

# XXII CURSO TEÓRICO PRÁCTICO DE MICROCIRUGÍA

18, 19 y 20 de octubre de 2023



## MANUAL DE TÉCNICAS BÁSICAS DE MICROCIRUGÍA EXPERIMENTAL

SERVICIO DE CIRUGÍA PLÁSTICA | SERVICIO DE NEUROCIURUGÍA

 Complejo Asistencial  
Universitario de León

## **técnicas básicas de microcirugía**

---



## **técnicas básicas de microcirugía**

### **Autores:**

**Dr. P. José García Cosamalón**

**Dr. Javier Fernández Fernández**

**Dra. M<sup>a</sup> Victoria Diago Santamaría**

**Dra. Belén Álvarez Fernández**

### **Ilustraciones:**

**D<sup>a</sup> M<sup>a</sup> Isabel Fernández del Río**

**Bonobo S.L.**

### **Edición:**

**Caja España**

**Unidad de Investigación Complejo Asistencial Universitario de León**

### **Diseño y Maquetación:**

**Bonobo S.L.**



*“Realizando ejercicios microquirúrgicos en el laboratorio es donde se adquiere destreza, experiencia y confianza, requisitos previos para realizar intervenciones en el humano”.*

---

**M. Gazy Yasargil**



# ÍNDICE

## **INTRODUCCIÓN**

11 *P.J. García Cosamalón*

## **EL LABORATORIO DE MICROCIRUGÍA**

12 *J. Fernández Fernández / M. Martínez Madrigal*

## **MICROSCOPIO QUIRÚRGICO**

*J. Fernández Fernández*

14 Componentes del microscopio  
17 Normas para el uso del microscopio  
19 Prácticas con el microscopio  
19 Cuidados del microscopio

## **MATERIAL QUIRÚRGICO**

*J. Fernández Fernández / E. González Martínez*

20 Instrumental  
21 Tubos de silicona  
22 Rectángulos de goma  
22 Tubos de irrigación  
22 Coagulación bipolar  
22 Drilis y disección ósea experimental

## **NOCIONES PRELIMINARES**

*P.J. García Cosamalón / E. Iglesias Díez*

23 Postura del cirujano  
23 Posición de las manos  
23 Adaptación al campo microquirúrgico

## **MODELOS EXPERIMENTALES**

*P.J. García Cosamalón / J. Robla Costales*

24 Pollo  
24 Conejo  
24 Placenta humana  
25 Aortas de rata  
25 Rata de microcirugía experimental

## **ANESTESIA Y MANEJO DEL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN**

*M. V. Diago Santamaría / G. Lepe Gómez*

- 26 Fármacos anestésicos y vías de administración
- 27 Gases y vapores anestésicos
- 28 Hipnóticos - analgésicos
- 29 Eutanasia del animal de experimentación

## **MODELOS EN LA RATA CON APLICACIÓN CLÍNICA**

*P.J. García Cosamalón / B. Álvarez Fernández*

- 30 Cirugía Plástica, Reconstructiva y Ortopédica
- 30 Cirugía General, Torácica, Vascular y Urológica
- 30 Cirugía de la esterilidad
- 31 Neurocirugía

## **EJERCICIOS DE SUTURA PRELIMINAR**

*B. Álvarez Fernández / F. J. Ibañez Plágaro*

- 32 Sutura de láminas de goma
- 33 Sutura de tubos de silicona
- 34 Nudo microquirúrgico

## **TÉCNICAS BÁSICAS**

*P.J. García Cosamalón / J. M. Valle Folgueral*

- 35 Sutura microquirúrgica

## **PRINCIPIOS BÁSICOS EN MICROSUTURA VASCULAR**

- 37 *B. Álvarez Fernández / J. Viñuela Lobo / P.J. García Cosamalón*

## **ANATOMÍA DE LA RATA**

*P.J. García Cosamalón / M. Martínez Madrigal*

- 40 Mapa venoso
- 41 Mapa arterial
- 42 Anatomía de la región cervical
- 43 Exposición de la arteria carótida
- 44 Exposición de los vasos femorales
- 45 Exposición del nervio ciático
- 46 Sistema reproductor masculino
- 47 Sistema reproductor femenino

## **TÉCNICAS BÁSICAS DE MICROCIRUGÍA EXPERIMENTAL EN LA RATA**

*P.J. García Cosamalón / E. González Martínez*

- 48 Colocación y sujeción de la rata
- 49 Reanimación y resucitación en la rata
- 49 Técnicas de hemostasia
- 50 Traqueotomía
- 52 Disección de los vasos cervicales
- 53 Disección de los vasos femorales
- 53 Disección de la arteria aorta y cava abdominales

## **EJERCICIOS DE MICROSUTURA ARTERIAL**

*P.J. García Cosamalón / J. Viñuela Lobo*

- 54 Arteriotomía y reparación
- 55 Microparche
- 56 Injerto puente
- 57 Anastomosis término-terminal
- 59 Anastomosis término-lateral
- 61 By pass en medio anillo
- 61 Sutura de vasos de diferente calibre
- 62 Sutura venosa

## **EJERCICIOS DE MICROSUTURA NERVIOSA**

*P.J. García Cosamalón / J. Robla Costales*

- 63 Ejercicios de microsutura nerviosa
- 64 Neurolisis externa
- 64 Neurolisis interna
- 64 Sutura epineural
- 65 Sutura perineural o fascicular
- 66 Injerto fascicular

## **BIBLIOGRAFÍA**



## introducción

La formación en microcirugía es de interés primordial en muchas de las especialidades quirúrgicas entre las que se encuentran:

Otorrinolaringología, oftalmología, neurocirugía, cirugía plástica y reparadora, cirugía ortopédica, cirugía maxilo-facial, cardiocirugía, ginecología, urología y cirugía general.

El adiestramiento ideal en microcirugía debe iniciarse en el laboratorio experimental, desarrollando un programa que cumpla los requisitos para obtener una formación microquirúrgica básica.

Este programa de formación básica debe incluir el conocimiento y manejo del microscopio quirúrgico, conocimiento del material microquirúrgico (instrumental y suturas), conocimiento de la anatomía y fisiología de la rata (animal más universalmente utilizado en los laboratorios de microcirugía), conocimiento del manejo del animal (anestesia, reanimación y cuidados postoperatorios) y aprendizaje de las técnicas de microsutura vascular (arterial y venosa), nerviosa y de otros órganos tubulares como el conducto deferente o cuerno uterino.

El perfeccionamiento técnico y la experiencia se obtendrán posteriormente trabajando con modelos experimentales específicos de cada especialidad.

En este manual se exponen conceptos generales y algunas de las nociones básicas de interés para quien desee iniciarse en microcirugía.

## el laboratorio de microcirugía experimental

La incorporación de procedimientos de microcirugía ha supuesto uno de los mayores avances de la cirugía en los últimos años, ampliando de forma muy notable las posibilidades de la cirugía reconstructiva y reparadora.

El laboratorio de microcirugía debe ser un espacio imprescindible en todos los centros quirúrgicos, donde los jóvenes cirujanos adquieran un adiestramiento básico y su posterior perfeccionamiento, así como será también lugar propicio para incentivar trabajos de investigación en microcirugía experimental.

Los objetivos básicos de un laboratorio de Microcirugía Experimental serán:

- Enseñanza de técnicas microquirúrgicas.
- Mantenimiento mediante el trabajo continuado de la habilidad microquirúrgica.
- Desarrollo de programas de investigación.

Las instalaciones van a depender de las posibilidades económicas y de los objetivos más o menos ambiciosos con los que se quiera dotar al Laboratorio de Microcirugía, desde una simple habitación con una mesa de trabajo a amplias salas con múltiples estaciones de trabajo dotadas de los más sofisticados sistemas y equipamientos de los que luego hablaremos en el capítulo de Instrumental y Material.

### **Material Básico**

*Estación de trabajo formada por:*

- Mesa de trabajo que debe de estar firmemente fijada al suelo para evitar movimientos indeseados. Su diseño debe de permitir el acoplamiento cómodo del cirujano, manteniendo el tronco erguido y los antebrazos apoyados sobre ella.
- Sillas, que preferiblemente deben ser regulables en altura y móviles.
- Tabla para fijación de animales.

- Foco de iluminación, a ser preferible de luz fría.
- Microscopio operatorio que puede estar acoplado a la mesa o disponer de estativo de pié.
- Coagulación bipolar.
- Motor de altas revoluciones con su equipo de fresas.
- Instrumental quirúrgico básico para técnicas auxiliares.
- Instrumental microquirúrgico.
- Equipo de Imagen que incluya, cámara de vídeo acoplada al microscopio quirúrgico, vídeo grabadora y monitor de TV que permita la visualización en tiempo real del trabajo que está realizando el investigador.
- Sistemas de monitorización, que permitan el control de las constantes del animal experimental mientras dura el ejercicio o el trabajo de investigación, que incluyen: Monitor de Presión Arterial, Monitor de Presión Intracraneal, Monitor de Flujo, etc.
- Sistemas de irrigación, generalmente se utilizan equipos de suero fisiológico, que permiten el lavado o mantenimiento de una vía.
- Vitrinas para la colocación de fármacos.
- Armarios para guardar el instrumental microquirúrgico.

### **Animalario**

- Dispondrá de agua corriente, sistemas de eliminación de excrementos y residuos y sistemas de control de temperatura. Debe de estar dotado con reguladores que permitan mantener ciclos de luz-oscuridad cada 12 horas.
- Los animales de experimentación estarán separados por especies, identificados en relación con la especie, peso y edad, variando en relación con este hecho el número de animales que pueden permanecer juntos en cada jaula.
- Cada jaula dispondrá del agua y alimento necesario.
- Personal especializado se encargará del cuidado, mantenimiento y alimentación de los animales de experimentación.

## microscopio quirúrgico

El microscopio está compuesto de una serie de lentes, prismas y una fuente de luz, con lo que se obtiene una imagen estereoscópica magnificada e intensamente iluminada.

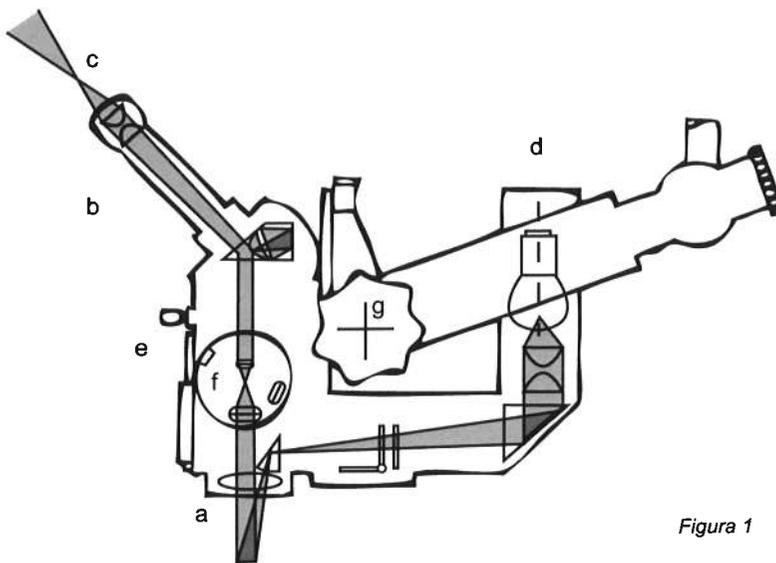


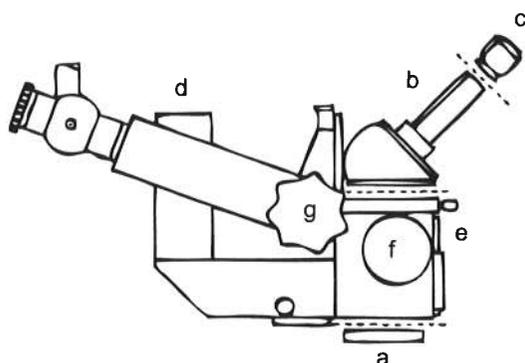
Figura 1

### COMPONENTES DEL MICROSCOPIO

#### · **Lente del objetivo** (Figura 1a y 2a)

La distancia focal de la lente del objetivo es la que determina la distancia de trabajo del microscopio (distancia entre esta lente y el objetivo). Por ello, es desmontable y existen lentes con distancias focales que varían entre 150 a 400 mm. La más usada en microcirugía experimental es de 200 mm. En microcirugía clínica, según la mayor o menor profundidad de campo a abordarse, se precisan lentes de 200, 250 ó 300 mm.

Figura 2



- a. Lente del objetivo
- b. Tubos binoculares
- c. Lentes de los oculares
- d. Fuente de luz
- e. Cuerpo del microscopio
- f. Control de magnificación
- g. Mando de enfoque

### · **Tubos Binoculares** (Figura 1b y 2b)

Los tubos binoculares contienen una lente de objetivo y un prisma para orientación de la imagen. En el extremo proximal al cirujano se acoplan las lentes binoculares de observación.

Hay dos tipos de tubos binoculares: angulados y rectos. Los angulados (en ángulo de 45°) son los que se usan con más frecuencia en el laboratorio y en clínica (cuando el campo está en posición horizontal y perpendicular a la lente de objetivo del microscopio). Los tubos binoculares rectos se usan con menor frecuencia (por ejemplo, en operaciones con el paciente en posición sentada: lesiones de la fosa posterior)

El par de tubos binoculares viene con lentes de distancia focal de 125 ó 160 mm.

Los binoculares son móviles para poderse ajustar a la distancia interpupilar del cirujano.

### · **Lentes de los oculares** (Figura 1c y 2c)

Son las lentes de observación y se acoplan a los tubos binoculares. Estas lentes se pueden adaptar a la agudeza visual de cada individuo mediante una escala para corregir, si es preciso, los defectos de refracción. Esta escala de corrección de dioptrías va de 0 (visión normal) a -8 y +8, según el grado de miopía o hipermetropía, respectivamente.

Las lentes de los oculares pueden ser 10X, 12,5X, 16X ó 20X. Las de uso más común son 12X ó 16X.

· **Fuente de luz** (Figura 1d y 2d)

La fuente de luz puede ser con sistema de lámpara o fibra óptica. La mayoría vienen equipados con un sistema de transformador y bombillas de 30 a 50 W. La iluminación es concéntrica con el campo de visión, con lo que se obtiene una visión telescópica aun en campos muy estrechos y profundos.

· **Cuerpo de microscopio** (Figura 1e y 2e)

Es la parte central del microscopio y está suspendida por un sistema de brazos articulados desmontables, con ajustes que permiten su desplazamiento en sentido lateral y ántero-posterior.

· **Mandos de control**

>> **Control de magnificación** (Figura 1f y 2f)

En la mayoría de los microscopios, el cambio de magnificación se hace manualmente y, en los más sofisticados, con zoom automático y control de pedal.

Los mandos de magnificación manual tienen las siguientes posiciones: 6X, 10X, 16X 25X y 40X, que corresponden a los 5 grados de magnificación que contiene el sistema de tambor. Las posiciones 6, 10, 16, 25 y 40, sólo son números de referencia y no los aumentos reales. El cálculo de los diferentes aumentos reales viene en la Tabla 1.

El sistema por zoom contiene una lente telescópica cuya magnificación se cambia de forma automatizada por control remoto.

Objetivo mm.	Aumentos					Ocular
	6	10	16	25	40	
200	3	5	8	13	20	
300	2	3	5	8	13	10X
400	1,5	2,5	4	6	10	
200	4	6	10	16	25	
300	2,5	4	6	10	16	12,5X
400	2	3	5	8	13	
200	5	8	13	20	32	
300	3	5	8	13	20	16X
400	2,5	4	6	10	16	
200	6	10	16	25	40	20X
300	4	6	10	16	25	20X
400	3	5	8	13	20	

>> *Mandos de enfoque* (Figura 1g y 2g)

Están dispuestos a los lados del cuerpo del microscopio y sirven para conseguir un enfoque de precisión ("foco fino" o "micrométrico").

En los microscopios modernos, éste se consigue también por control remoto o de forma automática.

#### · **Accesorios**

>> *Visor accesorio*

El tubo de visión accesorio se acopla lateralmente al cuerpo del microscopio y sirve para observación del ayudante o la instrumentista. El ocular de este tubo dispone también de escala correctora de dioptrías. Para la orientación del campo de visión hay una arandela rotativa en la mitad del tubo.

>> *Cámara de fotografía y video*

Estos equipos se acoplan en un soporte especial en uno de los lados o por encima del cuerpo del microscopio.

## **NORMAS PARA EL USO DEL MICROSCOPIO**

---

Cuando el cirujano no tiene defectos de refracción, los pasos son los siguientes:

- Girar el corrector de dioptrías hasta la posición "O".
- Colocar un objeto plano con caracteres bien definidos frente al campo Óptico.
- Encender la luz del microscopio.
- Poner con el mando de aumentos el máximo aumento (algunos autores aconsejan ponerlo al mínimo, pero con ambos extremos se consigue el mismo fin)
- Dejar los mandos de enfoque en la mitad de su recorrido (suele haber una marca lateral que indica este punto)
- Desplazar el cuerpo del microscopio hasta ver la imagen del objeto a enfocar (esta distancia corresponde aproximadamente a la distancia focal del objetivo)
- Desplazar los oculares hasta adaptarlos a la distancia interpupilar y obtener una sola imagen (visión binocular)
- Con los mandos de enfoque se busca la máxima nitidez de imagen. En ese punto, el microscopio ha quedado enfocado. Si el enfoque es perfecto, se mantendrá invariable en todos los cambios de aumento.

