

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

EVALUACIÓN DE DIFERENTES PROTOCOLOS ANESTÉSICOS PARA
PERIQUITO AUSTRALIANO (*Melopsittacus undulatus*)
TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRA EN CIENCIAS
AGROPECUARIAS

PRESENTE

MVZ. Georgina Cruz Gutiérrez

CÓMITE TUTORIAL

DIRECTOR

Dr. Juan José Pérez Rivero Cruz y Celis

CODIRECTOR

Dr. José Antonio Herrera Barragán

ASESORA

Dra. Marcela Vergara Onofre

COMITÉ TUTORAL

DIRECTOR

Dr. Juan José Pérez Rivero Cruz y Celis

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA,
Profesor Investigador Titular "C"

CO-DIRECTOR

Dr. José Antonio Herrera Barragán

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA,
Profesor Investigador Titular "C"

ASESORA

Dra. Marcela Vergara Onofre

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA,
Profesor Investigador Titular "C"

La Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco, pertenece al Padrón Nacional de Posgrados de Excelencia del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONAHCYT).

El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONAHCYT) otorgó una beca a la estudiante del posgrado de la Maestría en Ciencias Agropecuarias Georgina Cruz Gutiérrez con número CVU-CONAHCYT: 1143779

Jurado designado por la Comisión académica de la Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana para la tesis titulada: **“EVALUACIÓN DE DIFERENTES PROTOCOLOS ANESTÉSICOS PARA PERIQUITO AUSTRALIANO (*Melopsittacus undulatus*).”**. Que presentó:

MVZ. Georgina Cruz Gutiérrez

JURADO DEL EXAMEN

PRESIDENTE

Dr. Gary García Espinosa

Universidad Nacional Autónoma de México, FMVZ, Departamento de Medicina y Zootecnia de Aves
Profesor Investigador Titular “B”

SECRETARIO

Dr. Alejandro Ávalos Rodríguez

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA,
Profesor Investigador Titular “C”

VOCAL

Dra. Marcela Vergara Onofre

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA,
Profesor Investigador Titular “C”

Agradecimientos

Al **Dr. Juan José Pérez Rivero Cruz y Celis**, por haberme tenido la confianza, por guiarme y brindarme su tiempo, conocimientos, apoyo incondicional, por su alegría y humor y sobre todo su amistad. Mil gracias por todo.

Al **Dr. José Antonio Herrera Barragán**, por haberme guiado, por su apoyo, su confianza, su asesoría y por transmitirme sus conocimientos y el amor hacia las aves y su amistad. Mil gracias por todo.

A la **Dra. Marcela Vergara Onofre**, por su asesoría y guía, ayuda y tiempo, por su transmisión de conocimiento, por su amistad y su confianza en mí e impulsarme en este camino tanto como asesora como coordinadora. Mil gracias por todo.

Los tres tienen un lugar especial en mi corazón y vida.

A la **Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco**, por brindarme la oportunidad de continuar con mis aspiraciones educativas.

Al **Laboratorio de Cirugía experimental**, por permitirme el acceso a sus instalaciones y aportación del material requerido para el cumplimiento de este Proyecto.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONAHCYT)**, por haberme otorgado la beca para poder realizar el estudio de posgrado.

Dedicatoria

A mi mamá, estás presente en mi corazón y mente, tú me enseñaste a ser perseverante, responsable, honesta y a luchar. A mis abuelos, por siempre cuidarme y ser mis otros papás. Me hacen falta, pero nunca los olvidaré. Gracias por todo, los amo.

A mi papá, por hacer tu mejor esfuerzo y estar ahí. Te amo.

A Martha y Victor, porque siempre han estado a mi lado en las buenas y en las malas, por ser mis pilares y mi vida, gracias por depositar su confianza en mí, por su comprensión y apoyo, por impulsarme a ser una mejor persona. Los amo.

A Sócrates, Dasha, Kara, Thyra, Zena, Owen y Xoco, gracias por ayudarme a elegir este camino, por su amor y alegría, por ser mi luz en los momentos de oscuridad y por ser el motivo de despertar cada mañana. Los amo.

Índice

Resumen	15
Abstract	15
1. Introducción	16
2. Marco de referencia	17
2.1 Biodiversidad mundial de los psitácidos	17
i. Psitácidos	17
ii. Especies psitácidas en México.....	19
2.2 Posesión de psitácidos en cautiverio	26
2.3 Periquito australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	27
2.4 Atención veterinaria de psitácidos bajo cuidado humano	28
i. Sistema respiratorio aviar	29
ii. Fosas nasales, laringe y siringe	29
iii. Tráquea.....	30
iv. Diafragma	30
v. Sacos aéreos	30
vi. Pulmones.....	31
vii. Intercambio gaseoso.....	32
2.5 Uso de anestesia en las aves.....	33
2.6 Marco legal para el manejo de anestesia	34
3. Marco teórico	37
3.1 Introducción	37
3.2 Protocolos anestésicos en aves	37
i. Valoración preanestésica.....	39
ii. Examen físico.....	39
iii. Auscultación	41
iv. Exámenes complementarios.....	41
v. Premedicación anestésica	45
vi. Inducción de la anestesia.....	46
vii. Mantenimiento de la anestesia	46

viii.	Recuperación de la anestesia.....	46
3.3	Sistemas que intervienen en la anestesia general	46
i.	Sistema nervioso.....	47
ii.	Sistema pulmonar	49
iii.	Componentes de la ventilación.....	49
iv.	Componentes del intercambio de gases.....	52
v.	Sistema cardiovascular	54
3.4	Farmacología empleada en los protocolos anestésicos	56
i.	Sedación y relajación	56
a)	α -2 agonistas.....	57
b)	Antagonistas.....	59
ii.	Anestésicos disociativos	59
iii.	Anestésicos inhalatorios.....	60
3.5	Monitorización	62
i.	Reflejos.....	62
ii.	Dolor.....	62
iii.	Temperatura.....	62
iv.	Respiración.....	63
v.	Oxigenación y pulsioximetría.....	63
vi.	Frecuencia cardíaca y electrocardiografía.....	63
3.6	Complicaciones anestésicas en las aves	63
i.	Regurgitación	64
ii.	Hipoventilación.....	64
iii.	Obstrucción de la vía aérea	65
iv.	Hipotensión.....	65
v.	Hipotermia	65
vi.	Daño ocular	66
vii.	Paro cardiorespiratorio	66
viii.	Apnea.....	66
ix.	Hipercapnia.....	66
x.	Hipoxemia.....	66
4.	Justificación	67
5.	Pregunta de investigación	67

6. Objetivos	67
General.....	67
Específicos.....	67
7. Hipótesis	67
8. Material y métodos	68
8.1 Sitio de trabajo	68
8.2 Ejemplares.....	68
8.3 Bienestar animal	68
8.4 Diseño experimental.....	69
8.5 Fármacos utilizados.....	69
i. Isoflurano (Sofloran ® Vet).....	69
ii. Clorhidrato de ketamina (Clorkétam 1000®).....	70
iii. Clorhidrato de xilazina (Procin®).....	71
iv. Dexmedetomidina (Dexdomitor ®)	72
v. Atipamezol (Antisedan ®)	73
8.6 Valoración pre anestésica.....	73
i. Observación física mediante observación directa	73
ii. Registro de datos del paciente	73
iii. Registro de parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica	74
8.7 Protocolos.....	74
i. Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno)	74
ii. Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno).....	76
iii. Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno).....	78
iv. Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)	79
v. Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno).....	79
8.8 Monitorización de parámetros fisiológicos.....	80
i. Frecuencia cardíaca (FC)	80
ii. Frecuencia respiratoria (FR)	81
iii. Saturación parcial de oxígeno (SpO ₂).....	82
iv. Temperatura (T)	82
v. Profundidad anestésica (Reflejos y vocalizaciones).....	83
vi. Trazo electrocardiográfico (ECG).....	83

8.9	Análisis estadístico	84
9.	Resultados	89
9.1	Etapa pre anestésica	89
9.2	Protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno (IO)	90
i.	Etapa pre anestésica	90
ii.	Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica.....	91
9.3	Protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno (KXO)	95
i.	Etapa pre anestésica	95
ii.	Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica.....	96
9.4	Protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno (DIO)	99
i.	Etapa preanestésica	99
ii.	Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica.....	100
9.5	Protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno (DKO).....	103
i.	Etapa pre anestésica	103
ii.	Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica.....	104
9.6	Protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno (DKAO)	107
i.	Etapa preanestésica	107
ii.	Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica.....	108
9.7	Análisis entre protocolos anestésicos	112
i.	Frecuencia cardíaca (FC)	112
ii.	Frecuencia respiratoria (FR)	115
iii.	Saturación parcial de oxígeno (SpO ₂).....	118
iv.	Temperatura (T)	120
v.	Electrocardiograma (ECG).....	122
vi.	Profundidad anestésica	124
10.	Discusión	126
11.	Conclusión	135
12.	Bibliografía	136

Índice de figuras, cuadros, tablas, gráficas y fotografías

Figura 1. Taxonomía de los psitácidos (Cárcoba, 2019; Ksepka et al., 2011).	18
Figura 2. Aparato respiratorio de los psitácidos (Ritchie et al., 1994).	33
Figura 3. Sistema respiratorio de un loro (Longley, 2008).	51
Figura 4. Diagramas de dirección del flujo de gas en el sistema pulmonar aviar correspondiente a inspiración (a) y expiración (b) (Ludders, 2008).	54
Figura 5. ECG de una paloma donde se aprecia la derivada II (Ludders, 2008).	55
Figura 6. Etapas del diseño experimental del proyecto de Evaluación de diferentes protocolos anestésicos para periquito australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>).	69
Figura 7. SOFLORAN® VET (ISOFLURANO) PISA AGROPECUARIA, México. Anestésico inhalado con la que se realizará la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 1 (IO: Isoflurano, Oxígeno).	70
Figura 8. CLORKÉTAM 1000® (KETAMINA) VETOQUINOL, México. Anestésico inyectable con la que se realizará la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 2 (KX: Ketamina, Xilazina).	71
Figura 9. PROCIN® (XILAZINA) PISA AGROPECUARIA, México. Preanestésico, analgésico, sedante y relajante muscular que se utilizará en combinación con Clorhidrato de ketamina para generar la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 2 (KXO) y el protocolo anestésico 4 (DKO).	72
Figura 10. DEXDOMITOR® (DEXMEDETOMIDINA) ZOETIS, México. Sedante y analgésico no narcótico que se utilizará previo a la aplicación de ketamina en los protocolos anestésicos 3 (DIO), 4 (DKO) y 5 (DKAO).	72
Figura 11. ANTISEDAN® (ATIPAMEZOL) ZOETIS, México. Receptor antagonista selectivo adrenérgico α -2 que será administrado después de la ketamina en el protocolo anestésico 5 (DKAO: Dexmedetomidina, Ketamina, Atipamezol y Oxígeno).	73
Figura 12. Caratula de la hoja de evaluación anestésica donde se registrarán los datos obtenidos de cada ejemplar.	74
Cuadro 1. Lista de especies en riesgo en México de la familia de los Psittacidae de acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010 Y CITES.	20
Cuadro 2. Especies psitácidas registradas en cautiverio (Gómez et al., 2005; Buenrostro et al., 2021).	26
Cuadro 3. Clasificación de residuos peligrosos biológico-infecciosos y envasado de estos (NOM-087-ECOL-SSA1-2002).	35
Cuadro 4. Descripción de las características de la anestesia general (Penna y Gutiérrez, 2017).	38
Cuadro 5. Clasificación de Guedel para la evaluación de la profundidad anestésica (Muñoz et al., 2019).	38
Cuadro 6. Evaluación de las estructuras en el examen físico invasivo (Maldonado et al., 2008).	40

Cuadro 7. Clasificación ASA del paciente (López y Torres, 2017).....	41
Cuadro 8. Valores de referencia de parámetros hematológicos en algunas especies de aves (Gálvez et al., 2009; Zotti et al., 2021).....	43
Cuadro 9. Valores de referencia de parámetros bioquímicos en periquito australiano (Melopsittacus undulatus) (Maldonado et al., 2008).....	44
Cuadro 10. Descripción del Sistema Nervioso (Thurmon et al., 2003).....	47
Cuadro 11. Dosis de fármacos recomendados para el uso en aves.....	61

Tabla 1. Ejemplo de tabla donde se registran todos los valores registrados en la hoja de evaluación anestésica.....	86
Tabla 2. Parámetros fisiológicos en estado basal de las aves.....	89
Tabla 3. Profundidad anestésica (PA) en la valoración pre anestésica en estado basal. .	89
Tabla 4. Valores de los intervalos PR, P, QRS, T, QT y FC de los electrocardiogramas registrados en periquito australiano (Melopsittacus undulatus) en estado basal.....	90
Tabla 5. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	92
Tabla 6. Prueba Tukey para la frecuencia respiratoria (FR) del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	93
Tabla 7. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	93
Tabla 8. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	94
Tabla 9. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	95
Tabla 10. Medianas y rango intercuartílico de las constantes fisiológicas y su error estándar del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.....	97
Tabla 11. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.....	97
Tabla 12. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.....	98
Tabla 13. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.....	99
Tabla 14. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.....	101
Tabla 15. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.....	102
Tabla 16. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.....	102
Tabla 17. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.....	103
Tabla 18. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.....	105
Tabla 19. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.....	106

Tabla 20. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.....	106
Tabla 21. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina, y oxígeno.....	107
Tabla 22. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.....	109
Tabla 23. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.....	110
Tabla 24. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.....	110
Tabla 25. Medianas y rango intercuartílico para los intervalos del ECG para el protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.....	111
Tabla 26. Frecuencia cardíaca (FC) entre los protocolos anestésicos.....	112
Tabla 27. Prueba de Tukey para la frecuencia cardíaca (FC) entre protocolos anestésicos.....	113
Tabla 28. Frecuencia respiratoria (FR) entre los protocolos anestésicos.....	115
Tabla 29. Prueba de Tukey para la frecuencia respiratoria (FR) entre protocolos anestésicos.....	116
Tabla 30. Saturación parcial de oxígeno (SpO ₂) entre los protocolos anestésicos.....	118
Tabla 31. Temperatura (T) entre los protocolos anestésicos.....	120
Tabla 32. Electrocardiograma (ECG) entre los protocolos anestésicos.....	122
Tabla 33. Profundidad anestésica (PA) entre los protocolos anestésicos.....	124
Gráfica 1. Parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.....	91
Gráfica 2. Parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.....	96
Gráfica 3. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.....	100
Gráfica 4. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.....	104
Gráfica 5. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.....	108
Gráfica 6. Frecuencia cardíaca (FC) entre los protocolos anestésicos.....	113
Gráfica 7. Frecuencia respiratoria (FR) entre los protocolos anestésicos.....	116
Gráfica 8. Saturación parcial de oxígeno (SpO ₂) entre protocolos anestésicos.....	119
Gráfica 9. Temperatura (T) entre los protocolos anestésicos.....	121
Gráfica 10. Electrocardiograma (ECG) entre protocolos anestésicos.....	123
Fotografía 1. Cámara de anestesia conectada a la máquina de anestesia inhalada con el periquito para proceder a la etapa de inducción anestésica.....	75
Fotografía 2. Colocación de máscara facial y evaluación de reflejo de tirón de ala.....	76

Fotografía 3. Pérdida de conciencia, motilidad y reflejos del periquito después de la administración de la Ketamina y Xilazina.	77
Fotografía 4. Administración de la dexmedetomidina de forma intranasal (IN) en un periquito australiano.....	78
Fotografía 5. Administración de oxígeno en los periquitos ubicados en la cámara anestésica.....	80
Fotografía 6. Ubicación de los electrodos de acuerdo con el color para la medición de la frecuencia cardíaca. A: electrodo rojo en el ala derecha, B: electrodo amarillo en el ala izquierda, C: electrodo verde en la pata izquierda, D: electrodo negro en la pata derecha, E: electrodo blanco en el pecho.	81
Fotografía 7. Colocación del sensor del pulsioxímetro en uno de los dedos del ave para la medición de la saturación parcial de oxígeno.	82
Fotografía 8. Toma de temperatura (T) por medio de un termómetro digital.	82
Fotografía 9. Evaluación de reflejo interdigital en el ave.....	83
Fotografía 10. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico isoflurano y oxígeno de la derivada II.	94
Fotografía 11. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico ketamina, xilazina y oxígeno de la derivada II.	98
Fotografía 12. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomina, isoflurano y oxígeno de la derivada II.....	103
Fotografía 13. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomina, ketamina y oxígeno de la derivada II.....	107
Fotografía 14. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomina, ketamina, atipamezol y oxígeno de la derivada II.	111

Resumen

La anestesia general en las aves se puede lograr con el uso de fármacos inhalados o fijos donde su finalidad es seleccionar un fármaco seguro que permita la cantidad mínima de cambios fisiológicos. En este estudio se evaluaron cinco protocolos anestésicos para periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*). Se utilizaron 8 ejemplares clínicamente sanos. Se monitorizó las constantes fisiológicas: frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, saturación parcial de oxígeno, temperatura, profundidad anestésica y la lectura de la función cardíaca. No se presentan cambios significativos ($P > .05$) en la saturación parcial de oxígeno, temperatura y en la lectura de la función cardíaca en los cinco protocolos; por el contrario, existe diferencia significativa ($P < .05$) en la frecuencia cardíaca y en la frecuencia respiratoria. Un protocolo seguro que nos garantiza una estabilidad en los parámetros fisiológicos es el uso del isoflurano y oxígeno y como opción segura como anestésico general por vía parenteral es el empleo de dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

Abstract

General anesthesia in birds can be achieved by inhaled or fixed anesthetics where its aim is to select a safe medicine that allows the minimum quantity of physiological changes. In this article, five anesthetic protocols were evaluated for (*Melopsittacus undulatus*) the budgerigar. Eight clinically healthy individuals were used. Physiological constants were monitored: cardiac frequency, breath frequency, partial oxygen saturation, temperature, anesthetic depth, cardiac function lecture. No significant changes were presented ($p > .05$) in partial oxygen saturation, temperature and cardiac function lecture in the five protocols; on the other hand, there exists a significant difference ($p < .05$) in the cardiac frequency and breath frequency. A safe protocol that guarantees us the stability in the physiological parameters is the use of oxygen and isoflurane and as a safe option for general anesthesia parenterally is the usage of ketamine, oxygen, atipamezole and dexmedetomidine.

1. Introducción

El propósito de la anestesia general es proporcionar al paciente un estado de amnesia, hipnosis, analgesia, inmovilidad, relajación muscular y protección neurovegetativa y se busca que sea un procedimiento seguro y que al finalizar la intervención quirúrgica la recuperación sea rápida. Se pueden administrar fármacos de diferentes grupos (tranquilizantes, analgésicos, relajantes musculares, anestésicos generales y locales, entre otros), solos o combinados a bajas dosis, potenciando así sus efectos farmacológicos y disminuyendo los efectos adversos (Peña *et al.* 2012).

La familia *Psittacidae* está compuesta por pericos, loros, cotorros y guacamayas, estas aves miden entre 9 y 100 cm de longitud, poseen un pico fuerte, corto y notoriamente ganchudo. Su cabeza es compacta y el cuello es corto. Las alas son robustas, la cola varía en longitud y forma. Las aves de esta clasificación se diferencian por sus patas prensiles zigodactila, con los dedos II y III girados cranealmente y los dedos I y IV caudalmente. Tienen el ingluvio, el proventrículo y el ventrículo bien desarrollados, pero no el ciego, a veces incluso ausente en algunas especies. La siringe de estos animales tiene tres pares de músculos intrínsecos, es traqueal y está bien desarrollada, lo que permite las vocalizaciones típicas de la Orden (Harcourt-Brown, 2010; Baialardi, 2019).

Al igual de lo que sucede en pequeños mamíferos donde la anestesia y la sedación es necesaria para poder llevar a cabo procedimientos no invasivos e invasivos, y existe una preocupación por parte del médico veterinario de anestesiarse a pequeños mamíferos ya que conlleva un riesgo de morbilidad y mortalidad. En pequeñas aves en ocasiones se tiene que sedar o anestesiarse sin que se tengan a la mano pruebas complementarias que ayuden a establecer un protocolo anestésico adecuado o que pueda ser adaptado a estas especies. Datos obtenidos en un estudio donde se midió los riesgos de mortalidad asociados a la sedación y anestesia en las aves, arrojó que existe una mayor mortalidad en esta especie, donde los loros presentan un 3.94% y los periquitos un 16.3% de mortalidad (Muñoz *et al.*, 2019). La anestesia general en las aves se puede lograr por medio de agentes anestésicos inyectables o inhalados, donde el objetivo de anestesiarse al paciente es seleccionar un fármaco seguro que permita la cantidad mínima de cambios fisiológicos (Ritchie *et al.*, 1994).

2. Marco de referencia

2.1 Biodiversidad mundial de los psitácidos

De acuerdo con la Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura (FAO) se entiende por biodiversidad a “la suma de todos los ecosistemas, especies y diversidad genética de tipo terrestre, marino y acuático”. Esta suma involucra la variabilidad de los organismos vivos y entre ellos además de los complejos ecológicos donde se desarrollan (Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura [FAO], 2019).

Mientras que la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO) lo describe como la manifestación en todos los niveles de organización (genes, especies, ecosistemas y paisajes) y se puede observar en todas las formas de vida, hábitats y ecosistemas (la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura [UNESCO], 2021).

Pero este concepto abarca muchos aspectos y niveles. Un ejemplo de ello lo da Marcos (2012) donde en primer lugar explica que se encuentra la diversidad o variedad que se establece en una determinada población de una especie considerando el nivel genotípico o fenotípico. Desde otro punto de vista existe la diversidad poblacional donde una misma especie puede pertenecer a poblaciones que son diferentes entre sí. Por último, está el término biodiversidad, referido al número de especies que existen sobre la Tierra (Marcos, 2012).

i. Psitácidos

Las aves son animales vertebrados que se caracterizan por ser de sangre caliente, son endotérmicos, es decir, mantienen una temperatura corporal constante a través de la producción de calor metabólico. Sus extremidades anteriores evolucionaron hasta transformarse en alas y tienen la capacidad de volar debido a que el esternón carenado ofrece un punto sólido de fijación para los músculos pectorales, el esqueleto es aligerado gracias a las cavidades aéreas, además, poseen un pico corneo. La característica más distintiva son plumas que son empleadas para volar, regular su temperatura corporal, camuflaje, señalización, entre otros. Su reproducción es a través de huevos (Benke *et al.*, 2003).

El grupo específico de aves conocidos como “Psitácidos” se encuentra ubicado taxonómicamente de la siguiente forma (Figura 1):

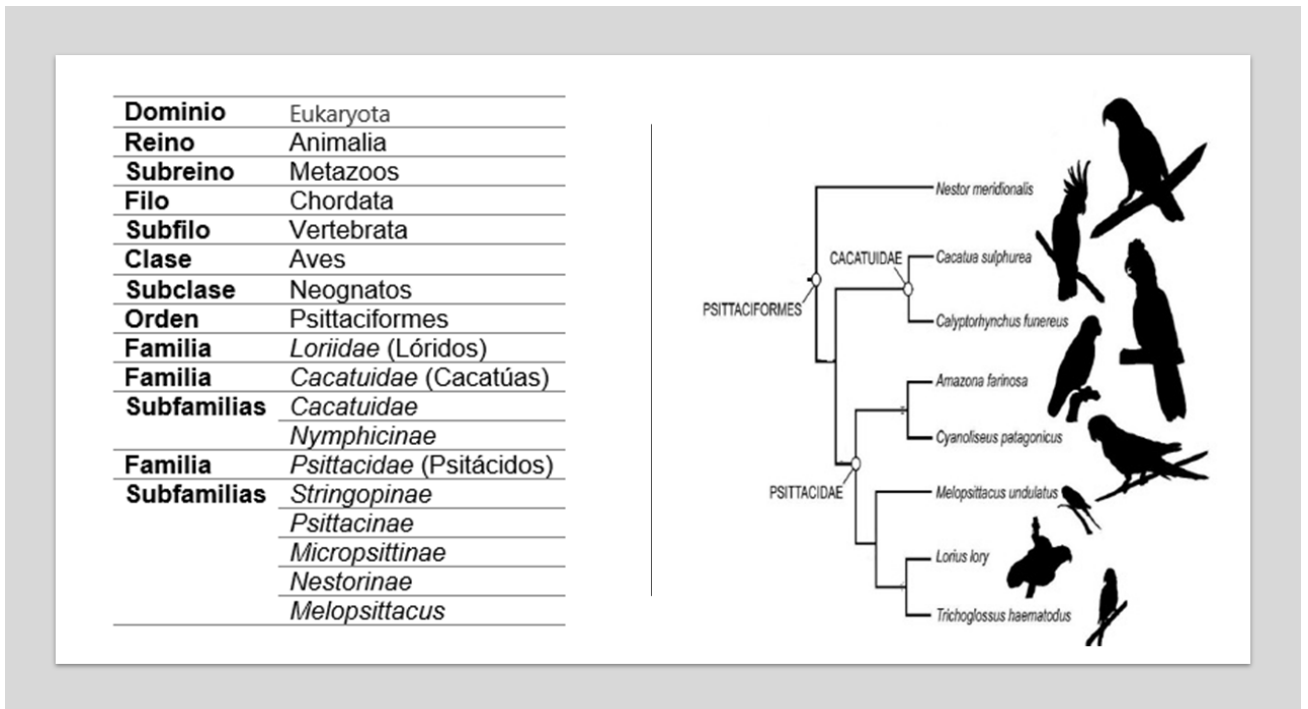


Figura 1. Taxonomía de los psitácidos (Cárcoba, 2019; Ksepka *et al.*, 2011).

Sánchez *et al.* (2017) informan que la diversificación climática influye en los ambientes tropicales ya que en los períodos donde se presentan fluctuaciones modifican la estructura del hábitat y la disponibilidad de los recursos, por lo que la interacción de las especies se ve afectada, así como también influye en su fisiología y conducta provocando movimientos migratorios intra tropicales, altitudinales o migraciones parciales (Sánchez *et al.*, 2017).




Los factores ambientales como la temperatura, la humedad y las precipitaciones son diferentes en el espacio y tiempo, por lo que, los organismos responden de diferentes maneras y tendrán efectos sobre las poblaciones como, por ejemplo, en la temporada reproductiva está asociada a la temperatura y en particular los ciclos biológicos de las aves están relacionados con la temperatura y la precipitación (Parra *et al.*, 2016).

Urbina (2017) informa que el orden *Psittaciforme* a nivel mundial abarca 398 especies, esta orden se divide en tres familias: *Stringopidae* (loros de Nueva Zelanda), *Cacatuidae* (cacatúas) y *Psittacidae* (loros, pericos y guacamayas) (Urbina, 2017). Se encuentran principalmente en las zonas tropicales y subtropicales con mayor diversidad en México, América del Sur, África, India, Indonesia y Australia (White *et al.*, 2011).

ii. Especies psitácidas en México

De acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010 menciona que en el territorio nacional la familia de los psitácidos está compuesto por 22 especies, 7 son endémicas, 6 están catalogadas como amenazada, 4 bajo protección especial y 11 están en peligro de extinción (NOM-059-SEMARNAT-2010, 2010). A continuación, en el cuadro 1 se exponen las especies en riesgo en México de la familia Psittacidae.

Cuadro 1. Lista de especies en riesgo en México de la familia de los Psittacidae de acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010 Y CITES.

	Orden	Familia	Género	Especie	Subespecie	Sinonimia	Nombre común	Distribución	Categoría	Método	Apéndice CITES
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Albifrons</i>			loro de frente blanca, cabeza de manta, catarino, cotorra guayabera, cotorra oaxaqueña, cotorra cucha, loro manglero, perico gordo, perico norteño y pericón X'Katzim	No endémica	Pr	MER	II
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Auropalliata</i>			loro nuca amarilla	No endémica	P		I
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Guatemalae</i> (antes <i>Farinosa</i>)			loro corona azul, loro chiapaneco, loro cabeza azul, loro real	No endémica	P	MER	II



Psittaciformes Psittacidae *Amazona* *Finschi*

loro corona lila,
perico
guayabero,
cotorra frente
roja

Endémica

P

MER

I



Psittaciformes Psittacidae *Amazona* *Oratrix*

loro cabeza
amarilla

No endémica

P

II



Psittaciformes Psittacidae *Amazona* *Viridigenalis*

loro tamaulipeco

Endémica

P

I



Psittaciformes Psittacidae *Amazona* *Xantholora*

loro yucateco,
loro maicero,
E'xikin, T'uut
(maya, Q. Roo)

Endémica

A

MER

II



Psittaciformes Psittacidae *Ara* *Macao* guacamaya roja No endémica P II



Psittaciformes Psittacidae *Ara* *militaris* guacamaya verde No endémica P I



Psittaciformes Psittacidae *Eupsittula* (antes *Aratinga*) *Canicularis* perico frente naranja No endémica Pr II



Psittaciformes	Psittacidae	<i>Psittacara</i> (antes <i>Aratinga</i>)	<i>Holochlorus</i> (antes <i>Holochlora</i>)		perico mexicano	No endémica	A		II
----------------	-------------	--	---	--	-----------------	-------------	---	--	----



Psittaciformes	Psittacidae	<i>Psittacara</i> (antes <i>Aratinga</i>)	<i>Brevipes</i> (antes <i>Holochlora</i> <i>brevipes</i>)		periquito de socorro, perico verde	Endémica	P	MER	II
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Aratinga</i>	<i>Holochlora</i>	<i>Brewsteri</i>	perico del noroeste	Endémica	P		



Psittaciformes	Psittacidae	<i>Eupsitulla</i> (antes <i>Aratinga</i>)	<i>Nana</i>	<i>Aratinga</i> <i>astec</i>	perico pecho sucio, periquillo alcaparrero	No endémica	Pr		II
----------------	-------------	--	-------------	---------------------------------	--	-------------	----	--	----



Psittaciformes	Psittacidae	<i>Psittacara</i> (antes <i>Aratinga</i>)	<i>Strenuus</i> (antes <i>Strenua</i>)		perico Centroamericano	No endémica	A		II
----------------	-------------	--	---	--	---------------------------	-------------	---	--	----

	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Bolborhynchus</i>	<i>Lineola</i>		perico barrado, periquito serrano, perico catarina	No endémica	A		II
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Bolborhynchus</i>	<i>jugularis</i>		perico ala amarilla	No endémica	A		II
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus</i>	<i>cyanopygius</i>		perico catarina, catarina, catalina, cotorritas, perico enano, perico mexicano, periquito	Endémica	Pr		II
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus</i>	<i>cyanopygius</i>	<i>Insulares</i>	perico catarina de las Islas Marías, periquito de rebadilla azul, perico señorita, periquito de pecho azul, tres Marías	Endémica	P	MER	II
	Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrilla</i> (antes <i>Pionopsitta</i>)	<i>haematotis</i>		loro cabeza oscura, perico cabeza negra	No endémica	P	MER	II



Psittaciformes Psittacidae *Pionus senilis*

loro corona
blanca, loro
viejito, X'culish

Endémica A

II



Psittaciformes Psittacidae *Rhynchopsitta pachyrhyncha*

cotorra serrana
occidental

Endémica P

I



Psittaciformes Psittacidae *Rhynchopsitta terrisi*

cotorra serrana
oriental

Endémica P

MER I

Amenazada (A), Sujetas a protección especial (Pr), en peligro de extinción (P), Método de Evaluación del Riesgo de Extinción de las Especies Silvestres en México (MER); Apéndice Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) I: se incluyen las especies sobre las que se cierne el mayor grado de peligro, II: figuran especies que no están necesariamente amenazadas de extinción pero que podrían llegar a estarlo a menos que se controle estrictamente su comercio. (NOM-059-SEMARNAT-2010; CITES, 2017).

Nota: Imágenes tomadas del Apéndice Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) I (CITES,2017).

2.2 Posesión de psitácidos en cautiverio

Las aves son consideradas como animales preciados debido a sus características. Tienen importancia a nivel cultural ya que se han utilizado como alimento, se le ha dado un aspecto simbólico, del tipo medicinal o mágico-religioso. Otra de las prácticas es para ornamentar el entorno o simplemente como ave de compañía. La mayoría de estas aves son especies silvestres que son capturadas para después ser vendidas. En México, forman parte de nuestra cultura ya que sus usos y valores han variado transcurrido el tiempo, el espacio y la cultura; propiciando así el comercio formal e informal disminuyendo la población y en algunos casos conducirlos a su extinción. Los psitácidos es la especie más afectada por la caza para después ser comercializada informalmente como mascota (Gómez *et al.*, 2005; Olah *et al.*, 2016; González *et al.*, 2018).

Las aves pertenecientes a la familia de los *Psittacidae* son extraídas de sus nidos por dos situaciones: la primera por sus plumas la segunda por su capacidad para imitar la voz humana. En México, la atracción de los psitácidos ha llevado a su domesticación (Valadez, 2003; Cantú *et al.*, 2007).

De acuerdo con datos de Gómez *et al.*, (2005) y Buenrostro *et al.*, (2021) en México existen nueve especies de psitácidos que son objeto de comercio y existe presencia de siete aves introducidas las cuales son: *Melopsittacus undulatus*, *Cacatua galerita*, *Nymphicus hollandicus*, *Psittacula cyanocephala*; *Agapornis roseicollis*, *Agapornis pullaria* y *Agapornis personata* (Gómez *et al.*, 2005; Buenrostro *et al.*, 2021). En el cuadro 2, se presentan las especies psitácidas registradas en cautiverio.

Cuadro 2. Especies psitácidas registradas en cautiverio (Gómez *et al.*, 2005; Buenrostro *et al.*, 2021).

Orden	Familia	Género	Especie	Nombre común	Distribución	Categoría
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Albifrons</i>	loro de frente blanca, cabeza de manta, catarino, cotorra guayabera	No endémica	Pr
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Autumnalis</i>	Loro rojo		A
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Guatemalae</i> (antes <i>Farinosa</i>)	loro corona azul, loro chiapaneco, loro cabeza azul, loro real	No endémica	P
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Finschi</i>	loro corona lila, perico guayabero, cotorra frente roja	Endémica	P

Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona</i>	<i>Oratrix</i>	loro cabeza amarilla	No endémica	P
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Eupsittula</i> (antes <i>Aratinga</i>)	<i>Canicularis</i>	perico frente naranja	No endémica	Pr
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Bolborhynchus</i>	<i>Lineola</i>	perico barrado, periquito serrano, perico catarina	No endémica	A
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus</i>	<i>cyanopygius</i>	perico catarina de las Islas Marías, periquito de rebadilla azul, perico señorita, periquito de pecho azul, tres Marías	Endémica	P
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus</i>	<i>Senilis</i>	loro corona blanca, loro viejito, X'culish	Endémica	A
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Melopsittacus</i>	<i>Undulatus</i>	Periquito australiano	Introducida	
Psittaciformes	Cacatuidae	<i>Cacatua</i>	<i>Galerita</i>	Cacatúa	Introducida	
Psittaciformes	Cacatuidae	<i>Nymphicus</i>	<i>Hollandicus</i>	Ninfa	Introducida	
Psittaciformes	Psittaculidae	<i>Psittacula</i>	<i>cycnocephala</i>	Perico ciruela	Introducida	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Agapornis</i>	<i>Roseicollis</i>	Inseparables	Introducida	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Agapornis</i>	<i>Pullaria</i>	Inseparables	Introducida	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Agapornis</i>	<i>Personata</i>	Inseparables	Introducida	

Amenazada (A), Sujetas a protección especial (Pr), en peligro de extinción (P).

2.3 Periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*)

El periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) forma parte de la familia *Psittacidae*, del orden de los Psitaciformes y es el único miembro del género *Melopsittacus* (Ksepka *et al.*, 2011). Posee un plumaje en la parte superiores listadas de amarillo y negro y en las partes inferiores de color verde con amarillo. Presenta un dimorfismo sexual, este se observa en la cera de la nariz; por un lado, en el macho la cera es de color azul intenso mientras que en la hembra es de color marrón (Santos, 2009).

Es originario de Australia y su fin zootécnico es ornamental. Se ha establecido en países como Corea, Japón, Chile, Puerto Rico, y en Florida. De acuerdo con Vogas (2010) su cría en cautiverio comenzó en el siglo XIX debido a que se adapta fácilmente, y en 2018 es considerado por la *BirdLife International* como una especie de menor preocupación, ya que no hay perspectivas de una disminución del 30% de su población en diez años (Vogas, 2010; *BirdLife International*, 2018). Por otro

lado, Herrera *et al.* (2019) mencionan que no está protegida por la CITES ya que su comercio no representa una amenaza para la especie señalan que el periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) por ser una especie que cuenta con las siguientes características: pequeña, fácil manipulación, mantenimiento y atención veterinaria con costos bajos además que ha sido utilizada como material de estudio en el área de la nutrición, biología, reproducción, etc. Es considerado como un modelo para instaurar investigaciones y protocolos viables y seguros (Cárcoba, 2019; Herrera *et al.*, 2019).

2.4 Atención veterinaria de psitácidos bajo cuidado humano

Los psitácidos son aves mantenidas en cautiverio como mascotas o adornos, teniéndolos en condiciones de hacinamiento, malas prácticas alimentarias e inadecuados cuidados por parte de los propietarios, generando estrés y un mal manejo de bienestar animal. Dentro de los principales problemas se encuentran: comportamiento, condiciones irregulares del plumaje, agresividad, problemas gastrointestinales; deformaciones del pico y uñas o falanges faltantes (Buenrostro *et al.*, 2021).

