Rev. Chilena de Cirugía. Vol 57 - Nº 5, Octubre 2005; págs. 366-372

TÉCNICAS QUIRÚRGICAS

El laboratorio de microcirugía*

Microsurgery training center

Drs. PATRICIO ANDRADES C[1], CRISTIÁN ERAZO C[1], MANUEL LOO O[1], HÉCTOR ROCO M[1], RODRIGO CABELLO P DE A[1], VICENTE IRARRÁZABAL E[1]

[1]Laboratorio de Microcirugía Experimental Servicio de Cirugía Hospital Barros Luco-Trudeau, Chile

INTRODUCCION

La microcirugía clínica lleva en el mundo más 30 años de evolución y abarca campos tan diversos como la Cirugía Plástica y Reparadora, Cirugía de Cabeza y Cuello, Urología, Ginecología y Neurocirugía. Como toda nueva técnica, la microcirugía desde sus inicios a fines de los 60s ha pasado por varias etapas de desarrollo, maduración y refinamiento[1]. Las tasas de éxito en estas cirugías han ido en aumento debido fundamentalmente a la experiencia ganada por la práctica constante, a refinamientos en la técnica y a adelantos tecnológicos[2]. En la actualidad las tasas de éxito son muy elevadas con índices de trombosis microvascular de 9.9% y de falla del colgajo de 4,1%, lo que ha masificado su aplicación clínica[3].

Todo lo anterior hace de vital importancia para su implementación clínica la disponibilidad de un laboratorio y de un programa adecuado de entrenamiento[4]. En la práctica microquirúrgica inicial, disponer de un lugar con las condiciones y los dispositivos necesarios para aprender estas técnicas es fundamental[5]. Los primeros pasos en este campo enfrentan al microcirujano a una serie de elementos que le son ajenos, a pesar de que éste tenga experiencia previa en cirugía convencional. El personal adecuado, los animales de experimentación, los medios de magnificación, los instrumentos y las suturas microquirúrgicas son algunos de estos elementos cuya implementación en nuestro medio es difícil por su compleja organización y elevados costos.

Por otro lado, para llegar a dominar las técnicas microquirúrgicas es necesario un entrenamiento dedicado con una larga curva de aprendizaje[6]. El microcirujano en formación, durante su fase inicial, requiere practicar con modelos inanimados antes de trabajar con animales de experimentación. El uso de animales en cirugía experimental está cada vez más restringido por las sociedades protectoras y las nuevas leyes[7], lo que hace urgente la búsqueda de otros modelos inanimados para dar los primeros pasos en microcirugía. En la literatura se mencionan gran cantidad de modelos, todos con sus ventajas y desventajas, lo cual hace muy difícil su elección[8].

ORGANIZACIÓN DEL LABORATORIO

La organización, financiamiento y mantención de un Laboratorio de Microcirugía es sumamente complejo sobre todo para nuestro medio[4]. El objetivo de un laboratorio puede ser simplemente el entrenamiento o ser mas ambicioso incorporando la investigación y la educación[5]. Idealmente, es necesario contar con un financiamiento adecuado y las autorizaciones respectivas para contar con el personal y la infraestructura necesarios. Dentro del personal se requiere un administrador del laborato-

*Recibido el 21 de Abril de 2005-07-01 y aceptado para publicación el 22 de Junio de 2005.
E-mail: patomed@tutopia.com

