

Estudio comparativo del efecto de las asociaciones anestésicas atropina-tiletamina/zolazepam y atropina-ketamina/diazepam en emús (*Dromaius novaehollandiae*) adultos

Effects of the anaesthetic associations atropine-tiletamine/zolazepam and atropine-ketamine/diazepam on adult emus (*Dromaius novaehollandiae*)

R Pulgar^{a*}, G Coleccio^a, M Aldana^{b,c}, J Pulgar^b

^aEscuela de Medicina Veterinaria, Universidad Santo Tomás, Santiago, Chile.

^bFacultad de Ciencias Biológicas, Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad Andrés Bello, Santiago, Chile.

^cFacultad de Ecología y Recursos Naturales, Universidad Andrés Bello, Santiago, Chile.

SUMMARY

In this study, the effects of the anaesthetic associations atropine IM (0.05 mg/kg)-tiletamine/zolazepam IV (4 mg/kg total) and atropine IM (0.05 mg/kg)-ketamine IV (5 mg/kg total)/diazepam (0.5 mg/kg) on physiological, anaesthetic and biochemical responses were determined on adult emus. Animals (n = 7 per group) were randomly assigned to the two anaesthetic associations. Variables were measured at baseline, during surgical plane and during 30 min of observation. Heart rate and temperature increased at the beginning of the experimental period (between 5-10 min, P = 0.001), while respiratory frequency and pulse decreased (between 5-15 min, P = 0.003). These patterns were detected with both anaesthetic associations. Anaesthetic induction and recuperation time were not affected by treatments (P = 0.12 and P = 0.13 respectively). Emus treated with tiletamine showed a greater anaesthetic time than emus treated with ketamine (P = 0.012). Significant increases in A.S.T. and glucose were observed at 24 h post application of anaesthetic associations, resulting higher in ketamine emus (P = 0.006 and P = 0.008 respectively). Finally, there were no significant differences between anaesthetic treatments for haemoglobin, total proteins and uric acid (P = 0.99, P = 0.97 and P = 0.81 respectively). In conclusion, atropine-tiletamine/zolazepam and atropine-ketamine/diazepam protocols resulted safe and efficient for animal manipulation, however the greater anaesthetic time observed in tiletamine-treated animals may determine preference for this anaesthetic combination.

Palabras clave: emú, anestesia, tiletamina, ketamina.

Key words: emus, anaesthetic, tiletamine, ketamine.

INTRODUCCIÓN

La anestesia general puede ser definida como la acción de fármacos que suprimen de manera temporal la sensibilidad y la movilidad de un animal, sin afectar sus funciones vitales (Rang y col 2004). Un protocolo anestésico debe producir inconciencia, amnesia, analgesia y relajación muscular (López-Timoneda y Gasco 1993). Sin embargo, actualmente no existe un fármaco que incluya todas las características de analgesia e inconciencia requeridas (Laredo 2001), por lo que se recurre a la combinación de tranquilizantes, relajantes musculares, anestésicos y analgésicos.

Entre los anestésicos inyectables empleados en aves encontramos: barbitúricos (tiopental), fenotiacínicos (acepromacina), disociativos (ketamina, tiletamina-zolazepam), agonistas α_2 adrenérgicos (xilazina) y propofol (2,6-di-isopropilfenol) (Curro 1998, Alves y col 2003). Entre los fármacos menos recomendables se encuentran los barbitúricos e hidrato de cloral (Cornick-Seahorn 1996). Para aves corredoras de gran

tamaño, la anestesia inyectable es usada en procedimientos cortos, donde las combinaciones anestésicas incluyen: agonistas α_2 adrenérgicos seguidos de ketamina o benzodiazepina seguida por ketamina, tiletamina-zolazepam (Van Heerden y Keffen 1991). Uno de los primeros estudios acerca del uso de anestésicos inyectables en emús lo desarrollaron Grubb y col (1983), quienes determinaron que para realizar cualquier procedimiento quirúrgico se debe usar una dosis de ketamina de 25 mg/kg por vía intramuscular, asociado a una inyección endovenosa adicional de 5-8 mg/kg. Sin embargo, se desconoce qué anestésico podría ser mejor tolerado por los emús.

Dentro de los anestésicos disociativos aplicados en aves, la ketamina es el más usado en la actualidad (Muir y col 2001, Mostachio y col 2008). Se ha demostrado que la respuesta supresora de la ketamina es producto de la estimulación específica de la actividad nerviosa adrenérgica, sobre receptores α , más que por el bloqueo del nervio vago (Sumano y Ocampo 1997). Otros sitios de acción de la ketamina incluyen el bloqueo de transporte neuronal de aminas neurotransmisoras como serotonina, dopamina, noradrenalina (Smith y col 1981). En adición, la ketamina participa en la inhibición de las áreas de formación reticular medular y potencia los efectos del GABA (ácido gamma aminobutírico) sobre el sistema nervioso central (SNC).

Aceptado: 25.02.2009.

