervios espinales. Entran en la médula espinal y se distribuyen por el núcleo dorsolateral para hacer sinapsis en interneuronas de la sustancia gelatinosa del cuerno dorsal. Estas interneuronas se proyectan a la formación reticular para ascender por el funículo lateral constituyendo una vía espinorreticular y por fibras propioespinales. A nivel del tronco del encéfalo se distribuye por la formación reticular alcanzando núcleos centrales del tálamo y la corteza cerebral. Sin embargo, los centros de terminación de esta vía espinorreticular y su significado en la sensación de dolor no han quedado claramente establecidos hasta el momento. Se relaciona con el mantenimiento del estado de alerta y consciencia. (Aigé V, 2001)

2.2.3. Pollos.

Pollo de carne: tipo de ave, de ambos sexos, que tienen como características principales una elevada velocidad de crecimiento y la formación de unas notables masas musculares, principalmente en el pecho y los muslos. El hecho de que tenga un corto periodo de crecimiento y engorde, alrededor de 5-7 semanas, ha convertido al broiler en la base principal de la producción de carne de pollo de consumo.

Tabla 1: Taxonomía del Pollo.

Reino:	Animal
Sub-reino:	Metazoos
Tipo:	Vertebrados
Clase:	Aves
Orden:	Gallináceas
Familia:	Faisánidas
Género:	Gállidos
Especie:	gallus

Fuente: (Mehener, 1969)}

- Constantes Fisiológicas.

Tabla 2. Contantes Respiratorias de la Gallina Adulta

Frecuencia Respiratoria	20-36(*)
Volumen Respiratorio, ml	15,4
Volumen Respiratorio por minuto, ml	300 – 550
Volumen pulmonar, ml	33
Volumen de los sacos aéreos	
Interclavicular	42
Cervicales	18
Torácicos anteriores	48
Torácicos posteriores	22
Abdominales	112

Contenido de gases de aire expirado %	
Oxigeno	13
CO2	6.5
Contenido de gases en sangre, volumen%	
Oxigeno	12 5
CO2	40 46

Fuente: (Mehener, 1969)

Tabla 3. Constantes circulatorias de la gallina adulta

Constantes circulatorias de la gallina adulta	
Tiempo circulatorio, segundos	2,8
Presión diastólica en el ventrículo izquierdo, mm Hg	145
Presión sistólica en ventrículo derecho, mm Hg	27
Frecuencia Cardiaca, latidos/ minuto	240 – 350
Volumen minuto de	308 – 340
Volumen hemático, volemia, ml/100g peso vivo	6,5
Volumen sanguíneo total, ml (*)	130

* En aves de 1,7 a 2 kg

Fuente: (Mehener, 1969)

2.2.4. Anatomía del tracto respiratorio.

- Tráquea.

Compuesta de anillos cartilaginosos fuertemente aplanados, completos y sobrepuestos, acompaña al esófago a lo largo del cuello puede aplanarse en el lado derecho. En especies de cuello largo, por ejemplo, los cisnes trompeteros, es mucho más larga que el cuello y forma un asa que se acomoda en una excavación del esternón en la entrada torácica. La tráquea se bifurca en dos bronquios principales dorsales a la base del corazón. Entra en la superficie ventral de los pulmones de un breve recorrido. (Dyce, 2007).

- Siringe.

Está formada por la porción terminal de la tráquea el origen de los bronquios principales los cartílagos traqueales de la siringe son fuertes, mientras que faltan casi por completo los cartílagos los cartílagos bronquiales, aunque una corta barra vertical llamada Carina o Pesulo separa las aberturas bronquiales. (Dyce, 2007)

- Pulmones.

Son relativamente pequeños, no tienen lóbulos, son de color rosa brillante y no son expandibles. Aunque son más firme que los pulmones de los mamíferos debido a su contenido de mucho más cartílago, los pulmones frescos de las aves son blandos y aterciopelados del tracto. Los pulmones están confinados ala porción cráneodorsal de la cavidad corporal situándose contra las vértebras torácicas y las costillas vertebrales, y profundamente marcados por ellas. No llegan a cubrir las superficies laterales del corazón como lo hacen en los mamíferos.

Su cara dorsal convexa tiene la forma de la curvatura de las costillas; su cara ventral cóncava (septal) se ubica contra el tabique horizontal y mira hacia el esófago, corazón e hígado. Los pulmones están ligados ligeramente a la pared corporal y al tabique horizontal que los limita desde ventral. Las aves no necesitan la cavidad pleural correspondiente a los mamíferos, pues su capacidad de expansión es insignificante. La naturaleza no expansible de los pulmones, su cartílago abundante y su confinamiento alto dentro de la cavidad corporal rodeada de huesos los vuelven también incomprensibles. Esto trae a colación, que en las aves es posible la eutanasia por compresión torácica. (Dyce, 2007)

- Fuerzas que propulsan los gases a través de los pulmones.

Las fuerzas requeridas para mover el gas a través de los pulmones derivan de la acción de los músculos respiratorios, Así, estudios electromiográficos han mostrado que los músculos inspiratorios y espiratorios funcionan alternativamente durante el ciclo respiratorio incluso en condiciones de reposo. Cuando los músculos inspiratorios se contraen, el volumen de los sacos aéreos aumenta, creándose una presión menor que la de la atmosférica.

En consecuencia, el aire entra desde la boca y la nariz del ave y pasa a través de los pulmones a los sacos aéreos. Y al contrario, cuando los músculos espiratorios se contraen el volumen de los sacos aéreos se reducen aumentando la presión, de modo que se fuerza al gas que salgan de los sacos aéreos hacia los pulmones y de estos a la boca y la nariz y hacia la atmosfera. De todo ello se puede deducir que el gas se mueve en función de volúmenes y presiones que a su vez son modulados por la musculatura respiratoria, Además, los pulmones desempeñan un papel de lugar de paso, con poco volumen gaseoso y sin sufrir expansión para captar gas. (Garcia, 1996)

- Bronquio principal.

Entra en el pulmón por la cara ventral, pasa atreves de él diagonalmente, estrechándose conforme avanza, y en el abdomen caudal se continua con el saco aéreo abdominal; en el pollo; emite de 40 a 50 bronquios secundarios, clasificados como medioventrales, mediodorsales, lateroventrales y laterodorsales de acuerdo con las áreas generales del pulmón en las que se encuentran. Existen varias conexiones de estos grupos de bronquios secundarios con diversos sacos aéreos. Estas comunicaciones son esenciales para el paso del aire a través de los pulmones. (Dyce, 2007)

Los bronquios secundarios emiten de 400 a 500 parabronquios, en cuyas paredes relativamente gruesas de encuentran los sitios en donde tiene lugar el intercambio gaseoso. Los parabronquios que nacen de los bronquios

mediodorsales y medioventrales se conectan entre sí por los extremos para formar asas de varias longitudes.

Esas asas que están empacadas fuertemente y son paralelas, constituyen aproximada mente las tres cuartas partes del tejido pulmonar, formando la división funcional que se conoce como paleopulmon. Los parabronquios de los bronquios más pequeños lateroventrales y laterodorsales forman una división funcional menos funcional y más caudal conocida como neopulmon. Los diámetros interno y externo de los parabronquios miden aproximadamente 1 y 2 mm respectivamente. Los parabronquios se anastomosan con los vecinos de los que están separados por septos fenestrados. Numerosas extensiones del lumen parabronquial dan nacimiento a los capilares aéreos.

Estos forman una densa red de asas interconectadas que se distribuyen en los tabiques interparabronquiales. Las anastomosis con los capilares aéreos de los parabronquios adyacentes se encuentran en donde faltan esos tabiques. Los capilares aéreos están entrelazados estrechamente con los capilares sanguíneos las dos redes se constituyen el grueso de la pared parabronquial. La disposición del flujo de los capilares sanguíneos contracorriente, una característica que contribuye a la eficiencia excepcional del pulmón de las aves. Los capilares aéreos, de unos 5mm de diámetro, están revestidos de una capa de células epiteliales que se disponen sobre una membrana basal. El endotelio capilar esta esta adosado a la otra cara de la membrana basal. El intercambio gaseoso tiene lugar atreves de la barrera. Los capilares aéreos son por lo tanto homólogos de los alveolos del pulmón de los mamíferos. Una diferencia fundamental es que los capilares aéreos no son terminaciones del árbol respiratorio sino canales continuos que pueden recibir el aire rico en oxigeno desde cualquier dirección. (Dyce, 2007)

- Sacos aéreos.

Son alargamientos ciegos de paredes delgadas del sistema bronquial que se extienden más allá del pulmón en estrecha relación con las vísceras torácicas y abdominales. Los divertículos de esos sacos entran en varios huesos e incluso se extienden entre los músculos esqueléticos. (Dyce, 2007)

El pollo doméstico (*Gallus gallus*) tiene ocho sacos aéreos: el saco cervical y el saco clavicular son únicos e impares; los sacos torácicos craneales, los sacos torácicos caudales y los sacos abdominales son pares. El saco cervical consta de una pequeña cámara central (mediana), ventral a los pulmones, desde la cual largos divertículos hasta y a lo largo de las vértebras cervicales y torácicas.

El gran saco clavicular se ubica en la entrada del tórax. Su porción torácica llena el espacio craneal del corazón y alrededor de este y, se extiende hacia el esternón. Sus divertículos extratorácicos pasan entre los músculos y huesos de la cintura escapular para neumatizar al húmero. Por lo anterior, las fracturas compuestas del humero pueden introducir infecciones hacia los sacos aéreos y los pulmones. Los dos sacos torácicos craneales se encuentran ventrales a los pulmones entre las costillas esternales y el corazón y el hígado. El par de sacos torácicos caudales se encuentran más caudalmente, entre la pared corporal y los sacos abdominales. Los sacos abdominales son los más grandes. Ocupan las porciones caudodorsales de la cavidad abdominal, en dónde están en amplio contacto con los intestinos, molleja, órganos genitales y riñones. Sus divertículos penetran en recesos del sinsacro y el acetábulo. (Dyce, 2007)

- Presión en los sacos aéreos durante la respiración

Algunos estudios han indicado que en la gallina y el ganso los valores de la presión son idénticos en todos los sacos aéreos durante el ciclo respiratorio;

sin embargo, otros autores han encontrado pequeñas diferencias de 0,5 -2 cm H_2O. los valores de la presión en los sacos aéreos siguen por lo generalel mismo patrón que el flujo de aire en la tráquea, mostrando durante la respiración un pico de aproximadamente +1 cm de H_2O respecto a la presión atmosférica, justo al inicio de la espiración, que potencialmente decae durante la última parte de la misma; durante la inspiración, el pico de presión es aproximadamente de – 1cm H_2Oque no se altera notablemente hasta que inicia la expiración.

Estas pequeñas modificaciones de la presión proporcionan la fuerza suficiente para conducir el gas a través de la superficie respiratoria durante el ciclo respiratorio. Además, las pequeñas oscilaciones de presión que se producen en los sacos aéreos y en el pulmón producido por el latido cardiaco se superponen a menudo a las causadas por los músculos respiratorios, y a su vez ayudan a mezclar el gas en los sacos aéreos y el pulmón. (Garcia, 1996)

- Intercambio gaseoso.

El intercambio de gas es extremadamente eficiente y modelo de contracorriente se utiliza para describir una asociación sangre gas. Debido a que el flujo de gas cuando la mayoría de parabronquios (parabronquios del paleopulmón) es unidireccional, anatómicamente la corriente transversal de la vascularización pulmonar permite el intercambio continuo de gases a través de salida en la longitud de los parabronquios. Esto da como resultado un intercambio más eficiente entre oxígeno y dióxido de carbono versus el intercambio en el alveolo del mamífero. Además, las aves tienen un área más grande de gas en relación superficie de intercambio, los tiempos de tránsito de sangre en el capilar son más largos, y la barrera de sangre-gas es más delgada que la de los mamíferos, lo que resulta en una mayor eficiencia del intercambio de gases.