Cuando el cirujano tiene defectos de refracción, puede optar por trabajar con las gafas o graduar la visión con el microscopio por medio del corrector de dioptrías que tienen los oculares, haciéndolo individualmente para cada ojo. Mientras se corrige la refracción de un ojo, el otro ocular se puede tapar con una tarjeta para que no resulte molesto. (Ver en pág. 14 "lentes de contacto")

· **Uso de la magnificación apropiada**

Para la disección muscular y vascular, se debe usar magnificación de 6 ó 10X y, para hacer la sutura, magnificaciones de 16 ó 25X.

Es aconsejable, en general, ajustar la magnificación en relación al tamaño del objetivo.

tamaño del objetivo	magnificación
5 - 10 mm	6
2 - 5 mm	10
1 - 2 mm	16
0,5 - 1 mm	24 - 40

Es importante tener en cuenta que el diámetro del campo de visión a través del microscopio depende del grado de magnificación. (Figura 3)

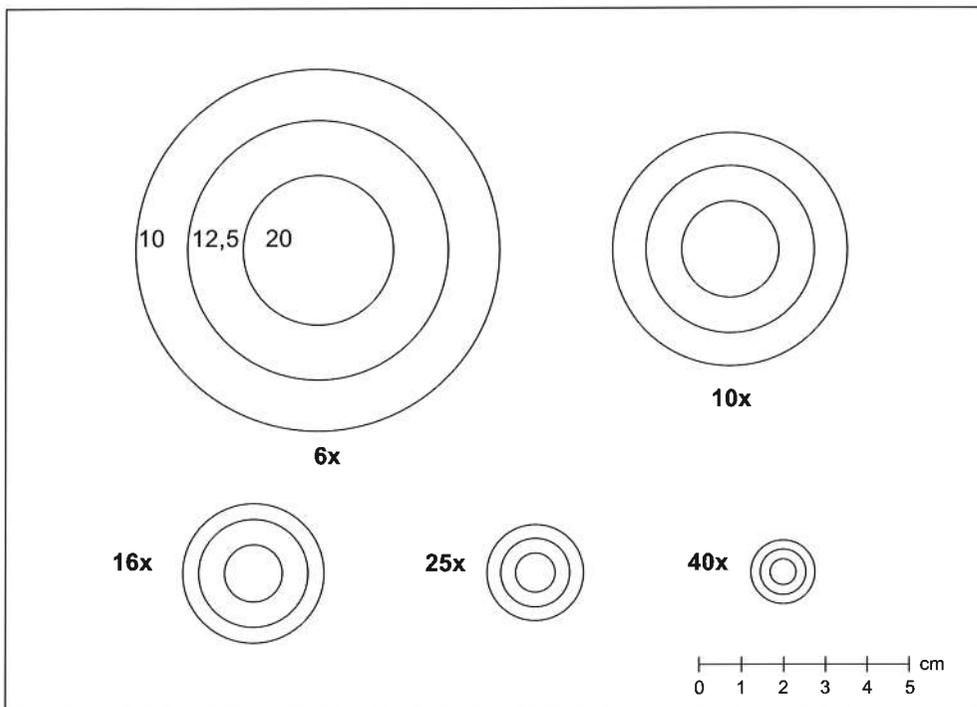


Figura 3

*Tamaños del campo de visión en relación con la magnificación (6-40X) y las lentes de los oculares (10-20X)*

## PRÁCTICAS CON EL MICROSCOPIO

---

- Desmontar las diferentes partes del microscopio
- Montar y fijar el microscopio
- Desbloquear los brazos articulados y ver los respectivos desplazamientos que permiten al microscopio
- Centrar el microscopio en una determinada posición elegida
- Desmontar la caja de la fuente de luz y cambiar la lámpara
- Regular la distancia interpupilar
- Enfocar un objeto del campo operatorio
- Bloquear los brazos articulados
- Dejarlo regulado para empezar la intervención

## CUIDADOS DEL MICROSCOPIO

---

- Evitar que se deposite polvo o se manchen las lentes del objetivo y de los oculares. La limpieza de las mismas debe hacerse con gamuza de lentes humedecida con agua o con torunda de algodón humedecida en acetona.
- No apretar demasiado fuerte los mandos de bloqueo del brazo soporte.
- Si es necesario, mover el microscopio en cualquier sentido, debiendo sujetarse por los mandos de enfoque o por todo el cuerpo, y no por los tubos binoculares.
- El compartimento de la lámpara no debe cubrirse mientras se trabaja, para evitar sobrecalentamiento.
- Cuando no se usa el microscopio, no debe quedar descubierto. Se debe cubrir por completo con una bolsa de plástico.
- No usar alcohol, éter o acetona para limpiar las superficies del microscopio.
- No trabajar con la luz del microscopio en la máxima intensidad (ésta se reserva para hacer fotos), porque produce fatiga en la visión y acorta la vida de la bombilla. Por el mismo motivo, la luz no debe encenderse y apagarse repetidamente.

## material quirúrgico

Para iniciarse en microcirugía experimental es aconsejable usar muy pocos y sencillos instrumentos. Éstos deben ser rectos y de 10 – 12 cm. De longitud. Cuando se tiene experiencia, y si la profundidad de campo lo requiere, se usará instrumental de mayor longitud en “bayoneta”.

### INSTRUMENTAL

---

- PINZA DE JOYERO nº 2: Útiles para disección, como portaagujas y para hacer nudos.
- PINZA DE JOYERO nº 5: Sirven para disección, sujetar o traccionar tejidos delicados y para hacer nudos. Las pinzas de joyero nº 5 y nº 7, con puntas modificadas en ángulos de 45 y 90°, se utilizan como portaagujas o como dilatadores de vasos, respectivamente.
- TIJERA DE WESTCOTT CURVA con punta roma: Útiles para hacer disección.
- TIJERA DE WESTCOTT RECTA con puntas agudas: Sirven para hacer la transección de los vasos, cortar la adventicia y cortar los puntos de sutura.
- PORTAAGUJAS: Para los primeros ejercicios de microsutura, es recomendable usar como portaagujas simples pinzas de joyero nº 2 rectas o nº 5 y nº 7 de puntas acodadas o curvas. Con éstas es más fácil adaptarse a la suave presión requerida para sujetar la aguja. Los portaagujas para microsutura no deben tener cierre de seguridad entre sus brazos, para evitar realizar una presión excesiva que puede transmitirse al tejido a suturar. Son útiles los portaagujas de oftalmología (modelos de Barraquer y Castroviejo)
- EQUIPO DE DISECCIÓN MACROSCÓPICA: Para la disección de los planos superficiales y sutura de los mismos, se usará un equipo convencional de cirugía, que debe constar de: bisturí del nº 11, pinzas sin y con dientes tipo Adson, tijeras curvas y rectas pequeñas y portaagujas medianos o pequeños.

- **CLAMPS VASCULARES:** Sirven para realizar hemostasia en vasos grandes o para interrumpir transitoriamente el flujo sanguíneo en el segmento de vaso a abordar (ejercicios de arteriotomía y sutura, fenestración y parche y sutura término-lateral). Son útiles para este fin los clips de aneurismas cerebrales diseñados por Yasargil, Scoville, Sundt, Mayfield, etc., o modelos similares)
- **CLAMPS DOBLES CON APROXIMADOR:** En la sutura término-terminal es preciso mantener afrontados los dos extremos del vaso a suturar después de la retracción que se produce con la transección del mismo, evitándose una sutura a tensión. Estos clamps facilitan la sutura de la cara posterior girándolos 180°. Los de uso más corriente son los diseñados por ACLAND, Weck, Heifetz o modelos modificados de los mismos.
- **RETRACTORES:** Como separadores de tejidos, se usan clips de papel modificados con doble garfio o en forma de anzuelo.
- **SUTURAS:** Las suturas más usadas son el nylon monofilamento de 9/0 y 10/0 con agujas de 3-5 mm. De longitud, 50-100 micras de diámetro, radio de 1/2 ó 3/8 de círculo, punta cónica y cuerpo cilíndrico.
- **MICROINSTRUMENTOS PARA CAMPO PROFUNDO:** Estos instrumentos están diseñados en forma de bayoneta con longitudes de 18/20 cm. Las puntas de las pinzas deben tener una separación no mayor de 8 mm., los portaagujas deben tener una apertura no mayor de 3 mm. y las puntas de las tijeras deben abrir no menos de 2 mm. y no más de 5 mm. dependiendo de la longitud de sus hojas. Estos instrumentos son de uso corriente en neurocirugía y en el laboratorio se usan a través de simuladores de campo profundo (vasos de plástico cortados transversalmente, cajas perforadas, etc.)

## **TUBOS DE SILICONA**

---

Los tubos de silicona son útiles en los ejercicios de microsutura vascular (término-terminal o término-lateral), para mantener el diámetro del vaso durante la sutura. Pueden usarse en forma de un pequeño tubo simple biselado en sus dos extremos, cuando el segmento de arteria ha sido aislado mediante clamps o tubos en "T" que sirven como shunt temporales para mantener el flujo durante el ejercicio. Estos últimos precisan fijación externa con ligaduras en forma de microtorniquetes.

## RECTÁNGULOS DE GOMA

---

Hechos de guantes de goma o de globos de colores, con dimensiones de 1x2 cm, sirven para aislamiento y protección de los tejidos de alrededor del campo quirúrgico y evitar la adherencia del material de sutura a los mismos. Los rectángulos hechos de globo tienen la ventaja de ofrecer contrastes de color para iconografía.

## TUBOS DE IRRIGACIÓN

---

Para irrigar el vaso a anastomosar, se usan jeringas de insulina conectadas a tubos de silicona, cánulas lacrimales o agujas anguladas de uso en Oftalmología.

## COAGULACIÓN BIPOLAR

---

La coagulación bipolar, al generar corriente únicamente ente los dos extremos de la pinza, coagula sólo en el punto elegido, sin irradiación térmica más allá de ese punto. De allí sus ventajas en microcirugía por no ser trombogénica y no lesionar los tejidos circundantes.

### · *Consejos para el uso correcto de la coagulación bipolar:*

- Hacer contactar suavemente los extremos de la pinza con las paredes del vaso. No comprimir el vaso entre las pinzas.
- Usar potencias bajas entre 2 y 2,5, para evitar carbonización.
- Antes de seccionar un vaso, éste debe ser coagulado en varios puntos contiguos, abriendo y aproximando los extremos de la pinza y no sólo en un mismo punto.
- Limpiar las puntas de las pinzas con gasa húmeda cuando se deposite en ellas material "carbonizado".

## DRILLS Y DISECCIÓN ÓSEA EXPERIMENTAL

---

Los drills de alta velocidad con motor eléctrico o neumático (turbinas de aire comprimido) son de gran utilidad en otorrinolaringología, neurocirugía, cirugía ortopédica, cirugía maxilo-facial y cirugía plástica. El adiestramiento en el manejo de esta tecnología bajo magnificación o no, es deseable se realice en el laboratorio experimental. Como complemento, es interesante disponer de un equipo de irrigación-aspiración.

El modelo para este entrenamiento es el esqueleto humano o de animal.

# nociones preliminares

## POSTURA DEL CIRUJANO

---

El cirujano debe acomodarse frente a los oculares del microscopio ajustando la altura de la silla, de tal manera que el cuello quede en una postura neutra confortable y el dorso relajado.

## POSICIÓN DE LAS MANOS

---

Los bordes cubitales de los antebrazos y manos deben descansar sobre la mesa. Los instrumentos se sujetarán en una posición similar a la de escribir.

## ADAPTACIÓN AL CAMPO MICROQUIRÚRGICO

---

La interposición del microscopio entre el cirujano y el campo quirúrgico impone una serie de condicionantes:

- El eje de visión del cirujano no es paralelo al del microscopio.
- Las manos no tienen control visual directo.
- El campo visual se reduce al del microscopio.
- La percepción de las distancias se incrementa proporcionalmente al grado de magnificación.
- Restricción de movimientos a nivel del cuello y tronco.

Bajo estas circunstancias, los movimientos del cirujano tienden a incrementarse entre 8 y 40 veces.

Como consecuencia de lo expuesto, al principio, los movimientos de las manos tienden a ser desproporcionados y artefactados por temblor.

Cuando se ha conseguido la adaptación al campo microquirúrgico, los movimientos de las manos pasan de ser desproporcionados a ser ralentizados, en proporción inversa al grado de magnificación.

Para conseguir esta adaptación es recomendable hacer ejercicios con instrumental de tamaño intermedio y mínima magnificación (6x ó 10x).

## modelos experimentales

Como alternativa a los ejercicios de sutura vascular y nerviosa en el animal vivo se pueden utilizar piezas anatómicas de cadáver (vasos y nervios frescos tomados de necropsias o de extremidades amputadas), de animales (pollo o conejo), órganos frescos (placenta humana) o aortas de rata cadáver, preparadas para este fin.

### POLLO

---

Las regiones que tienen interés para sutura vascular son el cuello (*modelo propuesto por Nava Pechero*), el mediastino superior y la pata. Los vasos del mediastino tienen diámetros entre 0,5 y 3,3 mm. La carótida común es de diámetro similar a la arteria digital humana. En el muslo, los vasos serían equivalentes, en diámetro, a los de la mano y los de la pantorrilla a los dedos (Govila, Secur).

La arteria braquial del pollo tiene aproximadamente 1 mm.

El tendón flexor profundo del dedo medio de la pata del pollo es un buen modelo para ejercicios de sutura tendinosa.

La estructura del nervio es muy diferente a la humana, por lo que no es buen modelo para la práctica de sutura nerviosa.

### CONEJO

---

La pata del conejo sirve igualmente como modelo de entrenamiento, tanto para sutura vascular como nerviosa.

### PLACENTA HUMANA

---

La superficie fetal de la placenta fresca está surcada de gran cantidad de vasos arteriales y venosos, muy útiles para la práctica de sutura vascular. Según McGregor, el diámetro promedio de las arterias de la porción central es de 3,1 mm. (1,0-5,0) y en la periferia, 0,95 (0,5-2,0). En las venas, 3,9 (2,0-7,0) en la porción central, y 1,6 (0,5-3,0) en la periferia.

## AORTAS DE RATA

---

Disecar la aorta de la rata en una extensión lo más amplia posible seccionando sus ramas, dividirla en segmentos de 1-2 cm. y congelarlos a -30°. En el momento de utilizarlas, se descongelan y se montan sobre una plancha de corcho y se sujetan con grapas. (*Modelo propuesto por Vaquero Puerta*)

## RATA EN MICROCIROUGÍA EXPERIMENTAL

---

La rata es el animal de mayor utilidad para realizar ejercicios de sutura y anastomosis vascular, así como en los de sutura e injerto nerviosos. La rata tiene, además, una serie de ventajas que la convierten en el animal ideal para laboratorio de microcirugía experimental: son fáciles de conseguir, relativamente baratas, fáciles de manejar, su mantenimiento es muy simple, son resistentes a la infección y sus vasos presentan poco espasmo. Las de más fácil adquisición son las de la cepa Wistar. Estos animales deben pesar al menos 250-300 g. para que el calibre de sus vasos sea de un diámetro apropiado: arterias carótidas de 0,8-1 mm. y arterias femorales de 0,6-0,8 mm.

### · *Datos vitales de la rata*

- Longevidad: 2 a 3 años.
- Peso a los 90-120 días: 330g. Peso del adulto: 300-600g.
- Aumento de peso: aprox. 1g./ día. Temperatura rectal: 37,5 a 38,2° C.
- Frecuencia cardiaca: 330 latidos/minuto (límites 300-500).
- Presión sanguínea: 100 mmHg.
- Frecuencia respiratoria: 90 respiraciones/minuto (límites 63 y 179 r.p.m.)
- Hematocrito: 46%.
- Hemoglobina: 14,8 g. por 100 ml.
- Volemia: 7 ml. Por 100 g. de peso corporal.
- Volumen crítico de sangría: 3 ml. por 100 g. de peso corporal en 60 minutos y 2,6 ml. por 100 g. de peso en 10 minutos.

## **ANESTESIA Y MANEJO DEL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN**

---

La anestesia, del griego anaesthesia (sin sensación), es la privación total o parcial de la sensación dolorosa, provocada con una finalidad biomédica y, que en Cirugía Experimental, se utiliza habitualmente de forma general en las intervenciones quirúrgicas a las que son sometidos los animales de laboratorio.

Esta técnica, nos permite no sólo suprimir en el animal de experimentación el dolor sino inmovilizarle y facilitar así su manejo, no producirle estrés, inquietud o temor que puedan alterar los resultados experimentales por modificar los valores metabólicos o hemodinámicos de reposo y cumplir las recomendaciones de la Directiva del Consejo de Europa del 24 de noviembre de 1986 y la Legislación Española del Real Decreto 223 del 14 de marzo de 1988, sobre experimentación animal.