* Ejército 146, Santiago, Chile; rpulgar@ust.cl

El efecto analgésico principal de la ketamina se atribuye a su acción sobre los receptores NMDA (N-Metil-D-aspartato) en el núcleo del tracto solitario y en menor medida a estimulación de los receptores opiáceos mu y sigma del cerebro y la médula espinal (Miller 2001). La ketamina actúa sobre los receptores NMDA inhibiendo su activación por glutamato, neurotransmisor que excita el SNC (Kohrs y Durieux 1998). Finalmente, la acción sobre los receptores NMDA podría mediar el mecanismo de estimulación simpática central.

La ketamina se distribuye rápidamente en todos los tejidos del organismo, principalmente adiposo, hígado, pulmones y encéfalo de pequeños animales y aves (Adams 1995, Paddleford 2001, De Lucas y col 2007). Este fármaco se utiliza comúnmente en combinación con benzodiazepinas o con agonistas α_2 adrenérgicos para mejorar la relajación y la profundidad de la anestesia en aves (Van Heerden y Keffen 1991). En general, luego de la administración de ketamina, es posible observar variaciones de la temperatura corporal, aumento del gasto cardiaco y presión arterial (Sumano y Ocampo 1997, Paddleford 2001).

Otro anestésico disociativo es la tiletamina, fármaco relacionado tanto química como estructuralmente con la ketamina ya que ambos son derivados de la fenciclidina (Adams 1995). Sin embargo, la tiletamina posee una mayor potencia anestésica y presenta efectos secundarios tales como rigidez muscular y convulsiones tónico-clónicas intensas y de larga duración. La inducción anestésica con tiletamina es rápida, aunque se han registrado recuperaciones violentas si es administrado por vía endovenosa (Cornick y Jensen 1992, Lin y col 1997). Al igual que la ketamina, la tiletamina se administra asociada a una benzodiazepina como el zolazepam, lo que suaviza la recuperación anestésica (Lin y col 1997). El mecanismo de acción de la tiletamina es similar al de la ketamina. La mayor desventaja parece ser que a altas dosis provoca una anestesia de corta duración seguida de una larga (2-4 horas) y a veces difícil recuperación (Cornick y Jensen 1992).

El emú (*Dromiceidae: Dromaius novaehollandiae*) es un ave corredora del orden de los Casuariformes, originaria

de las grandes planicies australianas. Pertenece al grupo de las Ratites, el que incluye a todas las aves terrestres, al igual que el avestruz, ñandú, el kiwi y los casuaris (Stewart 1994, Johnson 1996). Anatómicamente, el emú es más pequeño que el avestruz, puede llegar a medir 1,5 metros de altura con un peso superior a los 36 kg el macho, mientras que la hembra alcanza 1,8 metros y 55 kg (Ritchie 1994, Tully y Shane 1996). Al nacer, el emú es de color negro oscuro, sin embargo, a medida que va creciendo toma un aspecto jaspeado, lo que le permite mimetizarse muy bien entre la vegetación (Perrin y Middleton 1990).

En este contexto, el objetivo del presente trabajo fue comparar dos protocolos anestésicos disociativos disponibles en el mercado nacional: Atropina Tiletamina-Zolazepam y Atropina Ketamina-Diazepam en emús adultos.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se seleccionaron 14 ejemplares de emús adultos, de dos años de edad cada uno y de un peso promedio de 33 ± 4 kg. Las aves se distribuyeron aleatoriamente en dos grupos de 7 animales cada uno. Para evitar la regurgitación del alimento, previo a los ensayos, todas las aves fueron mantenidas en ayuno durante 12 horas y posteriormente se aplicaron los protocolos experimentales.

Previo a la toma de muestras y registro de observaciones en ambos grupos, se realizó un examen (EP) que consistió en evaluar el peso corporal (incluida condición corporal en una escala de 1 a 5), las mucosas (color, humedad, presencia o ausencia de hemorragias), la temperatura corporal y la frecuencia cardiaca y respiratoria. Luego a cada uno de los animales experimentales se le aplicó la premedicación descrita en el cuadro 1; al cabo de 15 min se realizó la inducción anestésica. Posteriormente, se constató que el animal estuviera en plano quirúrgico (PQ), que fue definido como la ausencia de reacción frente al dolor provocado por la aplicación de una pinza Backhaus, en los cojinetes plantares y directamente sobre las falanges del ave. Todos los animales fueron mantenidos sobre una superficie de espuma de poliuretano, y cada 5 minutos se registraron las siguientes variables:

Cuadro 1. Protocolos anestésicos utilizados en los emús.

Anaesthetic protocols used in emus.

	GRUPO A (7 emús)			GRUPO B (7 emús)		
	Fármacos	Dosis	Vía	Fármacos	Dosis	Vía
Premedicación	Atropina	0,05 mg/kg	IM	Atropina	0,05 mg/kg	IM
Inducción	Tiletamina/Zolazepam	4 mg/kg	EV	Ketamina Diazepam	5 mg/kg 0,5 mg/kg	EV
Mantención	Dosis efecto por 30 minutos.			Dosis efecto por 30 minutos.		

