

## TÉCNICA DE COLOCACIÓN PERMANENTE DE UN CATÉTER EN VENTRÍCULOS LATERALES DE LA RATA

### Method for permanent implantation of a catheter in the lateral ventricle of the rat

López, F.\*; Ortega, J.\*\*; Sánchez-Valverde, M. A.\*\*\*; Lasaosa, J. M.\*\*\*; Poza, M.\*

\* Hospital Virgen de la Arrixaca. Servicio de Neurocirugía. El Palmar, Murcia.

\*\* Departamento de Patología Animal (Patología Quirúrgica y Cirugía). Facultad de Veterinaria de la Universidad de Zaragoza.

\*\*\* Departamento de Patología Animal (Patología Quirúrgica y Cirugía). Facultad de Veterinaria de la Universidad de Murcia.

Recibido: 7-3-91

Aceptado: 22-7-91

### RESUMEN

Hemos valorado la fiabilidad de la técnica descrita para acceder a ventrículos laterales en 15 ratas Wistar macho, de 450 g de peso medio, a través de un catéter implantado de forma permanente. El lugar de entrada del mismo se situó 0.8 mm posterior y 2 mm lateral a la izquierda de bregma. Se profundizó 2.2 mm respecto a la duramadre. El catéter se fijó a los tejidos adyacentes con cianocrilato.

Tras 4 días de postoperatorio comprobamos, perfundiendo azul de metileno y haciendo ventriculografías, que los catéteres se mantenían en el ventrículo lateral implantado en todos los animales.

*Palabras clave:* Sistema nervioso central, rata, ventrículos laterales, cateterización.

### SUMMARY

Fifteen male Wistar rats weighing 450 g were used to study the usefulness of a method for the permanent implantation of a catheter in the lateral ventricle. This cavity was approached at 0.8 mm posterior and 2 mm lateral, on the left of the bregma. The catheter was inserted 2.2 mm deep to the duramater and it was glued with cyanoacrylate.

Four days after the implantation, it was checked by transcatheteral infusion of methylene blue and ventriculography that the catheters hold on in the site of implantation and were permeable.

*Key words:* Catheterization. Central nervous system. Lateral ventricles. Rat.

## INTRODUCCIÓN

Distintos autores han cateterizado ventrículos laterales para inocular sustancias a este nivel (GOODRICH *et al.* 1969) o para registrar la presión del líquido cefalorraquídeo.

Las coordenadas a utilizar en el aparato de estereotaxia respecto a bregma, para animales de 300 a 400 g de peso, son 1'5 mm (STARCEVIC *et al.* 1988; MORROW *et al.* 1990) o 2 mm (MELTON *et al.* 1984), lateralmente a bregma, 1 mm posterior a este punto y a 3 mm de profundidad respecto al nivel de la duramadre (MELTON *et al.* 1984; STARCEVIC *et al.* 1988; MORROW *et al.* 1990).

Según PAXINOS y WATSON (1982), la zona más espaciosa de los ventrículos laterales se sitúa 0'8 mm posterior y 2 mm lateral a bregma, y a 2'2 mm de profundidad respecto al nivel de la duramadre. Queremos comprobar en las ratas con las que trabajamos, que tienen mayor peso que las anteriormente descritas, si estas coordenadas son válidas para acceder al ventrículo lateral.

Los autores citados fijan el catéter al cráneo con cemento dental acrílico. Deseamos igualmente comprobar si es posible mantener con seguridad el catéter con pegamento tisular de cianocrilato.

## MATERIAL Y MÉTODOS

Hemos empleado 15 ratas Wistar macho, de 450 g de peso medio y 5-6 meses de edad. Se anestesió a los animales inyectando intraperitonealmente 25 mg de clorhidrato de ketamina, 4 mg de diazepam y 0'1 mg de atropina. Tras depilar su región craneal y dorsocervical, se colocó a la rata en un aparato de estereotaxia. Siguiendo principios básicos de cirugía se incidió la piel y el tejido subcutáneo a lo largo de la línea dorso-medial del cráneo. Después de colocar un separador en los bordes de la herida, se visualizó el periostio craneal, disecando los tejidos adyacentes con un bisturí.

Con la ayuda de un microscopio quirúrgico OPMI 99 Zeiss se localizó bregma, y respecto a ese punto, los nonius del aparato de estereotaxia se desplazaron 0'8 mm posteriormente, y 2 mm lateralmente a la izquierda (Fig. 1). En este lugar se fresó un orificio de 1 mm de diámetro hasta alcanzar, sin perforar, la duramadre (Fig. 2). Con la ayuda del aparato de estereotaxia, se introdujo perpendicularmente por el orificio una aguja rígida de 0'75 mm de diámetro (abbocath T26), profundizando 2'2 mm respecto al nivel de la duramadre (Fig. 3). A continuación se extrajo la aguja, y se liberó al animal del aparato de estereotaxia.

