

# PROTOCOLO ANESTÉSICO PARA LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL INTRAUTERINA MEDIANTE LAPAROSCOPIA DE CIERVAS IBÉRICAS

A. J. GARCÍA, N. ORTIZ, E. PEÑA, A. LÓPEZ, T. LANDETE-CASTILLEJOS,  
B. ALBIÑANA, J. J. GARDE Y L. GALLEGO

Dpto. de Ciencia y Tecnología Agroforestal. ETSIA  
Universidad de Castilla-La Mancha. Campus Universitario. 02071 Albacete.

## RESUMEN

Dentro de los estudios en relación al desarrollo de técnicas de Reproducción Asistida que se pueden emplear en la conservación y propagación de muchas especies animales, se recogen los resultados obtenidos de la aplicación de un protocolo anestésico, que resulta imprescindible para poder llevar a cabo el manejo de los animales cuando se pretende realizar la Inseminación Artificial Intrauterina (IAU). Se emplearon 10 ciervas ibéricas (*Cervus elaphus hispanicus*; Hilzeimer 1909) adultas con una edad aproximada de 3,5 años, pertenecientes a la granja experimental de la ETSIA de Albacete. La aplicación de la anestesia se realizó vía endovenosa. La mezcla anestésica empleada estaba formada por xilacina (0,8 mg/kg de peso vivo) y ketamina (2 mg/kg de peso vivo). Se administró yohimbina, a razón de 0,25 mg/kg de peso vivo, para revertir los efectos de la anestesia. Los animales se desplomaron a 2,1 minutos de media, tras la administración de la anestesia. Una vez aplicada la yohimbina, ocho de diez se incorporaron dentro de los 2 minutos siguientes a su administración. También se evaluó y comprobó el efecto que la aplicación de estas sustancias tuvo sobre ciertos parámetros sanguíneos.

Palabras clave: Anestesia, ciervo, inmovilización química, inseminación artificial, ketamina, xilacina, yohimbina.

## ABSTRACT

*Anesthetic protocol for intrauterine artificial insemination using laparoscopy in Iberian red deer*

Within the framework of development of Assisted Reproduction Techniques that can be used in conservation and propagation of threatened species, we show here the results of an anesthetic protocol, a step necessary in the usual handling of individuals during intrauterine artificial insemination. Subjects were 10 mature hinds of Iberian red deer (*Cervus elaphus hispanicus*; Hilzeimer, 1909) aged 3.5 years, kept in the experimental farm of the ETSIA in Albacete (Spain). Anesthetics were injected in the right jugular vein when the individuals were held in a 2 x 0.6 m handling cubiculum of the farm. The anesthetic was composed of xilacine (0.8 mg/kg live weight) and ketamine (2mg/kg live weight). We injected 0.25 mg/kg of yohimbine to revert the anesthesia. Once the yohimbine was injected, hinds took about 2 minutes to recover. We also assessed the effect of the anesthetic and the reversor on several blood parameters.

Key words: Anaesthesia, artificial insemination, chemical immobilization, deer, ketamine, xilacine, yohimbine.

## INTRODUCCIÓN

En relación al desarrollo de técnicas de Reproducción Asistida que se pueden emplear en la conservación y propagación de especies y subespecies en peligro de extinción (Krzywinsky 1987, Loskutoff et al. 1995, Jabbour y Bainbridge 1997) se recogen los resultados obtenidos de la aplicación de un protocolo anestésico, que resulta imprescindible para poder llevar a cabo el manejo de los animales cuando se pretende realizar la inseminación artificial intrauterina vía laparoscópica.

Existe una amplia variedad de productos farmacológicos y combinaciones de los mismos que son empleados para inmovilizar cérvidos con diversos fines, siendo los más usuales la ketamina, la xilacina, el carfentanilo, la etorfina, y la succinilcolina. En los últimos años también se ha extendido el uso práctico de antagonistas para revertir el efecto de las citadas drogas, como yohimbina, noloxona y diprenorfina (Hellgren 1992). En todo caso, antes de elegir uno de ellos hay que evaluar los aspectos de la inmovilización que se pretende para emplear la droga que más se adecúe a tales fines (Lance 1991).

El ciervo es un animal muy excitable, de modo que todo manejo les provoca estrés, y entre los mecanismos fisiológicos que aparecen para tratar de adaptarse a él está la liberación de adrenalina (Jenkins y Kruger 1973). Las sustancias liberadas a causa del estrés y aquéllas otras empleadas para realizar la anestesia pueden provocar alteraciones sobre el sistema cardiorrespiratorio durante la inmovilización química con mayor probabilidad que en otras especies de temperamento más linfático (Wilson 1984).

Por otro lado, son varios los autores que han indicado que los valores de muestras sanguíneas obtenidas de cérvidos bajo inmovilización química no pueden ser comparados clínica ni científicamente con valores de referencia procedentes de animales conscientes y bajo inmovilización física (Seal y Bush 1987).