IM = intramuscular, EV = endovenosa.

VARIABLES FISIOLÓGICAS

Frecuencia cardiaca (latidos/min): estimada mediante el uso de un fonendoscopio (Littman®) aplicado en la zona ventrocraneal del hemitórax izquierdo.

Frecuencia respiratoria (ciclos/min): evaluada mediante observación directa de la distensión de la caja torácica en la zona costal.

Temperatura corporal (°C): registrada mediante el uso de un termómetro clínico digital, aplicado en la cloaca del animal.

Saturación de oxígeno (% SpO₂) y pulso (pulsaciones/min): estimadas mediante el uso de un oxímetro de pulso (Medical Armstrong® modelo AD-1000), el cual registra simultáneamente la saturación de oxígeno y el pulso del animal. El sensor fue aplicado en la lengua del emú.

VARIABLES ANESTESIOLOGICAS

Estas variables corresponden a tiempos asociados a la acción de los distintos tratamientos anestesiológicos utilizados. Todos los tiempos fueron determinados mediante el uso de un cronómetro digital:

Tiempo de inducción (seg): corresponde al período de tiempo transcurrido desde la aplicación del anestésico hasta que el ave pierde la conciencia y cae decúbito esternal o lateral.

Tiempo de anestesia quirúrgica con la dosis de inducción (min): corresponde al periodo de tiempo transcurrido desde que el ave pierde el conocimiento hasta que manifiesta alguna forma de movimiento.

Tiempo de recuperación (min): corresponde al periodo de tiempo transcurrido desde la aplicación de la última dosis de anestésico hasta que el animal se colocó en decúbito esternal (cuadro 1).

VARIABLES BIOQUÍMICAS

Se obtuvieron muestras de sangre pertenecientes a ambos grupos en tres momentos distintos durante el procedimiento anestésico: antes de iniciar el procedimiento, al momento que se observó alguna forma de movimiento producto de la recuperación anestésica y a las 24 horas de finalizado el procedimiento. Para la toma de muestras se desinfectó el área yugular derecha con alcohol desnaturalizado al 96° y posteriormente se realizó la venopunción con una jeringa de 10 ml provista de aguja n° 21G. Por cada animal y momento de extracción, las muestras de sangre obtenidas fueron depositadas en dos tubos, uno sin aditivo, para evaluar aspartato aminotransferasa (AST), ácido úrico y glucosa, la que fue determinada inmediatamente poscolectión. El segundo tubo con heparina se utilizó para determinar volumen globular aglomerado (V.G.A.), hemoglobina y proteínas totales.

El procedimiento en laboratorio para las variables en estudio fue el siguiente:

Volumen globular aglomerado V. G. A. (%): la muestra de sangre fue centrifugada a 10.000 rpm por 5 min y se determinó la proporción celular sobre el total de volumen contenido en el microtubo.

Hemoglobina (Hb g/dL): 0,02 ml de sangre con anticoagulante (heparina) se homogeneizaron con 5 ml de solución Drabkin a temperatura ambiente (25 °C) por diez minutos. Posteriormente se determinó la absorbancia por medio de un espectrofotómetro (Metertek® Digital SP 830) a una longitud de onda de 540 µm.

AST (UI/L), ácido úrico (mg/dL) y glucosa (mg/dL): la determinación de estas variables fue realizada a partir de suero sanguíneo. Para esto se procedió a centrifugar la muestra a 3.500 rpm durante 10 minutos usando reactivos comerciales (Human®). Posteriormente se utilizó un método de análisis enzimático colorimétrico (Microlab 200 Merck).

Proteínas totales (g/dL): las proteínas totales fueron cuantificadas a partir de plasma sanguíneo proveniente de la determinación del hematocrito. Para esto se utilizó refractómetro óptico (Atago®, modelo T2-NE).

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis estadístico fue realizado sobre el total de animales en estudio (por grupo). Para evaluar la magnitud de las diferencias de las variables fisiológicas, anestesiológicas y bioquímicas entre protocolos de anestesia y tiempos de observación, se utilizaron Modelos Lineales Generalizados (GLM) que incluyeron medidas repetidas (Zar 1996). La comparación específica entre los niveles del factor anestésico y el factor tiempo de observación se realizó a posteriori mediante la prueba de Tukey. Cuando las variables estaban expresadas en porcentaje (% O₂ y % V.G.A.), se aplicó la transformación arcoseno (arcoseno√variable) para aproximar a una distribución normal (Zar 1996). A través de todo el estudio se utilizó un valor de significancia de P < 0,05 y todos los análisis fueron realizados con el software Statistica 6.0 (Statsoft. Inc 1995 Tulsa, USA).