La atención médica de animales de compañía consideradas como exóticas presentan una tenencia ilegal por lo que el papel del médico veterinario es crear conciencia sobre la ilegalidad, informar a los dueños el daño que provocan al ambiente y al animal y hablar acerca de la exposición de contraer enfermedades zoonóticas y que todo animal no convencional requiere de cuidados y requerimientos especializados. Y en cuanto animales cautivos el médico veterinario debe cuidar al igual que en los casos anteriores de la salud, además de participar en su bienestar animal, participar en proyectos de conservación y de educación ambiental (Delarada, 2020).

Ulloa (2011) explica que la crisis de la biodiversidad es un nuevo reto para diferentes disciplinas a nivel mundial y la pérdida de especies ha llevado a estudiar las causas y establecer estrategias e implementar planes que ayuden a mantener a las especies. Por lo que la medicina veterinaria debe evitar la extinción de esta biodiversidad de especies y que debe estudiar la relación patógenos-fauna silvestre-fauna doméstica-ecosistema, involucrándose entonces no solo con la salud de poblaciones animales, sino también con la salud pública por lo que la medicina veterinaria debe asumir el papel correspondiente en la medicina de la conservación (Ulloa, 2011).

i. Sistema respiratorio aviar

El sistema respiratorio de las aves es considerado el más eficiente de los vertebrados debido a la evolución de este aparato, por ejemplo, posee una reducción de la ventilación costal con una expansión caudal de los pulmones en la cavidad abdominal dorsal, con ello, benefició el desarrollo de sacos aéreos para reducir la densidad corporal, así como mejorar el balance y la agilidad en el vuelo. También tiene como función el intercambio gaseoso que ayuda a la oxigenación de la sangre y la liberación de dióxido de carbono (CO₂), es considerado un mecanismo efectivo para el balance ácido-base corporal y además interviene en la termorregulación y en la vocalización (Powell, 2000; Gunkel y Lafortune, 2005; Farmer, 2006).

De acuerdo con Strunk y Wilson (2003), Vargas (2008) y Sanmiguel y Peñuela (2012) el sistema respiratorio de las aves es el más eficiente de los vertebrados debido a que presentan adaptaciones, por ejemplo, el desarrollo de los sacos aéreos que disminuyen la densidad corporal y mejorar el balance y la agilidad en el vuelo, las aves no poseen diafragma en la cavidad celómica, y la glotis se ubica en la base de la lengua y no está cubierta por la epiglotis como es en el caso de los mamíferos. La glotis y la tráquea presentan un diámetro y longitud mayor en comparación con los mamíferos de peso similar considerándose una adaptación fisiológica de las aves (Vargas, 2008; Sanmiguel y Peñuela, 2012). El miocardio de las aves es de mayor tamaño comparado con el de los mamíferos, los miocitos son más pequeños en diámetro permitiendo una despolarización rápida y poseen anillos fibrosos alrededor de las cámaras interviniendo como un esqueleto interno (Strunk y Wilson, 2003; Vargas, 2008) por mencionar algunas.

Por tal motivo, es necesario conocer las características anatómicas y fisiológicas que influyen en el uso de anestésicos en la clínica de aves.

ii. Fosas nasales, laringe y siringe

Dentro de las diferencias anatómicas más significativas que presentan las aves respecto a los mamíferos es que poseen una longitud corta de las fosas nasales, lo que conlleva a que la fase inspiratoria de la respiración se lleva a cabo por la nariz o la boca. La laringe posee tres cartílagos (aritenoides, prearitenoides y cricoides), no presentan cuerdas vocales; el órgano de canto o de fonación es la siringe ubicada en el extremo torácico de la tráquea (Powell, 2000; Gunkel y Lafortune, 2005).

iii. Tráquea

La tráquea se desarrolla a lo largo del cuello entre la laringe y la siringe (ubicada en el extremo distal y se clasifica en: traqueal, traqueobronquial o bronquial) y posee cuatro anillos completos, se ubica del lado derecho del cuello ventral al esófago; cuando está entra a la cavidad toracoabdominal al nivel del saco aéreo clavicular, continua con la siringe que por vibración del aire se produce la vocalización (Powell, 2000; Gunkel y Lafortune, 2005).

Los anillos de la tráquea están unidos, algunos son cartilaginosos y otros osificados. Esta condición afecta la intubación ya que las sondas endotraqueales con manguito llegan a lesionar los anillos. Algunas aves pueden llegar a vocalizar debido a la localización de la siringe en la bifurcación traqueal. Dependiendo la especie pueden presentar divertículos y expansiones bulbosas o una tráquea doble (pingüinos) que causan complicaciones en el espacio muerto dentro de la tráquea. La longitud y el volumen de este órgano son mayores en las aves y el espacio muerto es 4.5 veces el de los mamíferos y lo compensan aumentando su volumen tidal y disminuyendo la frecuencia respiratoria. Por lo que este aumento debe mantenerse durante la anestesia para prevenir la hipocapnia asociada a la disminución del volumen del espacio muerto (Ritchie *et al.*, 1994; Samour, 2010).

iv. Diafragma

Las aves no tienen un diafragma desarrollado, está separada del celoma por una membrana delgada conocida como tabique oblicuo. Respiran utilizando los seis músculos inspiratorios (intercostales externos) para tirar de las costillas craneal, lateral y ventralmente para poder mover el esternón de forma ventral y craneal y así aumentar el volumen de la cavidad toraco abdominal (Ritchie *et al.*, 1994).

Los nueve músculos espiratorios (interno, intercostales y abdominales) jalan de las costillas caudalmente, levantando el esternón y tirando las costillas hacia adentro provocando la expiración (creando un aumento de la presión de los sacos aéreos y por un aumento en la presión intra cavitaria (Ritchie *et al.*, 1994; Heard, 1997).

v. Sacos aéreos

Otra diferencia respecto al transporte del aire entre los mamíferos y las aves es la presencia de sacos aéreos. Estos están formados por un tejido conectivo delgado con fibras elásticas, son avasculares y no contribuyen en el intercambio de gases, pero juegan un papel en el ciclo respiratorio. Se cree que la mayoría de las aves cuentan con cuatro sacos aéreos emparejados (cervical, craneal, caudal torácico y caudal abdominal) y uno no apareado dorsal y caudal al buche (clavicular) (Ritchie *et al.*, 1994; Heard, 1997; Gunkel y Lafortune, 2005).

Estos órganos, actúan como fuelles y reservorio cuando respiran las aves. La mayoría de estas poseen nueve sacos aéreos y algunos cuentan con huesos neumáticos, otros dejan la cavidad celómica y terminan subcutáneamente y se organizan en dos torácicos craneales, dos torácicos caudales, dos abdominales, dos claviculares y uno cervical único; son avasculares y contribuyen a menos del 5% del intercambio de gases respiratorios. La posición de un ave anestesiada afecta a la capacidad de los sacos aéreos para trabajar con normalidad. En decúbito dorsal, el peso de los órganos abdominales comprime parcialmente los sacos aéreos abdominales y torácicos. Si se coloca de forma ventral el volumen reduce debido a que la mayor parte del peso del cuerpo del ave presiona el esternón y reduce el movimiento (Harcourt y Chytty, 2005; Samour, 2010).

La inspiración de las aves se produce cuando los músculos inspiratorios aumentan el volumen corporal mediante el movimiento de la pared corporal toraco abdominal; este aumento produce una presión negativa que se acumula en los sacos aéreos, haciendo que el aire se absorba a través de los orificios nasales y la boca, pase a través de los pulmones y los sacos aéreos. Por otro lado, la espiración tiene lugar cuando los músculos espiratorios producen una disminución del volumen corporal por compresión del esqueleto torácico y produce un aumento de la presión dentro de los sacos aéreos, forzando al gas a salir de los sacos aéreos hasta los pulmones y después hacia fuera a través de la boca o los orificios nasales. Así, los sacos aéreos actúan como fuelles (Samour, 2010).

vi. Pulmones

Los pulmones de las aves son diferentes al de los mamíferos, se ubican dorsalmente en la cavidad celómica y se amplía desde la primera hasta la séptima costilla en el caso de los *Psittaciformes* y están unidos dorsalmente contra las costillas torácicas y las vértebras. Se conectan a la tráquea distal (siringe) por los bronquios primarios, y a su vez se dividen en secundarios y terciarios (Ritchie *et al.*, 1994).

Son rígidos, no tienen diafragma por lo tanto los pulmones no se colapsan cuando se accede quirúrgicamente a la cavidad torácica (celómica). Actúan como un sistema de flujo. Las entradas entre los sacos aéreos y los pulmones pueden consistir en aberturas o a veces en tubos largos, los bronquios recurrentes. Los bronquios primarios también tienen una parte extrapulmonar que se extiende a través del pulmón hasta el saco aéreo abdominal lo que permite ventilar artificialmente al ave, ya sea por medio de la tráquea o a través de una sonda en el saco aéreo abdominal. Los pulmones se dividen en paleopulmonar y neopulmonar. Durante la inspiración, el flujo de aire se divide entre estas dos áreas, pero el intercambio gaseoso tiene lugar principalmente en el área paleopulmonar, y sólo una pequeña cantidad se produce en el área neopulmonar. (Samour, 2010).

En las paredes de los parabronquios o bronquios terciarios están formados de tejido epitelial de intercambio de gases y se conectan con los capilares de aire, creando una red de capilares donde se lleva a cabo el intercambio gaseoso y haciendo que los pulmones sean rígido, no distensibles (Heard, 1997).

vii. Intercambio gaseoso

En las aves, el ciclo respiratorio consta de dos fases: la primera se ejecuta una inspiración donde se inhala el aire y llega a los parabronquios primarios, y este se dirige a los sacos aéreos caudales; la espiración traslada el aire a los parabronquios pulmonares para llevarse a cabo el intercambio gaseoso. En la segunda fase, se realiza una inspiración donde se mueve el aire a los sacos aéreos torácicos, craneales y clavicular para finalizar con la espiración que conduce el aire a los bronquios medioventrales secundarios y pasa de nuevo a la tráquea (Heard, 1997).

En las aves, el parabronquio paleopulmónico es el sitio principal donde se da el intercambio de gases y el flujo de aire unidireccionalmente, mientras que en el parabronquio neoplumónico el aire pasa bidireccionalmente por ambas fases del ciclo respiratorio. El intercambio de gases ocurre en los capilares de aire ya que en ellos se forma una barrera de gases en sangre (Ritchie *et al.*, 1994).

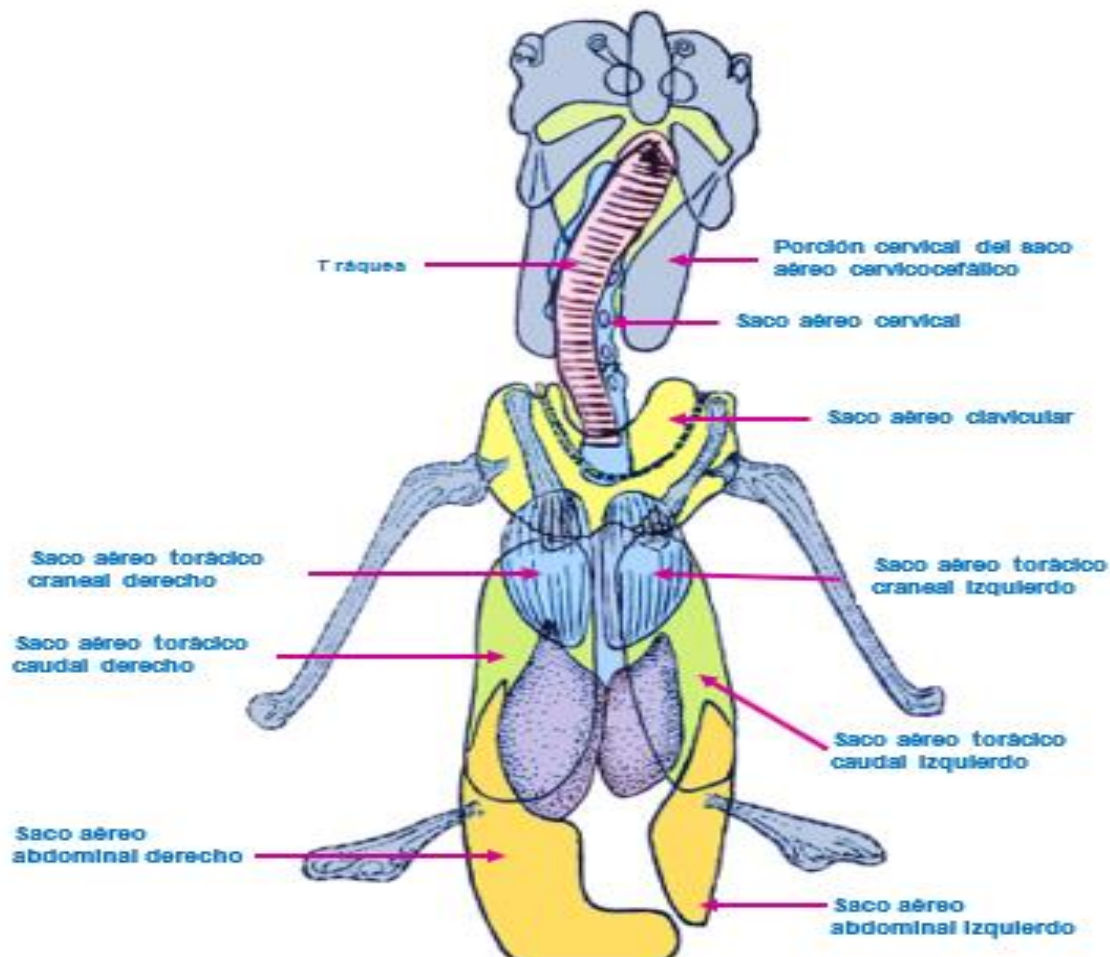


Figura 2. Aparato respiratorio de los psitácidos (Ritchie *et al.*, 1994).

2.5 Uso de anestesia en las aves

El término anestesia proviene del griego *anaisthēsia* que significa la pérdida parcial o total de sensibilidad, definido como un periodo controlado y reversible de depresión del sistema nervioso central (SNC), el cual es inducido por fármacos que conlleva a una pérdida de la consciencia, de la percepción, la motilidad y de los reflejos. Una anestesia segura involucra la selección adecuada de fármacos, así como un manejo adecuado de anestésico de acuerdo con la condición de cada paciente de forma individual (Muñoz *et al.*, 2019).

La anestesia y la sedación en mamíferos exóticos es necesaria para poder llevar a cabo procedimientos no invasivos e invasivos, que generen o no dolor. Debido al

pequeño tamaño de algunos ejemplares, existe preocupación por parte del médico veterinario de administrar agentes anestésicos ya que conlleva un riesgo de morbilidad y mortalidad. Como medidas de manejo general, en ocasiones se tiene que sedar o anestesiarse sin que se tengan a la mano pruebas complementarias que ayuden a establecer el estado general del paciente y como resultado seleccionar el protocolo anestésico adecuado o que pueda ser adaptado a estas especies. Lo anterior es una situación compleja, debido a que existe información relacionada con los riesgos de mortalidad asociados a la sedación y anestesia en las aves, donde existe una mayor mortalidad en esta especie, donde los loros presentan un 3.94% y los periquitos un 16.3% de mortalidad (Muñoz *et al.*, 2019).

La anestesia general en las aves se puede lograr por medio de fármacos inyectables o inhalados, donde el objetivo de anestesiarse al paciente es seleccionar un fármaco seguro que permita la cantidad mínima de cambios fisiológicos (Ritchie *et al.*, 1994).

2.6 Marco legal para el manejo de anestesia

Para poder abordar de manera adecuada la asistencia médica en las aves que requieran algún tipo de intervención y necesiten ser sedadas o anestesiadas, en México se considera:

- Norma Oficial Mexicana NOM-064-ZOO-2000, Lineamientos para la clasificación y prescripción de productos farmacéuticos veterinarios por el nivel de riesgo de sus ingredientes activos.

Establece los lineamientos para la clasificación y prescripción de productos farmacéuticos veterinarios por el nivel de riesgo de sus ingredientes activos, que tiene por objeto establecer los criterios técnicos y científicos para la clasificación, prescripción, comercialización y uso de los ingredientes activos empleados en la formulación de los productos farmacéuticos veterinarios por su nivel de riesgo, para evitar que éstos puedan ser nocivos a la salud animal. En su artículo tercero se insta el grupo I que está conformado por aquellos ingredientes activos de productos farmacéuticos veterinarios restringidos para venta mediante receta médica cuantificada y uso exclusivo del médico veterinario (NOM-064-ZOO-2000, 2003).

- Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental - Salud ambiental - Residuos peligrosos biológico-infecciosos - Clasificación y especificaciones de manejo.

Para que un residuo sea considerado RPBI (Residuo Peligroso Biológico Infeccioso) debe de contener agentes biológico-infecciosos. La norma señala como agente biológico-infeccioso “cualquier organismo que sea capaz de producir enfermedad.

Para ello se requiere que el microorganismo tenga capacidad de producir daño, esté en una concentración suficiente, en un ambiente propicio, tenga una vía de entrada y estar en contacto con una persona susceptible” (NOM-087-ECOL-SSA1-2002, 2002).

Además, es de observancia obligatoria y aplica para los establecimientos que generen este tipo de residuos, así como aquellos que son prestadores de servicios a terceros (NOM-087-ECOL-SSA1-2002,2002).

Se consideran residuos peligrosos biológico-infecciosos los siguientes (cuadro 3):

Cuadro 3. Clasificación de residuos peligrosos biológico-infecciosos y envasado de estos (NOM-087-ECOL-SSA1-2002).

Residuo biológico-infeccioso	Característica	Envasado de los residuos generados	
		Estado	Envasado / Color
Sangre y sus componentes	Sólo en su forma líquida, así como los derivados no comerciales, incluyendo las células progenitoras, hematopoyéticas y las fracciones celulares o acelulares de la sangre resultante (hemoderivados).	Líquido	Recipiente hermético / Rojo
Cultivos y cepas	<ul style="list-style-type: none"> Cultivos generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción y control de agentes biológico-infecciosos. Utensilios desechables usados para contener, transferir, inocular y mezclar cultivos de agentes biológico-infecciosos. 	Sólidos	Bolsa de plástico / Rojo
Patológicos	<ul style="list-style-type: none"> Tejidos, órganos y partes que se extirpan o remueven durante las necropsias, la cirugía o algún otro tipo de intervención quirúrgica, que no se encuentren en formol. Muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico e histológico, excluyendo orina y excremento. Cadáveres y partes de animales que fueron inoculados con agentes enteropatógenos en centros de investigación y bioterios 	Sólido	Bolsa de plástico / Amarillo
Residuos anatómicos	<ul style="list-style-type: none"> Recipientes desechables que contengan sangre líquida. Materiales de curación, empapados, saturados, o goteando sangre o cualquiera de los siguientes fluidos corporales: líquido sinovial, líquido 	Líquido Sólidos	Recipiente hermético / Amarillo Bolsas de plástico / Rojo

pericárdico, líquido pleural, líquido Céfalo-Raquídeo o líquido peritoneal.

- Materiales desechables que contengan esputo, secreciones pulmonares y cualquier material usado para contener éstos, de pacientes con sospecha o diagnóstico de tuberculosis o de otra enfermedad infecciosa; así como materiales desechables de pacientes con sospecha o diagnóstico de fiebres hemorrágicas.

Objetos punzocortantes

Que han estado en contacto con humanos o animales o sus muestras biológicas durante el diagnóstico y tratamiento, únicamente: tubos capilares, navajas, lancetas, agujas de jeringas desechables, agujas hipodérmicas, de sutura, de acupuntura y para tatuaje, bisturís y estiletes de catéter, excepto todo material de vidrio roto utilizado en el laboratorio, el cual se deberá desinfectar o esterilizar antes de ser dispuesto como residuo municipal.

Líquido

Sólido

Recipiente hermético / Rojo
Recipientes rígidos de polipropileno / Rojo

3. Marco teórico

3.1 Introducción

El control del dolor es de importancia en la medicina y cirugía aviar. Existen diferentes familias farmacológicas que son de utilidad para establecer una anestesia general balanceada. Un ejemplo de estas familias es la de los α -2 agonistas, sus representantes (xilazina, medetomidina, dexmedetomidina) actúan sobre los receptores adrenérgicos del tipo alfa 2 o presinápticos produciendo una sedación, analgesia y relajación muscular (Rioja, 2004). Los receptores NMDA (N-Metil-D-aspartato) tienen propiedades disociativas, provocan rigidez muscular, incluso temblores musculares y catalepsia; sin embargo, tienen buenas propiedades analgésicas somáticas (Javdani *et al.*, 2014; Grimm *et al.*, 2015). Por otra parte, se han utilizado con éxito agentes anestésicos de administración inhalable como el isoflurano el cual es un éter halogenado que produce excelente nivel de analgesia, relajación muscular se utiliza en las aves para la inducción y mantenimiento en la anestesia (Natalini, 2001).

El empleo de la anestesia general en aves es necesario para llevar a cabo procedimientos no invasivos como la toma de estudios radiográficos o ultrasonográficos, o invasivos que generen poco dolor como la toma de muestras sanguíneas o que generen dolor de moderado a severo como los procedimientos quirúrgicos. Se debe contar con diferentes alternativas anestésicas, de fácil acceso y costo, que sean seguras para el paciente, siendo esto un aspecto fundamental en la clínica y cirugía contemporánea aviar (Çelik *et al.*, 2020).

Antes que nada, para poder anestesiarse a un ave, es necesario conocer y comprender su anatomía y su fisiología, de manera posterior realizar la valoración preoperatoria (frecuencia respiratoria, frecuencia cardíaca, tiempo de llenado capilar, saturación parcial de oxígeno) para poder tener un marco de referencia para poder comparar los cambios que la anestesia pueda generar en las aves. Otro aspecto de interés es comprender los efectos (farmacodinamia, farmacocinética) de los agentes anestésicos a utilizar, así como los efectos esperados sobre el paciente de cada una de las familias farmacológicas (Ludders, 2008).

3.2 Protocolos anestésicos en aves

Se entiende por anestesia general como aquel estado temporal, reversible y de depresión controlada del sistema nervioso central (SNC), que se logra por medio de fármacos y que se caracteriza por la pérdida de la conciencia, de la sensibilidad, motilidad y los reflejos, así como de analgesia, amnesia, inhibición de los reflejos

sensoriales y autónomos, relajación muscular e hipnosis (cuadro 4) (Chavez y Fuentes, 2012).

Cuadro 4. Descripción de las características de la anestesia general (Penna y Gutiérrez, 2017).

Característica	Descripción
Inconsciencia	Perdida de conocimiento, inducido y mantenido farmacológicamente; debe ser reversible al término de la anestesia.
Amnesia	Imposibilidad de recordar el acto quirúrgico, debe ser reversible al finalizar la anestesia.
Relajación muscular	Bloqueo de los impulsos nerviosos a los músculos (bloqueo neuromuscular).
Analgesia	Pérdida o modulación del dolor por medio de la inhibición de los nociceptores.
Hipnosis	Pérdida de la capacidad de despertar frente a estímulos externos.

La anestesia de aves en la práctica clínica frecuentemente en España presenta alta mortalidad del 16.3% (Muñoz *et al.*, 2019), lo que la convierte en un procedimiento delicado. Debe conocerse de manera adecuada la función cardiopulmonar, y los efectos y farmacocinética de los anestésicos disponibles (Brieva, 2014).

Los fármacos empleados para llevar a cabo la anestesia general deprimen el sistema nervioso central, y en función de la dosis administrada es capaz de deprimir los centros bulbares (vasomotor y respiratorio) llegando a producir la muerte. Por ello, con el objetivo de medir el nivel de depresión del SNC, en 1937 Arthur Ernest Guedel, estableció una clasificación para evaluar la profundidad de la anestesia general en humanos. Para la descripción de estas etapas se basó en las modificaciones que se presentan en los parámetros fisiológicos y en determinados reflejos (Molina *et al.*, 2008). A continuación, se describen estas etapas (Cuadro 5).

Cuadro 5. Clasificación de Guedel para la evaluación de la profundidad anestésica (Muñoz *et al.*, 2019).

Clasificación	Descripción
Estadio I	El paciente está consciente, el globo ocular es central y hay presencia del reflejo palpebral.
Estadio II	El paciente se encuentra en una fase de excitación y hay una respuesta excesiva a los estímulos externos y movimientos involuntarios; la pupila está dilatada, el globo ocular es central y hay reflejo palpebral.
Estadio III	Fase de anestesia quirúrgica

Plano 1 o superficial: el reflejo palpebral es mínimo, reflejos autónomos preservados, ventilación espontánea y hay rotación ventromedial del globo ocular.

Plano 2: hay ausencia de reflejo palpebral, ligera rotación dorsal del globo ocular, ventilación disminuida.

Plano 3 o profundo: ausencia de reflejo, respiración abdominal, globo ocular central.

Estadio IV Sobredosis anestésica, pupilas midriáticas, apnea, globo ocular central.

Esta clasificación es una guía, ya que depende de los fármacos empleados así como de las diferentes combinaciones y de la especie anestesiada, estará sujeta a variaciones e interpretaciones.

i. Valoración preanestésica

Se toma en cuenta la historia clínica, se realiza un examen físico completo y pruebas complementarias. El ayuno depende del estado de salud del ave y evita la broncoaspiración por regurgitación y aumenta la eficiencia de la ventilación así mismo, debido a la alta tasa metabólica de las aves y el escaso almacenamiento de glucógeno hepático se recomienda que se limite a 2 o 3 horas (Harcourt y Chitty, 2005; Brieva, 2014).

ii. Examen físico

De manera inicial, el médico veterinario se debe de realizar la historia clínica a partir de la anamnesis, esto ayudará para determinar la probabilidad de que el ave presente una enfermedad sea esta de tipo zoonótico o no, para de manera posterior pasar a la exploración física del animal, esta se llevará a cabo en dos etapas:

a) Examen no invasivo

Se observa el ave cuando se encuentra en su jaula, esta se inspecciona de manera visual junto con sus accesorios tomando en cuenta el tamaño, la higiene, perchas, material. Así como la actitud del ave (miedo, agresión, alerta, plumas, etc.), la conformación del ave (zonas sin plumas, posición de las alas, aumento de volumen), el desplazamiento dentro de la jaula; presencia de secreciones en la cera, narinas y ojos y la frecuencia respiratoria (Varela, 2007; Maldonado *et al.* 2008).

b) Examen invasivo

El examen debe realizarse lo más rápido posible tratando de comenzar de craneal a caudal (Cuadro 6):

Cuadro 6. Evaluación de las estructuras en el examen físico invasivo (Maldonado *et al.*, 2008).

Estructura	Evaluación
Ojos	<ul style="list-style-type: none"> • Se deben visualizar simétricos, del mismo color, claros, redondos, húmedos y brillantes. • Sin presencia de inflamación periocular, sin descarga ocular. • Revisar la córnea, el cristalino, fondo del ojo y pecten.
Oídos	<ul style="list-style-type: none"> • No inflamados y sin descargas.
Narinas y cera	<ul style="list-style-type: none"> • Sin secreciones y completamente abiertas con el opérculo central. • Determinar la calidad de la piel de la cera.
Pico	<ul style="list-style-type: none"> • Sin fractura de la ramphoteca, sin orificios. • Abrir las valvas del pico con ayuda de un opérculo y se debe examinar la lengua, las paredes mucosas de la cavidad, las coanas y la glotis.
Ingluvis buche	<ul style="list-style-type: none"> o • Evaluar si está vacío, con contenido, aumento de volumen o retardo de vaciamiento.
Músculos pectorales	<ul style="list-style-type: none"> • Determinar la condición corporal.
Cavidad celómica	<ul style="list-style-type: none"> • Determinar la presencia de aumento de volumen, líquido, tumores o huevos retenidos.
Cloaca	<ul style="list-style-type: none"> • Limpia y sin signos de irritación.
Miembros torácicos	<ul style="list-style-type: none"> • Evaluar los huesos y articulaciones, condición, inserción de las plumas, músculos y tendones.
Miembros pélvicos	<ul style="list-style-type: none"> • Revisar articulaciones digitales, región plantar, músculos, tendones.
Plumas y piel	<ul style="list-style-type: none"> • Valoración en todo el cuerpo
Glándula uropigia	<ul style="list-style-type: none"> • Se debe observar simétrica, suave y con un poco de secreción a la presión.

iii. Auscultación

La auscultación forma parte de la evaluación del examen físico por lo que se divide en:

- Respiratorio: se valora en la región dorsal, ventral y tráquea. Se debe escuchar tanto pulmones, sacos aéreos y parénquima pulmonar. Cualquier sonido anormal se debe registrar.
- Cardíaca: debe evaluarse desde el inicio para que no se altere o estrese (Maldonado *et al.*, 2008).

Una vez finalizada la evaluación preanestésica, se procede a clasificar al paciente en alguno de los grupos de riesgo determinado por la American Society of Anesthesiologists (Cuadro 7) (López y Torres, 2017).

Cuadro 7. Clasificación ASA del paciente (López y Torres, 2017).

Categoría	Estado físico
I	Paciente sano
II	Paciente con enfermedad sistémica leve que no limita la funcionalidad de ningún órgano, y va a ser sometido a una cirugía rutinaria que no añade riesgos a la anestesia.
III	Enfermedad sistémica moderada que incrementa el riesgo anestésico y complica el protocolo anestésico y los cuidados postoperatorios a seguir. También incluye a los pacientes geriátricos (>7 años) a pesar de que su estado de salud sea bueno.
IV	Enfermedad sistémica grave que pone en peligro la vida del animal y afecta a la seguridad y realización de la técnica anestésica.
V	Paciente moribundo que no va a sobrevivir más de 24 horas con o sin cirugía.
E	En casos en que se realice una anestesia de emergencia. No es un grado más, sino que se añade a cualquiera de las anteriores.

iv. Exámenes complementarios

Al igual que en otros mamíferos, en las aves es difícil hallar enfermedades subclínicas por lo que las pruebas complementarias son una herramienta importante para complementar las observaciones de la historia clínica. La metodología

diagnóstica es básicamente la misma exceptuando que existen diferencias morfológicas en las células sanguíneas y su interpretación debe realizarse de acuerdo con los valores de referencia propios de la especie (Charles, 2005).

a) Hemograma

La sangre de las aves, proporciona información para obtener un diagnóstico del estado de salud del ave. el hemograma consiste en la evaluación cuantitativa (HTO: Hematocrito; RTL: Recuento Total de Leucocitos; HET: Heterófilos; EOS: Eosinófilos; BAS: Basófilos; MON: Monocitos; LIN: Linfocitos; RTE: Recuento Total de Eritrocitos) y cualitativa (frotis) de los hematíes y los constituyentes de la sangre, por otro lado, en la química sanguínea se evalúa la concentración de ciertas sustancias químicas transportadas en la sangre (Aspartato Aminotransferasa (AST), Ácidos Biliares, Glucosa, Calcio (Ca), Creatinfosfoquinasa (CPK), Ácido Úrico, Proteínas Totales Plasmáticas (PPT), Fibrinógeno y Cociente Albúmina/Globulinas) (Samour, 2010).

El volumen de sangre que se puede obtener en las aves depende de la especie y el tamaño y se recomienda recolectar la cantidad mínima requerida. La muestra para el hemograma se utiliza el tubo EDTA (tapón color violeta). Los sitios para la obtención de muestra sanguínea es la vena yugular principalmente para aves de tamaño pequeño, la vena ulnar para aves medianas y grandes, junto con la vena braquial y la vena metatarsiana medial (Zapata y Fajardo, 2005; Maldonado *et al.*, 2008).

Para el análisis del hemograma, se aconseja comenzar la valoración con los glóbulos blancos, glóbulos rojos y finalizar con las plaquetas (Cuadro 8) (Becker, 2001; AVIVA, 2008).

Cuadro 8. Valores de referencia de parámetros hematológicos en algunas especies de aves (Gálvez *et al.*, 2009; Zotti *et al.*, 2021).

Especie	HTO (%)	RTL (10³/μl)	HET (%)	EOS (%)	BAS (%)	MON (%)	LIN (%)	RTE (10⁴/μl)	TBCs(μl)
Yaco	43-55	5-11	45-75	0-2	0-5	0-3	20-50	2.5-4.5	
Amazonas	45-55	6-11	30-75	0-1	0-5	0-3	20-65	2.5-4.5	
Cacatúas	40-55	5-11	45-75	0-2	0-5	0-3	20-50	2.5-4.5	
Guacamayos	42.5 30.4-54.6	14 4-24	28-95 28-95	1-5	2-5	1-15	2-72	3.2 2.16-4.2	
Canario	45-60	4-9	20-50	0-1	0-5	0-1	40-75	2.5-4.5	
Periquito	45-57	3-8	45-70	0-1	0-5	0-1	40-75	2.5-4.5	11 380
Carolina	45-57	5-10	40-70	0-2	0-6	0-1	25-55	2.5-4.7	

HTO: Hematocrito; RTL: Recuento Total de Leucocitos; HET: Heterófilos; EOS: Eosinófilos; BAS: Basófilos; MON: Monocitos; LIN: Linfocitos; RTE: Recuento Total de Eritrocitos, TBCs: Trombocitos.

b) Bioquímica sanguínea

En el análisis bioquímico se evalúa los niveles de las sustancias químicas que son liberadas en diferentes tejidos y ayudan a determinar anomalías. Los parámetros recomendados para esta prueba de laboratorio son: Aspartato Aminotransferasa (AST), Ácidos Biliares, Glucosa, Calcio (Ca), Creatinfosfoquinasa (CPK), Ácido Úrico, Proteínas Totales Plasmáticas (PPT), Fibrinógeno y Cociente Albúmina/Globulinas (Franco *et al.*, 2009). Se debe realizar a partir del fragmento plasmático (Cuadro 9) (Montolío, 2015).

Cuadro 9. Valores de referencia de parámetros bioquímicos en periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) (Maldonado *et al.*, 2008).

Parámetro	Valor
Proteínas totales (g/l)	2-3
Albúmina (g/l)	-
Colesterol (mg/dl)	145-275
Glucosa (mg/dl)	254-399
Creatinina (mg/dl)	0.1-0.4
Urea (mg/dl)	3-8.6
Calcio (mg/dl)	6.4-11.2
Fósforo (mg/dl)	3-5.2
Globulinas (g/L)	-

c) Urianálisis

El análisis de orina es actualmente una herramienta importante en medicina veterinaria para la detección de enfermedades renales, pero es poco común en medicina aviar debido a que es complicado separar la orina del excremento. La colección consiste en un aspirado de la porción líquida de la excreta justo después de la deyección en una jaula con papel encerado. En la muestra se evalúa la osmolaridad, color, pH, proteína total, ácido úrico, glucosa, hemoglobina, así como la observación microscópica del sedimento (Maldonado *et al.*, 2008).

d) Examen coproparasitológico

Entre los problemas principales de sanidad en aves son las enfermedades parasitarias y presentan un riesgo en especial en aves mantenidas en cautiverio pues su asociación al estrés, a una alimentación inadecuada y enfermedades sistémicas las hace más vulnerables. Las enfermedades parasitarias son de los principales padecimientos presentes en aves en cautiverio especialmente en psitácidos, galliformes, anseriformes, falconiformes y estrigiformes (Santacruz *et al.*, 2003).

Colás *et al.*, (2007) y Larramendy, Hernández, Temprana, Morales, Ramos y Cuervo (2007) informan haber encontrado *Ascararidia columbae*, *Ascaradia galli*, *Cheilospirura* spp., *Heterakis gallinarum*, *Raillietina* spp., *Raillietina echinobothrida* y *Capillaria* spp. en pequeñas psitácidas de compañía (Colás *et al.*, 2007; Larramendy *et al.*, 2007). Por lo que es importante llevar a cabo exámenes coproparasitológicos en las aves.

Una de las maneras de diagnosticar las enfermedades parasitarias es mediante la técnica de flotación, en el cual se emplean soluciones hipertónicas saturadas que poseen pesos específicos mayores al agua y donde permiten flotar a los huevos (nematodos o cestodos) debido a que presentan un peso específico menor así también, permite la contabilización de estos (Restrepo *et al.*, 2013; Navone *et al.*, 2005).

v. Premedicación anestésica

La premedicación anestésica es la etapa del procedimiento anestésico en la que se pretende conseguir que el paciente este tranquilo, no estresado y se presente una analgesia y que de esta forma sea fácil su manejo, además favorece a conseguir un mantenimiento anestésico óptimo mediante la reducción de las dosis de los agentes anestésicos, minimizar el dolor por medio de analgésicos y a obtener una recuperación tranquila y suave (Muñoz *et al.*, 2019).

Para conseguir este estado de sedación, relajación y analgesia se recurre al empleo de algunos fármacos que proporcionan estas características por medio de una combinación de ellos y de esta manera disminuye las dosis individuales y minimizar sus efectos secundarios (Muñoz *et al.*, 2019).

Dentro de los fármacos utilizados en esta etapa son las benzodiacepinas (diazepam, midazolam, zolazepam, tiletamina) (Muñoz *et al.*, 2019).

vi. Inducción de la anestesia

En esta etapa se comienza con la administración del anestésico general, en esta etapa se presenta una rápida pérdida de la consciencia, hipnosis y analgesia. Su objetivo es presentar una transición suave a la inconsciencia. Esta puede llevarse a cabo incrementando poco a poco la concentración del agente anestésico o con elevadas concentraciones inspiradas desde el inicio de la inducción (Muñoz *et al.*, 2019).

vii. Mantenimiento de la anestesia

Es la etapa siguiente de la inducción, el paciente se encuentra en un plano anestésico adecuado y se puede ejecutar la intervención quirúrgica. Se utilizan tanto agentes anestésicos inhalatorios, así como inyectables para mantener la anestesia por medio de bolos intermitentes o por infusión continua, la más utilizada es esta última debido a que produce un plano anestésico más estable. Los fármacos utilizados deben presentar ciertas características como: un rápido comienzo de acción, una corta duración del efecto y un elevado ritmo de aclaramiento con un metabolismo rápido a sustancias inactivas y excreción (Muñoz *et al.*, 2019).

viii. Recuperación de la anestesia

Una vez concluido el procedimiento quirúrgico y cesada la administración del anestésico, inicia el periodo conocido como recuperación anestésica; el paciente vuelve a un estado de consciencia iniciando con la reaparición de los reflejos, tono muscular, aumento de la respiración y actividad circulatoria. Pero también durante este periodo pueden presentarse algunas complicaciones como son: recuperaciones prolongadas, ventilación inadecuada llevando a una hipoxemia, obstrucción de la vía aérea, hipotensión/hipertensión, etc. Por lo que se recomienda que la monitorización se lleve a cabo con la misma intensidad y frecuencia como se realiza durante el acto quirúrgico y finalizará hasta que las constantes fisiológicas estén estables (Muñoz *et al.*, 2019).