Se preparó un catéter flexible de teflón de 50 cm de longitud y 1 mm de diámetro, terminado en un extremo en un tubo de silicona de 0'75 mm de diámetro y 4 cm de longitud. El catéter se rellenó de suero fisiológico estéril (SFE) tratado con penicilina G sódica, en la proporción de 10 millones de unidades por litro. Se comprobó su permeabilidad con la salida de líquido.

Se introdujo el extremo siliconado del catéter en dos fases por el trayecto realizado. En la primera, penetrando 0'6 mm respecto al nivel del periostio craneal, se alcanzó la duramadre. A continuación, introduciendo 2'2 mm más, debíamos llegar, según PAXINOS y WATSON (1982), al ventrículo lateral izquierdo (Fig. 4).

El orificio del cráneo se selló con celulosa oxidada (surgicel) empapada en n-butil-2 cianocrilato monómero (histoacril), preparando así un primer punto de fijación al catéter (Fig. 5). Se pegó éste a continuación con cianocrilato al tejido subcutáneo, a lo largo de 2 cm. Se suturó la incisión y, finalmente, el catéter se fijó a la piel con cianocrilato en el lugar donde emergía.

Posteriormente, el conjunto se pasó por el interior de un «swivel», fijando éste al animal en el lugar cervical de salida del catéter, con cuatro puntos de seda trenzada del número 0. En el extremo libre del catéter se introdujeron 5 mm de la punta de una aguja hipodérmica, de un grosor ajustado al calibre interno del mismo.

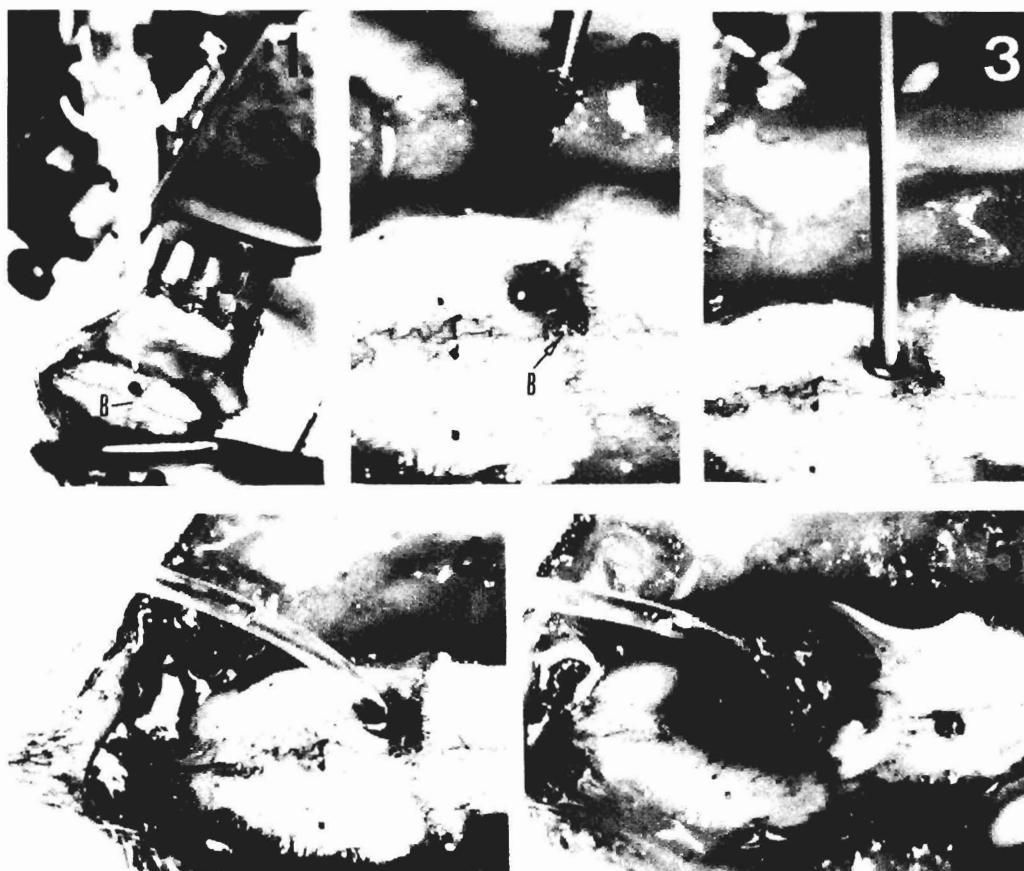


FIGURA 1. Disección de los planos cutáneo y muscular. Localización de Bregma (B) y aplicación de las coordenadas en el aparato de estereotaxia.