Creemos fundamental un conocimiento exhaustivo de los fármacos anestésicos y su forma de administración que nos permita elegir aquella técnica más adecuada que no interfiera con nuestro trabajo experimental al tiempo que nos facilite, sobre todo en aquellos trabajos agudos, el despertar del animal, sin provocar su aplicación mayor trauma que el propio experimento y sin olvidar que la descripción de los diferentes fármacos anestésicos en relación a sus dosis se refiere a animales sanos y en buen estado general, teniendo que ajustar las dosis en los casos que esto no ocurra.

En este Curso nos vamos a referir a la anestesia en la rata, que es el animal de experimentación con el que vamos a trabajar a lo largo del mismo.

## **FÁRMACOS ANESTÉSICOS Y VÍAS DE ADMINISTRACIÓN**

---

Disponemos de dos grandes grupos de fármacos anestésicos en relación a las vías de administración. Teniendo esto en cuenta, los dividimos de la siguiente forma:

- gases y vapores, administrados por vía inhalatoria y
- hipnótico-analgésicos, administrados por vía parenteral.

## GASES Y VAPORES ANESTÉSICOS

---

Se utilizan con frecuencia en la rata, sobre todo en aquellas intervenciones quirúrgicas que produzcan alteraciones o modificaciones estructurales o hemodinámicas en hígado y/o riñón y, en especial, cuando precisemos el despertar del animal, pues este tipo de sustancias tienen la ventaja de ser eliminadas rápidamente una vez que su administración es suprimida, produciendo en el animal una recuperación anestésica inmediata y un buen postoperatorio.

De los vapores anestésicos sólo vamos a comentar el Eter Etilico ( $\text{CH}_3\text{-CH}_2\text{-O-CH}_2\text{-CH}_3$ ), líquido incoloro, irritante, muy volátil, inflamable y explosivo, que se oxida con la luz, el aire y el calor, atraviesa la barrera placentaria, produce una gran salivación, es eficaz y barato y su utilización está contraindicada en presencia de electricidad estática o de diatermocoagulación. Su inconveniente es el tener la dosis anestésica y la dosis mortal muy próximas, produciendo la muerte por parálisis del centro respiratorio y posterior parálisis del centro vasomotor.

La inducción anestésica con esta sustancia, en animales pequeños, se hace en una cámara o campana de vidrio transparente, que nos permite en todo momento ver los movimientos del animal, dentro de la cual introduciremos una gasita o torunda de algodón impregnada con esta sustancia de tal forma que el recipiente contenga una concentración de gas o vapor anestésico suficiente que una vez inhalado por el animal le produzca sueño. El tiempo de permanencia del animal dentro de este recipiente es variable, dependiendo de lo que tarde en dormirse, momento en el cual será extraído, si esto se alarga mucho, puede introducirse otra torunda impregnada en esta sustancia. Es habitual que el animal antes de dormirse presente un periodo de lucha que se manifiesta por un estado de agitación, ansiedad, taquicardia y taquipnea.

El mantenimiento de la anestesia, una vez sacado el animal de la campana, se lleva a cabo colocando cerca del hocico de éste un anaclín o material similar que actúe a modo de mascarilla facial, en cuyo fondo se dispone un algodón o gasita impregnada del anestésico, de tal forma que el animal pueda respirar una mezcla de aire ambiente y éter.

La profundidad de la anestesia requiere experiencia pues hay que tantearla controlando el reflejo corneal, el grado de contracción o relajación del rabo, tamaño de las pupilas, movimiento del bigote o respuesta del animal al dolor, lo que a veces, sobre todo cuando realizamos cirugía de precisión, hace que necesitemos una atención especial para

ello o bien, un ayudante que nos mantenga al animal en un estado de narcosis adecuado durante todo el tiempo que dure la intervención.

Como hemos indicado anteriormente, el éter produce un aumento de la salivación y secreciones nasofaríngeas, para evitar estos efectos debemos administrarle atropina a una dosis de 0,2 mg/Kg de peso corporal por vía subcutánea, generalmente en una pata posterior.

## **HIPNÓTICO-ANALGÉSICOS**

---

Son sustancias que se administran por vía parenteral, en la rata la vía más utilizada es la intraperitoneal, deprimen el sistema nervioso central e inducen el sueño tras la dosis inicial después de un período de latencia más o menos largo. El animal se despertará tras metabolizar estos agentes en el hígado o tras su excreción por el riñón, lo que está en relación con la dosis utilizada y el buen funcionamiento de estas vísceras.

De los hipnóticos-analgésicos sólo vamos a comentar la Ketamina, líquido transparente, incoloro y ácido, que se utiliza en una solución acuosa al 1-5%. Es un hipnótico de acción rápida, con una potente acción analgésica que respeta los reflejos palpebrales, faringolaríngeos y el tono del músculo esquelético. Produce aumento del consumo de oxígeno cerebral y del miocardio, taquicardia, aumento de la tensión arterial y del L.C.R. y depresión respiratoria en los cuadros de sobredosis, por lo general poco frecuentes pues tiene un margen de seguridad amplio.

Para administrar este tipo de anestesia hay que saber manejar la rata, para ello se la saca de la jaula, habitualmente con una mano desnuda, agarrándola por el rabo, cerca de la raíz y de forma rápida se la apoya en una superficie lisa y aprovechando el reflejo de huida se le coloca la otra mano, generalmente enguantada, sobre el dorso arrastrando las patas anteriores hacia la cara del animal, de esta forma dejamos expuesto el abdomen para poder administrar los fármacos por vía intraperitoneal. La punción se realiza en la línea media del abdomen en un punto intermedio en la línea xifo-pubiana, con una aguja fina (25Gx5/8", 0,5x16mm). Posteriormente el animal se introducirá en una jaula hasta su narcosis.

Para administrar dosis de mantenimiento se repite la operación descrita o bien, si el abdomen está abierto, se rocían las vísceras con el anestésico. No olvidar que estas dosis serán siempre menores que la inicial y se ajustarán al tipo de anestésico utilizado. Con este tipo de anestesia, y siempre que no precisemos abrir el tórax, la ventilación mantenida en el animal de experimentación es espontánea.

En relación a los cuidados del animal antes de la anestesia, la rata es un animal que no necesita cuidados especiales y aunque se aconseja mantener al animal en dieta absoluta durante 12-24 horas, no es obligatorio pues la rata no tiene reflejo del vómito y no hay peligro de broncoaspiración.

Los cuidados del animal después de la anestesia tampoco son necesarios. El animal se despertará diferente según el tipo de anestesia utilizada. Sí se puede mejorar la misma si aportamos calor en el postoperatorio inmediato, sobre todo si hemos mantenido el abdomen abierto.

El animal después de finalizar el trabajo experimental es devuelto a su jaula con dieta sólida y líquida ad libitum.

Durante la anestesia se pueden producir accidentes cardio-respiratorios que hay que tener siempre presentes para poder resolverlos lo más pronto y eficazmente posible.

Ante una parada respiratoria, generalmente producida por una sobredosis anestésica, hay que interrumpir la administración del fármaco, verificar la permeabilidad de la vía aérea y proceder a ventilar a la rata.

Ante una parada cardíaca, generalmente secundaria a una parada respiratoria o shock hipovolémico, realizaremos un masaje cardíaco directo, si tenemos la cavidad torácica abierta o indirecto, si la tenemos cerrada.

## **EUTANASIA DEL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN**

---

La legislación nos indica que al final de un experimento, cuando no se vaya a conservar la vida al animal de experimentación, éste debe ser sacrificado lo antes posible y mediante un método humano.

Podemos definir la eutanasia animal como un método dirigido y controlado de sacrificio del animal, de una manera rápida e indolora y siempre bajo los efectos de la anestesia.

En este curso se realiza por un factor condicionante de necesidad, que es el fin del trabajo propuesto y podemos emplear:

- un método físico: dislocación cervical, o
- un método químico: anestesia a altas dosis.

## **modelos en la rata con aplicación clínica**

Los ejercicios de microcirugía vascular en la rata aunque están fundamentalmente orientados a adquirir una buena coordinación y destreza microquirúrgica, sirven de modelo bastante aproximado para algunas técnicas de aplicación en el humano:

### **CIRUGÍA PLÁSTICA, RECONSTRUCTIVA Y ORTOPÉDICA**

---

- Anastomosis en arteria epigástrica superficial, con diámetro de 0,5 mm. similar al de los vasos digitales, sirve de modelo en cirugía reconstructiva de la mano.
- Transplante de piel, vascularizados (región inguinal-región cervical). Son de utilidad como modelo para la reparación de defectos cutáneos con colgajos de piel vascularizados.
- Amputación parcial o completa de la extremidad posterior de la rata, modelos donde se combinan técnicas de reparación vascular y nerviosa, útiles en la cirugía reconstructiva de los miembros.

### **CIRUGÍA GENERAL, TORÁCICA, VASCULAR Y UROLÓGICA**

---

Transplante experimental de órganos como micro-modelos para cirugía de trasplantes humanos: transplante de hígado, páncreas, intestino, pulmón, corazón, riñón, etc.

### **CIRUGÍA DE LA ESTERILIDAD**

---

Ejercicios de disección y sutura del útero (cuerno uterino) en la rata hembra y conducto deferente en rata macho, útiles como modelos para aplicación en la reparación microquirúrgica en humano.

## NEUROCIRUGÍA

- Anastomosis en arteria carótida común, cuyo diámetro de alrededor de 1 mm. es similar al de las ramas de la arteria cerebral media, simulan la anastomosis entre la arteria temporal superficial y una rama cortical de la arteria cerebral media.
- La disección de aorta abdominal y vena cava inferior de su adventicia común en el abdomen, utilizando pinzas de joyero, es un modelo que simula la manipulación y disección de la cubierta aracnoidea de los surcos, fisuras, cisternas y vasos cerebrales en los espacios aracnoideos.
- Formación de aneurismas en carótida común como preparación aguda o crónica para su posterior disección, coagulación y clipaje de los mismos.
- Utilizar caja perforada en su centro para hacer los mismos ejercicios anteriores en campo de mayor profundidad, con instrumental en "bayoneta", para simular abordajes en la base del cerebro o fosa posterior. (Figura 4)
- Ejercicios de sutura epi y perineural en nervio ciático, entre éste y sus ramas terminales o entre ramas del plexo braquial.

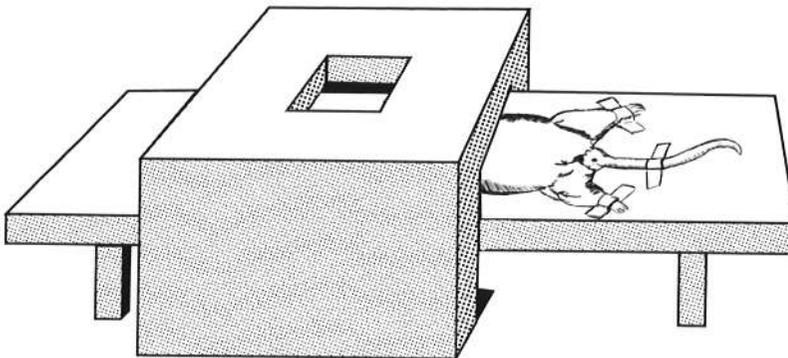


Figura 4.

Simulador de campo profundo

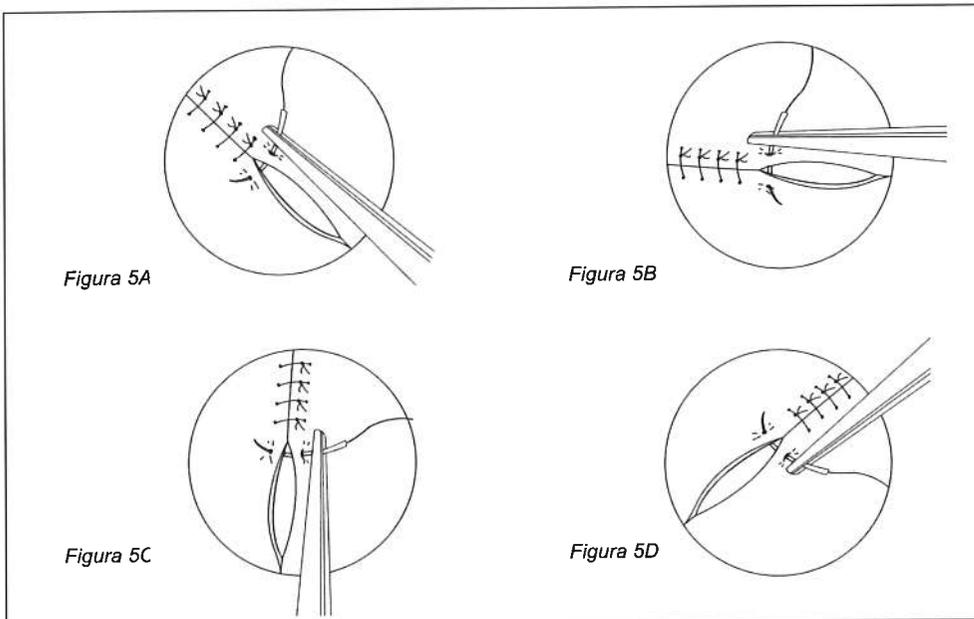
# ejercicios de sutura preliminar

## SUTURA DE LÁMINAS DE GOMA

Para estos primeros ejercicios de sutura es preferible utilizar instrumentos macroscópicos, de tamaño mediano o pequeño, y magnificaciones de 10 ó 16X. Para esta finalidad se usan láminas de goma de guante o tubos de silicona de 2 y 1 mm.

Las láminas de goma se recortan en cuadrados de aproximadamente 4x4 y se sujetan con tiras de papel adhesivo sobre cartón u otro material perforado en su porción central. Se hacen incisiones con bisturí y se suturan con seda de 7/0. ACLAND recomienda hacer incisiones y sutura en posiciones de dificultad creciente:

- 1 Incisión desde el extremo superior izdo. al inferior dcho. (Figura 5 A)
- 2 Incisión que cruza horizontalmente el campo de visión. (Figura 5 B)
- 3 Incisión que cruza verticalmente el campo de visión. (Figura 5 C)
- 4 Incisión desde el extremo inferior izdo. al superior dcho. (Figura 5D)



## SUTURA DE TUBOS DE SILICONA

Para los ejercicios con tubos de silicona se hacen incisiones longitudinales siguiendo el eje del tubo e incisiones horizontales (sutura término-terminal). Para los tubos de 3 y 2 mm. Se usarán suturas de 6 y 8/0, respectivamente, y para los de 1 mm. nylon de 10/0 (Figura 6).

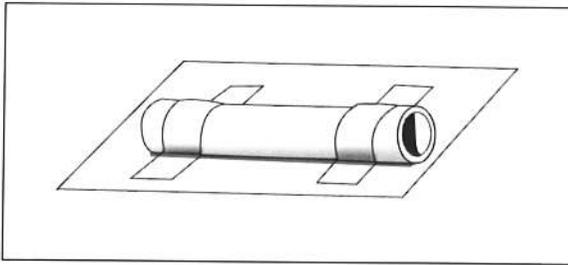


Figura 6A

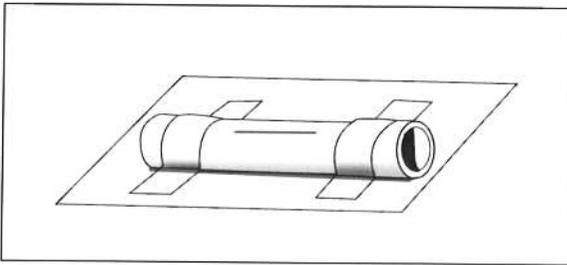


Figura 6B

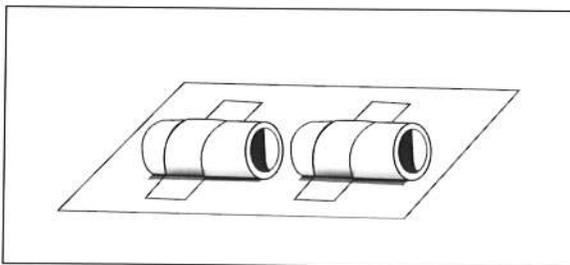


Figura 6C

## NUDO QUIRÚRGICO

El nudo empleado en microcirugía es el nudo "plano" o nudo "cuadrado". (Figura 7)

Los cuatro pasos para conseguir el nudo son:

- Coger la seda con la pinza de la mano izquierda por el cabo largo a una distancia del doble del cabo corto (aproximadamente a 1 cm. del sitio de la sutura). (Figura 7 B)
- Hacer un lazo con la punta de la pinza de la mano derecha, pasar ésta por dentro del bucle y coger el cabo corto cruzando las pinzas.
- La pinza derecha sale del lazo tirando hacia fuera del cabo corto y se ajusta el nudo.

Para la segunda parte del nudo se repite el mismo procedimiento, pasando la seda alrededor de la pinza en dirección contraria (de fuera hacia dentro)

El nudo debe ajustarse guiándose por la visión y no por el tacto.

