

CESÁREA EN UN MONO TITI (*CALLITHRIX JACCHUS JACCHUS*).

F. Varela, A. Guilló, A. Buxó

Centre Mèdic Veterinari de Barcelona.
Balmes, 81.
08008 Barcelona.

RESUMEN.

Describimos la resolución mediante cesárea de un parto distócico en una hembra de mono titi.

Palabras clave: Cesárea; Distocia; Primates.

ABSTRACT.

We describe the resolution with a caesarian section of a dystocic parturition in a female marmoset.

Key words: Caesarian; Dystoci; Primates.

INTRODUCCIÓN.

Los titis de la familia *Callithrichidae* son primates de pequeño tamaño de los que se han reconocido ocho especies distintas. Se caracterizan por poseer un pelaje denso, con penachos en las orejas de color contrastado, blanco para *C. jacchus* (titi de penachos blancos o titi común). La cola posee anillos alternativos claros y oscuros^(9, 11).

Son animales que miden entre 15 y 30 cm de longitud (exceptuando la cola, que mide por sí sola entre 18 y 40 cm). El peso varía entre 350 y 400 g, siendo el más elevado para los machos^(4, 8, 9, 11). Son originarios de las selvas orientales y zonas costeras del Brasil ecuatorial.

Su dieta en condiciones salvajes está compuesta por insectos, fruta y savia de algunos árboles, así como pequeños roedores y pájaros; son animales arbóreos, diurnos y fuertemente territoriales, ocupando cada grupo (de entre cuatro y siete individuos) alrededor de una hectárea^(4, 9).

En cautividad requieren temperaturas moderadamente altas, entre 18 y 25° C, y una humedad relativa elevada, entre 50 y 80 %, aunque se adaptan bien a proporciones algo menores^(4, 8, 9). La dieta de los animales mantenidos en cautividad debe proveer entre un 20 y un 25 % de proteína, así como un aporte de vitamina D₃ (colecalfierol) y vitamina C (1-4 mg por kg de peso y día). Ello puede conseguirse con preparados comerciales suplementados con fruta fresca⁽⁸⁾.

Los callitricidos son de los primates no humanos los que presentan mayor capacidad reproductiva⁽⁹⁾. Las hembras suelen ser biovulvatorias, por lo que con frecuencia se presentan gemelos dizigóticos; sin embargo, pueden presentarse tam-

Parámetros fisiológicos y reproductivos para *Callithrix Jacchus* (*).

Temperatura rectal	35,4 - 39,7° C
Frecuencia respiratoria	20 - 50 resp./ min
Frecuencia cardiaca	240 - 350 ppm
Vida máxima	12 años (10 a 16)
Peso al nacer	25 - 35 g
Pubertad machos	17-18 meses
hembras	12 meses
Ciclo estral	14 - 18 días
Primer embarazo	1 año
Gestación	142 - 150 días
Destete	45 días
Espacio entre nacimientos	157 - 178 días

* (1, 4, 8, 9, 11).

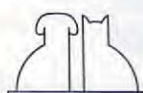
bién nacimientos únicos, triples e incluso cuádruples. En estos dos últimos casos la supervivencia es baja⁽⁹⁾.

En un estudio retrospectivo de una colonia de *C. jacchus*, sobre 294 nacimientos se observa una mortalidad perinatal del 20,6 %, correspondiendo el 90,9 % de las muertes a partos triples o cuádruples, el 9,1 % a partos gemelares y el 0,7 % a partos únicos⁽¹⁰⁾.

Por lo general, los nacimientos tienen lugar por la noche, y la necesidad de intervención obstétrica es raramente necesaria^(6, 8, 10); Richter cita 11 distocias sobre 1.046 partos⁽⁹⁾. En cualquier caso, la causa más frecuente de distocia son los fetos de tamaño grande y la presentación posterior^(6, 8).