RESULTADOS

VARIABLES FISIOLÓGICAS

La evaluación de la frecuencia cardiaca indicó que, independiente del anestésico utilizado, los animales de ambos tratamientos sufrieron un incremento del ritmo cardiaco a los cinco minutos posterior a la inducción anestésica, para luego disminuir hasta alcanzar su condición basal (P = 0,001, figura 1). Por otra parte, la temperatura corporal presentó un marcado incremento a partir de los 10 minutos en los animales de ambos tratamientos anestesiológicos (P = 0,0001, figura 2). La frecuencia respiratoria y el pulso disminuyeron a partir de la inducción anestésica, estabilizándose desde los 5 min para la frecuencia respiratoria y desde los 15 min para el pulso (P = 0,003, figuras 3

y 4). Finalmente la saturación de oxígeno no presenta variaciones significativas ni entre tratamientos ni entre tiempos de observación ($P = 0,77$).

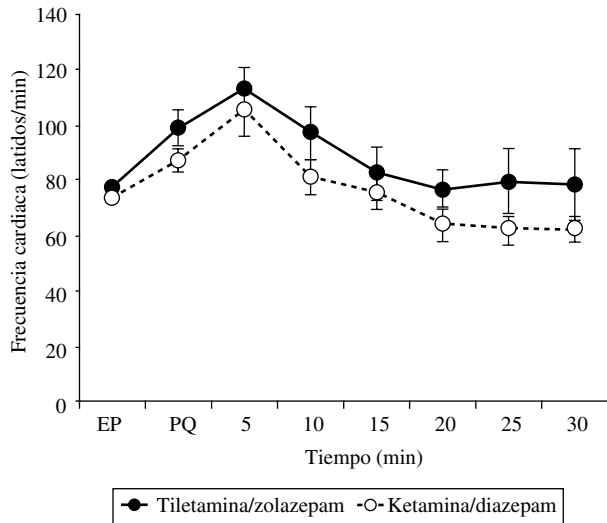


Figura 1. Frecuencia cardiaca de emús expuestos a dos protocolos anestésicos, durante el tiempo experimental (EP = examen previo, PQ = plano quirúrgico). Las barras indican +/- 1 error estándar.

Heart rate of emus exposed to two anaesthetic protocols, during experimental time (EP = Previous examination, SP = surgical plane). Bars indicate +/- 1 standard error.

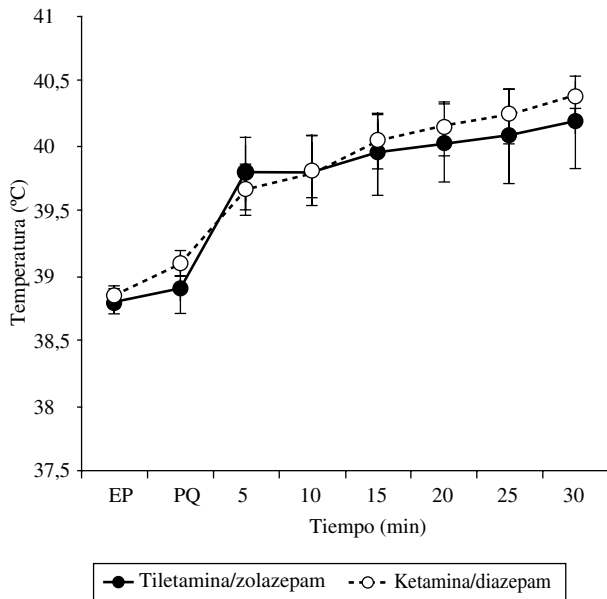


Figura 2. Temperatura de emús expuestos a dos protocolos anestésicos, durante el tiempo experimental (EP = Examen preliminar, PQ = plano quirúrgico). Las barras indican +/- 1 error estándar.

Temperature of emus exposed to two anaesthetic protocols during experimental time (EP = Previous to evaluation, SP = surgical plane). Bars indicate +/- 1 standard error.

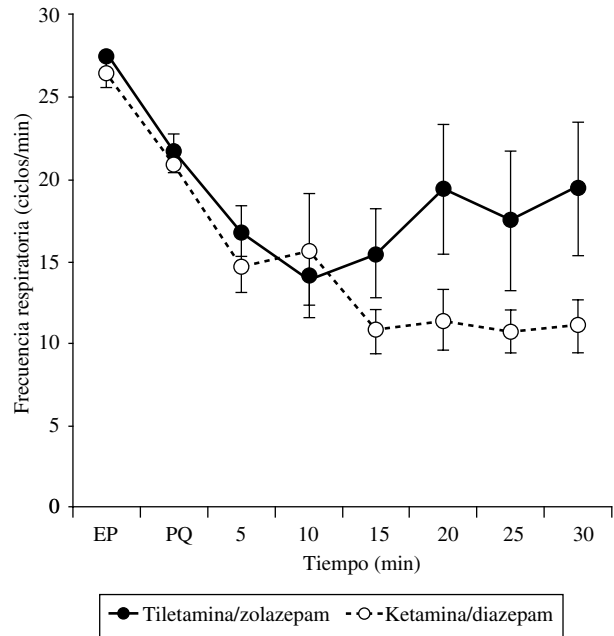


Figura 3. Frecuencia respiratoria de emús expuestos a dos protocolos anestésicos, durante el tiempo experimental (EP = examen previo, PQ = plano quirúrgico). Las barras indican +/- 1 error estándar.