En las instalaciones experimentales de la ETSIA de Albacete se están desarrollando desde hace años diversos estudios, en el campo de la Reproducción en cérvidos, para lo que en ocasiones es necesario inmovilizar a los animales. En el presente trabajo hemos evaluado la efectividad de un protocolo anestésico empleado para realizar la IAU (inseminación artificial intrauterina) de las ciervas, así como los cambios en los parámetros sanguíneos que el uso de este tipo de sustancias puede producir (Wilson y Pauli 1982, Seal y Bush 1987, Ingram et al. 1994). Existen datos hematológicos y bioquímicos de ciervo ibérico procedentes de muestras sanguíneas obtenidas bajo efecto de sustancias químicas inmovilizantes, aunque no se indica el principio activo empleado ni su dosis (Peinado et al. 1991). Por todo ello, se ha realizado el presente estudio en el cual se han medido en el ciervo ibérico

los tiempos de inducción y de recuperación de la anestesia, así como los niveles de diversos parámetros sanguíneos en muestras tomadas justo antes del momento de aplicar la combinación anestésica y a los 30 minutos de la misma.

#### **MATERIAL Y MÉTODOS**

Se emplearon 10 ciervas ibéricas adultas con una edad aproximada de 3,5 años y un peso medio de 93,5 kg (rango 83-101 kg). pertenecientes a la granja experimental de la ETSIA de Albacete. La aplicación de la anestesia se realizó vía endovenosa, en la vena yugular derecha empleando jeringuillas (5 ml) y agujas (0,9 por 25 mm). Los animales fueron sometidos a las inyecciones anestésicas cuando se encontraban situados en un habitáculo (de 2 por 0,6 m) que forma parte de la nave de manejo. Inmediatamente antes de aplicar la inyección de la mezcla anestésica formada por xilacina (0,8 mg/kg de peso vivo) y ketamina (2 mg/kg de peso vivo) se extrajo una muestra sanguínea mediante punción de la vena yugular derecha empleándose tubos vacutainer de 10 ml al vacío con EDTA. A los 30 minutos de la aplicación de la mezcla medicamentosa, una vez realizada la IAU vía laparoscópica se extrajo otra muestra sanguínea siguiendo la metodología citada anteriormente, justo antes de administrar yohimbina (a razón de 0,25 mg/kg de peso vivo), para revertir los efectos de la anestesia. Previamente a su anestesia e inseminación las ciervas fueron sometidas a un periodo de ayuno de 24 y 12 horas, para alimento y agua respectivamente, siguiendo las recomendaciones de Wilson (1984).

Desde el momento de la inyección anestésica hasta conseguir su inducción y desde la aplicación del antídoto hasta la total recuperación de los animales, éstos fueron mantenidos en una zona con poca intensidad de luz, y sin ruidos, como recomienda Roughton (1975).

La profundidad de la anestesia era seguida mediante la comprobación del reflejo palpebral, anal y de retirada al pinchar la piel de la zona interdigital o la oreja, tal y como recoge Wilson (1984).

Se siguieron las indicaciones de Jones (1985) sobre el procedimiento para realizar venopunciones en ciervo. Tras la toma de la sangre el tubo se identificó, y se colocó en una gradilla hasta ser transportado a 5°C al laboratorio para su procesado y analítica. Para la misma se utilizó un contador hematológico SYSMEX F-800 en el que se analizaron los siguientes parámetros: niveles de de eritrocitos, leucocitos, hemoglobina, hematocrito, volumen corpuscular medio (VCM), concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC), hemoglobina corpuscular media (MCH), plaquetas, linfocitos, monocitos, basófilos, eosinófilos y neutrófilos cayados y segmentados en muestras de sangre tomadas justo antes del momento de aplicar

la combinación anestésica y a los 30 minutos de la misma. Una vez obtenidos los resultados se trataron estadísticamente con el paquete informático STATGRAPHICS realizando un análisis de varianza y análisis de rango múltiple de cada parámetro analítico y en función de las tomas realizadas.

Las proteínas totales y su fraccionamiento electroforético se analizó en el plasma obtenido por centrifugación de las muestras de sangre recogidas antes y después de la inyección anestésica. Las proteínas totales se determinaron por refractometría y las fracciones protéicas por electroforesis en acetato de celulosa y siguiendo las técnicas de tinción con negro amido. La lectura de las tiras electroforéticas se realizó por fotodensitometría, obteniendo las fracciones albúmina y las globulinas alfa 1, alfa 2, beta y gamma (incluido el fibrinógeno). Con estos datos se realizó un análisis de varianza con el programa anteriormente referido, obteniendo la media para cada toma y el error estándar.

## RESULTADOS

En nuestro caso se empleó la combinación formada por xilacina (0,8 mg/kg de peso vivo) y ketamina (2 mg /kg de peso vivo) obteniéndose, como se observa en la Tabla 1, una rápida inducción (2,1 minutos, rango: 1-5 minutos).