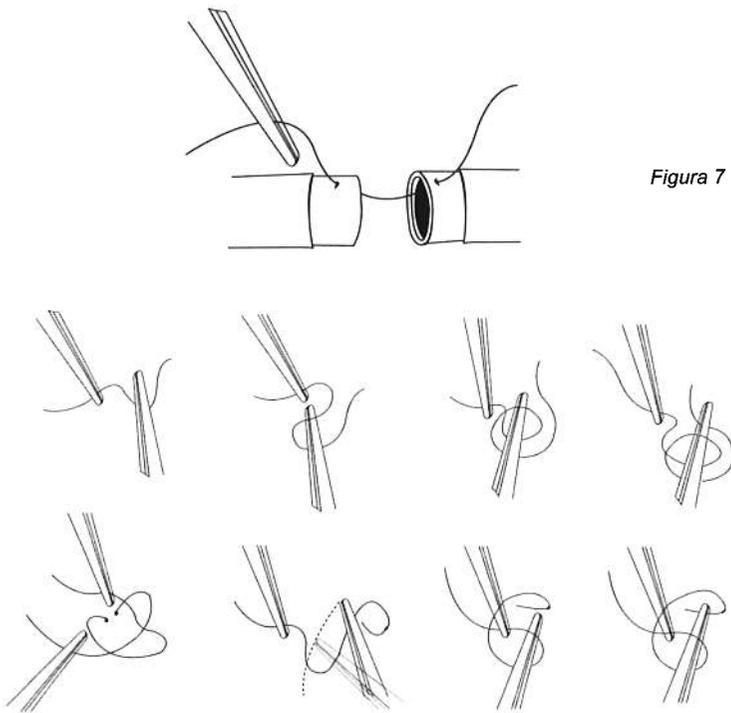


Figura 7

## técnicas básicas

### SUTURA MICROQUIRÚRGICA

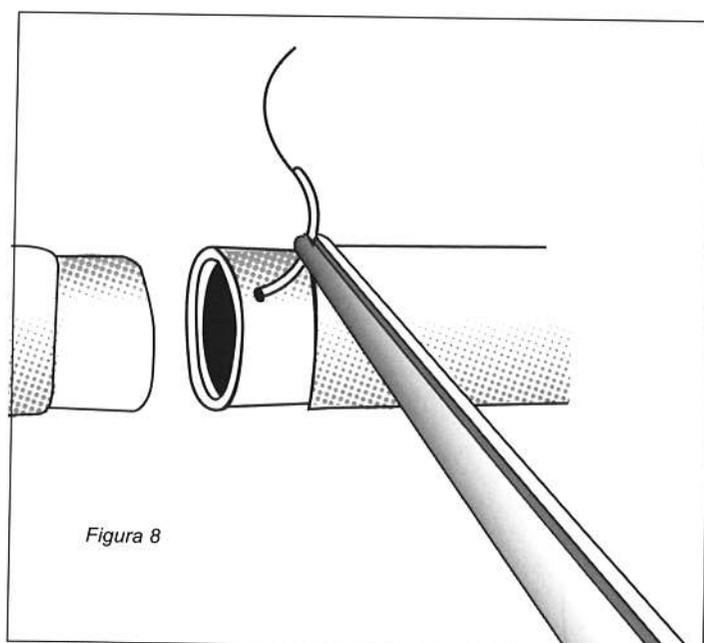
---

#### · Reglas elementales

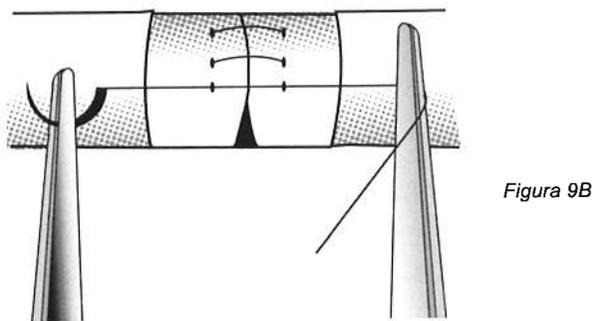
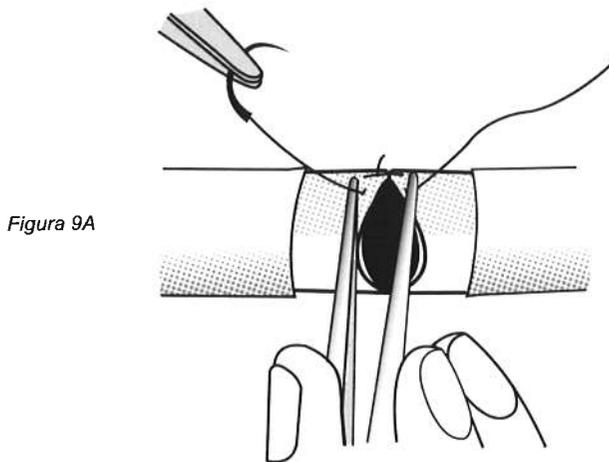
Sujetar la aguja (con pinza de joyero o portaagujas de microcirugía) a 1 mm. del extremo de la pinza y en la mitad de la aguja, perpendicular a la misma, formando ángulos de 90° entre la pinza y la aguja (Figura 8).

La línea de sutura debe formar ángulos rectos.

Pasar la aguja primero por un borde, siguiendo su curvatura, en dos o tres movimientos cortos y no en un solo movimiento recto, para evitar distorsión de las paredes y agrandamiento de los puntos de penetración de la aguja.



Después de pasar ambos bordes, la seda se debe mantener paralela a los puntos de entrada y salida, tirando de la seda con la pinza de la mano izquierda y guiando la seda con la pinza de la mano derecha. (Figura 9 A y 9 B). No traccionar desde la aguja porque, ante cualquier resistencia, se puede romper la delicada adhesión entre la aguja y el nylon.



Cambiar a una magnificación baja (6 ó 10), para ver el extremo distal de la seda.

Dejar un cabo distal (cabo corto) de aprox. 5 mm. (Figura 9 A)

Fijar la aguja en un sitio donde localizarla para el siguiente punto. (En ejercicios de sutura preliminar "aparcarla" en una superficie adhesiva, esponja o "anclarla" en músculo durante sutura convencional)

## principios básicos en microsutura vascular

Aparte de seguir los principios básicos de la sutura, antes comentados, deben tenerse en consideración las siguientes normas:

- Para dar los dos primeros puntos, son útiles cualesquiera de las dos siguientes maniobras:
- Colocar las puntas ligeramente entreabiertas de la pinza recta o angulada dentro de la luz del vaso e introducir la aguja entre las dos puntas de la pinza. (Figura 10 A)
- Empujar suavemente con las puntas cerradas de la pinza N° 5, desde dentro de la luz del vaso hacia arriba y pasar la aguja por fuera de la pinza.

Figura 10A

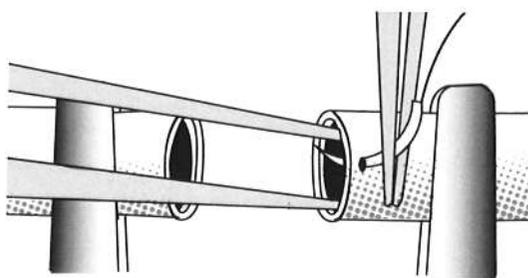
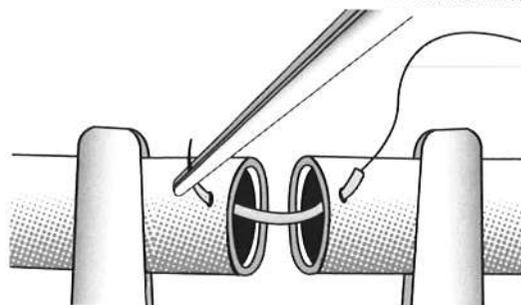


Figura 10B



- Es recomendable hacer tres nudos en el primero o los dos primeros puntos y dejar un cabo largo al cortar los hilos, para traccionar de él en los siguientes puntos.
- Los puntos serán paralelos al eje mayor del vaso. (Figura 10 B)
- En la sutura arterial se incluirán en cada borde las tres capas (adventicia, media e íntima)
- En las arterias, los puntos se deben dar a una distancia del doble del grosor de su pared y en las venas a más del doble (Figura 10 B)
- La anastomosis venosa requiere menos puntos que los arteriales en vasos del mismo diámetro.
- La cantidad de puntos a dar, depende del diámetro del vaso. Las arterias de 0.4-0.6 mm. generalmente requieren cuatro puntos; las arterias de 0.6-0,9 mm. requieren seis puntos y arterias de 0.9-1.5 mm. generalmente requieren de 8 a 10 puntos.

## ANASTOMOSIS TÉRMINO-TERMINAL

Existen dos métodos clásicos para disponer los puntos de sutura, el de Carrel y el de Cobbett.

### • *Método de Carrel.*

Dar los dos primeros puntos ("puntos guía") a  $180^\circ$ . El tercer punto se colocará en el centro de esta distancia y el cuarto en la mitad de la cara posterior. (Esta cara posterior se expone rotando los clamps aproximadores traccionando de uno de los puntos guía, el que para este fin se habrá dejado previamente largo). El resto de puntos se intercalan en los espacios libres, siguiendo en la cara posterior y después en la anterior. (Figura 11 A)

### • *Método de Cobbett.*

Los dos primeros puntos se dan a  $120^\circ$  entre sí. A continuación se rota el vaso y el tercero se dispone en el centro de la cara posterior. El resto de los puntos se colocan a mitad de distancia entre los anteriores. (El colocar los dos primeros puntos a  $120^\circ$  tiene como objetivo evitar aproximar la cara posterior del vaso e incluirla en la sutura). Este método se recomienda en la sutura de venas. (Figura 11 B)

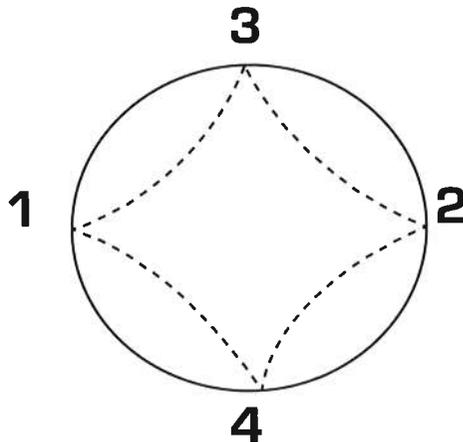
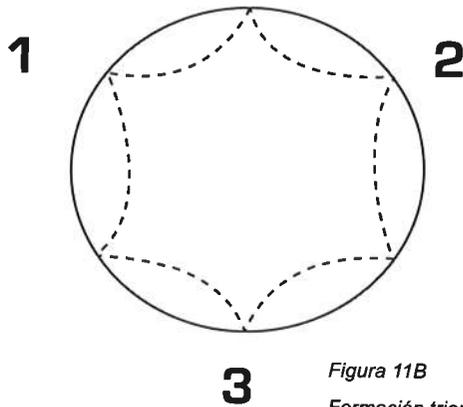


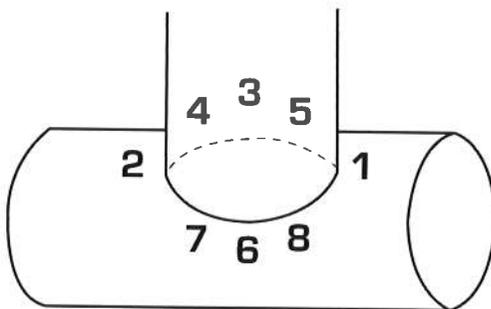
Figura 11A  
Formación cuadrangular



*Figura 11B*  
*Formación triangular*

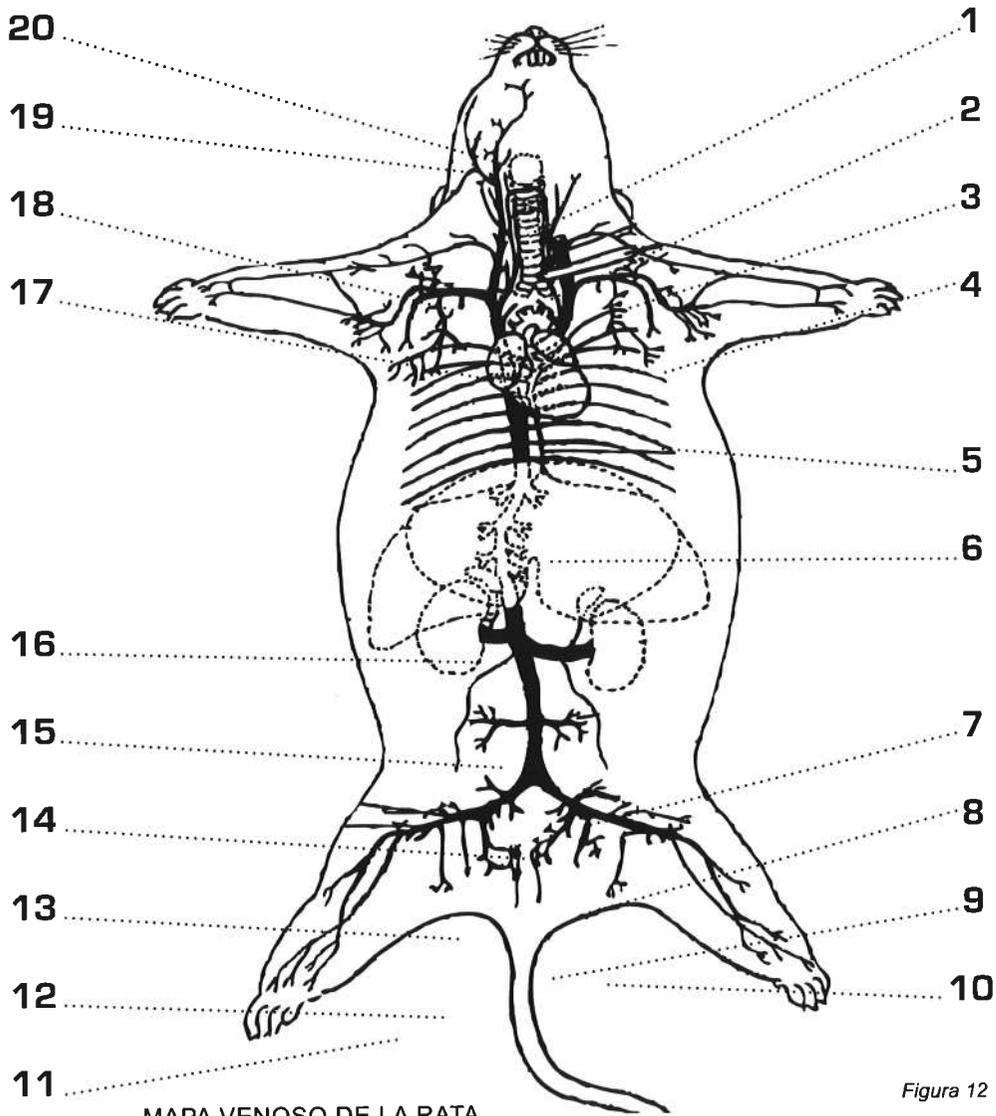
### **SUTURA TÉRMINO - LATERAL**

Los dos primeros puntos ("puntos guía") se dan en los extremos que siguen el eje del vaso receptor (extremos de la arteriotomía) y se prosigue con puntos en la cara posterior (la de acceso más difícil), y al final, se dan los puntos en la cara anterior. (Figura 11 C)



*Figura 11C*  
*Sutura termino-lateral*

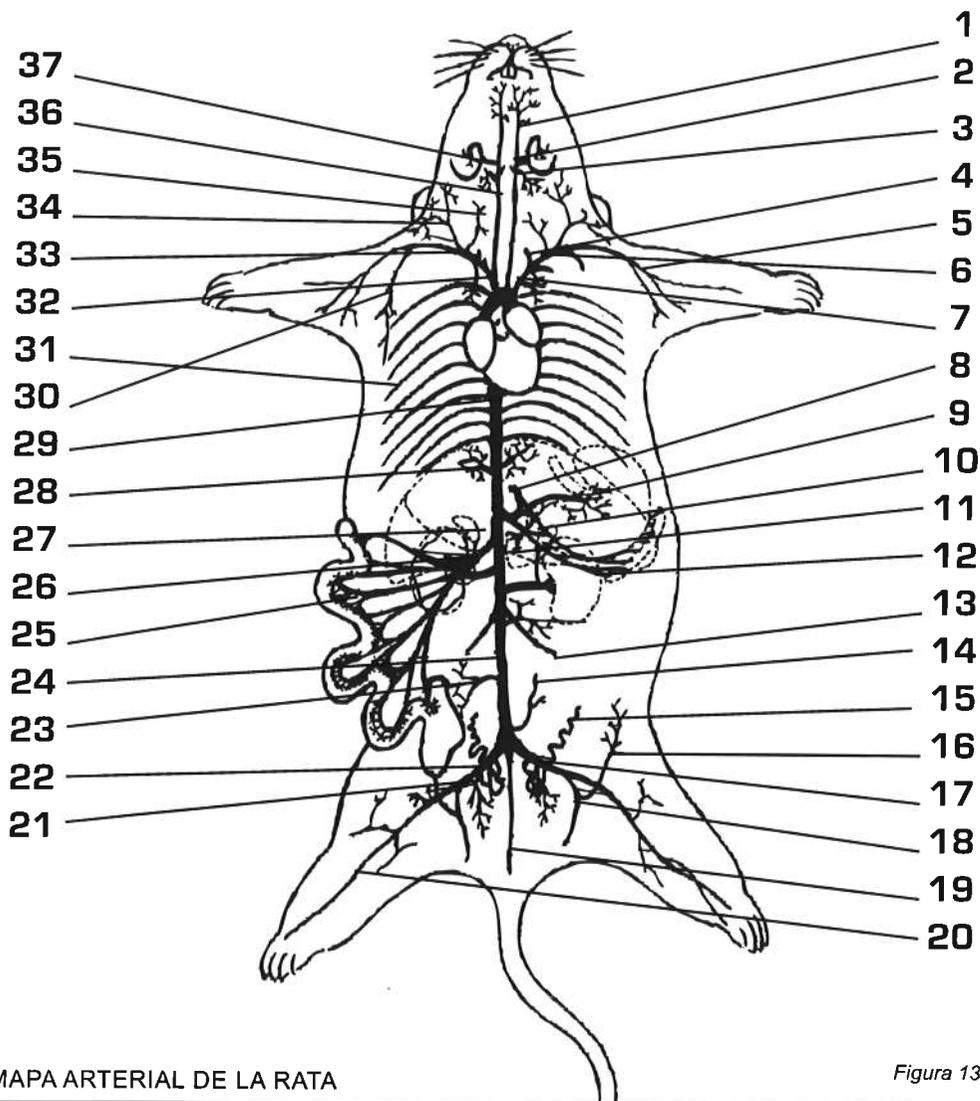
# anatomía de la rata



MAPA VENOSO DE LA RATA

Figura 12

1	Vena tiroidea	11	Vena femoral
2	Vena yugular externa	12	Vena hipogástrica
3	Clavícula	13	Vena espermática
4	Vena braquial	14	Vena cava inferior
5	Vena torácica	15	Vena adrenal
6	Vena azygos	16	Vena hepática
7	Vena renal	17	Vena yugular interna
8	Vena ileolumbar	18	Vena cefálica
9	Vena iliaca común	19	Vena facial posterior
10	Vena epigástrica	20	Vena facial anterior