Respiratory rate of emus exposed to two anaesthetic protocols during experimental time (EP = Previous examination, SP = surgical plane). Bars indicate +/- 1 standard error.

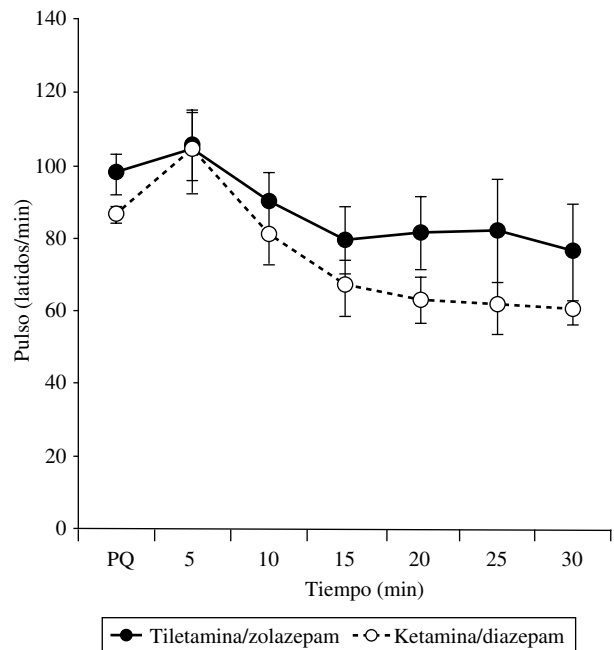


Figura 4. Pulso de emús expuestos a dos protocolos anestésicos, durante el tiempo experimental (EP = examen previo, PQ = plano quirúrgico). Las barras indican +/- 1 error estándar.

Pulse of emus exposed to two anaesthetic protocols, during experimental time (SP = surgical plane). Bars indicate +/- 1 standard error.

VARIABLES ANESTESIOLÓGICAS

La evaluación de las variables anestesiológicas indicó que los animales tratados con tiletamina presentaron un tiempo de anestesia quirúrgica mayor que aquellos tratados con ketamina ($P = 0,012$, figura 5). Por otra parte, no se observaron diferencias al evaluar el tiempo de inducción y de recuperación entre protocolos anestésicos (Tiempo inducción $P = 0,13$, Tiempo recuperación $P = 0,12$).

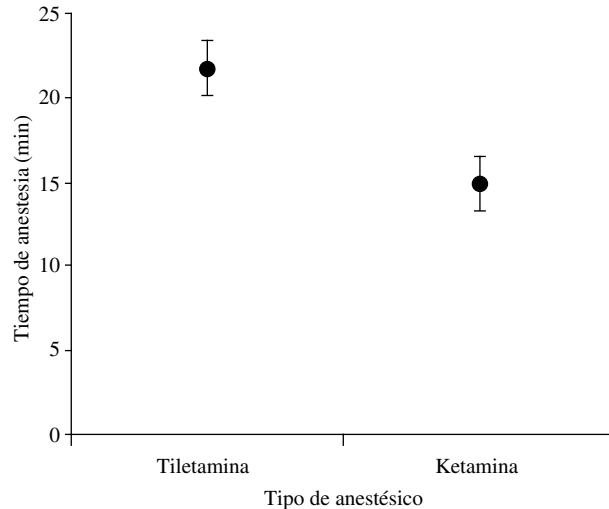


Figura 5. Tiempo de anestesia de emús entre tratamientos. Las barras indican ± 1 error estándar.

Anaesthetic time among emus treated with two different anaesthetics. Bars indicate ± 1 standard error.

VARIABLES BIOQUÍMICAS

La evaluación de la A.S.T. reveló que independiente del tipo de anestesia utilizada se observó un aumento a las 24 h desde el término de su aplicación ($P = 0,006$, cuadro 2). Por otra parte, la cantidad de hemoglobina, proteínas totales y ácido úrico fue similar entre anestésicos y tiempos de observación ($P = 0,99$, $P = 0,97$, $P = 0,81$, respectivamente). Finalmente, al evaluar la concentración de glucosa entre anestésicos durante el tiempo de observación, los resultados indicaron que la glucosa resultó mayor en animales tratados con ketamina ($P = 0,003$, cuadro 3). Sin embargo, en ambos tratamientos aumentó después de la aplicación del anestésico ($P = 0,008$, cuadro 3).

DISCUSIÓN

Las combinaciones tiletamina-zolazepam y ketamina-diazepam producen anestesia de forma disociativa, por lo que tienden a aumentar el ritmo cardíaco y la presión arterial durante la fase de inducción, estimulando de forma

Cuadro 2. A.S.T. de emús antes, durante y después de la aplicación de dos protocolos anestésicos. (e.s.) = error estándar.

A.S.T. of emus before, during and after the application of two anaesthetic protocols (e.s.) = standard error.

