

In: **Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals**, R.D. Gleed and J.W. Ludders (Eds.)

Publisher: International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.

Anestesia inyectable y analgesia de aves (5-Aug-2001)

J. Paul-Murphy and J. Fialkowski

School of Veterinary Medicine, University of Wisconsin, Madison, Wisconsin, USA.

Traducido por: **A. T. Pérez Méndez**, Biotecnología Veterinaria de Puebla, S.A de C.V., Tehuacán, Puebla, México., (15-Nov-2004).

El isoflurano es el anestésico de elección para la mayoría de los procedimientos anestésicos para aves. Sin embargo, la anestesia inhalada no está siempre disponible en situaciones de campo que involucran aves silvestres, aunque hay unidades portátiles disponibles para anestesia por inhalación. Ciertos procedimientos quirúrgicos como la resección de tráquea, pueden permitirse el uso de anestesia inyectable sin importar si hay o no disponible una máquina para anestesia [1]. Los anestésicos gaseosos pueden escapar del ave durante procedimientos quirúrgicos que rompen los sacos aéreos o la extensión de los sacos aéreos en los huesos neumáticos, exponiendo así al personal a gases anestésicos. Las ventajas de los agentes anestésicos inyectables incluyen la rápida administración, el bajo costo y la necesidad de equipo mínimo. Algunos agentes anestésicos pueden ser revertidos, lo que representa una ventaja importante cuando se trabaja en situaciones de campo. Frecuentemente son usados anestésicos inyectables en aves grandes de patas largas como los corredoras, cuando su sujeción física es imposible o peligrosa. Los anestésicos inyectables usados en aves incluyen barbitúricos, hidrato de cloral, alfa cloralosa, fenotiazinas, disociativos, agonistas alfa-2 adrenérgicos, alfaxalona/alfadolona y propofol [2]. Algunos de estos anestésicos como los barbitúricos, el hidrato de cloral, alfa cloralosa y alfaxalona/alfadolona, ya no son recomendados y no serán discutidos aquí.

La mayor desventaja de los anestésicos inyectables es la variación que se da entre individuos y entre especies en relación a la dosis de la droga y la respuesta a una droga específica. La eliminación de una droga inyectada depende de su distribución, su biotransformación y su excreción. Si bien reconocemos diferencias por especie entre los animales domésticos y ajustamos drogas y dosis acorde, tendemos a tratar a las aves como si todas ellas pertenecieran al un solo género o especie. Por ejemplo, consideramos al pichón de la misma manera que un avestruz, siendo que en realidad estas dos aves están tan alejadas filogenéticamente como lo está el caballo del gato. Los estudios farmacocinéticos de drogas antimicrobianas en diferentes especies de aves han demostrado que la cinética varía significativamente entre especies, e incluso entre aves del mismo orden, como lo son las cacatúas y los loros del Amazonas (ambos psitaformes). En consecuencia: datos sobre un anestésico inyectado, colectados usando una paloma pueden no ser directamente transferibles a otra especie de aves. Sin embargo, la información emanada de estudios en una especie de ave es posible que sea mejor para extrapolación a otra especie aviar que los datos provenientes de especies de mamíferos.

Es importante que la condición clínica general del ave sea considerada durante la selección de un protocolo de anestesia. El peso corporal preciso, en gramos, es esencial para la dosificación correcta. Cuando se usan anestésicos inyectables para aves es difícil mantener un plano quirúrgico de anestesia. El riesgo de depresión cardiopulmonar es alto y requiere un monitoreo cuidadoso durante un procedimiento anestésico. La intubación orotraqueal del paciente anestesiado permite la aplicación de oxígeno suplementario y ventilación con presión positiva en caso de ser requerida. Una velocidad de ventilación de 2 respiraciones por minuto ayuda al ave que está ventilando espontáneamente. Cuando las aves están apneicas, la velocidad ventilatoria debe ser de 10 - 15 respiraciones por minuto. En el ave, tanto la inspiración como la espiración requieren actividad del músculo esquelético y la mayoría de los anestésico deprimen la actividad muscular, reduciendo así la velocidad del flujo de aire y el intercambio de oxígeno. La ventilación controlada o asistida asegura el flujo de aire y mejora el intercambio gaseoso al nivel del parabronquio y capilares aéreos. La intubación provee una vía aérea abierta que permite el control sencillo de la ventilación en situaciones de emergencia. Sin embargo, la intubación no es recomendada para aves muy pequeñas, porque el moco seco puede obstruir los tubos endotraqueales muy estrechos, y estos pueden incrementar la resistencia al flujo del aire por una disminución significativa del diámetro traqueal.

Se recomienda, antes de inducir la anestesia, calcular y preparar dosis de drogas de emergencia estándar y drogas de respaldo o de soporte como epinefrina, doxapram, lidocaina, y atropina. El tamaño pequeño de muchos pacientes aviares requiere dosificación exacta de volúmenes muy pequeños o diluciones de concentraciones estándar. El tener estas drogas preparadas en jeringas debidamente etiquetadas ahorran tiempo y ansiedad en situaciones críticas.

La recuperación rápida de la anestesia es más conveniente para las aves. Las aves parecen muy desorientadas durante a recuperación y tienden a batir sus alas y torcer su cabeza y cuello. El mantener al paciente en una envoltura ligera de toalla o enrollarlo en un periódico flojo como "burrito" (taco) provee un limitación moderada para prevenir movimientos caóticos del cuerpo. También ayuda a una suave recuperación el mantener al ave en un lugar tibio, silencioso y oscuro.

Sitios de inyección

En la mayoría de las aves las inyecciones intramusculares son aplicadas en los músculos pectorales. En aves no voladoras como las corredoras, la masa de músculo pectoral es mínima, así que se prefieren los músculos del muslo. Las inyecciones subcutáneas no son recomendables porque se retarda la toma del anestésico, pero si se usa esta vía, el sitio recomendado de aplicación es la región inguinal. Los sitios para inyección intravenosa o cateterización incluyen la vena yugular derecha, la vena braquial o la vena metatarsal media. Los catéteres intraóseos son útiles cuando el acceso venoso es difícil, como ocurre con aves hipotensas o muy pequeñas. Los catéteres intraóseos pueden ser colocados en la ulna proximal o el tibiotarso craneal. La toma del medicamento es comparable a la inyección intravenosa de la droga [3].

Anestésicos locales

La toxicidad de la lidocaina es similar en aves y en mamíferos, se ha reportado que causa convulsiones y paros cardiacos [4]. La toxicidad puede prevenirse usando volúmenes y concentraciones adecuadas. La lidocaina (1 - 2 mg/kg) puede ser utilizada como anestésico local o para tratar arritmias ventriculares [4], y la dosis máxima es de 4 mg/kg. Para el paciente aviar pequeño frecuentemente es necesario diluir la lidocaina concentrada (2%; 20 mg/ml). Debido a la renuencia para usar anestésicos locales en aves, la información acerca de anestésicos locales de larga duración como la bupivacaína es escasa. La benzocaína tópica ha sido usada para analgesia local durante la curación de heridas menores en aves pequeñas [5]. Se aplicó una mezcla 1:1 de bupivacaína y dimetil sulfoxido (DMSO) a un pollo al que se le amputó el pico, inmediatamente después de la amputación, y se observó mejoría en la ingesta de alimento [6]. Se informó que la aplicación intra-articular de bupivacaína, a una dosis de 3 mg en 0.3 ml de solución salina, fue efectiva para el tratamiento de dolores artríticos en pollos [7].

Benzodiazepinas

El diazepam y el midazolam pueden reducir la ansiedad durante la inducción de la anestesia y su recuperación. Estos sedantes trabajan mejor si se administran 10 - 20 min antes de manipulaciones posteriores. El comportamiento del ave frecuentemente no refleja la sedación preanestésica, pero las aves parecen forcejear menos durante la contención. Altas dosis de midazolam producen la sedación suficiente en gansos para facilitar su manipulación en procedimientos diagnósticos [8]. Esto es muy ventajoso con aves peligrosas como grandes rapaces y aves de patas largas como grullas y corredoras. El efecto sedante de estas drogas es evidente durante la recuperación, que es lenta y suave. No se han hecho estudios para determinar la duración del efecto del diazepam o del midazolam. Las benzodiazepinas causan relajación muscular cuando se usan conjuntamente con ketamina, y reduce el nivel de isoflurano necesario para anestesia [9]. El flumazenil administrado IV ayuda a revertir la sedación inducida por benzodiazepinas, y restablece el estado de alerta tan pronto como haya pasado suficiente tiempo para que el anestésico adicional ya no sea efectivo.