FIGURA 2. Fresado del cráneo, 0'8 mm posteriormente y 2 mm lateralmente a Bregma (B).

FIGURA 3. Introducción de una aguja rígida, para crear un túnel de 2'2 mm de profundidad, respecto al nivel de la duramadre.

FIGURA 4. Inserción de un catéter de silicona-teflón, siguiendo el trayecto creado.

FIGURA 5. Sellado del orificio craneal, y fijación del catéter, con celulosa oxidada y cianocrilato.

Perfundimos por el catéter 0'1 ml de SFE tratado con penicilina G sódica en la misma proporción antes citada, para comprobar nuevamente su permeabilidad, después de colocado. Se consideró que el catéter no estaba obstruido

si no se notaba resistencia a la entrada de fluido. Finalmente, el «swivel» se fijó en la jaula.

Cada 24 horas se comprobó la permeabilidad del catéter, introduciendo por el mismo 0'1 ml de SFE.

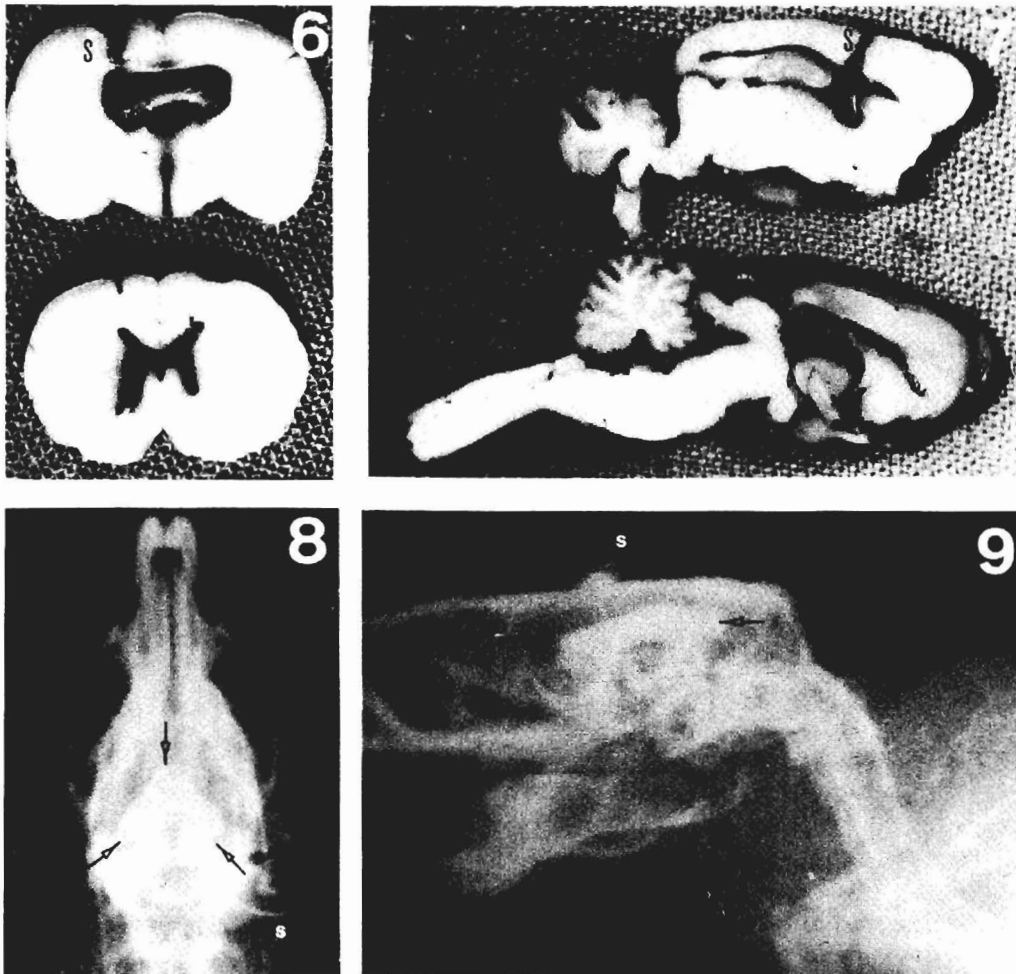


FIGURA 6. Cortes transversales del SNC. Se observan teñidos el trayecto en el que quedó instalada la sonda (S) y la superficie de los ventrículos laterales.

