

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO
DIVISIÓN DE CIENCIA BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL
**MANEJO DE LAS COMPLICACIONES ANESTÉSICAS DURANTE EL
PROCEDIMIENTO QUIRÚRGICO**

Prestador del servicio social:

Marcos Emiliano Camacho Luna

Matrícula: 2153062305

Asesor:



Interno: Dr. Juan José Pérez Rivero Cruz Y Celis

Núm. Económico: 34271

Lugar de realización:

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. Ubicado en Calz. del Hueso
1100, Coapa, Villa Quietud, Coyoacán, 04960 Ciudad de México, CDMX

Fecha de inicio y terminación: del 30 de mayo de 2022 al 30 de noviembre de 2022

INDICE

| | |
|------------------------------|----|
| RESUMEN | 3 |
| INTRODUCCIÓN | 3 |
| MARCO TEÓRICO | 5 |
| OBJETIVOS..... | 6 |
| MATERIAL Y MÉTODOS..... | 6 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 8 |
| CONCLUSIÓN | 17 |
| RECOMENDACIONES..... | 17 |
| BIBLIOGRAFÍA | 18 |

RESUMEN

Los animales para investigación biomédica han sido utilizados para perfeccionar y descubrir técnicas, desarrollo de nuevos productos y para entender procesos fisiológicos y patológicos. Las complicaciones y los resultados adversos son inevitables dentro de la práctica quirúrgica en la medicina veterinaria. En medicina humana se han utilizado listas de verificación de seguridad quirúrgica para reducir la mortalidad y morbilidad en personas que ingresan a cirugía, evitando las complicaciones quirúrgicas y mejorando las rutinas peri operativas. El objetivo fue identificar y cuantificar las complicaciones anestésicas que se presentan en la cirugía, además de establecer el tratamiento y control de dichas complicaciones para lograr disminuir la mortalidad en los pacientes que ingresen a cirugía. Culminando con el diseño de un algoritmo de manejo y plasmarlo en una infografía sobre el manejo de las complicaciones anestésicas para su colocación dentro del quirófano. En la etapa del prequirúrgico no se encontraron diferencias, probablemente a que es una etapa dentro del proceso quirúrgico que involucra poco tiempo, sin embargo, las principales complicaciones que se observaron fue la dificultad para realizar la intubación orotraqueal. En la etapa del transquirúrgico fue donde se encontraron más diferencias. El promedio de la frecuencia cardíaca osciló entre 105 ± 47 menores a las observadas en un conejo consciente. La temperatura corporal se mantuvo entre 37.5 ± 0.4 °C cuando se aplicaron medidas de soporte, comparado cuando no se contó con soporte donde se ubicó entre 33.9 ± 1.5 °C, muy por debajo de la temperatura adecuada. La frecuencia respiratoria, la saturación periférica de oxígeno y la presión sanguínea media no presentó diferencias significativas durante el transquirúrgico sin y con manejo ($p > 0.05$). El control de las complicaciones anestésicas hoy es de suma importancia dentro de los procedimientos quirúrgicos. El monitoreo debe de ser realizado y midiendo los parámetros en conjunto, mientras más preciso y frecuente se realice, mayor es la posibilidad de reconocer y resolver el problema en un lapso más corto. Esto nos ayuda a disminuir el riesgo de complicaciones anestésicas. Se puede concluir que si hay un buen control de las complicaciones anestésicas existe una menor probabilidad de que los parámetros fisiológicos del paciente se encuentren estables y que esté en un riesgo de muerte mayor durante la cirugía.

INTRODUCCIÓN

Los animales para investigación biomédica han sido utilizados para perfeccionar y descubrir técnicas, desarrollo de nuevos productos y para entender procesos fisiológicos y patológicos. Las complicaciones y los resultados adversos son inevitables dentro de la práctica quirúrgica en la veterinaria (tabla 1). La mortalidad en los procedimientos quirúrgicos de los conejos es muy elevada, comparada con perros y gatos, debido a la dificultad que presentan para ser anestesiados, por sus características anatómicas y fisiológicas (Brady & King, 2000; Pérez-Rivero & Rendón-Franco, 2014).

Tabla 1: El monitoreo de un animal, según las complicaciones que podría presentar, se presenta en la tabla 1 tomada de (Brady & King, 2000).

| Tiempo | Complicaciones | Monitoreo |
|----------|------------------------------|--|
| 0-1 hora | Insuficiencia respiratoria | Frecuencia y esfuerzo respiratorio, Oxímetro de pulso/gasometría arterial, Temperatura, Ritmo y frecuencia cardiaca, Electrocardiograma continuo, Calidad del pulso, Presión arterial, CVP, PCV, TS y glucosa, electrolitos, Estado ácido-base |
| | Complicaciones de extubación | |
| | Hipoventilación | |
| | Hipoxia | |
| | Hipovolemia | |
| | Hipotermia | |
| | Hipotensión | |
| | Dolor | |

Los procedimientos agresivos, tardados y con incisiones o resecciones extensas se asocian a una mayor nocicepción, un mayor tiempo de recuperación, un mayor estrés postoperatorio, así como un mayor riesgo de la muerte del animal (Bazzle & Brainard, 2015). El riesgo de muerte en pequeños animales es 10 veces mayor al riesgo de muerte relacionado a la anestesia en medicina humana (Brodbelt *et al.*, 2007).

En medicina humana se han utilizado listas de verificación de seguridad quirúrgica para reducir la mortalidad y morbilidad en personas que ingresan a cirugía, evitando las complicaciones quirúrgicas y mejorando las rutinas perioperatorias. Los estudios en personas han demostrado una reducción relativa del riesgo en mortalidad del 43% al 62% después de la implementación de una lista de verificación quirúrgica (Haynes *et al.*, 2009). En medicina veterinaria hay poca información sobre el uso de estas listas de verificación, sin embargo, Bergström en el 2016 realizó un estudio en un hospital de pequeñas especies demostrando la reducción de las complicaciones postoperatorias de un 17% a un 7% con la implementación de estas listas de verificación de seguridad quirúrgica.