En nuestro estudio la yohimbina también fue administrada a razón de 0,25 mg/kg de peso vivo (Tabla 1), obteniéndose una rápida y adecuada recuperación (1-2 minutos) en la mayoría de las ciervas. Sin embargo, en dos de ellas, tras observar que la yohimbina a los 30 minutos de su administración no había surtido efecto, se aplicó en la vena yugular derecha el analéptico doxapram (0,5 mg/kg; English 1984) que aunque no es un antagonista específico de la xilacina, es un fármaco recomendado por ser un potente estimulante del sistema respiratorio en cérvidos que han sido sobredosificados con xilacina, han presentado una inesperada depresión respiratoria o un prolongado decúbito (Haigh 1982). English (1984) señala que si a los 60-90 minutos de aplicar el doxapram no se aprecian signos de recuperación debería repetirse su administración, lo cual no fue necesario en nuestro caso pues ya se apreciaron éstos. El efecto conseguido con las dosis empleadas presentó diferencias individuales a pesar de la homogeneidad del lote de animales del estudio, por lo que probablemente las dosis a emplear en animales salvajes deben ser superiores, e inferiores en ejemplares cautivos y mansos.

En nuestro estudio los efectos de la xilacina empezaron por una disminución de la agresividad y del interés por los estímulos externos seguido de bradicardia, bradipnea y depresión pulmonar. La cabeza empezó a inclinarse de modo que el morro cada vez estaba más bajo, hasta que las ciervas perdieron la estación, prime-

ro quedando en decúbito esternal y a continuación pasando a decúbito lateral. A dosis elevadas la parálisis de la lengua es frecuente con lo que la lengua se sale de la boca y se produce una gran producción de saliva que sale al exterior .

TABLA 1

Datos del peso de las ciervas, dosis aplicadas de cada fármaco así como los tiempos de inducción y de recuperación de la anestesia

*Data regarding, hind weight, doses of chemicals used and time to induce anesthesia and reversal of it*

Nº Cierva	Peso cierva (kg)	SETON® (xilacina, 2%) en ml	IMALGENE 1000® (Ketamina 115,2 mg/ml) en ml	YOHIMBINA (1%) en ml	Tiempo inducción en min.	Tiempo recuperación en min.
1	95,8	3,83	1,66	2,39	1	1
2	87,8	3,51	1,52	2,19	2	1
3	88,4	3,53	1,53	2,21	5	2
4	92,4	3,69	1,60	2,31	1	1
5	84,6	3,38	1,46	2,11	1	2
6	91,2	3,64	1,58	2,28	1	116
7	80,4	3,21	1,39	2,01	4	1
8	91,0	3,64	1,58	2,27	2	2
9	87,4	3,49	1,51	2,18	1	2
10	85,0	3,40	1,47	2,12	3	132

En cuanto a la repercusión de los fármacos empleados sobre la hematología (Tabla 2), nuestros resultados confirman que al igual que en otras especies los parámetros sanguíneos, que pueden ayudar junto con otros signos a emitir un diagnóstico (Wilson 1984), se ven influenciados por las circunstancias en las que se toman las muestras de sangre. De este modo se observan diferencias significativas en varios parámetros entre las muestras sanguíneas tomadas sobre el animal consciente y en espacio restringido, frente a las extraídas del animal bajo efecto de la combinación anestésica obtenidas 30 minutos tras las tomas anteriores. Los parámetros sanguíneos para los que existen variaciones estadísticamente significativas ( $p < 0,05$ ) son los de hemoglobina, hematocrito, eritrocitos, leucocitos, neutrófilos, cayados, neutrófilos segmentados y proteínas totales. Todos estos valores, son inferiores en el animal anestesiado que en el animal consciente. El resto de parámetros estudiados o se mantienen igual (MCV, MCH y MCHC,  $p < 0,05$ ) o descienden en la segunda toma, aunque sin llegar a diferencias estadísticamente significativas. Peinado et al. (1991) recogen valores de los parámetros citados y de otros, obtenidos sobre ciervo rojo ibérico bajo efecto de sustancias químicas inmovilizantes que son similares a los reportados en el presente trabajo para el caso de ciervas anestesiadas.

TABLA 2

Resultados medios del estudio comparativo de algunos parámetros sanguíneos antes (Toma 1) y a los 30 minutos (Toma 2) de aplicada la combinación anestésica

*Comparison of blood parameters (means  $\pm$  SE) before (Toma 1) and 30 minutes (Toma 2) after the injection of anesthetics*

PARAMETRO	TOMA 1	TOMA 2	NIVEL SIG.
Eritrocitos ( $\mu$ l)	9,86x10 <sup>6</sup> $\pm$ 0,48	8,40x10 <sup>6</sup> $\pm$ 0,29	0,019
Hemoglobina (g/dl)	14,71 $\pm$ 0,43	12,67 $\pm$ 0,30	0,001
Hematocrito (%)	42,99 $\pm$ 1,60	36,78 $\pm$ 0,99	0,004
MCV (fl)	43,91 $\pm$ 1,13	43,98 $\pm$ 1,14	0,966
MCH (pg)	15,07 $\pm$ 0,43	15,19 $\pm$ 0,45	0,852
MCHC (g/dl)	34,35 $\pm$ 0,67	34,53 $\pm$ 0,61	0,847
Plaquetas( $\mu$ l)	295x10 <sup>3</sup> $\pm$ 20,49	271 x10 <sup>3</sup> $\pm$ 17,38	0,389
Leucocitos ( $\mu$ l)	5,14x10 <sup>3</sup> $\pm$ 0,29	3,90x10 <sup>3</sup> $\pm$ 0,26	0,008
Linfocitos ( $\mu$ l)	1920 $\pm$ 197,56	1469 $\pm$ 180,73	0,109
Monocitos( $\mu$ l)	18,2 $\pm$ 12,17	59 $\pm$ 28,73	0,207
Eosinófilos ( $\mu$ l)	126,6 $\pm$ 64,37	113,2 $\pm$ 37,69	0,861
Neutrofilos cayados ( $\mu$ l)	439 $\pm$ 68,69	201,2 $\pm$ 37,71	0,007
Neutrofilos segmentados ( $\mu$ l)	2644 $\pm$ 236,53	1993 $\pm$ 209,80	0,054
Proteínas totales (gr/dl)	6,73 $\pm$ 0,15	6,20 $\pm$ 0,11	0,01
Albúmina (gr/dl)	3,98 $\pm$ 0,07	3,63 $\pm$ 0,05	0,002

