

ANESTESIA CON HALOTANO EN CONEJOS: A PROPOSITO DE SU UTILIZACION EN 21 INTERVENCIONES ABDOMINALES

José Raúl Gil Blázquez; Juan Carlos Caldera Vivas; Luis Javier Ezquerra Calvo; Miguel Angel Vives Vallés; Jesús Usón Casaus; Jesús Usón Gargallo.

Departamento de Medicina y Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria de Cáceres. Ctra. Trujillo s/n. 10071-Cáceres.

Palabras Clave: anestesia por inhalación, conejo, halotano.

INTRODUCCION

El conejo es una de las especies más utilizadas en el campo de la experimentación biomédica en todas sus ramas, y concretamente en la investigación quirúrgica. Las técnicas anestésicas descritas para esta especie, aunque son muy diversas, no presentan un alto margen de seguridad, lo que hace considerar al conejo como la especie animal de experimentación más difícil de anestesiar sin un alto riesgo (1).

El conejo plantea una serie de problemas que complican las diversas técnicas anestésicas. Así, se estresan con facilidad durante el manejo preoperatorio, lo cual potencia las complicaciones cardiorrespiratorias originadas por los anestésicos (2). Por otra parte, la constitución anatómica, por la desproporción entre el abdomen y el tórax, hace que la relación entre el volumen tidal y el peso corporal sea muy pequeña (1). También son frecuentes las enfermedades respiratorias previas, que pueden complicar la anestesia.

La intubación endotraqueal en esta especie es complicada, y requiere cierta práctica (1).

Su recuperación anestésica es lenta, sobre todo con el uso de barbitúricos, lo cual causa una inapetencia que provoca trastornos gastrointestinales (2).

Los anestésicos más utilizados se pueden dividir en dos grandes grupos: inyectables e inhalados.

Entre los anestésicos inyectables, uno de los primeros utilizados fue el uretano (3), con una dosis de 120 mg/kg i.v., en solución al 20%.

Los barbitúricos también se han empleado con frecuencia. El tiopental, vía intravenosa, a dosis de 10 mg/kg es útil para inducir la anestesia y continuar con un anestésico inhalado (4).

Otros autores recomiendan dosis mayores, de 30 a 50 mg/kg en solución al 1.25-2.5%, con las que se puede intubar al animal, y la recuperación es bastante rápida (1,2,5).

El tiamilal es el que requiere menos atención a los problemas y complicaciones anestésicas (6). Una dosis de 30-40 mg/kg i.v. provoca 5-10 minutos de anestesia con poco riesgo de paradas respiratorias si se administra lentamente. Es útil para la inducción, y permite la intubación (1).

El metohexital es igualmente eficaz para poder intubar al animal, ya que dosis de 10-15 mg/kg i.v. en solución al 1% producen 10 minutos de anestesia.

Por último, entre los barbitúricos, el pentobarbital se puede emplear a razón de 30-45 mg/kg i.v., diluido hasta 30 mg/ml y administrado lentamente, aunque provoca frecuentes paradas respiratorias antes de llegar a un plano quirúrgico, por lo que no está muy indicado en los conejos.

La ketamina también ha sido empleada ampliamente. Por sí sola, a dosis de 44 mg/kg i.v. (2) o i. m. (1), proporciona buena inmovilización (1), aunque no produce una adecuada analgesia ni relajación muscular (1,5). Sí lo hace combinada con otros productos como la acepromazina a 5 mg/kg (5), o la xilacina a 3 mg/kg i.v. (2), que proporciona 30 minutos de anestesia, o 5 mg/kg i.m. (1,5), que puede llegar a 75 minutos de duración, con recuperación suave.

Se aconseja añadir atropina para mejorar la ventilación y prevenir la bradicardia (1). Dado que 1/3-1/2 de los conejos tienen un alto nivel de actividad atropinasa, la dosis debe ser mayor que en otros animales (0.05-0.1 mg/kg i.m.), o bien aplicarla vía subcutánea a intervalos más frecuentes (1).

La relajación muscular también se consigue asociando diazepam a la ketamina a dosis de 2-10 mg/kg i.m. (1).

Otro producto que se puede asociar a la ketamina es el paraldehído (0.5 ml/kg i.m. o i.p.) (7). Es adecuado para intervenciones abdominales. Este mismo producto, el paraldehído, se ha empleado solo a dosis de 1 ml/kg i.m. o i.p. con buenos resultados, aunque provoca úlceras en la piel (8).