La resolución de una distocia requiere, por regla general, de cesárea, aunque a veces sea posible recolocar manualmente a los pequeños y estimular las contracciones uterinas con oxitocina, calcio y suero endovenoso⁽⁸⁾. En todo caso, y si este recurso no es factible, es preferible la cesárea a la embriotomía. No se ha observado que cesáreas repetidas impidan en el futuro partos normales⁽⁶⁾.

La preparación para la cirugía debe contemplar una dieta mínima de 6 horas para la comida



y 3 horas para el agua^(2, 5). Como premedicación anestésica se recomienda atropina, 0,05 mg/kg de peso por vía subcutánea, para prevenir la hipersalivación y la posible bradicardia^(2, 7, 8).

La inducción anestésica puede hacerse con distintos medicamentos:

- Ketamina
5-40 mg/kg intramuscular (según nivel de sedación requerido) (1-3, 6).
- Zolazepam - Tiletamina
4-10 mg/kg intramuscular^(2, 3, 7, 8).
- Tiopental sódico
25 mg/kg endovenoso^(1, 6, 8).
- Fentanil - Droperidol
0,11-0,3 ml/kg intramuscular^(2, 8).

El mantenimiento de la anestesia se consigue con halotano al 50 % con oxígeno y a concentraciones de 0,5-2 %^(4, 7, 8, 12), administrado con mascarilla o por intubación traqueal. No es recomendable el uso de pentobarbital para mantener la anestesia, debido a que provoca depresión respiratoria tanto a la madre como a los pequeños^(2, 6). Al usar halotano debe procurarse no aplicar éste hasta que los pequeños hayan sido retirados⁽⁸⁾.

En lo que se refiere al procedimiento quirúrgico para realizar la cesárea, pueden aplicarse las normas generales usadas para otros pequeños animales.

CASO CLÍNICO.

Atendemos en nuestro centro una hembra de titi de penachos blancos (*C. jacchus*) de 1,5 años de edad, 456 gramos de peso y gestante por primera vez; había sido cubierta 5 meses antes (150 días). Nos indica el propietario que el parto probablemente había empezado la noche anterior (unas 12 horas antes). A la exploración el animal se muestra activo y sus constantes vitales son normales. La zona perivulvar está manchada de exudado verdoso-sanguinolento. No notamos movimiento alguno ni latido cardíaco de los pequeños a la auscultación transabdominal.

Una radiografía en recumbencia lateral muestra dos crías de tamaño grande en posición dorsoilíaca derecha e izquierda respectivamente, con presentación anterior las dos (Fig. 1). Debido al tamaño de las crías en relación a la pelvis materna, a la posición en que se presentan y a la posibilidad de que una de ellas o ambas estuvieran muertas, decidimos practicar una cesárea a la madre. Como medicación preanestésica usamos atropina^(a) 0,05 mg/kg por vía subcutánea. A los 10 minutos inyectamos ketamina^(b), 25 mg/kg por



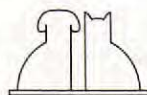
Fig. 1. Radiografía en recumbencia lateral; se observan las dos crías.



Fig. 2. Mantenimiento de la anestesia mediante gases aplicados con mascarilla.

vía intramuscular para la inducción anestésica, y una vez conseguida ésta y colocado el animal en decúbito supino, preparamos el campo quirúrgico, para lo cual rasuramos la zona abdominal y desinfectamos con povidona yodada^(c). Seguidamente y mediante mascarilla, administramos a la paciente una mezcla de halotano al 1 % y oxígeno (al 50 % con óxido nítrico) para el mantenimiento de la anestesia (Fig. 2).

En un primer tiempo quirúrgico incidimos la piel por la línea media ventral, por detrás del ombligo; luego incidimos las capas musculares y el peritoneo, con lo que queda expuesta la pared uterina. Se incide el útero transversalmente, procurando evitar la placenta y seguidamente extraemos los pequeños acompañados de sus placentas (Fig. 3). Retiramos las membranas fetales, ligamos el cordón umbilical y lo cortamos. No observamos en los neonatos ningún signo vital ni latido cardíaco.