## DISCUSIÓN

La elección del fármaco a emplear para realizar la IAU de ciervas es importante, ya que éste puede afectar al proceso de ovulación. Según exponen Fennessy et al. (1987) los opiáceos están contraindicados por afectar a la secreción de gonadotropinas como comprobaron Clarke y Doughton (1983) y Brooks et al. (1986). Sin embargo existen trabajos que obtienen resultados opuestos aplicando combinaciones de xilacina con ketamina o con opiáceos (Fennessy et al. 1987, Fennessy y Thompson 1989, Fennessy et al. 1990).

Desde que se iniciaron los trabajos con cérvidos salvajes hasta el momento actual en el que el ciervo es considerado como una especie doméstica en muchos países (Diverio et al. 1996), las capturas, manejo, diagnóstico de patologías y aplicación de técnicas de Reproducción Asistida (la inseminación artificial, la transferencia de embriones, el diagnóstico de gestación, etc.), se han efectuado frecuentemente mediante inmovilización química.

De estas sustancias la más empleada en cérvidos es la xilacina (Hunter 1981, Mackintosh y van Reenen 1984, Keep 1984, Zomborsky y Sugar 1990). La xilacina es un derivado tiazínico muy usado en rumiantes, tanto domésticos como salvajes, sólo o en combinación frecuentemente con ciclohexaminas como la ketamina (Hunter 1981). Entre ambas existe un fenómeno de sinergia de potenciación, de modo que para conseguir un mismo efecto, la suma de ambas es menor a la cantidad empleada si se aplicara una sola de ellas. Por todo ello, la mezcla reduce la dosis a emplear (Sugar y Zomborszky 1992), mejora la anestesia y reduce los efectos colaterales indeseables que presentan por separado (Haigh 1982, Jones 1985). Usadas conjuntamente xilacina y ketamina consiguen efectos más rápidos y predecibles que si se emplea la xilacina sola. Esta combinación es muy empleada para exploraciones dolorosas, en ciervos que no pueden inmovilizarse mecánicamente y en cirugía menor, de no muy larga duración (Jones 1985). Sin embargo, los veterinarios, que han empleado la xilacina sola, asiduamente señalan que existe una considerable variación entre la dosis y la respuesta que ésta provoca entre las diferentes especies de cérvidos, así como entre individuos de una misma especie (Hunter 1981). Por esta razón se han evaluado otras sustancias químicas alternativas o la combinación de ellas.

Según Lance (1991), cuando se pretende una droga económica, con un periodo de inducción relativamente corto, que pueda ser revertida y que sola o en combinación con otras sustancias como la ketamina, produzca sedación e inmovilización sin graves repercusiones negativas, lo ideal es la xilacina.

Diversos autores han observado los siguientes efectos colaterales de la xilacina en cérvidos: excesiva salivación (Roughton 1975), regurgitación, neumonías por aspiración, timpanismo ruminal, (Renecker y Olsen 1985) y cuando la inmovilización es larga, hipotermia (Whitehead 1993). Así, aunque la xilacina comparada con otras drogas usadas habitualmente, tiene las ventajas de presentar uniformidad de respuesta, amplio margen de seguridad, baja dosis necesaria, adecuada duración de su efecto, no presenta fase excitatoria y produce analgesia aceptable (Roughton 1975); otros autores sostienen que la respuesta que origina puede ser muy variable (Bouma et al. 1988, Starke 1991), desconociéndose las causas de esta variabilidad (Bouma et al. 1988). Los inconvenientes anteriormente citados, más la recuperación lenta a la misma, y la predisposición que ejerce para que exista timpanismo ruminal por la duración del decúbito lateral, son los principales aspectos negativos de la xilacina (Bouma et al. 1988).