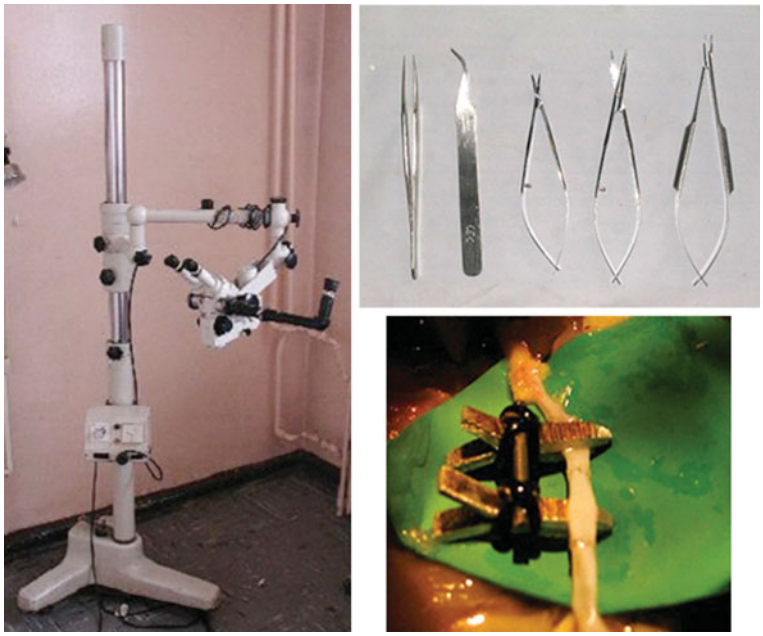

Figura 1. Algunos de los elementos básicos del laboratorio de microcirugía. Microscopio OLP1 Vasconcelos, instrumental microquirúrgico (pinzas de relojero rectas y curvas, porta-agujas microquirúrgico, tijeras de disección y tijeras de adventisectomía) y Clamps vasculares artesanales confeccionados por uno de los microcirujanos en formación (C. Erazo).

rio, auxiliares a cargo del aseo y cuidado de los animales, investigadores, entrenadores y si fuera posible estudiantes. Dentro de la infraestructura se necesita un lugar apto con elementos de magnificación, instrumental microquirúrgico, material de sutura y animalario.

En abril del 2002, con las autorizaciones correspondientes, se diseñó un laboratorio de microcirugía experimental en el Servicio de Cirugía del Hospital Barros Luco-Trudeau. Se dispuso de una sala y de un microscopio OLP1 Vasconcelos con lentes de 10X y objetivos de 250 y 300 mm. Además se adquieren mediante fondos privados, instrumental microquirúrgico básico compuesto de pinzas de relojero, porta-agujas microquirúrgico, tijeras de disección y tijeras de adventisectomía. Los clamps microvasculares fueron confeccionados por uno de los microcirujanos en formación (C.Erazo) y las suturas microquirúrgicas 10-0 donadas por empresas del rubro (Figura 1). El resto de los elementos necesarios (guantes, apósitos, bisturí, tijeras, etc.) fueron aportados por el propio Servicio de Cirugía.

El laboratorio del Hospital Barros Luco fue de difícil creación, solo conseguir el lugar llevó un largo tiempo, pero después de estar instalados y trabajando pudimos desarrollar habilidades, entretenernos, realizar investigación y ganar enormemente de la experiencia. La creación de un laboratorio de microcirugía en un medio tan restringido y con todas las dificultades existentes fue muy gratificante. Permitió crear un grupo de gente interesada en aprender y en enseñar las técnicas de microcirugía básica y además, incentivar la investigación en este campo. Se desarrollaron destrezas y se adquirieron conocimientos pero más que nada una gran experiencia desde sus comienzos.

LOS MODELOS EN LA PRÁCTICA INICIAL

A grandes rasgos lo modelos para la práctica microquirúrgica inicial se pueden clasificar de la siguiente forma:[9]

1. Vivos (donde la rata es la mas utilizada).
2. Inanimados.

– Biológicos (pierna o ala de pollo, pavo, cerdo, vacuno, placenta, piel escindida)

– Sintéticos (látex, silicona, poliuretano)

En la literatura aparece una gran gama de modelos[8], muchos de los cuales demuestran el ingenio de sus creadores. La rata es el modelo mas utilizado, sin embargo, su disponibilidad es baja, su mantención complicada y en la actualidad el uso bioético de animales en el laboratorio ha estado bajo gran escrutinio. Debemos partir de la base que los científicos tenemos el privilegio y no el derecho automático de usar animales como sujetos para experimentación, de lo cual no debemos abusar[10]. Por lo anterior, en la actualidad la tendencia de la experimentación animal sigue la regla de las tres "R": Reducir, Reemplazar y Refinar[11]. Incluso se ha llegado a proponer que los estudios en animales no