3.3 Sistemas que intervienen en la anestesia general

Hablar de anestesia, nos referimos a un conjunto de procedimientos que son requeridos para llevar a cabo un procedimiento quirúrgico sin dolor ni reacciones adversas. Por lo que es necesario suprimir la sensibilidad, eliminar el dolor, inducir una hipnosis y producir una relajación muscular. Todo esto implica involucrar diferentes sistemas para poder realizar esta técnica, dentro de los sistemas mayormente involucrados son el sistema nervioso, respiratorio y cardiovascular. Por lo anterior, se describe cada uno de ellos.

i. Sistema nervioso

Se conoce como sistema nervioso (SN) al conjunto de órganos y estructuras que controlan, mandan y reciben información por medio de las neuronas que transmiten impulsos eléctricos. Tiene tres funciones básicas: la sensorial (percibe los estímulos), la integradora (analiza la información sensorial, se activa o modifica de acuerdo con la información) y la motora (estimulación de los músculos y glándulas). Este se divide en sistema nervioso central (SNC) y en sistema nervioso periférico (SNP). El SNC está constituido por el cerebro y la médula espinal mientras que el SNP está conformado por los nervios que provienen del SNC, así como por nervios y ganglios nerviosos, este a su vez se subdivide en somático y autónomo (Cuadro 10) (National Institute of Neurological Disorders and Stroke [NIH], 2019).

Cuadro 10. Descripción del Sistema Nervioso (Thurmon *et al.*, 2003).

	Estructura	Descripción	División	Descripción
Sistema nervioso central (SNC)	Cerebro	Se divide en <i>cerebrum</i> y tronco encefálico. El núcleo principal del cerebro está dividido en tálamo, subtálamo, epitálamo e hipotálamo. La dopamina y el ácido gamma aminobutírico (GABA) son los principales neurotransmisores inhibidores	Hipotálamo	control integrador del sistema nervioso autónomo (SNA) y su función principal es el mantenimiento de la homeostasis. El SNA se divide a su vez en sistema simpático y parasimpático. Cuando se estimula el hipotálamo posterior y lateral se produce una respuesta del tipo simpática que induce a un aumento de la presión arterial, frecuencia cardíaca, inhibición de las contracciones peristálticas gastrointestinales, dilatación de las pupilas, por otro lado, si se genera una respuesta parasimpática por estimulación del hipotálamo anterior se presenta una vasodilatación, salivación, aumento de la peristalsis gastrointestinal, baja de la

			Tronco cerebral	frecuencia cardíaca y presión arterial compuesto por el cerebro medio, protuberancia anular y la médula oblonga. El cerebelo está acoplado al cerebro medio y la médula oblonga (contiene centros nerviosos que regulan la respiración y la circulación) es caudal a la protuberancia anular y detrás de está la médula espinal
			Cerebelo	ubicado detrás del tronco encefálico y formado por dos hemisferios separados por el vermis. Este recibe los estímulos de los sistemas sensoriales y la corteza cerebral y está relacionado con la coordinación muscular
	Nervios craneales	Formados por una porción periférica, un centro nuclear en el tronco encefálico y conexiones centrales.		
	Médula espinal	Tejido nervioso situado en la columna vertebral, comunica el encéfalo con los órganos sensoriales y motores y de los movimientos reflejos.	Meninges	Rodean a la médula espinal y al cerebro, protegen a estos (duramadre, aracnoides, piamadre).
			Espacio subaracnoideo	Ubicado entre arcanoides y piamadre y contiene el líquido cefalorraquídeo (LCR)
Sistema nervioso periférico (SNP)	Sistema nervioso somático	Neuronas asociadas con fibras musculares esqueléticas o estriadas (movimiento voluntario)	Nervios sensoriales	Proporcionan inervación motora y sensorial
	Sistema nervioso autónomo (SNA)	Controla las acciones involuntarias (control de la circulación, respiración, temperatura y excreción)	Parasimpático	Encargado de conservar y restituir la energía. la acetilcolina es un neurotransmisor de las neuronas preganglionares y posganglionares. Principalmente en vísceras.

Simpático	Existe un gasto de energía y es mayor durante el estrés o situaciones de urgencia. La noradrenalina es el neurotransmisor
-----------	---

Consideraciones

Los mecanismos fisiológicos que protegen la función cerebral son alterados por los agentes anestésicos. La autorregulación, el flujo sanguíneo y la tasa metabólica protegen a las neuronas de lesiones irreversibles. Cuando se eligen los anestésicos deben estar enfocados a la necesidad de la perfusión cerebral y su metabolismo, así como el mantenimiento de la ventilación y perfusión mejoran el resultado anestésico (Thurmon *et al.*, 2003).

ii. Sistema pulmonar

El sistema pulmonar está dividido en dos componentes: el primero corresponde al de ventilación (conducción de vías respiratorias, sacos aéreos, esqueleto torácico y los músculos respiratorios) y el segundo es para el intercambio de gases (pulmón parabronquial). Cabe resaltar que los mamíferos no poseen estos componentes (Ludders, 2008).

iii. Componentes de la ventilación

a) Laringe, tráquea y siringe

La laringe está ubicada en la base de la lengua, la faringe sobresale por ser un montículo en forma de corazón. Las aves no poseen epiglotis. La tráquea está conformada por anillos rígidos y completos, algunos son cartilagosos y otros osificados y está puede medir entre 2.5 a 2.7 veces más que la de un mamífero y es 1.29 veces más ancha por lo que el espacio muerto traqueal aumenta en las aves aproximadamente 4.5 veces y su frecuencia respiratoria es baja alrededor de un tercio en comparación de los mamíferos y la ventilación disminuye alrededor de 1.5 veces mientras que la de los mamíferos es de 1.9 veces (Gunkel y Lafortune, 2005; Ludders, 2008; Aguilar *et al.*, 2010).

La siringe es el órgano por el cual las aves producen los sonidos y está ubicada en la bifurcación de la tráquea en los bronquios primarios. Su forma, tamaño y ubicación varían entre especies (Aguilar *et al.*, 2010).

b) Bronquios

El sistema bronquial de las aves tiene 3 órdenes de ramificación mientras que los mamíferos son de 23. Este sistema está conformado por bronquios primarios (extrapulmonar e intrapulmonar), bronquios secundarios y los terciarios o parabronquios, donde este último junto con el manto de tejido paraperibronquial forma el tejido de intercambio de gases en el pulmón (Ludders, 2008).

El bronquio primario ingresa en el pulmón de forma ventral y oblicua en la unión de los tercios craneal y medio del pulmón, pasa dorsalmente a la superficie pulmonar y gira caudalmente en un curso curvo dorsal hasta el margen caudal pulmonar y se abre en el saco aéreo abdominal. El bronquio secundario surge del bronquio primario y los medioventrales y lateroventrales se abren en los sacos aéreos cervicales, claviculares y abdominales (Ritchie *et al.*, 1994; Ludders, 2008).

c) Sacos aéreos

Los sacos aéreos son estructuras de epitelio escamoso simple que cubre una capa fina de tejido conectivo con pocos vasos sanguíneos y su principal función es servir como fuelles para los pulmones ya que proporcionan un flujo de aire al pulmón pues es una estructura rígida. Las aves poseen nueve sacos aéreos distribuidos en dos cervicales, uno clavicular, dos torácicos craneales, dos torácicos caudales y dos abdominales. Estas estructuras se dividen en dos grupos: el primero es el craneal que se conforma por los sacos aéreos cervicales, clavicular y torácico craneal y el segundo es el caudal formado por los sacos torácicos caudales y abdominales (Figura 3) (Ritchie *et al.*, 1994; Samour, 2010).

En las aves, en el proceso de inspiración y espiración requieren una actividad muscular a diferencia de los mamíferos. Durante la contracción de los músculos inspiratorios el volumen interno de la cavidad toracoabdominal aumenta debido a que los sacos aéreos son las estructuras acordes con el volumen dentro de la cavidad corporal y el cambio de volumen ocurren en estos y la presión es negativa en relación con la presión atmosférica y el aire fluye hacia los sacos a través del intercambio de gases en los pulmones. Además, por su pobreza en vasos sanguíneos, no participa en el intercambio de gases y tampoco en la absorción de anestésicos inhalados (Ritchie *et al.*, 1994; Ludders, 2008; Samour, 2010).

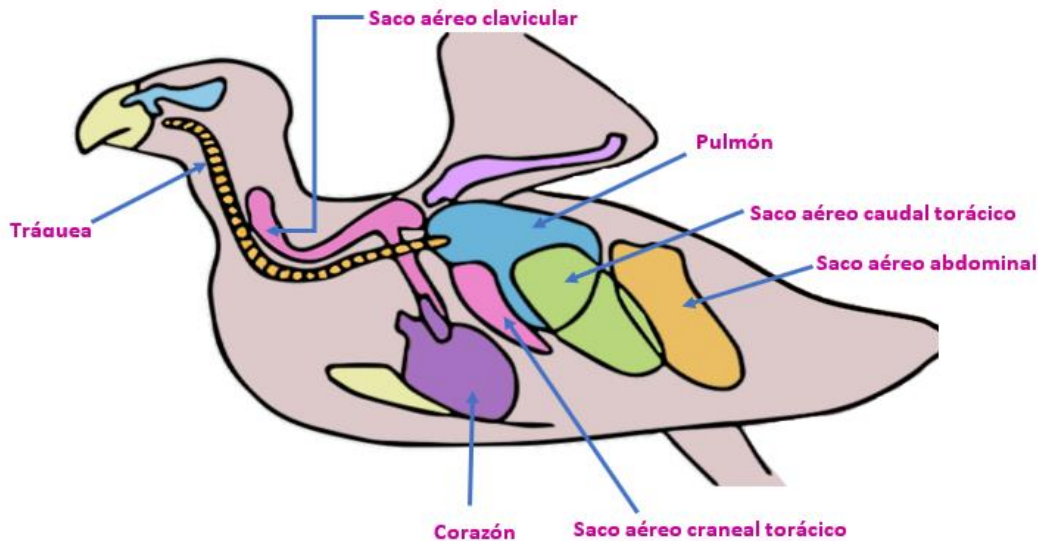


Figura 3. Sistema respiratorio de un loro (Longley, 2008).

Consideraciones

Hay que tener en cuenta las características de la tráquea ya que pueden interferir con la intubación. La mayoría son fáciles de intubar, pero en ocasiones se dificulta debido a su anatomía y talla, por ejemplo, en los psitácidos de tallaje pequeño como los periquitos es difícil por la ubicación de la glotis o por el tamaño del tubo endotraqueal y por ello se recurre al empleo de catéteres intravenosos (IV) que cumplan con la función de tubo endotraqueal pero sus características pueden causar un daño en la tráquea ya que son rígidos y su punta es afilada y la circunferencia debe ser adecuada para que en cierto grado exista una fuga de gas y no ocupe completamente la tráquea porque puede ocurrir un volutrauma en los sacos aéreos (complicación asociada a la ventilación mecánica) o un barotrauma pulmonar (lesión en los tejidos causados por un cambio de la presión en el volumen de gas). Por otro lado, los de diámetro pequeño pueden provocar una resistencia significativa a la ventilación porque provocarían una obstrucción como resultado de la acumulación del moco y con los gases inspirados que tienden a ser fríos y secos hacen que la mucosa se espese y la obstrucción se puede detectar observando el patrón de ventilación, es decir, a media de que la vía aérea se ocluye se visualiza que la fase respiratoria se prolonga y un suspiro confirma la presencia de la obstrucción y se puede corregir extubando, limpiando el tubo y reinsertarlo o reemplazarlo. Otra forma de identificación es mediante un gorgoteo que se escucha. El uso de un anticolinérgico como la atropina (0.04 mg/Kg) o glicopirrolato (0.01 mg/kg) reduce la producción de mucosidad. Si el tubo endotraqueal presenta manguito, este no debe inflarse o debe realizarse con suma precaución ya que la tráquea (anillos cartilagosos completos) puede irritar la mucosa traqueal o

romperse y esto no se reflejará hasta días posteriores de la intubación ya que se presenta disnea (Roberson *et al.*, 2000).

La mayoría de los anestésicos generales provocan una relajación muscular, y la ventilación del ave depende de la actividad de los músculos inspiratorios y espiratorios, por lo que, cualquier descenso de esta actividad la afectará (Ludders, 2008).

Se debe tomar en cuenta la posición anatómica en que se colocará al ave para llevar a cabo el acto anestésico, por ejemplo, si el ave se coloca en la posición decúbito dorsal, se perturba la ventilación debido a que el peso de las vísceras abdominales comprime los sacos aéreos abdominales y provocan la reducción de volumen, además de esforzarse para levantar la quilla; mientras que se recomienda para llevar a cabo un plano anestésico sin que el ave presente este problema es colocarla en decúbito lateral ya que imposibilita el movimiento de la quilla y las vísceras no comprimen los sacos aéreos abdominales, torácicos y caudales (Ludders, 2008).

iv. Componentes del intercambio de gases

a) Bronquios terciarios o parabronquio

Esta estructura conocida como parabronquio o bronquios terciarios es considerada la unidad básica para llevar a cabo el intercambio de gases. Son tubos largos y estrechos y en su superficie interior se ubican las aurículas y del suelo abdominal nacen el infundíbulo que conduce los capilares de aire y forman una red entrelazada y dentro de este ubicamos el tejido peri-parabronquial que produce el intercambio de gases. En el pulmón se encuentran dos tejidos parabronquiales y son el paleopulmonar y el neopulmonar (Klika *et al.*, 1997).

El volumen de gas respiratorio en las aves es de aproximadamente de 100-200 ml/kg y de este solo el 10% representa el volumen del gas en los parabronquios y los capilares aéreos, por lo que las aves bajo anestesia se puede presentar apnea e hipoxemia más rápido que en mamíferos (Ludders, 2008).

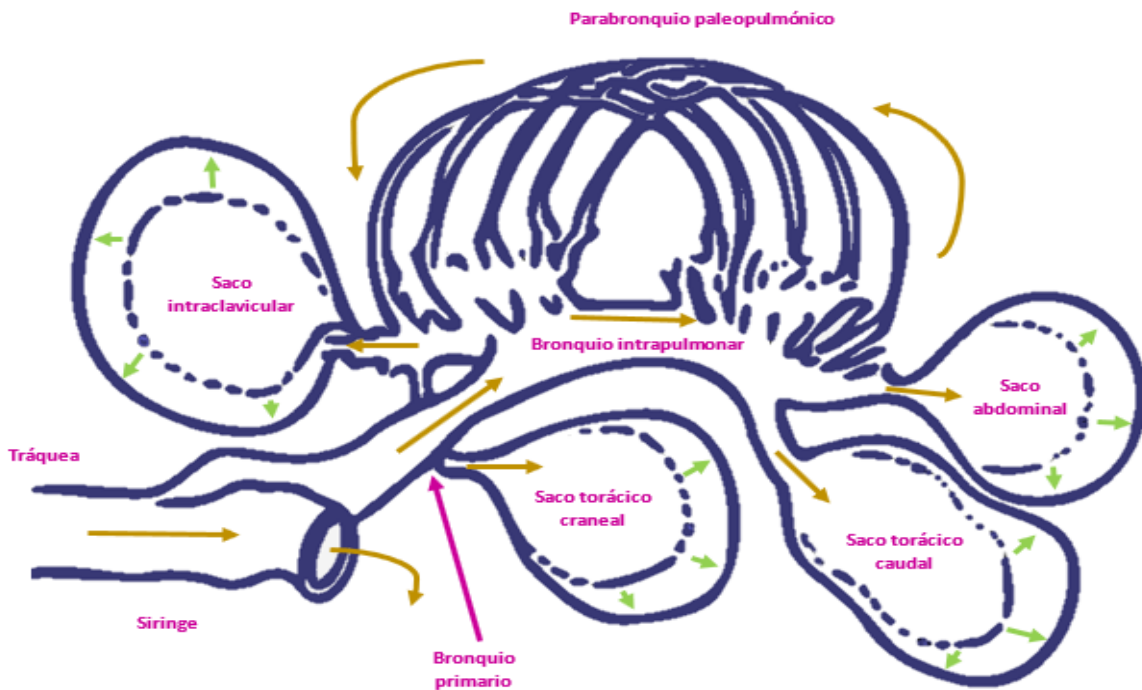
La dirección del flujo de gases ocurre de diferente forma en los dos tejidos. Por un lado, durante la inspiración y espiración la dirección del flujo en los parabronquios paleopulmonares es unidireccional y en los parabronquios neopulmonares es bidireccional. El flujo de gas en forma unidireccional pasa por el bronquio primario intrapulmonar llega a los bronquios secundarios y de ahí a los parabronquios paleopulmonares y se forman válvulas aerodinámicas debido a la orientación de los orificios de los bronquios secundarios y de los sacos aéreos, así como de la diferencia de presión elástica entre el grupo craneal y caudal de los sacos aéreos y

la fuerza inercial de la convección del gas (Banzett *et al.*,1987; Brown *et al.*, 1995,1997).

Durante la inspiración, el flujo de gas se divide cuando llega a los bronquios secundarios mediodorsales y otra parte pasa a los parabronquios neopulmonares hasta los sacos aéreos caudales. El gas sigue fluyendo en los bronquios secundarios mediodorsales para llegar a los parabronquios paleopulmonares y ocurre en una dirección de caudal a craneal hacia el grupo de sacos aéreos craneal. En la espiración, el gas fluye desde los sacos aéreos caudales a través de los neopulmonares hasta los bronquios secundarios y se desplaza simultáneamente desde los alvéolos craneales hasta los bronquios secundarios medioventrales y sale del bronquio primario, pasa a la tráquea y sale hacia el ambiente (Fedde, 1980).

Resumiendo, el gas pasa por los parabronquios paleopulmonares de caudal a craneal de forma unidireccional en ambas fases del ciclo respiratorio, pero en los parabronquios neopulmonares lo hace de manera bidireccional, por lo que el gas pasa por las superficies de intercambio durante la inspiración y espiración mejorando la eficiencia del pulmón del ave (Figura 4) (Fedde, 1980).

a. Inspiración



b. Expiración

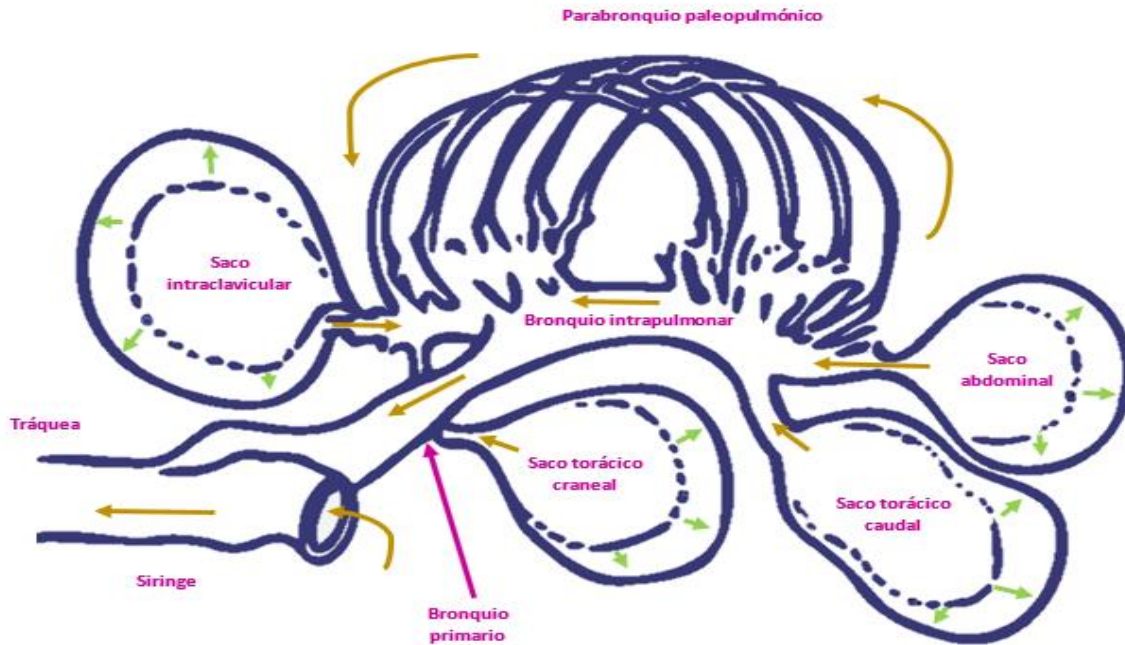


Figura 4. Diagramas de dirección del flujo de gas en el sistema pulmonar aviar correspondiente a inspiración (a) y espiración (b) (Ludders, 2008).

Consideraciones

Se debe considerar el control y la vigilancia de la ventilación durante la anestesia general debido a que es posible que el flujo de gas se invierta, pero si llegará a ocurrir no afecta al intercambio de gas en el pulmón aviar pues el flujo de gases es el mismo. Pero en el pulmón no se presenta lo que se conoce como volumen residual funcional que es el volumen de gas que queda en el pulmón luego de una espiración normal limitando el periodo de tiempo en que el ave puede presentar apnea durante la anestesia y puede durar más de 5 minutos y es considerada una respuesta de estrés o respuesta de inmersión controlada por la estimulación de receptores del trigémino del pico y las narinas haciendo que la inducción sea poco segura; se puede mejorar con el uso de diazepam, midazolam o butorfanol (Butler, 1988; Pettifer *et al.*, 2002).

v. Sistema cardiovascular

El corazón de las aves posee cuatro cámaras y está localizado ligeramente a la derecha en la línea media, cranealmente dentro de la cavidad toracoabdominal cerca del esternón. En algunas especies, la aorta ascendente se curva hacia la derecha o la vena cava entra en la aurícula derecha por medio de un seno venoso,

las fibras de Purkinje entran completamente en el miocardio ventricular lo que favorece a los latidos sincrónicos a altas tasas (Edling, 2006; Longley, 2008).

El corazón es más grande en comparación con el corazón de un mamífero debido al alta demanda de oxígeno; el pericardio contiene una pequeña cantidad de líquido y se adhiere al esternón dorsalmente, los pulmones son dorsales al corazón y los lóbulos del hígado rodean el ápice del corazón debido a que las aves no poseen diafragma. Las arterias son más rígidas porque deben mantener la presión arterial alta y así mejorar el flujo sanguíneo. Asimismo, el corazón esta innervado por nervios simpáticos y para simpáticos y los principales neurotransmisores simpáticos son la adrenalina (epinefrina) y noradrenalina (norepinefrina) que se elevan con la excitación y con el uso de agentes anestésicos sensibilizan al miocardio además el sistema cardiovascular se deprime con la hipoxia e hipercapnia (Edling, 2006; Longley, 2008).

El sistema de conducción del corazón lo constituye el nódulo sinoauricular, el nódulo atrioventricular y sus ramas y las fibras de Purkinje que son responsables de la morfología QRS ya que se distribuyen desde el endocardio hasta el epicardio. El patrón de activación ventricular se describe como de tipo 2b, es decir, facilita la contracción del miocardio sincrónico a altas frecuencias cardíacas, este es semejante a una taquicardia ventricular en los mamíferos (Ludders, 2008).

Un trazado de ECG de un ave normal puede tener la apariencia de una taquicardia ventricular, principalmente por la gran onda S negativa (Figura 5) (Ludders, 2008).

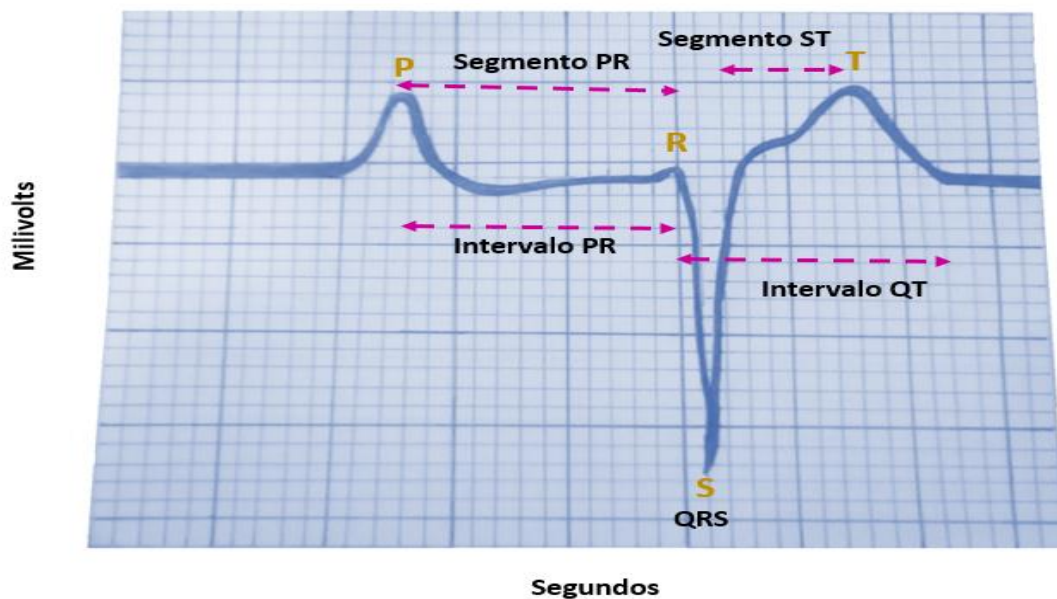


Figura 5. ECG de una paloma donde se aprecia la derivada II (Ludders, 2008).

Consideraciones

El manejo físico en las aves es estresante para estas, esto implica un desafío en el momento de anestesarles, por lo que es importante reducir este estrés empleando un manejo adecuado tomando en cuenta que el ave debe estar sujeta de tal modo que sus alas y patas estén controladas, pero a la vez suavemente inmovilizada. Comprender las características físicas y las estrategias de defensa de las aves es crucial para proporcionar una restricción segura tanto para el ave como para el manejador (Ritchie *et al.*, 1994; Paul-Murphy y Ludders, 2001; Cooper, 2002).

En cuanto el ayuno, surge la preocupación ya que las aves que están sin alimento pueden presentar hipoglucemia debido a su alta tasa metabólica y por su deficiente almacenamiento de glucógeno en el hígado, pero por el alto riesgo asociado al uso de anestésicos y la regurgitación se recomienda someter al ave al ayuno. Para aves pequeñas se recomienda de 4-6 horas mientras que para aves de mayor tamaño dejarlas sin alimento durante la noche anterior para reducir la incidencia de este problema (Ludders, 2008).

3.4 Farmacología empleada en los protocolos anestésicos

La anestesia es inducida por fármacos que deprimen el sistema nervioso central (SNC), de esta forma se proporciona al paciente un estado de inconsciencia, así como analgesia, sedación y relajación muscular con el objetivo de llevar a cabo un procedimiento como es el quirúrgico. (Fischer, 2015).

Sin embargo, el uso de fármacos anestésicos suele producir efectos fisiológicos adversos como son bradicardia, hipotensión, depresión respiratoria, etc. Además de presentar un riesgo de morbilidad y mortalidad en los pacientes. El estado anestésico se logra por medio de la administración de múltiples fármacos que se combinan para producir el efecto deseado (Muir y Hubell, 2000; Fischer, 2015).

Existen diferentes métodos anestésicos y la elección de cual emplear está asociado al tipo de procedimiento al que será sometido el paciente. A continuación, se explica las familias farmacológicas.

i. Sedación y relajación

El término sedante se refiere a aquella droga que alivia la ansiedad y como resultado facilita que el paciente descanse o duerma (somnolencia). La sedación eficaz depende de la selección del fármaco apropiado para llevar a cabo el procedimiento, la especie, temperamento, condición y considerar los efectos secundarios. Las

combinaciones de fármacos suelen ser más eficaces para controlar al animal (Clarke *et al.*, 2014). Los relajantes musculares son fármacos que actúan sobre el centro nervioso y deprime la actividad del músculo esquelético provocando una disminución en el tono y los movimientos involuntarios (Martín *et al.*, 2008).

a) α -2 agonistas

Esta familia se caracteriza por producir efectos analgésicos, sedantes y anticonvulsivos. A bajas dosis produce efectos ansiolíticos similares a las benzodiazepinas y en dosis altas induce a una sedación profunda y analgesia. No produce una depresión respiratoria profunda. Existen diferentes receptores los cuales son: α -2A, α -2B, α -2C y α -2D y se han encontrado en el sistema nervioso central (SNC), tracto gastrointestinal, útero, riñones y glóbulos rojos. El efecto sedante y analgésico se produce cuando se unen a los receptores específicos, las proteínas G asociadas a la membrana son activadas generando la apertura de los canales de K^+ causando la pérdida del ión por lo que la neurona queda hiperpolarizada por lo que no responde a los estímulos. A nivel presináptico, inhibe la liberación de noradrenalina impidiendo la respuesta de las neuronas adrenérgicas induciendo a una depresión del SNC con pérdida de las funciones de alerta y vigilancia (Belda *et al.*, 2005).

- Dexmedetomidina

La dexmedetomidina es un fármaco que pertenece a la familia α -2 agonista por lo que actúa sobre los receptores adrenérgicos del tipo alfa o presinápticos. Tiene un efecto sedante es equivalente al sueño natural debido a que el paciente despierta con facilidad al ser estimulado y regresan al estado de sedación ágilmente; esto ocurre debido a que su mecanismo de acción disminuye el disparo de las neuronas noradrenérgicas del locus ceruleus provocando inconsciencia. Se utiliza en la preanestesia (disminuye las concentraciones plasmáticas de catecolaminas, reduce los requerimientos anestésicos inhalados), trans anestesia (minimiza la respuesta al estrés quirúrgico, así como de los requerimientos anestésicos) y post anestésica (menor requerimiento analgésico y mínima sensación de escalofríos) (Martínez *et al.*, 2004).

Su uso en humanos y mamíferos ha demostrado que no produce depresión respiratoria, reduce el efecto de las catecolaminas disminuyendo el riesgo de isquemia en periodos de estrés (Pandharipande, 2006). Por otro lado, tiene como ventaja el poseer antídoto específico el atipamezol el cual actúa como antagonista α_2 específico, el cual también puede ser usado para este fin con la medetomidina y la xilazina (Clarke *et al.*, 2014).

Farmacocinética. Posee una amplia distribución tisular, se comporta como un modelo tri compartimental, es decir, la distribución del fármaco inicia en un compartimento central compuesto por órganos vascularizados y posteriormente en segundo y tercer compartimento periférico donde los tejidos ya no son tan profundos (Abab, 2006). Su concentración plasmática es de 1.6-1.7 horas con una vida media de eliminación de 1.6-2 horas. Se une a las proteínas plasmáticas un 94% y es metabolizada en el hígado mediante reacciones de hidroxilación y N-metilación, la eliminación renal es del 95% (Torres, 2001).

Farmacodinamia. Su mecanismo de acción se basa en la unión al receptor α_2 adrenérgico, donde este receptor media sus efectos mediante la activación de la proteína G que inicia con la inhibición de la enzima adenil ciclasa disminuyendo la concentración de 3'-5' adenosín monofosfato cíclico (AMPc) así como la apertura de los canales de potasio y calcio e hiperpolarización de la célula ocasionando una disminución de la actividad neuronal (Mato *et al.*, 2002). Por otro lado, activa los receptores α_2 presinápticos evitando la liberación de noradrenalina y otras catecolaminas provocando sedación, analgesia y relajación muscular. La primera se puede observar tras 10 minutos después de su administración IM o IV alargándose hasta 180 minutos (Rioja, 2004).

- Xilazina

Posee la capacidad de ser un analgésico, sedante y relajante muscular. Pertenece a la familia α -2 agonistas y es el primero en ser utilizado en veterinaria como sedante y analgésico. En la década de los 70s se descubrió su utilidad como coadyuvante anestésico (Belda *et al.*, 2005).

Farmacocinética. Está disponible en el mercado como sal clorhidrato en solución al 2 y 10% para emplearla de forma IV o IM. Es absorbido rápidamente después de la aplicación IM logrando concentraciones elevadas en cerebro y riñón, posteriormente se biotransforma en aproximadamente 20 metabolitos; se metaboliza en el hígado y se excreta por vía renal aproximadamente un 70% y otra por vía biliar (Torres, 2001).

Sus efectos se presentan alrededor de los 10 a 15 minutos después de la inyección IM y por vía IV a los 3-5 minutos; el efecto de sueño persiste por 1-2 horas y la analgesia perdura de 15-30 minutos a dosis de 0.2-2 mg/Kg (Restrepo, 2009).

Farmacodinamia. Tiene un efecto sedante y analgésico que puede ser interrumpido por estímulos externos originado con la estimulación de los receptores ocasionando la disminución de la liberación de la noradrenalina evitando la estimulación postsináptica del sistema nervioso simpático. Presenta una acción hipnótica provocando un estado de sueño. Deprime el SNC además de inducir a

una relajación muscular debido a la inhibición de la transmisión intraneural de los impulsos en el sistema nervioso central (Zabaleta, 2007; Fernández, 2010).

b) Antagonistas

Los antagonistas de los receptores α -2 adrenérgicos son empleados para revertir la sedación inducida por los agonistas α -2 permitiendo una rápida recuperación. No todos se invierten por igual ya que requieren dosis más altas (Pawson, 2008).

- Atipamezol

Es un antagonista de los receptores α -2 adrenérgicos con una estructura de imidazol. Se utiliza en animales que se les administró dexmedetomidina para una rápida reversión de la sedación y la analgesia. Tiene una afinidad 100 veces mayor por los receptores α -2 adrenérgicos y una relación α -2/ α -1 más alta que el idazoxan y la yohimbina y no afecta otros sistemas distintos a los receptores destino (Pertovaara *et al.*, 2005).

Farmacocinética. El hidrocloreuro de atipamezole es absorbido rápidamente después de su administración IM, es metabolizado completamente y los metabolitos son excretados principalmente por la orina y una pequeña cantidad a través de las heces (Pertovaara *et al.*, 2005).

Farmacodinamia. Es un agente selectivo y poderoso que bloquea los receptores α -2 y activa la liberación del neurotransmisor noradrenalina en el sistema nervioso central y periférico por medio de la activación del sistema simpático. Presenta otros efectos como lo son sobre el sistema cardiovascular, así como un descenso transitorio de la presión sanguínea a los 10 minutos de su aplicación. Inhibe los efectos de los agonistas α -2 receptores como la medetomidina o dexmedetomidina (Pertovaara *et al.*, 2005; Laboratorio Karizoo, 2019).

ii. Anestésicos disociativos

Se entiende por anestesia disociativa aquella forma de anestesia general que se caracteriza por presentar un estado de catalepsia, pérdida de la consciencia o amnesia, catatonía, oscilación rítmica o involuntaria de los ojos (nistagmus) analgesia sin depresión respiratoria y estabilidad cardiovascular (Méndez *et al.*, 2015).

- Ketamina

Es un anestésico general no barbitúrico de acción rápida, produce una profunda analgesia además de un estado de somnolencia, reflejos faringo-laríngeos y tono muscular normal, así como una estimulación cardiovascular leve y una depresión respiratoria transitoria son algunas de sus características (Bes *et al.*, 2019).

Farmacocinética. Se distribuye de forma rápida y completa en el organismo, se une a las proteínas de la sangre aproximadamente un 50%; su distribución en los tejidos es irregular y se concentra en el hígado y el riñón. Se metaboliza de forma rápida y completa, pero esta difiere entre especies. La excreción es renal principalmente (Laboratorio Karizoo, 2019).

Farmacodinamia. Potente agente anestésico disociativo capaz de inducir a un estado de catalepsia con amnesia y analgesia, el tono muscular se mantiene estable, así como los reflejos de la laringe y faringe. La frecuencia cardíaca, el ritmo cardíaco y la presión sanguínea aumentan. Estas características pueden ser modificadas si se combina con algún otro agente (Bes *et al.*, 2019; Laboratorio Karizoo, 2019).

iii. Anestésicos inhalatorios

Los agentes anestésicos inhalatorios son sustancias volátiles utilizadas en algunos procedimientos quirúrgicos, cuyo objetivo es lograr una presión parcial de anestésico en el cerebro y que este sea constante y óptimo, por lo que los órganos se equilibran con la presión parcial del agente que es captado mediante la sangre arterial (Pa) y está a su vez se mantiene equilibrada con la presión alveolar parcial alveolar (PA) (Gomar, 2003).

- Isoflurano

Es un isómero del enflurano, es un líquido incoloro, con olor semejante al éter, potente, no irritante, no inflamable y de rápido efecto. Es un anestésico volátil que se administra por inhalación con ayuda de un vaporizador (PISA, 2019).

Farmacocinética. El 95% del isoflurano es recuperado por el aire respirado, el 0.2% es absorbido por el cuerpo ya metabolizado. El principal metabolito es el ácido trifluoroacético. El nivel sérico del fluoruro inorgánico es de 3-4 $\mu\text{mol/l}$ y ocurre 4 horas después de inducida la anestesia y regresa a niveles normales 24 horas después (CECMED, 2016).