Las ciclohexaminas (penciclidina, ketamina y tiletamina) se caracterizan por provocar muy escasa depresión del sistema respiratorio y circulatorio. La más usual de ellas es la ketamina, que es un anestésico general derivado de la feniciclidina,

que provoca un estado de anestesia disociativa y catalepsia (Starke 1991, Whitehead 1993), de modo que elimina la consciencia y la sensibilidad al dolor, pero se conservan el reflejo palpebral, laríngeo, faríngeo, visceral, aumenta el tono muscular y da lugar a convulsiones si se emplea sola a dosis elevadas (Haigh 1982). Actúa básicamente deprimiendo las vías de asociación tálamo-corticales. Incrementa la presión sanguínea y la frecuencia cardíaca. La naloxona, que se ha comprobado que es un buen antídoto de la ketamina en animales de laboratorio, no es de uso práctico en especies mayores debido a las grandes dosis que sería necesario emplear (Haigh 1982).

La dosis de 1 mg/kg de peso vivo de xilacina es efectiva para inmovilizar, pero la analgesia no es total, de modo que para realizar operaciones quirúrgicas en las que es necesario conseguirla se recurre a la combinación con otros fármacos como la ketamina o el fentanilo (Haigh y Hudson 1993). La administración endovenosa reduce, aunque ligeramente la dosis necesaria, y además acorta el periodo de inducción (Haigh y Hudson 1993). Las dosis para sedar son aproximadamente la mitad de las necesarias para inmovilizar (Hunter 1981, Weisner y Hegel 1985).

La yohimbina es un -adrenolítico con afinidad específica por el receptor  $\alpha_2$ adrenérgico, por lo que es un antagonista competitivo. Mackintosh y van Reenen, (1984), y Jessup et al. (1985) recomiendan su administración endovenosa a razón de 0,2-0,25 mg/kg pv, aunque para Sugar y Zombroszky (1992), la yohimbina es efectiva en revertir el efecto anestésico de xilacina y ketamina, cuando se emplea el antídoto a mayores dosis (0,4 mg/kg).

Los efectos de la xilacina pueden durar varias horas, y más si se ha aplicado una dosis grande. Para evitar problemas hay que monitorizar los animales (Haigh y Hudson 1993), y revertir el proceso lo antes posible tras su administración (Cross et al. 1989). Sin embargo, en el caso de usar la mezcla ketamina-xilacina, al no tener la ketamina antídoto es interesante no aplicar la reversión de la xilacina hasta los 30-45 minutos de su administración para asegurar que los efectos de la ketamina hayan desaparecido en gran parte antes de que el animal se incorpore (Haigh y Hudson 1993). La yohimbina revierte, incorporándose los animales dentro de 5 minutos tras su aplicación, volviendo pronto a su comportamiento normal (Haigh y Alsager 1987, Mackintosh y van Reenen 1984). Wilson et al. (1993) para revertir los efectos de la xilacina, aplicada a razón de 0,7 mg/kg de peso vivo intramuscularmente, administran yohimbina (0,25 mg/kg) entre los 15-30 minutos de la inducción de la anestesia y obtienen que los primeros movimientos se producen a los 62 segundos, y que los venados se incorporan a una media de 136 segundos.

Renecker y Olsen (1985) observaron que los cérvidos, bajo los efectos de la xilacina, se recuperan más rápidamente cuando se emplea además de yohimbina,



4-aminopiridina, sustancia que causa estimulación del sistema cardiorespiratorio. La yohimbina es un alcaloide que actúa principalmente por bloqueo central de los receptores 2adrenérgicos que son estimulados por la xilacina, mientras que la 4-aminopirina estimula la liberación de acetilcolina y otros neurotransmisores (Renecker y Olsen 1985).

Jones (1985) recoge que aunque ningún antídoto conocido es susceptible de usarse en la práctica para revertir la ketamina, el uso del doxapram como antagonista inespecífico vía endovenosa es el más recomendable.

Los efectos anómalos o inesperados de la anestesia o diferencias entre animales o entre diferentes poblaciones o rebaños pudo deberse al factor intrínseco individual (Haigh y Hudson 1993), a su idiosincrasia, de modo que algunos individuos presentan sensibilidad peculiar. También pudo deberse, a que al ser los dos primeros animales sobre los que se actuó, tras haber sometido al grupo al estrés que les supone el manejo de conducirlos a la nave, etc. y no haberles dado tiempo a tranquilizarse reposando, los mediadores químicos del estrés, puede que hayan interactuado con las drogas administradas produciendo alteraciones de la anestesia y del efecto de los antagonistas empleados. Así Haigh y Hudson (1993) citan que en general, los animales más alterados previamente a la aplicación de fármacos son los que presentan mayor riesgo de reacciones anómalas durante la inmovilización. Estos autores exponen que los efectos de la xilacina sobre un ciervo dependen de varios factores entre los que están el grado de excitación previo, el nivel de restricción pretendido, la dosis y la vía de administración, así como los estímulos que se presentan especialmente durante la fase de inducción. Haigh (1982) señala que cualquier disturbio a que se someta al animal parcialmente inmovilizado, durante la fase de inducción, afecta negativamente a los efectos de la xilacina. Por otro lado, Jones (1985) indica que durante la fase de inducción e incluso después, si no se usan grandes dosis de xilacina, el animal que parecía ya sedado puede reaccionar, espabilarse e intentar movimientos descoordinados cuando percibe ruidos o movimientos.