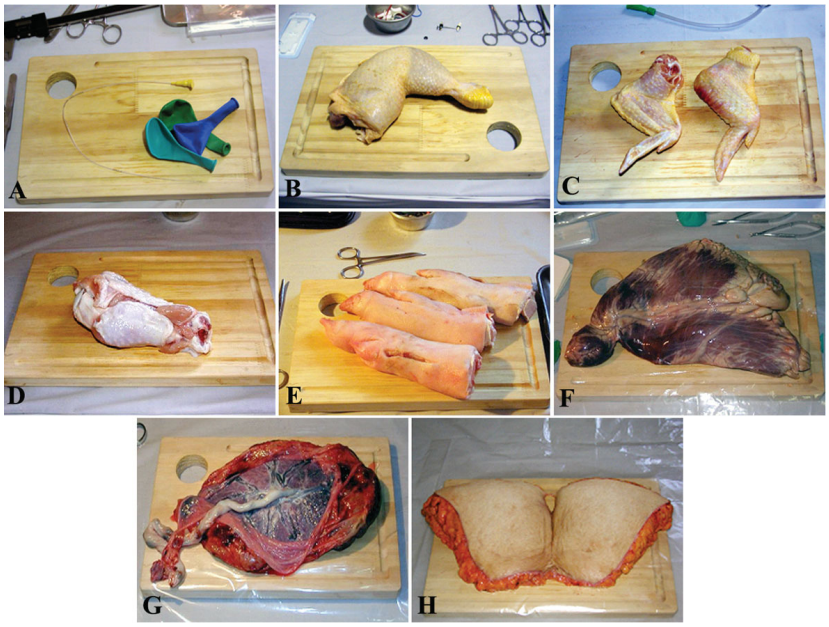

Figura 2. Modelos microquirúrgicos estudiados: (A) látex y sonda nº 14, (B) pierna de pollo, (C) ala de pollo, (D) ala de pavo, (E) piernas de cerdo, (F) corazón de vacuno, (G) placenta humana, (H) pieza de abdominoplastia.

debieran continuar hasta que se aprovechen bien los que ya existen mediante revisiones sistemáticas para poder validar y transpolar sus resultados a la práctica clínica[12].

Con el objetivo de reducir el uso de ratas en la práctica microquirúrgica inicial, entre Abril y Junio del 2002, tres microcirujanos en formación, evaluaron los siguientes modelos en este recién creado laboratorio: goma de látex, sonda de alimentación nº14, pierna de pollo, ala de pollo, ala de pavo, piernas de cerdo, corazón de vacuno, placenta humana y pared abdominal anterior humana obtenida de abdominoplastia (Figura 2). Cada modelo se evaluó con relación a disponibilidad, precio, facilidad de disección, número de vasos útiles, diámetro de los vasos, número de anastomosis realizables y similitud con vasos humanos. La evaluación se llevó a cabo mediante una escala subjetiva expresada como bueno, regular, malo o muy malo asignándose valores en cruces de 3, 2, 1 y 0 respectivamente.

Se analizaron un total de 38 modelos y el promedio de sus evaluaciones para cada uno de los parámetros analizados aparecen detallados en la Tabla 1. La goma de Látex demostró ser de bajo costo, alta disponibilidad y muy útil en la familiarización con el microscopio y práctica inicial de nudos a pesar de no ser tejido biológico. La sonda

Tabla 1

EVALUACIÓN DE MODELOS

Modelo	*n*	*Disponibilidad*	*Facilidad disección*	*Tiempo disección (min.)*	*Número de vasos*	*Diámetro de vasos (mm)*	*Longitud de vasos (cm)*	*Número de anastomosis*	*Similitud humano*	*Valor en pesos $*
Látex	3	+++	-	-	-	-	-	0	0	400
Sonda N°14	3	++	-	-	-	1,5	30	n	0	3000
Muslo pollo	15	+++	+++	25	2	2,2	5	3	++	450
Ala pollo	3	++	++	25	3	1,1	8	5	++	400
Ala Pavo	5	+++	+	40	2	3	6	5	+	200
Piernas de Cerdo	3	+	+	60	3	1,8	4	3	+	300
Corazón de Vacuno	2	+	+	60	5	1,7	2	10	+	600
Placenta Humana	1	+	0	120	n	n	15	n	+	0
Pieza Abdominoplastía	1	0	++	30	4	2,4	15	8	+++	0

+++: buena, ++: regular, +: malo, 0: muy malo, n: ilimitado.