MAPA ARTERIAL DE LA RATA

Figura 13

1 Lingual	13 Ovárica	26 Mesentérica superior
2 Carotídea externa	14 Mesentérica inferior	27 Celiaca
3 Laringea y tiroidea	15 Uterina	28 Frénica
4 Vertebral	16 Epigástrica	29 Aorta torácica
5 Braquial	17 Iliaca común	30 Torácica lateral
6 Axilar	18 Pélvica	31 Intercostal
7 Subclavia	19 Caudal	32 Innominada
8 Hepática	20 Femoral	33 Mamaria interna
9 Gástrica	21 Iliaca interna	34 Tronco cervical
10 Gastroduodenal	22 Iliaca externa	35 Cervical ascendente
11 Pancreato-duopdenal	23 Ileo-lumbar	36 Carótida común
12 Esplénica	24 Aorta-abdominal	37 Parotídea
	25 Arteria renal	

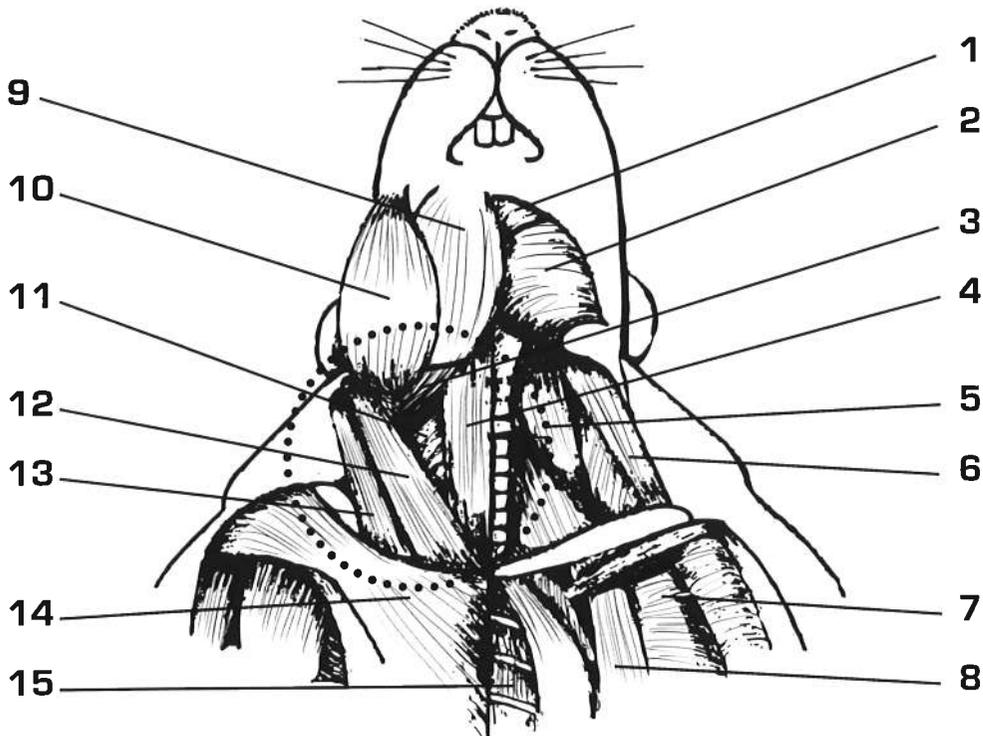
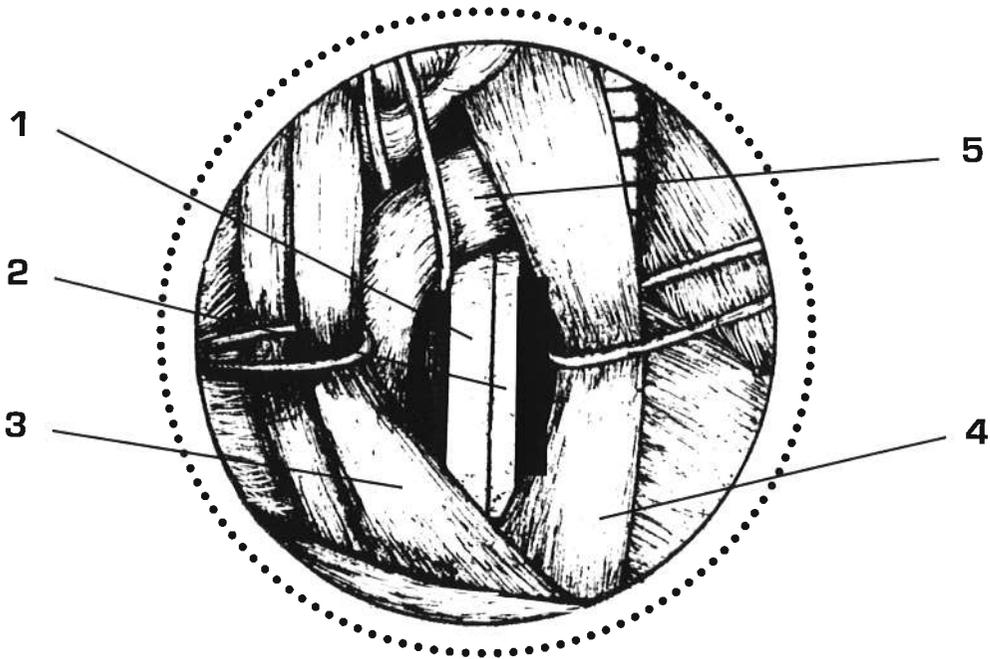


Figura 14

## ANATOMÍA DE LA REGIÓN CERVICAL

- |    |   |
|----|---|
| 1  | Músculo intermandibular                 |
| 2  | Músculo milohioideo                     |
| 3  | Músculo Digástrico (vientre posterior)  |
| 4  | Músculo esternohioideo                  |
| 5  | Músculo esplenio                        |
| 6  | Músculo elevador ventral de la escápula |
| 7  | Músculo serrato anterior                |
| 8  | Músculo escaleno                        |
| 9  | Músculo digástrico (vientre anterior)   |
| 10 | Músculo masetero                        |
| 11 | Músculo omohioideo                      |
| 12 | Músculo esternomastoideo                |
| 13 | Músculo clavotrapezio                   |
| 14 | Músculo pectoral mayor                  |
| 15 | Músculo intercostales internos          |



*Figura 15*

#### EXPOSICIÓN DE LA ARTERIA CARÓTIDA

- |   |                           |
|---|---------------------------|
| 1 | Arteria carótida          |
| 2 | Nervio vago               |
| 3 | M. Esternocleidomastoideo |
| 4 | M. Pretraqueales          |
| 5 | M. Homohiideo             |

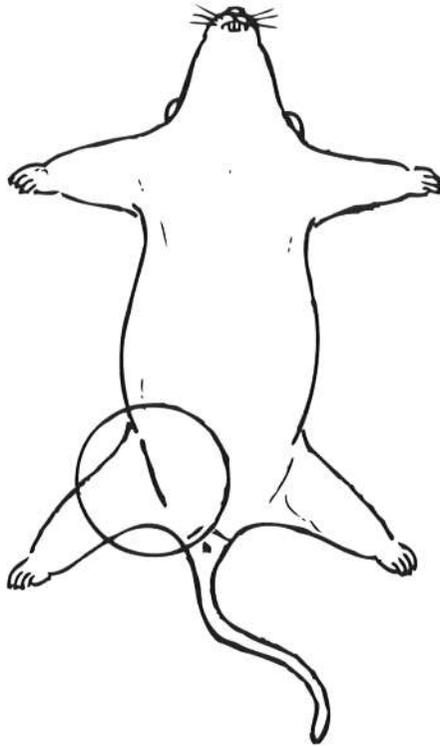
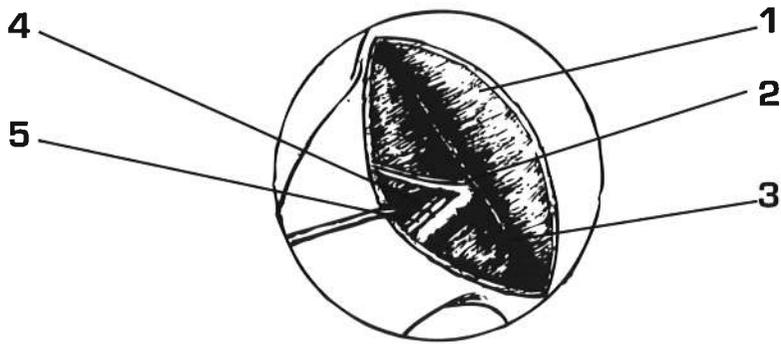


Figura 16



EXPOSICIÓN DE LOS VASOS FEMORALES

- |    |                       |
|----|-----------------------|
| 1. | Musculatura abdominal |
| 2. | Ligamento inguinal    |
| 3. | Vena femoral          |
| 4. | Arteria femoral       |
| 5. | Nervio femoral        |

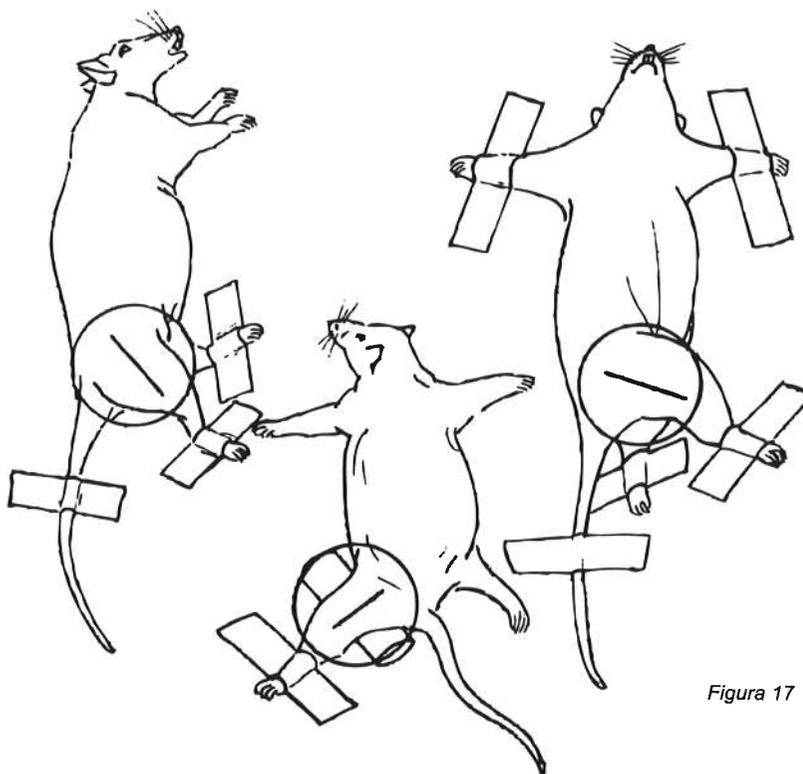


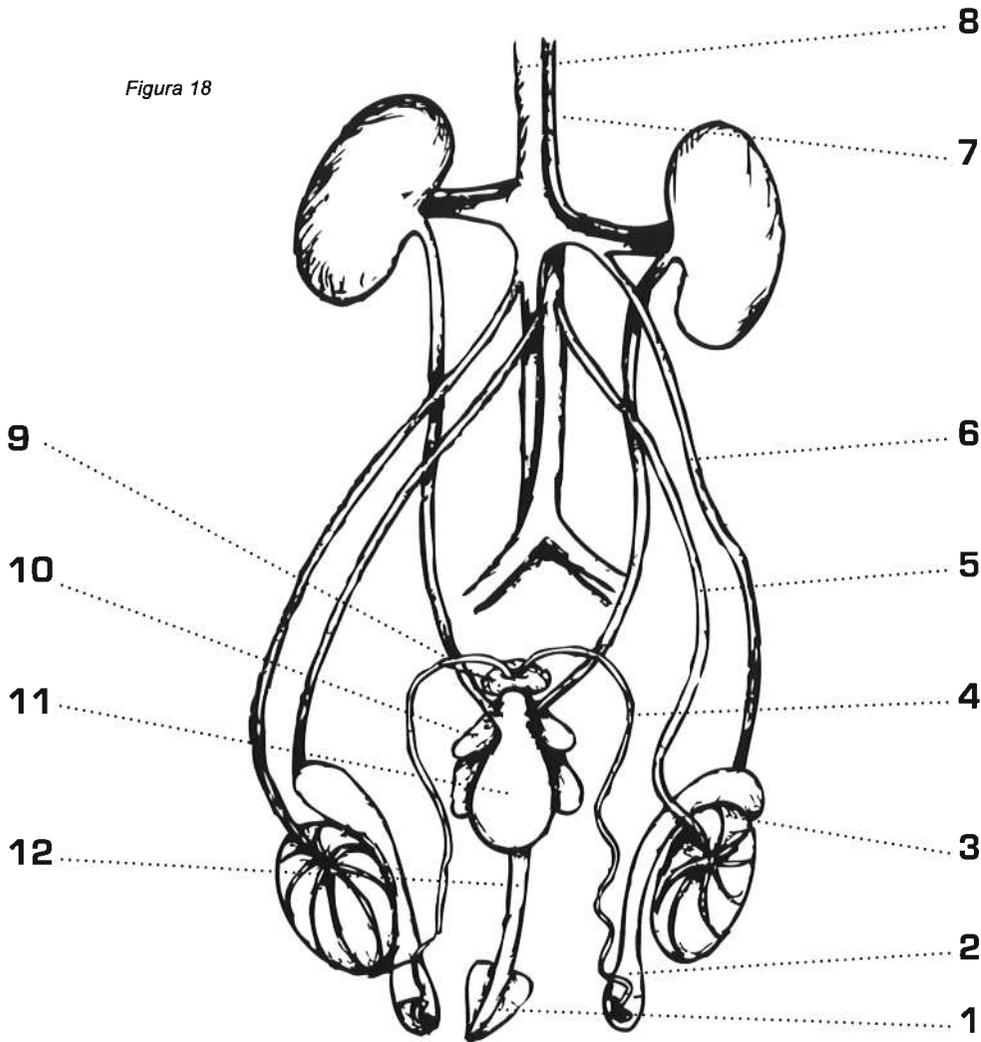
Figura 17



## EXPOSICIÓN DEL NERVO CIÁTICO

- |    |                    |
|----|--------------------|
| 1. | Músculos aductores |
| 2. | Ciático            |
| 3. | Rama peroneal      |
| 4. | Glúteo             |
| 5. | Rama sural         |
| 6. | Plano superficial  |
| 7. | Bíceps femoral     |
| 8. | Rama tibial        |
| 9. | Tendón bíceps      |

Figura 18



#### SISTEMA REPRODUCTOR MASCULINO

- |                               |                                    |
|-------------------------------|------------------------------------|
| 1. Glándula prepuccial        | 7. Arteria aorta                   |
| 2. Epidídimo (porción caudal) | 8. Vena cava inferior              |
| 3. Testículo                  | 9. Glándula del conducto deferente |
| 4. Conducto deferente         | 10. Próstata                       |
| 5. Arteria testicular         | 11. Vejiga                         |
| 6. Vena testicular            | 12. Pene                           |