En el Laboratorio de Cirugía Experimental de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco se utilizan conejos (*Oryctolagus cuniculus*) de Nueva Zelanda para realizar procedimientos quirúrgicos experimentales por los alumnos de medicina veterinaria y zootecnia, debido a que hay una alta mortalidad de estos animales dentro del quirófano, es necesario identificar las complicaciones que se pueden presentar antes y durante la cirugía, conocer los medios de monitoreo y sus parámetros fisiológicos para no poner en riesgo la vida de los pacientes. El objetivo de este estudio fue realizar un protocolo de control de las complicaciones quirúrgicas para lograr disminuir la mortalidad de los animales que ingresan a cirugía.

Los conejos son utilizados de manera rutinaria como sujetos de investigación *in vivo*. Su uso requiere de la administración rutinaria de agentes farmacológicos para su contención, para tener acceso vascular, cirugía y para su analgesia. Este animal es considerado como uno de los animales de laboratorio más difíciles de anestésiar, se atribuye a la alta sensibilidad del cerebro, hacia los anestésicos, para causar depresión respiratoria, a la facilidad con la que sufren de hipotermia debido a la proporción relativamente grande de superficie y a la dificultad para realizar la entubación orotraqueal (Lipman *et al.*, 1997; Sikoski *et al.*, 2007; Calassans-Maia *et al.*, 2009; Szabo *et al.*, 2016).

Dentro del Laboratorio de Cirugía Experimental de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, es el principal animal utilizado para realizar prácticas quirúrgicas en la licenciatura de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Estos conejos son sometidos a anestesia general balanceada (analgesia, hipnosis, relajación) para realizar procedimientos quirúrgicos largos, la mayor parte de ellos suelen sufrir complicaciones anestésicas, ocasionando la muerte del animal, esto debido a: la falta de capacitación, la falta de experiencia o familiaridad con los fármacos utilizados, errores en la dosificación y monitorización, además, la falta de un protocolo del manejo de las complicaciones que se puedan presentar antes y durante la cirugía.

MARCO TEÓRICO

En la investigación biomédica se han utilizado animales como modelos experimentales para perfeccionar y descubrir técnicas quirúrgicas, desarrollo de nuevos productos y para entender procesos fisiológicos y patológicos, entre los más comunes se encuentran: ratas, ratones y conejos. El conejo blanco de nueva Zelanda (*Oryctolagus cuniculus*) además de ser utilizado como modelo experimental en cirugías ortopédicas y cráneo maxilofacial, ha aumentado su popularidad como animal de compañía, lo cual significa un aumento en las visitas al médico veterinario. (Calassans-Maia *et al.*, 2009; Lee *et al.*, 2018).

El conejo es comúnmente anestesiado para realizar cirugía y algunos otros procedimientos invasivos (recorte dental, canalización, etc.). Las cirugías en estos animales tienden a tener mayores complicaciones que en la de perros y gatos, debido a la fisiología, anatomía específica y a los riesgos anestésicos de la especie (Szabo *et al.*, 2016; Lee *et al.*, 2018).

La mayoría de los anestésicos inhalados o inyectables producen la disminución sistemática del gasto cardíaco, la resistencia vascular o ambos, causando la baja de la presión sanguínea, y la disminución de las respuestas autorregulatorias compensatorias (Mazaferro & Wagner, 2001; Harvey *et al.*, 2012; Noel-Morgan & Muir, 2018). La hipotensión es la complicación anestésica más común, ocurre cuando la presión sistólica es inferior a 80 mm Hg y la PAM a 60 mm Hg, y puede comprometer la perfusión de órganos vitales como los riñones, el cerebro y el miocardio (Mazaferro & Wagner, 2001; Harvey *et al.*, 2012). Los animales que se encuentran anestesiados, además de la

hipotensión, pueden emerger de la anestesia, presentar dolor perioperatorio, sufrir hipoventilación, tener complicaciones de las vías respiratorias y sufrir un paro respiratorio, resultando en un arresto cardiaco (Noel-Morgan & Muir, 2018).

La hipovolemia es otra de las complicaciones presentes en el animal anestesiado, ya que reduce el retorno venoso, el CO₂ y la presión arterial, limitando la perfusión tisular, el DO₂ a los tejidos y conducir a shock vasodilatador, especialmente en animales que se encuentran enfermos, deprimidos, hipotérmicos o débiles (Noel- Morgan & Muir, 2018). La mayoría de los agentes anestésicos provocan depresión del mecanismo hipotalámico termorregulador, ocasionando que el animal sufra de hipotermia, esta, puede alterar el metabolismo de los anestésicos inyectables y reducir la CAM de los anestésicos inhalatorios, la temperatura rectal debe de monitorearse continuamente y en condiciones normales se encuentra en un rango de 38 – 40°C (Flaherty & Musk, 2005; Sikoski *et al.*, 2007; Vilcahuaman, 2018). Además de observarse un aumento de la recuperación del paciente, también se han observado alteraciones en las funciones hemostáticas como el deterioro de la función de las plaquetas en la coagulación de pacientes hipotérmicos (<37°C) (Shimokawa *et al.*, 2003). Cuando el animal está anestesiado los parámetros fisiológicos que deben monitorearse y mantenerse dentro de rango deben ser: frecuencia cardiaca y respiratoria, saturación de oxígeno, temperatura corporal, presión sanguínea, la concentración de dióxido de carbono en los gases espiratorios (Szabo *et al.*, 2016). A través de la historia clínica, un examen físico general y múltiples diagnósticos diferenciales, así como pruebas de sangre son ideales en el preoperatorio, pero el monitoreo constante favorece la supervivencia del animal anestesiado (Szabo *et al.*, 2016).

OBJETIVOS

- Identificar y cuantificar las complicaciones anestésicas que se presentan en la cirugía.
- Establecer el tratamiento y control de dichas complicaciones para lograr disminuir la mortalidad en los pacientes que ingresen a cirugía.
- Diseñar un algoritmo de manejo y plasmarlo en una infografía sobre el manejo de las complicaciones anestésicas para su colocación dentro del quirófano.