Roughton (1975) observa diferencias en cuanto a la dosis efectiva de xilacina para inmovilizar ciervos de cola blanca (*Odocoileus virginianus*), según los animales proviniesen de cautiverio prolongado, o breve, o que fuesen capturados recientemente, o en ese momento. Sin embargo, dentro de cada una de esas clases este autor también observa importantes diferencias, de modo que en animales aparentemente tranquilos, las dosis más altas a veces no hacen efecto. Renecker y Olsen (1985) en un estudio sobre la efectividad de la xilacina para inmovilizar cérvidos, y sus antídotos, observan que el temperamento del individuo influye sobre la eficacia del tratamiento.

En general, los niveles de los parámetros estudiados, obtenidos sin inmovilización química son similares a los recogidos bajo restricción física por diferentes autores para otras subespecies de ciervo rojo (Blaxter et al. 1974, Wilson y Pauli 1982, Wilson 1984, Jones 1985, Knox et al. 1988, Cross et al. 1989, Haigh y Hudson 1993, Soriguer et al. 1994), pero mayores que en otros rumiantes domésticos (Coles 1980). Esta diferencia no está clara, pero podría deberse a que el ciervo presenta una mayor adaptación al ejercicio físico que los rumiantes domésticos y a su temperamento (Wilson y Pauli 1982).

En cuanto a los valores que presentan los animales bajo anestesia, que en general son menores a los que tenían previamente, nuestros resultados están en la línea de lo obtenido por otros autores en cérvidos usando xilacina o combinaciones de ella (Seal et al. 1972, Chapman 1977, Wesson et al. 1979, Cross et al. 1988, Mackintosh y Cross 1989, Cross et al. 1989, 1992). Esto puede deberse a que los cérvidos son excitables, nerviosos y susceptibles al estrés, y el manejo para obtener muestras de ellos puede alterar sus niveles hematológicos fisiológicos (Kocan et al. 1981, Wilson y Pauli 1982, Seal y Bush 1987, Ingram et al. 1994) mediante la respuesta adrenal que conlleva la contracción esplénica y expulsión de eritrocitos adicionales a la circulación general, al igual que se ha observado en otras especies (Schalm et al. 1975) y también en ciervo rojo (Cross et al. 1989, 1992). Los leucocitos y otros componentes sanguíneos bajo condiciones de estrés también son liberados a la circulación general (Wilson 1984). En esto se basaría el hecho de que un ciervo tranquilizado o anestesiado presente niveles inferiores en muchos de sus parámetros sanguíneos con respecto a muestras tomadas en el mismo animal consciente y sometido a un manejo que le provoca estrés. El estrés causa una estimulación adrenérgica del sistema ortosimpático apareciendo una reacción de alarma para facilitar la defensa y huida, de modo que para tratar de mejorar la oxigenación aumenta la volemia mediada por la contracción del bazo por estimulación de los receptores -adrenérgicos (Jenkins y Kruger 1973).

Wilson (1984) comprobó sometiendo a un grupo de ciervos de diferentes edades y sexos a un muestreo de sangre reiterado a las 0, 2, 4 y 8 horas, que cuando los animales permanecen dentro de la nave de manejo, y sólo son conducidos hasta donde son inmovilizados mecánicamente, permaneciendo el resto del tiempo esperando en los compartimentos de la nave hasta la siguiente toma, el estrés va disminuyendo. Esto se refleja en que los niveles medios de hemoglobina pasan de 17,6 a 16,4 y a 15,8 g/dl; el hematocrito pasa del 45,5% al 44,8% y al 42%, mientras que en la toma de la 8 horas, que se realizó tras recoger a los mismos ciervos desde los prados donde se encontraban pastando, los valores volvieron a ser similares a los de la primera toma realizada. Concluye este autor, que aunque la significación clí-

nica de estos cambios no debe ser importante, permite asegurar que las técnicas de muestreo empleadas afectan a los parámetros sanguíneos. Esto nos sucede a nosotros y hay que considerarlo en el momento de valorar los resultados obtenidos en cada situación. También, en función de las drogas empleadas, el sexo, la edad, el estado fisiológico y la estación del año pueden existir variaciones en los parámetros sanguíneos de los cérvidos, aunque en la mayoría de los casos no son estadísticamente significativos (Wilson y Pauli 1982).

### CONCLUSIONES

La técnica de anestesia general descrita en este trabajo es un método viable para poder desarrollar la IAU en cérvidos, aunque este tipo de tratamientos presenta repercusiones sobre la fisiología de la cierva que habría que evaluar más detalladamente para saber si se afectan los mecanismos que controlan la ovulación.

### AGRADECIMIENTOS

Los autores desean expresar su agradecimiento a Isidoro Cambronero y a Fulgencio Cebrián por el cuidado de los animales y la colaboración prestada en la realización de las inseminaciones.

