



## PROTOCOLO DE ANESTESIA DE AVES

### 1. INTRODUCCIÓN

La anestesia de aves en la práctica clínica frecuentemente presenta altas mortalidades, lo que la convierte en un procedimiento delicado. Debe conocerse suficientemente la función cardiopulmonar, y los efectos y farmacocinética de los anestésicos disponibles

#### 1.1 . EVALUACIÓN PREANESTÉSICA

Evaluar al ave por lo menos un día antes del procedimiento.

Realizar un examen clínico y si es posible, evaluar parámetros sanguíneos como cuadro hemático, perfil renal y hepático y calcio y fósforo.

Un examen general por observación, es la herramienta más útil en aves estresables.

Se recomienda hacer pruebas preanestésicas de hematocrito, proteínas plasmáticas totales, BUN y Glucosa

#### 1.2. AYUNO

El ayuno preanestésico en aves depende del estado de salud, la especie y la edad del ave. Evita que haya broncoaspiración por regurgitación desde el buche, y aumenta la eficiencia de la ventilación

Las aves pequeñas (paseriformes, periquitos, palomas, colibríes) poseen metabolismo rápido, por ello es riesgoso aplicar el ayuno, ya que puede conducir a hipoglicemia y muerte. En estas especies no debe hacerse ayuno prequirúrgico.

En aves medianas el tiempo de ayuno puede ser de máximo dos horas, y en aves grandes, de 4 horas.

#### 1.3. PREMEDICACIÓN

Por lo general no se usa en aves, ya que requiere de restricciones manuales repetidas, lo que estresa al animal, y puede complicar el procedimiento.

Puede ser útil en aves muy ansiosas y estresadas, minimizando el estrés y proporcionando analgesia.

Los fármacos más usados son el midazolam y el diazepam (benzodiazepinas) y el butorfanol (opioide).

Los parasimpaticolíticos (atropina, glicopirrolato) no se usan en especies pequeñas porque pueden incrementar el espesor de la saliva, bloqueando la tráquea.

#### **1.4. PREPARACIÓN**

Preparar con anticipación el equipo de anestesia y una fuente de calor  
Calcular las dosis de fármacos de emergencia.

Las complicaciones más frecuentes en esta fase son las arritmias, la bradicardia y la apnea, que llevan a paro respiratorio y a paro cardíaco. Estas pueden evitarse disminuyendo el estrés, trabajando en un lugar oscuro y tranquilo.

El pectoral del ave (pechuga) nunca debe ser comprimido, porque se impide la normal respiración.

#### **1.5. INDUCCIÓN Y MANTENIMIENTO**

El ave debe posicionarse en decúbito lateral, sin impedir la respiración, y facilitando el monitoreo. La temperatura debe monitorearse continuamente, ya que la hipotermia induce bradicardia e hipotensión, e interfiere con el metabolismo normal.

El monitoreo cardiorespiratorio sigue los principios del monitoreo en mamíferos.

Para procedimientos largos se aconseja usar anestesia inhalada, mientras que para procedimientos cortos es útil el empleo de anestesia fija inyectable.

Como mínimo se debe monitorear la frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, y temperatura corporal.

Pueden usarse monitores que incluyan ECG y Doppler. Los pulso-oxímetros están calibrados para mamíferos, por ello su confiabilidad es incierta en aves.

Administrar fluidos y proporcionar una fuente de calor, principalmente en aves pequeñas.

Las áreas principales de pérdida de calor son las patas y los sacos aéreos. Mantenga una fuente externa de calor y envuelva las patas del ave en una tela que mantenga el calor.

#### **1.6. RECUPERACION**

Es un periodo crítico, por lo que debe monitorearse al ave para evitar depresión cardiorespiratoria. Es aconsejable suministrar oxígeno mediante sonda traqueal o por medio de una mascarilla.

Se recomienda que el ave esté posicionada en decúbito lateral para evitar broncoaspiración.

Si hay regurgitación, la cabeza del ave debe colocarse más baja que el cuerpo, y posteriormente debe limpiarse con cuidado la cavidad bucal, usando hisopos.

La recuperación debe hacerse en un lugar tranquilo, cómodo, oscuro y tibio (20°C), como un guacal, kennel o una caja, utilizando bolsas de agua tibia para facilitar la pronta recuperación de la temperatura corporal normal. Las bolsas no deben estar muy calientes porque pueden quemar al ave o inducir hipertermia.

Envolver las alas en una toalla de papel para reducir las lesiones por aleteo.

La extubación debe hacerse cuando el ave esté consciente, respirando por sí sola, y haya recuperado el reflejo deglutorio. Debe examinarse la glotis antes de retirar la sonda, para verificar que no haya secreciones que puedan taponar la tráquea.