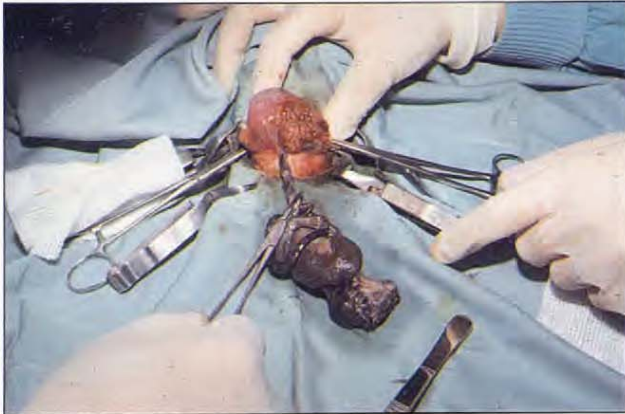


Fig. 3. Extracción de las crías.



Fig. 4. Fase final de la cirugía: sutura cutánea.

co; a pesar de los esfuerzos para reanimarlos, no conseguimos respuesta de ninguno de los dos.

Mientras tanto cerramos el útero mediante dos suturas invertidas continuas con Dexon nº 2/0 USP. A continuación cerramos los planos musculares y peritoneo mediante una sutura discontinua simple con Dexon nº 2/0 USP, seguida de una sutura continua simple para el subcutáneo con el mismo tipo de sutura y finalmente cerramos la piel con una sutura discontinua de punto en U con terylene del nº 1 USP (Fig. 4).

La madre se recuperó sin más problemas y fue entregada a su propietario. Prescribimos para su administración en casa amoxicilina^(d) 11 mg/kg cada 12 horas por vía oral durante 8 días. El postoperatorio transcurrió sin ninguna incidencia y a los 12 días retiramos la sutura cutánea (Fig. 5).



Fig. 5. Doce días después, al retirar la sutura.

DISCUSIÓN.

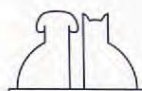
En la práctica clínica habitual de un centro veterinario dedicado a los pequeños animales, el caso presentado constituye una excepción, tanto por la esporádica presentación de primates en nuestra consulta como por la poco frecuente necesidad de la intervención obstétrica en éstos.

La primera duda que se nos presentó fue elegir entre intentar una resolución médica del parto o proceder a su resolución quirúrgica. Nos inclinamos por esta última opción debido a diversos factores:

- Falta de experiencia de la respuesta que podíamos esperar de medicamentos favorecedores del parto como gluconato cálcico, oxitocina, etc. en esta especie.
- Dificultad de manejo del animal en sí y las mínimas posibilidades de manipulación externa de los pequeños.
- Tamaño grande de las crías en relación al canal pélvico de la madre.
- Desconocimiento del momento de inicio del parto.

Una vez decididos por la vía quirúrgica, optamos por la ketamina para la inducción anestésica, debido a que teníamos una cierta experiencia de su uso en cercopitécidos (*Macaca fascicularis*). Al contrario que en perros y gatos, es posible obtener una buena relajación muscular, es fácil de apli-

(a) Atropina sulfato, 1 mg/ml, Braun Medical.
(b) Imalgène inject., Lab. Rhône-Merieux.
(c) Braunosan, Braun Dexon.
(d) Clamoxyl jarabe, Lab. Beecham.



car (vía intramuscular) y tiene una duración de efecto aceptable (según dosis). Además, en estos casos presenta poco efecto depresor sobre las crías⁽⁶⁾. El mantenimiento de la anestesia con halotano es una buena opción, sin embargo hay que tener en cuenta que provoca depresión respiratoria en los neonatos. Debido a ello, algunos autores⁽⁸⁾ recomiendan no aplicarlo hasta que los pequeños han sido retirados del útero materno. En nuestro caso el halotano se aplicó justo antes de la laparotomía, con lo cual nos queda la duda de si las crías no eran ya viables o disminuimos las posibilidades de recuperación debido al anestésico; por el aspecto que presentaban y la ausencia de signos vitales nos inclinamos más bien por la primera posibilidad.