Disociativos

La ketamina raramente se usa sola porque se asocia con escasa relajación muscular, temores musculares, contracciones miotónicas, opistótonos y recuperaciones violentas [1,10-12]. La dosis de ketamina depende del peso corporal y su dosificación sigue el principio de escalamiento alométrico, de tal manera que las aves grandes (> 1 Kg) responden a 10 - 20 mg/kg mientras que las aves pequeñas (< 50 gramos) requieren dosis mucho mayores, por ejemplo, 70 - 80 mg/kg. Además hay variaciones interespecies en la respuesta a ketamina. Por ejemplo: esta droga causa salivación, excitación y convulsiones cuando es administrada a buitres, pero estos signos son raros en otras aves [12]. Cuando la ketamina es efectiva, la anestesia ocurre entre los 5 - 10 min posteriores a la inyección intramuscular, y puede durar 5 - 20 min dependiendo de la dosis y el tamaño del ave. La recuperación de la anestesia por ketamina, hasta que el ave es capaz de perchar o sostenerse en pie, puede tomar 40 - 100 min, dependiendo de la dosis, la temperatura corporal, la salud metabólica y el tamaño del ave. Es recomendable que la ketamina no se use sola, sino que se combine con benzodiazepinas o con agonistas alfa2-adrenérgicos para mejorar la relajación y la profundidad de la anestesia.

Tiletamina y zolazepam

Telazol® combina el efecto de una droga disociativa (tiletamina) y una benzodiazepina (zolazepam). Esta combinación presenta similitudes con ketamina más midazolam, pero el menor volumen de telazol que se usa típicamente para anestesia puede representar una ventaja. A dosis de 5 o 10 mg/kg resultó un anestésico eficaz y seguro para búho cornado americano y lechuzas aunque se detectó disminución en la frecuencia cardíaca y respiratoria [13]. La misma dosis de Telazol en halcones cola roja fue inadecuada para anestesia ya que esta ave presentó salivación y elevación en las frecuencias respiratoria y cardíaca [13]. Independientemente de la falta de información acerca del Telazol en diferentes especies aviares, la mayor desventaja parece ser que a altas dosis provoca una anestesia de corta duración seguida de un largo (2 - 4 horas) y a veces difícil restablecimiento [11].

Agonistas alfa2-adrenergicos

La xilazina, detomidina y medetomidina frecuentemente se usan en combinación con la ketamina. Los agonistas alfa-2-adrenergicos proporcionan relajación muscular, analgesia y sedación con inducciones y recuperaciones suaves. La mayor ventaja de este grupo de fármacos es la disponibilidad de antagonistas específicos para revertir su efecto, permitiendo así la recuperación rápida y suave. El atipamezol se recomienda frecuentemente para revertir a la medetomidina y a la detomidina, y también revertirá los efectos de la xilazina. La yohimbina ha sido usada en aves rapaces y psitácinos para revertir los efectos de la xilazina, tanto sola como en combinación con ketamina [14-16]. Se encontraron resultados similares cuando se usó tolazolina en Zamuro de Cabeza Roja para acortar la anestesia inducida por xilazina más ketamina [17]. Cuando se revierte el efecto de un agonista alfa2-adrenergico usado en combinación con ketamina, debe medirse el tiempo de que toma revertir el efecto para evitar que el ave se recupere bajo los efectos de la ketamina sola, ya que esto puede resultar en una recuperación brusca.

Los fármacos agonistas alfa2-adrenergicos no se recomiendan como anestésicos únicos o como agentes de inmovilización para aves. Altas dosis de medetomidina tienen efecto sedante en palomas y en loros del amazonas, pero no inmovilizan al ave [18]. La administración de xilazina sola causa depresión respiratoria, excitación, convulsiones y una recuperación de anestesia prolongada [12]. Todos los agonistas alfa2-adrenergicos tienen efectos cardiopulmonares profundos. La xilazina y la medetomidina causan disminución de frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, pH sanguíneo, hipoxemia e hipercardia [4,12,14,18]. El efecto arritmogénico de los agonistas alfa2-adrenergicos puede conducir a inestabilidad cardiovascular, y cuando esto se combina con hipoventilación e hipercardia puede llevar a un efecto fatal irreversible.

Cuando el ave se encuentra muy estresada, los agonistas alpha2-adrenergicos son una pobre opción como anestésicos, solos o en combinación. La excitación general puede sobrepasar los efectos sedantes de los agonistas alfa2-adrenergicos, aunque el mecanismo de este efecto no está claro. Entonces, cuando utilice fármacos agonistas alpha2-adrenergicos acérquese al ave lentamente, inyéctela y devuélvala a un ambiente familiar tranquilo y con luz tenue mientras espera a que el fármaco haga su efecto. El período de inducción es de 5 - 10 min, dependiendo de la dosis y el tamaño del animal. En corredoras, rapaces y aves Pico-Largo puede colocárseles una capucha en la cabeza para tranquilizarlas. Si es que no hay una jaula oscura disponible.

La combinación de xilazina con ketamina ha sido extensamente evaluada en diversas especies aviares. La presión sanguínea se eleva, la frecuencia cardíaca disminuye, y se presentan hipoxemia, hipoventilación e hipercapnia [19,20].

Una combinación anestésica de medetomidina, midazolam y ketamina fue evaluada y se encontró que no era segura para usarse en patos [21] ya que causó bradicardia, atribuida mayormente a la medetomidina [21,22]. La medetomidina también disminuye la frecuencia respiratoria. En cuatro de los doce patos que recibieron medetomidina se registró apnea, seguida por una disminución fatal de la frecuencia cardíaca y de la presión sanguínea [21]. Se administró intravenosamente atipamezol y flumazenil para revertir los efectos de la medetomidina y el midazolam, respectivamente y los patos recuperaron rápidamente la conciencia y el movimiento voluntario [21].

Propofol

El propofol es un anestésico de administración intravenosa de acción rápida, inducción suave, efecto de corta duración y recuperación rápida y suave. Los catéteres intravenosos están muy recomendados para su administración debido a que el fármaco debe ser administrado lentamente para la inducción, y proporcionado repetidamente para mantener la anestesia. Para la inducción se recomienda un bolo máximo de 2 mg/kg cada 30 segundos, después de lo cual se recomienda usar 0.5 - 1.0 mg/kg/min para mantener la anestesia durante la cirugía [1,23]. En un estudio en el que se usaron patos, el propofol fue administrado por bolo endovenoso y después fue constantemente perfundido en bolos de 1 - 4 mg/kg cada 5 min para

mantener un plano ligero de anestesia [21]. En estudios donde se vigiló la respuesta cardiopulmonar al propofol, la presión arterial media (MAP) disminuyó significativamente [1,23]. Se encontró de manera consistente un breve período de apnea después de la inducción [21,22,24] y puede ocurrir depresión respiratoria durante la inducción y mantenimiento de la anestesia con propofol [23,24]. En pollos fue común encontrar arritmias cardíacas incluyendo contracciones ventriculares prematuras y taquicardia ventricular. En patos se observó bradicardia profunda después del bolo inicial del propofol [21,23]. Este fármaco tiene un margen de seguridad estrecho en aves por lo que debe darse asistencia respiratoria y oxígeno suplementario para contrarrestar la apnea, hipoventilación e hipoxemia [21,23-25].

Anticolinérgicos

El uso de anticolinérgicos para aves es controversial. De hecho la atropina y el glicopirrolato son efectivos para el tratamiento de la bradicardia vagal inducida [26]. Sin embargo, algunos autores argumentan que estos hacen que las secreciones respiratorias se hagan más viscosas y por tanto más tendientes a obstruir los angostos tubos endotraqueales [27]. Otros [28] recomiendan anticolinérgicos por su habilidad para reducir la producción de moco respiratorio y evitar la formación de tapones de moco en los pequeños tubos endotraqueales [4]. Ha sido reportado el reflejo oculocardíaco en una cacatúa y se sugiere que el tratamiento con un anticolinérgico antes de o durante la cirugía ocular puede prevenir este reflejo, que se piensa es causado por manipulaciones oculares que resultan en disritmias cardíacas [29].

Corredoras (Avestruces, Emús, Casuarios y ñandúes)

En estas aves de gran tamaño, los anestésicos inyectables frecuentemente son usados para procedimientos cortos y para inducción de anestesia antes de la anestesia inhalada. Se han escrito numerosos reportes sobre protocolos de anestesia para corredoras, y una revisión reciente compara los protocolos más comunes [22,30-35]. Estas aves, cuando están sanas, son demasiado fuertes e impredecibles para una simple inducción a través de mascarilla con anestésicos inhalados. La inyección intravenosa puede ser aplicada en la vena yugular o en la vena braquial, aunque en los emús la vena braquial es pequeña y de difícil acceso. El poner un catéter en la vena yugular, vena braquial y vena media metatarsal facilitará la inyección intravenosa y la inducción. Los anestésicos inyectables más comúnmente usados para corredoras incluyen combinaciones de agonistas alfa2-adrenergicos seguidos de ketamina, o una benzodiazepina seguida por ketamina, tiletamin-zolazepam, carfentanil o etorfina [28,34]. Las benzodiazepinas administradas antes de la inducción ayudan a obtener inducciones más suaves y recuperaciones suaves pero lentas. La inducción con tiletamina/zolazepam es excelente y rápida, aunque cuando se administra por vía intravenosa se han observado restablecimientos violentos [30,34]. Las benzodiazepinas administradas con tiletamina-zolazepam suavizará la recuperación [30]. La inducción con xilazina-ketamina es adecuada, pero la recuperación puede ser difícil [34]. No se recomienda el uso de carfentanil debido a que produce una respuesta excitadora aún cuando se usa con xilazina [34]. Cuando se combinó etorfina con medetomidina, la postración ocurrió rápidamente, las aves fueron sedadas y la relajación muscular fue adecuada [33]. Otras combinaciones con etorfina, cuando fueron administradas en avestruces en libertad, causaron excitación inicial [33], aunque la inyección con dardos, independientemente del anestésico, puede crear un período de excitación. La medetomidina como único agente anestésico no es efectiva en avestruces [35]. Cuando la medetomidina fue combinada con ketamina y seguida por propofol intravenoso, resultó ser una combinación efectiva para inmovilización química de avestruces cautivas, aunque se recomienda ventilación con presión positiva [22]. La apnea ocurre comúnmente durante la anestesia de avestruces, independientemente del agente inductivo seleccionado. Por ello se recomienda fuertemente el apoyo ventilatorio para este grupo de aves.