Más recientemente, se ha descrito que los capilares – pulmonares de las aves son mucho menos susceptibles a los cambios de presión que los pulmones de mamíferos, principalmente debido a los puentes epiteliales

dentro de los capilares pulmonares. Esto hace que sean menos susceptibles a contraer o expansión debido a las alteraciones en la presión arterial. (West G, 2014)

El intercambio gaseoso ocurre entre el bronquio terciario (parabronquio) y el manto circundante de tejido ricamente vascularizado. Los parabronquios son angostos tubos cuya superficie interna está traspasada por numerosas aberturas a cámaras individuales llamados atrios, desde los cuales se extienden los capilares aéreos. Hay dos tipos de tejido parabronquial en el pulmón de las aves. El tejido parabronquial paleopulmónico se encuentra en todas las aves y consiste en parabronquios paralelos, con anastomosis mínimas.

El tejido parabronquial neopulmónico es una malla de parabronquios anastomosados localizados en la porción caudolateral de cada pulmón. Los parabronquios paleopulmónicos y neopulmónicos son histológicamente indistinguibles uno del otro, pero la dirección del flujo gaseoso es diferente en ambos tipos de pulmón.

El flujo gaseoso en el paleopulmón es unidireccional a todo lo largo del ciclo respiratorio, mientras que en los parabronquios neopulmónicos es bidireccional. El grado de desarrollo del pulmón neopulmónico varía entre las especies, estando más desarrollado en aves de corral y aves cantoras, en los cuales representa el 20-25% del volumen pulmonar total. Los pingüinos y el emú tienen solamente parabronquios paleopulmonares, mientras que los pichones, patos y grullas tienen parabronquios paleopulmónicos y parabronquios neopulmónicos siendo el neopulmón alrededor del 10-12% del volumen pulmonar total. (Gleed, 2003)

2.3. **Hipótesis**

Hi. El sevoflurano administrado por vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales requieren dosis similares para producir anestesia general y bloqueo del estímulo nociceptivo superficial y profundo, en pollos de engorde.

Ho. El sevoflurano administrado por vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales requiere dosis diferentes para producir anestesia general en pollos de engorde y bloqueo del estímulo nociceptivo superficial y profundo, en pollos de engorde

2.4. **Variables de la Hipótesis**

- **Variable Independiente:**
    - Vías de administración y Dosis de sevoflurano
- **Variables Dependientes:**
    - Frecuencia Cardiaca (lpm – latidos por minuto)
    - Frecuencia Respiratoria (rpm – Respiraciones por minuto)
    - SPO2 (% Porcentaje de saturación de oxigeno)
    - Oximetría de pulso (ppm Pulsaciones por minuto
    - Estímulo nociceptivo superficial. (+ o -)
    - Estímulo nociceptivo profundo. (+ o -)
- **Unidad Experimental:**
    - Pollos de engorde.

2.5. **Operacionalización de las variables**

2.5.1. **Variable independiente:** *Dosis de sevoflurano*

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	INDICE
El sevoflurano se debe administrar mediante un vaporizador que utiliza oxígeno al 100%, especialmente calibrado, de forma que la concentración liberada se pueda controlar exactamente, para ser administrada por vía endotraqueal, para su metabolismo pulmonar. Este anestésico es capaz de inducir y mantener un plano anestésico quirúrgico.	% CAM (concentración alveolar mínima)	Endotraqueal. Transdérmica a sacos aéreos caudales	CAM 2,5% CAM 3,5% CAM 4,5% CAM 5% CAM 2,5% CAM 3,5% CAM 4,5% CAM 5%

2.5.2. **Variable dependiente**: Frecuencia Cardiaca; Frecuencia Respiratoria; Oximepletismografia; frecuencia de pulso y estímulo nociceptivo.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	ÍNDICE
El mantenimiento anestésico con sevoflurano permitirá valorar el grado de hipnosis y analgesia, La manera más fiable de identificar cambios fisiológicos en anestesia es mediante la monitorización de los signos vitales del paciente. **La Frecuencia Cardíaca**; es la cantidad de latidos que realiza el corazón en un minuto. **La frecuencia respiratoria**: es el movimiento entre inhalación y exhalación que se cuentan en un minuto. **Saturación de oxígeno:** es el porcentaje de oxigeno que trasporta la hemoglobina. **Frecuencia de pulso:** es el número de hondas producidas por el latido	Monitorización	Frecuencia cardiaca (Fc). Frecuencia respiratoria (Fr) Saturación de oxigeno SpO2 Frecuencia de pulso (Fp) Dolor superficial	240 – 350Lpm 20-36 Rpm >92 % Acorde a la (Fc) Ppm (+ o -)

cardiaco en las arterias. **Estímulo nociceptivo:** respuesta a una injuria como resultado del estímulo de fibras Mielínicas tipo A responsables del **dolor superficial,** y las fibras Mielínicas tipo B responsables del **dolor profundo.**		Dolor profundo	(+ o -)

CAPITULO III

3. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Enfoque, modalidad y tipo de investigación

3.1.1. Enfoque

El estudio tiene un enfoque cuali-cuantitativo, el mismo que se realizó con la recopilación de datos, obtenidos mediante la monitorización de las aves en el mantenimiento anestésico con sevoflurano.

3.1.2. Modalidad

Experimental en donde se evaluó las constantes fisiológicas (frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, saturación de oxígeno y frecuencia de pulso) y el estímulo nociceptivo (superficial y profundo) de los pollos inducidos y mantenidos con sevoflurano por vía endotraqueal y transdérmica directa a sacos aéreos caudales.

3.1.3. Tipo de investigación

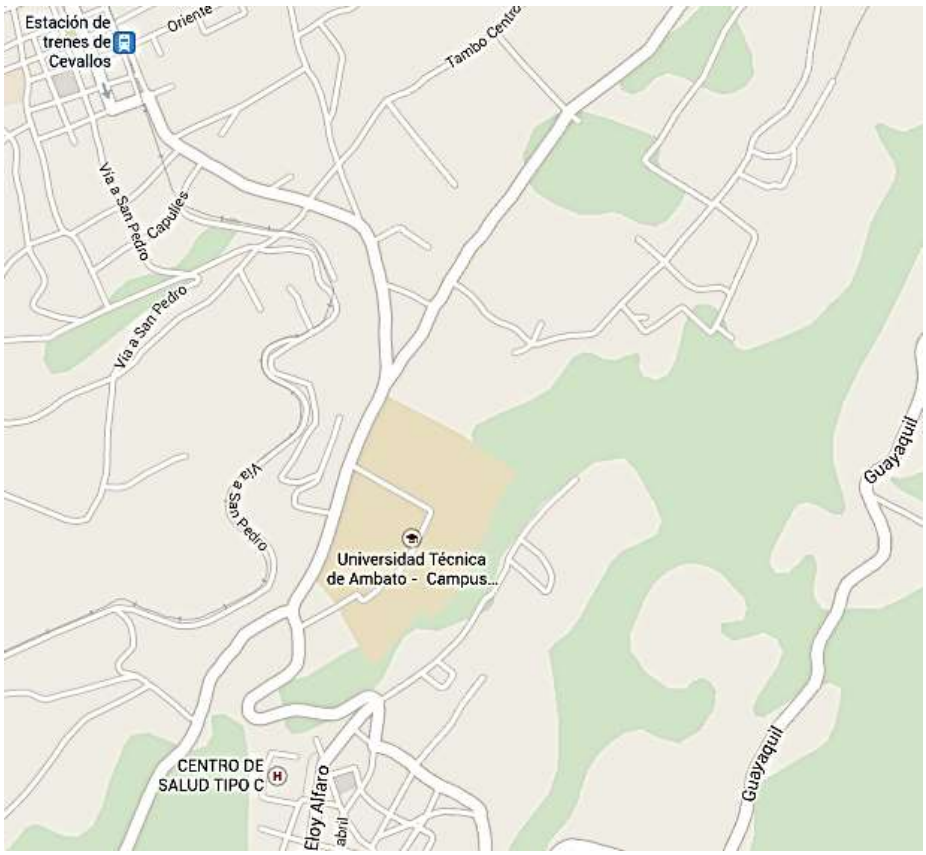
El presente estudio es exploratorio cuali-cuantitativo, debido a que se realizó el estudio estadístico cuantitativo de la frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, saturación de oxígeno y frecuencia de pulso y cualitativo del estímulo nociceptivo, de los pollos mantenidos con sevoflurano por vía endotraqueal y transdérmica directa a sacos aéreos caudales.

3.2. Ubicación del ensayo

La investigación se realizó en la Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencias Agropecuarias en la provincia de Tungurahua cantón de Cevallos, en el Hospital Docente UTA, Ubicado en las coordenadas ecográficas:

- Latitud: 1°22'3.45"S
- Longitud: 78°36'30.75"O
- Msnm: 2883

Gráfico 1. Ubicación del lugar



Fuente: https://www.google.com.ec/maps/@-1.3674177,-78.6035449,15z

3.3. Caracterización del lugar

Cevallos se encuentra a 15 Km., al sur de la ciudad de Ambato. Se ubica en el sector centro-sur de la provincia y al sur-oriente de la ciudad de Ambato. Su jurisdicción limita con Ambato al norte, Tisaleo y Mocha al este. Al sur con Mocha y Quero y al oeste está Pelileo.

3.4. Factores de estudio

El factor de estudio será:

- Pollos de engorde machos de 8 semanas de edad.

Mantenimiento anestésico con sevoflurano vía endotraqueal y **transdérmica a sacos aéreos caudales valorará:**

Vías de aplicación de sevoflurano:

- Vía endotraqueal (VE)
- Trans-dermica (TD)

Dosis de sevoflurano:

- 2,5% (D1)
- 3,5% (D2)
- 4,5% (D3)
- 5,5% (D4)

3.5. Diseño experimental

Diseño completamente al azar con tres repeticiones.

Tabla 4. Esquema ADEVA

F de V	G.L
Tratamientos	3
Error experimental	8
Total	11

3.6. Datos a tomarse

Tabla 5. Tratamientos.

Tratamientos	DETALLE
D1 (2,5%)	Vía endotraqueal, dosis 2,5%
D2 (3,5%)	Vía endotraqueal, dosis 3,5%
D3 (4,5%)	Vía endotraqueal, dosis 4,5%
D4 (5,5%)	Vía endotraqueal, dosis 5,5%
D1 (2,5%)	Vía transdermica a sacos aéreos caudales, dosis 2,5%
D2 (3,5%)	Vía transdermica a sacos aéreos caudales, dosis 3,5%
D3 (4,5%)	Vía transdermica a sacos aéreos caudales, dosis 4,5%
D4 (5,5%)	Vía transdermica a sacos aéreos caudales, dosis 5,5%

3.7. Procesamiento de la información recolectada

Tabla 6. Diseño esquema de campo.

VE, D2	VT, D1	VE, D4	VT, D2	VT, D3	VE, D3
VT, D4	VE, D1	VT, D3	VE, D4	VE, D3	VE, D1
VE, D3	VT, D3	VT, D1	VT, D3	VE, D2	VT, D3
VT, D2	VE, D4	VE, D2	VE, D1	VT, D1	VT, D2

3.8. Datos a tomar

- Frecuencia Cardíaca (lpm – latidos por minuto)
- Frecuencia Respiratoria (rpm – Respiraciones por minuto)
- SPO2 (% Porcentaje de Saturación de Oxigeno)
- Oximetría de pulso (ppm Pulsaciones por Minuto)
- Estímulo doloroso superficial (+ o -)
- Estipulo doloroso profundo (+ o -)

3.9. Manejo de los datos de la investigación

- Se utilizó 24 pollos de engorde de 8 semanas de edad.

- los procedimientos anestésicos se realizaron en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

- Mediante la monitorización anestésica tomada cada 5 minutos por un periodo de 25 minutos, se recolectaron los datos de la Frecuencia cardiaca, Frecuencia respiratoria, Saturación de oxígeno, Frecuencia de pulso y Estímulo nociceptivo, mediante el uso de una hoja de monitorización anestésica (Anexo 1)

- Se aplicó un diseño completamente a la azar con 3 repeticiones, usando 4 diferentes dosis de sevoflurano (2,5%, 3,5%, 4,5%, 5,5%), por la vía endotraqueal y transdérmica a sacos aéreos caudales, y se realizó 3 repeticiones con cada dosis.

- Los datos obtenidos se clasificaron y tabularon en Excel

- Se aplicó el análisis estadístico ADEVA y la prueba de significancia de Tukey (0.05%) en el programa InfoStat,

- Se realizaron gráficos de puntos, aplicando una comparación de las diferentes dosis frente a la Frecuencia cardiaca, Frecuencia respiratoria, Saturación de oxígeno, Frecuencia de pulso y Estímulo nociceptivo.