MATERIAL Y MÉTODOS

La propuesta del protocolo para el control de las complicaciones anestésicas se realizó en el laboratorio de Cirugía Experimental de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. Los conejos ingresados a cirugía fueron anestesiados con una combinación de acepromacina (0,5 mg/kg), ketamina (50 mg/kg), xilazina (5 mg/kg), con isoflurano (1-3%) para el mantenimiento y para la analgesia se utilizó tramadol (5 mg/kg).

Este trabajo se realizó a lo largo de 6 meses en 12 conejos y se dividió en 2 grupos. Se utilizaron 6 conejos para cada grupo; sin embargo, en los análisis estadísticos se

utilizaron los valores de 4 de ellos debido a que se presentaron muertes ajenas al manejo propuesto y previó al monitoreo establecido.

El primer grupo se destinó para evaluar las complicaciones que se presentaron en el proceso quirúrgico; en el prequirúrgico y en el transquirúrgico. El segundo grupo se destinó para evaluar el protocolo de control de las complicaciones anestésicas, en las mismas etapas del proceso quirúrgico.

Para determinar los errores durante el proceso quirúrgico se utilizó una lista de verificación de seguridad quirúrgica que se modificó a partir de la lista de verificación de la seguridad quirúrgica de la OMS (WHO, 2009) (fig. 3).

Con la información obtenida del monitoreo y de lo evaluado con la lista de verificación, se diseñó un algoritmo plasmado en una infografía que sirvió como guía para el manejo de las complicaciones anestésicas (fig. 4). Se hizo una tabla con los fármacos de emergencia en el cual se agregó dosis, vía de administración y su indicación terapéutica, con el fin de tener a la mano las dosis para el control de las emergencias (tabla 4).

Se realizó un monitoreo continuo donde se registraron los datos cada 5 minutos y al final de cada etapa se obtuvieron las medias. Para lo anterior los parámetros fisiológicos utilizados fueron: **Frecuencia cardiaca (FC), frecuencia respiratoria (Fr), temperatura corporal (Tmp, Presión arterial media (PAM), Saturación de oxígeno (SP02), tiempo de llenado capilar (Tllc) e integridad y coloración de las membranas mucosas (mm).**

Con la información obtenida del monitoreo se compararon los parámetros fisiológicos obtenidos del grupo 1 con el grupo 2. Los valores de Fc, Fr, Tmp, PAM y SP02; se calculó la media, la desviación estándar y se analizaron con el programa Sigma plot 12 utilizando el análisis paramétrico T-student, mientras que para el Tllc y mm se analizaron con el análisis no paramétrico Chi-cuadrada. Con una significancia de $P= 0.05$.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 2: Parámetros evaluados en conejos durante el prequirúrgico sin y con el manejo de las complicaciones.

| Parámetros fisiológicos | | |
|---|--------------------------|--------------------------|
| | Prequirúrgico sin manejo | Prequirúrgico con manejo |
| Frecuencia cardiaca (lpm) | 193 ± 51 | 221 ± 49 |
| Frecuencia respiratoria (rpm) | 111 ± 48 | 133 ± 53 |
| Temperatura (°C) | 38.3 ± 0.13 | 38.7 ± 0.70 |
| Saturación de oxígeno (%) | 97 ± 2 | 96 ± 5 |
| Presión arterial media (mm Hg) | 125 ± 16 | 123 ± 9 |
| Los valores para cada parámetro representan la media ± desviación estándar. Los valores con ** indican que hubo diferencia significativa con el análisis estadístico T-student $p > 0.05$. | | |

En la etapa del prequirúrgico no se encontraron diferencias, probablemente a que es una etapa dentro del proceso quirúrgico que involucra poco tiempo, sin embargo, las principales complicaciones que se observaron fue la dificultad para realizar la entubación orotraqueal, mucha manipulación de la lengua para realizar la entubación y mal posicionamiento del conejo; dando como resultado un mal soporte de oxigenoterapia y probablemente por esto algunos conejos durante el transquirúrgico presentaron paro cardiorrespiratorio. A estos conejos se les realizó el manejo descrito en el algoritmo de reanimación cardiopulmonar (fig. 5), en conjunto con la tabla de fármacos de emergencia (tabla 4) en total fueron 3 ciclos y debido a que no presentaban ningún signo vital se decidió no continuar con más ciclos.

Otro dato relevante observado es que los conejos se estresan con mucha facilidad esto se observó porque los conejos presentaban taquipnea (> 60 rpm), al ser conejos de bioterio estos no están acostumbrados al manejo o al contacto humano.

Stephens (2009) recomienda la entubación nasotraqueal como alternativa a la entubación orotraqueal, para evitar complicaciones como la dificultad para ingresar por la vía oral, trauma al tejido orofaríngeo y/o probable edema faríngeo. Buckey *et al* en el 2011 realizó un estudio en 15 conejos a los cuales se les realizó reanimación cardiopulmonar, 7 de ellos no fue posible entubarlos por lo que se les dio ventilación con mascarilla, al 71% de los conejos se observó regreso de la presión sanguínea y de la frecuencia de pulso, sugiriendo que la mascarilla es una buena alternativa para la entubación con profesionales no capacitados.

Los conejos que entraron en paro cardiorrespiratorio no se les dio ventilación con mascarilla, se trató de entubarlos de emergencia probablemente causando edema o interrumpiendo las compresiones simultaneas al querer posicionar mejor al paciente y es por ello por lo que no se observó retorno de la presión sanguínea y de la frecuencia de pulso. Boller & Fletcher en 2020 realizaron una actualización al RCP en pequeños animales y enfatizan que las compresiones torácicas deben ser ininterrumpidas, ya que se necesita de un tiempo significativo de compresiones continuas para generar la presión de perfusión coronaria máxima. Esta es un determinante crítico del flujo sanguíneo miocárdico y un valor de al menos 20 mm Hg es necesario para lograr un retorno de la presión sanguínea y de la frecuencia de pulso.