Momento de la observación	Tratamiento	
	Atropina tiletamina- zolazepam	Atropina ketamina- diazepam
Antes	193,28 (15,17)	184,00 (17,95)
Durante	168,71 (17,08)	216,80 (20,21)
Después	331,28 (37,01)	310,80 (43,79)

Cuadro 3. Niveles de glucosa de emús antes, durante y después de la aplicación de dos protocolos anestésicos. (e.s.) = error estándar.

Blood glucose levels of emus before, during and after the application of two anaesthetic protocols. (e.s.) = standard error.

Momento de la observación	Tratamiento	
	Atropina tiletamina- zolazepam	Atropina ketamina- diazepam
Antes	133,85 (12,98)	183,83 (14,02)
Durante	157,57 (18,03)	178,50 (19,48)
Después	186,00 (11,78)	235,33 (12,72)

adrenérgica el sistema cardiovascular (Adams 1995). Esta evidencia coincide con lo obtenido en el presente estudio; en ambos protocolos anestésicos los animales incrementaron su frecuencia cardíaca y pulso hasta los 5 min de anestesia, para luego disminuir a valores cercanos a los basales, lo que demuestra la proporcionalidad entre ambas variables fisiológicas (figuras 1 y 4, Guyton y Hall 1996, Pereira y col 1996). El incremento de la frecuencia cardíaca en nuestro estudio estaría asociado además al uso de atropina como premedicación en ambos protocolos, fármaco que es antagonista de los efectos de la acetilcolina en el nodo sinusal.

El empleo tanto de tiletamina-zolazepam como el de ketamina-diazepam tiende a aumentar la frecuencia respiratoria (Lin y col 1997), ya que generan una disminución del inotropismo y gasto cardíaco, alterando el intercambio de gases a nivel alveolar. La fuerte depresión de la frecuencia respiratoria observada en nuestro estudio (figura 3) estaría asociada al uso de dosis de anestésico mayores a las reportadas en la literatura para mamíferos (Tully y Shane 1996, Bruce 1998). El uso de altas dosis de anestesia en este estudio se fundamenta en que en las aves se encuentra el sistema portorrenal, el cual participa en procesos de detoxificación. Sin embargo, a pesar de las dosis utilizadas (cuadro 1), ninguno de los emús experimentales sufrió de paro respiratorio o apnea transitoria.

Lo anterior valida el procedimiento, ya que se considera que la apnea frecuentemente es el primer indicio de que se requiere intervención, producto de una excesiva profundidad anestésica o de complicaciones fisiológicas que pueden llevar a la muerte (Nevarez 2005).

La temperatura corporal tiende a descender de manera natural en individuos anestesiados debido a la disminución de la actividad muscular y al efecto que tienen las benzodiazepinas (diazepam y zolazepam) sobre el centro termorregulador. Lo anterior genera un comportamiento de poiquiloteria durante la fase anestésica, para luego recuperar su condición homeotérmica normal (Lin y col 1997, Sumano y Ocampo 1997, Paddleford 2001). En este estudio, contrario a lo esperado, se observó un leve incremento en la temperatura corporal de los emús estudiados en ambos tratamientos (figura 2). Esta respuesta podría estar asociada a las condiciones ambientales de verano (aproximadamente 30 °C) bajo las cuales se realizó el trabajo de campo. En este sentido, se ha encontrado que la inmovilización de avestruces asociada a temperaturas ambientales elevadas disminuiría la frecuencia respiratoria generando una menor pérdida de calor desde la tráquea, sacos aéreos y faringe, y por ende incrementos en la temperatura cloacal de los avestruces (Silva de Carvalho y col 2007).

Los tiempos de inducción (tiletamina $50 \pm 13,54$ s y ketamina $39,29 \pm 11,34$ s) y recuperación (tiletamina 35 ± 12 min y ketamina 48 ± 16 min) observados en el presente estudio son lo suficientemente breves para mantener la seguridad de los operadores y del animal. Estos resultados coinciden con los tiempos anestésicos reportados al usar tiletamina-zolazepam por vía intramuscular en avestruces (Silva de Carvalho y col 2007) y por vía intravenosa en emús (Lin y col 1997). En avestruces, Ciboto y col (2006) establecieron un mayor tiempo de anestesia al usar tiletamina-zolazepam versus ketamina-diazepam, esto dado por la menor vida media de estos últimos. Este resultado concuerda con lo establecido por Adams (1995) en monos (*Macaca fascicularis*) tratados con ketamina versus tiletamina-zolazepam. Estos antecedentes demostrarían una mayor potencia de tiletamina sobre ketamina, resultados que podrían ser determinantes al momento de realizar una elección entre estas dos asociaciones anestésicas.

La enzima A.S.T. no superó el valor máximo de referencia (380 UI/L) descrito por Fudge (1996). Sin embargo, en nuestro estudio se registró un aumento de esta enzima luego de 24 horas postaplicación de los anestésicos (cuadro 2). Este incremento en A.S.T. estaría asociado al trauma muscular de la inyección de atropina (premedicación) y traumatismos musculares generados por la excitación y delirio inherente al uso de agentes anestésicos disociativos (Lumeij 1997) durante la recuperación (Gunkel y Lafortune 2005).