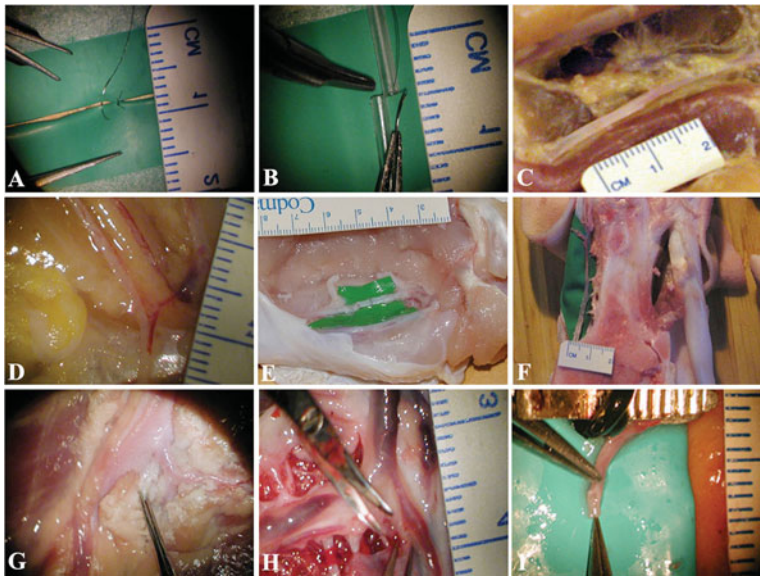

Figura 3. Trabajo y disección con los distintos modelos observados bajo microscopio: (A) látex, (B) sonda nº 14, (C) pierna de pollo, (D) ala de pollo, (E) ala de pavo, (F) pierna de cerdo, (G) corazón de vacuno, (H) placenta humana, (I) vasos epigástricos superficiales de pieza de abdominoplastía. Para mayor detalle en cuanto a ventajas y desventajas remitirse al texto y Tabla 1.

de alimentación es un material caro y duro que no presenta mayores ventajas que el látex. La pierna de pollo exhibió bajo costo, gran accesibilidad, facilidad de disección y diámetros vasculares muy útiles para comenzar el entrenamiento. El ala de pollo tuvo similares características al anterior pero con disección más minuciosa y vasos más pequeños. El ala de pavo a pesar de ser el más económico presenta vasos de gran calibre con tejido adventicial fibroadiposo que dificulta la disección y el anudado. Las piernas de cerdo fueron el modelo mas barato pero presentaron una difícil disección por ser tejido muy fibroso lo que hizo casi imposible disecar las venas. El corazón de vacuno mostró vasos intramusculares de características especiales, de muy ardua disección y de baja disponibilidad. La placenta humana tuvo la disección más difícil de todos los modelos pero permite acceder a largos vasos, de distintos diámetros y por lo tanto a gran número de suturas. La pieza de abdominoplastia es de disponibilidad variable y sin costo, pero al ser tejido humano se deben tener todas las precauciones necesarias. Permite el acceso a largos vasos epigástricos superficiales de diámetros muy adecuados para la práctica inicial (Figura 3).

Buscar un modelo que reemplace o al menos reduzca el uso de ratas en el laboratorio de microcirugía no es fácil. En nuestro estudio, entre los modelos inanimados sintéticos, el látex[13] demostró ser de gran utilidad para familiarizarse con los instrumentos, el microscopio y los primeros puntos. Entre los biológicos, el pollo (pierna o ala) fue evaluado como el mejor por su accesibilidad, precio y características de sus vasos[14,15], permitiendo realizar en él, entrenamiento microquirúrgico mas avanzado. Muchos intentos se han realizado para buscar otros mejores modelos ya sea preservando vasos de animales de experimentación sacrificados[16], utilizando placenta humana[17] o piel resecada[18] como lo hicimos en este estudio, sin embargo en la actualidad aun no se cuenta con el modelo ideal. El uso de prótesis de poliuretano[19-21] ha sido ampliamente estudiado en los últimos diez años con gran éxito e incluso ya se dispone de kits comerciales para su venta[22]. Pero el futuro se dirige en otra dirección tomado de la mano con los avances computacionales y se llama simulación de realidad virtual[23]. Esta técnica en la cual el operador tiene la capacidad de introducirse, navegar e interactuar en un ambiente virtual va a revolucionar la enseñanza de la microcirugía y de otros ámbitos de la medicina.

LA RUTA MICROQUIRÚRGICA: DEL LÁTEX A LA RATA

Uno de los prerrequisitos fundamentales para obtener éxito en microcirugía es tener un entrenamiento adecuado que permita desarrollar las destrezas y coordinación. Se ha demostrado, en estudios experimentales[6] y clínicos[2], que el entrenamiento adecuado mejora las habilidades y el resultado funcional final de una anastomosis: la permeabilidad. Sin embargo, la metodología correcta para desarrollar este entrenamiento no ha sido bien definida en cuanto a que elementos utilizar y a que secuencia seguir. Los textos básicos de microci-

rugía entregan conocimientos teóricos pero por lo general están basados en la rata como modelo y hacen escasa referencia al orden de progresión y evaluación. Los cursos prácticos por su parte, entregan conocimientos teóricos y prácticos en una forma intensiva dentro de un corto período de tiempo, también utilizan la rata como modelo, se dictan en el extranjero y son de elevados costos[24]. Lamentablemente ninguno de estos elementos es aplicable a nuestra realidad donde los residentes deben cumplir actividades docentes y funciones asistenciales para solventar sus estudios.