Tabla 3: Parámetros evaluados en conejos durante el transquirúrgico sin y con el manejo de las complicaciones.

| Parámetros fisiológicos | | |
|--|-----------------------------------|-----------------------------------|
| | Transquirúrgico sin manejo | Transquirúrgico con manejo |
| Frecuencia cardiaca (lpm) | 105 ± 47 ** | 201 ± 58 ** |
| Frecuencia respiratoria (rpm) | 27 ± 9 | 35 ± 5 |
| Temperatura (°C) | 33.9 ± 1.5 ** | 37.5 ± 0.4 ** |
| Saturación de oxígeno (%) | 96 ± 2 | 92 ± 4 |
| Presión arterial media (mmHg) | 72 ± 22 | 87 ± 23 |
| Los valores para cada parámetro representan la media ± desviación estándar. Los valores con ** indican que hubo diferencia significativa con el análisis estadístico T-student p<0.05. | | |

En la etapa del transquirúrgico fue donde se encontraron más diferencias. El promedio de la frecuencia cardiaca en el transquirúrgico sin manejo de las complicaciones fue significativamente menor, al igual que la temperatura y la presión sistólica ($p < 0.05$). Una correcta terapia de líquidos en conjunto con el mantenimiento de la temperatura corporal con medios físicos y un soporte de oxigenoterapia, en conejos que se entubaron de forma correcta, permitió que la frecuencia cardiaca se mantuviera en rangos adecuados y no bajara a rangos de emergencia.

La frecuencia cardiaca promedio en un conejo oscila entre 125 - 325 lpm, las frecuencias observadas en el transquirúrgico sin manejo (105 ± 47) estuvieron por debajo de los rangos normales.

Orr *et al* (2005) monitorearon conejos anestesiados obteniendo frecuencias cardiacas promedio de entre 120 ± 41 y 144 ± 32 lpm, estos conejos fueron anestesiados con

ketamina y medetomidina, por lo que se mantuvieron frecuencias relativamente bajas, debido al efecto de la medetomidina. No obstante, en el estudio realizado por Henke *et al* (2005) en conejos anestesiados con xilazina y ketamina se observaron frecuencias promedio de 203 ± 19 , similares a las observadas en el transquirúrgico con manejo.

La temperatura corporal en el transquirúrgico es algo difícil de mantener debido al tiempo prolongado dentro del quirófano, por lo que fue necesario utilizar varios métodos para lograr obtener o mantener la temperatura lo más cercana posible a rangos normales. Se utilizaron soluciones templadas a baño maría para irrigar los órganos del conejo cuando estos eran posicionados en la periferia de la incisión, se redujo el uso de antisépticos y el área de incisión, se colocaron mantas para evitar contacto directo con la mesa de quirófano y utilizaron cubiertas para las extremidades del conejo anestesiado.

Con todo esto fue posible mantener la temperatura en 37.5 ± 0.4 °C a diferencia de la temperatura sin manejo que se encontraba en 33.9 ± 1.5 °C, muy por debajo de la temperatura adecuada. Sikoski *et al* (2007) probaron distintos mecanismos para mantener la temperatura corporal de conejos anestesiados y evaluaron los cambios de temperatura corporal, los mecanismos con el cual se logró un mantenimiento adecuado de temperatura fueron el calentador de aire caliente y la manta humedecida con agua caliente. Los conejos mantuvieron temperaturas de entre 38.8 ± 0.22 y 39.0 ± 0.34 . Sin embargo, estos conejos estuvieron anestesiados durante 45 minutos, a comparación de los conejos utilizados en este estudio, el cuál estuvieron anestesiados aproximadamente durante 3hrs.

La frecuencia respiratoria, la saturación periférica de oxígeno y la presión sanguínea media no presentó diferencias significativas durante el transquirúrgico sin y con manejo ($p > 0.05$).

En este estudio los conejos mantuvieron una frecuencia respiratoria de 27 ± 9 en el transquirúrgico sin manejo y de 35 ± 5 rpm, de acuerdo a Zeeland y Schoemaker 2014 la frecuencia respiratoria normal en promedio de un conejo oscila en (30- 60 rpm), por lo que los conejos en este estudio se mantuvieron dentro de rangos normales y no hubo cambios bruscos en el ritmo ni en el patrón respiratorio, esto nos podría haber indicado excesiva o poca anestesia y mala calidad de las respiraciones podría indicarnos obstrucción de la vía aérea.

La presión sanguínea en los conejos anestesiados es algo muy difícil de monitorear debido a los errores que se presentaron en los equipos que se utilizaron, encontrar el mango adecuado y que lograra dar una medida constante durante todo el tiempo de monitoreo fueron algunos obstáculos que se presentaron. Sin embargo, fue posible percatarnos, en conjunto con la integridad de las membranas mucosas y el tiempo de llenado capilar, que el paciente se encontraba hipotenso por hipovolemia.