3.10. Manejo de la investigación

- Se recibió los pollos de engorde machos de 8 semanas de edad, los animales se seleccionaron al azar en la mañana para el procedimiento anestésico.

- Se aplicó ayudo de aproximadamente 5 horas en cada uno de los pollos, los animales seleccionados fueron identificados con abrazaderas en la pata derecha a la altura del tarso con su respectiva numeración.

- Se realizó la evaluación clínica (inspección; palpación; auscultación y perfusión), para descartar posibles patologías y autorizar el paso al procedimiento anestésico, se prepararon a los pollos para la aplicación de los catétes # 16 en los sacos aéreos caudales, para lo cual se retiraron las plumas del abdomen.

- No se utilizaron dogas en la premedicación, ya que se desea investigar la dosis de sevoflurano, que genere inmovilidad, hipnosis y estabilidad hemodinámica en pollos de engorde.

- La inducción se realizó con una máquina de anestesia inhalatoria de marca MIDMARK para sevoflurano, la misma que requiere de un vaporizador de oxígeno al 100%, un circuito en T pediátrico en sistema abierto, con un flujo de oxígeno de 4 litros por minuto, con una mascarilla y a una vaporización de 8% durante 5 a 10 minutos

- Posteriormente procedemos a realizar la intubación endotraqueal o transdermica directa a sacos aéreos caudales, para la vía endotraqueal es indispensable de la ayuda de otra persona que nos ayude a abrir el

pico del ave, identificar la glotis justo por detrás de la lengua, podemos observar la apertura de la tráquea, la identificamos y con la otra mano colocamos un tubo endotraqueal sin bolo con mucho cuidado evitando lesionar la tráquea, inmediatamente conectamos el circuito en T pediátrico y vaporizamos la dosis de sevoflurano que deseamos probar, con un sistema cerrado a 0,5 litros por minuto de oxígeno. Para la vía transdérmica directa a sacos aéreos caudales, realizamos un fush de oxígeno con la mascarilla de la inducción y observamos el abdomen dilatarse, estos debido al ingreso del oxígeno a los sacos aéreos, de esta forma colocamos sutilmente los catéteres hasta pasar el subcutáneo al ingresar a los sacos aéreos se pierde la resistencia y observamos que el abdomen del ave regresa a la normalidad, luego colocamos un sistema T invertida directamente del vaporizador hacia los dos catéteres.

- Se colocaron electrodos en las 5 derivadas para realizar la monitorización de la frecuencia cardíaca y respiratoria, se utilizó un sensor infrarrojo para medir la saturación de oxígeno y frecuencia de pulso, esto gracias a un monitor de signos bitares marca BioCare, programado para monitorización en mamíferos; se recolectó esta información cada 5 min por 25 min.

- Pasados los 25 minutos cerramos el vaporizador y producimos el despertar del ave, retiramos el tubo endotraqueal para la recuperación.

- En el caso de la vía trasdérmica a sacos aéreos caudales al no lograr obtener un mantenimiento anestésico las aves se despertaron luego de aproximadamente 3 min, por dicha circunstancia no se pudo recolectar datos para en análisis estadístico.

- Evaluación post anestesia, se observó el comportamiento del pollo luego del procedimiento anestésico por 15 días, en los cuales no presentaron secuelas del uso de sevoflurano ni del manejo.

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Frecuencia cardíaca (Fc)

Con los datos del (anexo 1, 2, 3, 4, 5) se realizó el análisis de la varianza para la variable Frecuencia a los 5, 10, 15, 20, 25 minutos del procedimiento anestésico, (cuadro 1) reportando que existen diferencias estadísticas para la CAM a los 5, 10, 20 minutos del mantenimiento con un nivel de significación al 5%, mientras que no existen diferencias significativas a los 15 y 25 minutos del mantenimiento anestésico con sevoflurano, el coeficiente de variación rebela que a los 5 y 20 minutos tenemos una óptima precisión experimental mientras que a los 10, 15, 25 minutos tenemos buena precisión experimental.

Cuadro 1. Análisis de la varianza para la frecuencia cardíaca (Fc) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde.

F de V	G.L.	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
		CM	F	CM	F	CM	F	CM	F	CM	F
Dosis	3	1757,9	4,8*	2872,2	5,07*	1371	2,32 ns	20,74	6,16*	1357,4	2,36 ns
Error	8	366,25		567		590,75		336,75		576,33	
Total	11										
CV		8,36		10,06		10,28		7,99		10,3	

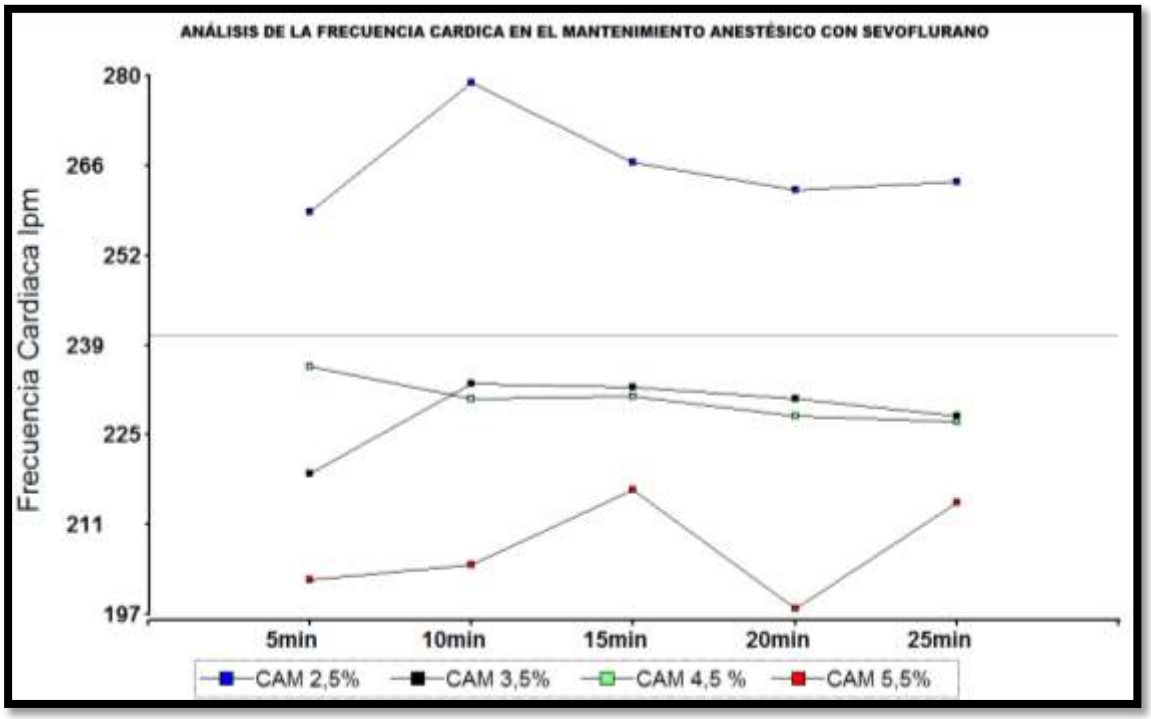
CV= Coeficiente de Variación
ns= no significativo
*= significativo al 5%.
**= significativo al 10%.

La prueba de significación de Tukey para la CAM de sevoflurano (cuadro 2), se observan diferencias significativas a los 5, 10, 20 minutos a una CAM del 2,5% (B), 3,5% y 4,5% (A B), y 5,5%,(A); mientras a los 15 y 25 minutos no se allá significancia.

Cuadro 2. Prueba de Tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia cardíaca para el mantenimiento anestésico en pollos de engorde.

Tratamientos	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
	Promedio (lpm)		Promedio (lpm)		Promedio (lpm)		Promedio (lpm)		Promedio (lpm)	
CAM 5,5%	202,33	A	204,67	A	216,33	A	198	A	214,33	A
CAM 4,5%	235,33	A B	230,33	A B	230,67	A	227,67	A B	226,67	A
CAM 3,5%	218,67	A B	232,67	A B	232	A	230,33	A B	227,67	A
CAM 2,5%	259	B	279	B	266,67	A	262,33	B	263,67	A

Gráfico 2. Análisis de la frecuencia cardíacaen el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.



Según (José A, 1989) la frecuencia cardíaca en pollos es de 240 a 350 latidos por minuto (lpm), al realizar una comparación con la frecuencia cardíaca tomada de las aves anestesiadas con sevoflurano tenemos que, solo a una CAM de 2,5% podemos obtener frecuencias cardíacas sobre 240 lpm mientras el resto de dosis produce una depresión por debajo de este rango pero no presenta alteración en la función. De acuerdo con (Escobar, 2009) en su estudio ningún ave sometida anestesia con sevoflurano presento arritmias, pero si existe una disminución en el metabolismo general y en función cardiovascular.

(Clarke 1999), cita que los anestésicos inhalatorios inducen una caída en la presión arterial, el aumento de la resistencia vascular sistémica, así como la depresión de la actividad del miocardio y consecuente disminución del gasto cardíaco, cuando administramos concentraciones altas de anestésico mientras contrario a (Naganobu K, 2004) expresa que a una CAM de 2.21%+ 0.32% obtiene una Fc de 150 ± 58 lpm. Probablemente el uso de la premedicación, reduzca la dosis de sevoflurano.

En el procedimiento anestésico con sevoflurano en pollos se pueden observar cambios verificados estadísticamente en la Frecuencia cardiaca, los cuales son dependientes de la CAM de anestésico a los que son expuestos; a mayor % de sevoflurano menor es la frecuencia cardiaca, concordando con el estudio realizado por (Mcllhone, 2014), la cual cita que anestésicos inhalatorios como el isoflurano y sevoflurano suprimen la actividad electrocardiografía (EEG) del pollo de una manera dependiente de la dosis de anestésico; a mayores concentraciones de CAM causaron un creciente grado de sincronización de los EEG. Estos resultados indican la similitud entre las respuestas del EEG de aves y mamíferos a los anestésicos inhalatorios.

Podemos considerar al sevoflurano como un anestésico óptimo para el mantenimiento anestésico, debido a que no se observaron anomalías ni caídas repentinas en la Frecuencia cardíaca ni anomalías en la función, como bradicardias y arritmias, confirmando el estudio de (Veras, 2013)

propone que sevoflurano probablemente es menos apto para inducir arritmias porque no sensibiliza el miocardio a las catecolaminas.

4.2. Frecuencia Respiratoria (Fr)

Con los datos de los (anexos 6, 7, 8, 9, 10) se realizó el análisis de la varianza para la variable Frecuencia respiratoria a los 5, 10, 15, 20, 25 minutos del procedimiento anestésico, (cuadro 3) reporta que no existen diferencias estadísticas para la CAM a los 5 y 10 minutos del mantenimiento anestésico a los 15 y 20 minutos del mantenimiento tenemos que la CAM es significante al 10 %, mientras a los 25 minutos del mantenimiento es significante al 5 % , el coeficiente de variación revela que a los 15 y 25 minutos tenemos una precisión experimental regular, mientras a los 5,10 y 20 minutos tenemos una pésima presión experimental.

Cuadro 3. Análisis de la varianza para la frecuencia Respiratoria (Fr) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano para pollos de engorde.