### REFERENCIAS

- BLAXTER K. L., R. N. B. KAY, G. A. M. SHARMAN, J. M. M. CUNNINGHAM Y W. J. HAMILTON (1974). *Farming the red deer, report of the Rowett Research Institute and Hill Farming Research Organization*. Department of Agriculture and Fisheries, Scotland pp 86-89.
- BOUMA A. L., P. R. WILSON Y A. M. ALEXANDER (1988). Evaluation of Demosedan in farmed red deer. *Proceedings of New Zealand Veterinarian Association Deer Branch*, 5: 137-144.
- BROOKS A. N., G. E. LAMMING Y N. B. HAYNES (1986). Endogeneous opioid peptides and the control of gonadotrophin secretion. *Research in Veterinary Science*, 41: 285-299.
- CHAPMAN D. I. (1977). Haematology of the deer. En: Archer R. K., Jeffcott L. B. (eds.) *Comparative Clinical Haematology*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, London, Edinburgh and Melbourne.
- COLES E. H. (1980). *Veterinary Clinical Pathology*. 3rd edn. (W. B. Saunders ed.). Philadelphia.
- CLARKE I. J. Y B. W. DOUGHTON (1983). Effect of various anaesthetics on resting plasma concentrations of LH, FSH y PRL in ovariectomised ewes. *Journal of endocrinology*, 98: 79-89.
- CROSS J. P., C. G. MACKINTOSH Y J. F. T. GRIFFIN (1988). Effect of physical restraint and xylazine sedation on haematological values in red deer (*Cervus elaphus*). *Research in Veterinary Science*, 45: 281-286.
- CROSS J. P., C. G. MACKINTOSH Y J. F. T. GRIFFIN (1989). Further observations on xylazine and haematological parameters in red deer (*Cervus elaphus*): effect on reference values, and on splenectomised animals. *Proceedings of New Zealand Veterinarian Association Deer Branch*, 6: 146-150.

- CROSS J. P., J. F. T. GRIFFIN Y C. G. MACKINTOSH (1992). Influence of xilacine on hematology values in farmed Red Deer. En: Brown R. D. (ed.) *The biology of deer*. Springer-Verlag. New York 136-140.
- DIVERIO S., P. J. GODDARD Y I. J. GORDON (1996). Physiological responses of farmed red deer to management practices and their modulation by long-acting neuroleptics. *Journal of Agricultural Science, Cambridge*, 126: 211-220.
- ENGLISH A. W. (1984). Chemical restraint of deer. En: *Deer refresher course, Proceedings refresher course for veterinarians*, Sydney. University of Sydney, 72: 325-350.
- FENNESSY P., N. BEATSON, C. MACKINTOSH (1987). Artificial insemination. *Proceedings of New Zealand Veterinarian Association Deer Branch*, 4: 33-44.
- FENNESSY, P., C. MACKINTOSH Y G. SHACKELL (1990). Artificial insemination of farmed red deer (*Cervus elaphus*). *Animal Production*, 51: 613-621.
- FENNESSY P. Y THOMPSON (1989). Biological efficiency for venison production in red deer. *Proceedings of the New Zealand Society of Animal Production*, 49: 5-10.
- HAIGH J. C. (1982). Mammalian immobilizing drugs their pharmacology and effects. En: Nielsen L., Haigh J. C., Fowler M. E. (eds.) *Chemical immobilization of north american wildlife*. The Wisconsin humane society. Wisconsin, pp 46-57.
- HAIGH J. C. Y R. ALSAGER (1987). Yohimbine and physostigmine as antidotes to xylazine in elk (*Cervus elaphus*). *Journal of Zoo Animal Medical*, 18: 70-72.
- HAIGH J. C. Y R. J. HUDSON (1993). The normal animal. En: *Farming wapiti and red deer*. (Mosby ed.). St. Louis, pp 177-182.
- HELLGREN E. C. (1992). Chemical immobilization. En: Brown R. D. (ed.) *The biology of deer*. Springer-Verlag. New York, pp 581-582.
- HUNTER J. W. (1981). Sedation, immobilization and anaesthesia of red deer. En: *Proceedings of a deer seminar for veterinarians*. Deer advisory panel of the New Zealand Veterinary Association. Queenstown, 185-195.
- INGRAM J. R., L. R. MATTHEWS Y R. M. McDONALD (1994). Remote blood sampling device. A stress free blood sampling technique for free ranging animals. *Proceedings of the New Zealand Society of Animal Production*, 54: 39-42.
- JABBOUR H. N. Y D. R. J. BAINDBRIDGE (1997). Endangered deer: a suitable case for treatment. *Biologist*, 44: 253-256.
- JENKINS W. L. Y J. M. KRUGER (1973). Modern concepts of the animal's physiological response to stress. En: Young E. (ed.) *The capture and care of wild animals*, pp 172-182.
- JESSUP D. A., K. JONES, R. MOHR Y T. KUCERA (1985). Yohimbine antagonism to xylazine in free-ranging mule deer and desert bighorn sheep. *Journal of American Veterinary Medical Association*, 187 1251-1252.
- JONES D. M. (1985). The capture and handling of deer. *Nature Conservancy Council, Peterborough*, pp 111-113.
- KEEP J. M. (1984). Sedation and immobilization of deer. En: *Deer refresher course, Proceedings refresher course for veterinarians*, Sydney. University of Sydney, 72: 281-283.
- KNOX D. P., W. A. C. MCKELVEY Y D. G. JONES (1988). Blood biochemical reference values for farmed red deer. *The Veterinary Record*, 122: 109-112.
- KOCAN A. A., B. L. GLENN, T. R. THEDFORD, R. DOYLE, K. WALDRUP, G. KUBAT Y M. G. SHAW (1981). Effects of chemical immobilization on hematologic and serum chemical values in captive