Farmacodinamia. Fármaco anestésico inhalatorio que pertenece al grupo de los anestésicos halogenados. La inducción y recuperación son rápidas. Dentro de sus características es que posee un olor un poco irritante como el éter, que puede limitar la velocidad de la inducción. Los reflejos faríngeos y laríngeos se inhiben de forma rápida lo cual permite que la intubación sea de forma más fácil. Es metabolizado de forma mínima en comparación de otros halogenados como lo son el halotano o el enflurano (CECMED,2016).

A continuación, se presentan las dosis recomendadas de cada fármaco para el uso en aves (Cuadro 11).

Cuadro 11. Dosis de fármacos recomendados para el uso en aves.

Fármaco	Dosis (mg/Kg)	%	Combinada	Dosis (mg/Kg)	Vía	Observaciones	Referencia
Ketamina	5-40					Procedimientos rápidos Baja invasividad	(Comité bioética, 2014)
			Ketamina+xilazina	K (5)+X (0.25-1)	IM	Puede causar depresión respiratoria severa	(Comité bioética, 2014)
				K (20) + X (5)	IM	Periquitos	(Argueta y Argueta, 2015)
				K (40) + X(10)	IM	Periquito australiano	(Paul-Murphy y Fialkowski, 2001)
Atipamezol	0.75-1.5 3.75-10 2.5-5		Ketamina + medetomidina	K (3-6) +MED (0.15-0.3)	IM	Antagonista de la medetomidina 5 veces la dosis de la medetomidina	(Comité bioética, 2014)
						Palomas Loro del amazonas	(Paul-Murphy y Fialkowski, 2001)
						Psitácidos	(Carpenter, 2018)
Isoflurano		1.8±0.4				Palomas hipercapnia, hipotensión, leve hipotermia y bloqueos auriculoventriculares de segundo y tercer grado	(Carpenter, 2018)
Dexmedetomidina	0.075	3-5 inducción 1.5-2.5 mantenimiento			IM	Mayoría de las especies Psitácidos	(Carpenter, 2018)

3.5 Monitorización

Es importante realizar la monitorización durante la anestesia ya que la profundidad anestésica sólo puede controlarse correctamente si el ave se vigila de forma cuidadosa y continua.

i. Reflejos

Se pueden vigilar los reflejos palpebrales, corneales, de la cera, interdigitales y el tirón de las alas. Conforme se avanza en la profundidad de la anestesia los reflejos van desapareciendo.

El reflejo corneal, generalmente es el último que desaparece e indica que el ave se ubica en un plano anestésico profundo (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010).

ii. Dolor

La respuesta de dolor del ave durante la cirugía se presenta con un incremento de la respiración, frecuencia cardíaca y/o movimiento. Se recomienda controlar este estímulo por medio del uso de analgésicos antes y durante el acto quirúrgico ya que de esta forma permite una estabilidad anestésica y disminuye la posibilidad de shock neurogénico durante el acto quirúrgico (Samour, 2010).

Dentro de los analgésicos empleados en aves se encuentran: Buprenorfina a una dosis de 0.02mg/kg IM, butorfanol a 3 mg/kg IM, carprofeno de 5-10 mg/kg IV, IM o VO; flunixin-meglubina de 1-10 mg/kg IM, ketoprofeno en dosis de 5-10 mg/kg IM y meloxicam a 0.5-1 mg/kg VO BID (Muñoz *et al.*, 2007; Samour, 2010).

iii. Temperatura

Es necesario conocer la temperatura corporal del ave antes de la inducción, así como durante el acto quirúrgico y en la recuperación y asegurarnos que esta se mantenga estable ya que si un ave intenta mantener su temperatura puede volverse hipoglucémica debido a la hipotermia además de presentarse vasoconstricción periférica, bradicardia, hipotensión y, cuando es intensa, fibrilación ventricular. Durante la antisepsia la eliminación excesiva de plumas, lavado preoperatorio,

aplicar alcohol en la zona de la cirugía producirá una pérdida de calor, la cual se deberá de considerar, sin embargo, las actividades de antisepsia se deben de considerar siempre indispensables (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010).

iv. Respiración

El patrón respiratorio es importante su evaluación ya que es un indicador de profundidad y estabilidad de la anestesia en ausencia de respuesta del dolor. Si se presenta un incremento en frecuencia y profundidad en la respiración, el ave está presentando dolor; o por el contrario cuando el ave entra en un estado profundo disminuye la frecuencia y la profundidad respiratoria lo que indica que la anestesia es más profunda. Dependiendo del tamaño corporal del ave, la frecuencia respiratoria no debe disminuir por debajo de 25-50 respiraciones/min ya que hay un riesgo de presencia de hipercapnia (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010).

v. Oxigenación y pulsioximetría

Asegurarse que el paciente presente una adecuada saturación parcial de oxígeno (SPO₂) es importante mantener la vigilancia de este parámetro durante la anestesia, el cual es un buen indicador de la calidad de la ventilación (Harcourt y Chitty, 2005).

vi. Frecuencia cardíaca y electrocardiografía

La monitorización cardíaca es fundamental cuando ya que ayuda a evaluar la relación con la frecuencia cardíaca, ritmo cardíaco, desviación del eje, agrandamiento de las cámaras cardíacas o anormalidades de la conducción. Los electrodos se colocan sobre el tarsometatarsiano lateral distal y las articulaciones carpianas de las dos alas y la frecuencia cardíaca nunca debe caer por debajo de 120 latidos/min (Santamarina *et al.*, 1998; Samour, 2010).

3.6 Complicaciones anestésicas en las aves

El objetivo principal de los protocolos anestésicos debe ser asegurar una adecuada oxigenación tisular y esto se logra por medio de una apropiada perfusión tisular, la sangre que llega a los tejidos debe contener una correcta cantidad de oxígeno. Con esto se debe minimizar o evitar las complicaciones anestésicas, por lo que, se debe:

- Identificar previamente las patologías que presenta el paciente a partir de la anamnesis, el examen clínico y los exámenes complementarios.
- Conocer los fármacos disponibles para elegir el más adecuado para el paciente y saber con cuáles combinarlos para reducir la dosis y disminuir los efectos secundarios.
- Prevenir las posibles complicaciones y adaptar el protocolo anestésico del paciente.

Los problemas que se presentan con más frecuencia durante la anestesia en los pacientes aviarios son: la regurgitación, hipoventilación, obstrucción de la vía aérea, hipotensión, hipotermia; daño ocular, paro cardiorrespiratorio, apnea entre otros (Edling, 2006; Muñoz *et al.*, 2019).

Para evitar este tipo de problemas, es pertinente mejorar la evaluación, estabilizar al paciente, la selección del protocolo anestésico y un seguimiento y monitorización de este. Esto ayudará a reducir la probabilidad que se presenten estos problemas.

i. Regurgitación

Puede ocurrir en cualquier momento de la anestesia debido a que se produce la relajación del esfínter esofágico favoreciendo la aparición del reflujo gastroesofágico por el uso de opioides, tiopental, Propofol, anestésicos inhalatorios. También puede ser por un retraso del vaciamiento gástrico debido al miedo, ansiedad, dolor, uso de opiáceos, así como de presión abdominal o una anestesia prolongada. Las consecuencias debido a la regurgitación son aspiración, neumonía o irritación esofágica (Bokser y Fernández, 2007; Muñoz *et al.*, 2019).

Las aves cuyo peso sea a mayor a 100g deben ser sometidas a un ayuno para permitir que el buche este vacío. Debe ser palpado antes de la inducción para evaluar que no presente alimento; si hay líquido en el buche se debe aspirar. Se debe intubar después de la inducción con el fin de ayudar a proteger la vía aérea en caso de regurgitación. El ave debe colocarse de tal forma que su cuello este elevado para reducir este riesgo (Edling, 2006).

ii. Hipoventilación

El ave debe de estar en una posición adecuada para evitar la compresión de los sacos aéreos y de los pulmones por los órganos abdominales ya que reducen su volumen efectivo. El intercambio de gases no se ve afectado. Los anestésicos provocan una depresión respiratoria dosis-dependiente, por lo que, si se encuentra

en una posición decúbito dorsal se debe comenzar con una ventilación manual o mecánica para evitar una hipercapnia e hipoxemia. Se recomienda que la posición del ave sea decúbito lateral y las alas no deben estirarse excesivamente porque puede producirse un daño en el plexo braquial y puede limitar los movimientos respiratorios (Edling, 2006; Muñoz *et al.*, 2019).

iii. Obstrucción de la vía aérea

Suele ocurrir debido al aumento de secreción en la vía aérea causado por la estimulación del tubo endotraqueal (Muñoz *et al.*, 2019). Los gases anestésicos deshidratan las vías y la depresión respiratorias hace que las secreciones no se movilicen obstruyendo esta vía o el tubo endotraqueal y las aves corren un alto riesgo debido a el diámetro estrecho de sus vías respiratorias y la fase espiratoria se prolonga (Longley, 2008).

iv. Hipotensión

Se presenta debido:

- Hipovolemia: hemorragia, disminución de fluidos preexistentes o perioperatorios, pérdida de líquidos (Muñoz *et al.*, 2019).
- Vasodilatación: uso de fármacos como el Propofol, anestésicos inhalatorios, así como debido a acidemia, hipoxemia, hipercapnia, endotoxemia, septicemia, reacción anafiláctica (Muñoz *et al.*, 2019).
- Inadecuado funcionamiento cardíaco: Se produce una depresión cardiovascular dosis-dependiente causada por la anestesia general generando bradicardia e hipotensión (Muñoz *et al.*, 2019).

v. Hipotermia

Al igual que otros animales durante la anestesia general, las aves pierden la capacidad de regular su temperatura corporal. Además, los gases administrados son fríos y secos, existe una exposición de piel y cavidades durante la cirugía o procedimiento diagnóstico y son pacientes con una razón de superficie corporal/volumen alto por lo que pierden rápidamente su temperatura (Muñoz *et al.*, 2019).

Las consecuencias a causa de la hipotermia son la reducción del metabolismo celular por la disminución del consumo de oxígeno, acidosis metabólica,

hiperglicemia, modificación hidroelectrolítica; se produce una bradicardia, se reduce la presión arterial por depresión de los barorreceptores por mencionar algunos (Muñoz *et al.*, 2019).

vi. Daño ocular

Durante la anestesia, la producción lagrimal disminuye, así como el acto de parpadear, por lo que puede ocurrir algún traumatismo y se deshidraten rápidamente. Es recomendable lubricar los ojos tras la inducción anestésica (Muñoz *et al.*, 2019).

vii. Paro cardiorespiratorio

La mortalidad anestésica en aves es alta. Existen tres causas frecuentes para que esto ocurra: sobredosis de anestésicos, hipovolemia e hipoxemia (Molina, 2006).

viii. Apnea

Los periodos de apnea pueden provocar trastornos metabólicos en las aves. Debido a que el intercambio de gases no se produce por un flujo de aire insuficiente a través de los pulmones (Edling, 2006).

ix. Hipercapnia

Se define como el valor de dióxido de carbono (CO_2) elevado o superior en la sangre. Este es un desecho del metabolismo celular y se elimina vía pulmonar. Las causas para que se presente es porque se produce más CO_2 entonces llega más al pulmón, porque se elimina menos CO_2 por causa de una hipoventilación (depresión respiratoria, reducción del volumen pulmonar, dolor, obstrucción de la vía aérea, hipotensión). Como consecuencia se tiene una depresión miocárdica, vasodilatación, acidosis (Muñoz *et al.*, 2019).

x. Hipoxemia

Es considerado como aquel valor inferior de oxígeno (O_2) en la sangre y se debe a la reducción de la capacidad residual funcional generando atelectasias que son zonas pulmonares que no están ventiladas y están perfundidas y la sangre no se oxigena y da una mezcla venosa provocando disnea, hiperventilación, taquicardia, arritmias, hipotensión (Muñoz *et al.*, 2019).

4. Justificación

A medida que los animales exóticos, en especial las aves, crecen su popularidad como animales de compañía, ha aumentado la necesidad de mejorar su nivel de atención médico-veterinaria. Por lo que es necesario desarrollar protocolos de anestesia que sean seguros y estables. Aunque cada día se realizan más estudios sobre esta especie, los fármacos utilizados se han ido modernizando por lo que las dosis utilizadas, se basan en recomendaciones o derivadas de la extrapolación de otras especies como consecuencia se incrementa los riesgos de accidentes durante la anestesia.

5. Pregunta de investigación.

¿Existen alternativas anestésicas que sean seguras para las aves y se puedan administrar por vía parenteral?

6. Objetivos

General

Comparar los parámetros fisiológicos de periquitos anestesiados con distintos protocolos farmacológicos.

Específicos

- Determinar y comparar los parámetros fisiológicos de las aves durante la inducción, mantenimiento y recuperación de la anestesia.
- Evaluar protocolos anestésicos con diferentes vías de administración.

7. Hipótesis

Los agentes inhalados proporcionan mayor seguridad para producir anestesia general en las aves.

8. Material y métodos

8.1 Sitio de trabajo

El presente estudio se llevó a cabo en el laboratorio de Cirugía Experimental del Departamento de Producción Agrícola y Animal de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, ubicada en Calzada Del Hueso 1100, Villa Quietud, Coyoacán, 04960 Ciudad de México.

8.2 Ejemplares

El estudio se realizó con 8 periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*) adultos y clínicamente sanos (4 hembras y 4 machos entre 6 meses y 1 año) y separados por género. Se adaptaron en 2 jaulas divididas en 2 con medidas de 80x50x50 cm durante 15 días. Las aves fueron alimentadas con una mezcla comercial de semillas (*Panicum miliaceum* 40%, *Phalaris canariensis* 10% y *Avena sativa* 10%) y se les proporcionó agua potable fresca *ad libitum* durante todo el experimento.

8.3 Bienestar animal

Durante el estudio se vigiló el bienestar animal de las aves apegándose a la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999 acerca de las especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio tomando en cuenta los puntos 4.4 (obtención de animales), 4.5.3 (salud animal), 4.6 (identificación y registro), 4.7 (alimento), 5.1.1 y 5.1.1.1 (confinamiento o encierro primario), 5.1.6 (manipulación e inmovilización); 8.1 (analgesia y anestesia), 8.1.1 (pre anestésicos), así como a la Norma Oficial Mexicana “NOM-064-ZOO-2000 Que indica las pautas técnicas y científicas para la clasificación, prescripción, comercialización y uso de los ingredientes activos empleados en la formulación de los productos farmacéuticos veterinarios por su nivel de riesgo”, para evitar que éstos puedan ser nocivos a la salud animal bajo el artículo tercero donde especifica que el grupo I que está conformado por aquellos ingredientes activos de productos farmacéuticos veterinarios restringidos para venta mediante receta médica cuantificada y uso exclusivo del médico veterinario (NOM-062-ZOO-1999, 2002; NOM-064-ZOO-2000, 2003).

8.4 Diseño experimental

En la siguiente figura (Figura 6), representa las etapas del diseño experimental

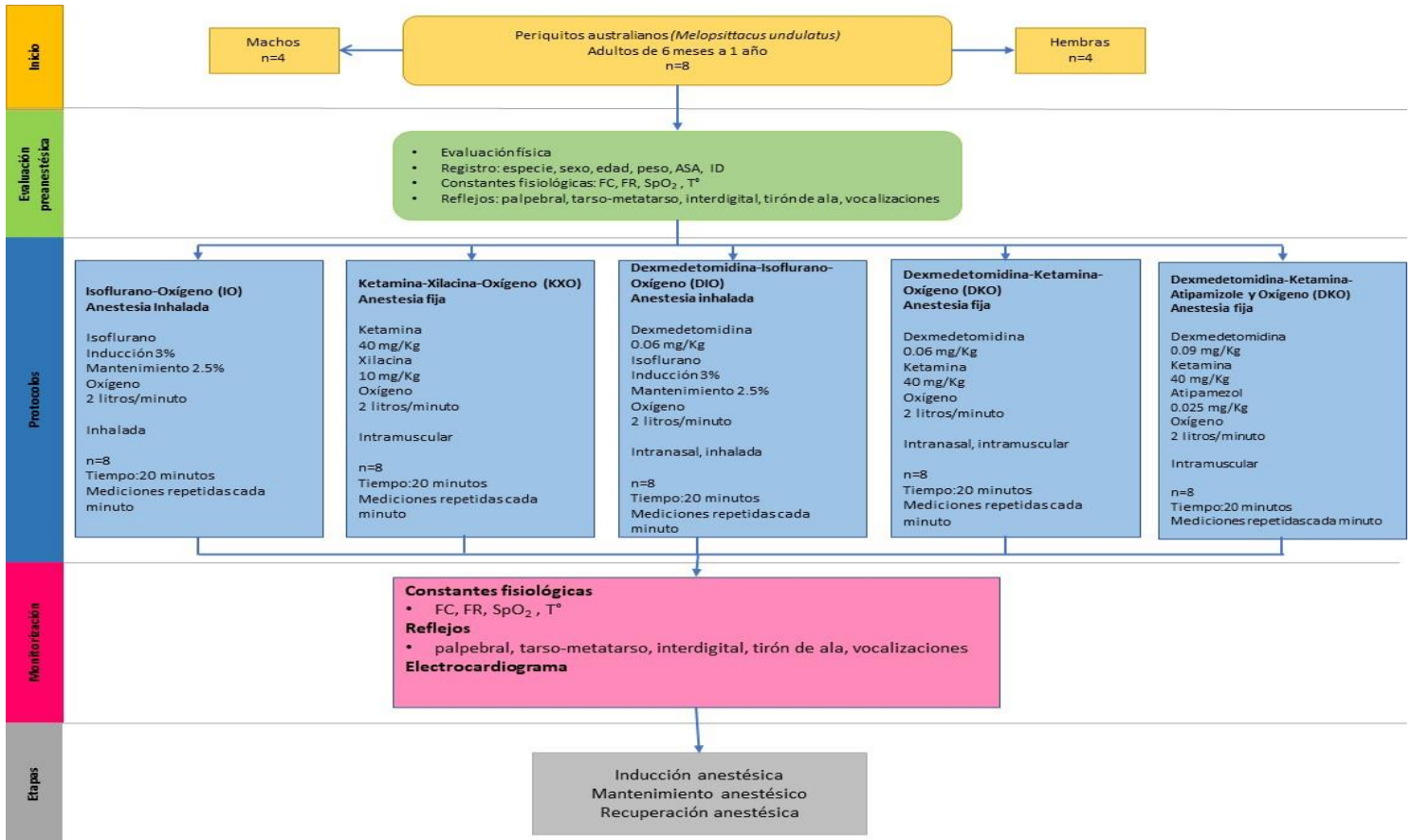


Figura 6. Etapas del diseño experimental del proyecto de Evaluación de diferentes protocolos anestésicos para periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*).

8.5 Fármacos utilizados

i. Isoflurano (Sofloran® Vet)

Solución de éter halogenado utilizado para anestesia general por inhalación.

Sofloran® Vet PISA AGROPECUARIA, México. Anestésico inhalado. Sofloran® Vet, está indicado para el uso como anestésico general por inhalación, tanto para la inducción como el mantenimiento de la anestesia general en todo tipo de cirugías en diferentes animales como perros, gatos, caballos, conejos, ratones, ratas,

iguanas, víboras; particularmente en pacientes que presentan alto riesgo o que serán sometidos a neurocirugía, cirugía cardíaca y anestésias repetidas (Figura 7).



Figura 7. SOFLORAN ® VET (ISOFLURANO) PISA AGROPECUARIA, México. Anestésico inhalado con la que se realizará la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 1 (IO: Isoflurano, Oxígeno) y protocolo anestésico 3 (DIO: Dexmedetomidina, Isoflurano y Oxígeno).

ii. Clorhidrato de ketamina (Clorkétam 1000®)

Solución inyectable de Clorhidrato de Ketamina para producir anestesia general por vía intramuscular o intravenosa en procedimientos quirúrgicos breves.

Clorkétam 1000® VETOQUINOL, México. Es un anestésico general de acción ultracorta con la capacidad de eliminar la sensibilidad al dolor y la conciencia, es usado caninos, felinos domésticos y animales de laboratorio (Figura 8).

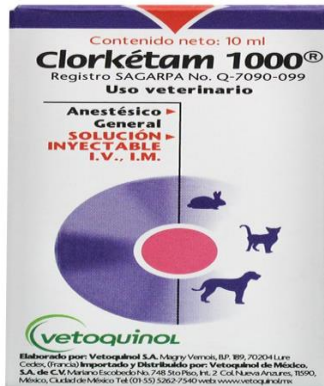


Figura 8. CLORKÉTAM 1000 ® (KETAMINA) VETOQUINOL, México. Anestésico inyectable con la que se realizará la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 2 (KX: Ketamina, Xilazina), protocolo anestésico 4 (DKO: Dexmedetomidina, Ketamina y Oxígeno) y protocolo anestésico 5 (DKAO: Dexmedetomidina, Ketamina, Atipamezol y Oxígeno) .

iii. Clorhidrato de xilazina (Procin®)

Clorhidrato de Xilazina utilizado como tranquilizante y relajante muscular.

Procin® PISA AGROPECUARIA, México. Compuesto no narcótico de acción tranquilizante, analgésica, así como relajante muscular para uso en perros, gatos, ovinos y caprinos (Figura 9).



Figura 9. PROCIN® (XILAZINA) PISA AGROPECUARIA, México. Preanestésico, analgésico, sedante y relajante muscular que se utilizará en combinación con Clorhidrato de ketamina para generar la anestesia general de los ejemplares en la etapa de inducción y mantenimiento anestésico para el protocolo anestésico 2 (KXO).

iv. Dexmedetomidina (Dexdomitor ®)

Clorhidrato de dexmedetomidina utilizado como sedante y analgésico no narcótico.

Dexdomitor ® ZOETIS, México. Es un sedante de última generación de fármaco α -2 agonista que aporta analgesia y relajación muscular e introduce a una sedación y recuperación controlada (Figura 10).



Figura 10. DEXDOMITOR® (DEXMEDETOMIDINA) ZOETIS, México. Sedante y analgésico no narcótico que se utilizará previo a la aplicación de ketamina en los protocolos anestésicos 3 (DIO: Dexmedetomidina, Isoflurano y Oxígeno), 4 (DKO: Dexmedetomidina, Ketamina y Oxígeno) y 5 (DKAO: Dexmedetomidina, Ketamina, Atipamezol y Oxígeno).

v. Atipamezol (Antisedan ®)

Hidrocloruro de atipamizol agente antagonista de los efectos sedantes y analgésicos de la demetomidina y dexmedetomidina.

Antisedan ® ZOETIS, México. Es un receptor antagonista selectivo adrenérgico α -2 que revierte los efectos sedantes y analgésicos de la demetomidina y dexmedetomidina (Dexdomitor ®). Se administra de 15 a 60 minutos después (Figura 11).



Figura 11. ANTISEDAN® (ATIPAMEZOL) ZOETIS, México. Receptor antagonista selectivo adrenérgico α -2 que será administrado después de la ketamina en el protocolo anestésico 5 (DKAO: Dexmedetomidina, Ketamina, Atipamezol y Oxígeno).

8.6 Valoración pre anestésica

i. Observación física mediante observación directa

Esta se realizó por medio de un examen físico no invasivo donde se inspeccionó de manera visual a los 8 ejemplares, de igual forma se observó su jaula, perchas, higiene, actitud y desplazamiento dentro del mismo (Varela, 2007; Maldonado *et al.* 2008). Posteriormente se ejecutó un examen invasivo y una vez finalizada la evaluación se procedió a clasificar al ave de acuerdo con el grupo de riesgo (ASA) determinado por *American Society of Anesthesiologists* (López y Torres, 2017).

ii. Registro de datos del paciente

Una vez examinado el ejemplar, se registró en la hoja de evaluación anestésica los datos correspondientes a especie, sexo, edad, peso, ASA e ID de cada periquito (Figura 12).

HOJA DE EVALUACIÓN ANESTÉSICA

Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco. Ciencias Biológicas y de la Salud.
Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. UEA: Técnicas y terapéutica quirúrgica

Trimestre:		Grupo:		Profesor responsable:	
Equipo:		Fecha:		Técnicas quirúrgicas realizadas:	
Cirujano /Anestesiista					
Primer Ayudante					
Segundo ayudante					
Instrumentista					
Anestesiista					

DATOS DEL PACIENTE:

FECHA: _____

Especie:	<i>Melopsittacus undulatus</i>	Sexo: M /H/SS	ID. Paciente:		
Edad:		Peso:		ASA:	

Figura 12. Caratula de la hoja de evaluación anestésica donde se registrarán los datos obtenidos de cada ejemplar.

iii. Registro de parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica

Se tomaron las constantes fisiológicas iniciales en la etapa pre anestésica de cada una de las aves y fueron registradas en la hoja de evaluación anestésica, las cuales son: frecuencia cardíaca (FC) en latidos por minuto (bpm), frecuencia respiratoria (FR) en respiraciones por minuto (rpm), así como la saturación parcial de oxígeno (SPO₂) y temperatura (T) en (°C): de igual forma se evaluó los reflejos palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala y vocalizaciones (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010) y fueron registrados en la hoja de evaluación anestésica.

8.7 Protocolos

A continuación, se describe el procedimiento a ejecutar para cada uno de los protocolos a evaluar, así como el material necesario para su realización.

i. Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno)

Una vez obtenido el peso corporal de cada periquito por medio de la báscula, en una cámara de anestesia transparente se colocó cada ave para proceder con la etapa de inducción anestésica, para ello se utilizó el isoflurano (Sofloran®/Vet Pisa

Agropecuaria, México) a un porcentaje de concentración del 3% adicionado de oxígeno a 2 litros por minuto (Carpenter, 2018; Coles, 1997; Edling, 2005; Longley, 2008; Muir y Husbell, 2000). Para esta etapa se registró cada minuto durante 5 minutos la FC, FR, SPO₂, Reflejos (palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala) y vocalizaciones (Fotografía 1).



Fotografía 1. Cámara de anestesia conectada a la máquina de anestesia inhalada con el periquito para proceder a la etapa de inducción anestésica.

Cuando los periquitos presentaron signos clínicos de anestesia fueron retirados de la cámara anestésica y colocados sobre el tapete térmico ubicado en la mesa de exploración para posteriormente colocarles una máscara facial que ayudó para suministrar el anestésico inhalado para proseguir con la etapa de mantenimiento con isoflurano a un porcentaje de concentración del 2.5% (Edling, 2005; Longley, 2008; Muir y Husbell, 2000). Durante esta etapa se realizó monitorización cada minuto durante 10 minutos de las FC, FR, SPO₂, T, reflejos (palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala), vocalizaciones además se realizó un electrocardiograma (Fotografía 2).



Fotografía 2. Colocación de máscara facial y evaluación de reflejo de tirón de ala.

Finalizado el tiempo de mantenimiento anestésico, se retiró la máscara facial de la cabeza del periquito para pasar a la etapa de recuperación; donde se registró cada minuto durante 5 minutos la FC, FR, SPO_2 ,

T, reflejos (palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala), vocalizaciones hasta su total recuperación (capacidad de incorporarse de manera normal) para así dar por concluido el procedimiento anestésico.

Se dio un tiempo de recuperación a los ejemplares de aproximadamente de 2 a 3 semanas para poder llevar a cabo el siguiente protocolo.

ii. Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno)

Una vez obtenido el peso corporal de cada periquito por medio de la báscula, se procedió a calcular las dosis (cantidad de medicamento que hay que administrar para producir el efecto deseado) de cada ejemplar, este se obtiene realizando una regla de tres incorporando el peso (convertir a kg) multiplicándolo por la dosis del fármaco (mg) dividido entre Kg; una vez obtenido este resultado (X_1) se realizó una segunda regla de tres que consiste en multiplicar los mg obtenidos en la primera regla (X_1) con los mg indicados en la concentración del fármaco dividido entre el vehículo c.b.p (mL) del mismo que nos indica los mL necesarios de este (X_2).

Las dosis para los fármacos son las siguientes: Ketamina a una dosis de 40 mg/kg y en el caso de la xilazina es de 10 mg/kg (Paul-Murphy y Fialkowski, 2001).

El procedimiento del cálculo de dosis se muestra a continuación.

a) Para la xilazina

1er regla de tres		2da regla de tres	
10 mg	Kg	20 mg	1mL
X ₁	Kg del ave	Valor obtenido de la primera regla (X ₁)	X ₂

b) Para la ketamina se procede con los pasos anteriores

1er regla de tres		2da regla de tres	
40 mg	Kg	100 mg	10mL
X ₁	Kg del ave	Valor obtenido de la primera regla (X ₁)	X ₂

(Argueta y Argueta, 2015; Atalan *et al.*, 2002; Carpenter, 2018; Comité bioética, 2014; Edling, 2005; Ludders y Matthews, 1996; Paul-Murphy y Fialkowski, 2001).

Obtenidas las dosis, se administró por vía intramuscular en el músculo pectoral (Edling, 2006; Longley, 2008) por medio de una jeringa para insulina con aguja del calibre 30G (Chitty, 2005).

Cuando los periquitos presentaron signos clínicos de anestesia (pérdida de la conciencia, sensibilidad, motilidad y reflejos) fueron colocados sobre el tapete térmico ubicado en la mesa de exploración (Fotografía 3). Subsiguientemente se procedió a monitorizar cada minuto durante 10 minutos la FC, FR, SPO₂, T, reflejos (palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala), vocalizaciones y se tomó un trazo electrocardiográfico.



Fotografía 3. Pérdida de conciencia, motilidad y reflejos del periquito después de la administración de la Ketamina y Xilazina.

Finalizado el tiempo de mantenimiento anestésico, se registró cada minuto durante 5 minutos la FC, FR, SPO₂, T, reflejos (palpebral, tarsometatarso, interdigital, tirón de ala), vocalizaciones hasta su total recuperación (capacidad de incorporarse de

manera normal) y se administró oxígeno durante esta etapa. Se dio un tiempo de recuperación a los ejemplares de aproximadamente de 2 a 3 semanas para poder proseguir con el siguiente protocolo.

iii. Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)

Se obtuvo el peso corporal de cada ave apoyándose de la báscula digital. Una vez obtenido este dato, se procedió a calcular las dosis correspondientes de los fármacos, para la dexmedetomidina se realizó un ajuste de dosis de 0.060 mg/kg (dosis recomendada fue de 40 mg/kg) (Mumm y Mans, 2022). Una vez calculadas las dosis se administró de manera intranasal (IN) la dexmedetomidina en las fosas nasales dividiendo la dosis entre ambas fosas nasales (fotografía 4), 10 minutos después se administró por vía inhalada isoflurano en las siguientes concentraciones 3% para inducción y 2.5% para mantenimiento, así como oxígeno a 2 litros/minuto. Cuando los periquitos presentaron signos clínicos de anestesia fueron colocados sobre el tapete térmico ubicado en la mesa de exploración y se procedió a registrar los valores de cada una de las constantes fisiológicas como se describió anteriormente, así como los electrocardiogramas.



Fotografía 4. Administración de la dexmedetomidina de forma intranasal (IN) en un periquito australiano.

iv. Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)

Se obtuvo el peso corporal de cada uno de los ejemplares por medio de la báscula digital para así poder calcular la dosis de dexmedetomidina a 0.060 mg/Kg de acuerdo con este dato, así como el cálculo de dosis de ketamina que fue de 40 mg/Kg (Paul-Murphy y Fialkowski, 2001). Conseguido esto, se procedió a administrar la dexmedetomidina por vía intranasal (IN) dividiendo la dosis total entre dos para colocarla en cada fosa nasal, después de 10 minutos se administró la ketamina por vía intramuscular (IM) en el músculo pectoral (Edling, 2006; Longley, 2008) por medio de una jeringa para insulina con aguja del calibre 30G (Chitty, 2005).

Cuando los periquitos mostraron signos de anestesia (pérdida de conciencia, sensibilidad, motilidad y reflejos) se colocaron en la mesa de exploración y se monitoreo cada una de las constantes fisiológicas, así como los reflejos y se tomaron los trazos electrocardiográficos correspondientes. A partir de la etapa de inducción hasta la recuperación anestésica se administró oxígeno como soporte y apoyo.

v. Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)

Para este protocolo una vez más se obtuvo el peso corporal de cada uno de los periquitos tanto de la dexmedetomidina pero en esta ocasión a una dosis de 0.09 mg/Kg, para la ketamina de 40 mg/Kg (Paul-Murphy y Fialkowski, 2001) y la dosis del atipamezol se calculó a $\frac{1}{4}$ de dosis de la dexmedetomidina (0.0225 mg/kg) (Mumm y Mans, 2022). Se procedió a cargar en una sola jeringa de insulina tanto la dosis de la dexmedetomidina y la ketamina para su combinación y se administró por vía intramuscular (IM) en el músculo pectoral. Se monitorearon cada una de las constantes fisiológicas, así como reflejos y se tomaron los electrocardiogramas. Al finalizar la etapa de recuperación se administró de manera intramuscular (IM) el atipamezol para ayudar a los periquitos a revertir el efecto de la dexmedetomidina y se comenzó a administrar oxígeno para una mejor recuperación (Fotografía 5).



Fotografía 5. Administración de oxígeno en los periquitos ubicados en la cámara anestésica.

8.8 Monitorización de parámetros fisiológicos

La monitorización de las aves se llevó a cabo de manera continua desde la etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica. La información fue registrada cada minuto en la hoja de evaluación anestésica, así como el total de fármacos utilizados. El procedimiento tuvo una duración de 5 minutos de inducción, 10 minutos de mantenimiento y 5 minutos de recuperación.

Los parámetros fisiológicos monitorizados fueron:

- i. Frecuencia cardíaca (FC)

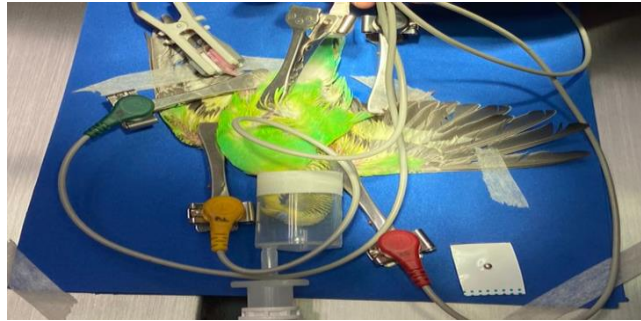
La frecuencia cardíaca (FC) se midió por medio de dos aparatos:

El primer aparato que es de apoyo para la medición de la FC es el pulsioxímetro veterinario OX-100 (KONTROLab®, Italy). El sensor de pulsioximetría se colocó en uno de los dedos del ave y se monitoreo cada minuto durante 20 minutos que dura todo el procedimiento.

El segundo aparato que ayudó a la medición de la frecuencia cardíaca es por medio de un electrocardiograma a partir del trazo electrocardiográfico (ECG) utilizando la derivada II a una velocidad de 50 mm/seg y una sensibilidad de 1mV (Ludders, 2008). Para ello se utilizó un ECG-10 AV (SHINOVA®, China).

Para ello, el periquito se colocó en decúbito dorsal para colocar los electrodos de la siguiente manera:

- A) Electrodo rojo en el ala derecha.
- B) Electrodo amarillo en ala izquierda.
- C) Electrodo verde en pata izquierda.
- D) Electrodo negro en pata derecha.
- E) Electrodo blanco en el pecho (Fotografía 6).



Fotografía 6. Ubicación de los electrodos de acuerdo con el color para la medición de la frecuencia cardíaca. A: electrodo rojo en el ala derecha, B: electrodo amarillo en el ala izquierda, C: electrodo verde en la pata izquierda, D: electrodo negro en la pata derecha, E: electrodo blanco en el pecho.

En las alas se fijan en entre los márgenes craneales proximales cercanos a la articulación de los hombros mientras que en las patas deben de estar a la altura del cóndilo lateral del fémur o en la región medio tibial craneal. Los electrodos se fijan por medio de las pinzas a traumáticas que están en contacto con la piel evitando el contacto con las plumas para minimizar los artefactos eléctricos y evitar variaciones o errores de medición. Se aplicó gel conductor en los puntos de contacto para mejorar de esta forma la transmisión eléctrica (Santamarina *et al.*, 1998).

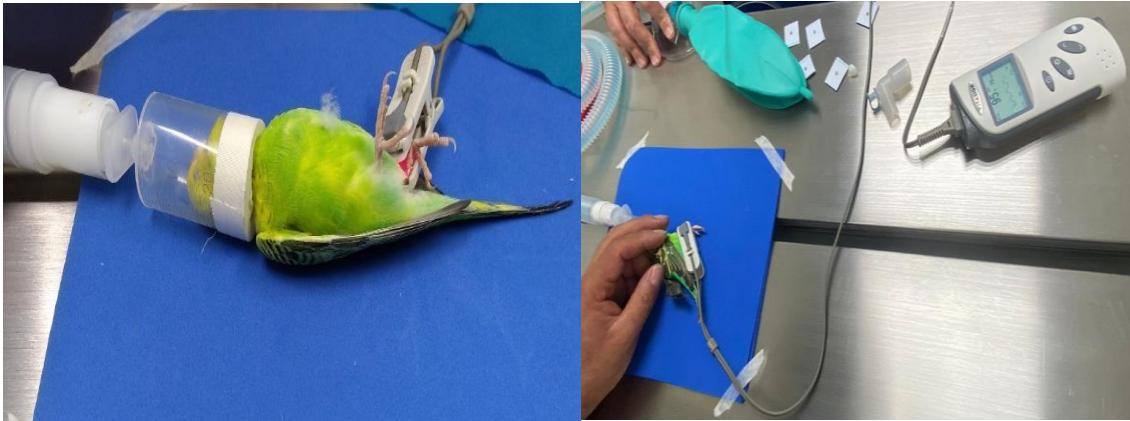
El ECG se tomó entre el minuto 10 y 12 durante la etapa de mantenimiento anestésico. De esta forma, el electrocardiograma es de apoyo para determinar la frecuencia cardíaca (Santamarina *et al.*, 1998).

ii. Frecuencia respiratoria (FR)

La frecuencia respiratoria se tomó contando los movimientos del toráx durante 15 segundos y fue multiplicado por 4 para obtener el total de respiraciones por minuto (rpm), esto se registró cada minuto en las etapas de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica (Sanmiguel *et al.*, 2018).

iii. Saturación parcial de oxígeno (SpO₂)

Para medir esta variable se utilizó un pulsioxímetro veterinario OX-100 (KONTROLab©, Italy). El sensor de pulsioximetría es colocado en uno de los dedos del ave y se tomó lectura cada minuto durante 20 minutos que dura las tres etapas anestésicas (Fotografía 7) (Pérez Rivero, 2020; Mejía y Mejía, 2012).