Analgesia

Opioides - La literatura inicial relativa al uso de opioides en aves es confusa y contradictoria. Por ejemplo, en un estudio se usaron dos diferentes razas de pollos para evaluar el efecto analgésico de dosis iguales de morfina. Basados en su respuesta a un estímulo térmico desagradable, una raza presentó una respuesta hiperalgésica mientras que la otra tuvo una respuesta analgésica [36]. Con muchos resultados conflictivos como estos en la literatura, se asumió que los opioides no eran analgésicos efectivos para las aves. Más recientemente, se han documentado los efectos fisiológicos de los opioides en aves usando la técnica del isoflurano administrado de manera limitada [37-39]. En estos estudios se anestesian con isoflurano aves no premedicadas. Se determina la concentración anestésica mínima (MAC) para cada ave y después se inyecta cada ave con un analgésico y se determina nuevamente la MAC. Una reducción significativa de la MAC indica que la droga probada tiene propiedades analgésicas. Usando esta técnica se evaluaron los efectos analgésicos del butorfanol en cacatúas, loros grises africanos y loros del Amazonas. Se encontró que el butorfanol a una dosis de 1 mg/kg fue analgésico en Loros grises africanos y cacatúas, pero no en loros del Amazonas [38,39]. Después de la inyección de butorfanol, se observó una disminución significativa de la frecuencia cardíaca, el volumen tidal, y los tiempos de inspiración y espiración [38,39]. En un estudio similar se compararon los opioides mu y kappa en pollos, y ambas drogas tuvieron efectos del isoflurano administrado de manera limitada [37].

En estudios recientes se evaluaron los efectos del butorfanol y la buprenorfina en loros conscientes [40,41]. En el loro gris africano, el butorfanol (1 - 2 mg/kg, IM) mostró un efecto analgésico, mientras que dosis altas de buprenorfina no tuvieron efecto analgésico significativo [41]. En loros españoles, fueron necesarias dosis mayores de butorfanol (3 mg/kg) para producir un efecto analgésico similar (J. Paul-Murphy, observación personal). Existe variabilidad por especie en la respuesta a opioides por lo que se recomienda cautela cuando se extrapolan las dosis de butorfanol desde una especie aviar a otra. Fentanil (0.02 mg/kg, IM), un agonista mu sintético, se probó de manera similar en cacatúas, y se encontró que tiene poco efecto analgésico; una dosis mayor (0.2 mg/kg, SQ) produjo analgesia (S. Hoppes, datos no publicados). Esto puede deberse a la unión del fentanil tanto a receptores mu como a receptores kapa cuando se administra en dosis altas. Una fase de excitación fue percibida en numerosas aves poco después de que el fentanil fue inyectado (S. Hoppes, datos no publicados). La duración y el efecto de todos estos opioides sólo han sido evaluados empíricamente y la duración de su efecto puede ser tan corta como de 2 - 4 horas.

Los estudios farmacodinámicos han demostrado que las palomas tienen más receptores opioides tipo kapa que receptores opioides tipo mu [42]. Esta información ha sido usada para explicar porqué las aves no responden como los mamíferos a los agonistas mu como morfina, buprenorfina y fentanil; y porqué los opioides kapa, como el butorfanol, pueden ser analgésicos más eficientes en aves. El butorfanol se recomienda actualmente para analgesia opioide en aves, y puede ser usado como analgésico pre-operatorio y pos-operatorio. Cuando se usa el butorfanol como agente inductivo y analgésico pre-operatorio se reduce la concentración de isoflurano necesaria para la anestesia.

Fármacos anti-inflamatorios no esteroides

Hay numerosas categorías de fármacos antiinflamatorios no esteroides (NSAIDS por sus iniciales en inglés), pero son pocos los que han sido investigados en aves, y menos aún los que han sido evaluados para su aplicación clínica [26,43]. Gran parte de la información acerca de los efectos y dosis en aves ha sido obtenida a través de la aplicación práctica. Los estudios realizados en pollos han provisto información farmacocinética de dosificaciones orales de unos pocos NSAIDS. Algunos datos como vida media corta y baja biodisponibilidad fueron hallazgos comunes en estos estudios, pero los estudios de farmacocinética son de escaso valor para predecir la eficiencia analgésica [44-46].

En mamíferos, los NSAIDS tiene efectos sinérgicos con otras clases de agentes analgésicos y pueden ser más efectivos para analgesia peri-operatoria cuando se usan en combinación con opioides [47]. En aves, como en otras especies, el uso de preferencia de los NSAIDS puede disminuir la sensibilización de los tejidos causada por el trauma quirúrgico y puede reducir el periodo de terapia pos-operatoria con opioides.

Los fármacos NSAIDS más comúnmente usados actualmente en medicina aviar son el carprofeno y el ketoprofeno. Los NSAIDS del tipo del ácido propiónico son analgésicos, anti-inflamatorios y antipiréticos en mamíferos y se espera que tengan efectos similares en aves. Pollos a los que se administró una dosis subcutánea de 1 mg/kg de carprofeno mostraron un pico en niveles plasmáticos 1 - 2 horas después de la inyección, y el umbral del dolor se mantuvo elevado por al menos 90 min [48]. Cuando se ofreció a pollos alimento medicado con carprofeno, los pollos con claudicación seleccionaron más alimento medicado que los pollos sanos, y la cantidad de carprofeno consumido se incrementó con la severidad de la claudicación [49]. Bajas concentraciones plasmáticas de carprofeno (0.28 ug/ml) generaron algo de analgesia para las aves, pero para alcanzar el nivel plasmático de 8.3 mg/ml, similar al nivel plasmático terapéutico en mamíferos, fue necesario el equivalente a 40 mg/kg de peso por ave en el alimento [48].

Un efecto colateral documentado de los NSAIDS en mamíferos es la ulceración gastrointestinal y el sangrado debidos a la inhibición de la síntesis de prostaglandinas. Se reportó un efecto tóxico similar en aves cuando se usaron altas dosis de megluminato de flunixinina (10 mg/kg) causando regurgitación y tenesmos en periquitos australianos [43]. La complicación más sería del megluminato de flunixinina en aves es la isquemia renal. Codornices Mascarita a las cuales se administraron experimentalmente inyecciones intramusculares diarias de megluminato de flunixinina por 7 días mostraron evidencia histológica de daño renal en todas las aves, aún con dosis tan bajas como 0.1 mg/kg. La severidad de las lesiones se correlacionó directamente con la dosis de megluminato de flunixinina, con glomerulitis necrosante aguda, tofos en los túbulos renales y gota visceral, ocurriendo a los 32 mg/kg [50]. Se ha documentado isquemia renal y necrosis en grullas siberianas tratadas con megluminato de flunixinina (5 mg/kg) para traumatismo de músculo y trauma esquelético [51]. El uso del megluminato de flunixinina actualmente está contraindicado en grullas y se usa con mucha cautela en otras especies aviares.

El piroxicam se usa en mamíferos para tratar condiciones inflamatorias crónicas como la artritis. Ha sido usado para tratar enfermedades articulares crónicas degenerativas en grullas y otras especies aviares, y parece que en tratamientos prolongados proporciona mejoría leve a moderada y mejor disposición a sostener el peso en las extremidades afectadas.