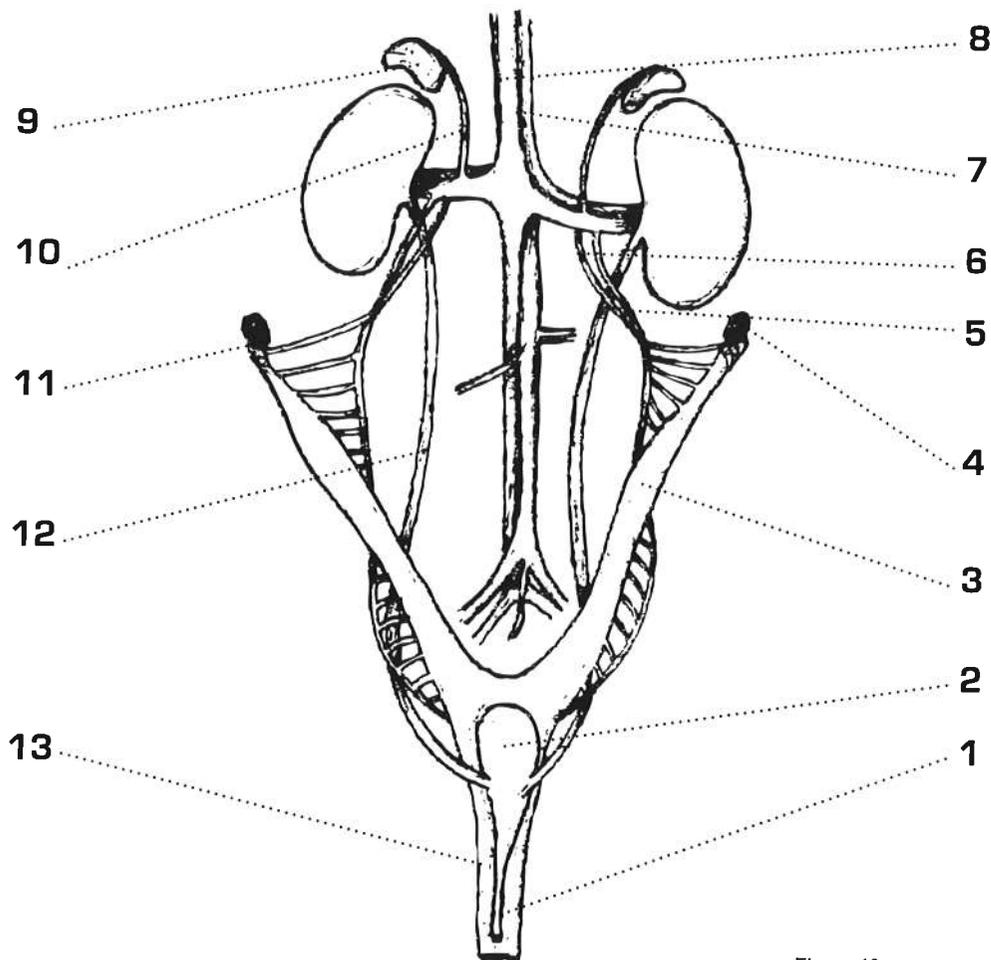


Figura 19

### SISTEMA REPRODUCTOR FEMENINO DE LA RATA

- |                    |                                  |
|--------------------|----------------------------------|
| 1. Uretra          | 8. Vena cava inferior            |
| 2. Vejiga          | 9. Glándula adrenal              |
| 3. Cuerno uterino  | 10. Arteria adrenal              |
| 4. Ovario          | 11. Trompa de Falopio (oviducto) |
| 5. Arteria ovárica | 12. Uréter                       |
| 6. Vena ovárica    | 13. Vagina                       |
| 7. Arteria aorta   |                                  |

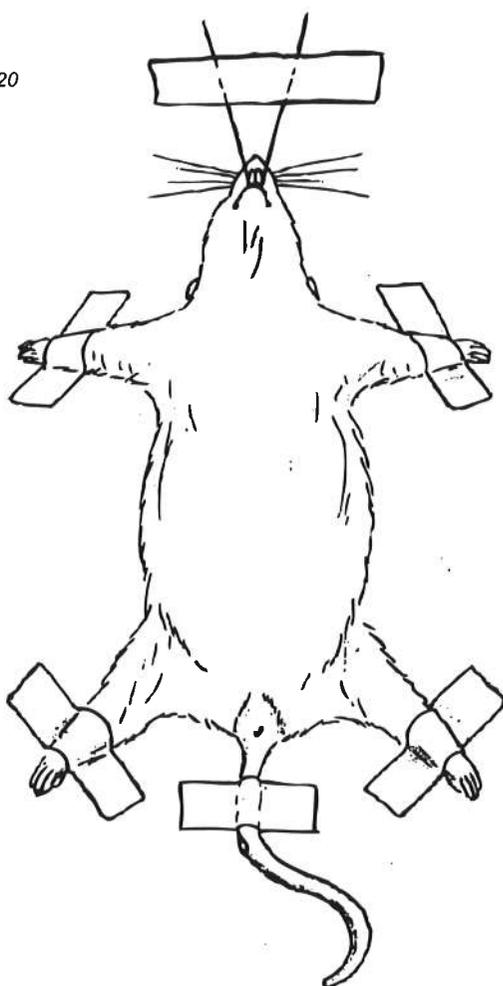
## técnicas básicas de microcirugía experimental en la rata

### COLACACIÓN Y SUJECCIÓN DE LA RATA

---

La rata se coloca en la tabla de operaciones sujeta con tiras de papel adhesivo (Figura 20). Para evitar hiperextender demasiado las extremidades superiores y producir limitación en los movimientos respiratorios, se debe hacer una pequeña abrazadera con el papel alrededor de las manos.

Figura 20



## REANIMACIÓN Y RESUCITACIÓN EN LA RATA

<b>MORTALIDAD OPERATORIA EN LA RATA</b>	
<b>CAUSAS</b>	<b>REANIMACIÓN Y RESUCITACIÓN</b>
<b>Sobredosis anestesia</b>	<b>Parada cardíaca: masaje cardíaco</b>
<b>Obstrucción tráquea</b>	<b>Disnea: aspirar secrecciones, traqueotomía</b>
<b>Excesiva pérdida de sangre</b>	<b>Shock hipovolémico</b> <b>Parada cardíaca</b>
	 <b>Suero fisiológico subcutáneo</b>

## TÉCNICAS DE HEMOSTASIA

<b>TÉCNICAS DE HEMOSTASIA</b>
<b>Lentinas de algodón</b>
<b>Surgicel y torundas de algodón</b>
<b>Coagulación bipolar</b>
<b>Hemoclips o microclips</b>

## TRAQUEOTOMÍA

La traqueotomía es un ejercicio para exposición de la región cervical anterior y está indicada cuando la anestesia general se prolongue más de dos horas y especialmente, cuando se requiera manipulación de los vasos cervicales.

- Extremidades anteriores con abducción no mayor de unos 30°, para no disminuir la capacidad torácica.
- Afeitar área desde mandíbula hasta el esternón.
- Para la traqueotomía simple es suficiente una incisión vertical en línea media desde hioides al esternón. Cuando se vaya a realizar anastomosis en los vasos cervicales, es preferible una incisión horizontal desde un hombro a otro. (Figura 21)
- Si se desea una exposición muy amplia, se puede usar una incisión en "T" invertida que es combinación de las dos anteriores. (Figura 22)
- Incisión de piel y subcutáneo en un solo plano.
- Traccionar con puntos de sutura el plano superficial.
- Incisión longitudinal de la fascia superficial. Movilizar lateralmente o hacia arriba la glándula tiroides. Exposición del plano muscular cervical ántero lateral que tiene forma de triángulo.

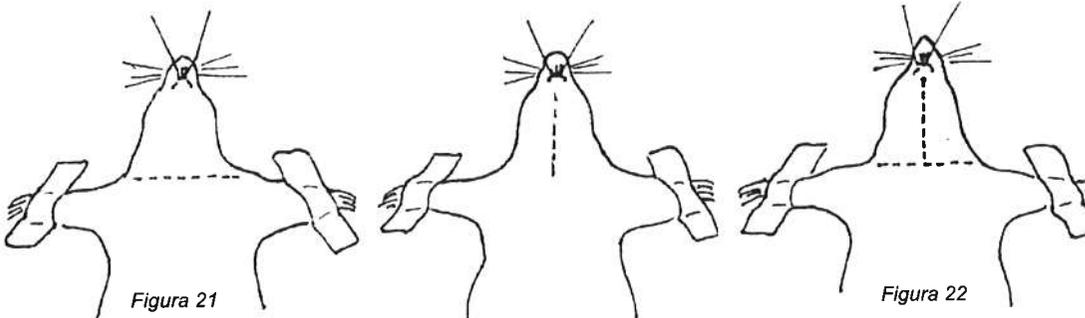
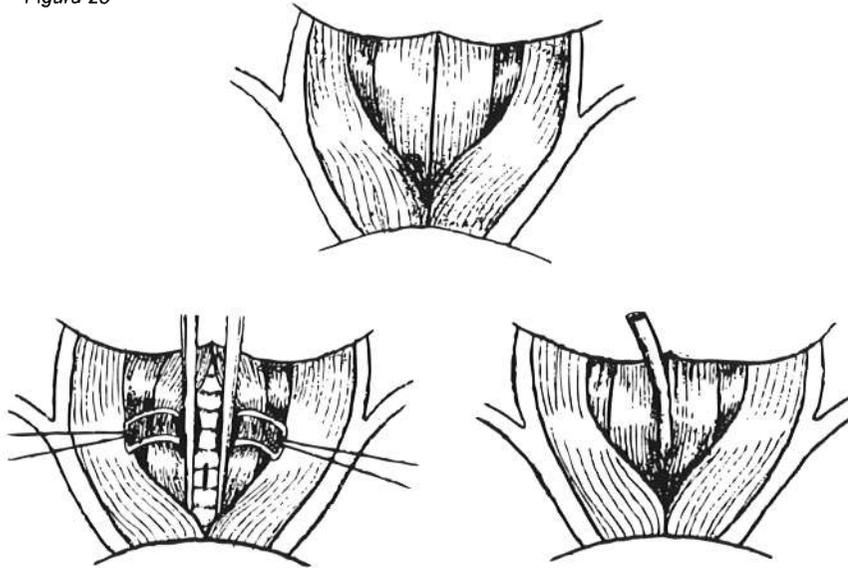


Figura 21

Figura 22

Figura 23



El lado medial del triángulo contiene la banda pretraqueal (músculos esternoideo, esternotiroideo y tiroideo), lateral e inferiormente el músculo esternocleidomastoideo y el omohioideo lateral y superiormente. (Figura 23)

- Se incide la banda pretraqueal en la línea media hasta la fascia pretraqueal o se disecciona del plano traqueal y se tracciona en bloque con una ligadura de seda.
- Se hace pequeña ventana de 2-2,5 mm. de diámetro o una incisión horizontal entre dos cartílagos traqueales. Esta última permite su posterior sutura (Vycril 4/0) para mantener al animal de forma crónica.
- Se introduce un tubo de polietileno de 3-4 cm. de largo y de 2-2,5 mm. de diámetro, con un extremo biselado para facilitar su deslizamiento hacia la traquea.
- Se aspirarán secreciones a través del tubo o se cambiará este cuando se acumulen secreciones.
- Signos de obstrucción del tubo: respiración ruidosa, sangre de color oscuro y lentificación del pulso.
- Cuando hay exceso de secreciones, se puede usar atropina.

## DISECCIÓN DE VASOS CERVICALES

---

- Preparación del cuello similar al descrito en traqueotomía. Aconsejable abordar el lado derecho del cuello con el cirujano sentado a la derecha de la rata.
- Preferimos la incisión horizontal desde la parte interna de un hombro a otro porque permite un campo amplio para practicar cualquier ejercicio en una o ambas carótidas, ejercicios que incluyan la vena yugular externa y traqueotomía, si fuera preciso. Una incisión más alta limita la exposición a un trayecto corto de carótida, con riesgo de incluir la bifurcación de la misma con uno de los clamps.
- Incisión transversal de piel y subcutáneo.
- Incisión de músculo cutáneo del cuello en la misma dirección de la incisión de piel.
- Retraer estos tres planos con un punto de seda hacia arriba.
- Inmediatamente por debajo de estos planos superficiales pueden identificarse algunos ganglios linfáticos que, si limitan el campo, se desplazarán superiormente o se extirparán, previa coagulación o con ligadura de sus vasos.
- La parte superior del campo está limitada por la glándula salivar y el vientre posterior del músculo digástrico.
- El esternocleidomastoideo cruza el campo oblicuamente y por fuera y sobre éste aparece la vena yugular externa. Esta es de mayor tamaño que la interna porque drena la mayor parte de la sangre de la cabeza y cerebro, por lo que siempre debe preservarse.
- Para exponer la carótida se retrae músculo esternocleidomastoideo por su borde interno hacia afuera, músculo omohioideo hacia fuera y arriba y la banda pretraqueal medialmente. (Evitar compresión sobre la tráquea)
- Si hay dificultad para conseguir un campo amplio se puede seccionar el músculo esternocleidomastoideo en su porción inferior o el omohioideo, pero no es imprescindible.
- En el fondo del campo queda expuesta la arteria carótida común y el nervio vago por fuera.
- La arteria carótida debe ser "disecada" desde su vaina, cuidando de no lesionar el nervio vago y el nervio hipogloso.

## **DISECCIÓN DE VASOS FEMORALES**

---

- Rasurar la región inguinal.
- Hacer una incisión oblicua de aproximadamente 3 cm. de longitud limitada a la piel, siguiendo una línea imaginaria que divide el abdomen de la extremidad inferior.
- Diseccionar el panículo adiposo a lo largo del margen superior e inferior de la incisión.
- El triángulo femoral está formado en su orden superior por el ligamento inguinal, lateralmente por los músculos extensores y medialmente por el aductor del muslo.
- Al retraer este plano, aparecen los vasos epigástricos en la porción inferior e interna del campo.
- En el fondo del campo aparecen los vasos femorales y por fuera de los mismos el nervio femoral.
- Para exponer la longitud completa de la arteria femoral, se debe retraer, a nivel proximal, el plano muscular de la pared abdominal por encima y medialmente al ligamento inguinal.
- Extirpar el ligamento inguinal.
- Para diseccionar la arteria de su cubierta común con la vena, se manipulará ésta desde la arteria para no lesionar la pared más frágil de la vena.

## **DISECCIÓN DE AORTA Y VENA CAVA ABDOMINALES**

---

- Posición decúbito supino. (Figura 20)
- Rasurar parte central del abdomen.
- Incisión sobre la línea alba desde el apéndice xifoides hasta 2 cm. por encima del pubis. (Tras una pequeña incisión en la piel, traccionar el plano muscular e incidirlo en una pequeña porción a través de la cual se prosigue la disección longitudinal con la tijera evitando lesionar las asas intestinales)
- Retraer lateralmente las paredes abdominales.
- Extraer el paquete intestinal y rechazarlo hacia la izquierda, cubierto con una gasa humedecida en suero.
- Liberar y rechazar colon descendente.
- Diseccionar el peritoneo posterior suavemente con una torunda de algodón o gasa humedecida y exponer la aorta y cava.
- Para diseccionar la arteria y vena de su adventicia común, ésta se manipulará desde la arteria.

## ejercicios de microsutura arterial

### ARTERIOTOMIA Y REPARACIÓN ( figuras 24 y 25)

El objetivo de este ejercicio es realizar una incisión longitudinal e intentar su reparación con el mínimo grado de estenosis.

- Exponer carótida común.
- Aplicar clips temporales, uno lo más proximalmente posible, y el otro, inmediatamente por debajo de la bifurcación.
- Hacer arteriotomía de aproximadamente 1 cm. c con la punta de una hoja de afeitar o con microtijera.
- Extraer restos de sangre del segmento aislado con suero salino.
- Se realizará sutura continua o discontinua con magnificación de 25X.