Los pasos iniciales para lograr estos objetivos en microcirugía son la adecuada manipulación del microscopio, el correcto manejo de los microinstrumentos y la perfecta realización del nudo microquirúrgico[25]. En esta primera etapa de entrenamiento básico se requiere un modelo no vivo, de fácil adquisición, simple y seguro para facilitar los primeros pasos y no desincentivar al estudiante como podría ocurrir si se inician los ejercicios con la rata[26]. Un modelo inanimado sintético como el látex o la gasa podría ser muy útil para estos propósitos. Luego, en una segunda etapa, se debe continuar con ejercicios mas avanzados de sutura simple, término-terminal (T-T), término-lateral (T-L), latero-lateral (L-L) y discrepancias de diámetros[13]. Los modelos inanimados biológicos como la pierna o ala de pollo podrían ser los usados en esta segunda fase lo que permitiría además comenzar a familiarizarse con el manejo adecuado de los tejidos que se requiere en microcirugía. Finalmente, en una tercera etapa, se debe pasar a la rata para continuar los mismos ejercicios y poder realizar transferencia libre de tejidos utilizando los numerosos colgajos descritos en ellas[27].

Basados en estos conceptos y con la finalidad de crear un esquema de trabajo aplicable a nuestro medio, se decide formular y evaluar un programa teórico-práctico de formación microquirúrgica inicial destinado a médicos en programa de formación de especialistas o con actividades asistenciales paralelas. Tres médicos en formación de especialidad o subespecialidad se someten a un programa de formación microquirúrgica básica de 4 meses de duración. Dicho programa consta de una parte teórica que consistió en seminarios semanales donde se estudiaron los siguientes temas:

1. Sistemas de magnificación y manejo del microscopio
2. Manejo del instrumental microquirúrgico y suturas
3. Técnicas microquirúrgicas básicas y avanzadas
4. Manejo, anatomía y anestesia de la rata
5. Revisiones bibliográficas relacionadas.

La parte práctica consistió en:

1. Completar 4 horas en el manejo del microscopio, instrumental y microsuturas
2. Trabajo en modelos inanimados (20 puntos simples en látex, 5 anastomosis T-T en vena y 5 en arteria y 5 anastomosis T-L en vena y 5 en arteria de muslo de pollo)
3. Trabajo en modelo vivo (anastomosis T-T en carótida de rata). Las anastomosis fueron evaluadas mediante la prueba de permeabilidad[28].
4. Todo lo anterior fue supervisado por 2 microcirujanos clínicos quienes realizaron evaluación práctica a los estudiantes antes de permitirles el trabajo en la rata (Figura 4).

Cada una de las etapas fue aprobada en primera instancia por todos los alumnos. Este programa progresivo en un período largo de tiempo, basado en el auto-aprendizaje guiado y evaluado logra:

1. Enseñar las técnicas microquirúrgicas básicas.
2. Mantener una práctica constante por un periodo largo de tiempo.

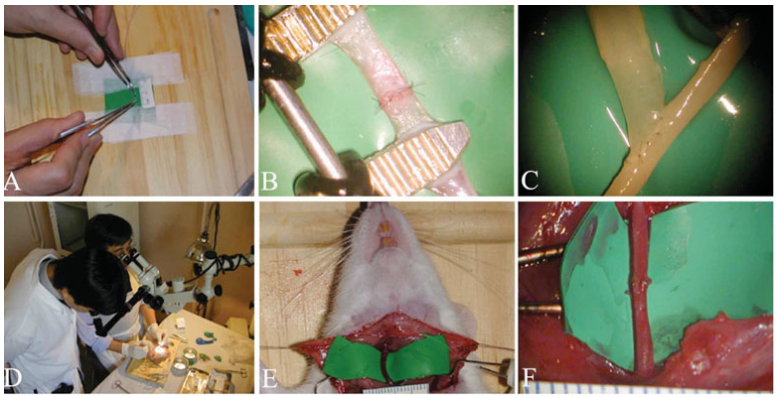

Figura 4. Imágenes del programa de entrenamiento. (A) Práctica inicial en látex para familiarizarse con el microscopio, instrumentos y sutura. (B y C) Entrenamiento avanzado en modelo inanimado biológico con anastomosis T-T y T-L. (D) Evaluación por Microcirujano Clínico. (E y F) Práctica final en carótida de rata.