Fotografía 7. Colocación del sensor del pulsioxímetro en uno de los dedos del ave para la medición de la saturación parcial de oxígeno.

iv. Temperatura (T)

La temperatura (T) se midió por medio de un termómetro digital que será introducido en la cloaca de cada ave (Fotografía 8). El registro de esta variable fue en el minuto 0 y 18 del procedimiento (Samour, 2010).

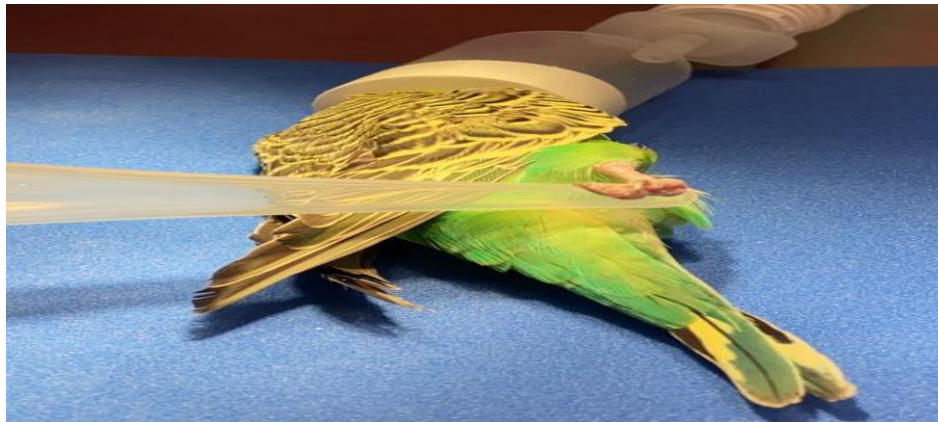


Fotografía 8. Toma de temperatura (T) por medio de un termómetro digital.

v. Profundidad anestésica (Reflejos y vocalizaciones)

El nivel de profundidad anestésica se valoró por medio de la ausencia de los reflejos palpebral, del tarsometatarso e interdigital, así como falta de retracción del tirón de ala y vocalizaciones (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010).

Para el reflejo palpebral se observó al ave si parpadeaba o no, del reflejo tarsometatarso si se retrae esta zona al momento de tirar de él, en cuanto al reflejo interdigital se evaluó mediante el roce de un objeto no punzocortante en la parte interdigital y si está no reaccionaba al roce se consideraba como nula (Fotografía 9). La siguiente evaluación que se realizó para determinar la profundidad anestésica es el tirón de ala el cual consiste en tirar el ala del ave y si está no retrae indica que hay una profundidad adecuada y por último se toma en cuenta las vocalizaciones donde si hay ausencia es indicador de una buena profundidad anestésica (Harcourt y Chitty, 2005; Samour, 2010).



Fotografía 9. Evaluación de reflejo interdigital en el ave.

vi. Trazo electrocardiográfico (ECG)

El ECG se tomó en el minuto 10 o 12 durante la etapa de mantenimiento anestésico. De esta forma, el electrocardiograma es de apoyo para determinar la frecuencia cardíaca (FC), el ritmo cardíaco, la medición de las amplitudes y duración de las ondas, así como de los segmentos e intervalos (Santamarina *et al.*, 1998). Para ello se colocan los electrodos como se describió anteriormente.

8.9 Análisis estadístico

Para el análisis estadístico se consideró un modelo estadístico de mediciones repetidas (longitudinal) que cumple con el modelo:

$$y_{ijk} = \mu + \alpha_{j(i)} + \beta_k + \alpha\beta_{ik} + \beta\pi_{kj(i)} + \varepsilon_{ijk}$$

En el cual μ es el promedio general, α_i corresponde al efecto del grupo o tratamiento, $\pi_{j(i)}$ al efecto del individuo j del grupo o tratamiento i, β_k el efecto del tiempo y los términos $\alpha\beta_{ik}$ y $\beta\pi_{kj(i)}$ a las interacciones entre los factores y ε_{ijk} a los errores asociados a dichos periodos (Gutiérrez y Manrique 1996; Ruíz, 2004).

Para el cálculo del tamaño mínimo de muestra con una confianza del 95% se utiliza la siguiente fórmula:

$$n = \frac{Z^2 pq}{d^2}$$

Sustituyendo los valores se obtiene:

$$n = \frac{(1.96)^2 * (0.05)(0.05)}{(0.05)^2} = 384.16$$

Se necesitaría un total de 384 periquitos como tamaño de muestra, pero se realiza un ajuste del tamaño mínimo de muestra con la siguiente fórmula:

$$n \text{ ajustada} = \frac{N * n}{N + n}$$

Sustituyendo:

$$n \text{ ajustada} = \frac{384 * 8}{384 + 8} = 7.66$$

Por lo que el tamaño de muestra para el proyecto de investigación es de 8 periquitos australianos (Pérez Rivero *et al.*, 2017).

Se analizaron las variables Frecuencia Cardíaca (FC), Frecuencia Respiratoria (FR), Saturación de oxígeno (SpO₂), Temperatura (T) y Profundidad anestésica por medio de la evaluación de ausencia o presencia del reflejo palpebral, del tarsometatarso e interdigital, así como falta de retracción del tirón de ala y vocalizaciones y se llevará a cabo un Electrocardiograma (ECG).

Posteriormente, los datos obtenidos fueron descargados en una tabla de Excel correspondiente a la hoja de evaluación anestésica donde cada columna corresponde a: hora de inicio, hora de alta, identificador (ID), unidad experimental

(UE), Protocolo, sexo, edad, ASA, peso (g), tiempo, etapa, FC,FR, SPO₂, T, reflejos e intervalos PR, P. QRS, T,QT, BPM y análisis obtenidos de cada electrocardiograma. Las filas corresponden a la repetición de la medición de cada periquito durante el intervalo de tiempo establecido (Tabla 1).

Tabla 1. Ejemplo de tabla donde se registran todos los valores registrados en la hoja de evaluación anestésica.

H I	H A	I D	U E	Pr o t o c o l o	S e x o	E d a d	A S A	P e s o (g	Ti e m p o	Etap a	F C	F R	S P O 2	T e m p	R P	R I	R T M	T A	V o c	I P R	I P	I Q R S	I T	I Q T	B P M	A ná l i s i s
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	0	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	1	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	2	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	3	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	4	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	5	Indu cció n																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	6	Mant enim iento																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	7	Mant enim iento																
		J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	8	Mant enim iento																

J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	9	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	10	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	11	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	12	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	13	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	14	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	15	Mant enim iento
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	16	Rec uper ació n
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	17	Rec uper ació n
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	18	Rec uper ació n
J 1 v e r d e	1	IO	M a c h o	1	1	3 3	19	Rec uper ació n

J	1	IO	M	1	1	3	20	Rec
1			a			3		uper
v			c					ació
e			h					n
r			o					
d								
e								

Se realizaron dos análisis estadísticos en el primero se valoró cada una de las constantes fisiológicas medidas dentro de los animales de cada protocolo anestésico (dentro de grupo) mediante una prueba de Kruskal-Wallis (Núñez, 2018) y en caso de existir diferencias estas se determinó con una prueba de Tukey (García *et al.*, 2001), considerando un valor de alfa de 0.05. Por otro lado, se compararon las diferentes constantes fisiológicas entre los protocolos anestésicos (entre grupos) mediante una prueba de Kruskal-Wallis y en caso de existir diferencias estas se determinaron con una prueba de Tukey, considerando un valor de alfa de 0.05. Se analizará un total de 7188 datos. Todos los datos obtenidos fueron sometidos a una prueba de normalidad de Jarque-Bera (Meng y Jiang, 2023), no se presentó una distribución normal en los datos.

Todas las pruebas se ejecutaron en el software de estadística Paleontological statistics (PAST) (Hammer *et al.* 2001).

Las constantes fisiológicas se analizaron en cada protocolo anestésico, por ejemplo, para la variable frecuencia cardíaca (FC) se tomarán los datos obtenidos en los minutos 0,3,6,9,12,15,18 de cada periquito. Con ayuda del programa PAST, estos datos se les realizó un resumen estadístico donde despliega la información de número, mínimo, máximo, suma, media, error estándar, varianza, desviación estándar, mediana, percentil 25, percentil 75, oblicuidad, curtosis, geometría media y coeficiente de variación, además de analizar estos datos a través del método de Kruskal-Wallis y en caso que indique que hay una diferencia significativa entre las medianas de las muestras se somete a un análisis por el método de Tukey para conocer donde están esas diferencias. Esto se llevó a cabo para cada una de las variables.

9. Resultados

En este apartado se da a conocer los resultados obtenidos durante la evaluación de diferentes protocolos anestésicos para periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*). Donde el objetivo general del proyecto es evaluar los parámetros fisiológicos de periquitos anestesiados con distintos protocolos farmacológicos.

9.1 Etapa pre anestésica

Antes de llevar a cabo los protocolos anestésicos del diseño experimental, se realizó una evaluación física a las aves, se registraron sus pesos, sexo, así como el valor inicial de los parámetros fisiológicos FC, FR, SpO₂ y T considerados como parámetros fisiológicos en estado basal (Tabla 2).

Tabla 2. Parámetros fisiológicos en estado basal de las aves.

FC	FR	SpO ₂	T
216±12 bpm	164±23 rpm	97%	42±0.6 °C

De igual forma, se registraron los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones confirmando lo esperado todos son positivos, es decir, hay presencia de reflejos como se puede observar en la tabla de comparación de la profundidad anestésica iniciales entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa pre anestésica (Tabla 3).

Tabla 3. Profundidad anestésica (PA) en la valoración pre anestésica en estado basal.

Reflejo				
Palpebral	Interdigital	Tarso- metatarso	Tirón ala	Vocalizaciones
++++	-++++	-++++	++++	-++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++
++++	++++	++++	++++	++++

Además, se realizó la toma de los ECG antes de la ejecución de los protocolos anestésicos, se utilizó la derivada II para determinar la frecuencia cardíaca (FC), el

análisis del ritmo y las alteraciones P-QRS-T. El cálculo del eje cardíaco se obtuvo por medio de las derivaciones I y III; las medidas de los intervalos se obtuvieron por el análisis arrojado por el electrocardiograma (Tabla 4).

Tabla 4. Valores de los intervalos PR, P, QRS, T, QT y FC de los electrocardiogramas registrados en periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) en estado basal.

		Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	BPM
Mediana	±	46±9	53±11	289±37	41±5	119±28	230±9
Error estándar							
Rango intercuartílico Q1-Q3		42-82	26-77	249-438	33-57	82-184	210-240

Se realizó el análisis de cada uno de los ECG y estos arrojaron que la mediana de la frecuencia cardíaca de los periquitos fue de 230±9 latidos por minuto. Se presentó un ritmo sinusal normal en todos los periquitos. La onda P predominante fue positiva en las derivaciones II, III, aVR y aVF (100% respectivamente) y aVL (80%). Por otro lado, el intervalo PR presentó una media de 46±9 ms, el intervalo P obtuvo un valor de 53±11 ms, el intervalo QRS es de 289±37, el intervalo T fue de 41±5 ms y el intervalo QT su valor fue de 119±28 ms. El complejo QRS en la derivación II todos son estrechos y negativos (100%) mientras que el segmento ST es elevado en todos los casos y la onda T es positiva en las derivaciones II,III y aVF (100%) y negativa en aVF y aVR (100%). En el caso del valor del eje cardíaco va desde -30° a -90°. En cuanto a la presencia de ondas patológicas no se encontró alguna y todos presentan taquicardia ventricular.

9.2 Protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno (IO)

i. Etapa pre anestésica

Se les realizó un examen físico general, se obtuvo su peso, edad, sexo y se les asignó un identificador (ID). Se midieron los parámetros fisiológicos iniciales los cuales son: FC, FR, SpO₂, T y de esta forma de igual forma determinar su estado de salud y poder clasificarlos de acuerdo con el grupo de riesgo ASA. Además, se evaluó los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones.

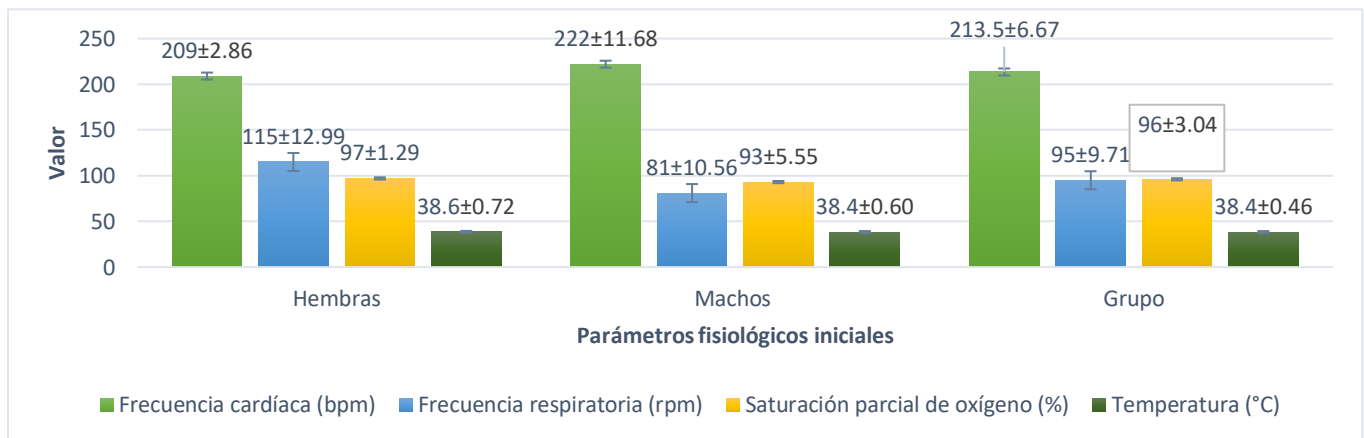
De manera inicial, las hembras (n=4) presentaron una mediana de peso vivo de 30.5 ± 2.27 g, una FC de 209 ± 2.86 bpm, FR de 115 ± 12.99 rpm, SpO₂ de 97 ± 1.29 %, para la T fue de 38.6 ± 0.72 °C.

Los machos (n=4) mostraron una mediana de peso vivo de 30 ± 2.01 g, una FC de 222 ± 11.68 bpm, FR de 81 ± 10.56 rpm, SpO₂ de 93 ± 5.55 %, para la T fue de 38.4 ± 0.6 °C.

Para el grupo total n=8 se presentaron una mediana de peso vivo de 30.5 ± 1.42 g, una FC de 213.5 ± 6.67 bpm, FR de 95 ± 9.71 rpm, SpO₂ de 96 ± 3.04 %, para la T fue de 38.4 ± 0.46 °C.

En la gráfica 1 se presenta la comparación de los parámetros FC, FR, SpO₂ y T de las medianas y su error estándar entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa preanestésica del protocolo anestésico isoflurano y oxígeno.

Gráfica 1. Parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.



ii. Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica

Durante estas etapas del protocolo anestésico, se monitorearon cada uno de los parámetros fisiológicos por un tiempo determinado, para la inducción anestésica corrió desde el minuto 0 hasta el minuto 5, en el mantenimiento anestésico se tomó desde el minuto 6 hasta el minuto 15 y a partir del minuto 16 al 20 se consideró la etapa de recuperación anestésica.

Se consideró el percentil 50 (mediana) \pm error estándar, las medidas de dispersión se determinaron por medio del intervalo entre el percentil 25 y 75 de cada uno de los parámetros fisiológicos, así como del trazo electrocardiográfico considerando los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 que corresponden a dos datos para cada una de las

etapas. Además del análisis descriptivo se ejecutó un análisis estadístico para cada parámetro fisiológico por medio de la prueba Kruskal-Wallis con la finalidad de determinar si hay una diferencia significativa entre las medianas de la muestra con un valor de significancia de $p < 0.05$ y en caso de salir significativo se hizo una prueba Tukey con $p < 0.05$ para determinar dónde está esa diferencia.

En la siguiente tabla se muestra la información obtenida del percentil 50 (mediana) \pm error estándar y de las medidas de dispersión para los parámetros fisiológicos, del ECG y PA para los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 así como del resultado del análisis estadístico por medio de la prueba Kruskal-Wallis y Tukey del protocolo anestésico isoflurano y oxígeno (Tabla 5).

Tabla 5. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.

Tiempo (minutos)		0	3	6	9	12	15	18	Kruskal-Wallis (p)
FC (bpm)	Mediana \pm Error estándar	214 \pm 7	232 \pm 11	247 \pm 16	213 \pm 10	226 \pm 6	223 \pm 12	224 \pm 9	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	208-226	203-249	213-262	207-226	222-242	197-239	219-250	
FR (rpm)	Mediana \pm Error estándar	95 \pm 10	82 \pm 12	72 \pm 11	61 \pm 10	54 \pm 10	56 \pm 8	58 \pm 9	<0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	73-122	73-132	57-110	38-91	33-79	37-78	48-80	
SpO ₂ (%)	Mediana \pm Error estándar	96 \pm 3	95 \pm 2	95 \pm 1	94 \pm 3	85 \pm 4	94 \pm 3	95 \pm 3	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	91-98	86-100	93-98	87-96	76-98	86-99	85-99	
T(°C)	Mediana \pm Error estándar	38 \pm 0.46						35 \pm 1	< 0.05

Rango intercuartílico Q1-Q3	37-39			33-35			
R. palpebral	++++	+---	----	----	----	----	+---
R. interdigital	++++	----	----	----	----	----	+++
R. Tarso-Metatarso	++++	----	----	----	----	----	+++
R. tirón del ala	++++	----	----	----	----	----	+++
P. vocalizaciones	++++	----	----	----	----	----	----

Parámetros fisiológicos FC: Frecuencia cardíaca; FR: Frecuencia respiratoria; SpO₂: Saturación parcial de oxígeno; T: Temperatura; R: Reflejos considerados para la profundidad anestésica.

De acuerdo con la información anterior, no se presentaron cambios significativos ($p > 0.05$) en la FC y en la SpO₂, mientras que aquellos parámetros fisiológicos que presentan cambios significativos ($p < 0.05$) son la FR y la T. De acuerdo con lo anterior, se realizó una prueba Tukey a la FR y T. Para la FR, indica que todos son diferentes (Tabla 6).

Tabla 6. Prueba Tukey para la frecuencia respiratoria (FR) del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.

	0	3	6	9	12	15	18
0		1	0.8987	0.2975	0.146	0.1051	0.3849
3	0.2021		0.8384	0.2308	0.1072	0.07575	0.3066
6	1.667	1.869		0.9383	0.7836	0.6948	0.9719
9	3.158	3.36	1.49		0.9998	0.9983	1
12	3.688	3.89	2.021	0.5305		1	0.9981
15	3.903	4.105	2.236	0.7452	0.2147		0.9927
18	2.93	3.132	1.263	0.2274	0.7578	0.9726	

Mientras que, en la T, la prueba Tukey indica que el minuto 0 es diferente al minuto 18, indicando que en este minuto la temperatura desciende (Tabla 7).

Tabla 7. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.

	0	18
0		0.00216
18	5.301	

En cuanto a la profundidad anestésica (PA) se puede observar que hay presencia de todos los reflejos en el minuto 0, conforme transcurre el tiempo en la etapa de mantenimiento (6,9 y 12) estos reflejos estuvieron ausentes indicando una

profundidad anestésica adecuada y para los últimos minutos correspondientes a la etapa de recuperación (15 y 18) fueron recuperándose los reflejos.

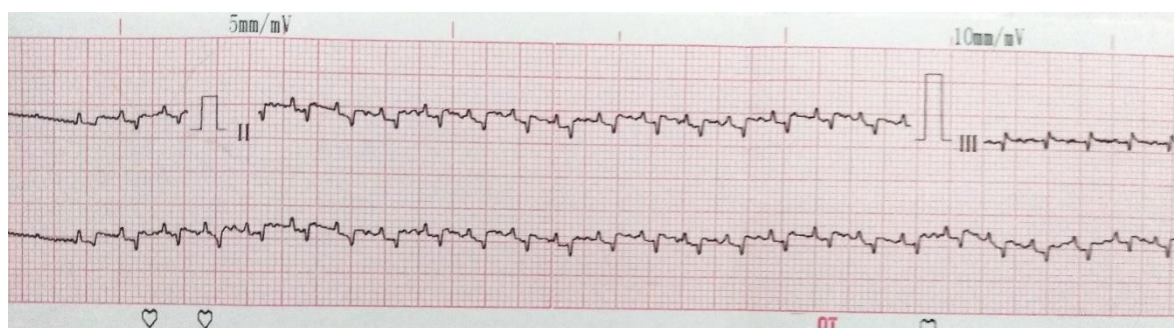
Se interpretaron cada uno de los electrocardiogramas que se realizaron en el protocolo anestésico 1 y se obtuvo la siguiente información (Tabla 8).

Tabla 8. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.

Ritmo	FC	Taquiarritmia	Onda P +/-	QRS estrecho/ancho	Eje cardíaco	Int PR	Int QT	Seg ST	Onda T +/-	Onda Q patológica	Bloqueos
Sinusal	233	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	73	295	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	252	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	61	233	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	250	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	100	121	Elevado	+	No	No
Sinusal	147	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	62	390	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	262	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	98	98	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	229	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	89	93	Elevado	+	No	No
Sinusal	281	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	80	130	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	287	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	86	106	Elevado	+	No	No

Los electrocardiogramas son rítmicos, con ritmo sinusal, con una FC de 243 ± 16 bpm, ondas P positivas, seguidas de QRS estrechos y negativos con un eje cardíaco normal de $-79^\circ \pm 0.94$. el intervalo PR presenta un valor de 88 ± 21 ms. El intervalo QT es de 102 ± 67 ms, el segmento ST es isoeléctrico y elevado en algunos casos. La onda T es positiva, no existe presencia de ondas Q patológicas y bloqueos. Se presenta taquicardia ventricular.

A continuación, se presenta una fotografía de uno de los electrocardiogramas realizado (Fotografía 10).



Fotografía 10. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico isoflurano y oxígeno de la derivada II.

Para el ECG se obtuvo la mediana \pm error estándar y las medidas de dispersión para los intervalos PR, P, QRS, T, QT y el valor de la FC (tabla 21).

Tabla 9. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno.

	Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	FC (bpm)
Mediana \pm	88 \pm 21	72 \pm 7	247 \pm 43	44 \pm 36	102 \pm 67	242 \pm 16
Error estándar						
Rango intercuartílico Q1-Q3	75-100	63-82	201-290	38-52	68-323	225-276

9.3 Protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno (KXO)

i. Etapa pre anestésica

En la etapa pre anestésica correspondiente al protocolo anestésico 2, los periquitos fueron examinados nuevamente por medio del examen físico no invasivo complementando la obtención del peso vivo. Los datos de edad, sexo e ID fueron los mismos que en el protocolo anestésico 1. Todos los ejemplares presentaron un comportamiento normal y no se observaron indicadores de presentar alguna patología y fueron clasificados en ASA I.

Se llevó a cabo el examen físico general y se obtuvo los parámetros fisiológicos iniciales (FC, FR, SpO₂, T), se evaluó los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones.

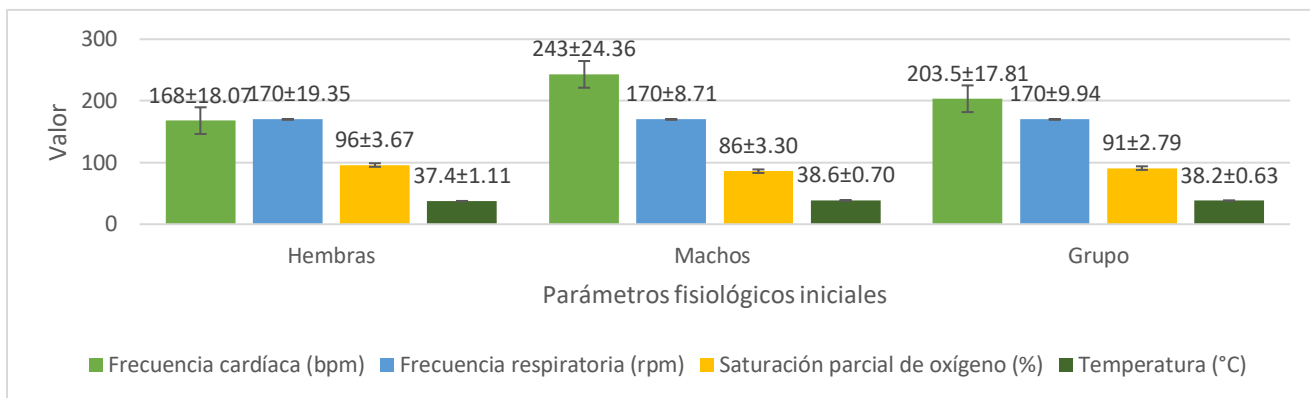
Las hembras n=4 presentaron una mediana de peso vivo de 31.6 \pm 3.24g, una FC de 168 \pm 18.07 bpm, FR de 170 \pm 19.35 rpm, SpO₂ de 96 \pm 3.67 %, para la T fue de 37.4 \pm 1.11 °C.

Los machos n=4 mostraron una mediana de peso vivo de 27.2 \pm 1.62g, una FC de 243 \pm 24.36 bpm, FR de 170 \pm 8.71 rpm, SpO₂ de 86 \pm 3.30 %, para la T fue de 38.6 \pm 0.70 °C.

Para el grupo total n=8 se presentaron una mediana de peso vivo de 28.5 \pm 1.96g, una FC de 203.5 \pm 17.81 bpm, FR de 170 \pm 9.94 rpm, SpO₂ de 91 \pm 2.79 %, para la T fue de 38.2 \pm 0.63 °C.

En la gráfica 2 se presenta la comparación de los parámetros FC, FR, SpO₂ y T de las medianas y su error estándar entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa pre anestésica del protocolo anestésico ketamina, xilazina y oxígeno.

Gráfica 2. Parámetros fisiológicos en la etapa pre anestésica del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.



ii. Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica

En estas etapas del protocolo anestésico, se monitorearon cada uno de los parámetros fisiológicos con un tiempo determinado como en el protocolo anestésico 1.

De igual forma, se consideró el percentil 50 (mediana) ± error estándar, las medidas de dispersión se determinaron por medio del intervalo entre el percentil 25 y 75 de cada uno de los parámetros fisiológicos, así como del trazo electrocardiográfico considerando los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 que corresponden a dos datos para cada una de las etapas. Se ejecutó un análisis estadístico para cada parámetro fisiológico por medio de la prueba Kruskal-Wallis con un valor de significancia de $p < 0.05$ y en caso de ser significativo se hizo una prueba Tukey con $p < 0.05$.

La tabla 21 se despliega la información obtenida del percentil 50 (mediana) ± error estándar y de las medidas de dispersión para los parámetros fisiológicos, del ECG y PA del protocolo anestésico isoflurano y oxígeno (Tabla 10).

Tabla 10. Medianas y rango intercuartílico de las constantes fisiológicas y su error estándar del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.

Tiempo (minutos)		0	3	6	9	12	15	18	Kruskal-Wallis (p)
FC (bpm)	Mediana ± Error estándar	204±18	211±18	215±17	216±18	215±20	184±27	156±24	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	152-246	154-258	176-244	150-250	136-249	117-270	114-242	
FR (rpm)	Mediana ± Error estándar	170±10	128±17	148±19	150±20	142±16	148±15	150±15	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	147-183	76-163	82-166	78-166	94-169	110-178	115-178	
SpO ₂ (%)	Mediana ± Error estándar	91±8	87±5	87±7	80±3	93±4	89±4	95±4	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	83-98	67-97	76-94	75-93	84-97	77-100	77-100	
T(°C)	Mediana ± Error estándar	38±1						35±1	< 0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	36-40						35-37	
R. palpebral		+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	
R. interdigital		+++	---	+++	+++	+++	+++	---	
R. Tarso-Metatarso		+++	+++	---	+++	+++	+++	---	
R. tirón del ala		+++	+++	---	+++	+++	+++	+++	
P. vocalizaciones		+++	---	---	---	---	+++	+++	

Parámetros fisiológicos FC: Frecuencia cardíaca; FR: Frecuencia respiratoria; SpO₂: Saturación parcial de oxígeno; T: Temperatura; R: Reflejos considerados para la profundidad anestésica.

No se presentaron cambios significativos ($p > 0.05$) en la FC. FR y en la SpO₂, pero en la T se presentan cambios significativos ($p < 0.05$) siendo el minuto 18 donde ocurre la significancia de acuerdo con la prueba de Tukey (Tabla 11).

Tabla 11. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.

	0	18
0		0.01047
18	4.177	

Para la PA hay presencia de todos los reflejos en el minuto 0, conforme transcurre el tiempo estos reflejos son normales revelando profundidad anestésica superficial.

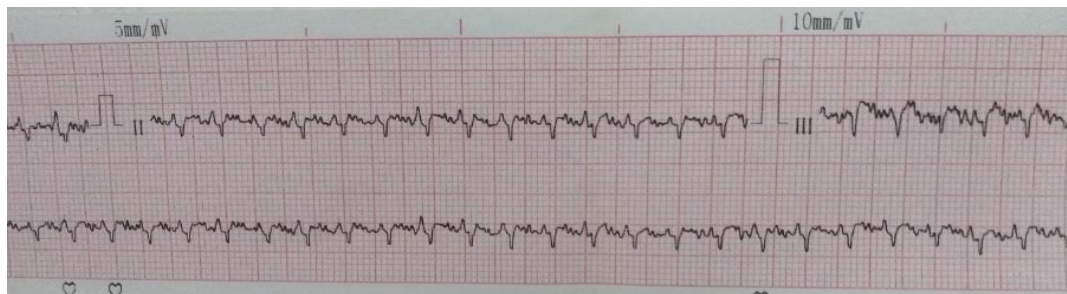
Se realizó la interpretación de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 2 y se obtuvo la siguiente información (Tabla 12).

Tabla 12. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.

Ritmo	FC	Taquiarritmia	Onda P +/-	QRS estrecho/ancho	Eje cardíaco	Int PR	Int QT	Seg ST	Onda T +/-	Onda Q patológica	Bloqueos
Sinusal	241	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	32	162	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	219	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-60°	82	211	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	194	Taquicardia	+	Estrecho y -	-90°	84	268	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	232	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	45	159	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	214	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-60°	76	269	Elevado	+	No	No
Sinusal	179	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-60°	80	107	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	281	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-60°	32	126	Isoeléctrico	+	No	No
Sinusal	218	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	65	229	Isoeléctrico	+	No	No

Los electrocardiogramas son rítmicos, con ritmo sinusal, con una FC de 219 ± 11 bpm, ondas P positivas, seguidas de QRS estrechos y negativos con un eje cardíaco normal de $-67.5^\circ \pm 2$. el intervalo PR presenta un valor de 71 ± 8 ms. El intervalo QT es de 187 ± 42 ms, el segmento ST es isoeletrico y elevado en algunos casos. La onda T es positiva, no existe presencia de ondas Q patológicas y bloqueos. Se presenta taquicardia ventricular.

Se presenta un electrocardiograma tomado en la ejecución del protocolo anestésico 2 (Fotografía 11).



Fotografía 11. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico ketamina, xilazina y oxígeno de la derivada II.

Para el ECG se obtuvo la mediana \pm error estándar y las medidas de dispersión para los intervalos PR, P, QRS, T, QT y el valor de la FC (Tabla 13).

Tabla 13. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno.

	Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	FC (bpm)
Mediana \pm	71 \pm 8	36 \pm 6	279 \pm 28	41 \pm 3	187 \pm 42	219 \pm 11
Error estándar						
Rango intercuartílico Q1-Q3	35-82	29-55	242-317	38-44	134-259	199-239

9.4 Protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno (DIO)

i. Etapa preanestésica

En la etapa pre anestésica correspondiente al protocolo anestésico 3, los periquitos fueron examinados a través de un examen físico no invasivo, se obtuvo su peso vivo, edad, sexo e ID. Todos los ejemplares presentaron un comportamiento normal y no se observaron indicadores de presentar alguna patología y fueron clasificados en ASA I.

Se llevó a cabo el examen físico general y se obtuvo los parámetros fisiológicos iniciales (FC, FR, SpO₂), se evaluó los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones.

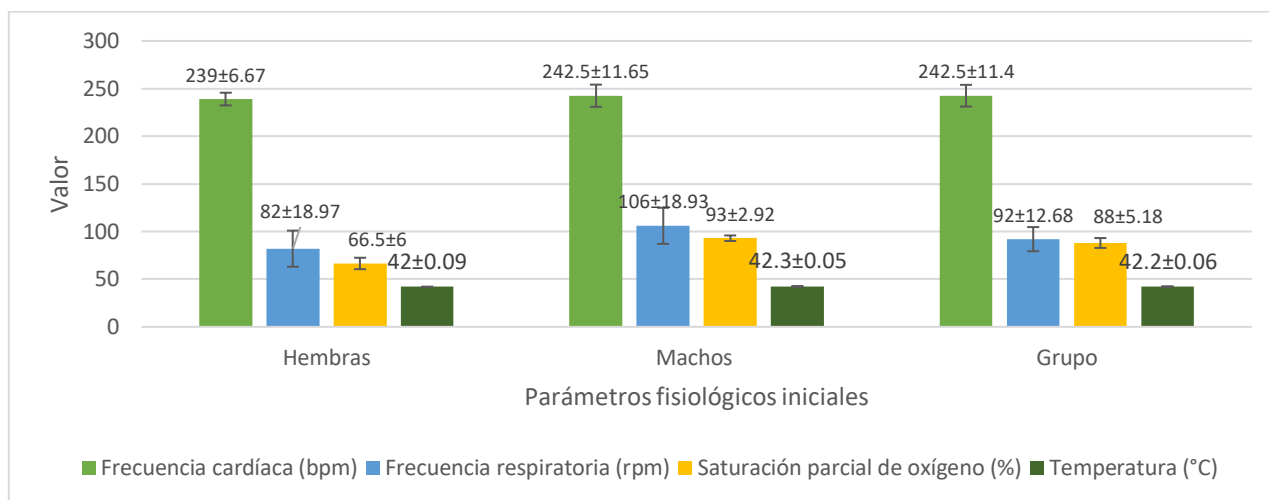
Las hembras n=4 presentaron una mediana de peso vivo de 30.5 \pm 1.00 g, una FC de 239 \pm 6.67 bpm, FR de 82 \pm 18.97 rpm, SpO₂ de 66.5 \pm 6.00 % y una T de 42 \pm 0.09 °C.

Los machos n=4 mostraron una mediana de peso vivo de 29.9 \pm 2.21 g, una FC de 242.5 \pm 11.65 bpm, FR de 106 \pm 18.93 rpm, SpO₂ de 93 \pm 2.92% y una T de 42.3 \pm 0.05 °C.

Para el grupo total n=8 se presentaron una mediana de peso vivo de 30.5 \pm 1.13 g, una FC de 242.5 \pm 11.04 bpm, FR de 92 \pm 12.68 rpm, SpO₂ de 88 \pm 5.18 % y una T de 42.2 \pm 0.06 °C.

En la gráfica 3 se presenta la comparación de los parámetros FC, FR, SpO₂ y T de las medianas y su error estándar entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa preanestésica del protocolo anestésico dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

Gráfica 3. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.



ii. Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica

En estas etapas del protocolo anestésico, se monitorearon cada uno de los parámetros fisiológicos con un tiempo determinado.

De igual forma, se consideró el percentil 50 (mediana) ± error estándar, las medidas de dispersión se determinaron por medio del intervalo entre el percentil 25 y 75 de cada uno de los parámetros fisiológicos, así como del trazo electrocardiográfico considerando los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 que corresponden a dos datos para cada una de las etapas. Se ejecutó un análisis estadístico para cada parámetro fisiológico por medio de la prueba Kruskal-Wallis con un valor de significancia de $p < 0.05$ y en caso de ser significativo se hizo una prueba Tukey con $p < 0.05$.

La tabla 25 despliega la información obtenida del percentil 50 (mediana) ± error estándar y de las medidas de dispersión para los parámetros fisiológicos, del ECG y PA del protocolo anestésico isoflurano y oxígeno (Tabla 14).

Tabla 14. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

Tiempo (minutos)		0	3	6	9	12	15	18	Kruskal-Wallis (p)
FC (bpm)	Mediana ± Error estándar	243±11	231±5	234±14	245±9	247±8	245±10	252±14	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	219-259	222-245	210-250	216-263	233-280	233-280	222-285	
FR (rpm)	Mediana ± Error estándar	92±13	88±11	88±9	76±5	62±11	64±13	96±12	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	49-122	57-117	63-99	63-86	29-84	45-88	81-118	
SpO ₂ (%)	Mediana ± Error estándar	88±5	87±5	92±3	92±3	96±3	91±4	91±4	>0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	66-95	68-93	81-97	84-97	84-100	77-98	77-98	
T(°C)	Mediana ± Error estándar	42±0.1						41±0.2	<0.05
	Rango intercuartílico Q1-Q3	42-42						41-42	
R. palpebral		++++	++++	+++	---	---	---	+	
R. interdigital		++++	---	+++	---	---	---	+++	
R. Tarso-Metatarso		++++	+++	---	---	---	---	+++	
R. tirón del ala		++++	+++	---	---	---	---	+++	
P. vocalizaciones		++++	---	---	---	---	---	---	

Parámetros fisiológicos FC: Frecuencia cardíaca; FR: Frecuencia respiratoria; SpO₂: Saturación parcial de oxígeno; T: Temperatura; R: Reflejos considerados para la profundidad anestésica.