La combinación de alfaxalona y alfadolona también se ha utilizado en conejos (3,4), a dosis de 6-9 mg/kg i.v., aunque esta dosis necesaria para conseguir un plano quirúrgico provoca frecuentes apneas y parada cardiaca.

La neuroleptoanalgesia es igualmente útil en esta especie. Así, la combinación de fentanilo y droperidol (Innovar-Vet®), a dosis de 0.22 ml/kg i.m. puede usarse sola o combinada con agentes inhalados (9). Produce buena analgesia y relajación, aunque suelen provocar depresión respiratoria y cianosis (1), y se debe administrar atropina para prevenir una bradicardia intensa. Los conejos pueden responder a estímulos sonoros.

Su actuación se antagoniza parcialmente con naloxona y doxapram (9).

La combinación de fentanilo y fluanisona (Hypnorm®) a 0.3 ml/kg i.m. y midazolam o diazepam (2 mg/kg i.m., i.v. o i.p.), consigue buena anestesia quirúrgica y relajación muscular durante 20-40 minutos, que se puede prolongar con dosis de 0.1 ml/kg i.m. cada 30-40 minutos. Es reversible con naloxona o buprenorfina (2).

La anestesia por vía inhalatoria plantea el problema de que por sí solos los agentes anestésicos provocan stress durante la inducción. En cámaras anestésicas, los conejos pueden lesionarse si no están previamente sedados (2).

Tras la inducción con estos anestésicos o con otros inyectables, es posible la intubación con un treaqueotubo de 3-4 mm. (2,4).

El éter fue uno de los primeros productos utilizados por vía inhalatoria, impregnando una gasa y acercándola al hocico del animal (3). También se ha empleado con un circuito semicerrado (10), aunque no es un anestésico adecuado para la inducción al ser muy irritante, lo cual provoca laringoespasmos y aumento de secreciones salivares y bronquiales (2,10). Es necesario

administrar atropina previamente (1).

El metoxiflurano al 0.4-1% es seguro para el mantenimiento, aunque produce depresión vascular y respiratoria (2). Produce buena relajación y analgesia, y no es irritante (11). Si se aplica ketamina como preanestésico a 44 mg/kg i.m. la inducción es más suave (12). También se puede utilizar 1 mg/kg i.m. de acepromazina con este fin (13).

El halotano es considerado igualmente un excelente anestésico para el mantenimiento, a una concentración de 1.5-2%, aunque tiene un margen de seguridad más estrecho (2).

Se puede realizar la inducción con agentes inyectables o con O₂ y N₂O en proporción 1:1 con mascarilla, con un flujo de 2l/min. durante 1-2 minutos, tras lo cual se agrega halotano hasta el 2-3% para poder intubar, y continuar al 1.5-2% (2,14). También se puede emplear el halotano directamente en cámara anestésica (2). Del mismo modo, el mantenimiento se puede hacer con mascarilla, sin necesidad de intubación (14).

Otros productos útiles para la anestesia por inhalación son el enflurano, isoflurano (2) y el ciclopropano (15).

En cuanto a los circuitos anestésicos, parece que el más adecuado para esta especie es un circuito semicerrado, con la pieza en T de Ayre (2,4).

En este trabajo presentamos los resultados obtenidos por nosotros con el empleo de una técnica anestésica por inhalación, con halotano, en la realización de intervenciones abdominales en el conejo.

MATERIAL Y METODO

En nuestro trabajo se utilizaron 21 conejas de raza neozelandesa, de 1 año de edad y un peso medio de 3.012 kg. No se sometieron a ayuno previo a la intervención, ni a ningún tratamiento preoperatorio. Tan sólo se rasuró la parte abdominal ventral para preparar adecuadamente el campo quirúrgico. Con un manejo delicado, junto a la docilidad propia de esta raza, no fue necesario el uso de tranquilizantes para esta maniobra.

Para la inducción anestésica, se empleó halotano al 6% en un volumen de 2l. de O₂ por minuto, administrado mediante una mascarilla acoplada al

hocido del animal. El circuito anestésico utilizado fue semicerrado, con una T de Ayre (figura 1).

Al cabo de aproximadamente 1 minuto, el animal estaba perfectamente relajado y se podía colocar en decúbito dorsal, disminuyendo la concentración de halotano al 2%, en el mismo volumen de O_2 (2.l.), y con el mismo circuito anestésico. Con este porcentaje se mantuvo una anestesia de 100 minutos de duración media, aunque el tiempo para cada animal fue diferente en función de la duración de la intervención abdominal a la que eran sometidos, y que en todos los casos suponía enterectomía con posterior anastomosis, y plastias uterinas con porciones intestinales.