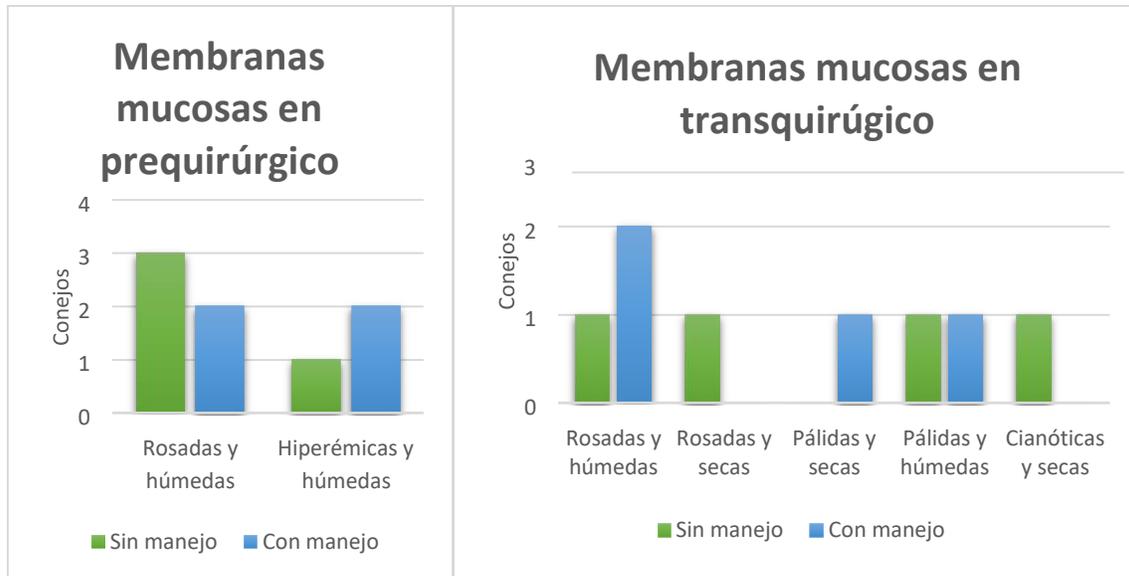


Figura 1: Integridad y coloración de las membranas mucosas de los conejos en prequirúrgico y transquirúrgico con y sin manejo de las complicaciones.

En cuanto a los resultados de la integridad de las membranas mucosas y el tiempo de llenado capilar en ambas etapas evaluadas con y sin manejo las diferencias no fueron significativas ($p = >0.05$), probablemente por el tamaño del grupo evaluado.

La integridad de las mucosas nos ayudó a conocer la circulación e hidratación de los conejos anestesiados. En el prequirúrgico sin y con manejo pudimos observar dos tipos de coloraciones, predominando las membranas rosadas y húmedas, esto nos puede orientar a que el conejo se encuentra hidratado y de cierta forma con una buena circulación. Un conejo con las membranas hiperémicas nos puede decir que son conejos con estrés y/o con temperatura elevada.

Durante el monitoreo en el transquirúrgico sin manejo, pudimos observar una membrana mucosa cianótica y seca, esto quiere decir que el conejo estaba presentando niveles bajos de oxígeno, debido a una mala ventilación por parte del anestesista. En el transquirúrgico con manejo no se presentó esa coloración y predominó la coloración rosada y húmeda.

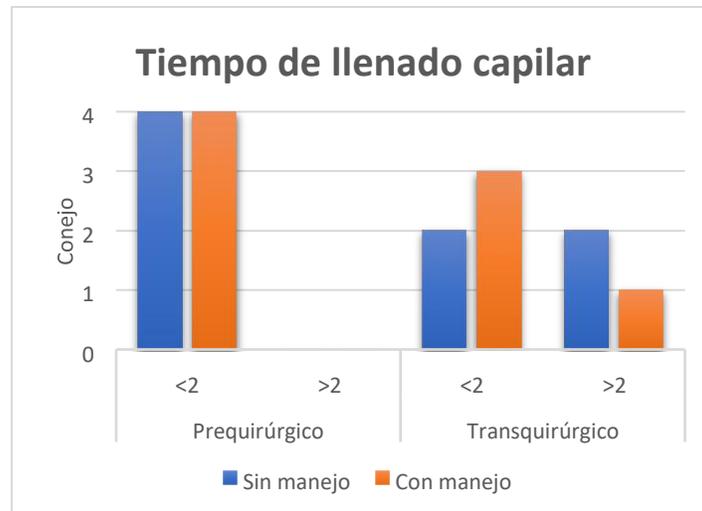


Figura 2: Tiempo de llenado capilar de los conejos en prequirúrgico y transquirúrgico con y sin manejo de las complicaciones.

El tiempo de llenado capilar (TLLC) permaneció dentro de rangos normales durante el prequirúrgico con y sin manejo, sin embargo, se observaron tiempos mayores de llenado capilar a 2 segundos con y sin manejo. Un tiempo prolongado de llenado capilar es resultado de una mala hidratación o vasoconstricción y puede ser causado por frío, shock, varias enfermedades cardiovasculares o anemia. De acuerdo con lo observado en este estudio se relacionó esa alteración con la temperatura y con las pérdidas que presentó durante el manejo delicado de tejidos. Este parámetro se observó en conjunto con la coloración e integridad de la membrana mucosa. Normalmente la determinación del TLLC se hace con tacto y vista por lo que suele ser muy imprecisa (Cugmas, 2018).

Chalifoux *et al* (2021) concluyeron en un estudio de perros hospitalizados sobre el tiempo de llenado capilar, que hacer presión durante 4 segundos en la membrana mucosa nos puede dar una aproximación del estado de hidratación y de la estabilidad hemodinámica del paciente.

Lista de verificación de la seguridad de la cirugía



| Antes de la inducción anestésica | Antes de la incisión cutánea | Antes de que el paciente salga del quirófano |
|---|--|---|
| <input type="checkbox"/> Se ha confirmado el paciente <ul style="list-style-type: none"> • Edad • Sexo • Peso del paciente • Tipo del procedimiento • Sitio de la Cirugía | <input type="checkbox"/> Paciente y procedimiento identificado por el cirujano, anestesista, primer ayudante e instrumentista | El anestesista confirma: |
| <input type="checkbox"/> Examen Físico general realizado | Cirujano / Primer ayudante: | <input type="checkbox"/> El término de la anestesia |
| <input type="checkbox"/> Sitio quirúrgico marcado | <input type="checkbox"/> ¿Cuáles serán los pasos críticos o no sistematizados? | <input type="checkbox"/> Las constantes del paciente al final del procedimiento |
| <input type="checkbox"/> Máquinas y equipos de anestesia comprobados | <input type="checkbox"/> Antisepsia adecuada | <input type="checkbox"/> Las maniobras para restablecer las constantes del paciente en caso de que estén fuera de rango |
| <input type="checkbox"/> Material y equipo preparado, para el rasurado y limpieza del paciente. | Anestesista: | El equipo quirúrgico confirma: |
| <input type="checkbox"/> Aparatos para el monitoreo del paciente revisados y funcionales | <input type="checkbox"/> ¿Presenta el paciente algún problema específico? | <input type="checkbox"/> El nombre del procedimiento |
| <input type="checkbox"/> Canalizado y preparado para su medicación | <input type="checkbox"/> Medicaciones y equipo de emergencia preparadas | <input type="checkbox"/> El recuento de instrumentos, gasas y agujas |
| <input type="checkbox"/> Medicación anestésica y analgésica comprobada | <input type="checkbox"/> Riesgo de desintubación/ equipo preparado para su asistencia inmediata | <input type="checkbox"/> El etiquetado de las muestras |
| <input type="checkbox"/> Fluidoterapia calculada y revisada | <input type="checkbox"/> Protección corneal | <input type="checkbox"/> Si hay problemas que resolver relacionados con el instrumental y los equipos |
| El paciente tiene la vía aérea de difícil acceso | <input type="checkbox"/> Canalización viable/ riesgo de descanalizarse medidas para su resolución | |
| <input type="checkbox"/> NO | Instrumentista: | |
| <input type="checkbox"/> SI / HAY EQUIPO PARA SU ASISTENCIA DISPONIBLE | <input type="checkbox"/> ¿Se ha confirmado la esterilidad del instrumental? | |
| <input type="checkbox"/> Sonda endotraqueal medida y comprobada | <input type="checkbox"/> ¿Hay dudas o problemas relacionados con el instrumental y los equipos? | |
| | <input type="checkbox"/> ¿Hay material extra en caso de necesitar? | |