No se presentaron cambios significativos ($p>0.05$) en la FC. FR y en la SpO₂ pero si hay diferencia significativa en la T, esto se ve reflejado en la tabla 15 donde la prueba Tukey indica que el minuto 18 es menor respecto al minuto 0.

Tabla 15. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

	0	18
0		2.42E-05
18	8.731	

Para la profundidad anestésica (PA) hay presencia de todos los reflejos en el minuto 0, conforme transcurre el tiempo en la etapa preanestésica las aves se encuentran tranquilas con todos los reflejos, pasando a la etapa de inducción los ejemplares están relajados y entran en la etapa de mantenimiento rápidamente y sin agitación y los reflejos no están presentes indicando una profundidad anestésica adecuada, en la etapa de recuperación tardan pocos minutos en incorporarse y presentan todos los reflejos poco a poco.

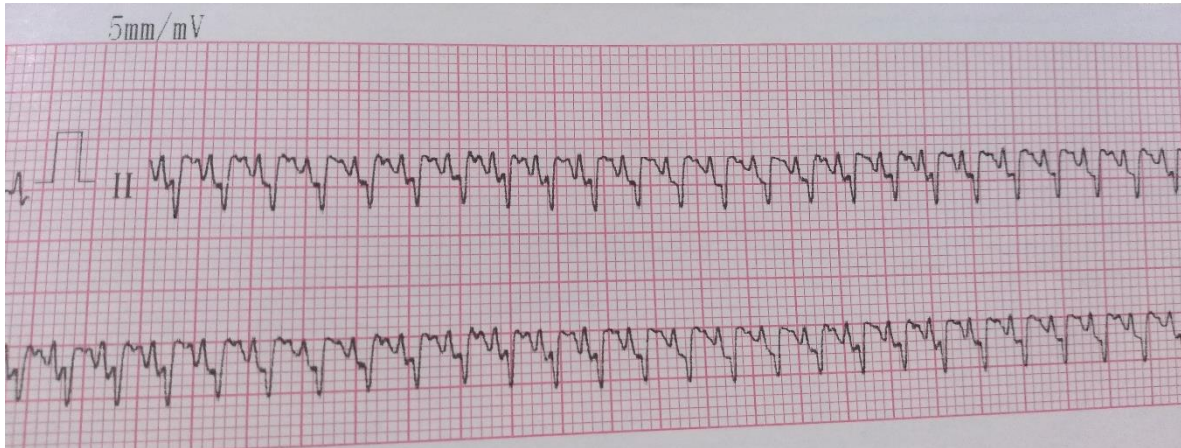
Se realizó la interpretación de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 3 y se obtuvo la siguiente información (Tabla 16).

Tabla 16. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

Ritmo	FC	Taquiarritmia	Onda P +/-	QRS estrecho/ancho	Eje cardíaco	Int PR	Int QT	Seg ST	Onda T +/-	Onda Q patológica
Sinusal	267	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	44°	65	102	Elevado	+	No
Sinusal	255	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-60°	59	214	Elevado	+	No
Sinusal	220	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-150°	65	110	Elevado	+	No
Sinusal	254	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	62	197	Elevado	+	No
Sinusal	280	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	82	-	Elevado	+	No
Sinusal	300	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	26	149	Elevado	+	No
Sinusal	281	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	48	-	Elevado	+	No
Sinusal	233	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	99	233	Elevado	+	No

Los electrocardiogramas son rítmicos, con ritmo sinusal, con una FC de 261 ± 9 bpm, ondas P positivas, seguidas de QRS estrechos y negativos con un eje cardíaco de $-90^\circ \pm 26$. El intervalo PR presenta un valor de 64 ± 8 ms. El intervalo QT es de 149 ± 31 ms, el segmento ST es elevado. La onda T es positiva, no existe presencia de ondas Q patológicas.

A continuación, se presenta una fotografía de uno de los electrocardiogramas realizado (fotografía 12).



Fotografía 12. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomina, isoflurano y oxígeno de la derivada II.

Para el ECG se obtuvo la mediana \pm error estándar y las medidas de dispersión para los intervalos PR, P, QRS, T, QT y el valor de la FC (Tabla 17).

Tabla 17. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

		Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	FC (bpm)
Mediana	\pm	64 \pm 8	39 \pm 7	216 \pm 24	36 \pm 6	149 \pm 31	261 \pm 9
Error estándar							
Rango intercuartílico Q1-Q3		51-58	31-60	155-255	25-49	102-214	238-281

9.5 Protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno (DKO)

i. Etapa pre anestésica

En la etapa pre anestésica correspondiente al protocolo anestésico 4, a los periquitos se les realizó un examen físico no invasivo, obteniendo como en los protocolos anestésicos anteriores su peso vivo, edad, sexo e ID. Todos los ejemplares presentaron un comportamiento normal y no se observaron indicadores patológicos, fueron clasificados en ASA I.

En el examen físico general, se obtuvo los parámetros fisiológicos iniciales (FC, FR, SpO₂), así como los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones.

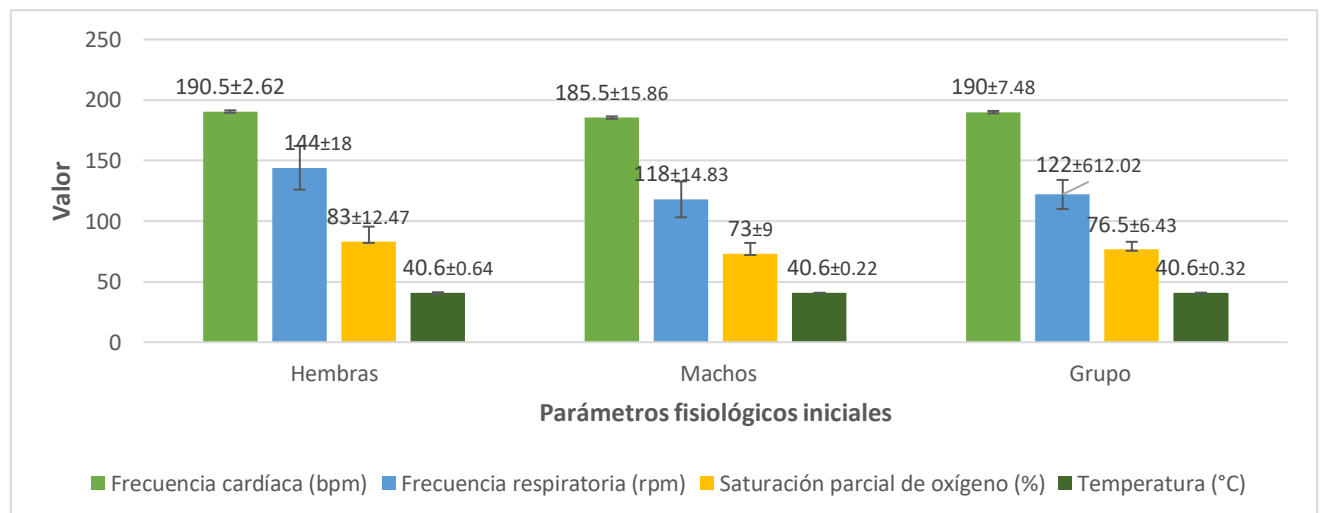
Las hembras n=4 presentaron una mediana de peso vivo de 29.15±2.07 g, una FC de 190.5±2.62 bpm, FR de 144±18 rpm, SpO₂ de 83±12.47 % y una T de 40.6±0.64 °C.

Los machos n=4 mostraron una mediana de peso vivo de 28.6±1.78 g, una FC de 185.5±15.86 bpm, FR de 118±14.83 rpm, SpO₂ de 73±9.00 % y una T de 40.6±0.22°C.

Para el grupo total n=8 se presentaron una mediana de peso vivo de 28.75±1.29 g, una FC de 190±7.48 bpm, FR de 122±12.02 rpm, SpO₂ de 76.5±6.43 % y una T de 40.6±0.32 °C.

En la gráfica 4 se presenta la comparación de los parámetros fisiológicos iniciales de las medianas y su error estándar entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa preanestésica del protocolo anestésico dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno.

Gráfica 4. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.



ii. Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica

En estas etapas del protocolo anestésico, se monitorearon cada uno de los parámetros fisiológicos con un tiempo determinado.

Se consideró el percentil 50 (mediana) ± error estándar, así como las medidas de dispersión por medio del intervalo entre el percentil 25 y 75 de cada uno de los parámetros fisiológicos considerando los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 que corresponden a dos datos para cada una de las etapas, se realizó un trazo

electrocardiográfico a cada una de las aves. Se ejecutó un análisis estadístico para cada parámetro fisiológico por medio de la prueba Kruskal-Wallis con un valor de significancia de $p < 0.05$ y en caso de ser significativo se hizo una prueba Tukey con $p < 0.05$ (Tabla 18).

Tabla 18. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.

Tiempo (minutos)		0	3	6	9	12	15	18	Kruskal-Wallis (p)
FC (bpm)	Mediana ±	190±7	191±3	210±10	189±14	211±11	211±17	208±15	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico	182-197	186-194	199-247	183-209	195-232	199-279	199-230	
	Q1-Q3								
FR (rpm)	Mediana ±	122±12	120±10	128±7	142±7	134±6	154±8	148±9	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico	100-160	114-135	121-156	121-158	125-157	136-166	120-159	
	Q1-Q3								
SpO ₂ (%)	Mediana ±	77±6	92±5	95±3	81±6	80±4	81±3	92±4	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico	60-85	81-99	91-98	61-91	76-91	76-92	82-100	
	Q1-Q3								
T(°C)	Mediana ±	41±0.3						38±0.54	< 0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico	40-41						37-39	
	Q1-Q3								
R. palpebral		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	
R. interdigital		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	
R. Tarso-Metatarso		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	
R. tirón del ala		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	
P. vocalizaciones		----	----	----	----	----	----	----	

Parámetros fisiológicos FC: Frecuencia cardíaca; FR: Frecuencia respiratoria; SpO₂: Saturación parcial de oxígeno; T: Temperatura; R: Reflejos considerados para la profundidad anestésica.

No se presentaron cambios significativos ($p > 0.05$) en la FR y en la SpO₂ pero si hay cambios significativos en la FC en los minutos 6, 12 y 15 y en la T en el minuto 18, como se muestra en la tabla 30, donde se ejecutó la prueba Tukey para saber cuál es diferente marcando esta diferencia en el minuto mencionado (Tabla 19).

Tabla 19. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.

	0	18
0		0.003436
18	4.97	

Para la profundidad anestésica (PA) hay presencia de todos los reflejos durante la ejecución de todo el protocolo anestésico indicando poca o nula profundidad anestésica. Durante la etapa preanestésica donde se administró dexmedetomidina a una dosis de 0.060 mg/Kg por vía intranasal (IN) los periquitos estaban tranquilos pero alertas y tardaron alrededor de 10 minutos para que estuvieran un poco relajados, en el minuto 10 se administró la ketamina a 30 mg/kg vía intramuscular (IM) pero estos seguían con reflejos, en la etapa de recuperación se administró oxígeno y los periquitos tardaron alrededor de 25 minutos en incorporarse y en estado agitado.

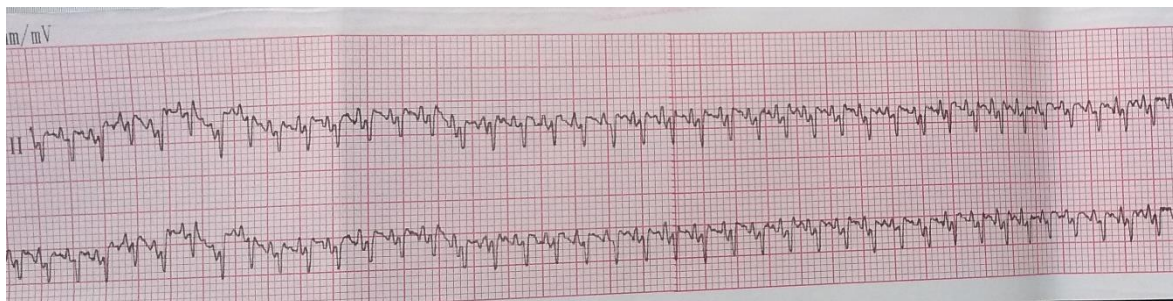
Se llevó a cabo la interpretación de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 4 y se obtuvo la siguiente información (Tabla 20).

Tabla 20. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno.

Ritmo	FC	Taquiarritmia	Onda P +/-	QRS estrecho/ancho	Eje cardíaco	Int PR	Int QT	Seg ST	Onda T +/-	Onda Q patológica
Sinusal	241	Ritmo sinusal	+	Estrecho y -	-120°	118	91	Elevado	+	No
Sinusal	266	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-150°	66	118	Elevado	+	No
Sinusal	198	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-104°	0	162	Elevado	+	No
Sinusal	223	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	43		Elevado	+	No
Sinusal	267	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	72	176	Elevado	+	No
Sinusal	215	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	38	113	Elevado	+	No
Sinusal	266	Ritmo sinusal	+	Estrecho y -	60°	89	120	Elevado	+	No
Sinusal	168	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	94	296	Elevado	+	No

Los electrocardiogramas son rítmicos, con ritmo sinusal, con una FC de 232±13 bpm, las ondas P positivas, seguidas de QRS estrechos y negativos con un eje cardíaco de -90°±16. El intervalo PR presenta un valor de 69±13 ms. El intervalo QT es de 120±33 ms, el segmento ST es elevado. La onda T es positiva, no existe presencia de ondas Q patológicas. Se presenta taquicardia ventricular.

A continuación, se presenta una fotografía de uno de los electrocardiogramas realizado (Fotografía 13).



Fotografía 13. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomidina, ketamina y oxígeno de la derivada II.

Para el ECG se obtuvo la mediana \pm error estándar y las medidas de dispersión para los intervalos PR, P, QRS, T, QT y el valor de la FC (tabla 33).

Tabla 21. Medianas y rango intercuartílico del ECG y su error estándar del protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina, y oxígeno.

	Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	FC (bpm)
Mediana \pm Error estándar	69 \pm 13	45 \pm 10	304 \pm 32	40 \pm 4	120 \pm 33	232 \pm 13
Rango intercuartílico Q1-Q3	39-93	30-65	194-353	34-54	113-294	202-266

9.6 Protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno (DKAO)

i. Etapa preanestésica

En la etapa pre anestésica del protocolo anestésico 5 donde se empleó dexmedetomidina y ketamina de forma fija además de utilizar atipamezol como antídoto y el uso de oxígeno, como en los demás protocolos anestésicos se inició con un examen físico no invasivo, obteniendo el peso vivo, edad, sexo e ID. Todos los ejemplares presentaron un comportamiento normal y no se observaron indicadores patológicos, fueron clasificados en ASA I.

En el examen físico general, se obtuvo los parámetros fisiológicos iniciales (FC, FR, SpO₂), así como los reflejos palpebral, interdigital, tarso-metatarso, tirón de ala y vocalizaciones.

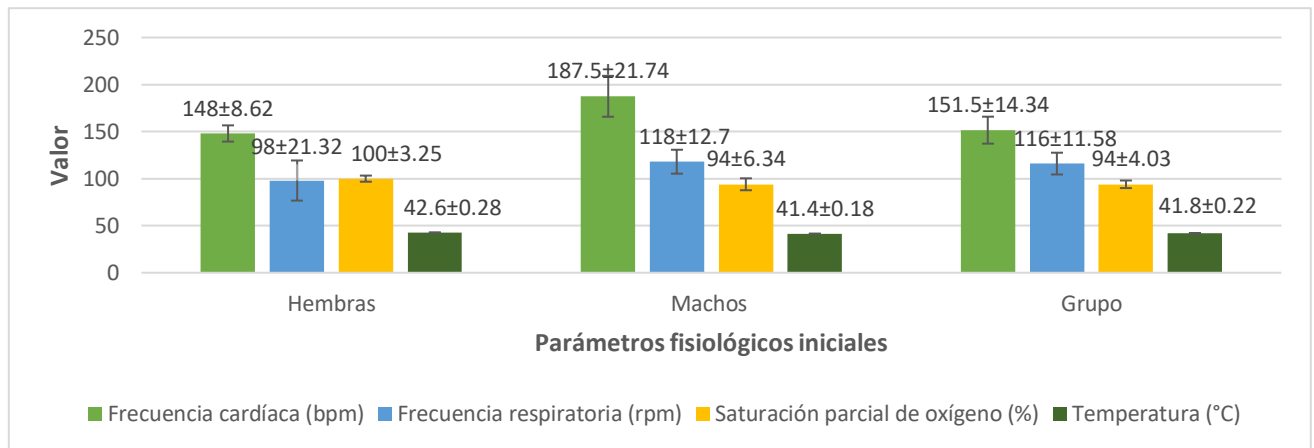
Las hembras n=4 presentaron una mediana de peso vivo de 30 ± 2.27 g, una FC de 148 ± 8.62 bpm, FR de 98 ± 21.32 rpm, SpO₂ de 100 ± 3.25 % y una T de 42.6 ± 0.28 °C.

Los machos n=4 mostraron una mediana de peso vivo de 31.35 ± 2.51 g, una FC de 187.5 ± 21.74 bpm, FR de 118 ± 12.7 rpm, SpO₂ de 94 ± 6.34 % y una T de 41.4 ± 0.18 °C.

Para el grupo total n=8 se presentaron una mediana de peso vivo de 30.8 ± 1.58 g, una FC de 151.5 ± 14.34 bpm, FR de 116 ± 11.58 rpm, SpO₂ de 94 ± 4.03 % y una T de 41.8 ± 0.22 °C.

En la gráfica 5 se presenta la comparación de los parámetros fisiológicos iniciales de las medianas y su error estándar entre sexos y del grupo total de *Melopsittacus undulatus* en la etapa preanestésica del protocolo anestésico dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

Gráfica 5. Parámetros fisiológicos en la etapa preanestésica del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.



ii. Etapa de inducción, mantenimiento y recuperación anestésica

En estas etapas del protocolo anestésico, se monitorearon cada uno de los parámetros fisiológicos con un tiempo determinado.

Se consideró el percentil 50 (mediana) \pm error estándar, así como las medidas de dispersión por medio del intervalo entre el percentil 25 y 75 de cada uno de los parámetros fisiológicos considerando los minutos 0,3,6,9,12,15 y 18 que corresponden a dos datos para cada una de las etapas, se realizó un trazo electrocardiográfico a cada una de las aves. Se ejecutó un análisis estadístico para cada parámetro fisiológico por medio de la prueba Kruskal-Wallis con un valor de significancia de $p < 0.05$ y en caso de ser significativo se hizo una prueba Tukey con $p < 0.05$ (Tabla 22).

Tabla 22. Medianas y rango intercuartílico de los parámetros fisiológicos y su error estándar del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

Tiempo (minutos)		0	3	6	9	12	15	18	Kruskal-Wallis (p)
FC (bpm)	Mediana ±	188±22	188±19	186±12	185±8	185±9	172±12	167±9	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico Q1-Q3	153-233	153-225	167-213	164-194	161-195	143-187	151-183	
FR (rpm)	Mediana ±	118±13	82±10	66±11	60±6	56±5	54±3	54±9	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico Q1-Q3	88-136	70-106	61-97	57-78	50-68	49-59	49-80	
SpO ₂ (%)	Mediana ±	84±6	80±9	92±6	92±5	94±3	88±8	93±7	>0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico Q1-Q3	73-97	73-94	79-100	80-99	87-99	70-99	73-98	
T(°C)	Mediana ±	41±0.18						37±1	< 0.05
	Error estándar								
	Rango intercuartílico Q1-Q3	41-42						35-39	
R. palpebral		++++	----	----	----	----	----	----	
R. interdigital		++++	----	----	----	----	----	----	
R. Tarso-Metatarso		++++	----	----	----	----	----	----	
R. tirón del ala		++++	----	----	----	----	----	----	
P. vocalizaciones		----	----	----	----	----	----	----	

Parámetros fisiológicos FC: Frecuencia cardíaca; FR: Frecuencia respiratoria; SpO₂: Saturación parcial de oxígeno; T: Temperatura; R: Reflejos considerados para la profundidad anestésica.

No se presentaron cambios significativos (p>0.05) en la FC, FR y en la SpO₂ pero si hay cambios significativos en la T en el minuto 18 como lo indica la prueba Tukey (Tabla 23) donde la diferencia marca que la temperatura es menor durante este minuto.

Tabla 23. Prueba Tukey para la temperatura (T) del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

	0	18
0		1.83E-06
18	11.03	

Por otra parte, en la profundidad anestésica (PA) existe presencia de todos los reflejos en el minuto 0 pero estos se vuelven ausentes a partir del minuto 3 hasta la finalización del protocolo anestésico indicando una profundidad anestésica adecuada. Se administró dexmedetomidina a 0.09 mg/kg en combinación con ketamina a 40 mg/Kg por vía intramuscular (IM) a partir del minuto 3 los periquitos presentaron una profundidad anestésica adecuada (pérdida de los reflejos) y a partir del minuto 20 se administró por vía IM atipamezol a $\frac{1}{4}$ de dosis de dexmedetomidina (0.0225 mg/kg) para ayudar a los ejemplares a una recuperación tranquila y sin excitación además de administrar oxígeno como apoyo a la recuperación, el tiempo promedio que tardaron en despertar después de la aplicación del atipamezol fue de 50 a 1 hora 20 minutos.

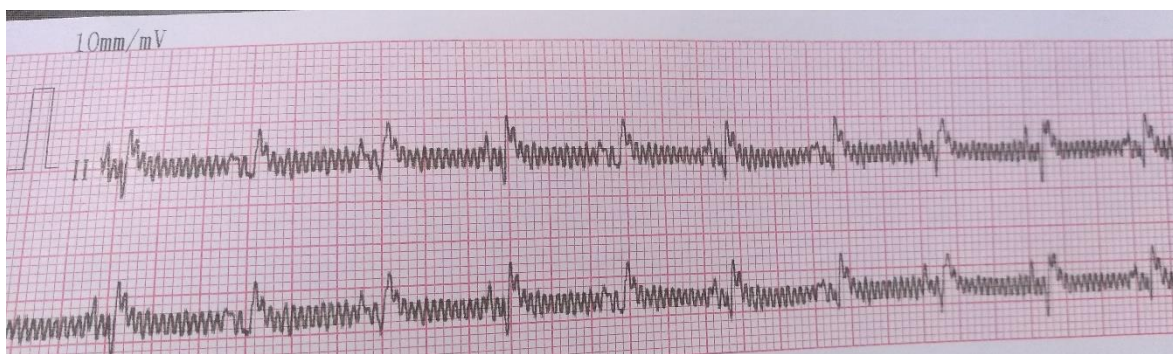
Se llevó a cabo la interpretación de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 5 y se obtuvo la siguiente información (Tabla 24).

Tabla 24. Información de los electrocardiogramas del protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

Ritmo	FC	Taquiarritmia	Onda P +/-	QRS estrecho/ancho	Eje cardíaco	Int PR	Int QT	Seg ST	Onda T +/-	Onda Q patológica
Sinusal	287	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	24	144	Elevado	+	No
Sinusal	220	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	46	214	Elevado	+	No
Sinusal	180	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	53	116	Elevado	+	No
Sinusal	177	Ritmo sinusal	+	Estrecho y -	-90°	66	229	Elevado	+	No
Sinusal	185	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	51	290	Elevado	+	No
Sinusal	174	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-30°	82	240	Elevado	+	No
Sinusal	166	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-120°	25	274	Elevado	+	No
Sinusal	202	Taquicardia ventricular	+	Estrecho y -	-90°	70	228	Elevado	+	No

Los electrocardiogramas son rítmicos, con ritmo sinusal, con una FC de 183 ± 14 bpm, las ondas P positivas, seguidas de QRS estrechos y negativos con un eje cardíaco de $-90^\circ \pm 15$. El intervalo PR presenta un valor de 52 ± 7 ms. El intervalo QT es de 229 ± 21 ms, el segmento ST es elevado. La onda T es positiva, no existe presencia de ondas Q patológicas. Se presenta taquicardia ventricular.

A continuación, se presenta una fotografía de uno de los electrocardiogramas realizado (Fotografía 14).



Fotografía 14. Electrocardiograma obtenido en el protocolo anestésico dexmedetomina, ketamina, atipamezol y oxígeno de la derivada II.

Para el ECG se obtuvo la mediana \pm error estándar y las medidas de dispersión para los intervalos PR, P, QRS, T, QT y el valor de la FC (Tabla 25).

Tabla 25. Medianas y rango intercuartílico para los intervalos del ECG para el protocolo anestésico 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno.

	Int PR	Int P	Int QRS	Int T	Int QT	FC (bpm)
Mediana \pm	52 \pm 7	42 \pm 5	119 \pm 9	31 \pm 3	229 \pm 21	183 \pm 14
Error estándar						
Rango intercuartílico Q1-Q3	30-69	24-45	108-127	25-38	162-266	175-216

9.7 Análisis entre protocolos anestésicos

A continuación, se desglosa el análisis entre protocolos anestésicos para la FC, FR, SpO₂, T y ECG.

i. Frecuencia cardíaca (FC)

Tabla 26. Frecuencia cardíaca (FC) entre los protocolos anestésicos.

	Tiempo (minutos)		Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
FC (bpm)	0	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	214 208-226	204 152-246	243 219-259	190 182-197	152 143-188
	3	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	232 203-249	211 154-258	231 222-245	191 186-194	181 150-207
	6	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	247 213	215 176-244	234 210-250	210 199-147	187 172-211
	9	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	213 207-226	216 150-250	245 216-263	189 183-209	185 155-202
	12	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	226 222-242	215 136-249	247 233-280	211 195-232	190 173-199
	15	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	223 197-239	184 117-270	124 233-280	211 199-279	175 143-187
	18	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	224 219-250	156 114-242	252 222-285	208 199-230	163 150-183

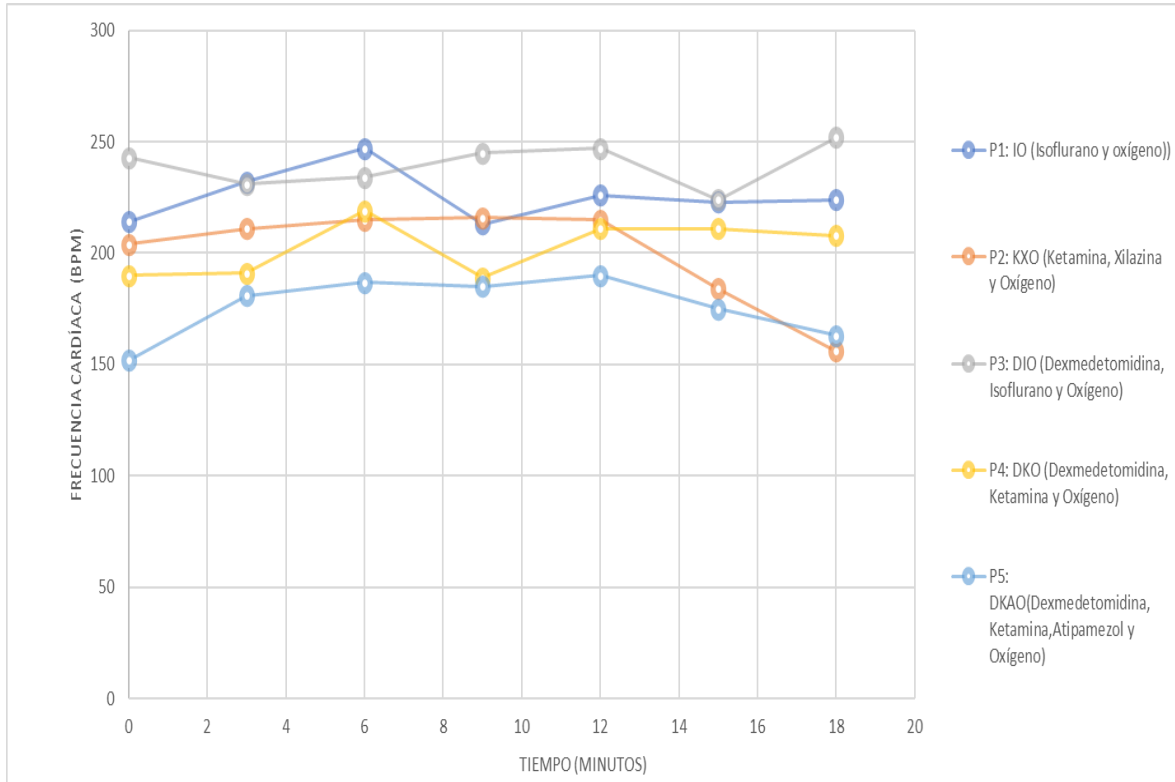
Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)



Gráfica 6. Frecuencia cardíaca (FC) entre los protocolos anestésicos

De acuerdo con el análisis Kruskal-Wallis para la FC entre protocolos anestésicos indica que el valor de p es de 0.0004179 por lo que hay una diferencia significativa entre las medianas de las muestras. Realizando la prueba de Tukey (Tabla 27) para determinar esta diferencia significativa se muestra a continuación.

Tabla 27. Prueba de Tukey para la frecuencia cardíaca (FC) entre protocolos anestésicos.

	Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
Protocolo 1: IO		0.3169	1	0.3672	0.005816
Protocolo 2: KXO	2.75		0.3331	1	0.373
Protocolo 3: DIO	0.04635	2.704		0.3848	0.006333
Protocolo 4: DKO	2.611	0.1391	2.565		0.3222
Protocolo 5: DKAO	5.346	2.596	5.299	2.735	

Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)

Se puede observar que existe una diferencia significativa entre el protocolo anestésico 1 que es una anestesia inhalada donde se empleó isoflurano (IO) y el

protocolo anestésico 5 siendo está una anestesia fija donde se utiliza dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno (DKAO) indicando que los valores en el protocolo DKAO para la frecuencia cardíaca (FC) son menores en comparación con el protocolo anestésico IO. Por otro lado, en los protocolos anestésicos 3 y 5 que son anestesia inhalada y fija respectivamente, se utilizó un fármaco en común (dexmedetomidina) y fue administrada por vías diferentes (intranasal e intramuscular), de acuerdo con la tabla indica que la FC es menor en el último protocolo anestésico (DKAO) en comparación con el tercer protocolo anestésico (DIO).

ii. Frecuencia respiratoria (FR)

Tabla 28. Frecuencia respiratoria (FR) entre los protocolos anestésicos.

	Tiempo (minutos)		Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
FR (rpm)	0	Mediana	95	170	92	122	116
		Rango	73-122	147-183	49-122	100-160	77-136
		intercuartílico					
		Q1-Q3					
	3	Mediana	82	128	88	120	82
		Rango	73-132	76-163	57-117	114-135	72-108
		intercuartílico					
		Q1-Q3					
	6	Rango	72	148	88	128	68
		intercuartílico	57-110	82-166	63-99	121-156	61-79
		Q1-Q3					
	9	Mediana	61	150	76	142	60
		Rango	38-91	78-166	63-86	121-158	57-83
		intercuartílico					
		Q1-Q3					
	12	Mediana	54	142	62	134	56
		Rango	33-79	94-169	29-84	125-157	49-71
		intercuartílico					
		Q1-Q3					
	15	Mediana	56	148	64	154	54
		Rango	37-78	110-178	45-88	136-166	49-59
		intercuartílico					
		Q1-Q3					
	18	Mediana	58	150	96	148	52
		Rango	48-80	115-178	81-118	120-159	42-71
		intercuartílico					
		Q1-Q3					

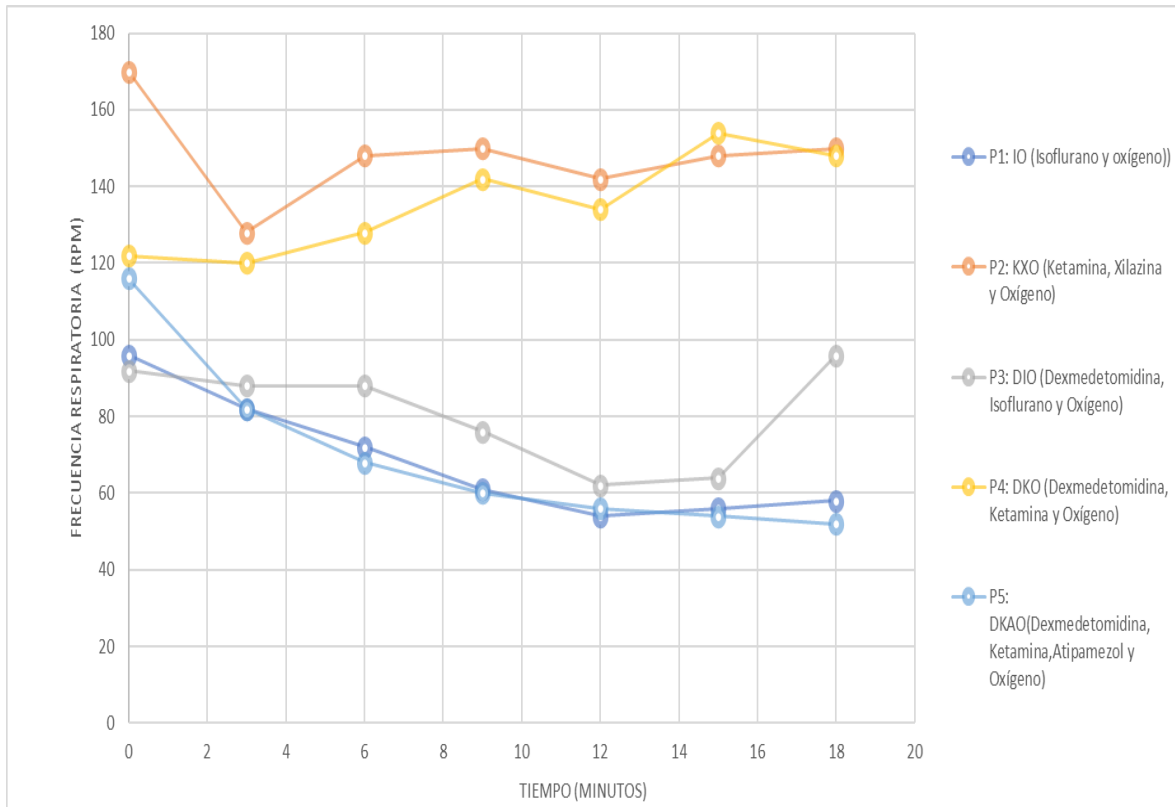
Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)



Gráfica 7. Frecuencia respiratoria (FR) entre los protocolos anestésicos

Realizando la prueba Kruskal-Wallis para determinar si existe una diferencia significativa entre las medianas de la frecuencia respiratoria entre protocolos anestésicos, la p tiene un valor de 2.67E-05, por lo que fue necesario efectuar la prueba Tukey para determinar cuáles son diferentes (Tabla 29).

Tabla 29. Prueba de Tukey para la frecuencia respiratoria (FR) entre protocolos anestésicos anestésicos.

	Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
Protocolo 1: IO		2.10E-09	0.5865	8.43E-08	0.9998
Protocolo 2: KXO	13.22		8.43E-08	0.5865	3.15E-09
Protocolo 3: DIO	2.085	11.13		4.37E-06	0.6893
Protocolo 4: DKO	11.13	2.085	9.049		1.31E-07
Protocolo 5: DKAO	0.2369	12.98	1.848	10.9	

Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo v 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)

El protocolo anestésico 1 (IO) correspondiente a una anestesia inhalada presenta una diferencia significativa con los protocolos anestésicos 2 (KXO) y 4 (DKO) que

son anestésias fijas donde se utilizan fármacos α_2 agonistas adrenérgicos la frecuencia respiratoria (FR) son menores en comparación con la anestesia inhalada, este mismo caso ocurre en el protocolo anestésico 3 (DIO) que también es una anestesia inhalada y el protocolo anestésico 4 (DKO) correspondiente a una anestesia fija la FR es menor en este último protocolo indicando que los protocolos de anestesia inhalada mantiene la FR más elevada siendo mayor en el protocolo anestésico 1 (IO) donde no se utiliza un α_2 agonista adrenérgico. Para las anestesia fijas (protocolo anestésico 4 (DKO) y protocolo anestésico 5 (DKAO)), existe una diferencia significativa indicando que en el último protocolo anestésico (DKAO) es menor la FR en comparación con el protocolo anestésico 4 (DKO), la diferencia entre estos protocolos anestésicos es como se administró la dexmedetomidina donde en uno (DKO) es por vía intranasal y en el otro (DKAO) intramuscular así como el uso de atipamezol en este último.

iii. Saturación parcial de oxígeno (SpO₂)

Tabla 30. Saturación parcial de oxígeno (SpO₂) entre los protocolos anestésicos.