El procedimiento quirúrgico en sí no reviste excesivas complicaciones. El útero en los primates no humanos se halla justo debajo de la pared abdominal. La pared uterina se incide transversalmente, cuidando no incidir un lóbulo placentario, lo cual provocaría sangrado intenso (la placentación de los callitricidos es hemocorial monodiscoide)^(6, 8). El cierre del útero y de la cavidad abdominal una vez extraídas las crías se lleva a cabo de forma rutinaria. El tipo de sutura empleado dependerá a menudo de las preferencias particu-

res del cirujano. En nuestro caso usamos una sutura sintética reabsorbible (Dexon nº 2/0 USP) que posee una resistencia aceptable y es muy bien tolerada.

La sutura cutánea es crítica en estos casos, pues el animal intentará arrancarse los puntos. En nuestro caso nos dio muy buen resultado el uso de una sutura sintética no absorbible (Terylene nº 1 USP). Algunos autores recomiendan el uso de una sutura subcutánea^(4, 12).

Es importante durante el período de recuperación posquirúrgico evitar la hipotermia. El animal debe colocarse en recumbencia lateral, controlando el exceso de salivación (raro si hemos usado atropina), la posible deglución de la lengua, que puede provocar obstrucción respiratoria, y la regurgitación.

Es recomendable administrar antibiótico de forma profiláctica durante los 8 o 10 días siguientes a la intervención. En este caso prescribimos amoxicilina, que es un antibiótico bien tolerado y fácil de administrar en forma de jarabe.

Cabe destacar por último que los pequeños extraídos por cesárea deberán ser criados artificialmente, ya que salvo contadas excepciones no son aceptados por la madre⁽⁶⁾.

BIBLIOGRAFÍA.

1. Brancker, W.M. Primates. En: Cooper, J.E., editor. Primates. BSAVA. pp. 99-105. Inglaterra, 1987.
2. Green, C.J. Animal anaesthesia. Laboratory animals Ltd. (ed.). pp. 217-225. Londres, 1979.
3. Heard, D.J. Principles and techniques of anesthesia and analgesia for exotic practice. En: Quesenberry-Hillyer, editor. Exotic Pet Medicine I. *Veterinary Clinics of North America* 23 (6): 1.301-1.327, 1993.
4. Hearn, J.P. Marmosets and tamarins. En: The care and management of laboratory animals (6ª ed.). Longman Scientific and Technical. pp. 568-581, 1987.
5. Hime, J.M. Primates. En: Cowie, A.F., editor. Manual para cuidado y tratamiento de animales exóticos y de compañía. Ed. Acribia. pp. 99-112. Zaragoza, 1984.
6. Hime, J.M., O'Donoghue, P.N. Patología de los animales de laboratorio. Ed. Acribia. pp. 279-281, 1984.
7. Ialeggio, D.M. Practical medicine of primate pets. *Compendium Contin. Educ. Small Anim. Pract.* 11 (10): 1.252-1.258, 1989.
8. Johnson-Delaney, C.A. Primates. En: Quesenberry-Hillyer, editor. Exotic Pet Medicine II. *Veterinary Clinics of North America* 24 (1): 121-156, 1994.
9. Richter, C.B. Biology and diseases of *Callitrichidae*. En: Fox, G., Cohen, B.J., Loew, F.M., editores. Laboratory Animal Medicine. Academic Press N.C., St. Diego (California) pp. 353-383, 1984.
10. Rothe, H., Darms, K., Koenig, A. Sex ratio and mortality in a laboratory colony of the common marmoset. (*Callithrix jacchus*). *Laboratory animals* 26: 88-99, 1992.
11. Saiz, L., García de Osma, J.L., Compaire, C. Animales de laboratorio. INIA pp. 114-271. Madrid, 1983.
12. Vickers, J.H. Técnicas quirúrgicas en el mono. En: Kirk, editor. *Terapéutica Veterinaria*. pp. 434-438. CECSA, 1970.