F de V	G.L.	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
		CM	F	CM	F	CM	F	CM	F	CM	F
Dosis	3	45,33	1,6 ns	64,75	3,48 ns	120,31	8,75**	116,22	8,3**	92,56	7,12*
Error	8	28,25		18,58		13,75		14		13	
Total	11										
CV		27,97		21,64		19,43		20,41		18,81	

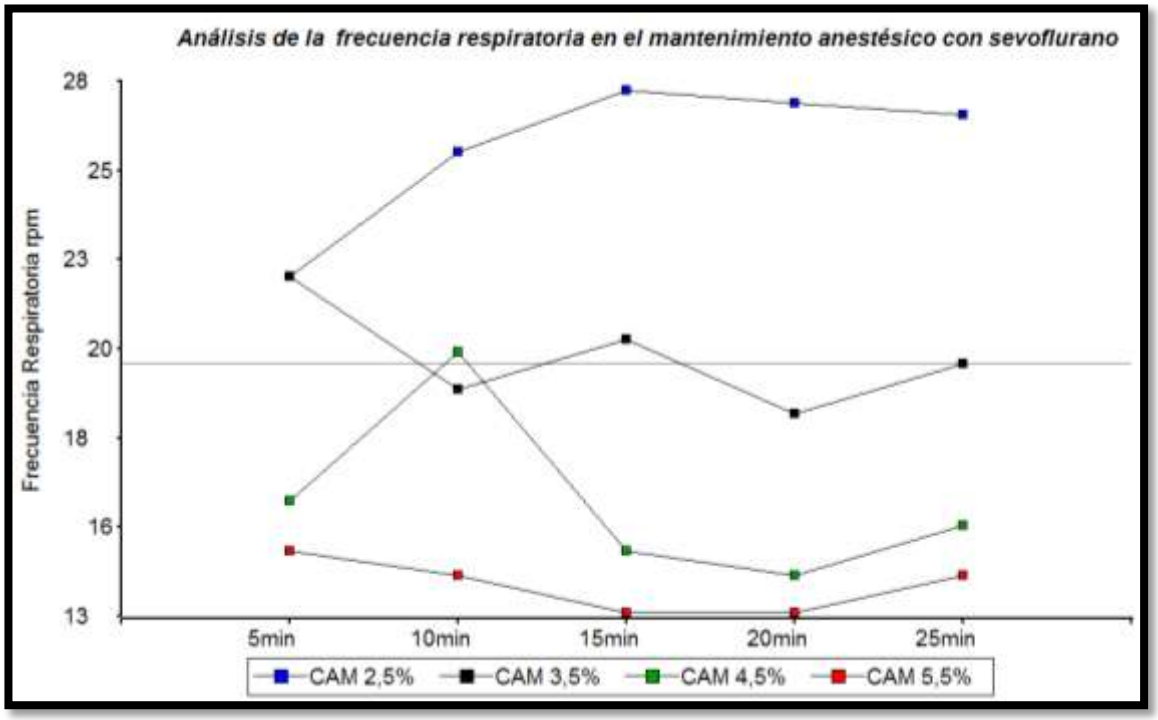
CV= Coeficiente de Variación
ns= no significativo
*= significativo al 5%.
**= significativo al 10%.

La prueba de significación de Tukey para la CAM de sevoflurano (cuadro 4), no se observan diferencias significativas a los 5 minutos; a los 10 minutos existen diferencias significativa en 3 grupos, a una CAM del 2,5% (B), 3,5% y 4,5% (A B), y 5,5%,(A); Mientras a los 15 ,20 y 25 también existen diferencias significativas en 3 tres grupos pero se distribuyen de diferente manera, a una CAM del 2,5%(B), 3,5% (A B), 4,5% y 5,5%,(A).

Cuadro 4. Prueba de tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia respiratoria en el mantenimiento anestésico con sevoflurano.

Tratamientos	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
	Promedio (rpm)		Promedio (rpm)		Promedio (rpm)		Promedio (rpm)		Promedio (rpm)	
CAM 5,5%	15	A	14,33	A	13,33	A	13,33	A	14,33	A
CAM 4,5%	16,33	A	20,33	A B	15	A	14,33	A	15,67	A
CAM 3,5%	22,33	A	19,33	A B	20,67	AB	18,67	A B	20	A B
CAM 2,5%	22,33	A	25,67	B	27,33	B	27	B	26,67	B

Gráfico 3. Análisis de la frecuencia respiratoria en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.



(Zagaya, 2007) cita que en aves sin patología alguna, se observa una frecuencia respiratoria de 10 a 25 respiraciones / minutos, en las especies de mayor tamaño y 30- 40 respiraciones / minuto para las aves más pequeñas, mientras en aves que son sometidas a anestesia inhalatoria con oxígeno se observa una depresión bastante significativa luego de la inducción, siendo así la frecuencia respiratoria en el mantenimiento

anestésico, se encuentra muy por debajo del rango normal, con una frecuencia respiratoria hasta a 14 respiraciones por minuto, concordando con el estudio de (Escobar, 2009) cita que, luego de la inducción la frecuencia respiratoria disminuyo significativamente hasta a 18 respiraciones por minuto, pero en ningún ave se presentó apnea.

Según (Gleed, 2003) Los anestésicos inhalados son administrados típicamente en 100% de oxígeno. Se ha demostrado que altas fracciones de oxígeno inspirado (FIO2) deprimen la ventilación, probablemente a través de su efecto sobre los quimiorreceptores de oxígeno. Los patos hipoventilan a fracciones de oxígeno inspirado mayores de 40%, pero no lo hacen cuando la FIO2 es cercana a 21%. Aunque la velocidad respiratoria y el volumen corriente no disminuyen significativamente a medida que la FIO2 aumenta, tienden a disminuir, y el efecto acumulativo resulta en hipoventilación.

Los anestésicos inhalatorios en su mayoría requieren de O_2 para su vaporación, por consiguiente podemos decir que el oxígeno en parte es el causante de la depresión respiratoria, pero cada organismo es diferente por lo cual existe una variación de 13 a 27 respiraciones por minuto, de acuerdo al estudio de (kurt A., 2013)

Los registros de frecuencia respiratoria inferiores a los normales, conlleva a interpretar que el ave se encuentra en bradipnea, pudiendo confundir esto con una profundidad anestésica moderada o profunda, lo que nos puede ocasionar un mal uso de los anestésicos en él proceso, concordando con el estudio de (Gleed, 2003) cita que si la frecuencia respiratoria es usada como indicador de la profundidad anestésica del ave anestesiada, es posible que la verdadera condición del ave sea mal interpretada; y el estudio de (Tranquilli W, 2007) cita que la frecuencia respiratoria por sí mismo puede ser engañosa de acuerdo a la a ventilación y la profundidad de la anestesia.

La frecuencia respiratoria al igual que la frecuencia cardiaca, es dosis dependiente, a mayor dosis tenemos mayor depresión tanto en la frecuencia cardíaca como en la frecuencia respiratoria. Aunque no se observa apnea ni hipoxia en ninguno de los casos reportados, podemos confirmar el estudio de (NICOLAU, 2002) atribuye la depresión respiratoria al sevoflurano, por

efecto depresor del centro respiratorio, causando un aumento en la PaCO2 y la disminución de volumen minuto.

Por otra parte. (Gleed, 2003) Cita que altas fracciones de oxígeno inspirado (FIO2) deprimen la ventilación, probablemente a través de su efecto sobre los quimiorreceptores de oxígeno.

4.3. Saturación de Oxigeno (SpO_2)

Con los datos del (anexo 11, 12, 13, 14, 15) se realizó el análisis de la varianza para la variable Saturación de Oxígeno (SpO_2) a los 5, 10, 15, 20, 25 minutos del procedimiento anestésico, (cuadro 5) reportando que no existen diferencias estadísticas para la CAM a los 5, 10, 15, 20 y 25 minutos debido a que no existen diferencias significativas, el coeficiente de variación rebela que existe una óptima precisión experimental en todo el procedimiento anestésico.

Cuadro 5. Análisis de la varianza para la Saturación de Oxígeno (SpO_2) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde.

F de V	G.L.	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
		CM	F	CM	F	CM	F	CM	F	CM	F
Dosis	3	14,33	2,63 ns	2,11	0,33 ns	1,22	0,44 ns	23,86	2,6 ns	21,64	3,33 ns
Error	8	14,33		6,42		2,75		9,17		6,5	
Total	11										
CV		3,94		2,59		1,96		3,16		2,63	

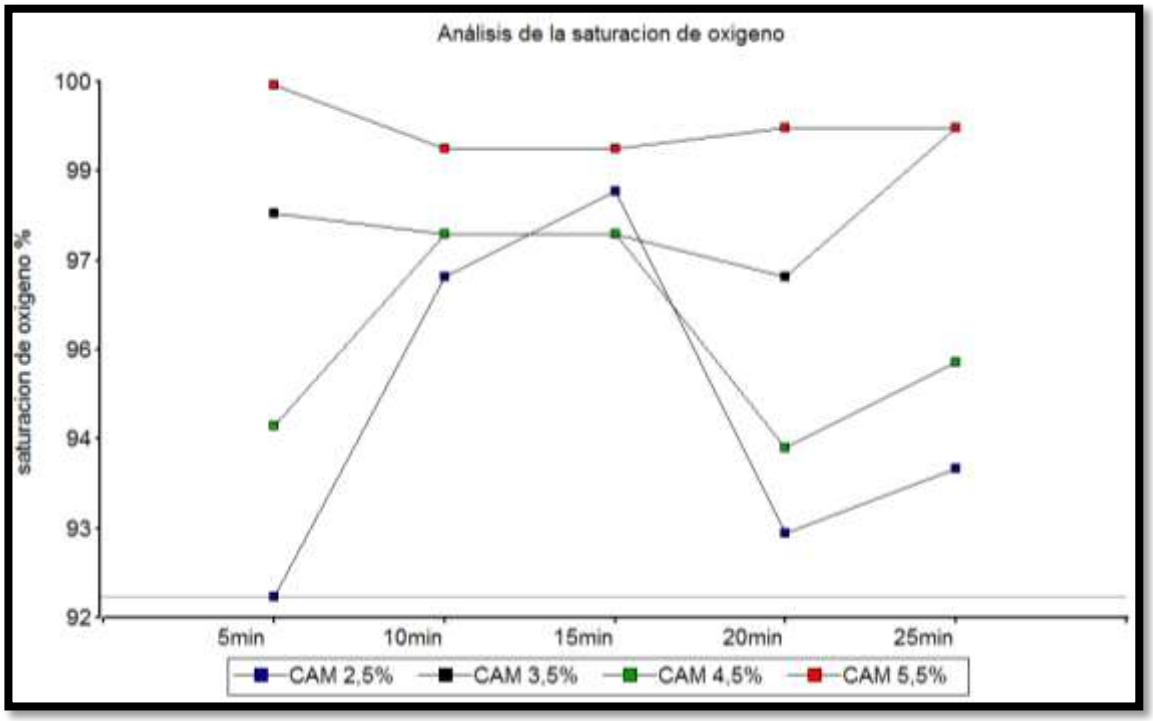
CV= Coeficiente de Variación
ns= no significativo
*= significativo al 5%.
**= significativo al 10%.

Mediante la prueba de Tukey al 5% se realizó la recopilación de las medias de la SpO_2, las cuales fueron no significativas para todos los tratamientos.

Cuadro 6. Evaluación de la saturación de oxígeno en el mantenimiento anestésico con sevoflurano

	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
Tratamientos	Promedio %		Promedio %		Promedio %		Promedio %		Promedio %	
CAM 5,5%	100	A	99	A	99	A	99,33	A	99,33	A
CAM 4,5%	98	A	97,67	A	97,67	A	94,33	A	95,67	A
CAM 3,5%	94,67	A	97,67	A	97,67	A	97	A	99,33	A
CAM 2,5%	92	A	97	A	98,33	A	93	A	94	A

Gráfico 4. Análisis de la saturación de oxígeno en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.



La administración de sevoflurano para el mantenimiento anestésico no es estadísticamente significativo, debido a que todos los casos transcurrieron sin variación en el intercambio de ventilación perfusión, de esta forma todos los datos recolectados están por encima del 92% de saturación de oxígeno, según, (TORRENTE, 2012) cuando la medición del pulsioxímetria esté por debajo de 95% debemos empezar a preocuparnos ya que se relaciona con un la presión arterial de oxígeno (PaO2) de 80mmHg y por debajo de 92-

90% la hipoxemia es crítica (PaO2<60mmHg). Podemos decir que en ninguna de las dosis de sevoflurano la saturación de oxigeno bajo del 92% esta es una prueba de la confiabilidad del uso de sevoflurano en aves.

Podemos observar que en la CAM de 5,5% obtuvimos una saturación de oxigeno de 99 y 100 % mientras la frecuencia cardíacase encuentra entre 200 a 205 lpm, según esto podemos decir que el intercambio de oxigeno es más eficiente cuando la Fc baja a 205 lpm, de la misma forma podemos observar con la CAM de 4,5 y 3,5 % de sevoflurano, donde encontramos una saturación de oxigeno de 97 y 98 % que de igual manera están relacionados con la Fc. según (Zagaya, 2007) debido a la capacidad de volar que tiene las aves crean un requerimiento de 5 veces más de oxígeno, lo que produce un aumento de capilares en las fibras musculares y una disminución en la distancia de difusión, aumentando el área de la interfaz, lo que resulta en la muy eficiente trasferencia de sangre-tejido; la deformabilidad del glóbulo rojo y bajo hematocrito capilar, la capacidad de transporte de oxígeno de la sangre y / o contenido de mioglobina de las fibras musculares también facilitan la entrega de oxígeno Especialmente a gran altura.