Figura 3: Lista de verificación modificada y creada a partir de la Lista de verificación de seguridad quirúrgica de la OMS (WHO, 2009).

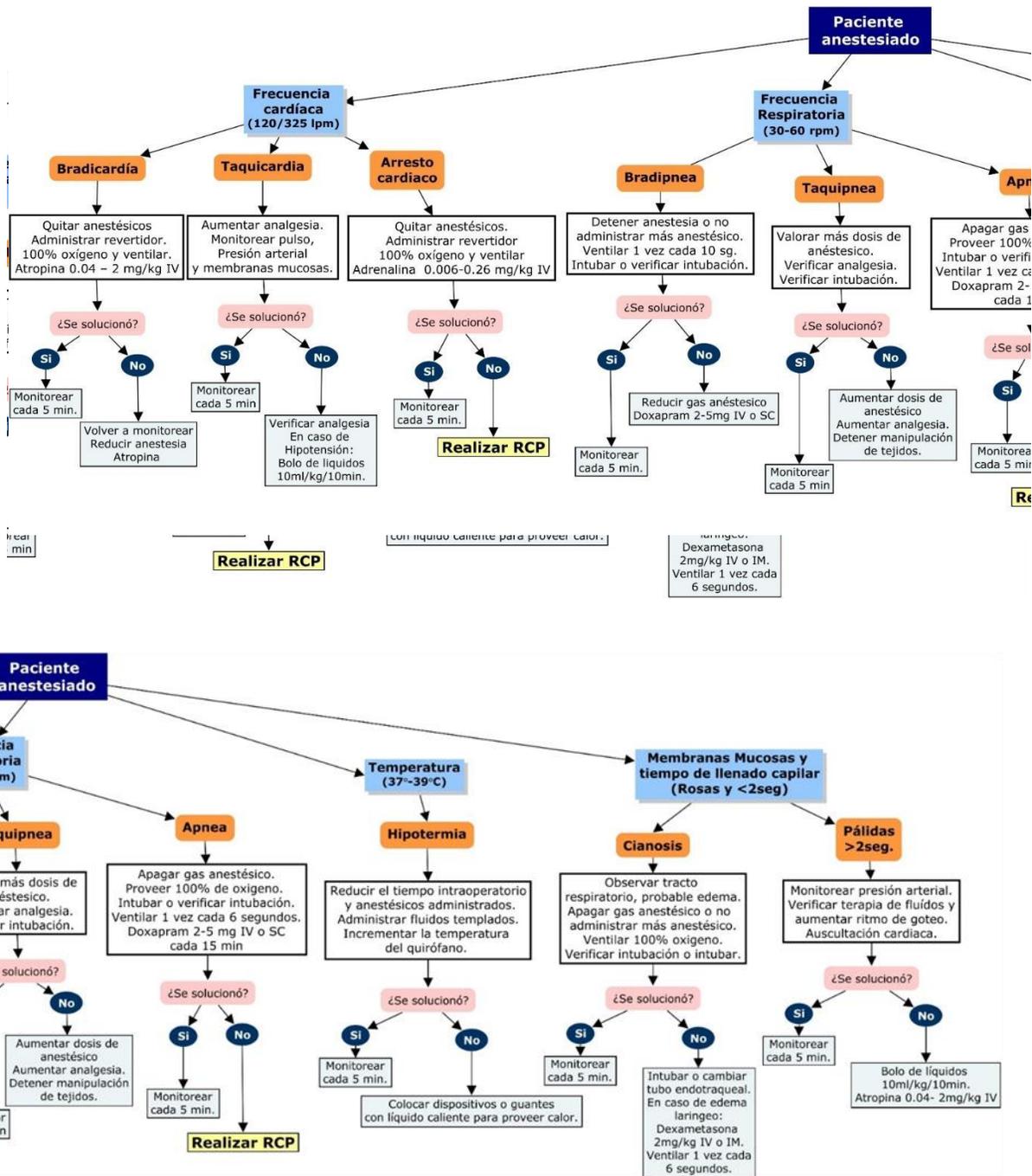


Figura 4: infografía para el manejo de las complicaciones anestésicas

Algoritmo de reanimación cardiopulmonar (RCP) para prácticas sin desfibrilador

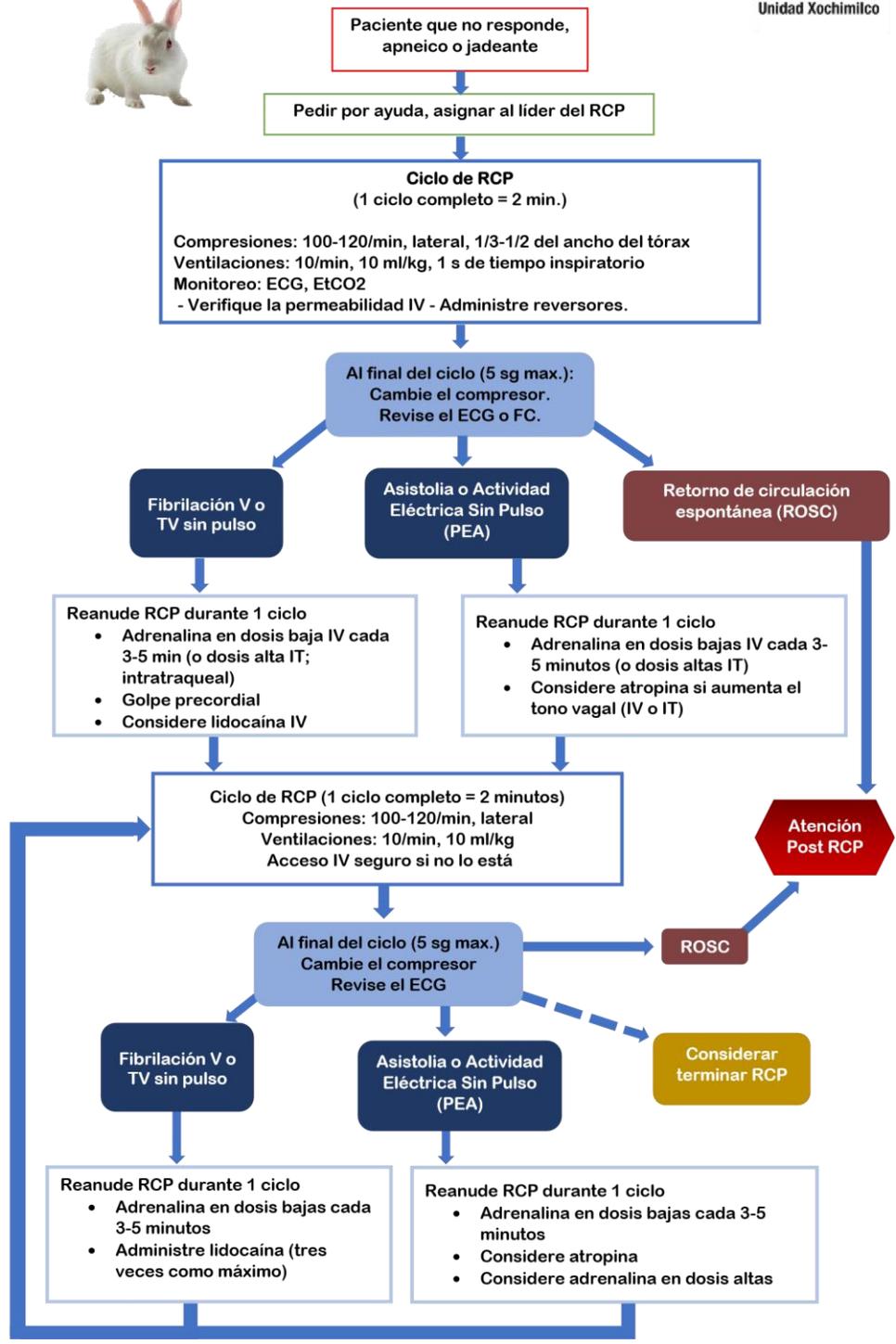


Figura 5: Algoritmo de reanimación cardiopulmonar para prácticas sin desfibrilador. (modificado de FLETCHER ET AL 2012)

Tabla 4: fármacos de emergencia, dosis e indicación. (Plumb, 2018; Carpenter, 2018; Zeeland, 2014).

| Fármaco | Dosis | Indicación |
|---------------------|------------------------------|--|
| Adrenalina | 0.2 mg/kg IV | Arresto cardíaco. |
| Atipamezol | 1 mcg/kg SC, IV o IP | Revertir los efectos sedantes y analgésicos de los α_2 -agonista. |
| Atropina | 0,02-0.04 mg/kg IV | Tratamiento de la bradicardia. |
| Dexametasona | 2 mg/kg IM, IV | Edema laríngeo. |
| Doxapram | 2-5 mg/kg IV, SC (q 15 min.) | Estimulante respiratorio. |
| Furosemida | 0.3 – 5 mg/kg IV, SC, IM | Tratamiento para el edema pulmonar. |
| Lidocaína | 1-2 mg/kg IV (bolo) | Arritmia cardíaca (taquicardia). |

CONCLUSIÓN

El control de las complicaciones anestésicas hoy es de suma importancia dentro de los procedimientos quirúrgicos, a pesar de que son animales de bioterio criados en ambientes controlados y estériles como no están exentos de