Es importante que el ave coma luego de la completa recuperación, debido a su elevado metabolismo. Aves pequeñas (menos de 200g) deben recuperarse rápidamente y empezar a comer en la siguiente media hora.

## **2. ANESTESIA INHALADA**

### **2.1. GENERALIDADES**

Es el método preferido en aves porque incluye una rápida inducción y recuperación, permite hacer ajustes rápidos en la profundidad anestésica, tiene una mínima biotransformación, mínimos efectos colaterales cardiopulmonares, y baja toxicidad. Es la anestesia de elección en aves con falla hepática y/o renal.

La depresión cardiopulmonar es más significativa en aves que en mamíferos, y es dosis-dependiente. Por ello se recomienda la ventilación asistida, y el monitoreo constante.

El Isoflurano, Desflurano y el Sevoflurano son los agentes inhalados más utilizados. Este último presenta una inducción más rápida y es menos irritante.

Debe usarse siempre un circuito anestésico semi-abierto para que el gas no se acumule en los sacos aéreos.

### **2.2. PROTOCOLO PARA LA ANESTESIA INHALADA**

#### **2.2.1. INDUCCIÓN**

##### **2.2.1.1. Mascarilla**

No hay disponibles en el mercado mascarillas que sirvan para todas las especies, por ello deben ser adaptadas.

En aves grandes y medianas, es importante verificar que las narinas estén incluidas dentro de la máscara. En especies pequeñas, debe incluirse toda la cabeza del ave.

Usar mascarilla en aves dóciles, y cámara anestésica en aves de difícil manejo. Las mascarillas pueden incrementar la pérdida de anestésico, debido a la dificultad de colocarlas correctamente.



FUENTE: <http://libertywildlife.blogspot.com>

Hay dos métodos de inducción, en el primero se incrementa gradualmente la dosis de anestésico, pero tiene la desventaja de que prolonga el tiempo de restricción física, y por lo tanto aumenta el estrés del paciente. Este método puede usarse en aves premedicadas con agentes inyectables.

El segundo método consiste en iniciar con una dosis alta e ir disminuyéndola: (4-5% de isoflurano en 1-2 L/min de oxígeno) para la inducción, seguida del mantenimiento (2-3% de isoflurano). Esta última requiere de un estrecho monitoreo del paciente, y de ir disminuyendo la dosis a medida que va finalizando el procedimiento.

Cuando se alcanza un plano de anestesia ligero, la mascarilla se reemplaza por la sonda endotraqueal.

#### **2.2.1.2. Intubación endotraqueal**

Intubar al ave luego de la inducción, para mayor seguridad, y para evitar la pérdida de anestésico. La intubación permite realizar ventilación manual, previene la posibilidad de broncoaspiración, y provee un mejor control de la profundidad anestésica.

La glotis se localiza en la base de la lengua, y como las aves carecen de epiglotis, se visualiza muy fácilmente.

Las sondas traqueales para aves carecen de bulbo, ya los anillos traqueales son completos y muy frágiles. Se deben usar sondas del tamaño apropiado, pero en especies pequeñas es preferible no usar sonda porque puede bloquearse fácilmente con las secreciones respiratorias.



Glotis. Fuente: <http://ocw.tufts.edu/Content/60/lecturenotes>

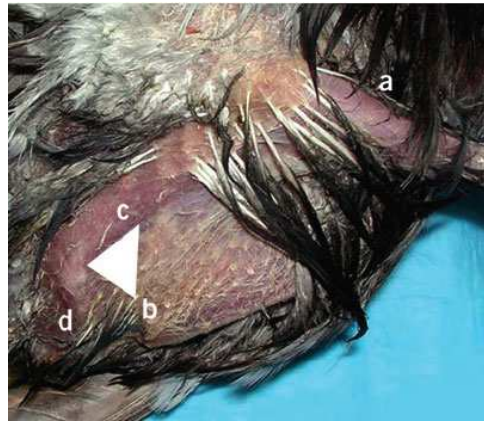


Sonda endotraqueal. Fuente: <http://ocw.tufts.edu/Content/60/lecturenotes>

### **2.2.1.3. Intubación del saco aéreo**

Se usa como procedimiento de emergencia en caso de obstrucción de las vías aéreas superiores (cuerpos extraños, masas, granulomas). También se usa como una alternativa a la intubación endotraqueal, en caso de necesitar un libre acceso a la cavidad bucal (traqueoscopia, traqueotomía).