4.4. Frecuencia Pulso (Fp)

Con los datos del (anexo 16, 17, 18, 19, 20) se realizó el análisis de la varianza para la variable Frecuencia cardíaca a los 5, 10, 15, 20, 25 minutos del procedimiento anestésico, (cuadro 7) reportando que existen diferencias estadísticas para la CAM a los 5, 10, 15 y 20 minutos del mantenimiento con un nivel de significación al 5%, mientras que no existen diferencias significativas a los 25 minutos del mantenimiento anestésico con sevoflurano, el coeficiente de variación rebela que a los 5, 10, 15, 20 minutos tenemos una óptima precisión experimental mientras que a los 25 minutos tenemos buena precisión experimental.

Cuadro 7. Análisis de la varianza para la frecuencia pulso (Fp) en el mantenimiento anestésico con sevoflurano en pollos de engorde.

F de V	G.L.	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
		CM	F	CM	F	CM	F	CM	F	CM	F
Dosis	3	1684,3	4,5*	2293,6	5,56*	2464,3	7,33*	2412,6	7,54*	1536,2	2,42 ns
Error	8	374,5		412,67		336,25		320		633,67	
Total	11										
CV		8,45		8,68		7,9		7,77		10,85	

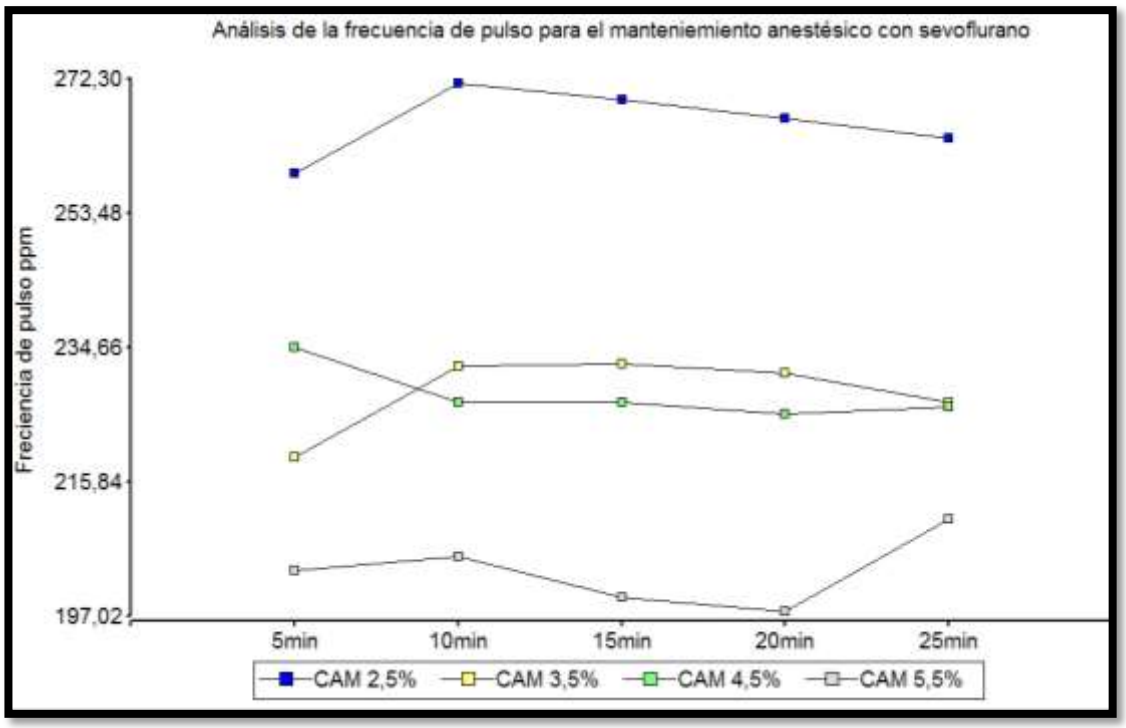
CV= Coeficiente de Variación
ns= no significativo
*= significativo al 5%.
**= significativo al 10%.

La prueba de significación de Tukey para la CAM de sevoflurano (cuadro 2), se observan diferencias significativas a los 5, 10, 20 minutos a una CAM del 2,5% (B), 3,5% y 4,5% (A B), y 5,5%,(A); mientras a los 15 y 25 minutos no se allá significancia.

Cuadro 8. Prueba de Tukey al 5% para la dosis de sevoflurano en la variable frecuencia cardíaca para el mantenimiento anestésico en pollos de engorde.

Tratamientos	5 min		10 min		15 min		20 min		25 min	
	Promedio (ppm)		Promedio (ppm)		Promedio (ppm)		Promedio (ppm)		Promedio (ppm)	
CAM 5,5%	202,33	A	204,67	A	216,33	A	198	A	214,33	A
CAM 4,5%	235,33	A B	230,33	A B	230,67	A	227,67	A B	226,67	A
CAM 3,5%	218,67	A B	232,67	A B	232	A	230,33	A B	227,67	A
CAM 2,5%	259	B	279	B	266,67	A	262,33	B	263,67	A

Gráfico 5. Análisis de la frecuencia de pulso en el mantenimiento anestésico con sevoflurano con las diferentes dosis.



La frecuencia de pulso tiene un comportamiento similar al de la frecuencia cardíaca debido a que esta se mide en la frecuencia de pulsaciones que se presentan en una arteria. (Benavides, 2005) cita que es de particular importancia en cualquier evaluación cardiocirculatoria, ya que nos permite tener un concepto claro de la integridad y funcionalidad del corazón por la contracción de las paredes arteriales como reflejo directo de la contracción del ventrículo izquierdo, nos deja percibir la calidad y cantidad del flujo sanguíneo por la resistencia mayor o menor que esas paredes vasculares ofrecen al paso de la sangre.

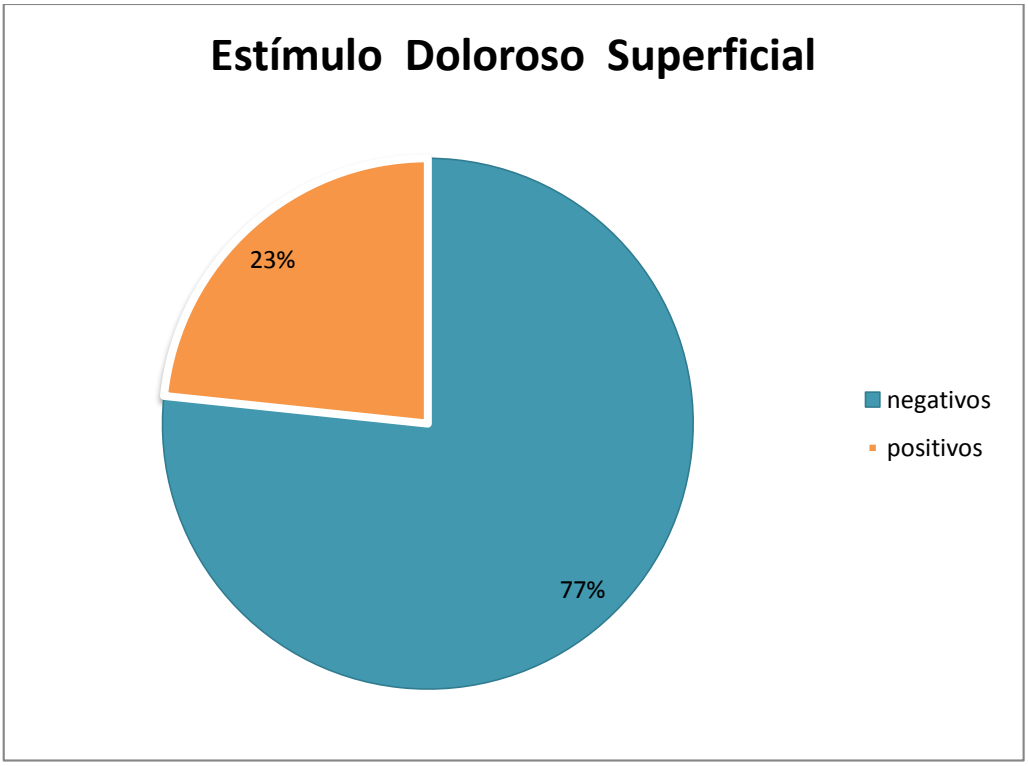
En el procedimiento anestésico con sevoflurano en pollos, verificamos estadísticamente la actividad cardíaca reflejada en la Frecuencia de pulso, de igual manera es modificada por el sevoflurano en dependencia de la dosis, confirmando el estudio de, (Clarke 1999), el cual cita que los anestésicos inducen una caída en la presión arterial, el aumento la resistencia vascular sistémica, así como depresión de la actividad del miocardio y disminución gasto cardíaco.

4.5. Estímulo doloroso superficial y profundo

- **Estímulo doloroso superficial**

En el presente cuadro se realiza el análisis de la respuesta al estímulo doloroso superficial en donde reportamos que obtuvimos respuesta positiva al estímulo doloroso superficial con una CAM de 2,5% mientras que con el resto de dosis obtuvimos respuesta negativa al estímulo doloroso superficial.

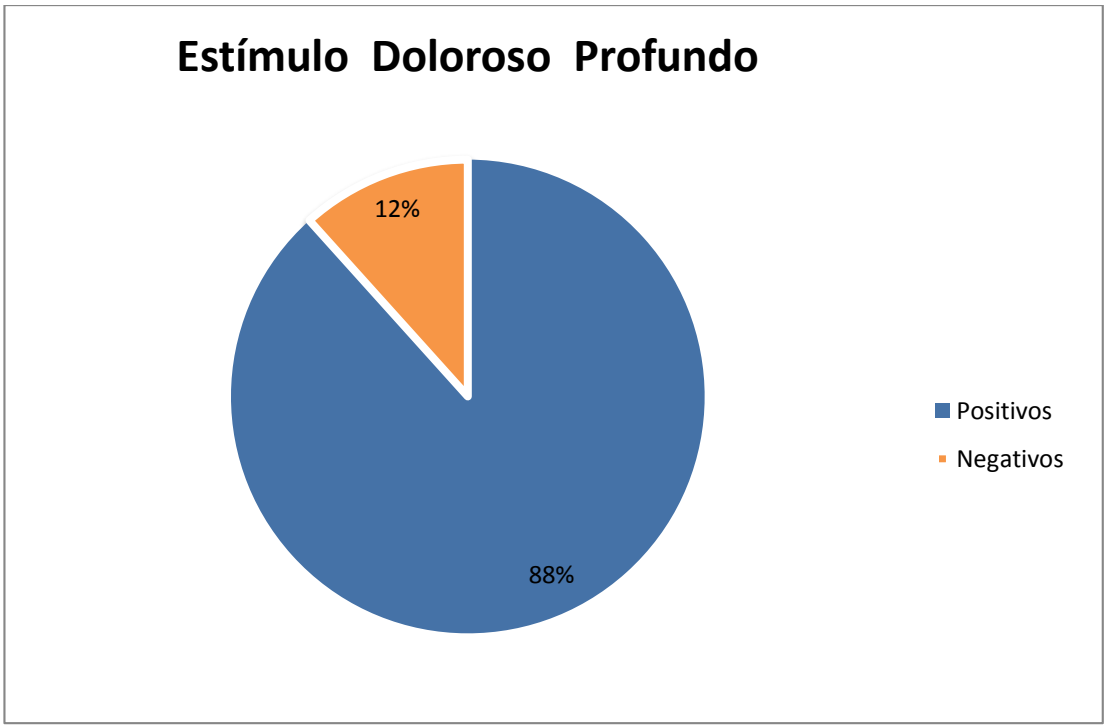
Gráfico 6. Respuesta a estímulo doloroso superficial



- **Estímulo doloroso profundo**

En el presente cuadro se realiza el análisis de la respuesta al estímulo doloroso profundo en donde reportamos que obtuvimos respuesta positiva al estímulo doloroso profundo con una CAM de 2,5%, 3,5% y 4,5% mientras que con una CAM de 5,5% tenemos que 7 de 15 tomas fueron negativas al estímulo doloroso profundo mientras el resto es positivo.