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
Atipamezol	182 - 281 ug/kg (dosis de 250 ug), IV	Anades Reales: para revertir medetomidina; recuperación rápida de la consciencia, mostró dificultad y batió las alas; se ha observado taquicardia y taquipnea.	Machin [21]
	0.2 mg/kg, IV; y 0.2 mg/kg, SC	Avestruces: para revertir medetomidina; la mitad de la dosis total de 0.4 mg/kg se administró IV, la otra mitad SC; la recuperación fue suave y se dio entre ~14 - 28 min	Langan [22]
	3.75 - 10 mg/kg	Palomas (<i>Columbia livia</i>) y loros del Amazonas (<i>Amazona spp.</i>): Usado para revertir medetomidina; la dosis usada fue 2.5 o 5 veces mayor que la dosis administrada de medetomidina. No se observaron diferencias entre las dosis altas y las dosis bajas. La recuperación fue suave y rápida; todos los tiempos de incorporación fueron dentro de 4 min	Sandmeier [18]
	0.25 - 1.0 mg/kg	Varias especies aviares: recomendada en dosis 5 veces mayores que la medetomidina para revertir sus efectos.	Jalanka [52]
	0.5 - 2.5 mg/kg	Varias especies aviares: recomendada en dosis 5 veces mayores que la medetomidina para revertir sus efectos.	Berthier [53]
Atipamezol (A) / Diprenorfina (D)	(A) 40 - 161 ug/kg (dosis de 5 - 20 mg) (D) 12 - 20 ug/kg (dosis de 15 - 25 mg), IV	Avestruces cuello rojo (<i>Struthio camelus</i>): para revertir la combinación de medetomidina/etorfina; conduce a una recuperación rápida pero violenta.	Ostrowski [33]
Atipamezol (A) Flumazenil (F)	(A) 182 - 281 ug/kg (dosis de 250 ug) (F) 18 - 28 ug/kg (dosis de 25 ug), IV	Anades Reales: para revertir la medetomidina/midazolam, respectivamente; recuperación rápida de la consciencia mostró dificultad y batió las alas; se observa taquicardia y taquipnea.	Machin [21]
Atropina	0.006 mg/kg, IV	Corredoras; usada para tratar bradicardia.	Lin [30]
Butorfanol (B)	1 - 2 mg/kg, IM	Loro gris africano (<i>Psittacus erithacus</i>): Después de la administración de 1 mg/kg B (esto puede representar la ED50 para el fármaco), 6/11 aves tuvieron incremento en su umbral de dolor para un estímulo eléctrico desagradable; en estudios posteriores se han usado dosis mayores como 2 - 3 mg/kg para tratar el dolor, sin presentarse efectos adversos (hallazgos no publicados).	Paul-Murphy [41]
	1 mg/kg, IM	Cacatúas (<i>Cacatua spp.</i>): redujo los requerimientos de isoflurano en cacatúas; la frecuencia cardiaca se redujo un 12%, no se observó apnea; la frecuencia respiratoria aumentó un 77%, mientras que el volumen en olas disminuyó un 25%, de tal manera que no hubo efecto neto significativo en la ventilación minuta.	Curro [38]
	1 mg/kg, IM	Psitacíformes: reducción significativa de la ED50 de isoflurano en cacatúas (<i>Cacatua spp.</i>) y loro gris africano (<i>Psittacus erithacus</i>), pero no tuvo efecto en la ED50 de isoflurano en Loro Hablador (<i>Amazona aestiva aestiva</i>).	Curro [39]
Carfentanil	~0.03 mg/kg (dosis de 3.3 mg), IM	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>): aplicación con dardos; fase de excitación inicial pronunciada, el inicio tomó 2 - 3 min, y se caracterizó por apartarse del grupo y correr de manera descontrolada, caminar hacia atrás, en círculo o comportamiento de cortejo antes de la postración; reversión suave con naltrexon, 3.0 mg/kg.	Raath, et al., [31]
Carfentanil (C) / 5% Isoflurano	(C) 0.3 mg/kg, IM	Corredoras: fase inicial de excitación, 5 min; apnea durante el mantenimiento de la anestesia con isoflurano 5% y después de que el isoflurano fue retirado.	Cornick y Jensen [34]
Carfentanil (C) / Xilazina (X)	(C) 0.03 mg/kg (dosis de 3 mg) / (X) 1.5 mg/kg (dosis de 150 mg), IM	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>): aplicación con dardos; fase de excitación inicial, el inicio tomó 2 - 3 min; postración en ~5 min; se afirma de manera subjetiva que la xilazina disminuyó el nivel inicial de excitación; reversión suave con naltrexon/yombina, 3.0 / 0.125 mg/kg, respectivamente.	Raath, et al., [31]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
Carprofen	1.0 mg/kg, SC	Pollos: mejora en la habilidad para caminar de aves con claudicación leve.	McGeown, et al., [48]
	0.4 - 40 mg/kg/día	Pollos de engorda: Autoselección de tres dosis de carprofen en alimento (3.4, 34.3, y 343 mg/kg de alimento) o alimento normal; la alimentación con carprofen mejoró el apoyo en aves con claudicación; Las aves afectadas seleccionaron más alimento que contenía carprofen que las aves sanas; el consumo de alimento medicado aumentó en relación a la severidad de la claudicación.	Danbury, et al., [49]
Detomidina (D) / Ketamina (K)	(D) 0.3 mg/kg, IM / (K) 10 mg/kg, IM	Pollos: D diluida a una solución al 0.2% antes de su uso; D administrada antes de K en el músculo del muslo opuesto; inducción suave de anestesia en 4 minutos y duración de ~47 min; analgesia evidente en 8 min y duración de 28 min; buena relajación muscular; frecuencia respiratoria significativamente menor que la basal; el reflejo de córnea se mantuvo presente.	Mohammad, et al., [55]
	(D) 0.3 mg/kg, IM / (K) 20 mg/kg, IM	Pollos: la duración de la analgesia y anestesia se prolongó significativamente con 20 mg/kg vs. 10 mg/kg de K, como se mencionó anteriormente; inducción suave de anestesia en 3 min y duración de ~94 min; la analgesia fue evidente en 6 min y duró 63 min	Mohammad, et al., [55]
Diazepam	0.13 - 0.41 mg/kg, IV	Corredoras: usado para la recuperación suave de tiletamin/zolazepam.	Lin [30]
Diprenorfina	~100 - 240 ug/kg (dosis de 12 - 30 mg), IV	Avestruces de cuello rojo (<i>Struthio camelus</i>): para revertir etorfina; conduce a una recuperación rápida pero violenta.	Ostrowski [33]
Doxapram	5 mg/kg, IV o intralingual	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>): experimentan dificultad respiratoria; ventilación mecánica.	Ostrowski [33]
Equitesina	2.5 ml/kg, IM	Pollos: se observa somnolencia 3 - 5 min después de su administración; el reflejo de dolor se mantuvo y las aves se despertaron fácilmente.	Christensen, et al., [10]
Equitesin (E) / Diazepam (D)	(E) 2.5 ml/kg, IM / (D) 2.5 mg/kg, IV	Pollos: la administración de D 15 min después de E produjo anestesia quirúrgica inmediata que duró 60 - 90 min, para cirugías de larga duración; la profundidad de la anestesia se incrementó al incrementar la dosis de diazepam.	Christensen, et al., [10]
Etorfina (E) / Ketamina (K)	(E) 40 - 72 mg/kg (dosis 5 - 9 mg) / (K) 1.0 - 1.5 mg/kg (dosis 120 - 180 mg), IM	Avestruces (<i>Struthio camelus</i>): administración con dardo; fase inicial de excitación; tiempo promedio de postración: 12 min; sedación profunda pero de corta duración, 9 - 15 min; riesgo de miopatía por agotamiento, apnea, y bradicardia; la reversión con diprenorfina provocó recuperaciones rápidas pero violentas.	Ostrowski [33]
Etorfina (E) / medetomidina (M)	(E) 64 - 72 ug/kg (dosis de 8 - 9 mg) / (M) 32 - 64 ug/kg (dosis de 4 - 8 mg), IM	Avestruces (<i>Struthio camelus</i>): administración con dardo; fase inicial de excitación; tiempo promedio de postración: 8 min; sedación profunda pero de corta duración, 8 - 16 min; riesgo de miopatía por agotamiento, apnea, y bradicardia; la reversión con diprenorfina/atipamezol provocó recuperaciones rápidas pero violentas.	Ostrowski [33]
Megluminato de Flunixin (FM), (NSAID)	4 mg/kg IM	Loro gris africano (<i>Psittacus erithacus</i>) y Loro Hablador (<i>Amazona aestiva aestiva</i>): No tiene un efecto de isoflurano administrado de manera limitada.	Curro [39]
	0.1 - 32.0 mg/kg, IM	Codorniz Mascarita (<i>Colinus virginianus</i>): Se administraron FM en 6 grupos diferentes FM, una vez al día, por 7 días; los seis grupos tuvieron significativamente más depósitos minerales en los glomérulos renales que los observados en los controles, y la severidad de estos aumentó con la dosis; no hubo cambios en los indicadores de funciones renales; en la mayor dosis, 32 mg/kg, se observó necrosis en el sitio de inyección.	Klein, et al., [50]
	5 mg/kg, IM	Anades Reales (<i>Anas platyrhynchos</i>): Los niveles de Tromboxano (TBX) disminuyeron significativamente por al menos 4 horas; no se probó la respuesta al dolor, por lo que no se estableció correlación entre el grado de inhibición de TBX y el grado de analgesia; necrosis muscular de ~1 - 2 cc en el sitio de inyección; es posible que su uso en patos no sea adecuado.	Machin et al., [56]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
	5.26 mg/litro de agua de bebida	Pollos de engorda: Cuando se administró el fármaco en el agua de bebida por tres días antes de estrés calórico, los tiempos de supervivencia aumentaron; la prostaglandina periférica F no se afectó con el tratamiento. El mecanismo de acción no es claro.	Oliver y Birrenkott [54]
Flumazenil	0.1 mg/kg, IM	Codorniz (<i>Colinus virginianus</i>): para revertir el midazolam (6 mg/kg); el tiempo promedio de recuperación completa de sedación profunda fue de 1.6 min; el ave se recupera de posición decúbito dorsal a volar sin recaer en sedación.	Day y Roge [57]
Glycopyrrolato	0.011 mg/kg, IV	Avestruces (<i>Struthio camelus</i>): para tratar bradicardia.	Ostrowski [33]
Ibuprofen	25 mg/kg, IV 50 mg/kg, IM, PO	Pollos: estudios de farmacocinética sin probar los efectos analgésicos; vida media más corta que en perros; baja biodisponibilidad (F= 46.7% IM y 24.2% PO) comparada con la de mamíferos. El alto pH de la molleja pudo haber provocado la precipitación del fármaco en el tracto gastrointestinal; el vaciamiento impredecible de la molleja y la disminución en su motilidad debido al manejo de las aves pudo haber afectado su absorción.	Roder, et al., [44]
	50 mg/kg, IV	Pollos de engorda: Toxicidad aguda! Muestran hiperexcitabilidad, paro respiratorio y muerte en 3 min; estos signos de sistema nervioso central no han sido reportados en otras especies; se postula que puede deberse a un efecto no farmacológico como desplazamiento de otros iones ligados a la albúmina (Ca o Mg) que provocan toxicidad aguda.	Roder, et al., [44]
Indometacina	2 mg/kg, IV, PO	Pollos: estudios farmacocinéticos sin probar los efectos analgésicos; un gran volumen de distribución (lo que sugiere retención tisular por tejidos periféricos y/o alta afinidad por las proteínas del plasma con lento regreso de la droga a la sangre); absorción oral lenta pero sostenida, atribuible al alto pH y al vaciamiento impredecible de la molleja, lo que lleva a tiempos promedio de residencia cinco veces mayores en la ruta PO que en la administración IV; por el rango observado de Cmax oral de 0.5 - 1.1 ug/ml, infirieron que fue una dosis anti-inflamatoria efectiva basados en estudios en mamíferos.	Cristofol, et al., [45]
Ketamina	30 mg/kg, intraósea	Pollos: tendencia a disminuir la frecuencia cardíaca y la presión sanguínea sistólica después de su administración; la tasa de falla para canalización e inducción de la anestesia fue de 21% (3/14); algunos movimientos violentos durante la inducción; tiempo de inducción ~ 20 segundos; tiempo de recuperación ~ 19 - 34 min	Valverde, et al., [3]
Ketamina, D (+), L (-), or D/L (+/-) racemic mixture	10 mg/kg (+), IV; o 20 mg/kg (+/-), IV; o 30 mg/kg (-), IV	Búho cornado americano (<i>Bubo virginianus</i>): El isómero (+) provocó una duración de la inmovilidad igual y una relajación muscular significativamente mayor comparada con la producida por una dosis tres veces mayor del isómero (-). Ocurrieron apnea e irregularidades cardíacas sólo con el isómero (-) y con la mezcla racémica.	Redig, et al., [58]
Ketamina (K) / Diazepam (D)	(K) 75 mg/kg, IM / (D) 2.5 mg/kg, IV	Pollos: la administración de K produjo un estado tranquilizado, despertar desde el que se produjo excitación; el reflejo al dolor permaneció y el manejo se tradujo en contracción muscular o temblor; la administración de D diez min después hizo más profundo el estado tranquilizado, pero no alcanzó el plano de anestesia de cirugía; la frecuencia cardíaca disminuyó significativamente durante el período de anestesia.	Christensen, et al., [10]
	10 - 50 mg/kg, IM / 0.5 - 2.0, IM o IV	Pájaros mascota: la dosis de (K) puede ser disminuida a la mitad para uso IV; tiene menor efecto depresivo cardíaco que la combinación de ketamina/xilazina; buena elección para aves muy enfermas pero sólo si no está disponible la anestesia con isoflurano.	Wheler [59]
Ketamina (K) / Diazepam (D) / Atropina (A)	(K) 30 - 40 mg/kg / (D) 1.0 - 1.5 mg/kg / (A) 0.05 mg/kg, IV	Rapaces: el diazepam disminuye la dosificación de la ketamina; los búhos pueden requerir menos de la mitad de esta dosis; individuos con sobrepeso requieren dosis divididas; si la dosis total de ketamina excede los 50 mg debe ser administrada dividida en dosis de < 50 mg a intervalos de 2 - 3 min	Redig & Duke [60]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
Ketamina (K) / medetomidina (M)	(K) 2 mg/kg, IM / (M) 80 ug/kg, IV	Avestruces (<i>Struthio camelus</i>): preanestesia: sedación profunda y recumbencia esternal en 6/8 aves, dos aves fueron sedadas moderadamente pero permanecieron de pie; inmoviliza; se revierte con atipamezol (después de que la anestesia con propofol fue discontinuada)	Langan [22]