El porcentaje de halotano se disminuyó progresivamente en los últimos minutos de la operación, hasta retirarlo en el momento en que se concluía ésta, y continuando con O_2 hasta que el animal se despertaba.

Durante la anestesia el animal se mantuvo conectado a un monitor para registrar el ECG (Figura 2); con tres electrodos situados en posición pericardiaca en el tórax del animal.

A intervalos de 10 minutos, se anotaba la frecuencia cardiaca, así como la frecuencia respiratoria, medida mediante observación directa de los movimientos de la bolsa reservorio del circuito anestésico.

Por último, se controló la cantidad total de halotano consumida durante la anestesia, por diferencia entre el volumen introducido en el vaporizador y el restante al acabar la intervención.

RESULTADOS

La inducción anestésica se produjo en un tiempo aproximado de 1 minuto, durante el cual los animales presentaron una escasa resistencia o excitación, que se controlaba con facilidad sujetándolo con una mano por detrás de la cabeza, y apoyado sobre la mesa para evitar autolesiones en la columna por los movimientos de defensa.

El plano anestésico conseguido y su mantenimiento con halotano al 2% fue adecuado durante toda la intervención. Ningún animal manifestó dolor ni se produjeron paradas respiratorias.

La evolución intraoperatoria de las frecuencias cardíaca y respiratoria se muestra en la figura 3.

En cuanto a la recuperación anestésica, los animales comenzaban a moverse a los pocos segundos de retirar completamente el halotano, y a los 5 minutos aproximadamente se mantenían perfectamente en estación y caminaban.

La cantidad media de halotano consumida fue de 24.75 ml. por animal.

En el postoperatorio inmediato no surgieron complicaciones y la recuperación de los animales fue completa. Tan sólo cabe citar la aparición de algunos casos de pasterelosis durante los dos meses siguientes a la intervención.

DISCUSION

Los resultados obtenidos en la utilización del halotano para la anestesia verifican la idoneidad de este producto en el conejo, de acuerdo con los descrito por FLECKNELL, P.A. en 1987.

La posibilidad de emplearlo incluso para la inducción hace que la técnica anestésica se simplifique. Además, los problemas propios de la inducción con agentes inhalados, en cuanto a la irritación que provocan y la excitación de los animales, nos parecen muy escasos, ya que al menos en esta raza de conejos, muy dócil, la inducción fue suave y rápida, sin ninguna complicación.

El mantenimiento con un porcentaje del 2% de halotano, aunque situado en el margen superior de lo aconsejado por otros autores (2, 14), proporcionó un buen plano quirúrgico y no provocó ninguna alteración notoria en el estado de los animales.

Con el empleo de la mascarilla, bien ajustada al hocico del animal, es posible un correcto mantenimiento anestésico, y consideramos que no es imprescindible la intubación, lo cual simplifica la técnica y contribuye a disminuir el tiempo anestésico en las intervenciones.

Las constantes de los animales se mantuvieron en la mayoría de los casos dentro de los valores considerados como fisiológicos en esta especie, salvo ligera bradipnea en dos de ellos, y taquipnea en otros dos.

El circuito empleado es de fácil utilización, requiere poca atención durante la anestesia y proporciona buenos resultados. El coste no es muy elevado, dado el bajo volumen de gases necesario.

Por último, cabe la posibilidad de que esta técnica anestésica predisponga al padecimiento de enfermedades respiratorias, o exacerbe las ya existentes, tal y como citan HARVEY, R.C. y WALBERG, J. en 1987 para los anestésicos inhalados, dada la mayor incidencia de pasterelosis en las conejas empleadas durante los dos meses posteriores a la anestesia. Esto sugiere la posibilidad de emplear un tratamiento específico contra este tipo de enfermedades como preventivo, durante los días siguientes a la utilización de estos productos.

RESUMEN

Tras realizar una revisión acerca de los métodos anestésicos utilizados por diversos autores en el conejo, en este trabajo se exponen los resultados obtenidos por nosotros con el empleo de una anestesia por inhalación mediante halotano, aplicado con mascarilla a través de un circuito en T de Ayre, en 21 conejas sometidas a intervenciones abdominales. La inducción anestésica es sencilla y suave, el mantenimiento anestésico satisfactorio y la recuperación rápida, con una mortalidad nula.

SUMMARY

After making a review about the anesthetic methods used by different authors in the rabbit, in this article we expose our results with the use of an inhalant anesthesia by means of halothane applied with a mask through an anesthetic circuit with a T-Ayre's piece, in 21 doe rabbits, in which we performed abdominal surgery. Induc-

tion is easy and smooth, maintenance is satisfactory and recovery is very fast. There were no deaths.