presentar problemas durante la anestesia. Dentro de las principales causas de las complicaciones anestésicas que pudimos observar fueron: tiempos muy largos de cirugía, la falta de entrenamiento del alumnado en cuestión de monitoreo, la falta de pruebas de laboratorio que nos orienten conocer la salud general de los conejos, la ausencia de equipos de monitoreo que nos permiten mantener estable al paciente o conocer las variaciones en sus parámetros fisiológicos y la variabilidad en el efecto de los fármacos dependiendo de la respuesta individual de cada paciente.

El monitoreo debe de ser realizado midiendo los parámetros en conjunto, mientras más preciso y frecuente se realice, mayor es la posibilidad de reconocer y resolver el problema en un lapso más corto. Esto nos ayuda a disminuir el riesgo de complicaciones anestésicas.

Se puede concluir que si hay un buen control de las complicaciones anestésicas existe una menor probabilidad de que los parámetros fisiológicos del paciente se encuentren en estables y que esté en un riesgo de muerte mayor durante la cirugía. Se recomienda disminuir en gran manera el tiempo durante el pre y transquirúrgico. Tener a la mano todo lo necesario para poder actuar a tiempo ante cualquier complicación y mayor tiempo de entrenamiento en simuladores, antes de practicar en animales vivos para que el paciente esté libre de dolor y sea un procedimiento rápido y exitoso.