	Tiempo (minutos)		Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
SpO ₂ (%)	0	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	96 91-98	9 83-98	88 66-95	77 60-85	94 82-100
	3	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	95 86-100	87 67-97	87 68-93	92 81-99	84 79-97
	6	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	95 93-98	87 76-94	92 81-97	95 91-98	93 82-100
	9	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	94 87-96	80 75-93	92 84-97	81 61-91	91 86-97
	12	Mediana r Rango intercuartílico Q1-Q3	85 76-98	93 84-97	96 84-100	80 76-91	90 86-97
	15	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	94 86-99	89 77-100	91 77-98	81 76-92	80 68-97
	18	Mediana Rango intercuartílico Q1-Q3	95 85-99	95 77-100	91 79-100	92 82-100	85 70-97

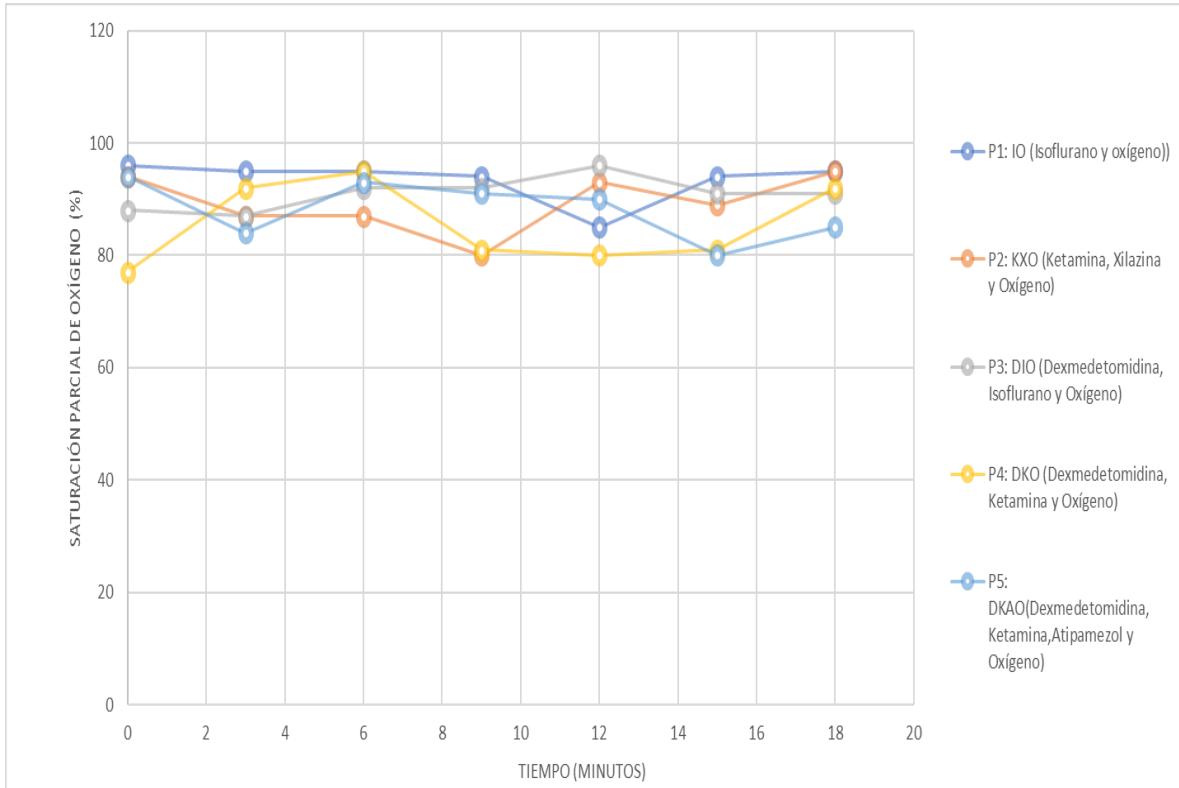
Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)



Gráfica 8. Saturación parcial de oxígeno (SpO₂) entre protocolos anestésicos.

La prueba Kruskal-Wallis para la SpO₂ entre protocolos anestésicos arrojo un valor de p de 0.06141 indicando que no hay diferencia significativa entre las medianas de las muestras, es decir, la SpO₂ es igual entre todos los protocolos anestésicos (Tabla 30).

iv. Temperatura (T)

Tabla 31. Temperatura (T) entre los protocolos anestésicos.

	Tiempo (minutos)		Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
T (°C)	0	Mediana	38	38	42	41	42
		Rango intercuartílico Q1-Q3	37-39	36-40	42-42	40-41	41-43
	18	Mediana	35	35	41	38	36
		Rango intercuartílico Q1-Q3	33-35	34-37	41-42	37-39	33-38

Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

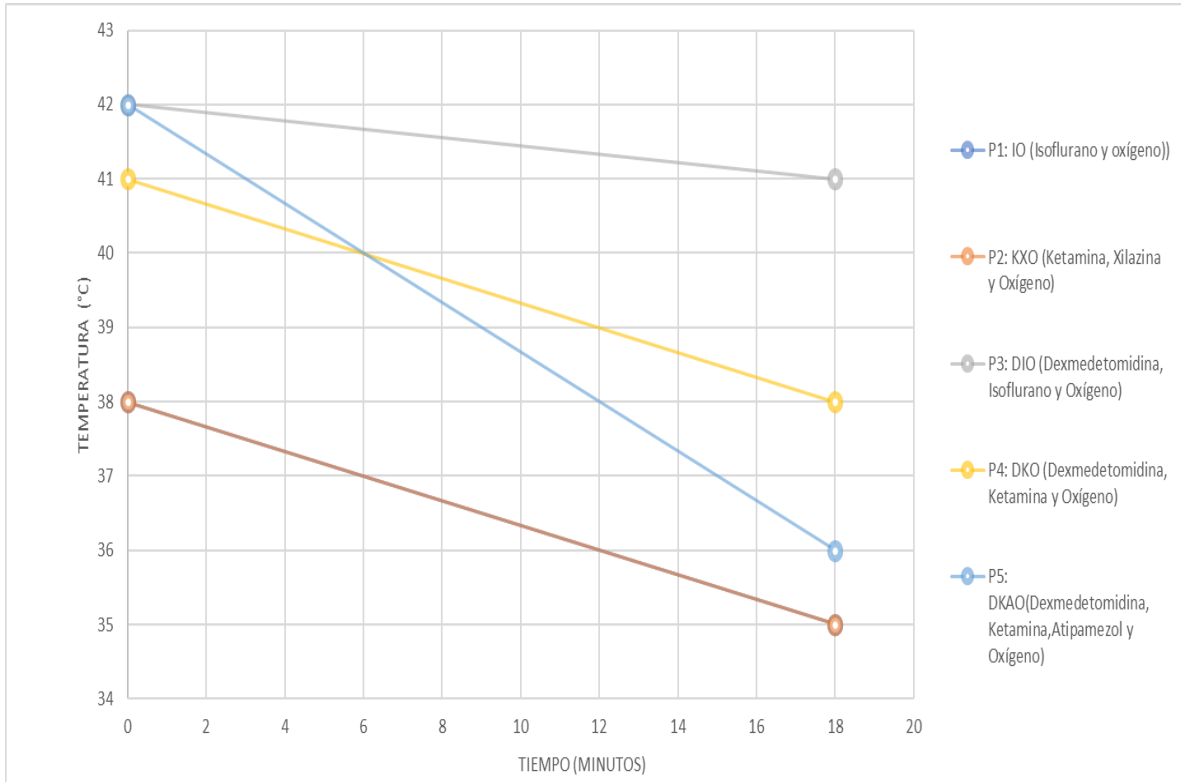
Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)

Ejecutando la prueba Kruskal-Wallis el valor de p (0.3293) no es significativo, por lo que no hay diferencia significativa entre las medianas de las muestras.



Gráfica 9. Temperatura (T) entre los protocolos anestésicos.

v. Electrocardiograma (ECG)

Tabla 32. Electrocardiograma (ECG) entre los protocolos anestésicos.

Intervalo (ms)		Protocolo 1: IO	Protocolo 2: KXO	Protocolo 3: DIO	Protocolo 4: DKO	Protocolo 5: DKAO
PR	Mediana	88	71	64	69	52
	Rango intercuartílico Q1-Q3	75-100	35-82	51-78	39-93	30-69
P	Mediana	72	36	39	45	42
	Rango intercuartílico Q1-Q3	63-82	29-55	30-60	30-65	24-45
QRS	Mediana	247	279	216	304	119
	Rango intercuartílico Q1-Q3	201-290	242-317	155-255	194-353	108-127
T	Mediana	44	41	36	40	31
	Rango intercuartílico Q1-Q3	38-52	38-44	25-49	34-54	25-38
QT	Mediana	102	187	143	120	229
	Rango intercuartílico Q1-Q3	68-323	134-259	102-214	113-294	162-266
BPM	Mediana	242	219	261	232	183
	Rango intercuartílico Q1-Q3	225-276	199-239	238-281	202-266	175-216

Protocolo anestésico 1: IO (Isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 2: KXO (Ketamina, xilazina y oxígeno [fija])

Protocolo anestésico 3: DIO (Dexmedetomidina [intranasal], isoflurano y oxígeno [inhalada])

Protocolo anestésico 4: DKO (Dexmedetomidina [intranasal], ketamina [fija] y oxígeno)

Protocolo anestésico 5: DKAO (Dexmedetomidina [fija], ketamina [fija], atipamezol y oxígeno)



Gráfica 10. Electrocardiograma (ECG) entre protocolos anestésicos.

De acuerdo con la prueba Kruskal-Wallis para la comparación entre protocolos anestésicos para los electrocardiogramas, la p (0.9161) no hay diferencia significativa entre las medianas de las muestras, indicando que los ECG presentan los mismos valores entre protocolos anestésicos.

vi. Profundidad anestésica

Tabla 33. Profundidad anestésica (PA) entre los protocolos anestésicos.

	Profundidad Anestésica (PA)	Tiempo (min)	0	3	6	9	12	15	18
Protocolo 1: IO	R. palpebral		++++	+---	----	----	----	----	+---
	R. interdigital		++++	----	----	----	----	----	+++
	R. Tarso-Metatarso		++++	----	----	----	----	----	+++
	R. tirón del ala		++++	----	----	----	----	----	+++
	P. vocalizaciones		++++	----	----	----	----	----	----
Protocolo 2: KXO	R. palpebral		+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++
	R. interdigital		+++	----	+++	+++	+++	+++	+++
	R. Tarso-Metatarso		+++	+++	----	+++	+++	+++	+++
	R. tirón del ala		+++	+++	----	+++	+++	+++	+++
	P. vocalizaciones		+++	----	----	----	----	+++	+++
Protocolo 3: DIO	R. palpebral		++++	++++	+++	----	----	----	+---
	R. interdigital		++++	----	+++	----	----	----	+++
	R. Tarso-Metatarso		++++	+++	----	----	----	----	+++
	R. tirón del ala		++++	+++	----	----	----	----	+++
	P. vocalizaciones		++++	----	----	----	----	----	----
Protocolo 4: DKO	R. palpebral		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
	R. interdigital		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
	R. Tarso-Metatarso		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
	R. tirón del ala		++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
	P. vocalizaciones		----	----	----	----	----	----	----
Protocolo 5: DKAO	R. palpebral		++++	----	----	----	----	----	----
	R. interdigital		++++	----	----	----	----	----	----
	R. Tarso-Metatarso		++++	----	----	----	----	----	----
	R. tirón del ala		++++	----	----	----	----	----	----
	P. vocalizaciones		----	----	----	----	----	----	----

Se puede observar que al inicio en todos los protocolos los reflejos están presentes. Para los protocolos anestésicos inhalados (1 y 3) los reflejos van disminuyendo a partir del minuto 3, a partir del minuto 6 estos están ausentes representado una profundidad anestésica adecuada y comienza la recuperación de los mismo a partir de la etapa de recuperación (minuto 15 y 18); en el protocolo 3 (DIO) las aves estuvieron de pie en un tiempo menor de 3 minutos mientras que en el protocolo anestésico 1 (IO) se recuperaron entre los 6 y 8 minutos.

Para los protocolos anestésicos fijos, en el protocolo 2 (KXO) los reflejos no se ausentaron por completo, indicando que la profundidad anestésica fue de superficial a moderada, mientras que en el protocolo 4 (DKO) los reflejos estuvieron presentes

durante toda la ejecución siendo una profundidad nula o superficial, para el protocolo anestésico 5 (DKAO) la profundidad anestésica fue profunda.

10. Discusión

Frecuencia cardíaca (FC)

a) Protocolos anestésicos inhalados

La frecuencia cardíaca (FC) en el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** fue de 232 ± 11 bpm en la etapa preanestésica, 247 ± 16 bpm en la etapa de inducción, 226 ± 6 bpm para la etapa de mantenimiento y 224 ± 9 bpm para la etapa de recuperación. Mientras que para el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** durante la etapa preanestésica fue de 243 ± 11 bpm, para la etapa de inducción fue de 245 ± 9 bpm, en la etapa de mantenimiento de 247 ± 8 bpm y para la etapa de recuperación se registró 252 ± 14 bpm.

De acuerdo con el valor de la FC en estado basal fue de 216 ± 12 bpm, los valores registrados se encuentran por arriba del basal entre un 8 y 10%. En estudios reportados por Botman *et al.* (2016) en palomas y por Granone *et al.* (2012) quienes reportaron en halcones cola roja (*Buteo jamaicensis*) emplearon isoflurano como anestésico y no se presentó una disminución significativa en este parámetro. En este estudio no hubo una disminución significativa en la FC desde la etapa preanestésica hasta la etapa de recuperación bajo el efecto anestésico con isoflurano.

a) Protocolos anestésicos fijos

La FC en el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)** se obtuvo una FC máxima de 211 ± 18 bpm en la etapa preanestésica, en la etapa de inducción de 216 ± 18 bpm, mantenimiento de 215 ± 20 bpm y recuperación de 156 ± 24 bpm. En el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)** los resultados conseguidos en la FC máxima en la etapa preanestésica fue de 191 ± 3 bpm, en la etapa de inducción de 210 ± 10 bpm, etapa de mantenimiento 211 ± 11 bpm y para la etapa de recuperación de 208 ± 15 bpm y en el **protocolo 5 anestésico (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** fueron los siguientes en las diferentes etapas: 188 ± 22 bpm, 186 ± 12 bpm, 185 ± 9 bpm y 167 ± 9 bpm.

Con lo anterior, los valores obtenidos en cada protocolo anestésico están por debajo de la FC basal (5, 7.5 y 17.5% respectivamente) indicando una bradicardia en estos protocolos. Kaya *et al.* (2013) indicaron que en su estudio se obtuvieron valores menores respecto a la FC en el grupo de Ketamina Xilazina durante la etapa preanestésica y continuó disminuyendo hasta el minuto 120 en faisanes. Uzun *et al.* (2003) y Machin y Caulkett (1998) indican que la bradicardia es una característica que producen los fármacos α -2 agonistas adrenérgicos que se ha observado en patos después de la administración de la combinación de medetomidina-midazolam-ketamina y Lumeij y Deenik (2003) mencionan que las palomas que

fueron anestesiadas con medetomidina-ketamina desarrollaron una bradicardia y recomendaron que este parámetro debe controlarse en los procedimientos.

Frecuencia respiratoria (FR)

a) Protocolos anestésicos inhalados

La FR máxima obtenida en el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** fue de 95 ± 10 rpm en la etapa pre anestésica, 72 ± 11 rpm en etapa de inducción, 56 ± 8 rpm en etapa de mantenimiento y de 58 ± 9 rpm en la etapa de recuperación. Para el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** en las etapas preanestésica, inducción, mantenimiento y recuperación fue de 92 ± 13 rpm, 88 ± 9 rpm, 64 ± 13 rpm y 96 ± 12 rpm respectivamente.

De acuerdo con el registro de este parámetro fisiológico basal es de 164 ± 23 rpm por lo que los valores obtenidos durante los protocolos descienden entre un 34.1 y 35.9% presentándose apnea.

La apnea ha sido informada en otros estudios, por ejemplo, Machin y Caulkett (2000) mencionan que la mayoría de las aves presentan apnea causados por los efectos respiratorios directos del anestésico, por la relajación de los músculos respiratorios así como de altas concentraciones de oxígeno utilizada en la administración de la anestesia con isoflurano, por el uso de una máscara facial que estimula los receptores del trigémino del pico y por la compresión de los sacos aéreos abdominal y torácico caudal por parte de los órganos abdominales cuando las aves están en posición decúbito dorsal; Joyner *et al.* (2008) indican que los anestésicos inhalatorios provocan una dependencia de la dosis debido a un aumento en la presión parcial de dióxido de carbono (PaCO_2) en todas las especies y que las aves son sensibles a este efecto porque esta especie posee quimiorreceptores intra pulmonares que detectan los cambios en el CO_2 resultando en una depresión respiratoria, Mercado *et al.* (2008) sugieren que la FR decremента conforme transcurre el tiempo y que estas disminuciones son similares en aves que son anestesiadas con isoflurano y que no se consideran clínicamente problemáticos. Y Granone *et al.* (2012) exhiben que los halcones de cola roja presentaron disminuciones en la FR con los protocolos inhalados utilizados en su estudio. Por otro lado, Mumm y Mans (2022) reportan una disminución en la tasa respiratoria (60-70 rpm) pero los valores obtenidos están por arriba de lo reportado por estos últimos.

b) Protocolos anestésicos fijos

En el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)** la FR máxima fue de 170 ± 10 rpm en la etapa preanestésica, 150 ± 20 rpm en etapa de inducción, 148 ± 15 rpm en etapa de mantenimiento y de 150 ± 15 rpm en la etapa de recuperación. En cuanto a la FR en el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)**, los niveles superiores arrojados para las

4 etapas (preanestésica, inducción, mantenimiento y recuperación) fueron 122 ± 12 rpm, 1142 ± 7 rpm, 154 ± 8 rpm y 148 ± 9 rpm y para el **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** fue 118 ± 13 , 82 ± 10 , 60 ± 6 , 54 ± 9 rpm, estos valores fueron disminuyendo gradualmente conforme transcurrió el tiempo y son menores en comparación al **protocolo anestésico 4 (dexmedetomidina, ketamina y oxígeno) y 2 (ketamina, xilazina y oxígeno)**. El valor del parámetro fisiológico basal es de 164 ± 23 rpm por lo que los valores obtenidos durante los protocolos descienden 3, 6 y 28 % presentándose apnea.

Uzun *et al.* (2003) en su estudio refieren que la FR no se ve afectada con el uso de medetomidina-ketamina y Maiti *et al.* (2006) localizaron disminuciones significativas en la FR usando combinaciones de medetomidina-ketamina y xilazina-ketamina en aves debido a que los α -2 agonistas adrenérgicos inducen a una disminución dosis dependiente sobre el sistema respiratorio.

El protocolo anestésico que mantiene la FR más alta es el 4, seguida del protocolo anestésico 2 mientras los menores son el protocolo anestésico 3, 1 y 5. De acuerdo con Longley (2008) menciona que para aves entre 40 y 100 g la FR es de 55-75 rpm y el basal tomado arroja 164 rpm, esto puede deberse a que solo Longley marca un rango por peso pero el obtenido fue de los periquitos australianos, basándonos en este dato el protocolo que se mantiene más es el protocolo anestésico 4.

Saturación parcial de oxígeno (SpO₂)

a) Protocolos anestésicos inhalados

Los valores obtenidos para la SpO₂ máxima en el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** fue de $96\pm 3\%$ en la etapa preanestésica, seguida por $95\pm 1\%$ en la etapa de inducción, mientras que en la etapa de mantenimiento y recuperación fueron de 94 ± 3 y 95 ± 3 %. Durante el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** en cada una de las etapas anestésica son 88 ± 5 %, 92 ± 3 %, 96 ± 3 % y 91 ± 4 % para este parámetro. El porcentaje de disminución de la SpO₂ para ambos protocolos fue del 1 al 7% lo cual no es un cambio significativo.

Se han reportado observaciones similares como lo manifiestan Anjana *et al.* (2021) y Degeners (2008) que este descenso puede ser debido a la baja solubilidad en los gases sanguíneos como es en el caso del sevoflurano. Se debe recordar que el isoflurano como lo indica Espino *et al.* (2001) deprime de forma leve la oxigenación a nivel del miocardio provocando una disminución del gasto cardíaco induciendo a una taquicardia aumentando las respiraciones por minuto.

b) Protocolos anestésicos fijos

En el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)**, los valores obtenidos para este parámetro fisiológico fueron de $91\pm 8\%$ para etapa preanestésica, $87\pm 7\%$ en inducción, $93\pm 4\%$ en mantenimiento y $95\pm 4\%$. Para el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)**, en el

orden antes mencionado de las etapas de anestesia general son: $77\pm 6\%$, $95\pm 5\%$, 81 ± 3 y $92\pm 4\%$ respectivamente y en el **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** fue de 84 ± 6 , 92 ± 6 , 94 ± 3 y $93\pm 7\%$. Siendo similares a los resultados obtenidos en el protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno). Se observa un decremento principalmente en el protocolo anestésico 4 y 5 (19.79 y 14.58% respectivamente) ya que en la etapa donde se presenta este descenso es en la etapa preanestésica y conforme transcurre el tiempo se eleva.

No hay diferencia significativa en este parámetro, sin embargo, los valores más altos se presentaron en el protocolo anestésico 1. Maiti *et al.* (2006) consideran que se puede desarrollar hipoxemia en las aves durante la anestesia con ketamina debido a una hipoventilación al respirar aire y Ludders *et al.* (1989) en su estudio con pato de Pekín utilizaron ketamina-xilazina y produjo una depresión respiratoria, acidemia e hipoxemia.

Temperatura (T)

a) Protocolos anestésicos inhalados

La comparación de la temperatura cloacal en las aves para el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** fue durante el minuto 0 de $38\pm 0.46\text{ }^{\circ}\text{C}$ y para el minuto 18 de $35\pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$, mientras que para el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** la temperatura fue de 42 ± 0.1 y $41\pm 0.2\text{ }^{\circ}\text{C}$. Para el primer protocolo se presenta un descenso de la temperatura del 16.6 % siendo un decremento significativo, mientras que para el tercer protocolo es del 0 al 2.38% indicando que se mantuvo más la temperatura en este protocolo (DIO).

Botman *et al.* (2016) mencionan que la temperatura disminuye en las aves por el uso de anestésicos inhalados como el isoflurano y el sevoflurano así como en los trabajos de Deori *et al.* (2017) e Isler *et al.* (2018). De acuerdo con Eger (2001) Esta disminución puede ser ocasionada a que la concentración mínima de anestésico (MAC) disminuye la temperatura entre un 4 y 5% por cada 1°C (33.8°F) para dar lugar a la eliminación completa del requisito de anestesia a 20°C (68°F).

b) Protocolos anestésicos fijos

En el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)** se registró en el minuto 0 $38\pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ y en el minuto 18 de $35\pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$. existiendo una variación de 4°C , es decir un descenso del 9%. En el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)** fue de 41 ± 0.3 y $38\pm 0.54^{\circ}\text{C}$ con una disminución del 9% y en el **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** fue de 41 ± 0.18 y $37\pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ decrementando 11.90%.

La temperatura descendió conforme transcurrió el tiempo a pesar del empleo del tapete térmico, lo que concuerda por lo dicho por Lumeij y Deenik (2003) señalan que la temperatura corporal de las palomas en su estudio descendió más y más rápido con el uso de la combinación de medetomidina-ketamina debido a que mostraron menor movimiento muscular.

Uzun *et al.* (2003), Maiti *et al.* (2006) y Escobar *et al.* (2012) describen que la temperatura corporal disminuye durante la anestesia debido a la depresión del centro de termorregulación, reducción basal en el metabolismo, disminución de la producción de calor y por ende la pérdida de calor a través de la vía respiratoria cuando se administra fármacos α -2 agonistas adrenérgicos como la ketamina.

Por lo anterior, el protocolo que mantiene la temperatura más elevada son los que incluyen el uso de la dexmedetomidina, es decir, los protocolo 3 (DIO) y 4 (DKO) que mantienen este parámetro casi similar al basal y al mencionado por Longley citando a Dawson y Whittow (2000) la temperatura va de 39-42°C, seguidos del protocolo 1 (IO), 5 (DKAO) y 2 (KXO).

Profundidad anestésica (PA)

a) Protocolos anestésicos inhalados

En el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** se observó que en la etapa preanestésica se presentaban todos los reflejos, en la etapa de inducción y mantenimiento desaparecen y en la recuperación comienzan a verse presentes. En cuanto a la PA en el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** en la etapa preanestésica están presentes todos los reflejos, conforme transcurre el tiempo el efecto de la dexmedetomidina se observa con los ejemplares tranquilos y sin agitación, cuando son introducidos en la cámara anestésica se ven relajados por lo que la etapa de inducción es más rápida y comienzan a desaparecer los reflejos, durante la etapa de mantenimiento estos no están presentes y en la última etapa se recuperan fácilmente sin ningún problema de excitación.

Anjana *et al.* (2021) reportan que los reflejos desaparecen cuando las aves pasan por un plano ligero de anestesia cuando se utilizan agentes anestésicos inhalados y Mumm y Mans (2022) mencionan que las aves se encuentran de pie en <5 minutos y la mayoría comienza a comer después de 60 minutos que concuerda con lo observado en el protocolo anestésico 3 (DIO).

b) Protocolos anestésicos fijos

En el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)** al igual que en el primero los reflejos son positivos al inicio de este y estos desaparecen en menor medida reflejando que son más superficiales y no profundos como es el caso del protocolo anestésico 1 (isoflurano y oxígeno). Uzun *et al.* (2003) mencionan que se presenta una adecuada relajación muscular en palomas con el uso de medetomidina y ketamina, Maiti *et al.* (2006) reportan que los reflejos desaparecen,

pero no disminuyen y esto se presenta en este protocolo además Durranni *et al.* (2008) y Mostachio *et al.* (2008) informan la presencia de reflejo palpebral en palomas tratadas con ketamina así como presencia de reflejo de tarso-metatarso en pollos anestesiados con xilazina-ketamina y demetomidia-ketamina que de igual forma se presenta esta característica en este protocolo.

La PA en el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)** durante las diferentes etapas de la anestesia general fue superficial, ya que en todo momento las aves presentaron todos los reflejos a excepción de la vocalización, lo que concuerda con Durranni *et al.* (2008) y Mostachio *et al.* (2008). Por otro lado, el tiempo de recuperación de las aves fue prolongado.

La PA en el **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** el plano anestésico fue profundo a partir del minuto 3 después de su administración por vía intramuscular (IM) y no se presentó ningún tipo de reflejo evaluados durante los protocolos por lo que no concuerda por lo dicho por con Durranni *et al.* (2008) y Mostachio *et al.* (2008).

Por lo que, los protocolos 1, 3 y 5 son los que presentan mejor profundidad anestésica seguida del protocolo 2 y 4.

Trazo electrocardiográfico (ECG)

a) Protocolos anestésicos inhalados

Los electrocardiogramas en el **protocolo anestésico 1 (IO: isoflurano y oxígeno)** presentan un ritmo sinusal con una FC de 242 ± 16 bpm que es un valor similar a lo registrado con el pulsioxímetro por lo que ayudan a confirmar dichos valores. El complejo QRS es estrecho y presenta una polaridad negativa, el intervalo QT es de 126 ± 31 ms, se presenta taquicardia ventricular.

En el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** arrojan que presentan un ritmo sinusal, con una FC de 261 ± 9 bpm que se acerca a los valores registrados por el pulsioxímetro. El complejo QRS es estrecho y presenta una polaridad negativa, el intervalo QT es de 149 ± 31 ms, hay presencia de taquicardia ventricular.

Se puede observar que tanto en la FC e intervalo QT son mayores en el protocolo anestésico 3 (DIO). Casares *et al.* (2000) reportan que se observa un aumento en la FC cuando los psitácidos son anestesiados con isoflurano por lo que puede influir en el aumento de esta variable, así también por una caída en la presión arterial provocada por el isoflurano. Nap *et al.* (1992) indican que la diferencia entre la duración del intervalo QT puede ser debido a un efecto del isoflurano además de ir acompañado por una arritmia cardíaca.

Se registro taquicardia ventricular en los periquitos australianos bajo la anestesia general en los protocolos que concuerda con lo descrito por Ludders (2008) que

describe un trazado de ECG de un ave normal puede tener la apariencia de una taquicardia ventricular, principalmente por la gran onda S negativa.

b) Protocolos anestésicos fijos

En el **protocolo anestésico 2 (KXO: ketamina, xilazina y oxígeno)**, los electrocardiogramas muestran un ritmo sinusal, con FC 219 ± 11 bpm siendo aproximado a los registrados con el pulsioxímetro. El complejo QRS es estrecho y presenta una polaridad negativa, el intervalo QT es de 187 ± 42 ms, hay presencia de taquicardia ventricular.

Para los ECG del **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)** presentan un ritmo sinusal, con una FC de 232 ± 13 bpm, el complejo QRS son estrechos y negativos con un eje cardíaco de $-90^\circ \pm 16$, se presenta taquicardia ventricular esto es similar a lo descrito por Xia *et al.* (1997) y Hong *et al.* (2004).

En los ECG en el **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** los registros presentaron un ritmo sinusal, con una FC de 183 ± 14 bpm, en el complejo QRS estrecho y negativo con un eje cardíaco de $-90^\circ \pm 15$ y presencia de taquicardia ventricular.

Uzun *et al.* (2003) encontraron en su estudio que la FC en palomas fue de 260-100 bpm con el uso de medetomidina-ketamina, Atalán *et al.* (2020) mencionan que la FC que se presentó en protocolos anestésicos con ketamina fue de 203.10 ± 37.83 y con sevoflurano fue de $194,60 \pm 39,68$ que son casi similares a los obtenidos en este estudio, aunque el reporte de los autores antes citados difiere en cuanto a especie se puede observar que el uso de los fármacos se comportan de una manera casi similar.

De acuerdo con Xia *et al.* (1997) Hong *et al.* (2004) mencionan que los ECG tomados en palomas la dirección del complejo QRS está invertido en las derivadas II, III y aVF por lo que coincide con los resultados obtenidos.

El intervalo PR es la representación de la conducción aurículo-ventricular que pasa a través del nodo AV, este intervalo indica la presencia de un bloqueo auriculoventricular y se clasifica en primer, segundo y 3 grado (Umaña *et al.*,s.f). Todos los ECG en todos los protocolos describen bloqueos del tipo A-V tipo II, rama izquierda y síndrome de Wolf-Parkinson-White (WPW). Que concuerda por lo dicho por Sciabarrasi y Farjado (2020).

La onda T representa la repolarización ventricular y la finalización de la eyección de la sangre ventricular, si esta es alta y con una base ancha indica hipoxia miocárdica o si es alta o puntiaguda hay hipercalemia (Umaña *et al.*,s.f). La onda T basal marca un valor de 41ms y este valor casi se mantiene en todos los protocolos (44, 41, 36, 40 y 31) con este valor por lo que no hay presencia de hipoxia.

El intervalo QT es el tiempo que necesitan los ventrículos para despolarizarse y esto en otras especies puede deberse a cambios electrolíticos, toxicidad provocada por fármacos, la anestesia o hipotermia (Tilley, 1992) y el segmento ST es ligeramente

elevado en cuanto al eje isoelectrico lo que concuerda con lo reportado por Hassanpour *et al.* (2013).

Dexmedetomidina y atepamezol

De acuerdo con los datos obtenidos, el efecto máximo después de la administración de dexmedetomidina en el **protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno)** se obtuvo 10 minutos después, esto concuerda con los resultados obtenidos por Mumm y Mans (2022) donde describen que lograron la sedación entre 10 y 15 minutos transcurridos siendo rápidos en comparación tras la administración de butorfanol-midazolam.

Durante la ejecución del protocolo se ajustó la dosis a una más alta (0.060 mg/Kg) para poder comparar con el estudio de los autores antes mencionados y este ajuste proporcionó un plano de sedación moderado a profundo donde todos los ejemplares fueron manipulados y no presentaron agitación durante este proceso, posteriormente fueron sometidos a la etapa de inducción anestésica con isoflurano al 3% de concentración y este procedimiento fue rápido (en promedio menor a 3 minutos) mientras que en la ejecución de la etapa de inducción anestésica en el protocolo 1 (isoflurano y oxígeno) fue de aproximadamente entre 5-6 minutos a la misma concentración.

El efecto máximo después de la administración de dexmedetomidina a una dosis de 0.060 mg/kg por vía intranasal (IN) en el **protocolo anestésico 4 (DKO: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno)** se obtuvo 10 minutos después, esto concuerda con los resultados obtenidos durante el protocolo anestésico 3 (DIO: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno) y con Mumm y Mans (2022) donde describen que lograron la sedación entre 10 y 15 minutos transcurridos. Para el caso del **protocolo anestésico 5 (DKAO: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno)** el efecto máximo con la dexmedetomidina se obtuvo entre el minuto 6 y 12 superando lo reportado por Mumm y Mans.

La administración del atipamezol fue de $\frac{1}{4}$ de dosis de la administrada de dexmedetomidina, con el fin de apoyar a las aves a una recuperación suave y tranquila además de revertir los efectos de los agonistas receptores adrenérgicos α_2 en los receptores tanto centrales como periféricos que apoyan a restaurar la función cardiovascular y respiratoria. Las aves presentaron temblores al minuto de la administración del antídoto pero 5 minutos después dejaron de temblar, el tiempo de recuperación fue de aproximadamente de 50 minutos a 1 hora 30 minutos donde los ejemplares comenzaron a aletear y vocalizar así como su incorporación. El atipamezol revertió los efectos anestésicos de la anestesia con dexmedetomidina y ketamina lo que concuerda por lo reportado por Jenelle *et al.* (2014) en su estudio donde utilizan el atipamezol para revertir los efectos de la anestesia de ketamina-dexmedetomidina.

11. Conclusión

Los protocolos anestésicos por vía inhalada, (protocolo anestésico 1: isoflurano y oxígeno (IO) y el protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno (DIO)), son los que proporcionan mayor seguridad para producir anestesia general en las aves, específicamente en periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) ya que mantiene la estabilidad de los parámetros fisiológicos (frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, saturación parcial de oxígeno, temperatura, profundidad anestésica y electrocardiograma) en comparación de los otros protocolos llevados a cabo. Cabe destacar que el protocolo anestésico 3: dexmedetomidina, isoflurano y oxígeno (DIO) produce una sedación adecuada que alcanza su máximo efecto 10 minutos después de su administración por vía intranasal (IN) siendo no invasiva para los periquitos australianos y ayudando a su manejo y manipulación sin causar estrés, por otro lado, favorece a una rápida inducción y recuperación (siendo menor de 5 minutos) en donde en esta última etapa las aves no presentan excitación.

Por otro lado, los protocolos anestésicos por vía parenteral (protocolo anestésico 2: ketamina, xilazina y oxígeno (KXO) y protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno (DKO)) mantienen por debajo de los protocolos anestésicos inhalados los valores de los parámetros fisiológicos monitorizados, siendo el menos eficiente el protocolo anestésico 4: dexmedetomidina, ketamina y oxígeno (DKO), se recomienda este protocolo anestésico para llevar a cabo manipulación del ave, para pruebas complementarias o estudios radiográficos ya que el plano anestésico es superficial y fiable para ejecutar este tipo de procedimientos.

El protocolo anestésico por vía parenteral número 5: dexmedetomidina, ketamina, atipamezol y oxígeno (DKAO) es una opción segura como anestésico general por vía parenteral ya que los parámetros fisiológicos descienden un poco en comparación con el protocolo anestésico número 2: ketamina, xilazina y oxígeno (KXO), pero la profundidad anestésica es adecuada como en el caso del protocolo 3 pudiéndose llevar a cabo alguna una intervención quirúrgica que genere severo dolor.

De cara a futuros estudios, sería conveniente el uso de la dexmedetomidina como agente sedante y analgésico para proporcionar a las aves una relajación adecuada y no invasiva por vía intranasal así como el uso del antídoto atipamezol para revertir los efectos de la Dexmedetomidina y ketamina.

12. Bibliografía

Abad, A. (2006). Introducción a la anestesia total endovenosa. Ponencia del Symposium GATIV. Barcelona, España.

Aguilar, R.F., Hernández, S.M., Divers, S.J., Perpiñán, D. (2010). Atlas de medicina de animales exóticos. 2da edición. Intermedica. Argentina. pp. 233-259.

Anjana, R.R., Parikh, P.V., Mahla, J.K., et al. (2021). Comparative evaluation of isoflurane and sevoflurane in avian patients. *Veterinary World*,14(5): 1067-1073. [doi: 10.14202/vetworld.2021.1067-1073](https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.1067-1073)

Argueta, R., Argueta, R. (2015). Inductores de la anestesia y urgencias anestésicas en aves de compañía y silvestres. *Veterinaria Argentina*, 32(324). <https://www.veterinariargentina.com/revista/2015/04/inductores-de-la-anestesia-y-urgencias-anestésicas-en-aves-de-compania-y-silvestres/>

Atalan, G., Uzun, M., Demirkan, I., et al. (2002). Effect of Medetomidine-Butorphanol-Ketamine Anaesthesia and Atipamezole on Heart and Respiratory Rate and Cloacal Temperature of Domestic Pigeons. *Journal of Veterinary Medicine Series A*, 49(6), 281–285. [doi:10.1046/j.1439-0442.2002.00451.x](https://doi.org/10.1046/j.1439-0442.2002.00451.x)

AVIVA LAB. (2008). Hemograma. Componentes del hemograma y su importancia.

Baialardi, M. (2019). Psittaciformes: cuidados básicos e intoxicação por elementos traço [Tesis de especialidad]. Repositorio digital Da UFSM. https://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/18102/TCCE_RAPSMVMVP_2019_RIBEIRO_MARILIA.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Banzett, R. B., Butler, J. P., Nations, C. S., et al. (1987). Inspiratory aerodynamic valving in goose lungs depends on gas density and velocity. *Respiration Physiology*, 70(3), 287–300. [doi:10.1016/0034-5687\(87\)90011-9](https://doi.org/10.1016/0034-5687(87)90011-9)

Becker, A. (2001). Interpretación del hemograma. *Revista Chilena de Pediatría*, 72(5).