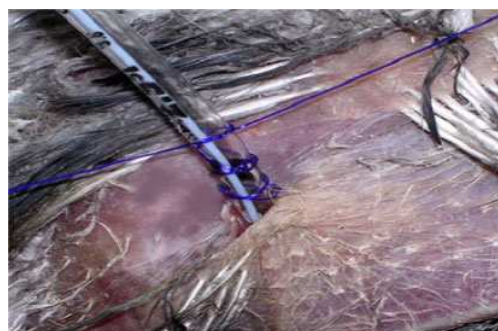
- Use una sonda con fenestraciones en sus paredes.
- Use una sonda de 4 mm de diámetro para un ave de 350 g. Incremente el diámetro de acuerdo al tamaño del ave.
- Se usa una aproximación lateral izquierda, extendiendo la pierna izquierda caudalmente y haciendo una pequeña incisión entre la última costilla y el fémur.
- Use una pinza hemostática pequeña para entrar al celoma en dirección craneal, accediendo al saco aéreo torácico caudal.
- Introduzca la sonda por la incisión, asegúrela con puntos de sutura a la piel, y conéctela al equipo de anestesia.
- Para mantener la anestesia por esta vía, debe usar un flujo alto (50% más elevado que el flujo normal).
- La sonda puede dejarse in situ de 1 a 3 semanas.



Fuente: <http://www.lafebervet.com/avian-medicine-2/avian-emergency-medicine/air-sac-cannula>



Fuente: <http://www.lafebervet.com/avian-medicine-2/avian-emergency-medicine/air-sac-cannula>



Fuente: <http://www.lafebervet.com/avian-medicine-2/avian-emergency-medicine/air-sac-cannula>

## 2.2.2. MANTENIMIENTO

### 2.2.2.1. Tasa de flujo y ventilación

Se recomienda el uso de ventilación asistida en aves.

La frecuencia recomendada de ventilación es de 10-25 respiraciones/min en especies grandes, y de 30-40 respiraciones/min para especies medianas y grandes. La ventilación se monitorea por medio de los movimientos del pectoral o mediante el uso de un capnógrafo. La fuerza de ventilación no debe exceder los 5-15 cm de H<sub>2</sub>O, para prevenir el trauma de los sacos aéreos. Debe evitarse el sobrellenado de los sacos, ya que aumenta la presión intracelómica, y disminuye el retorno venoso. Se recomienda el uso de ventiladores pediátricos con alarma.

#### **2.2.2.2. Posicionamiento**

La posición recomendada es el decúbito lateral, ya que el decúbito esternal o dorsal pueden impedir el movimiento del esternón y comprimir los sacos aéreos abdominales.

#### **2.2.3. RESUMEN**

- Coloque la cabeza del ave en la mascarilla o dentro de la cámara de inducción, con Isoflurano.
- Cuando el ave esté en recumbencia y permita su manipulación, sondee la tráquea, con una sonda sin bulbo.
- Durante la anestesia, mantenga una ventilación con flujo positivo de O<sub>2</sub>, para reducir la acumulación de CO<sub>2</sub> en los sacos aéreos.

### **3. ANESTESIA FIJA (INYECTABLE)**

Se prefiere en condiciones de campo, o cuando no hay agentes inhalados disponibles. Los efectos colaterales cardiopulmonares son dosis-dependientes.

Los anestésicos más reportados son el Propofol y la Ketamina sola o en combinación con benzodiazepinas, opioides o alfa-agonistas.

#### **3.1. PROPOFOL**

Presenta una inducción suave y rápida, aunque puede desencadenar depresión respiratoria e hipotensión, por lo que se recomienda el uso de ventilación asistida. Se reporta una recuperación prolongada y brusca. Por estas razones, su uso en aves no es recomendado.

#### **3.2. FÁRMACOS DISOCIATIVOS**

##### **Ketamina:**

Requiere altas dosis y provee una pobre relajación muscular, lo que lleva a la presentación de trémores, contracciones tónicas, opistótonos y una recuperación brusca. No tiene reversor, por ello los tiempos de recuperación tienden a ser prolongados (hasta 100 minutos en algunos casos). Por lo general no se alcanzan planos anestésicos profundos, por ello su uso no se recomienda en procedimientos invasivos. Puede emplearse para procedimientos no invasivos, rápidos y que no generen dolor.

La combinación de ketamina con benzodiazepinas o alfa 2 agonistas, busca mayor relajación muscular, mayor profundidad anestésica y una recuperación más suave.

### 3.3. OTROS FÁRMACOS

#### Benzodiazepinas

Tienen un efecto relajante, sedante y ansiolítico. Sus efectos cardiovasculares son mínimos. Por ello se emplean para reducir las dosis de otros fármacos durante la inducción y el mantenimiento.