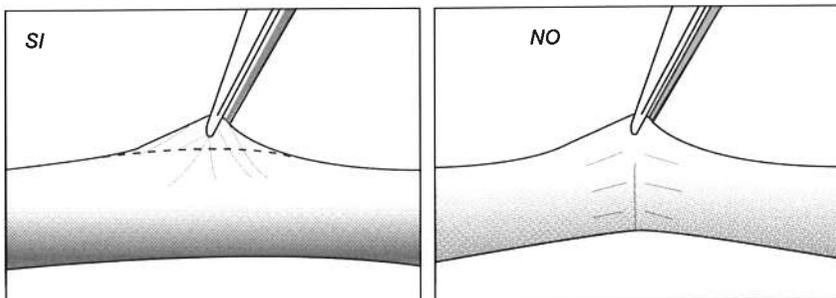
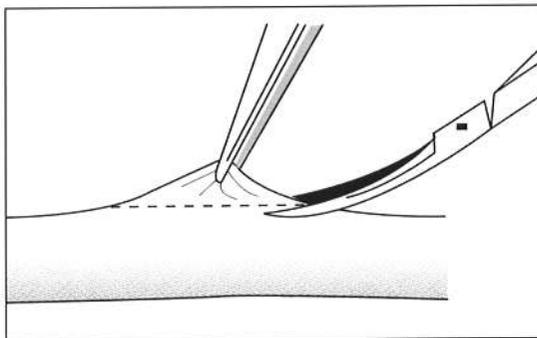
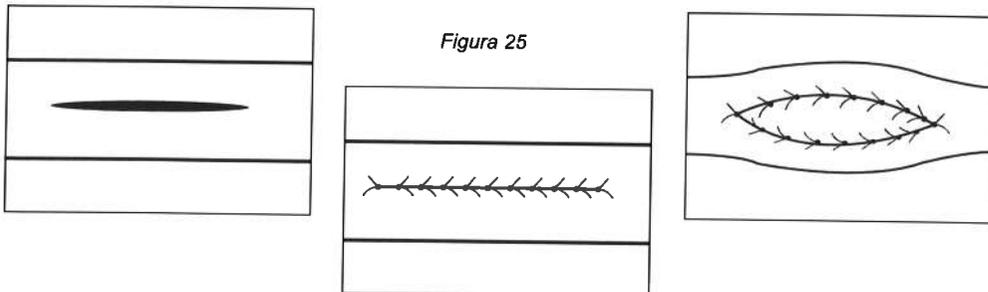


Figura 24

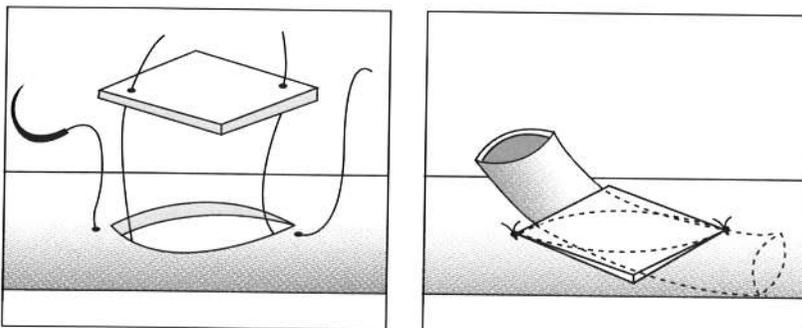


Para la técnica de anastomosis término-lateral se prepara una arteriotomía de forma oval, usando las pinzas N° 5, traccionando la arteria sólo desde su adventicia y no de toda la pared. (Figura 25)



### MICROPARCHA (Figura 26)

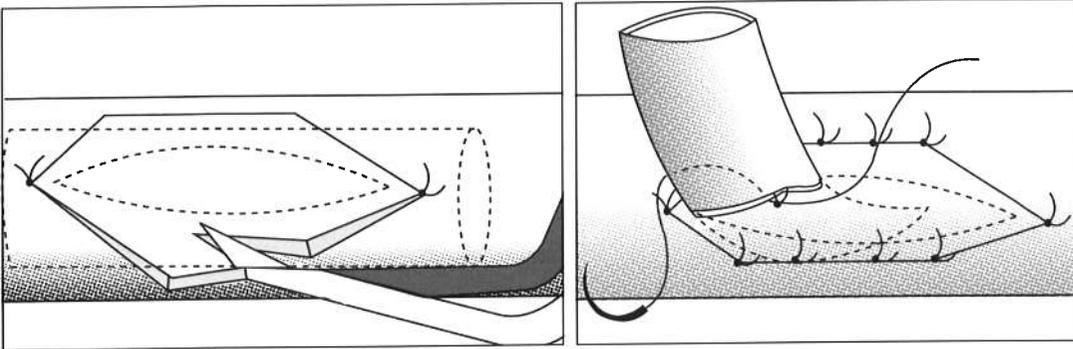
- En arterias de diámetro interno menor a 2.4 mm. es aconsejable utilizar un parche para reparación de una arteriotomía lineal.
- Experimentalmente el ejercicio se puede hacer en las arterias aorta o carótida y como donantes del parche, las venas femoral o yugular externa.
- Hacer una arteriotomía elíptica.
- Previa disección y ligadura proximal y distal de la vena, se extrae 1 cm. de la misma y se secciona.



- El parche es colocado con dos primeros puntos guía en los extremos de la arteriotomía.
- Después se remodela el parche y se prosigue la sutura.

- Si se usa tubo, éste se retira antes de dar los dos últimos puntos. (Figura 26)

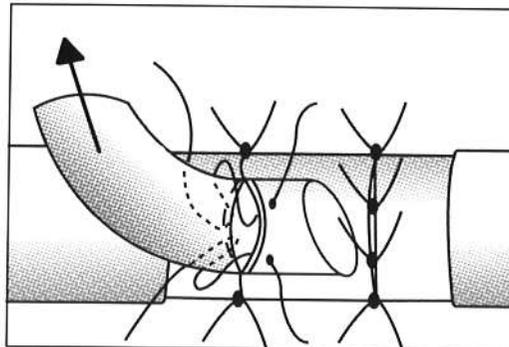
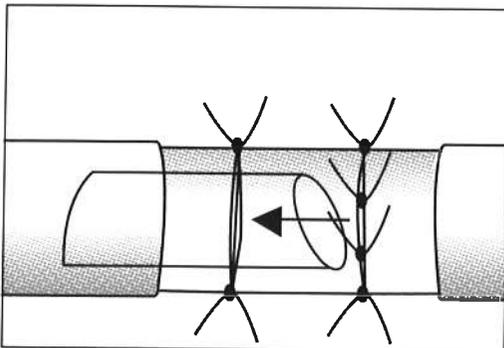
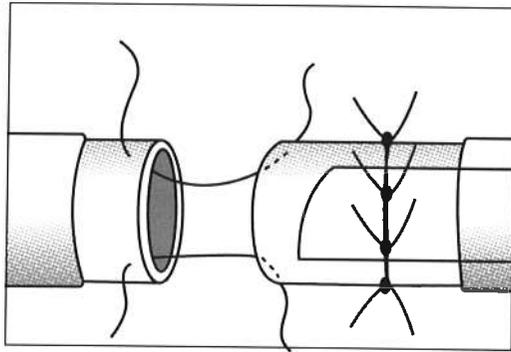
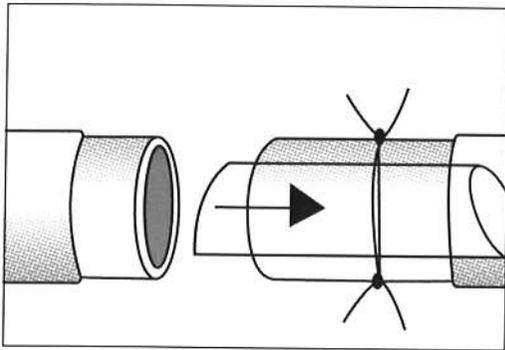
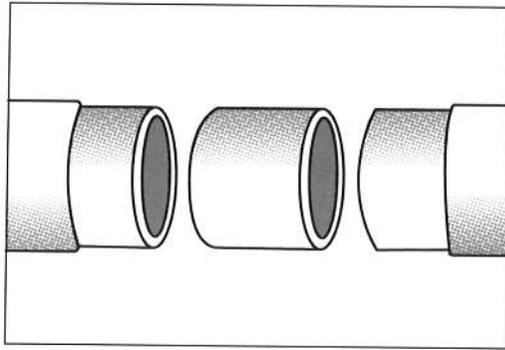
Figura 26B



### INJERTO PUENTE ( figura 27)

- Técnica que sirve para reparar pérdida de sustancia en un vaso o cuando exista tensión a nivel de la línea de sutura.
- En el ejercicio se puede utilizar como donante una arteria o una vena.
- Si el defecto receptor se hace en la carótida, el injerto puede ser de la carótida contralateral o de la yugular externa.
- Se pueden usar clamps o shunt interno fijado con microtorniquetes.
- Luego se procede a la doble anastomosis término-terminal, dando los dos primeros puntos en cada una de ellas para que sirvan como puntos de tracción. Seguidamente se completan las dos líneas de sutura, una primero y la otra después o ambas caras anteriores primero, y las posteriores después.
- Retirar los clamps o shunt.

Figura 27



## ANASTÓMOSIS TÉRMINO-TERMINAL (Figura 28)

Anastomosis término-terminal en carótida. (Este ejercicio también puede realizarse en aorta o en arteria femoral)

- Disección de carótida derecha. (Ver disección vasos cervicales)
- Una vez disecada, la arteria se aísla con un rectángulo de goma.
- Humedecer la arteria con suero salino.

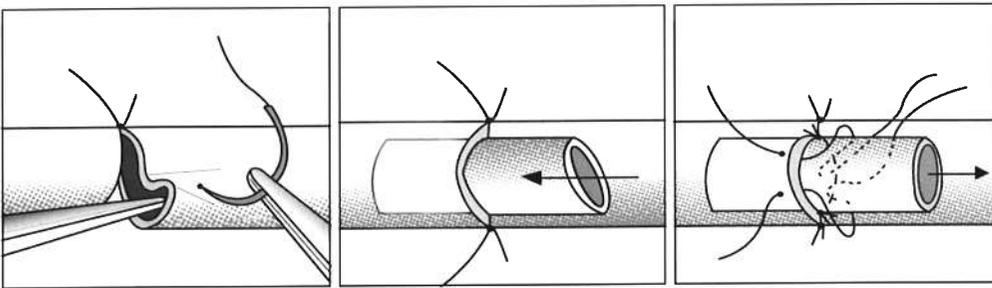


Figura 28

- Colocar los clamps. (Uno lo más proximal posible, y el otro, por debajo de la bifurcación)
- Transección del vaso con microtijera recta o curva.
- Irrigar la luz de ambos cabos del vaso (cánula lacrimonal o tubo de silicona) para eliminar la sangre que se encuentra en su interior.
- Hacer resección de una pequeña porción de adventicia en los extremos, tirando suavemente de la misma, con la pinza N° 5 y cortándola con la tijera. (Circuncisión). (Figura 29)
- Hacer la anastomosis siguiendo los principios de la sutura arterial término-lateral.
- En la carótida de la rata suelen ser suficientes ocho puntos de sutura, por lo que se seguirá la disposición cuadrangular. Si se utiliza tubo, éste se introduce tras dar los dos primeros puntos y se retira después de pasar los dos últimos puntos sin anudarlos.

·Al terminar la anastomosis, primero se retira el clamp cefálico y después el proximal al corazón.

·Poner esponja o algodón húmedo sobre la anastomosis para favorecer la hemostasia.

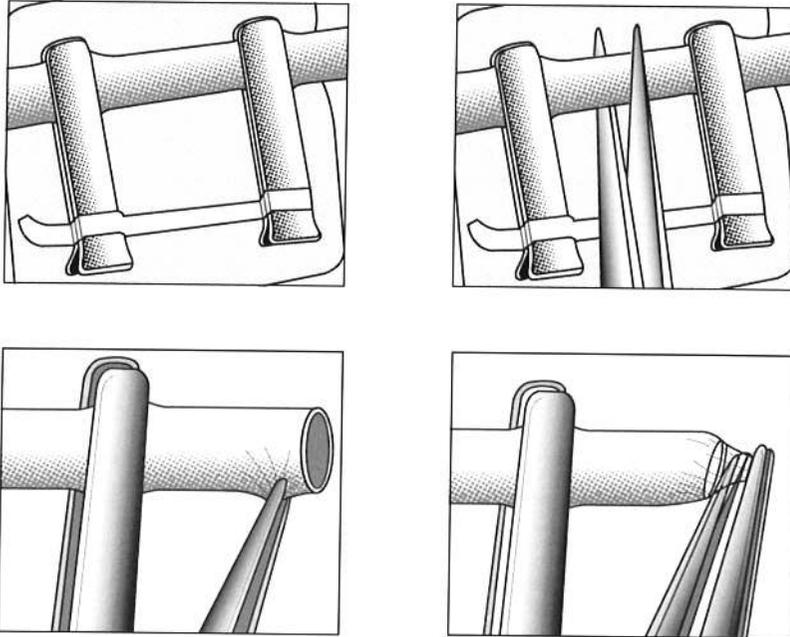


Figura 29

#### **Test de permeabilidad:**

· Elevar el vaso con instrumento curvo, distal a la anastomosis, desde su cara inferior y valorar su relleno tras colapsarlo intermitentemente.

· Colocar dos pinzas distales a la anastomosis o a los lados de la misma, vaciar de sangre, con la más distal, un pequeño segmento de arteria y colapsarlo. Al abrir la pinza proximal, se valora el relleno del segmento aislado. (*Test de O'Brien*)

#### **ANASTÓMOSIS TÉRMINO-LATERAL (Figura 30)**

Este ejercicio se puede realizar entre arteria carótida y yugular derechas, entre ambas carótidas con transposición pre o post-traqueal de una de ellas, entre la aorta y arteria renal, entre vena femoral y arteria femoral, entre vena epigástrica superficial y arteria femoral y entre ambas arterias ilíacas.

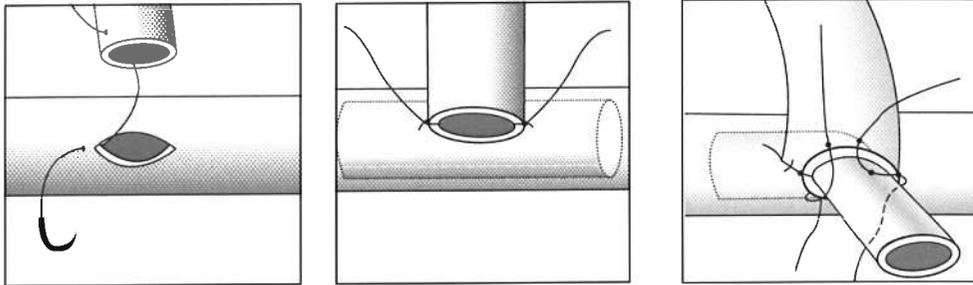


Figura 30

### **Anastomosis término-lateral entre carótida y yugular derechas**

- Disección de carótida derecha.
- Disección de yugular externa derecha en la mayor extensión posible en dirección cefálica, ligando o coagulando sus ramas, no muy próximo a la vena, para evitar estenosis.
- Poner clip en yugular externa cerca de vena subclavia. Ligar yugular distalmente y cortarla.
- Poner lámina de goma debajo de carótida.
- Colocar los clamps en carótida.
- Hacer pequeña arteriotomía elíptica en carótida. (Ver arteriotomía)
- Irrigar luz de arteria y vena con suero salino para lavar restos de sangre.
- Hacer la sutura empezando desde la pared de la arteria de fuera adentro y después, desde dentro de la vena hacia afuera, siguiendo el orden de la Figura 30.
- La anastomosis requiere un mínimo de 12 puntos.
- Retirar los clamps: primero el de yugular y luego los de carótida.
- La permeabilidad de la fistula arterio-venosa creada se comprueba comprimiendo la vena en su extremo distal a la anastomosis para ver la distensión que en ella produce el flujo arterial.

## BY PASS EN MEDIO ANILLO

---

Este ejercicio de doble anastomosis término-lateral puede realizarse sobre la aorta o la arteria carótida, usando como injerto la carótida contralateral, otra arteria o vena de similar o menor calibre.

### ***Carótida y yugular***

- Exponer carótida derecha.
- Diseccionar vena yugular derecha. Ligarla y cortarla. Circuncisión de adventicia de la vena.
- Seccionar 1-1,5 cm. de vena, cortar sus extremos en bisel de aproximadamente 45° y ponerla en recipiente con suero salino.
- Poner los clamps en carótida.
- Hacer dos pequeñas arteriotomías elípticas.
- Lavar carótida con suero para extraer restos de sangre. Puede usarse tubo dentro de la luz de la arteria.
- Suturar el injerto venoso en ambas arteriotomías. (Ver anastomosis término-lateral)
- Si se usa tubo, retirarlo antes de dar los dos últimos puntos.
- Poner ligadura de seda en un punto medio entre las dos arteriotomías.
- Retirar los clamps.
- La permeabilidad del by pass se comprueba por visión directa.

## SUTURA DE VASOS DE DIFERENTE CALIBRE

---

- Para hacer anastomosis entre vasos de diferente calibre es preciso preparar los extremos del vaso de la siguiente forma:
- El extremo del vaso pequeño se corta oblicuamente de tal manera que la sección de los dos extremos tenga aproximadamente la misma circunferencia. El primer punto guía se pondrá donde el vaso más pequeño presente el ángulo más agudo, y el segundo punto a 180°. (Figura 31)

Figura 31A

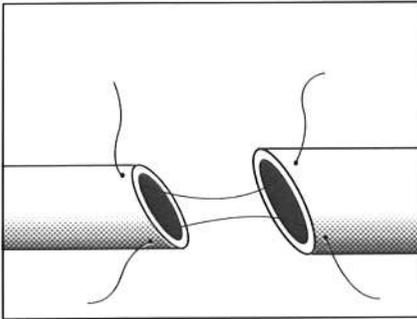
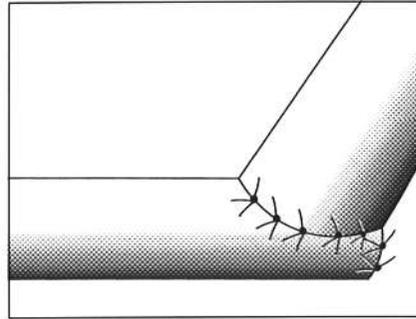


Figura 31B



· La segunda opción es practicar una incisión en el extremo del vaso de menor calibre, quedando éste con forma de "boca de pez" y el de mayor tamaño cortado a bisel. (Figura 32)

Figura 32A

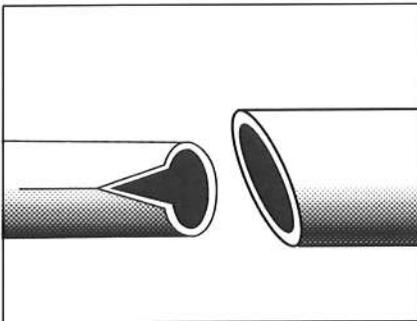
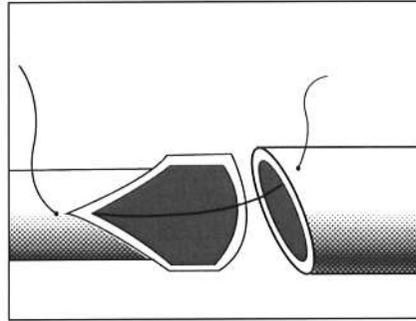


Figura 32B



## SUTURA VENOSA

· Por su mayor fragilidad, las venas presentan mayor dificultad para su manipulación y sutura, por lo que se debe realizar como ejercicio, después de haber realizado microsuturas arteriales.