BIBLIOGRAFIA

- (1) HARVEY, R.C., Walberg, J. (1987): Special considerations for Anesthesia and Analgesia in Research Animals. En: Principles and Practice of Veterinary Anesthesia. Short, C.E. Williams & Wilkins, Baltimore.
- (2) FLECKNELL, P.A. (1987): Laboratory Animal anaesthesia. An introduction for Research Worker and Technicians. Academic Press, London.
- (3) HOFFMAN, G. (1963): Les animaux de laboratoire. Vigot Frères, Paris.
- (4) HALL, L.W., CLARKE, L.W. (1983): Veterinary Anaesthesia., 8 th. ed. Baillière Tindal, London.
- (5) LUMB, W.V., JONES, E.W. (1984): Veterinary Anesthesia. 2nd. ed Lea & Febiger, Philadelphia
- (6) GADNER, A.F. (1964): The Development of General Anesthesia in the Albino Rabbit for Surgical Procedures. Lab. Anim. Care, 14:214.
- (7) KISLOFF, B. (1975): Ketamine-Paraldehyde Anesthesia for Rabbits, Am. J. Vet. Res., 36:1033.
- (8) PANDEYA, N.D., LEMON, H.M. (1965): Paraldehyde: An Anesthesia for Recovery Experiments in Albino Rabbits. Lab. Anim. Care, 15:304.
- (9) STRACK, L.E.; KAPLAN, H.M. (1968): Fentanyl and Droperidol for Surgical Anesthesia of Rabbits. J.A.V.M.A., 153:822
- (10) WRIGHT, J.G. (1957): Veterinary Anaesthesia, 4 th ed. Williams & Wilkins, Baltimore.
- (11) HODESSON, S., SNOW, I. B., WOOD, A.I. (1969): Intubation Technique and Methoxyflurane Administration in Rabbits. Lab. Anim. Care, 19:593.
- (12) WASS, J.A., KEENE, J.R., KAPLAN, H.M. (1974) Ketamine-Methoxyflurane Anesthesia for Rabbits. Am. J. Vet. Res., 135:317.
- (13) MCCORMICK, M.J., ASHWORTH, M.A. (1971): Acepromazine and Methoxyflurane Anesthesia of Immature New Zealand White Rabbits. Lab. Anim. Sci., 21:220.
- (14) SHERRARD, E. (1966): Anaesthesia of Rabbits. Vet. Rec., 78:253.
- (15) WATSON, S.C., COWIE, A.T. (1966): A simple Closed-Circuit Apparatus for Cyclopropane and Halothane Anesthesia of the Rabbit. Lab. Anim. Care, 16:515.



Figura 1: Imagen del animal y el circuito anestésico conectado.



Figura 2: Monitorización de la frecuencia cardiaca y ECG en los animales.

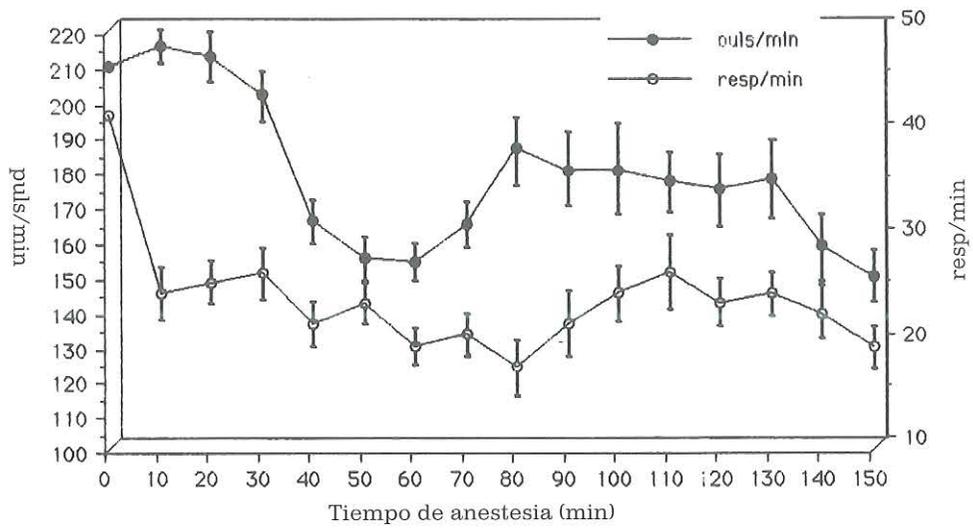


Figura 3: Evolución de las constantes de los animales a lo largo de la anestesia.