RECOMENDACIONES

Desarrollar nuevas técnicas de mantenimiento de la anestesia, agregando las mascarillas supraglóticas o la entubación por la vía nasotraqueal como alternativa para la entubación orotraqueal.

BIBLIOGRAFÍA

1. Bazzle, L. J., & Brainard, B. M. (2015). Postoperative hemostasis monitoring and management. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 45(5), 995-1011.
2. Boller, M., & Fletcher, D. J. (2020). Update on cardiopulmonary resuscitation in small animals. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 50(6), 1183-1202.
3. Brady, C. A., & King, L. G. (2000). Postoperative Management of the Emergency Surgery Small Animal Patient. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 30(3), 681–698. doi:10.1016/s0195- 5616(00)50046-1
4. Brodbelt, D. C., Pfeiffer, D. U., Young, L. E., & Wood, J. L. N. (2007). Risk factors for anaesthetic-related death in cats: results from the confidential enquiry into perioperative small animal fatalities (CEPSAF). *British Journal of Anaesthesia*, 99(5), 617-623.
5. Buckley, G. J., DeCubellis, J., Sharp, C. R., & Rozanski, E. A. (2011). Cardiopulmonary resuscitation in hospitalized rabbits: 15 cases. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 20(1), 46-50.
6. Calasans-Maia, M. D., Monteiro, M. L., Áscoli, F. O., & Granjeiro, J. M. (2009). The rabbit as an animal model for experimental surgery. *Acta cirurgica brasileira*, 24, 325-328.
7. Carpenter, J. W., & Marion, C. J. (2018). *Exotic Animal Formulary* (4th ed.) Saunders, 537-538.
8. Chalifoux, N. V., Spielvogel, C. F., Stefanovski, D., & Silverstein, D. C. (2021). Standardized capillary refill time and relation to clinical parameters in hospitalized dogs. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 31(5), 585-594.
9. Cugmas B, Spigulis J. Challenges in Automated Estimation of Capillary Refill Time in Dogs. In: Proceedings of SPIE 10501; 2018: San Francisco, USA, 1050117.
10. Flaherty, D., & Musk, G. (2005). Anaesthetic monitoring equipment for small animals. *In Practice*, 27(10), 512-521.
11. Fletcher, D. J., Boller, M., Brainard, B. M., Haskins, S. C., Hopper, K., McMichael, M. A., ... & Smarick, S. D. (2012). RECOVER evidence and knowledge gap analysis on veterinary CPR. Part 7: Clinical guidelines. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 22(s1), S102-S131.
12. Haynes, A. B., Weiser, T. G., Berry, W. R., Lipsitz, S. R., Breizat, A. H. S., Dellinger, E. P., ... & Gawande, A. A. (2009). A surgical safety checklist to reduce morbidity and mortality in a global population. *New England journal of medicine*, 360(5), 491-499.
13. Harvey, L., Knowles, T., & Murison, P. J. (2012). Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Veterinary anaesthesia and analgesia*, 39(2), 174-184.
14. Henke, J., Astner, S., Brill, T., Eissner, B., Busch, R., & Erhardt, W. (2005). Comparative study of three intramuscular anaesthetic combinations (medetomidine/ketamine, medetomidine/fentanyl/midazolam and xylazine/ketamine) in rabbits. *Veterinary anaesthesia and analgesia*, 32(5), 261-270.

15. Lee, H. W., Machin, H., & Adami, C. (2018). Peri-anaesthetic mortality and nonfatal gastrointestinal complications in pet rabbits: a retrospective study on 210 cases. *Veterinary anaesthesia and analgesia*, 45(4), 520-528.
16. Lipman, N. S., Marini, R. P., & Flecknell, P. A. (1997). Anesthesia and analgesia in rabbits. *Anesthesia and analgesia in laboratory animals*, 205- 232.
17. Mazzaferro, E., & Wagner, A. E. (2001). Hypotension during anesthesia in dogs and cats: recognition, causes, and treatment. *Compendium*, 23(8), 728- 737.10
18. Noel-Morgan, J., & Muir, W. W. (2018). Anesthesia-associated relative hypovolemia: mechanisms, monitoring, and treatment considerations. *Frontiers in veterinary science*, 5, 53.
19. Pérez-Rivero, J. J., & Rendón-Franco, E. (2014). Evaluación cardiorrespiratoria de conejos (*Oryctolagus cuniculus*) anestesiados con una combinación de tramadol, acepromacina, xilazina y ketamina. *Archivos de medicina veterinaria*, 46(1), 145-149.
20. Plumb, D.C. (2018) Plumb's veterinary drug handbook. (9th edn) Pharma Vet Inc, 128, 135.
21. Shimokawa, M., Kitaguchi, K., Kawaguchi, M., Sakamoto, T., Kakimoto, M., & Furuya, H. (2003). The influence of induced hypothermia for hemostatic function on temperature-adjusted measurements in rabbits. *Anesthesia & Analgesia*, 96(4), 1209-1213.
22. Sikoski, P., Young, R. W., & Lockard, M. (2007). Comparison of heating devices for maintaining body temperature in anesthetized laboratory rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 46(3), 61-63.
23. Stephens DeValle, J. M. (2009). Successful management of rabbit anesthesia through the use of nasotracheal intubation. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 48(2), 166-170.
24. Szabo, Z., Bradley, K., & Cahalane, A. K. (2016). Rabbit soft tissue surgery. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, 19(1), 159-188.
25. Vilcahuamán Bernaola, G. (2018). Monitoreo anestésico en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) con un protocolo de acepromazina, propofol y tramadol.
26. WHO Patient Safety & World Health Organization. (2009). Manual de aplicación lista OMS de verificación de la seguridad de la cirugía 2009: la cirugía segura salva vidas. Organización Mundial de la Salud.
<https://apps.who.int/iris/handle/10665/44233>
27. Zeeland, Y. V., & Schoemaker, N. (2014). Current anaesthetic considerations and techniques in rabbits. Part II: Induction, maintenance and the postanaesthetic period. *European Journal of Companion Animal Practice*, 24(4), 3145.