FIGURA 7. Cortes longitudinales del SNC. Se observan teñidos el trayecto en el que quedó instalada la sonda (S) y la superficie de los ventrículos laterales.

FIGURA 8. Ventriculografía ventro-dorsal. Se observa el contraste radiológico, dibujando la sonda (S) y los ventrículos laterales.

FIGURA 9. Ventriculografía latero-lateral. Se observa el contraste radiológico, dibujando la sonda (S) y los ventrículos laterales.

A los 4 días de la intervención, se anestesió nuevamente a los animales según la técnica ya expuesta, y se procedió a su eutanasia por inyección intracardíaca de 25 mg de clorhidrato de ketamina. Se valoró entonces el acceso a ventrículos laterales a través del catéter, mediante técnicas de cromoscopia y radiología.

En 10 animales se introdujo a través del catéter 0'1 ml de azul de metileno. Se extrajo a los 30 minutos el cerebro, incluyendo el cerebelo, el bulbo raquídeo y la médula espinal correspondiente a las dos primeras vértebras cervicales, y se sumergió el conjunto en formol (10%). A los 4 días se realizaron cortes seriados de 1 mm de grosor, longitudinales en 5 piezas, y transversales en las otras cinco. Se valoró a la lupa si las zonas teñidas se correspondían con la superficie de los ventrículos encefálicos.

Por el catéter de los 5 animales restantes, se introdujeron 0'2 ml de ioexol al 75'5% (Omnitrac 350), y se obtuvo en cada animal una placa radiográfica ventro-dorsal y otra látero-lateral izquierda, con 41 Kv, 125 mA, 0'10 segundos y 100 cm de distancia foco-placa. Se valoró la localización del contraste en ventrículos laterales y en el espacio subaracnoideo.

## RESULTADOS

Todos los catéteres se encontraron permeables a lo largo del proceso experimental.

El azul de metileno tiñó en los 10 animales la zona de paso del catéter, toda la extensión de los ventrículos cerebrales y llegó al espacio subaracnoideo de las 2 primeras vértebras cervicales (Figs. 6 y 7).

En las restantes 5 ratas, el contraste radiológico dibujó los ventrículos laterales (Figs. 8 y 9).

## DISCUSIÓN

Al igual que GOODRICH *et al.* (1969),

MELTON y NATTIE (1984), STARCEVIC *et al.* (1988) y MORROW *et al.* (1990) con sus coordenadas, con las nuestras hemos accedido al ventrículo lateral en todos los animales.

Tal como sucede con el cemento dental acrílico (GOODRICH *et al.* 1969; NAKAMURA *et al.* 1987; STARCEVIC *et al.* 1988; MORROW *et al.* 1990), el cianocrilato fijó el catéter con seguridad durante los 4 días que los animales permanecieron en observación.

El método utilizado para implantar un catéter en ventrículo lateral puede aplicarse para registrar la presión del líquido cefalorraquídeo, y para valorar la acción de drogas, hormonas e iones en el sistema nervioso central de ratas no anestesiadas. Consideramos la técnica empleada segura para todos ellos.

## BIBLIOGRAFÍA

- GOODRICH, C. A.; GREEHEY, B.; MILLER, T. B.; PAPPENHEIMER, J. R. (1969): Cerebral ventricular infusions in unrestrained rats. *J. Appl. Physiol.* 26: 137-140.
- MELTON, J. E.; NATTIE, E. E. (1984): Intracranial volume adjustments and cerebrospinal fluid pressure in the osmotically swollen rat brain. *Am. J. Physiol.* 246: R533-R541.
- MORROW, B. A.; STARCEVIC, V. P.; KEIL, L. C.; SEVERS, W. B. (1990): Intracranial hypertension after cerebroventricular infusions in conscious rats. *Am. J. Physiol.* 258: R1170-R1176.
- NAKAMURA, K.; OSBORN, J. W.; COWLEY, A. W. (1987): Pressor response to small elevations of cerebroventricular pressure in conscious rats. *Hypertension* 10: 635-641.
- PAXINOS, G.; WATSON, C. (1982): *The rat brain in stereotaxic coordinates.* Academic Press, Sydney. 157 pp.
- STARCEVIC, V. P.; MORROW, B. A.; FARNER, L. A.; KEIL, L. C.; SEVERS, W. B. (1988): Long term recording of cerebrospinal fluid pressure in freely behaving rats. *Brain Res.* 462: 112-117.