La similitud en las cantidades de hemoglobina y proteínas totales entre animales tratados con ambos anestésicos indica que las aves no presentaban cuadros patológicos infecciosos de tipo crónico, procesos inflamatorios, estados

de deshidratación, cuadros de desnutrición, anorexia, mala absorción ni falla hepática (Tully y Shane 1996). Por otra parte, las concentraciones de ácido úrico se mantuvieron dentro de los valores referenciales (1-13,3 mg/dl) descritos por Fudge (1996), lo que indicaría que en animales clínicamente sanos ambos protocolos resultan seguros para la funcionalidad renal. Finalmente la mayor cantidad de glucosa en los animales tratados con ketamina-diazepam (cuadro 3) estaría asociada al estrés sufrido por este grupo previo a la condición experimental, lo que habría provocado hiperglicemia (Stewart 1989). Para disminuir los niveles de estrés, se aumentó la dosis de diazepam, logrando una sedación y recuperación adecuada.

En resumen, los resultados obtenidos del presente estudio indican que ambos protocolos anestésicos se comportan de manera similar, por lo que serían igualmente útiles para inmovilizar a los emús y realizar procedimientos de campo. Sin embargo, el mayor tiempo de anestesia quirúrgica observado en animales tratados con tiletamina (figura 5) podría determinar una preferencia por este fármaco versus la ketamina. Finalmente, el presente trabajo representa un avance significativo en el estudio de la anestesiología en Ratites.

RESUMEN

En el presente estudio se determinó el efecto de las asociaciones anestésicas atropina IM (0,05 mg/kg)-tiletamina/zolazepam EV (4 mg/kg total) y atropina IM (0,05 mg/kg)-ketamina EV (5 mg/kg total)/diazepam (0,5 mg/kg) sobre la respuesta fisiológica, anestésica y bioquímica de emús adultos. Los ejemplares ($n = 7$ por grupo) fueron asignados al azar a dos tratamientos anestésicos. La frecuencia cardíaca y la temperatura corporal de los emús mostraron un incremento al inicio del tratamiento experimental (entre 5-10 min, $P = 0,001$). Sin embargo, la frecuencia respiratoria y pulso disminuyeron (entre 5-15 min, $P = 0,003$). Estos patrones fueron detectados para ambas asociaciones anestésicas. Por otra parte, la inducción anestésica y el tiempo de recuperación anestésica no fueron afectados por los tratamientos ($P = 0,12$ y $P = 0,13$ respectivamente). Los emús tratados con tiletamina mostraron un mayor tiempo de anestesia quirúrgica, comparados con los emús tratados con ketamina ($P = 0,012$). En el caso de A.S.T. y glucosa, ambas variables presentaron un incremento a las 24 h de la aplicación del tratamiento anestésico, resultando los niveles de glucosa más altos en emús tratados con ketamina ($P = 0,006$ y $P = 0,008$ respectivamente). Finalmente, la hemoglobina, proteínas totales y ácido úrico no presentaron diferencias significativas entre tratamientos ($P = 0,99$, $P = 0,97$ y $P = 0,81$ respectivamente). En conclusión, los dos protocolos anestésicos resultaron seguros y eficientes para la manipulación de los animales; sin embargo, el mayor tiempo de anestesia observado en animales tratados con tiletamina podría determinar la preferencia por esta asociación anestésica.

AGRADECIMIENTOS

R. Pulgar agradece al proyecto interno de investigación y creación, Universal Santo Tomás: "Evaluación de ocho asociaciones anestésicas inyectables en emús adultos".

J. Pulgar agradece al Proyecto DI0508, Universidad Andrés Bello.

REFERENCIAS

- Adams HR. 1995. Cholinergic Pharmacology: Autonomic Drugs. In: Adams HR (ed). *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. 7th ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, Pp, 127-130.