El Diazepam no es soluble en agua y por ello no se recomienda su uso intramuscular. Se prefiere utilizar Midazolam por su solubilidad en agua, y la posibilidad de aplicarlo por vía intramuscular. El antagonista en el Flumazenil, y puede emplearse en caso de sobredosis o en recuperaciones prolongadas, aplicándolo por vía IV lenta.

#### Alfa 2 agonistas

Se usaron antiguamente en combinación con Ketamina, pero presentan severos efectos depresores cardiopulmonares, por ello no se recomienda su utilización.

### 3.4. PROTOCOLO ANESTESIA FIJA (PARENTERAL)

Antes de dosificar al ave, realice un pesaje preciso. Intube para mantener el flujo de oxígeno. Algunos protocolos reportados por la literatura son:

- Ketamina 5 a 40 mg/Kg IM. Es controversial su efecto analgésico, puede ser peligrosa en pacientes con daño renal o hepático.
- Ketamina 5 mg/Kg + Xilacine 0,25-1 mg/Kg. IM. Puede ocasionar depresión respiratoria severa. Mantener el flujo de oxígeno y la ventilación asistida.
- Ketamina 5-20 mg/Kg + Midazolam 0,25 mg/Kg. IM. Provee una buena sedación, relajación muscular y recuperación.
- Ketamina 3-6 mg/Kg + Medetomidina 0,15- 0,3 mg/Kg IM.
- La Medetomidina pueden revertirse con Atipamezole (5 veces la dosis de Medetomidina)

### 4. RESUCITACIÓN CARDIOPULMONAR (RCP)

1. Use Doxapram 5 a 7 mg/Kg IM o sublingual
2. Intube al ave
3. Inicie ventilación con presión positiva (1 cada 5 segundos)
4. Si hay arresto cardiaco, presione el pecho (1 vez por segundo)
5. Administre Adrenalina 1:1000 (0,5 – 0,5 mg/Kg) I.Cardíaco, I.Óseo, I.Celómico o I.Traqueal.
6. Puede usar Atropina si se detecta bradicardia (0,04 – 0,1 mg/Kg) o si se requiere RCP (0,5 mg/Kg), por vía I.Cardíaca, I.Ósea, I.Celómica o I.Traqueal.
7. Puede usar Glicopirrolato, aunque su efecto es más lento que el de la Atropina (0,01 – 0,02 mg/Kg) vía IM o IV



**5. TABLA DE DOSIFICACIÓN DE FÁRMACOS INYECTABLES**

FÁRMACO	DOSIS (mg/Kg)	VIA	OBSERVACIONES
Midazolam	0,2 – 1	IM	Premedicación
Butorfanol	0,2 – 1	IM	Premedicación
Diazepam	0,2 - 1	IM IV	Premedicación
Flumazenil	0,02 – 0,1	IM IV	Antagonista de las benzodiazepinas
Ketamina	5 - 40	IM	Procedimientos rápidos de baja invasividad
Ketamina + Xilacine	K (5) + X (0,25 – 1)	IM	Puede causar depresión respiratoria severa.
Ketamina + Midazolam	K (5 – 20) + Mi (0,25)	IM	
Ketamina + Medetomidina	K (3 – 6) + Me (0,15 – 0,3)	IM	
Atipamezole	0,75 – 1,5 (5 veces la dosis de Medetomidina)	IM	Antagonista de la Medetomidina
Doxapram	5 – 7	IM SL IV	Estimulante respiratorio
Adrenalina 1:1000	0,05 – 0,5	ICa ICe IO IT	RCP, bradicardia
Atropina	0,04 - 0,1 0,5	ICa ICe IO IT	Bradicardia RCP
Glicopirrolato	0,01 – 0,02	IM IV	RCP, bradicardia

**6. BIBLIOGRAFÍA**

Edling, T. 2004. Updates in anesthesia and monitoring. Clinical Avian Medicine. 11 pp: 747-760

Gunkel, C. 2007. Avian anesthesia and analgesia. Autumn Meeting 2007 Universitat Leipzig. pp: 6-13

Lee, L. 20???. Anesthesia for exotic species. Veterinary Surgery I. Center for Veterinary Health Sciences.

West, G., Heard, D., Caulkett, N. 2008. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. John Wiley & Sons. 656 p.

<http://www.lafebervet.com/avian-medicine-2/avian-emergency-medicine/>

Elaborado por:	Claudia Brieva R. Docente Departamento de Salud Animal	Fecha:	06/08/2014
Avalado por:	Comité de Bioética	Acta:	Acta 08/2014
Aprobado por:	Consejo de Facultad	Acta:	
Modificado por:		Fecha:	