Belda, E., Laredo, F.G., Escobar, M., et al. (2005). Agonistas α -2 adrenérgicos en sedación y anestesia veterinaria. *Anales de Veterinaria de Murcia*, 21: 23-33. <https://revistas.um.es/analesvet/article/view/2911/2831>

Benke, G.A., Suertegaray, C., Antunes, R., et al. (2003). Aves. In *Livro_Vermelho_Fauna_RS*. pp 189-479.

Bes, S., Cara, V., Cortiñas, M., Soto. M. (2019). Efectos no analgésicos del clorhidrato de ketamina. Nuevas indicaciones: aplicaciones en psiquiatría. *Revista Electrónica Anestesiología*, 11(6). [doi: https://doi.org/10.30445/rear.v11i6.751](https://doi.org/10.30445/rear.v11i6.751)

BirdLife International. (2018). *Melopsittacus undulatus*. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2018: e.T22685223A132056957. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T22685223A132056957.en>.

Bokser, B., Fernández, H. (2007). Reflujo gastroesofágico durante la anestesia general. Comparación entre: máscara laríngea, combitube y tubo orotraqueal. *Revista Mexicana de Anestesiología*, 30(1), 40-42. <https://www.mediagraphic.com/pdfs/rma/cma-2007/cma071h.pdf>

Botman, J., Dugdale, A., Gabriel, F., et al. (2016). Cardiorespiratory parameters in the awake pigeon and during anaesthesia with isoflurane. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 43: 63-71. [doi: 10.1111/vaa.12262](https://doi.org/10.1111/vaa.12262)

Brieva, C. (2014). Protocolo de anestesia de aves. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Comité de Bioética. <https://docplayer.es/28665343-Protocolo-de-anestesia-de-aves.html>

Brown, R. E., Brain, J. D., Wang, N. (1997). The avian respiratory system: a unique model for studies of respiratory toxicosis and for monitoring air quality. *Environmental Health Perspectives*, 105(2), 188–200. [doi:10.1289/ehp.97105188](https://doi.org/10.1289/ehp.97105188)

Brown, R., Kovacs, C., Butler, J., et al. (1995). The avian lung: Is there an aerodynamic expiratory valve?. *The Journal of Experimental Biology*, 198(Pt 11), 2349–2357. [doi: 10.1242/jeb.198.11.2349](https://doi.org/10.1242/jeb.198.11.2349)

Buenrostro, A., Gutiérrez, E., García, J. (2021). Mexican Psittacids held in captivity. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 8(2), e2809. <https://doi.org/10.19136/era.a8n2.2809>

Butler, P. J. (1988). The exercise response and the “classical” diving response during natural submersion in birds and mammals. *Canadian Journal of Zoology*, 66(1), 29–39. [doi:10.1139/z88-004](https://doi.org/10.1139/z88-004)

Cantú, J.C., Sánchez, M.E., Grosselet, M., Silva, J. (2007). Tráfico ilegal de pericos en México. Una evaluación detallada. *Defender of Wildlife*. Washington, DC, USA. 75p. [doi: 10.13140/RG.2.2.21598.28489](https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21598.28489)

Cárcoba, S.A. (2019). Efecto de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) exógena para el desarrollo gonadal y producción de gametos de periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) [Tesis de maestría]. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

Carpenter, J.W. (2018). *Exotic animal formulary*. Chapter 5: Birds. Fifth edition. Elsevier. The United States of America.

Casares, M., Enders, F., Montoya, J.A. (2000). Comparative Electrocardiography in Four Species of Macaws (Genera *Anodorhynchus* and *Ara*). *Journal of Veterinary medicine*. 2000, A(47): 277-281. [doi: 10.1046/j.1439-0442.2000.00286.x](https://doi.org/10.1046/j.1439-0442.2000.00286.x)

Çelik, Y., Atalan, G., Güneş, V., et al. (2020). Use of medetomidine, midazolam, ketamine and sevoflurane as an anesthetic protocol for domestic chickens. *Veterinaria México OA*, 7(1). doi: 10.22201/fmvz.24486760e.2020.1.620 [doi: 10.22201/fmvz.24486760e.2020.1.620](https://doi.org/10.22201/fmvz.24486760e.2020.1.620)

Centro para el Control Estatal de Medicamentos, Equipos y Dispositivos Médicos (CECMED). (2016). Isoflurano. <https://www.cecmec.med.cu/registro/rcp/medicamentos/isoflurano-1>

Charles, Ma. L. (2005). El laboratorio clínico para las aves de ornato. *Imagen Veterinaria. Aves de ornato y compañía*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, México, D.F., 5(2): 47-50. <https://fmvz.unam.mx/fmvz/imavet/v5n2a05/v5n2a05.pdf>

Chavez, L.J., Fuentes, P. (2012). Anestésicos generales-gases. *Revista de actualización Clínica*, (27), 1339-1344. http://www.revistasbolivianas.ciencia.bo/pdf/raci/v27/v27_a08.pdf

Chitty, J. R. (2005). Basic techniques. In: N. Harcourt–Brown and J. R. Chitty (eds.) *Manual of Psittacine Birds*. 2nd edn. pp. 50–59. BSAVA, Quedgeley, Gloucester.

Clarke, K.W., Trim, C.M., Hall, L.W. (2014). Principles of sedation, anticholinergic agents, and principles of premedication. *Veterinary Anaesthesia*, 79–100. [doi:10.1016/b978-0-7020-2793-2.00004-9](https://doi.org/10.1016/b978-0-7020-2793-2.00004-9)

Colás, M.A., Merino, Y.S., Correa, A. (2007). Diagnóstico de las enfermedades bacterianas, micóticas y parasitarias en aves ornamentales. *Revista Cubana en Ciencia Avícola*, 31: 135-140.

Coles, B. H. (1997). *Avian Medicine and Surgery*. 2nd edn. Blackwell Science Ltd., London

Comité de Bioética (2014). Protocolo de anestesia de aves. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia. <https://docplayer.es/28665343-Protocolo-de-anestesia-de-aves.html>

Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES). (2017). Apéndices I, II y III. <https://cites.org/esp/app/appendices.php>

Cooper, J.E. (2002). *Birds of Prey: Health and Disease*. Blackwell Science, Oxford. pp. 171-184.

Degeners, L. (2008). Anesthesia for Companion Birds. *Compendium*, 1-11. <https://www.vetfolio.com/learn/article/anesthesia-for-companion-birds>

Delarada, R.S. (2020). Los desafíos en la conservación y manejo de la fauna silvestre. El aporte de los médicos veterinarios. *Ciencia Veterinaria*, 22(2), 181-188. <http://dx.doi.org/10.19137/cienvet202022207>

Deori, P., Sarma, K.K., Nath, P.J., et al. (2017). Physiological alteration, quality of anesthesia and economy of isoflurane in domestic chickens (*Gallus domesticus*). *Veterinary World*, 10(5): 493-497. [doi: 10.14202/vetworld.2017.493-497](https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.493-497)

Durranni U.F., Khan, M.A., Ahmad, SS. (2008). Comparative efficacy (sedative and anaesthetic) of detomidine, ketamine and detomidine-ketamine cocktail in pigeons (*Columba livia*). *Pakistan Veterinary Journal*, 28: 115-118. http://www.pvj.com.pk/pdf-files/28_3/115-118.pdf

Edling, T. M. (2005). Anaesthesia and analgesia. In: N. Harcourt- Brown and J. R. Chitty (eds.) *Manual of Psittacine Birds*. 2nd edn. pp. 87–96. BSAVA, Quedgeley, Gloucester

Edling, T. M. (2006). Updates in anesthesia and monitoring. In: G. J. Harrison and T. L. Lightfoot (eds.) *Clinical Avian Medicine No. II*. pp. 747–760. <https://www.ivis.org/library/clinical-avian-medicine/updates-anesthesia-and-monitoring>

Eger, E.I. Age,(2001). Minimum Alveolar Anesthetic Concentration, and Minimum Alveolar Anesthetic Concentration-Awake. *Anesthesia & Analgesia*, 93(4): 947-953. [doi: 10.1097/00000539-200110000-00029](https://doi.org/10.1097/00000539-200110000-00029)

Escobar, A., Valadão, C.A., Brosnan, R.J. et al. (2012). Effects of butorphanol on the minimum anesthetic concentration for sevoflurane in guineafowl (*Numida meleagris*). *American of Journal of Veterinary Research*, 73: 183–188. [doi: 10.2460/ajvr.73.2.183](https://doi.org/10.2460/ajvr.73.2.183)

Espino, L., Suárez, M.L., López, A., et al. (2001). Electrocardiogram reference values for the buzzard in Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(4):680–685. [doi: 10.7589/0090-3558-37.4.680](https://doi.org/10.7589/0090-3558-37.4.680)

Farmer, C. (2006). On the origin of avian air sacs. *Respiratory Physiology & Neurobiology*, 154:89-106. [doi: 10.1016/j.resp.2006.04.014](https://doi.org/10.1016/j.resp.2006.04.014)

Fedde, M.R. (1980). Structure and gas-flow pattern in the avian respiratory system. *Poultry Science* 59, 2642-2653. [doi: 10.3382/ps.0592642](https://doi.org/10.3382/ps.0592642)

Fernández, R. (2010). Farmacos adrenérgicos-simpaticomiméticos. Universidad de Concepción. Fernandez (ed). *Farmacología Veterinaria*. (pp. 113-130). Concepción: Talleres Dirección de Docencia Edmundo Larenas.

Fischer, B., Clark-Price, S. (2015). Anesthesia of the Equine Neonate in Health and Disease. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 31(3), 567–585. [doi:10.1016/j.cveq.2015.09.002](https://doi.org/10.1016/j.cveq.2015.09.002)

- Franco, M., Hoyos, L., Ramírez, G.F., Correa, A.M. (2009). Hallazgos hematológicos y química sanguínea en *amazona amazonica* y *amazona ochrocephala* cautivas de la reserva forestal torre cuatro. Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural, 13(2), 63-77. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-30682009000200005
- Gálvez, C.F., Ramírez, G.F., Hnery, O. (2009). El laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. Biosalud, 8, 178-188. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1657-95502009000100020
- García, J.A., Castillo, A., Ramírez, M. E., et al. (2001). Comparación de los procedimientos de Tukey, Duncan, Dunnett, Hsu y Bechhofer para selección de medias. Agrociencia, 35(1): 79-86. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=30235107>
- Gomar, C. (2003). Fundamentos farmacológicos de los anestésicos inhalatorios.
- Gómez, G., Solano, C.T., Reyes, S.R., Valadez, R. (2005). Pájaros y otras aves utilizados como animales de ornato y compañía. AMMVEPE, 16(5), 129-139. https://www.researchgate.net/publication/303483773_Pajaros_y_otras_aves_utilizados_como_animales_de_ornato_y_compania
- González, L.R., Chablé, J., Aguilar, W., Marríque, P. (2018). El comercio de las aves silvestres en la ciudad de Mérida, Yucatán, México. Ecosistemas y recursos agropecuarios, 5(14), 271-281. <https://doi.org/10.19136/era.a5n14.1242>
- Granone, T.D., N de Francisco, O., Kilos, M.B., et al. (2012). Comparison of three different inhalant anesthetic agents (isoflurane, sevoflurane, desflurane) in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*). Veterinary Anaesthesia and Analgesia, 39: 29-37. [doi: 10.1111/j.1467-2995.2011.00668.x](https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2011.00668.x)
- Grimm, K.A., Lamont, L.A., Tranquilli, W.J., et al. (2015). Veterinary anesthesia and analgesia. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons.
- Gunkel, C., Lafortune, M. (2005). Topics in medicine and surgery. Current techniques in avian anesthesia. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 14 (4), 263-276. https://www.researchgate.net/publication/248866588_Current_Techniques_in_Avian_Anesthesia
- Gutiérrez, A., Manrique, C. (1996). Análisis estadístico de medidas repetidas. I. Se cumple el supuesto de un patrón de varianza y covarianza homogéneas. Revista Corpoica. 1(1). <https://revistacta.agrosavia.co/index.php/revista/article/view/155>

Hammer, O., Harper, D., Ryan, P. (2001). Past: paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(4): 9. https://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm

Harcourt, N., Chitty, J. (2005). *BSAVA Manual of Psittacine birds* 2a. Edition. England. British Small Animal Veterinary Association. Pp 96-105.

Harcourt-Brown, N.H. (2010). Aves psitaciformes In: Tully, J.R., Dorrestein, G.M., Jones, A.k. *Clinica de aves*. 2da ed. Rio de Janeiro. Elsevier. Pp 312- 378.

Hassanpour, H., Khadem, P. (2013). Normal Electrocardiogram Patterns and Values in Muscovy Ducks (*Cairina moschata*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 27(4):280–284. [doi: 10.1647/2012-045](https://doi.org/10.1647/2012-045)

Heard, D.J. (1997). Avian respiratory anatomy and physiology. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6(4), 172-179.

Herrera, J.A., Carcoba, S.A., Pérez, J.J., et al. (2019). Efecto de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) exógena para el desarrollo gonadal y producción de gametos de periquito australiano. *Animal Reproduction*, 17(1), e20190103. <http://dx.doi.org/10.21451/1984-3143-AR2019-0103>

Hong, A., Xue, Z., Jian, Z. (2004). Comparative studies on the wide frequency band electrocardiogram and vectorcardiogram in pigeon and mouse. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part A*: 577-583. [doi: 10.1016/j.cbpb.2003.11.013](https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2003.11.013)

Isler, C.T., Altug, M.E., Yurtal, Z., Deveci, M.Z.Y. (2018). Effect of diazepam, ketamine Hcl and sevoflurane anesthesia on vital and recovery values of nine long-legged buzzards (*Buteo rufinus*) upon wing amputation. *Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society*, 69(3): 1071–1076. <https://doi.org/10.12681/jhvms.18877>

Javdani, M., Nikousefat, Z., Ghashghaei, A., Hashemnia, M. (2014). Efficacy of ketamine in combination with four common analgesics on some hematological factors of broiler chickens. *International Journal Livest Research*, 4(2):1-9. [doi: 10.5455/ijlr.20140324100716](https://doi.org/10.5455/ijlr.20140324100716)

Jenelle, M.I., Whitcomb, T. L., Wilson, R.P. (2014). Atipamezole Reverses Ketamine– Dexmedetomidine Anesthesia without Altering the Antinociceptive Effects of Butorphanol and Buprenorphine in Female C57BL/6J Mice. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 53(6): 675-683. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4253582/>

Joyner, P.H., Jones, M.P., Ward, D. et al. (2008). Induction and recovery characteristics and 249 cardiopulmonary effects of sevoflurane and isoflurane in bald eagles. *American Journal of Veterinary Research*, 69: 13–22. [doi: 10.2460/ajvr.69.1.13](https://doi.org/10.2460/ajvr.69.1.13)

- Kaya, M., Soylu, S.M. (2013). Analysis of electro-cardiographic parameters in the conscious common pheasants (*Phasianus colchicus*). Kafkas Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi, 19: 1039-1044. [doi: 10.9775/kvfd.2013.9413](https://doi.org/10.9775/kvfd.2013.9413)
- Klika, E., Scheuermann, D. W., De Groot-Lasseel, et al. (1997). Anchoring and Support System of Pulmonary Gas-Exchange Tissue in Four Bird Species. Acta Anatomica, 159(1), 30–41. [doi:10.1159/000147962](https://doi.org/10.1159/000147962)
- Ksepka, D.T., Clarke, J.A., Grande, L. (2011). Stem Parrots (Aves, Halcyornithidae) from the Green River Formation and a Combined Phylogeny of Pan-Psittaciformes. Journal of Paleontology, 85(5), 835-852. [doi: https://doi.org/10.1666/10-108.1](https://doi.org/10.1666/10-108.1)
- Laboratorios Karizoo (2019). Gama animales de compañía. pp.12. <https://www.karizoo.com/wp-content/uploads/2020/12/GamaCompaniaNov20.pdf>
- Larramendy, M.R., Hernández, S.B., Temprana, M., et al. (2007). Parásitos internos y externos diagnosticados en pequeñas psitácidas de compañía. Informe de Dubinia melopsittaci (Acari: Xolalgidae) en Cuba. Revista Cubana en Ciencia Avícola, 31: 89-96.
- Longley, L.A. (2008). Anaesthesia of exotics pets. Elsevier Saunders, United Kingdom. pp. 129-170.
- López, G.P., Torres, O.G. (2017). Variabilidad de la clasificación del estado físico de la Sociedad Americana de Anestesiólogos entre los anestesiólogos del Hospital General de México. Revista Mexicana de Anestesiología, 40(3), 190-194. <https://www.mediagraphic.com/pdfs/rma/cma-2017/cma173f.pdf>
- Ludders, J. W. (2008). Anesthesia and Analgesia in Birds. Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals, 481–500. [doi:10.1016/b978-012373898-1.50022-x](https://doi.org/10.1016/b978-012373898-1.50022-x)
- Ludders, J. W., Mathews, N. (1996). Birds. In: J. C. Thurmon, W. J. Tranquilli and J. G. Benson (eds.) Lumb and Jones Veterinary Anesthesia. 3rd edn. pp. 645–669. Williams & Wilkins, Baltimore, MD.
- Ludders, J.W., Rode, J., Mitchell, G.S., Nordheim, E.V. (1989). Effects of ketamine, xylazine, and a combination of ketamine and xylazine in Pekin ducks. American Journal of Veterinary Research, 50(2):245-9. [PMID: 2719388.](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2719388/)
- Lumeij, J.T, Deenik, J.W. (2003). Medetomidine-Ketamine and Diazepam-Ketamine Anesthesia in Racing Pigeons (*Columba livia domestica*)—A Comparative Study. Journal of Avian Medicine and Surgery, 17(4), 191–196. [doi:10.1647/2001-048](https://doi.org/10.1647/2001-048)
- Machin, K.L., Caulkett, N.A. (1998). Cardiopulmonary effects of propofol and a medetomidine-midazolam-ketamine combination in mallard ducks. American Journal of Veterinary Research, 59: 598-602. [PMID: 9582963.](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9582963/)

Machin, K.L., Caulkett, N.A.(2000). Evaluation of isoflurane and propofol anesthesia for 246 intraabdominal transmitter placement in nesting female canvasback ducks. *Journal of Wildlife Diseases*, 36:324–334. [doi: 10.7589/0090-3558-36.2.324](https://doi.org/10.7589/0090-3558-36.2.324)

Maiti S.K., Tiwary,R., Vasan, P., et al. (2006). Xylazine, diazepam and midazolam premedicated ketamine anaesthesia in white leghorn cockerels for typhlectomy. *Journal of the South African Veterinary Association*, 77: 12-18. [doi: 10.4102/jsava.v77i1.333](https://doi.org/10.4102/jsava.v77i1.333)

Maldonado, I., Aguilar, V., Brousset, D.Ma. (2008). Módulo IV Diplomado a distancia en fauna silvestre. CEAMVET/CORPORACIÓN EDUCATIVA. México, D. F.

Marcos, A. (2012). ¿Por qué es buena la biodiversidad? Una visión humanista del valor de la biodiversidad. *Revista Colombiana de Bioética*, 7(2), 45-56. <https://www.redalyc.org/pdf/1892/189225524004.pdf>

Martin, S., Bermejo, P., Marcos, E. (2008). Relajantes musculares. Revisión. *Farmacia Profesional*, 22(8), 38-43. <https://www.elsevier.es/es-revista-farmacia-profesional-3-articulo-relajantes-musculares-revision-13126019>

Martínez, R., Zambada, C., Álvarez, R., et al. (2004). Dexmedetomidina versus midazolam como premedicación para cirugía endoscópica de senos paranasales. Valoración de la estabilidad hemodinámica. *Anales Médicos de la Asociación Médica del Centro Médico ABC*, 49(4), 184-190. <https://www.medigraphic.com/pdfs/abc/bc-2004/bc044e.pdf>

Mato, M., Pérez, A., Otero, J., Torres, L.M. (2002). Dexmedetomidina, un fármaco prometedor. *Revista Española de Anestesiología y Reanimación*, 49:407-420.

Mejía, H., Mejía, M. (2012). Oximetría de pulso. *Revista de la Sociedad Boliviana de Pediatría*, 51(2): 149-4. http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1024-06752012000200011

Méndez, M. T., Esquivel, V.M. (2015). Uso de ketamina para anestesia y sedación en pacientes neurológicos. *Farmacología en anestesia*, 38(supl. 1), S163-S164. <https://www.medigraphic.com/pdfs/rma/cma-2015/cmas151aj.pdf>

Meng, Z., Jiang, Z. (2023). Cauchy combination omnibus test for normality. *PLoS One*, 18(8):e0289498.

Mercado, J.A, Larsen, R.S., Wack, R.F., et al. (2008). Minimum anesthetic concentration of isoflurane in captive thick-billed parrots (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*). *American Journal of Veterinary Research*, 69: 189–194. [doi: 10.2460/ajvr.69.2.189](https://doi.org/10.2460/ajvr.69.2.189)

Molina, A. M., Moyano, M.R., Peña, F.J., et al. (2008). Depresores del sistema nervioso central y anestesia en roedores de experimentación. *Revista Electrónica de Clínica Veterinaria*, 3(9).

Molina, F.J. (2006). Paro cardíaco y anestesia. *Revista Mexicana de Anestesiología*, 29(supl. 1), S189-S192. <https://www.medigraphic.com/pdfs/rma/cma-2006/cmas061a1.pdf>

Montolío, S.A. (2015). Estudio de la hematología y la bioquímica sanguínea de las rapaces nocturnas ibéricas. [Tesis doctoral]. Universitat Autònoma de Barcelona. https://ddd.uab.cat/pub/tesis/2015/hdl_10803_329287/sam1de1.pdf

Mostachio, G.Q., de Oliveira, L., Carciofi, A.C., et al. (2008). The effects of anesthesia with a combination of intramuscular xylazine-diazepam-ketamine on heart rate, respiratory rate and cloacal temperature in roosters. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 35: 232-236. [doi: 10.1111/j.1467-2995.2007.00381.x](https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2007.00381.x)

Muir, W. W., Hubbell, L. A. (2000). Inhalation anesthesia. In: W. W. Muir and L. A. Hubbell (eds.) *Handbook of Veterinary Anesthesia*. pp.154–163. Mosby, St Louis, MO.

Mumm, L.E., Mans, C. (2022). Evaluation of dexmedetomidine-midazolam sedation in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 260(10):1194-1199. <https://doi.org/10.2460/javma.22.01.0005>

Muñoz, P., Granados, M.M., Navarrete, R. (2019). *Manuales clínicos de veterinaria. Anestesiología y cuidados intensivos*. 1ra edición. Elsevier, España. pp. 2,201-236.

Muñoz, S., Lorenzo, T., Franx, E. (2007). Fármacos opioides en la terapéutica de aves rapaces. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias*, 1(2). <https://docplayer.es/61751969-Farmacos-opioides-en-la-terapeutica-de-aves-rapaces-opioid-drugs-used-in-the-treatment-of-birds-of-prey.html>

Nap, A.M.P., Lumeij, J.T., Stokhof, A.A. (1992). Electrocardiogram of the African grey (*psittacus erithacus*) and Amazon (*Amazona spp.*) parrot. *Avian Pathology*, 21(1): 45–53. [doi: 10.1080/03079459208418817](https://doi.org/10.1080/03079459208418817)

Natalini CC. (2001). Sevoflurane, desflurane and xenon new inhaled anesthetics in veterinary medicine. *Ciência Rural*, 31(1):177-83. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782001000100029>

National Institute of Neurological Disorders and Stroke (NIH). (2019). ¿Cuáles son las partes del sistema nervioso?. <https://espanol.nichd.nih.gov/salud/temas/neuro/informacion/partes>

Navone, G. T., Gamboa, Ma. I., Kozubsky, L.E., et al. (2005). Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de

enriquecimineto coproparasitológico. *Parasitología Latinomericana*, 60, 178-181. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>

NOM-059-SEMARNAT-2010. (2010). Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/435/1/NOM_059_SEMARNAT_2010.pdf

NOM-062-ZOO-1999. (2002). Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=764738&fecha=18/06/2001

NOM-064-ZOO-2000. (2003). Lineamientos para la clasificación y prescripción de productos farmacéuticos veterinarios por el nivel de riesgo de sus ingredientes activos, que tiene por objeto establecer los criterios técnicos y científicos para la clasificación, prescripción, comercialización y uso de los ingredientes activos empleados en la formulación de los productos farmacéuticos veterinarios por su nivel de riesgo, para evitar que éstos puedan ser nocivos a la salud animal. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/211451/ACUERDO_por_el_que_se_establece_la_clasificaci_n_y_prescripci_n_de_los_productos_farmac_uticos_v_eterinarios_por_el_nivel_de_riesgo_de_sus_ingredientes_activos.pdf

NOM-087-ECOL-SSA1-2002. (2002). Protección ambiental - Salud ambiental - Residuos peligrosos biológicoinfecciosos - Clasificación y especificaciones de manejo. <https://www.cndh.org.mx/DocTR/2016/JUR/A70/01/JUR-20170331-NOR14.pdf>

Núñez, C.A. (2018). Análisis de varianza no paramétrica: un punto de vista a favor para utilizarla. *Acta Agrícola y Pecuaria*, 4(3): 69-79. <http://aap.uaem.mx/index.php/aap/article/view/55/97>

Olah, G., Butchart, S.H.M., Symes, A., et al. (2016). Ecological and socio-economic factors affecting extinction risk in parrots. *Biodiversity and Conservation*, 25: 205-223.

Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura (FAO). (2019). *El trabajo de la FAO sobre la biodiversidad*. <https://www.fao.org/publications/highlights-detail/es/c/1181484/#:~:text=La%20biodiversidad%20es%20la%20suma,de%20los%20que%20forman%20parte>.

Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO). (2021). *Biodiversidad*. <https://es.unesco.org/themes/educacion-desarrollo-sostenible/diversidad>

Pandharipande, P., Ely, E. W., Maze, M. (2006). Dexmedetomidine for sedation and perioperative management of critically ill patients. *Seminars in Anesthesia, Perioperative Medicine and Pain*, 25(2), 43–50. [doi:10.1053/j.sane.2006.01.001](https://doi.org/10.1053/j.sane.2006.01.001)

Parra, S.M., Labra, M.A., Renton, K. (2016). Requerimientos ecológicos en las aves: un enfoque en psitácidos. En: Cupul, F.G. *Tópicos sobre ciencias biológicas* Universidad de Guadalajara. Centro Universitario de la Costa. México. Pp. 33-62.

Paul-Murphy, J., Fialkowski, J. (2001). Anestesia inyectable y analgesia de aves. In: *Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals*, R.D. Gleed and J.W. Ludders (Eds.) <https://www.ivis.org/library/recent-advances-veterinary-anesthesia-and-analgesia-companion-animals/anestesia-0>

Paul-Murphy, J., Ludders, J.W. (2001). Avian Analgesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4(1), 35–45. [doi:10.1016/S1094-9194\(17\)30049-X](https://doi.org/10.1016/S1094-9194(17)30049-X)

Pawson, P. (2008). Sedatives. *Small Animal Clinical Pharmacology*, 113–125. [doi:10.1016/b978-070202858-8.50008-7](https://doi.org/10.1016/b978-070202858-8.50008-7)

Penna, A., Gutiérrez, R. (2017). Neurociencia y anestesia. *Revista Médica Clínica Las Condes*, 28(5), 650-660. [doi: 10.1016/j.rmclc.2017.08.002](https://doi.org/10.1016/j.rmclc.2017.08.002)

Peña, N.L., Cruz, A., Moreno, G. (2012). Evaluación de tres protocolos de anestesia balanceada en equinos criollos, en la clínica Francisco de Asís (Soracá-Boyacá). *Revista de Medicina Veterinaria*, 24, 71-83. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0122-93542012000200007

Pérez Rivero, J.J. (2020). *Manual de funcionamiento del laboratorio de: Cirugía experimental y fisiología veterinaria*. <https://sway.office.com/yfdWThcREWU8bp8y>

Pérez Rivero, J.J., Barragán, E.A., Lozada, A.R., et al. (2017). Cuadernos. Entendiendo la epidemiología: principios básicos y su aplicación en las ciencias veterinarias. 1a. Edición. Universidad Autónoma Metropolitana, Ciudad de México. Pp 45-46.

Pertovaara, A., Haapalinna, A., Sirviö, J., Virtanen, R. (2005). Pharmacological properties, central nervous system effects, and potential therapeutic applications of atipamezole, a Selective α_2 -adrenoceptor antagonist. *CNS Drug Reviews*, 11(3). [doi: 10.1111/j.1527-3458.2005.tb00047.x](https://doi.org/10.1111/j.1527-3458.2005.tb00047.x)

Pettifer, G. R., Cornick-Seahorn, J., Smith, J. A., et al. (2002). The Comparative Cardiopulmonary Effects of Spontaneous and Controlled Ventilation by Using the Hallowell EMC Anesthesia WorkStation in Hispaniolan Amazon Parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 16(4), 268–276. [doi:10.1647/1082-6742](https://doi.org/10.1647/1082-6742)

Pisa. (2019). Ficha técnica Sofloran®Vet.
<https://www.pisaagropecuaria.com.mx/producto/sofloran-vet/>

Plasencia, A.H., Escalona, G., Esparza, L.G. (2014). Modelación de la distribución geográfica potencial de dos especies de psitácidos neotropicales utilizando variables climáticas y topográficas. *Acta zoológica mexicana*, 30(3), 471- 490.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372014000300002

Powell, F. (2000). *Sturkie`s Avian Physiology. Respiration*. 5a. ed.. Cap 10; p. 231-245.

Restrepo, I.C., Mazo, L.P., Salazar, M.L., et al. (2013). Evaluación de tres técnicas coproparasitoscópicas para el diagnóstico de geohelminintos intestinales. *Iatreia*, 26(1), 15-24. <http://www.scielo.org.co/pdf/iat/v26n1/v26n1a02.pdf>

Restrepo, J. (2009). Alfa 2 agonistas. *Fundamentos de medicina veterinaria: terapéutica veterinaria*. Segunda Edición, Medellín: Corporación para la investigación Biológicas. pp. 45-52.

Rioja, G. (2004). Efecto de la asociación de dexmedetomidina y midazolam sobre la concentración alveolar mínima de halotano e isoflurano en ratas. Tesis de la Universidad Complutense de Madrid, Facultad de Veterinaria, Departamento de Medicina y Cirugía Animal. <https://eprints.ucm.es/id/eprint/5420/>

Ritchie, B.W., Harrison, G.J., Harrison, L.R. (1994). *Avian medicine: principles and application*. Wingers Publishing, Inc., Florida pp. 1066-1080.

Roberson, D. W., Alosi, J. A., Messana, E. P., et al. (2000). Endotracheal isoflurane anesthesia for chick auditory surgery. *Hearing Research*, 141(1-2), 165–168. [doi:10.1016/S0378-5955\(99\)00219-1](https://doi.org/10.1016/S0378-5955(99)00219-1)

Ruíz, M. C. (2004). Análisis de medidas repetidas. *Medicina Clínica Barcelona*, 122(Supl 1): 51-58. <https://www.elsevier.es/es-revista-medicina-clinica-2-articulo-analisis-medidas-repetidas-13057546>

Samour, J. (2010). *Medicina Aviar*, 2a. Edición. Elsevier. Barcelona, España. Pp 46-77.

Sánchez, A., Santiago, Q.J., Rojas, O. (2017). Variación temporal en la distribución geográfica y ecológica de *Amazona finschi* (*Psittaciformes: Psittacidae*). *Revista Biología Tropical*, 65(3), 1194-1207. <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v65i3.25417>

Sanmiguel, R.A., Peñuela, L.M. (2012). Una revisión a las particularidades del sistema respiratorio aviar. *Spei Domus*, 8(17), 59-65.
<https://revistas.ucc.edu.co/index.php/sp/article/view/97/98>

Sanmiguel, R.A., Plazas, F.A., Trujillo, D. Y., et al. (2018). Requerimientos para la medición de indicadores de estrés invasivos y no invasivos en producción animal. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 29(1): 15-30. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v29i1.14195>

Santacruz, P., Orjuela, Acosta, D., Benavidez, M.J., Martínez, K. (2003). Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia Psittacidae en la Fundación Zoológica de Cali (Cali, Valle del Cauca, Colombia). *Medicina Veterinaria*, 20(6): 67-72. <https://docplayer.es/65043531-Parasitos-gastrointestinales-en-las-aves-de-la-familia-psittacidae-en-la-fundacion-zoologica-de-cali-cali-valle-del-cauca-colombia.html>

Santamarina G, Suárez ML, Torío R. (1998). Electrocardiografía en otras especies: équidos y aves. En: Santamarina G, Suárez ML, Torío R, *Electrocardiografía*. Barcelona, MO: Consulta de Difusión Veterinaria, 35-41,187. <https://www.rednacionaldeveterinarias.com.uy/articulos/cardiologia/ECG.pdf>

Santos, D.M. (2009). *Melopsittacus undulatus*. Grupo de aves exóticas, Sociedad Española de Ornitología (SEO/BirdLife). https://www.seo.org/wp-content/uploads/2013/05/fichagae_melopsittacus_2009.pdf

Sciabarrasi, A.A., Fajardo, J. (2020). Introducción a la cardiología de psitaciformes. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 15 (3): 51-60. <https://doi.org/10.21615/cesmvz.15.3.4>

Strunk, A., Wilson, G. H. (2003). Avian cardiology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 6(1), 1–28. [doi:10.1016/s1094-9194\(02\)00031-2](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(02)00031-2)

Thompson, M. B. (2007). Comparison of the respiratory transition at birth or hatching in viviparous and oviparous amniote vertebrates. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 148(4), 755–760. [doi:10.1016/j.cbpa.2007.01.006](https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2007.01.006)

Thurmon, J.C., Tranquilli, W.J., Benson, G.J. (2003). *Fundamentos de anestesia y analgesia en pequeños animales*. Masson, Barcelona, España. Pp. 85-100.

Tilley, L.P. (1992). Analysis of canine P-QRS-T deflections. *Essentials of Canine and Feline Electrocardiography*. 3rd ed. Philadelphia, PA: Lea & Febige. Pp:59–99.

Torres, M. (2001) Alfa dos agonistas. M. Torres, *Tratado de anestesia y reanimación*. (pp 234-302). Barcelona: Arán Ediciones.

Ulloa, J. (2011). Medicina de la conservación: ¿una disciplina para médicos veterinarios?. *Revista Spei Domus*, 7(15), 43-46. https://www.academia.edu/44205695/Medicina_de_la_conservaci%C3%B3n_una_disciplina_para_m%C3%A9dicos_veterinarios_Conservation_medicine_A_discipline_for_veterinarians

Umaña, H.J., Henao, C. D., Jaramillo, D., et al. (s.f). Manual de electrocardiografía básica.

Urbina, F. (2017). Especies de pericos (psitácidos) en Morelos. *Inventio, la génesis de la cultura universitaria en Morelos*, 13(69), 39-46. <http://inventio.uaem.mx/index.php/inventio/article/view/193#:~:text=Destacan%20tr es%20que%20est%C3%A1n%20catalogadas,establecimiento%20en%20Morelos%20es%20incierto>.

Uzun, M., Yildiz, S, Atalan, G., et al. (2003). Effects of medetomidine-ketamine combination anaesthesia on electrocardiographic findings, body temperature, and heart and respiratory rates in domestic pigeons. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 27: 377-382. <https://aj.tubitak.gov.tr/veterinary/issues/vet-03-27-2/vet-27-2-14-0110-21.pdf>

Valadez, R. (2003). Domesticación y zootecnia en el México antiguo. *Imagen Veterinaria*, 3: 21-29. <https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/imavet/v3n4a03/v3n4a03.pdf>

Varela, N. (2007). Introducción a la medicina de aves apodiformes y passeriformes. *Memorias De La Conferencia Interna En Medicina Y Aprovechamiento De Fauna Silvestre, Exótica Y No Convencional*, 3(1), 29–38. Recuperado a partir de <https://www.revistas.veterinariosvs.org/index.php/cima/article/view/80>

Vargas, M.M. (2008). Restricción química, anestesia y analgesia en aves rapaces. *Mem. Conf. Interna Med. Aprovech. Fauna Silv. Exót. Conv.* 4(2). <https://www.revistas.veterinariosvs.org/index.php/cima/article/view/51>

Vogas, J. (2010). Criopreservação de sêmen e avaliação histológica e funcional do testículo de periquitos australianos (*melopsittacus undulatus shaw*, 1805). [Tesis doctoral]. Universidade Federal de Viçosa. Minas Gerail, Brasil. <https://www.locus.ufv.br/bitstream/123456789/1437/1/texto%20completo.pdf>

White, N.E., Phillips, M.J., Gilbert, M.T.P., et al. (2011). The evolutionary history of cockatoos (Aves: Psittaciformes: *Cacatiudae*). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 59, 615-622. [doi: 10.1016/j.ympev.2011.03.011](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2011.03.011)

Xia, C., Liang, L.C., Jin, J.S., et al. (1997). Study on ECG of broilers. *Chinese Journal of Veterinary Science*, 17:202–204.

Zabaleta, R. (2007). Acción neuroleptoanalégsica de la asociación ketamina-xilacina-atropiana en tres dosis en caninos adultos criollos. I curso descentralizado de investigación de fármacos de uso en medicina veterinaria. Universidad de Buenos Aires Argentina. <https://www.agrovvetmarket.com/pdf/concurso/TRABAJOS.FINALES/Ruben.Zavaleta.pdf>

Zapata, W., Fajardo, H.D. (2005). Manual de química sanguínea veterinaria. Laboratorio microclin S.R.L. <https://dokumen.tips/documents/manual-de-quimica-sanguinea-veterinaria-microclin-2013-3-24-manual-de-quimica.html?page=1>

Zotti, P., Gomes, A., Valquiria, M., et al. (2021). Valores de referência para hemograma de psitacídeos exóticos. Hematological profile of exotic psitaciformes. Pubvet, 17(02). <https://doi.org/10.31533/pubvet.v17n02a1338>