	(K) 3 - 5 mg/kg / (M) 50 - 100 ug/kg, IM; o (K) 2 - 4 mg/kg / (M) 25 - 75 ug/kg, IV	Rapaces: inducción 2 - 7 min, IM, y 10 - 30 sec., después de la administración IV; el período de inducción fue tranquilo; los volúmenes de inyección fueron pequeños; respiración profunda y regular; la relajación muscular fue buena; los búhos fueron especialmente susceptibles al efecto anestésico; la recuperación espontánea fue tranquila e inició ~10 - 20 min después de la inyección; la reversión con atipamezol fue rápida.	Jalanka [52]
	(K) 3 - 7 mg/kg / (M) 75 - 150 ug/kg, IM (K) 2 - 5 mg/kg / (M) 50 - 100 ug/kg, IV	Psitaciformes: inducción 2 - 7 min, IM, y 10 - 30 sec., después de la administración IV; el período de inducción fue tranquilo, los volúmenes de inyección fueron pequeños; la respiración fue profunda y regular; la relajación muscular fue buena; la recuperación espontánea fue tranquila e inició ~10 - 20 min después de la inyección; la reversión con atipamezol fue rápida.	Jalanka [52]
	(K) 5 - 10 mg/kg / (M) 100 - 200 ug/kg, IM o IV	Gansos: inducción 2 - 7 min, IM, y 10 - 30 sec. después de la administración IV; el período de inducción fue tranquilo; los volúmenes de inyección fueron pequeños; respiración profunda y regular; la relajación muscular fue buena; la recuperación espontánea fue tranquila e inició ~10 - 20 min después de la inyección; la reversión con atipamezol fue rápida.	Jalanka [52]
	(K) 4.6 - 28.0 mg/kg / (M) 93 - 500 ug/kg, IV	16 especies aviares con 1 - 11 individuos /especies (60 aves en total); la dosis media de ketamina fue 8.2 mg/kg y la media aproximada de medetomidina 250 - 300 ug/kg; Reversión con atipamezol	Berthier [53]
Ketamina (K) / medetomidina (Me) / Midazolam (Mi)	(K) 7.3 - 11.2 mg/kg (dosis de 10 mg) / (Me) 36.5 - 56.2 ug/kg (dosis de 50 ug) / (Mi) 1.46 - 2.25 mg/kg (dosis de 2 mg), IV	Patos Reales: duración de 20 min; hipertensión temporal, bradicardia y apnea; velocidad respiratoria disminuida después de la inducción; frecuentemente se requiere resucitación; riesgo de supervivencia; reversión con atipamezol, 0.25 mg, y flumazenil, 0.025 mg, IV	Machin [21]
Ketamina (K) / Midazolam (M)	(K) 10 - 25 mg/kg / (M) 0.5 - 1.0 mg/kg, IM	Pájaros mascota: (M) es de duración corta y está contraindicada cuando hay enfermedad hepática severa.	Wheler [59]
Ketamina (K) / Propofol (P)	(K) 20 mg/kg, IM / (P) 4.1 - 8.6 mg/kg (a efecto), IV	Palomas (Columbia livia): la ketamina seguida de dosis repetidas de propofol da ~ 3.5 min pérdida de tono muscular y reflejo de pedaleo por cada dosis de propofol. Incrementó frecuencia cardiaca y disminuyó respiración en el primer minuto después de la administración de propofol. Ocurrió apnea después del 62% de los incrementos de la dosis de propofol. Si la apnea fue prolongada fue necesaria ventilación asistida para revivir al ave.	Fitzgerald & Cooper [25]
Ketamina (K) / Xilazina (X)	(K) 40 mg/kg / (X) 10 mg/kg, IM	Periquitos australianos (<i>Melopsittacus undulatus</i>): no respondieron a pellizco en el dedo en 5 min; la anestesia fue efectiva por 45 + min, 2/14 aves murieron, una a los 44 min y la otra a los 220 min después de la administración de la ketamina/xilazina. Reversión con yohimbina.	Heaton y Brauth [16]
	(K) 50 mg/kg / (X) 4 mg/kg, IM	Azor (<i>Accipiter gentilis</i>): dosis letal!	Lumeij [20]
	(K) 15 mg/kg / (X) 0.15 mg/kg, IM	Búho cornado americano (<i>Bubo virginianus</i>): se detectó inmovilización en 5 min; apnea transitoria durante los 5 min iniciales; se recuperó la ventilación normal después de 10 min. Se recomienda precaución al usar dosis repetidas debido a que se ha observado deterioro en la estabilidad cardiopulmonar. El oxígeno suplementario mejora el desempeño cardiopulmonar.	Raffe, et al., [19]
	(K) 50 mg/kg / (X) 4 mg/kg, IM	Palomas: no se observó inducción satisfactoria de anestesia a esta dosis.	Lumeij [20]
	(K) 4.4 mg/kg / (X) 2.2 mg/kg, IV	Halcón cola roja (<i>Buteo jamaicensis</i>): anestesia adecuada por ~ 15 min de diagnóstico o cirugía; depresión cardiovascular y respiratoria significativa; reversión con yohimbina, 0.10 mg/kg, IV	Degernes [14]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
	(K) 5.0 mg/kg / (X) 1.0 mg/kg, IV	Polluelos de Avestruz (<i>Struthio camelus</i>) (9 - 10 semanas): inducción rápida; el reflejo corneal se mantuvo presente mientras que el reflejo de pedaleo se perdió por 2 - 7 min en 3 de las 4 aves; la anestesia se mantuvo usando alfaxalon/alfadolon	Gandini, et al., [32]
	(K) 10 mg/kg / (X) 1 mg/kg, IM	Zamuro de Cabeza Roja (<i>Cathartes aura</i>): Se observó inducción en ~5 min y la anestesia (recumbencia dorsal) duró ~110 min; se observó buena relajación muscular; la reversión con tolazolina fue rápida.	Allen y Oosterhuis [17]
Ketoprofen	5 mg/kg, IM	Patos Reales (<i>Anas platyrhynchos</i>): Disminuye significativamente los niveles de Tromboxana (TBX) por al menos 4 horas; la respuesta al dolor no fue probada por lo que no se hizo una correlación entre el grado de inhibición de TBX y el grado de analgesia.	Machin et al., [56]
	2 mg/kg, PO	Codorniz: estudio farmacocinético (pobre factor predictivo de la eficiencia de NSAIDS); vida media "extremadamente corta" y baja biodisponibilidad (F= 23%) cuando se administra oralmente.	Graham [46]
Lidocaina	2 mg/kg, IV	Aves > 2 kg: anestésico local; la formulación estándar debe diluirse antes de su uso para usar volúmenes que puedan medirse con precisión.	Ludders [4]
	0.5 mg/kg, IV	Pollos (<i>Gallus gallus domesticus</i>): Usado para tratar taquicardia ventricular, causó arritmia en un ave.	Lukasik [23]
Medetomidina	2.0 mg/kg, IM	Loro del Amazonas (<i>Amazona spp.</i>): Sedación caracterizada por postración sobre el esternón y apenas capaz de sostener sus cabezas; las aves pueden colocarse en posición dorsal y permanecen así si no se les perturba. Si se les perturba se incorporan, abren sus ojos y sostienen su cabeza. Una dosis de 1.5 mg/kg no permitió que se pusiera al ave en posición dorsal. No se alcanzó un estado anestésico. El nivel de sedación puede facilitar radiografías, punción venosa o corte de uñas y pico. Se revierte con atipamezol.	Sandmeier [18]
	2.0 mg/kg, IM	Palomas (<i>Columba livia</i>): Sedación caracterizada por postración sobre el esternón y apenas capaz de sostener sus cabezas; las aves pueden colocarse en posición dorsal y permanecen así si no se les perturba. Si se les perturba se incorporan, abren sus ojos y sostienen su cabeza. Una dosis de 1.5 mg/kg permitió poner en posición dorsal a solo 3 de las 4 aves, la otra paloma permaneció de pie. Se revierte con atipamezol.	Sandmeier [18]
Metomidato	~18 mg/kg (dosis 2 g), IM	Avestruces cuello rojo (<i>Struthio camelus</i>) (dos sub-adultos): Administración por dardo; no mostraron signos de sedación o anomalías en su comportamiento.	Ostrowski [33]
Metomidato (M) / Diazepam (D)	(M) 20 mg/kg, IM / (D) 2.5 mg/kg, IV	Pollos: tranquilización rápida y pérdida de la conciencia por ~ 1 min; el reflejo al dolor permaneció pero mostró disminución; la duración de acción fue corta, ~ 5 - 10 min; reacciones adversas a M en 2/8 aves, un pollo se recuperó después de un minuto de apnea, el otro murió; incremento en la respiración y en la presión sanguínea, mientras que la frecuencia cardíaca disminuyó después de la administración de M; la administración de diazepam 10 min después de M produjo un plano quirúrgico de anestesia por ~15 min en la mayoría de las aves, el reflejo de dolor de 3 aves fue abolido; 2 aves nunca alcanzaron el plano quirúrgico de anestesia.	Christensen, et al., [10]
Midazolam	2.0 mg/kg, IM	Ganso Canadiense (<i>Branta canadensis</i>): sedación moderada a los 15 - 20 min; 1.0 mg/kg fue inadecuado para sedación; incremento significativo de la frecuencia respiratoria a los 10 - 30 min después de la inyección; no hubo efecto significativo sobre la presión sanguínea, frecuencia cardíaca o temperatura.	Valverde [8]
	6 mg/kg, IM	Codorniz (<i>Colinus virginianus</i>): induce sedación profunda (definida como estar en posición decúbito dorsal con ambas alas extendidas fácilmente) en 9/10 aves, sedación moderada en un ave; el tiempo pico hasta la sedación profunda fue de 10 minutos pero varió de 5 - 30 min; no se observó despertar debido a ruido. Fueron probadas dosificaciones de 2 y 4 mg/kg pero el nivel de sedación fue variable y el ruido despertaba a las aves.	Day y Roge [57]
Naloxona	0.02 mg/kg, IV	Corredoras para revertir carfentanil, recuperación adecuada.	Cornick [34]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
Naloxona (N) / Diprenorfina (D)	(N) 0.02 mg/kg, IV / (D) 0.04 mg/kg, IM	Aves corredoras para revertir carfentanil, buena recuperación.	Cornick [34]
Naltrexona (N) / Yohimbina (Y)	(N) 3.0 mg/kg / (Y) 0.125 mg/kg, IV	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>): reversión de la mezcla de Carfentanil/xilazina.	Raath, et al., [31]
Propofol	4 - 12 mg, IV, para inducción / 0.5 mg/kg/min, IV, mantenimiento	Lechuza de campanario (<i>Tyto alba</i>): se indujo anestesia con 4 mg administrados en bolos de 1 mg a intervalos de 30-seg ; se administraron 8 mg adicionales en los siguientes 10 min debido a que las aves respondían al tirón de plumas; fue usada una infusión constante de propofol para mantener el plano estable de anestesia; se observó disminución transitoria en SAP, DAP, y MAP inmediatamente después de la inducción; después de que se detuvo la perfusión se presentó aleteo dentro de los siguientes 5 min y habilidad para sostener la cabeza y mantenerse sobre el esternón en los siguientes 30 min; adecuada para cirugías cortas (en este caso una resección traqueal) (informe de caso).	Mama, et al., [1]
	4.5 - 9.7 mg/kg, IV	Pollos (<i>Gallus gallus domesticus</i>); se mantuvo por perfusión constante de propofol, 0.5 - 1.2 mg/kg/min; fueron comunes las arritmias; depresión cardiovascular y respiratoria significativas; también fue común la hipoxemia, estrecho margen de seguridad, el triple de la dosis de inducción fue fatal.	Lukasik [23]
	7.3 - 11.2 mg/kg (dosis de 10 mg), IV	Pato de Mallard; bolo de mantenimiento en dosis 1 a 4 mg IV (0.7 - 4.5 mg/kg) a intervalos de ~ 5 min; apnea después del bolo de inducción, pero incremento de la frecuencia respiratoria con el tiempo; riesgo de bradicardia ; plano ligero de anestesia; se requiere analgesia intra-quirúrgica.	Machin [21]
	3 mg/kg (inducción), IV	Avestruces (<i>Struthio camelus</i>); la ketamina/medetomidina (preanestésico) proporcionó sedación suficiente para colocar el catéter IV; la inducción y el mantenimiento con propofol (0.2 mg/kg/min velocidad constante de perfusión); se observó apnea y bradicardia; anestesia calificada como buena.	Langan [22]
	14 mg/kg, IV	Palomas (<i>Columbia livia</i>): dosis de bolo produjo una inducción suave y rápida, con buena relajación muscular, y pérdida de reflejos voluntarios durante 2 - 7 min. Se determinó que la dosis letal es de ~ 20 - 26 mg/kg si no hay ventilación asistida.	Fitzgerald & Cooper [25]
	5 mg/kg (en 20 segundos), IV	Pavos silvestres; se mantuvo el plano quirúrgico de anestesia con 0.5 mg/kg/min de propofol, IV; la apnea inmediatamente después de la inducción duró 10 - 30 seg; riesgo de hipoxemia; recuperación suave	Schmacher [24]
Tiopental	20 mg/kg, intraóseo	Pollos: el tiempo de inducción fue de ~12 - 21 segundos; permite intubación; incremento en la frecuencia respiratoria; tiempo para recuperación ~13 - 20 min; el rango de falla para realizar canalización e inducción de la anestesia fue de 21% (3/14).	Valverde, et al., [3]
Tiletamina (T) / Zolazepam (Z)	5 mg/kg, IM	Tecolote cornudo (<i>Bubo virginianus</i>): los tiempos de inducción variaron de 5.5 - 12 min; tiempos para incorporarse fueron de ~60 - 77 min. Se observó rápida disminución de la frecuencia cardiaca en los primeros 2 min después de la inducción y después permaneció constante. La frecuencia respiratoria disminuyó en los primeros 20 minutos de la anestesia. La inducción y la recuperación fueron suaves.	Kreeger, et al., [13]
	10 mg/kg, IM	Tecolote cornudo (<i>Bubo virginianus</i>): Los tiempos de inducción variaron de ~3.2 - 4.0 min; tiempos para incorporación variaron de ~81 - 95 min. Las frecuencias cardiacas durante los primeros 2 min después de la inducción permanecieron más altas que después de una dosis de 5 mg/kg pero disminuyeron con el tiempo. La frecuencia respiratoria disminuyó durante los primeros 20 min de la anestesia. Las inducciones y recuperaciones fueron suaves. Los tiempos totales de recuperación variaron de ~210 - 283 min.	Kreeger, et al., [13]
	2.3 - 5.8 mg/kg, IV	Corredoras: usado para inducir recumbencia sobre el esternón; rápido y suave; 3.4 - 4.9 mg/kg para emúes; 3.0 - 5.8 mg/kg para ñandúes 2.3 - 4.0 mg/kg para avestruces.	Lin [30]