- Una vez expuesta la vena, se ponen los clamps.
- Aproximar bien los clamps, de tal manera que los extremos queden bien afrontados.
- Suturar primero la cara superior, dando los dos primeros puntos a 120°. Luego se rota el clamp y se sutura la cara posterior.
- Las venas requieren menor nº de puntos que las arterias de igual diámetro. En general, las venas de menos de 1 mm. requieren un mínimo de 4 puntos, y las mayores de 1 mm. un máximo de 8 puntos.
- Retirar primero el clamp proximal y luego el distal.

**Test de permeabilidad:**

- Si la anastomosis es permeable, los dos extremos de ésta tendrán el mismo calibre. Si hay trombosis, el lado distal estará más dilatado.
- También se puede deslizar suavemente una pinza por debajo de la vena, de distal a proximal, pasando por la anastomosis y comprobar su relleno.

## ejercicios de microsutura nerviosa

### EJERCICIOS DE MICROSUTURA NERVIOSA

**Ciático de rata o de conejo:**

- Para abordar el nervio ciático se puede optar por cualquiera de las tres posturas (decúbito prono, decúbito lateral o decúbito supino, con la extremidad inferior cruzada) (figura 33)
- Para realizar injertos entre ambos ciáticos o sus ramas, se colocará en posición prono.
- Incisión oblicua desde la pelvis a la rodilla.
- Diseccionar músculos bíceps, femoral y abductor crural. Separando el bíceps femoral, se expone el ciático.
- El ciático de la rata tiene tres fascículos que corresponden al nervio tibial (el de mayor grosor) y nervios peroneal y sural (los dos más delgados).

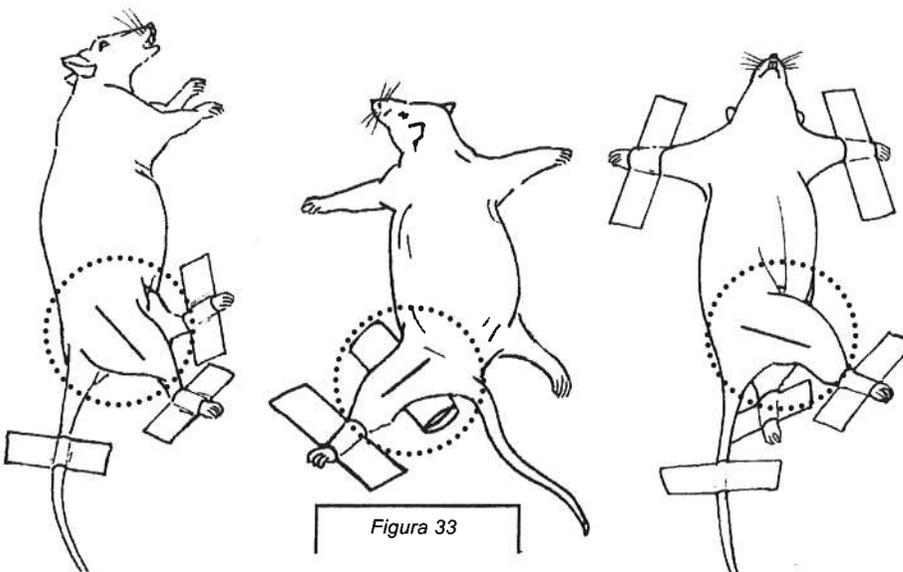


Figura 33

## NEUROLISIS EXTERNA (Figura 34)

---

- Exposición y extirpación de tejidos que rodean al epineuro.

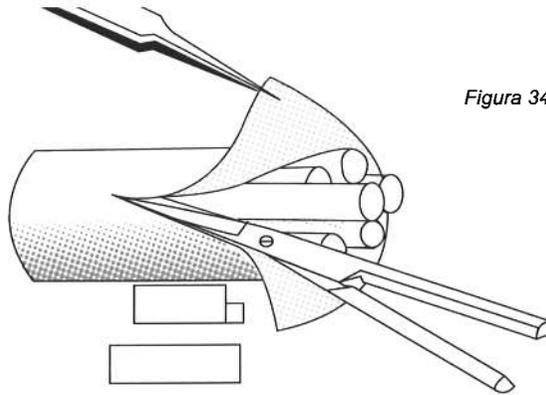


Figura 34

## NEUROLISIS INTERNA

---

- Disección de los fascículos del tronco nervioso, como preparación para sutura fascicular o injerto interfascicular.
- Tanto el epineuro como el perineuro en estos animales, es muy friable, por lo que la disección debe ser muy delicada.

## SUTURA EPINEURAL

---

- Aislamiento y exposición del nervio.
- Poner lámina de goma debajo.
- Neurotomía con hoja de afeitar.
- Irrigar con suero.
- Cortar las protusiones fasciculares.
- Afrontar los extremos siguiendo la dirección de los vasos.
- Suturar el epineuro dando los dos primeros puntos a 180° con tres nudos.

El Tercer punto a mitad de distancia de los dos anteriores, y lo mismo en la cara posterior.

- El número de puntos depende del tamaño del nervio y serán los mínimos que permitan el afrontamiento del nervio.

## SUTURA PERINEURAL O FASCICULAR

---

- Individualizar el nervio.
- Seccionar el epineuro en una distancia de 3-5 mm.
- Neurolisis interfascicular.
- Seccionar los fascículos a diferente nivel.
- Resecar las protusiones fasciculares. (Figura 35)
- Son suficientes uno o dos puntos por fascículo, procurando la perfecta orientación entre los fascículos evitando tensión en la sutura. (Figura 36)

Figura 35

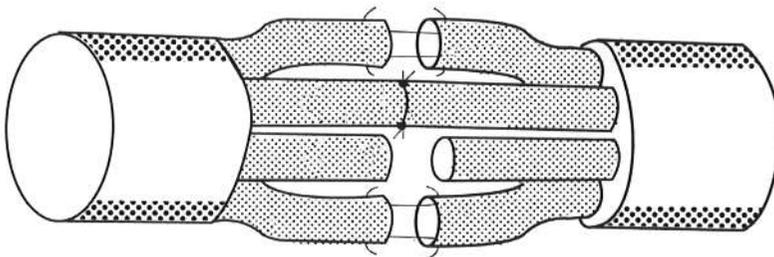
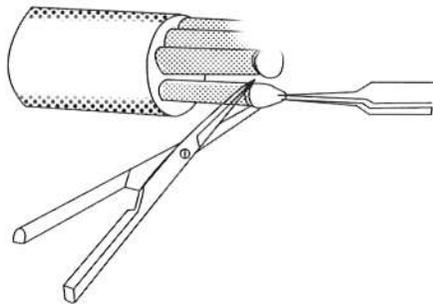


Figura 36

## INJERTO FASCICULAR

- Como nervio donante, sirve el ciático de la extremidad contraria.
- Exponer uno de los ciáticos y seccionar un fragmento de aproximadamente 1 cm. y ponerlo en suero fisiológico.
- Diseccionar ciático contralateral, reseccionar el epineuro hasta una distancia superior a la longitud del defecto receptor, aislar y seccionar los fascículos sin que coincidan los puntos de sección.
- Individualizar los fascículos donantes.
- Resección de las protusiones fasciculares.
- Sutura fascicular.

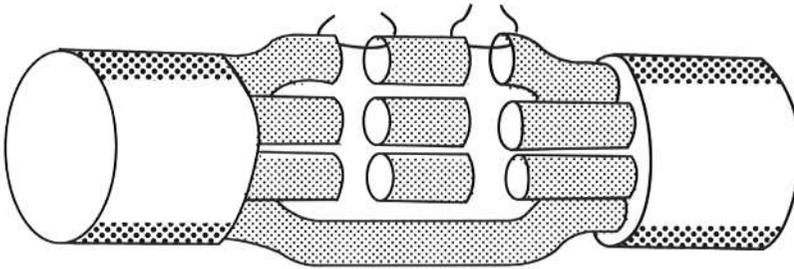


Figura 37

## BIBLIOGRAFÍA

ACLAND RD: Instrumentos para microcirugía. Reimplantación y microcirugía reconstructora. Clínicas ortopédicas de Norteamérica, 1977, 5: 61-73

ACLAND RD: Microsurgery Practice Manual. Mosby Company, 1980.

AMILLO S y CALADELL J: Microcirugía en Ortopedia y Traumatología. Eunsa, 1986

AMMIRATI M, CIRIC I, RABIN E: Induction of experimental aneurism on the rat common carotid artery using a microsurgical CO2 laser. Microsurgery 1988, 9, 2:78-81

AYALA H: Estudio experimental en la cirugía de los nervios periféricos. Rev Ortop Trauma 1977, 21:3

AYOUBI S, WARD P, NAIK S, SANKARAN M: The use of placenta in a microvascular exercise. Neurosurgery 1992, 30, 2: 252 -254.

BORA FW: Peripheral nerve repairs in cats. J Bone Joint Sur 1967, 49:659

BRUNELLI G. Elementary Manual of Microsurgery. Training 1981

BUNCKE H y cols: The Manual of Microvascular Surgery. Davis and Geck, 1975

BUNCKE HJ: Microsurgery-retrospective. Clin Plast Surg 1986, 13, 2: 315-318

CASTELLANOS MATEOS F, SALGADO RODRÍGUEZ H:  
Microneurocirugía vascular experimental. Rev Esp Oto-Neuro-Oftalm 1975, 33: 209-214

CASTELLANOS MATEOS, SALGADO RODRÍGUEZ H:  
Experimental vascular microneurosurgery 1975, 33, 195: 209-214

COOLEY BC, LAN M, GOULD JS: Rat femoral vein-to-vein grafos as a microvascular practice model: factors that influence patency. Microsurgery 1991, 12, 1: 43-45

CHATER N, SZABO and BUNCKE HJ: The microsurgical Laboratory. Fox JL: Intracranial Aneurysms. New York. Springer Verlag 1983, 13: 273-278

CHIASSEON RB. Laboratory Anatomy, of the white rat. WCB Co. Pub. Iowa 1969.

DE DIVITIIS E, DONZELLI R, SPACIANTE R y cols:  
Experiences in experimental microneurosurgery. Neurochirurgie 1986, 32, 4: 343-349.

DERMAN GH y SCHENCK: Técnica microquirúrgica: Fundamentos del laboratorio de microcirugía. Reimplantación y microcirugía reconstructora. Clinicas Ortopédicas de Norteamérica 1977, 1: 13-31

FEIN JM and OLINGER R: Adquisition of Technical Skills in Microvascular Neurosurgery. Chap 14: 279-296. Fox JL: Intracranial Aneurysms. New York. Springer Verlag 1983.

FOX JL: Microvascular Anastomosis Techniques: The carotid artery of the rat. Sparta Instrument Corp. West Virginia, 1976.

GOOSSENS DP, GRUEL SM, RAO VK: A survey of microsurgery training in the United States. Microsurgery 1990, 11, 1: 2-4

GORDON L y cols: Models and techniques for microsurgery research. Irthop Clin North Am 1977, 8, 2: 273-280.

GREEN CJ: Organisation of a microsurgical laboratory. Br J Plast Surg 1990, 43, 6: 641-644.

GREENE E: Anatomy of the rat. Hafner Publishing Company. New York and London 1968

GUERRISI R, YASARGIL MG: Experimental study on artificially made aneurysms with the aid of the microscope in rats and rabbits. Minerva Neurochir 1970, 14, 2: 140-144.

HARWELL RC, FERGUSON RL: Physiologic tremor and microsurgery. Microsurgery 1983, 4, 3:187-192.

JIN Y, DEHESDIN D, HEMET J y cols:  
Comparative experimental study of nerve repairs. Neurochirurgie 1990, 36, 6: 378-382

- KLERK DJ, PLONCARD P: Laboratory training in microsurgical techniques for neurosurgery. S Afr Med J 1972, 46, 45: 1740-1742
- LEE S, FRANK DH, CHOI SY: Historical review of small and microvascular vessel surgery. Ann Plast Surg 1983, 11, 1:53-62.
- LEE SUN. Manual of Microsurgery. CRC Press. Florida 1985.
- LOOTS JM y cols: Experimental microsurgery in peripheral nerves. S Afr med J 1976, 50, 45: 1836-1839.
- MALIS LI: New Trends in Microsurgery and Applied technology. Advanced Technology in Neurosurgery. Springer Verlag 1988, 1-16.
- McGREGOR JC y cols: Some anatomical observations on the human placenta as applied to microvascular surgical practice. British Journal of Plastic Surgery 1983, 36:387-391
- McGREGOR JC: The use of the placenta for microsurgical vascular practice. Journal of the Royal College of Surgeons 1980, 25:233
- MILLES I H: Injertos interfasciculares para reparar nervios periféricos de la extremidad superior. Reimplantación y microcirugía reconstructora. Clínicas Ortopédicas de Norteamérica 1977, cap. 14: 163-181.
- MORALES RAMOS R. Técnica Microquirúrgica. Guía para su aprendizaje.
- MORIMOTO T, IMHOF HG, WIESTLER OD: Crotid bifurcación reconstruction using y-shaped microvascular grafts: an experimental study in rats. Microsurgery 1991, 12, 1: 46-54.
- NARAYANAN K, RAMASASTRY SS, ANGEL MF: Use of the paper clip as a hemostasis restraint in experimental end-to-side microvascular anastomosis. Ann Plas Surg 1987, 19, 1: 91-92.
- PALAZZI S y cols: La Microcirugía en las lesiones de los nervios periféricos. Rev Ortop Trauma 1971, 15:499.
- PLONCARD P: Comparative experimental study of microsurgical nerve suture. I. Immediate suture and delayed suture. Neurochirurgie 1976, 22, 3: 253-260.

RAND RW: Microneurosurgery. Second Edition. Mosby Company Saint Louis 1978.

RHOTON AL: Micro-Operative Techniques. Youmas: Neurological Surgery. Third Ed. WB Saunders Company 1990, 33: 941-991.

ROSEMBAUM TJ J and SUNDT TH M: Neurovascular Microsurgery. A model for Laboratory Investigation and the Development of Technnical Skillis. Mayo Clin. Proc 1976, 51: 3012-306.

SAMII M: Aspects modernes de la Chirurgie des nerfs peripheriques. Medicales Pierres Fabre Ed., 1977.

SERAFIN D y cols. A laboratory manual of microvascular surgery. Durham, NC University Medical center 1977.

SERRA JM y CAÑADELL J: Microcirugía en quirófano experimental. Eunsa 1983.

SERRA JM y CAÑADELL J: Técnicas de Microcirugía. Eunsa 1939.

SUCUR DJ, y cols: Fresh chicken leg: an experimental model for the microsurgical beginner. British Journal of Plastic Surgery 1981, 34:488-489.

SUKOFF MH, SALIBIAN A, ARICK TP: A portable microvascular laboratory for the office. Microsurgery 1983, 4, 1: 71-74.

VAN DONGEN JJ y cols. Manual of Microsurgery on the laboratory rat. Elsevier 1990.

VAQUERO C, GONZÁLEZ PEREA J, RODRÍGUEZ TORRES LA, DIAGO MV y FERRIER A: Manual de Microcirugía Experimental en la rata. Universidad de Valladolid 1988.

VAQUERO PUERTA C. Manual de Experimentación animal. Universidad de Valladolid 1993.

WEI WI, LAM KH, WONG J: Use of the Yasargil aneurismal clamp for end-to-side microvascular anastomosis: an experimental study in rats.

WERKER PM, KON M, GREEN CJ: Geometrical approach to the end-to-side anastomosis. Microsurgery 1991, 12, 6: 420-423.

YASARGIL MG: Intracranial Microsurgery. Clinical Neurosurgery 1970, 17: 250-256.

YASARGIL MG: Microneurosurgery. Vol IV B. Georg Thieme Verlag. Stuttgart. New York 1984.

YASARGIL MG: Microsurgery applied to Neurosurgery. Georg. Thieme Verlag. Stuttgart 1969.

YONEKAWA Y. Microsurgery. Praxis in the Labor. Tokio 1988.

ZOUBOS AB, SEABER AV, URBANIAK JR: Hemodynamic and histological differences in end-to-side anastomoses. Microsurgery 1991, 13, 4: 200-203.