- White-tailed Deer. *Journal of American Veterinarian Medical Association*, 179: 1153-1156.
- KRZYWINSKY A. (1987). Artificial insemination and embryo transfer in deer: applying these methods for propating endangered species. En: Wemmer CM (ed.) *Biology and Management of the Cervidae*. Smithsonian Institution, Washington D.C., 443-449.
- LANCE W. (1991). Drugs for wildlife use: misuse, and abuse. En: Renecker L. A., Hudson R. J. (eds.) *Wildlife Production: Conservation and Sustainable Development*. University of Alaska Fairbank. Alaska pp 375-377.
- LOSKUTOFF N. M., P. BARTELS, M. MEINTJES, R. A. GODKE Y M. C. SCHIEWE (1995). Assisted reproductive technology in nondomestic ungulates: a model approach to preserving and managing genetic diversity. *Theriogenology*, 43: 3-12.
- MACKINTOSH C. G. Y J. P. CROSS (1989). Xilacine study report. *Proceedings of New Zealand Veterinarian Association Deer Branch*, 6: 136-143.
- MACKINTOSH C. G. Y G. VAN REENEN (1984). Yohimbine inyección in deer. *New Zealand Veterinary Journal*, 32: 217.
- PEINADO V. I., A. FERNÁNDEZ-ARIAS, G. VISCOR Y J. PALOMEQUE (1991). Haematology and serum chemistry values for some wild ungulates. *Ungulates*, 91: 95-98.
- RENECKER L. A. Y C. D. OLSEN (1985). Use of yohimbine and 4-aminopyridine to antagonize xylazine-induced immobilization in North American Cervidae. *Journal of American Veterinary Medical Association*, 187: 1199-1201.
- ROUGHTON R. D. (1975). Xilacine as an immobilizing agent for captive white-tailed deer. *Journal of American Veterinary Medical Association*, 167: 574-576.
- SCHALM O. W., N. C. JAIN Y E. J. CARROLL (1975). *Veterinary haematology*. 3rd edn. (Lea y Febrger. Eds.). Philadelphia.
- SEAL U. S. Y M. BUSH (1987). Capture and chemical immobilization of cervids. En: Wemmer CM (ed.) *Biology and Management of the Cervidae*. Smithsonian Institution, Washington D.C., 480-504.
- SEAL U. S., J. J. OZOGA, A. W. ERIKSON Y L. J. VERME (1972). Effects of immobilization of blood analysis of white-tailed deer. *Journal of Wildlife Management*, 36: 1034-1040.
- SORIGUER R. C., P. FANDOS, E. BERNALDEZ Y J. R. DELIBES (1994). Los parámetros hematológicos y sanguíneos. En: Junta de Andalucía (ed.). *El ciervo en Andalucía*. Dirección general de Investigación, Tecnología y Formación Agroalimentaria y Pesquera, pp 184-193.
- STARKE R. K. A. (1991). Observations of the use of xylazine in combination with other agents for the immobilization of wapiti. En: Renecker L. A., Hudson R. J. (eds.) *Wildlife Production: Conservation and Sustainable Development*. University of Alaska Fairbank. Alaska, pp 387-389.
- SUGAR L. Y Z. ZOMBORSKY (1992). Red, fallow and roe deer immobilization. *Proceedings from the 3rd International Wildlife Ranching Symposium*. Pretoria, South Africa., pp 337-339.
- WEISNER P. R. Y G. VON HEGEL (1985). Praktische hinweise zur immobilization von wild and zootieren. *Tierarzt Praxis*, 13: 113-127.
- WESSON J. A., P. F. SCANLON, R. L. KIRKPATRICK Y H. S. MOSBY (1979). Influence of chemical immobilization and physical restraint on packed cell volume, total protein, glucose and blood urea nitrogen in blood of white-tailed deer. *Canadian Journal of Zoology*, 57: 756-767.
- WHITEHEAD G. K. (1993). Drug immobilization. En: *Encyclopedia of deer*. Swan Hill Press (ed.) Shrewsbury, pp 70-71.

- WILSON P. R. (1984). Blood parameters, serology and trace elements in deer. En: *Deer refresher course, Proceedings refresher course for veterinarians*, Sydney. University of Sydney, 72: 353-366.
- WILSON P. R., J. BIEMANS, K. J. STAFFORD, C. J. VELTMAN Y J. SPORENBERG (1993). Fentazin y xilacine in deer. *Proceedings of New Zealand Veterinarian Association Deer Branch*, 10: 47-54.
- WILSON P. R. Y J. V. PAULI (1982). Blood constituents of farmed red deer (*Cervus elaphus*). Haematological values. *New Zealand Veterinary Journal*, 30: 174-176.
- ZOMBORSKY Z. Y L. SUGAR (1990). Experiences on the capture and immobilization of Cervidae. II. Study of drug combinations and their antidotes used during the treatment of red deer. *Magyar-Allatorvosok-Lapja*, 45: 427-433.