Fármaco	Dosis, Ruta	Especies / Notas	Referencias
	2.3 - 4.9 mg/kg, IV	Corredoras: inducidas con tiletamina/zolazepam; mantenidas con isoflurano, 1 - 4%; se observó bradicardia y apnea; se administró diazepam (0.21 - 0.41 mg/kg, IV) pos-operatoria para una recuperación suave	Lin [30]
	10, 15, 20, o 40 mg/kg, IM	Halcones Cola Roja: ninguna de estas dosis indujo pérdida de conciencia.	Kreeger, et al., [13]
	10 mg/kg, IM	Lechuzas(2): los tiempos de inducción variaron de 1.5 - 2.7 min; el tiempo para la primera incorporación de la cabeza varió de ~60 - 63 min. Los tiempos de recuperación total fueron de > 5 horas.	Kreeger, et al., [13]
Tolazolina	15 mg/kg, IV	Zamuro de Cabeza Roja (<i>Cathartes aura</i>): para revertir los efectos de la xilazina (ver combinación ketamina/xilazina arriba); recupera conciencia en in 2 - 6 min; la recuperación a postura normal se observa un menos de 20 min pero parecen tener entorpecimiento y sedación moderada por 30 - 60 min después de la administración.	Allen y Oosterhuis [17]
Xilazina	~1.1 - 1.3 mg/kg (dosis de 150 mg), IM	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>) (n=1): aplicación por dardo; marcada excitación pero no hubo inmovilización y no fue posible acercarse al ave	Ostrowski [33]
Xilazina (X) / Butorfanol (B)	(X) 1.06 - 2.03 mg/kg / (B) 0.10 - 0.14 mg/kg, IM	Avestruces y emús: produce efecto calmante; adormilados y atáxicos por 10 - 15 min después de la inyección	Lin [30]
	(X) 2.26 - 2.75 mg/kg / (B) 0.12 - 0.20 mg/kg, IM	Ñandúes: se necesitan mayores dosis de xilazina/butorfanol que las usadas en avestruces y emús para producir un efecto tranquilizante similar; mantenimiento sobre 1 - 5% isoflurano, midazolam (0.15 mg/kg, IV) o diazepam (0.33 mg/kg, IV) administrados pos-operatorio para recuperación suave	Lin [30]
Xilazina (X) / Butorfanol (B) / Tiletamina-Zolazepam (Tz)	(X) 1.06 - 2.21 mg/kg / (B) 0.10 - 0.55 mg/kg, IM / (Tz) 3.5 mg/kg, IV	Corredoras: tranquilizadas con X/B; inducidas con Tz; mantenidas con 1 - 3.5% isoflurano; se observó bradicardia y apnea; se administró diazepam (0.13 - 0.40 mg/kg, IV) pos-operatorio para recuperación suave	Lin [30]
Xilazina (X) / Carfentanil (C)	(X) 0.5 mg/kg, IM / (C) 0.15 mg/kg, IV	Corredoras: xilazina administrada antes del carfentanil. Buena inducción, permite intubación; apnea, hipercapnia, se necesitará IPPV;	Cornick y Jensen [34]
Yohimbina	0.11 mg/kg, IM	Avestruces; usada para revertir xilazina durante un período de recuperación prolongado	Lin [30]
	0.10 mg/kg, IV	Halcones Cola Roja (<i>Buteo jamaicensis</i>): dosificación óptima para reducir significativamente los tiempos de incorporación después de 20 min de anestesia con 4.4 mg/kg de ketamina y 2.2 mg/kg xilazina sin causar respuestas cardiovasculares o respiratorias profundas	Degernes [14]
Yohimbina	0.275 mg/kg, IM	Periquitos australianos (<i>Melopsittacus undulatus</i>): reversión de la combinación ketamina/xilazina. Reducción significativa de los tiempos de recuperación indicado por sostenimiento de la cabeza, incorporación sin ayuda sin ataxia y el ave se perchó.	Heaton y Brauth [16]