- Alves GES, SM Hartsfield, GL Caroll, D Santos, S Zhang, RT Solis, A Baumier, R Santos. 2003. Use of propofol, isoflurane and morphine for prolonged general anaesthesia in calves. *Arq Bras Med Vet Zootec* 55, 411-420.
- Bruce X. 1998. Estudio preliminar de los efectos anestesiológicos de la asociación anestésica Tiletamina Zolazepam en caninos. *Memoria de título*, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Santo Tomás, Santiago, Chile.
- Ciboto R, SR Cortopassi, MA Lopes, RC Carvalho, CG Baitelo. 2006. Comparison of chemical restraint techniques in ostrich (*Struthio camelus*). *Braz J Poult Sci* 8, 119-123.
- Cornick JL, J Jensen. 1992. Anesthetic management of ostriches. *J Am Vet Assoc* 200, 1661-1666.
- Cornick-Seahorn JL. 1996. Anesthesiology of Ratites. In: Tully TN, Shane SM (eds). *Management, medicine, and surgery*. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida USA, Pp 79-94.
- Curro TG. 1998. Anesthesia of pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 7, 10-21.
- De Lucas JJ, C Rodriguez, M Marin, F González, C Ballesteros, MI San Andrés. 2007. Pharmacokinetics of intramuscular ketamine in young Ostriches premedicated with Romifidine. *J Vet Med A* 54, 48-50.
- Fudge A. 1996. Clinical Hematology and Chemistry of Ratites. In: Tully T, Shane S (eds). *Management, medicine, and surgery*. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, USA, Pp 105-113.
- Grubb B, DD Jorgensen, M Conner. 1983. Cardiovascular changes in the exercising emu. *J Exp Biol* 104, 193-201.
- Gunkel C, M Lafortune 2005. Current techniques in avian anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14, 263-276.
- Guyton A, J Hall. 1996. Distensibilidad vascular y funciones de los sistemas arterial y venoso. En: Guyton A, Hall J (ed). *Tratado de Fisiología Médica*. 10ª ed. McGraw-Hill Interamericana, Madrid, España, Pp 185-195.
- Johnson DC. 1996. *Exotic companion medicine hand book for veterinarians*, 1st ed. Washington D.C., USA.
- Kohrs R, ME Durieux. 1998. Ketamine: teaching an old drug new tricks. *Anesth Analg* 87, 1186-1193.
- Laredo F. 2001. La preanestesia: analgesia, inmovilización farmacológica, tranquilización y ansiólisis. *Consulta Difusión Veterinaria* 77, 37-50.
- Lin H, PG Todhunter, TA Power. 1997. Use of xylazine, butorphanol, tiletamine-zolazepam, and isoflurane for induction and maintenance of anaesthesia in Ratites. *J Am Vet Med Assoc* 210, 244-248.
- Lopez-Timoneda F, MC. Gasco. 1993. Anestésicos generales. Hipnóticos. En: Velasco A, Fernández P, Serrano L, Velásquez JS (ed). *Farmacología*. 16ª ed. Madrid, España, Pp 395-415.
- Lumeij JT. 1997. Avian Clinical Biochemistry. In: Kaneko J, Remple JD, Redig PT (eds). *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*. Academic Press, San Diego, USA, Pp 857-879.
- Miller RD. 2001 *Anesthesia*. 5th ed. New York, Churchill Livingstone, Philadelphia, USA.
- Mostachio GQ, LD de-Oliveira, AC Carcioli, WRR Vicente. 2008. The effects of anesthesia with a combination of intramuscular xylazine-diazepam-ketamine on heart rate, respiratory rate and cloacal temperature in roosters. *Veterinary Anesthesia and Analgesia* 35, 232-236.
- Muir WW, JA Hubbell, RT Skada. 2001. *Manual de anestesia veterinaria*. 2ª ed. Mosby, Madrid, España.
- Navarez JG. 2005. Monitoring During Avian and Exotic Pet Anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14, 277-283.
- Paddleford RR. 2001. *Manual de Anestesia de Pequeños Animales*. 2ª ed. Intermédica, Buenos Aires, Argentina, Pp 423.
- Pereira J, A Barreiro, C Vásquez. 1996. Anestesia general. En: Gonzalo JM (ed). *Cirugía veterinaria*. McGraw-Hill Interamericana, Madrid, España, Pp 493-502.
- Perrins C, A Middleton. 1990. *Enciclopedia Ilustrada de las Aves*. 1ª ed. Plaza y Janés, Barcelona, España.
- Rang H, M Dale, P Moore. 2004. *Farmacología*. 5ª ed. Elsevier, Madrid, España.
- Ritchie M. 1994. *Avian Medicine, Principles and Application*. 2nd ed. California, USA.
- Silva de Carvalho H, R Ciboto, C Grinaboldi, RA Dias, SR Gaido. 2007. Anatomia do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de aves (Struthio camelus). *Ciência Rural* 37, 1688-1694.
- Smith DJ, AJ Azzaro, SB Zaldivar, S Palmer, HS Lee. 1981. Properties of the optical isomers and metabolites of ketamine on the high affinity transport and catabolism of monoamines. *Neuropharmacology* 20, 391-396.
- StatSoft, INC 1995. STATISTICA for Windows (Computer Program Manual). Tulsa, USA.
- Stewart JS. 1989. Husbandry, Medical and surgical management of Ratites: Part II. *Proc Am Assoc Zoo Vet*, 119-122.
- Stewart J. 1994. Ratites. In: Harrison GJ, Harrison LR (eds). *Avian Medicine, Principles and Application*. Lake Woth, Florida, USA, Pp 184.
- Sumano H, L Ocampo. 1997. *Farmacología veterinaria*. 2ª ed. McGraw-Hill Interamericana, México DF, México.
- Tully TN, SM Shane. 1996. *Ratite Management, Medicine, and Surgery*. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, USA, Pp 105-113.
- Van Heerden J, RH Keffen. 1991. A preliminary investigation into the immobilizing potential of a tiletamine/zolazepam mixture, metomidate, a metomidate and azaperone combination and medetomidine in ostriches (*Struthio camelus*). *J S Afr Vet Assoc* 62, 114-117.
- Zar J. 1996. *Biostatistical Analysis*. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, USA.