Gráfico 7. Respuesta a estímulo doloroso profundo



El uso de sevoflurano por vía endotraqueal es el método de uso común para el mantenimiento anestésico en aves de acuerdo con (Gleed, 2003) cita que los anestésicos inhalatorios ofrecen una serie de ventajas para el manejo del paciente, incluyendo inducción y recuperación rápidas, especialmente cuando se usan anestésicos inhalables de baja solubilidad en sangre/gas (isoflurano y sevoflurano); control más sencillo de la profundidad de la anestesia, mejor oxigenación debida al uso concurrente de oxígeno.

La CAM adecuada para producir un estado de hipnosis según este estudio es de 5,5%, estando en desacuerdo con (Zagaya, 2007) cita que los valores de CAM son similares en las aves y mamíferos, los cuales son en promedio de 2,5%, y compartiendo la teoría de (Gunkel, 2005) cita que el mantenimiento de la anestésico es 4 % -5 % de sevoflurano.

Estas concentraciones pueden variar un poco, dependiendo del estado del animal y si premeditado o se administraron otros fármacos antes de la inducción; siendo así de vital importancia tomar en cuenta que la importancia de la premedicación, y considerar que estos fármacos pueden reducir la dosis al 50%. Según (Escobar, 2009) la concentración sevoflurano al final de la espiración debe mantenerse constante al menos el 3,5%. Esta concentración fue elegida debido a que una CAM inferior es asociada un plano anestésico muy superficial.

4.6. Aplicación de sevoflurano por vía trasdérmica a sacos aéreos caudales con catéteres.

Se realizó la aplicación de sevoflurano vía transdérmica a sacos aéreos caudales para el mantenimiento anestésico en doce pollos de engorde, aplicando 4 dosis de sevoflurano (CAM de 2,5%, 3,5%, 4,5% y 5,5%) sin poder brindar inmovilidad en el ave, menos aún mantenimiento anestésico quirúrgico, probablemente debido a la fisiología e histológica del pulmón, el comportamiento de los gases en el interior del sistema respiratorio de las aves, de acuerdo con el estudio de (Ludders, 2003) ha sugerido que los sacos aéreos secuestran o concentran gas anestésico a los pulmones, causando una sobredosis de anestésico y la muerte dela desventurada ave. Para que este escenario tenga alguna validez, los sacos aéreos deberían poseer 2 características: una interface sangre gas que permita el intercambio gaseoso entre los sacos aéreos y la sangre, la habilidad para concentrar selectivamente el anestésico inhalado y no otros gases.

Los sacos aéreos no están vascularizados y no se conoce un tejido biológico o mecanismo que concentre selectivamente los anestésicos inhalados, haciendo que el escenario anterior no sea realista. Confirmando que el enviar anestésico vaporizado a sacos aéreos no asegura un efecto hipnótico debido a que los sacos aéreos no tienen la capacidad de realizar un intercambio gaseoso, ya que no son vascularizados, solo tienen la función de reserva de gases esto es lo que les permite tener una correcta función respiratoria en vuelo y por su posición anatómica compiten por espacio con la cavidad abdominal.

Al administrar sevoflurano por vía transdérmica a sacos aéreos caudales fisiológicamente podríamos asegurar un 50% de absorción de la dosis, esto gracias de la función de los sacos aéreos para el proceso de ventilación-perfusión en el sistema respiratorio de los pollos, anatómicamente (Wilsom, 1989) describe que a partir de los bronquios terciarios nacen los capilares aéreos dentro del cual se produce el intercambio de gases, solo estos capilares están bien abastecidos de vasos sanguíneos; los otras partes del sistema respiratorio no participan en el el intercambio de gases sino forman un sistema de fuelles para el movimiento de aire y fisiológicamente (Ludders 2003) describe que el flujo gaseoso en el paleopulmón es unidireccional, en todo el proceso del ciclo respiratorio,mientras que en los para bronquios neopulmonicos es bindireccional. El grado de desarrollo del pulmón neoplulmonico varía entre especies, estando más desarrollado en aves de corral y aves cantoras, en los cuales representa del 20% al 25% del volumen pulmonar total. El intercambio gaseoso ocurre en el parabronquio el cual está conformado por una serie de atrios vascularizados en donde se lleva acabo el intercambio gaseoso en las aves. El tejido parabronquial paleopulmonico se encuentra en todas las aves y está formado por parabronquios paralelos, con anastomosis mínimas.

4.7. Verificación de la hipótesis

La investigación revela que se rechaza la Hipótesis Ho, se confirma la Hi, determinando que la administración de sevoflurano para el mantenimiento anestésico por vía endotraqueal produce anestésica general y bloqueo del estímulo nociceptivo superficial y profundo en pollos de engorde, a una concentración alveolar mínima de 5,5% de sevoflurano. Mientras la vía transdérmica a sacos aéreos caudales no logra generar anestésica general y bloqueo del estímulo nociceptivo superficial y profundo.

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

El sevoflurano como anestésico inhalatorio en pollos de engorde, se comporta dosis dependiente, a mayor concentración alveolar mínima (CAM) más evidente es la depresión de sistema nervioso, de esta manera concluimos que a una CAM de 2,5% generamos inmovilidad, pero no existe resistencia a dolor superficial, presentándose con aleteo y movimiento de los miembros, y menos aún dolor profundo. Con una CAM de 3.5% y 4,5% se genera inmovilidad, y producen resistencia a dolor superficial, pero no bloquean el dolor profundo. A una CAM de 5,5% presenta inmovilidad, resistencia a dolor superficial y profundo en un 47% de la exposición al estímulo nociceptivo profundo, siendo esta la recomendada para procedimientos quirúrgicos. Mientras por la vía transdermica a sacos aéreos caudales no se logró generar inmovilidad menos aun anestesia general con ninguna de las dosis propuestas, debido a que los pollos se incorporaron de 2 a 3 minutos luego de iniciar el mantenimiento a sacos aéreos caudales.

El sevoflurano a una CAM de 2,5% presenta un promedio de 266 latidos por minuto, esta frecuencia cardiaca disminuye al aumentar la CAM a 3,5% y 4,5%, obteniendo una frecuencia similar en estas dos dosis con 228 y 230 latidos por minuto respectivamente, mientras a una CAM de 5,5% existe una depresión notoria al tener un promedio de 207 latidos por minuto. La frecuencia de pulso es un reflejo de la frecuencia cardiaca y se comporta dosis dependiente.

La frecuencia respiratoria tiene una depresión dependiente de la exposición al oxígeno y sevoflurano en aves, de igual manera se comporta dosis dependiente ya que a una CAM DE 2,5% tenemos una frecuencia respiratoria de 26 respiraciones por minuto mientras a una CAM de 5,5%

tenemos una frecuencia respiratoria de 14 respiraciones por min, en conclusión la frecuencia respiratoria no es un buen indicador de profundidad anestésica.

La saturación de oxigeno se presenta en todas las dosis por encima de 92%, es así que a una CAM de 2,5% observamos una saturación de 94% con una frecuencia cardíaca de 266 latidos por minuto, mientras a una CAM de 3,5% y 4,5% son similares con un saturación 96% y 97% de oxígeno mientras a una CAM de 5,5% tenemos una saturación de 99% con una frecuencia cardíaca de 207 latidos por minuto; en conclusión saturación de oxigeno es más eficiente cuando tenemos una frecuencia cardiaca de 200 latidos por minuto, producido por una mejor perfusión tisular.

5.2 Recomendaciones

- Estudiar la reducción térmica de las aves que han recibido anestesia inhalatoria.

- Estudiar la neuroleptoanalgesia adecuada para aplicarla en aves que van a ser sometidas a anestesia inhalatoria con sevoflurano.

- Determinar los valores capnográficos en al mantenimiento anestésico con agentes inhalatorios.

- Evaluar los efectos de la administración de oxígeno en la frecuencia respiratoria de las aves.

- Determinar la técnica adecuada para aplicación de gases o fármacos a sacos aéreos.

- Estudar el calibre y tipo de sonda es el ideal para enviar fármacos a sacos aéreos.

- Evaluar el sevoflurano en aves acuáticas y aves que vuelan.

CAPÍTULO VI

6. PROPUESTA

6.1. Título.

Elaboración de una guía para procedimientos anestésicos en aves.

6.2. Fundamentación.

La anestesiología en medicina aviar es un desafío para los médicos veterinarios. Las aves tienen características anatómicas y fisiológicas que difieren de otras especies y que tienen un impacto importante en la anestesiología. El conocimiento y comprensión de las características del sistema cardiorrespiratorio de las aves, es importante para la selección adecuada y administración de fármacos anestésicos, a fin de proporcionar anestesia segura. (Zagaya, 2007)

Los anestésicos inhalatorios comparados con los anestésicos inyectables, ofrecen una serie de ventajas para el manejo del paciente, incluyendo inducción y recuperación rápida, especialmente cuando se usan anestésicos inhalables de baja solubilidad en sangre/gas (isoflurano y sevoflurano); así tenemos un control más sencillo de la profundidad de la anestesia, mejor oxigenación debida al uso concurrente de oxígeno, y una recuperación que no depende de vías metabólicas o excretoras que puedan estar alteradas ó dañadas en el ave enferma. Desde luego hay algunas desventajas, incluyendo el requerimiento de equipo especial como fuente de oxígeno, un vaporizador, circuito respiratorio y un mecanismo para el desecho de los gases anestésicos. (Gleed, 2003)

6.3. Objetivo.

Elaborar una guía detallada paso a paso para aplicar procedimientos anestésicos en aves.

6.4. Justificación e importancia

A pesar de que Ecuador es uno de los países más pequeños de Sudamérica, ocupa el cuarto lugar en el mundo en cuanto a diversidad de aves, con al menos 1.659 especies de aves, con nueve áreas de endemismo de aves en Ecuador continental y una que integra a todo el archipiélago de Galápagos. (Santander, 2009)

En la actualidad la medicina aviar es importante por la demanda creciente que exige, las aves domésticas requieren de atención médica, en todas sus ramas, siendo una de ellas la anestésica, indispensable para el manejo básico de las aves, utilizada para la inspección, manejo, y aplicación de técnicas quirúrgicas.,

La selección de agentes anestésicos para el uso en aves es un punto a analizar en la medicina aviar, debido a que existen anatómicas y fisiológica que se requiere analizar para escoger las drogas correctas que buscan, drogas de rápido metabolismo, que permite modificar fácilmente plano anestésico, de fácil metabolismo y excreción. Por lo cual seleccionamos al sevoflurano cómo anestésico inhalatorio, el mismo que es seguro brindar mantenimiento anestésico en aves.

El sevoflurano es ideal para el mantenimiento anestésico en aves, su rápido metabolismo, minimiza los efectos cardiorespiratorios en aves y no producen toxicidad hepática ni renal, esto hace del sevoflurano un anestésico de aplicación segura en aves.

6.5. Manejo Técnico

- **Recepción del ave**.- las aves deben disponer de un lugar adecuado para su preparación pre anestésica y quirúrgica, debido a que la mayoría de aves son nerviosas este espacio, estar libre de sonidos fuertes o estruendos que produzcan alteración en el comportamiento del ave. Se debe asignar un lugar específico solo para el manejo de aves libre de otras especies como perros gatos etc.

- Debido a la gran variedad de aves que existen en nuestro medio es necesario identificar su origen y evaluar el ambiente que se le debe brindar, siendo este el más parecido posible a su habitad natural.

- **El ayuno** es parte fundamental en el procedimiento anestésico, debido a que las drogas pueden producir vómito, el cual puede obstruir la tráquea. Se lo debe realizar en dependencia del peso del ave, ya que aves muy pequeñas un ayudo mayor a 4 horas puede producir una hipoglucemia, lo que conllevaría a elevar el riesgo anestésico del aves. De esta manera establecemos que para aves por encima de los 2kg tenemos un mínimo de 4 horas, mientras en aves por debajo de este peso un ayudo de 2 horas.

- **Evaluación.-** Se aplicara el plan de evaluación clínica,

  Inspección.- Se observa la presencia de comportamientos extraños, debilidad, anorexia, dificultar respiratoria presencia de secreciones en las cavidades, oral y nasal.