Bibliografía

1. Mama KR, Phillips LG Jr and Pascoe PJ. Use of propofol for induction and maintenance of anesthesia in a barn owl (*Tyto alba*) undergoing tracheal resection. *J Zoo Wildlife Med* 1996; 27(3):397-401.
2. Curro TG. Anesthesia of pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 1998; 7(1):10-21.
3. Valverde A, Bienzle D, Smith DA, *et al.* Intraosseous cannulation and drug administration for induction of anesthesia in chickens. *Vet Surg* 1993; 22(3):240-244.
4. Ludders JW. Avian anesthesia for the general practitioner. In: *Proceedings of the North Am Vet Conf 1992-1994*; 791-793.
5. Clubb SL. Round table discussion; pain management in clinical practice. *J Avian Med Surg* 1998; 12(4): 276-278.
6. Glatz PC, Murphy LB, and Preston AP. Analgesic therapy of beak-trimmed chickens. *Aust Vet J* 1992; 69(1):18.
7. Hocking PM, Gentle MJ, Bernard R, *et al.* Evaluation of a protocol for determining the effectiveness of pretreatment with local analgesics for reducing experimentally induced articular pain in domestic fowl. *Res Vet Sci* 1997; 63(3):263-267.
8. Valverde A, Honeyman VL, Dyson DH, *et al.* Determination of a sedative dose and influence of midazolam on cardiopulmonary function in Canada geese. *Am J Vet Res* 1990; 51(7):1071-1074.
9. Smith J, Mason DE, and Muir WW. The influence of midazolam on the minimum anesthetic concentration of isoflurane in racing pigeons. *Vet Surg* 1993; 22(6):546-547.
10. Christensen J, Fosse RT, Halvorsen OJ, *et al.* Comparison of various anesthetic regimens in the domestic fowl. *Am J Vet Res* 1987; 48(11):1649-1657.
11. Mandelker L. Avian anesthesia, part 2: Injectable agents. *Companion Anim Pract* 1988; 2(10):21-23.
12. Samour JH, Jones DM, Knight JA, *et al.* Comparative studies of the use of some injectable anaesthetic agents in birds. *Vet Rec* 1984; 115(1):6-11.
13. Kreeger TJ, Degernes LA, Kreeger JS, *et al.* Immobilization of raptors with tiletamine and zolazepam (telazol). In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, *et al.*, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 141-144.
14. Degernes LA, Kreeger TJ, Mandsager R, *et al.* Ketamine-xylazine anesthesia in red-tailed hawks with antagonism by yohimbine. *J Wildl Dis* 1988; 24(2):322-326.
15. Freed D and Baker B. Antagonism of xylazine hydrochloride sedation in raptors by yohimbine hydrochloride. *J Wildl Dis* 1989; 25(1):136-138.
16. Heaton JT and Brauth SE. Effects of yohimbine as a reversing agent for ketamine-xylazine anesthesia in budgerigars. *Lab Anim Sci* 1992; 42(1):54-56.
17. Allen JL and Oosterhuis JE. Effect of tolazoline on xylazine-ketamine-induced anesthesia in turkey vultures. *J Am Vet Med Assoc* 1986; 189(9):1011-1012.
18. Sandmeier P. Evaluation of medetomidine for short-term immobilization of domestic pigeons (*Columba livia*) and Amazon parrots (*Amazona* species). *J Avian Med Surg* 2000; 14(1):8-14.
19. Raffe MR, Mammel M, Gordon M, *et al.* Cardiorespiratory effects of ketamine-xylazine in the great horned owl. In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, *et al.*, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 150-153.
20. Lumeij JT. Effects of ketamine-xylazine anesthesia on adrenal function and cardiac conduction in goshawks and pigeons. In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, *et al.*, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 145-149.
21. Machin KL and Caulkett NA. Cardiopulmonary effects of propofol and a medetomidine-midazolam-ketamine combination in mallard ducks. *Am J Vet Res* 1998; 59(5):598-602.
22. Langan JN, Ramsay EC, Blackford JT, *et al.* Cardiopulmonary and sedative effects of intramuscular medetomidine-ketamine and intravenous propofol in ostriches (*Struthio camelus*). *J Avian Med Surg* 2000; 14(1):2-7.
23. Lukasik VM, Gentz EJ, Erb HN, *et al.* Cardiopulmonary effects of propofol anesthesia in chickens (*Gallus gallus domesticus*). *J Avian Med Surg* 1997; 11(2):93-97.
24. Schumacher J, Citino SB, Hernandez K, *et al.* Cardiopulmonary and anesthetic effects of propofol in wild turkeys. *Am J Vet Res* 1997; 58(9):1014-1017.
25. Fitzgerald G and Cooper JE. Preliminary studies on the use of propofol in the domestic pigeon (*Columba livia*). *Res Vet Sci* 1990; 49(3):334-338.
26. Heard DJ. Anesthesia and analgesia. In: Altman RB, Clubb SL, Dorrestein GM, *et al.*, eds. *Avian medicine and surgery*. Philadelphia: WB Saunders Co, 1997; 807-827.
27. Sinn LC. Anesthesiology. In: Ritchie BW, Harrison GJ, and Harrison LR, eds. *Avian Medicine: Principles and Applications*. Lake Worth: Wingers Publishing Inc., 1994; 1066-1074.
28. Muir WW, Hubbell JAE, Skarda RT, *et al.* Anesthetic procedures in exotic pets. In: Duncan LL, Steube M, Cusick Drone M, *et al.*, eds. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. Foothill Cray High St.: Harcourt Publishers Ltd., 1995; 341-371.