  Palpación: este procedimiento nos permitirá evaluar si existen zonas con dolor, inflamación, edemas, nodos inflamados, la presencias de tumores o neoplasias, que elevan el riesgo anestesico, además debemos palpar la frecuencia y calidad del pulso y el choque

precordial que pueden ser indicativos de alteraciones en el sistema cardiovascular

Auscultación: este procedimiento de lo debe realizar muy minuciosamente, ya que mediante la auscultación realizamos la valoración de del sistema cardio-respiratorio, siendo este uno de los sistemas más afectados por el procedimiento anestésico, es importante evaluar su integridad funcional en busca de anomalías en la función como arritmias, soplos, hipotensión, bradicardia, etc.

El plan de evaluación clínica tiene la finalidad de determinar la integridad física del paciente y en caso de haber alguna patología, determinarla y estudiar los riesgos que podemos presentar y preverlos, antes de realizar el procedimiento anestésico.

- **Estabilización.-** en caso de existir patologías, que aumenten el riesgo anestésico, como por ejemplo hipotensión, hipovolemia, hemorragias, shock, hipotermia etc., en estos casos es indispensable estabilizar al paciente antes del procedimiento anestésico.

- **Clasificación asa**

ASA	DESCRIPCION
ASA I	Sin alteraciones orgánicas, fisiológicas, bioquímicas o psicológicas en un paciente para el que se ha programado un procedimiento que involucra un proceso patológico localizado.
ASA II	Enfermedad sistémica de leve a moderada. Procesos patológicos compensados; pacientes que no muestra signos clínicos.
ASA III	Alteraciones sistémicas graves; Procesos patológicos no compensados.
ASA IV	Alteraciones sistémicas que ponen en peligro la vida.
ASA V	Paciente en shock, no se espera que sobreviva más de 24h.
ASA E	Operación de emergencia. La E se puede añadir a cualquiera de las clasificaciones anteriores.

Fuente: (American Society of Anesthesiology, 1963)

- **Pre-medicación**.- aunque en aves no es muy común el uso de pre-medicación, pero es muy útil para el manejo en aves muy excitadas, a más de reducir las dosis de los anestésicos. En esta fase se realiza la neuroleptoanalgesia, esto consiste en administrar un sedante y analgésico pre-operatorio, con la finalidad de tener un paciente tranquilo al mismo lo podremos manipular con mayor facilidad.

Neuroleptoanalgesia = Sedante (menores y mayores**) +**
Analgésico (opiáceos y AINES**)**

Sedantes:

Menores.-

Diazepam.- 0.2 - 1 mg/kg IV (Gunkel, 2005)
Midazolam.- 0.05–0.15 mg/kg IV (Gunkel, 2005)

Mayores y Alfa 2 agonistas: no existen dosis establesida, y deben ser utilizados con precausion dedido a que producen relajacion muscular, provocando la deprecion respiratoria que consecientemente aunmenta los riesgos anestesico.

Analgésicos:

Opiáceos

Morfina.- 5 – 10 mg/Kg (Machin K. , 2005)
Butorfanol.- 1 mg/Kg (Machin K. , 2005)
0.02–0.04 mg/kg IV (Gunkel, 2005)
Fentanilo.- 0,02 mg/Kg (Machin K. , 2005)

AINES:

Carprofeno.- 1 mg/Kg (Machin K. , 2005)
Flunixil.- 3 mg/Kg (Machin K. , 2005)
Ketopofeno.- 12 mg/Kg (Machin K. , 2005)
Meloxicam.- 0,5-1mg/kg IM (Morcillo, 2010)

- **Inducción.-** Se realiza la inducción mediante el uso de un guate de látex a una CAM de 8% por 5 min; realizamos un pequeño corte en uno de los dedos del guante, por donde vamos a introducir la punta del sistema en T, posteriormente introducimos la cabeza del ave en el interior del guante y brindamos un pequeño flush de oxígeno, con una CAM de 8% y esperamos de 5 min para realizar una correcta impregnación del sevoflurano.

- La aplicación de del tubo endotraqual, sin bolo debido a que la tráquea de las aves tienen anillos completos que se pueden lesionar a la presión producida por este, produciendo una fibrosis que reduce la luz de la traquea, se lo debe realizar suave y sutilmente, para lo cual es necesario abrir el pico y colocar una fuente de luz, visualizar la glotis que es encuentra al final de la lengua y el inicio de la tráquea, colocamos el tubo entre las cuerdas o ligamentos vocales, aseguramos el tubo mediante una tira hacia la cabeza del ave y procedemos a conectar el circuito anestésico en el tubo.

- El mantenimiento anestésico se lo realiza en dependencia de las necesidades de requeridas por el médico tratante:

    - Para realizar una examinación minuciosa del paciente se debe utilizar una CAM de 3,5%, esta dosis no permitirá inspeccionar, palpar, auscultar, colocar una vía endovenosa, realizar toma de muestras sanguíneas y endoscopias.

    - Para realizar procedimientos quirúrgicos se utilizara una CAM de 4,5 a 5,5% en dependencia de la técnica quirúrgica, el tiempo estimado de cirugía y la premeditación utilizada, debido a que estas drogas pueden reducir a la CAM de sevoflurano a la mitad.

- La monitorización es responsabilidad del anestesista desde que recibe al paciente, hasta que este se encuentre completamente despierto y fuera de peligro, para lo cual se requiere el uso de todos los sentidos más la habilidad y experiencia del anestesista. El uso de aparatos como el fonendoscopio para la auscultación son indispensables para la evaluación de la función cardiaca, el uso de un monitor de signos para el mantenimiento anestésico que nos permita valorar la Frecuencia Cardiaca, Frecuencia Respiratoria, Saturación de Oxigeno, Frecuencia de pulso, presión arterial no invasiva y capnografía es de vital importancia, realizar evaluaciones completas en periodos cortos para asegurar la estabilidad del paciente.

- Desconectar el sistema de vaporización de sevoflurano para promover el despertar del ave, luego de uno a dos minutos de retirar el sevoflurano el ave retoma su conciencia.

- La recuperación post anestésica en aves, es un procedimiento que debe ser monitorizado. La administración de oxígeno, el posicionamientos del ave en una posición que facilite la respiración, un estímulo álgido doloroso, elevar la temperatura son maniobras que nos ayudan a promover el despertar el ave, para retirar el tubo debemos observar que el ave este completamente despierta.

Bibliografía

Aigé V, I. C. (2001). El dolor en los pequeños animales : bases neuroanatómicas , reconocimiento y tratamiento.

Benavides, G. F. (2005). *Manual de Clinica y Semiologuia Veterinaria .* Caldas : Centro editorial .

Cossio, M. L. (2013). *Semiología del Aparato Cardiovascular*. Obtenido de http://www.fvet.uba.ar/areas/semiologia/semiologia_cardiovascular.pdf

Cyndi Brown. (27 de 05 de 2007). *LaFerBerVet*. Obtenido de http://lafeber.com/vet/air-sac-cannula/

Dyce, K. (2007). *Anatomía Veterinaria .* Mexico: Madual MOderno .

Escobar, A. (2009). Some cardiopulmonary effects of sevoflurane in crested caracara (Caracara plancus). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia, 36*, 436-441.

Garcia, A. (1996). *fisiología Veterinaria.* España: McGRAW HILL INTERAMERICANA.

Gleed, R. D. (11 de 12 de 2003). *IVIS.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de Advances: http://docslide.us/documents/anestesia-inhalada-para-aves.html

Gunke, D. C. (2007). Avian and Reptile Anaesthesia and Analgesia. *AVA/ECVAA Meeting Leipzig 2007*.

Gunkel. (2005). Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. *Current techniques in avian anesthesia*, 263-276.

Gunkel, C. (2005). Current techniques in avian anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 263-276.

Iriarte, S. M. (2007). *RCCV.* Recuperado el 2015 de 08 de 16, de http://revistas.ucm.es/index.php/RCCV/article/viewFile/RCCV0707230438A/22705

kurt A., L. A. (2013). Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies. En *Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies.* (D. C. Mendoza, Trad., Primeria edecion ed., pág. 571). Mexico: El Manual Moderno.

Laredo. (2001). Anestesia inhalatoria : bases , drogas y equipamiento. *Consulta Difusa*, 69-83.

Lloréns J, F. J. (2009). *Ventilación Mecánica en anestesia y cuidados críticos.* Madrid: ARÁN.

López, R. A. (2015). I nductores de la anestesia y urgencias anestésicas en aves de compañía y silvestres. *Revista Veterinaria Argentina*, 1.

Machin, K. (2005). Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. *Avian Analgesia*, 236-242.

Machin, K. L. (2005). Avian Analgesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 236-242.

McIlhone A, B. N. (14 de 03 de 2014). *PUBMED.* Obtenido de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/24628924

McIlhone, N. J. (14 de 03 de 2014). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/vaa.12154/citedby

Mehener, A. (1969). *La Gallina .* Zaragoza - España: ACRIBIA.

Moral, T. d. (2014). Anestesia para cirugía de cataratas en psitácidas. *ARCOS*, 4.

Morcillo, S. (2010). Manejo anestésico de fauna.

MOUTINHO, I. I. (2010). *ESTUDO COMPARATIVO DOS ANESTÉSICOS SEVOFLURANO VS ISOFLURANO.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de https://www.repository.utl.pt/bitstream/10400.5/2264/1/Estudo%20comparativo%20dos%20anest%C3%A9sicos%20Sevoflurano%20vs%20Isoflurano%20em%20coelhos.pdf

Naganobu K, F. Y. (2004). Determination of the minimum anesthetic concentration and cardiovascular dose response for sevoflurane in chickens during controlled ventilation. *Veterinary Surger*, 102 - 105. Obtenido de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1532-950X.2000.00102.x/abstract

Naganobu, K. (2003). Sevoflurane anaesthesia in chickens during spontaneous and controlled ventilation. *The Veterinary record*, 45-48.

Plumb, D. C. (2006). *Manual de Farmacologuia Veterinaria .* Buenos Aires : INTERmedical .

Quandt, J. E. (2015). Sevoflurane Anesthesia in Psittacines. *American Association of Zoo Veterinarians* , 308-309.

Recuerda P, M. C. (2003). Bienestar Animal: experimentación, producción, compañía y zoológicos. En *Bienestar Animal.* Cordova: Copisterías Don Folio S.L.

TORRENTE, C. (2012). CÓMO UN PACIENTE COMÚN SE SE CONVIERTE EN UN PACENTE CUIDADOS INTENCIVOS. *AVEPA 2012 Formacion Continua*, (pág. 18). Barcelona.

Tranquilli W, J. C. (2007). *Veterinary Anesthesia and Analgesia.* USA: BlackWell publishing.

Veras, V. (2013). *BMC Veterinary Research.* Recuperado el 19 de 08 de 2015, de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3724746/pdf/1746-6148-9-142.pdf

virbac. (22 de 02 de 2015). Obtenido de virbac al dia: http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/avespdf

WANG, H.-C. (13 de 08 de 2003). *Wildlife Science.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de PUBMED: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3942950/pdf/jvms-75-1591.pdf

West G, D. H. (2014). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia,.* USA: blackbell.

Wiliam. (2008). *Manual de Anestesía Veterinaria.* Madrid: Elsevier.

Wilsom, J. A. (1989). *fundamentos de la ficiologuia animal .* España : Norirga Editoriales .

Zagaya, N. (2007). Training Day Avian and Reptile Anaesthesia and Analgesia. *Most*, 1-38.

Benavides, G. F. (2005). *Manual de Clinica y Semiologuia Veterinaria .* Caldas : Centro editorial .

Cossio, M. L. (2013). *Semiología del Aparato Cardiovascular*. Obtenido de http://www.fvet.uba.ar/areas/semiologia/semiologia_cardiovascular.pdf

Cyndi Brown. (27 de 05 de 2007). *LaFerBerVet*. Obtenido de http://lafeber.com/vet/air-sac-cannula/

Dyce, K. (2007). *Anatomía Veterinaria .* Mexico: Madual MOderno .

Escobar, A. (2009). Some cardiopulmonary effects of sevoflurane in crested caracara (Caracara plancus). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia, 36*, 436-441.

Garcia, A. (1996). *fisiología Veterinaria.* España: McGRAW HILL INTERAMERICANA.

Gleed, R. D. (11 de 12 de 2003). *IVIS.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de Advances: http://docslide.us/documents/anestesia-inhalada-para-aves.html

Gunke, D. C. (2007). Avian and Reptile Anaesthesia and Analgesia. *AVA/ECVAA Meeting Leipzig 2007*.