29. Pipo RA, Broadstone RV, and Murphy CJ. Lethal oculocardiac reflex in a cockatiel. *Vet Comp Ophthalmol* 1996; 6(1):27-29.
30. Lin H, Todhunter PG, Powe TA, *et al.* Use of xylazine, butorphanol, tiletamine-zolazepam, and isoflurane for induction and maintenance of anesthesia in ratites. *J Am Vet Med Assoc* 1997; 210(2):244-248.
31. Raath JP, Quandt SKF, and Malan JH. Ostrich (*Struthio camelus*) immobilisation using carfentanil and xylazine and reversal with yohimbine and naltrexone. *J South African Vet Assoc* 1992; 63(4):138-140.
32. Gandini GCM, Keffen RH, Burroughs REJ, *et al.* An anaesthetic combination of ketamine, xylazine and alphaxalone-alphadolone in ostriches (*Struthio camelus*). *Vet Rec* 1986; 118(26):729-730.
33. Ostrowski S and Ancrenaz M. Chemical immobilisation of red-necked ostriches (*Struthio camelus*) under field conditions. *Vet Rec* 1995; 136(6):145-147.
34. Cornick JL and Jensen J. Anesthetic management of ostriches. *J Am Vet Med Assoc* 1992; 200(11):1661-1666.
35. Van Heerden J and Keffen RH. A preliminary investigation into the immobilising potential of a tiletamine/zolazepam mixture, metomidate, a metomidate and azaperone combination and medetomidine in ostriches (*Struthio camelus*). *J S Afr Vet Assoc* 1991; 62(3):114-117.
36. Hughes RA. Strain-dependent morphine-induced analgesic and hyperalgesic effects on thermal nociception in domestic fowl (*Gallus gallus*). *Behav Neurosci* 1990; 104(4):619-624.
37. Concannon KT, Dodam JR, and Hellyer PW. Influence of a mu- and kappa-opioid agonist on isoflurane minimal anesthetic concentration in chickens. *Am J Vet Res* 1995; 56(6):806-811.
38. Curro TG, Brunson DB, and Paul-Murphy J. Determination of the ED50 of isoflurane and evaluation of the isoflurane-sparing effect of butorphanol in cockatoos (*Cacatua* spp.). *Vet Surg* 1994; 23(5):429-433.
39. Curro TG. Evaluation of the isoflurane-sparing effects of butorphanol and flunixin in psittaciformes. In: *Proceedings of the Assoc Avian Vet* 1993; 17-19.
40. Paul-Murphy JR, Brunson DB, and Miletic V. A technique for evaluating analgesia in conscious perching birds. *Am J Vet Res* 1999; 60(10):1213-1217.
41. Paul-Murphy JR, Brunson DB, and Miletic V. Analgesic effects of butorphanol and buprenorphine in conscious African grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus* and *Psittacus erithacus timneh*). *Am J Vet Res* 1999; 60(10):1218-1221.
42. Mansour A, Khachaturian H, Lewis ME, *et al.* Anatomy of CNS opioid receptors. *Trends Neurosci* 1988; 11(7):308-314.
43. Bauk L. Analgesics in avian medicine. In: *Proceedings of the Assoc Avian Vet* 1990; 239-244.
44. Roder JD, Chen CL, Chen H, *et al.* Bioavailability and pharmacokinetics of ibuprofen in the broiler chicken. *J Vet Pharmacol Ther* 1996; 19(3):200-204.
45. Cristofol C, Valladares JE, Marti G, *et al.* Pharmacokinetics of indomethacin in poultry. *Avian Dis* 2000; 44(1):210-214.
46. Graham J. Pharmacokinetics of ketoprofen in quail. Personal Communication 2001.
47. Kehlet H and Dahl JB. The value of "multimodal" or "balanced analgesia" in postoperative pain treatment. *Anesth Analg* 1993; 77(5):1048-1056.
48. McGeown D, Danbury TC, Waterman-Pearson AE, *et al.* Effect of carprofen on lameness in broiler chickens. *Vet Rec* 1999; 144(24):668-671.
49. Danbury TC, Weeks CA, Chambers JP, *et al.* Self-selection of the analgesic drug carprofen by lame broiler chickens. *Vet Rec* 2000; 146(11):307-311.
50. Klein PN, Charatz K and Langenberg J. The effect of flunixin meglumide on the renal function of northern bobwhite quail: An avian model. In: *Proceedings of the Am Assoc Zoo Vet* 1994; 128-131.
51. Clyde VL and Paul-Murphy J. Avian analgesia. In: Fowler ME and Miller RE, eds. *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy* 4. Philadelphia: WB Saunders, 1999; 309-314.
52. Jalanka HH. Medetomidine-ketamine and atipamezole - a reversible method for chemical restraint in birds. In: *Proc of the European Com of the Assoc Avian Vets*, 1991; 102-105.
53. Berthier JL, Demontoy-Bomsel MC, and Perrin F. L'association médétomidine-kétamine et l'atipamezole dans l'anesthésie des oiseaux. *Verh ber Erkr Zootiere* 1993; 35:281-285.
54. Oliver JC and Birrenkott GP, Jr. Response of broilers to hyperthermic stress following treatment with a new cyclo-oxygenase inhibitor. *Poult Sci* 1982; 61(6):1069-1072.
55. Mohammad FK, Al-Badrany MS, and Al-Hasan AM. Detomidine-ketamine anaesthesia in chickens. *Vet Rec* 1993; 133:192.
56. Machin KL, Tellier LA, and Livingston A. Pharmacodynamics of flunixin meglumine and ketoprofen in mallard ducks, (*Anas platyrhynchos*). In: *Proceedings of the Am Assoc Zoo Vet* 1999; 286-290.
57. Day TK and Roge CK. Evaluation of sedation in quail induced by use of midazolam and reversed by use of flumazenil. *J Am Vet Med Assoc* 1996; 209(5):969-971.
58. Redig PT, Larson AA, and Duke GE. Response of great horned owls given the optical isomers of ketamine. *Am J Vet Res* 1984; 45(1):125-127.

59. Wheler C. Avian anesthetics, analgesics, and tranquilizers. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 1993; 2(1):7-12.
60. Redig PT and Duke GE. Intravenously administered ketamine HCl and diazepam for anesthesia of raptors. *J Am Vet Med Assoc* 1976; 169(9):886-888.

Derechos Reservados. Este documento está disponible en www.ivis.org. Documento No. A1409.0801.ES.

Leading the way in providing veterinary information