Gunkel, C. (2005). Current techniques in avian anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 263-276.

Iriarte, S. M. (2007). *RCCV.* Recuperado el 2015 de 08 de 16, de http://revistas.ucm.es/index.php/RCCV/article/viewFile/RCCV0707230438A/22705

kurt A., L. A. (2013). Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies. En *Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies.* (D. C. Mendoza, Trad., Primeria edecion ed., pág. 571). Mexico: El Manual Moderno.

Laredo. (2001). Anestesia inhalatoria : bases , drogas y equipamiento. *Consulta Difusa*, 69-83.

Lloréns J, F. J. (2009). *Ventilación Mecánica en anestesia y cuidados críticos.* Madrid: ARÁN.

López, R. A. (2015). I nductores de la anestesia y urgencias anestésicas en aves de compañía y silvestres. *Revista Veterinaria Argentina*, 1.

Machin, K. L. (2005). Avian Analgesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 236-242.

McIlhone A, B. N. (14 de 03 de 2014). *PUBMED.* Obtenido de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/24628924

McIlhone, N. J. (14 de 03 de 2014). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/vaa.12154/citedby

Mehener, A. (1969). *La Gallina .* Zaragoza - España: ACRIBIA.

Moral, T. d. (2014). Anestesia para cirugía de cataratas en psitácidas. *ARCOS*, 4.

MOUTINHO, I. I. (2010). *ESTUDO COMPARATIVO DOS ANESTÉSICOS SEVOFLURANO VS ISOFLURANO.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de https://www.repository.utl.pt/bitstream/10400.5/2264/1/Estudo%20comparativo%20dos%20anest%C3%A9sicos%20Sevoflurano%20vs%20Isoflurano%20em%20coelhos.pdf

Naganobu K, F. Y. (2004). Determination of the minimum anesthetic concentration and cardiovascular dose response for sevoflurane in chickens during controlled ventilation. *Veterinary Surger*, 102 - 105. Obtenido de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1532-950X.2000.00102.x/abstract

Naganobu, K. (2003). Sevoflurane anaesthesia in chickens during spontaneous and controlled ventilation. *The Veterinary record*, 45-48.

Plumb, D. C. (2006). *Manual de Farmacologuia Veterinaria .* Buenos Aires : INTERmedical .

Quandt, J. E. (2015). Sevoflurane Anesthesia in Psittacines. *American Association of Zoo Veterinarians* , 308-309.

Recuerda P, M. C. (2003). Bienestar Animal: experimentación, producción, compañía y zoológicos. En *Bienestar Animal.* Cordova: Copisterías Don Folio S.L.

TORRENTE, C. (2012). CÓMO UN PACIENTE COMÚN SE SE CONVIERTE EN UN PACENTE CUIDADOS INTENCIVOS. *AVEPA 2012 Formacion Continua*, (pág. 18). Barcelona.

Tranquilli W, J. C. (2007). *Veterinary Anesthesia and Analgesia.* USA: BlackWell publishing.

Veras, V. (2013). *BMC Veterinary Research.* Recuperado el 19 de 08 de 2015, de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3724746/pdf/1746-6148-9-142.pdf

virbac. (22 de 02 de 2015). Obtenido de virbac al dia: http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/avespdf

WANG, H.-C. (13 de 08 de 2003). *Wildlife Science.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de PUBMED: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3942950/pdf/jvms-75-1591.pdf

West G, D. H. (2014). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia,.* USA: blackbell.

Wiliam. (2008). *Manual de Anestesía Veterinaria.* Madrid: Elsevier.

Wilsom, J. A. (1989). *fundamentos de la ficiologuia animal .* España : Norirga Editoriales .

Zagaya, N. (2007). Training Day Avian and Reptile Anaesthesia and Analgesia. *Most*, 1-38.

Benavides, G. F. (2005). *Manual de Clinica y Semiologuia Veterinaria .* Caldas : Centro editorial .

Cyndi Brown. (27 de 05 de 2007). *LaFerBerVet*. Obtenido de http://lafeber.com/vet/air-sac-cannula/

Dyce, K. (2007). *Anatomía Veterinaria .* Mexico: Madual MOderno .

Facultad de Ciencias Veterinarias. (2013). *Semiología del Aparato Cardiovascular.* Obtenido de http://www.fvet.uba.ar/areas/semiologia/semiologia_cardiovascular.pdf

Gunke, D. C. (2007). Avian and Reptile Anaesthesia and Analgesia. *AVA/ECVAA Meeting Leipzig 2007*.

Iriarte, S. M. (2007). *RCCV.* Recuperado el 2015 de 08 de 16, de http://revistas.ucm.es/index.php/RCCV/article/viewFile/RCCV0707230438A/22705

kurt A. Grimm, L. A. (2013). Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies. En *Manual de anestésia y analgesia en pequeñas especies.* (D. C. Mendoza, Trad., Primeria edecion ed., pág. 571). Mexico: El Manual Moderno.

López, R. A. (2015). I nductores de la anestesia y urgencias anestésicas en aves de compañía y silvestres. *Revista Veterinaria Argentina*, 1.

Ludders, J. W. (11 de 12 de 2003). *IVIS.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de http://docslide.us/documents/anestesia-inhalada-para-aves.html

McIlhone A, B. N. (14 de 03 de 2014). *PUBMED.* Obtenido de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/24628924

McIlhone, N. J. (14 de 03 de 2014). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/vaa.12154/citedby

Moral, T. d. (2014). Anestesia para cirugía de cataratas en psitácidas. *ARCOS*, 4.

MOUTINHO, I. I. (2010). *ESTUDO COMPARATIVO DOS ANESTÉSICOS SEVOFLURANO VS ISOFLURANO.* Recuperado el 2015 de 08 de 05, de https://www.repository.utl.pt/bitstream/10400.5/2264/1/Estudo%20comparativo%20dos%20anest%C3%A9sicos%20Sevoflurano%20vs%20Isoflurano%20em%20coelhos.pdf

Naganobu K, F. Y. (2004). Determination of the minimum anesthetic concentration and cardiovascular dose response for sevoflurane in chickens during controlled ventilation. *Veterinary Surger*, 102 - 105. Obtenido de http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1532-950X.2000.00102.x/abstract

Plumb, D. C. (2006). *Manual de Farmacologuia Veterinaria .* Buenos Aires : INTERmedical .

Recuerda P, M. C. (2003). Bienestar Animal: experimentación, producción, compañía y zoológicos. En *Bienestar Animal.* Cordova: Copisterías Don Folio S.L.

TORRENTE, C. (2012). CÓMO UN PACIENTE COMÚN SE SE CONVIERTE EN UN PACENTE CUIDADOS INTENCIVOS. *AVEPA 2012 Formacion Continua*, (pág. 18). Barcelona.

Veras, V. (2013). *BMC Veterinary Research.* Recuperado el 19 de 08 de 2015, de http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3724746/pdf/1746-6148-9-142.pdf

virbac. (22 de 02 de 2015). Obtenido de virbac al dia: http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/avespdf

WANG, H.-C. (13 de 08 de 2003). *Wildlife Science.* Recuperado el 2015 de 08 de 10, de PUBMED: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3942950/pdf/jvms-75-1591.pdf

Wiliam. (2008). *Manual de Anestesía Veterinaria.* Madrid: Elsevier.

William J. Tranquilli, J. C. (2007). *Veterinary Anesthesia and Analgesia.* USA : BlackWell publishing.

Wilsom, J. A. (1989). *fundamentos de la ficiologuia animal .* España : Norirga Editoriales .

ANEXOS

Anexo 1. Hoja de monitorización anestésica

UNIVERSIDAD TECNICA DE AMBATO
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA
PLAN DE TESIS: "EVALUACION DEL SEVOFLURANO PARA MANTENIMIENTO ANESTÉSICO POR VÍA ENDOTRAQUEALCAUDALES EN POLLOS DE ENGORDE"
HOJA DE MONITORIZACION ANESTESICA

Ficha Anestesica					Ficha Anestésica Nª:
	Especie Gállidos gallus		Edad: 8 semanas	Peso kg	procedimiento:
Valoracion ASA:	**I**	**II**	**III**	**IV**	**V**	fecha:

VALORACION PRE ANESTESICA

ESTADO	DOLOR		Temperatura	Mucosas
Alerta		1) Sin dolor		
Tranquilo		2)Leve		
Deprimido		3) Moderado		
Exitado		4) Fuerte	F.C.	F.R.
Agresivo		5) Grave	lpm	rpm

	PRE ANESTECIA				**INDUCCION** hora:		
	Droga	dosis	via	sedacion lograda	Droga	Dosis	Via
1				Ninguna	SEVOFLURANO	8%	ENDOTRAQUEAL
2				Leve			
3				Moderada			DIRECTA A SACOS
4				Marcada			AEREOS

MANTENIMIENTO ANESTESICO CON SEVOFLURANO

Monitorización	**CAM%:**	5	10	15	20	25	30	OBSERACIONES	
	Frecuencia Cardiaca								recuperacion
	frecuencia Respiratoria								inmediata
	Saturacion de Oxigeno								1 min
	Frecuencia de Pulso								2 min
	Estimulo doloroso superficial								
	Estimulo doloroso profundo								5min
									otro:
	hora de finalizacion:								
	Observaciones posteriores								

Anexo 2. Frecuencia Cardíaca a los 5 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	261	263	253
T2	214	245	197
T3	250	211	245
T4	180	218	209

Anexo 3. Frecuencia Cardíaca a los 10 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	265	320	252
T2	218	246	234
T3	218	234	240
T4	182	232	200

Anexo 4. Frecuencia Cardíaca a los 15 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	255	300	245
T2	218	245	233
T3	218	234	240
T4	181	218	250

Anexo 5. Frecuencia Cardíaca a los 20 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	257	285	245
T2	216	226	249
T3	216	230	237
T4	173	218	203

Anexo 6. Frecuencia Cardíaca a los 25 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	252	290	249
T2	220	248	215
T3	203	240	237
T4	187	250	206

Anexo 7. Frecuencia Respiratoria a los 5 min.

TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	18	24	25
T2	26	28	13
T3	14	21	14
T4	19	15	11

Anexo 8. Frecuencia Respiratoria a los 10 min.

TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	28	25	24
T2	25	20	13
T3	14	22	25
T4	15	15	13

Anexo 9. Frecuencia Respiratoria a los 15 min.

TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	27	29	26
T2	24	24	14,0
T3	13	20	12
T4	13	14	13

Anexo 10. Frecuencia Respiratoria a los 20 min.

TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	27	29	25
T2	25	19	12
T3	15	14	14
T4	16	14	10

Anexo 11. Frecuencia Respiratoria a los 25 min.

TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	27	29	24
T2	24	22	14
T3	14	19	14
T4	21	19	11

Anexo 12. Saturación de oxígeno a los 5 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	98	88	90
T2	98	96	100
T3	100	90	94
T4	100	100	100

Anexo 13. Saturación de oxígeno a los 10 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	99	92	100
T2	95	99	99
T3	98	97	98
T4	100	99	98

Anexo 14. Saturación de oxígeno a los 15 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	99	97	99
T2	96	98	99
T3	95	98	100
T4	100	99	98

Anexo 15. Saturación de oxígeno a los 20 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	90	97	92
T2	92	99	100
T3	92	95	96
T4	99	99	100

Anexo 16. Saturación de oxígeno a los 25 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	90	97	95
T2	98	100	100
T3	98	97	92
T4	100	98	100

Anexo 17. Frecuencia de Pulso a los 5 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	260	260	257
T2	218	244	196
T3	250	209	245
T4	180	218	212

Anexo 18. Frecuencia de Pulso a los 10 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	260	300	225
T2	218	248	230
T3	211	232	240
T4	184	232	200

Anexo 19. Frecuencia de Pulso a los 15 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	248	298	232
T2	218	246	219
T3	211	230	300
T4	182	232	200

Anexo 20. Frecuencia de Pulso a los 20 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	258	290	252
T2	217	230	246
T3	216	224	236
T4	172	218	203

Anexo 21. Frecuencia de Pulso a los 25 min.

	REPETICIONES		
TRATAMIENTOS	1	2	3
T1	252	290	250
T2	218	248	215
T3	203	240	236
T4	180	250	202