3. Hacer compatibles otras actividades con la práctica microquirúrgica.

4. Desarrollo progresivo de habilidades a un ritmo individual.

5. Llegar al animal de experimentación con un alto grado de seguridad.

EL PASO FINAL: A LA PRÁCTICA CLÍNICA

Una vez completado este proceso progresivo y demandante lo natural es poder iniciar la práctica clínica[29]. El momento exacto en el cual el alumno, una vez terminado el trabajo en el laboratorio, puede pasar a realizar microcirugía en el humano en forma segura, no ha sido determinado debido a que son muchos los factores involucrados. El nivel de experiencia y entrenamiento del alumno, sus capacidades e intereses personales, el lugar de la cirugía y la complejidad del caso clínico son algunos de los elementos a considerar[30]. La principal recomendación es que al alumno se lo deje participar en varios casos clínicos en forma parcial (dejándolo realizar la elevación del colgajo, la búsqueda de los vasos receptores o pasar algunos puntos) antes de permitirle realizar la microcirugía completa[31]. En algunos países donde este tipo de cirugía es rutinaria la práctica en el laboratorio es más corta y la transición clínica mucho más rápida. En otros lugares donde se realiza con menos frecuencia, este pasaje puede ser bastante lento y poco motivador[32].

Desafortunadamente en nuestro país la microcirugía está en sus comienzos, todavía no se completan las curvas de aprendizaje y son escasos los centros que la practican en forma rutinaria y con un gran volumen de casos. Todo esto hace que sea muy difícil comenzar en la microcirugía clínica y deberemos esperar un tiempo para hacerlo o tener la suerte de trabajar con algún microcirujano que tenga la experiencia y la buena voluntad de continuar con nuestra enseñanza. Debemos recordar que la microcirugía no es solo una técnica, ya que prácticamente cualquiera podría realizar una microanastomosis, sino una filosofía de trabajo. Involucra la elección del mejor colgajo, con sus ventajas y desventajas, para cada caso individual con el propósito final de cubrir adecuadamente un defecto.

AGRADECIMIENTOS: Agradecemos al Dr. Enrique Rodríguez Sanfuentes (Q.E.P.D.) por su incondicional apoyo y constante incentivo de la actividad científica que permitieron la creación de este laboratorio.

REFERENCIAS

1. Buncke H, Chang D. History of Microsurgery. Seminars Plast Surg 2003; 17: 5-15.
2. Khouri R. Free flap surgery. The second decade. Clin Plast Surg 1992; 19: 757-61.
3. Khouri R, Cooley B, Kunselman A, Landis R, Yeramian P, *et al.* Prospective Study of Microvascular Free-Flap Surgery and Outcome. Plast Reconstr Surg 1998; 102: 711-21.
4. Livingston CK, Ruiz-Razura A, Cohen B. Guidelines for a successful microsurgery training center and research fellowship. Plast Reconstr Surg 1999; 104: 1555-58.
5. Green CJ. Organisation of a microsurgical laboratory. Br J Plast Surg 1990; 43: 641-44.
6. Oelsner G, Boeckx H, Verhoeven H, Koninckx P, Brosens I. The effect of training in microsurgery. Am J Obstet Gynecol 1985; 152: 1054-8.
7. Alleva E, Scattoni ML. The state of the art in animal experimentation. Ann Ist Super Sanità 2004; 40: 151-55.
8. Fanua SP, Kim J, Shaw Wilgis EF. Alternative models for teaching microsurgery. Microsurgery 2001; 21: 379-82.
9. Lannon D, Atkins J, Butler PE. Non-vital, prosthetic and virtual reality models of microsurgical training. Microsurgery 2001; 21: 389-93.
10. Savla U. Responsible conduct in animal research. J. Clin. Invest. 2003; 112: 1456.
11. Teitelbaum S. Animal rights pressure on scientists. Science 2002; 298: 1515.
12. Pound P, Ebrahim S, Sandercock P, Bracken M, Roberts I. Where is the evidence that animal research benefits humans? BMJ 2004; 328; 514-17.
13. Crosby N, Clapson B, Buncke H, Newlin L. Advance non-animal microsurgical exercises. Microsurgery 1995; 16: 655-58.
14. Govila A. A simple model on wich to practise microsurgical techniques: a fresh chicken. Br J Plast Surg 1981; 34: 386-89.
15. Hino A. Training in microvascular surgery using a chicken wing artery. Neurosurgery 2003; 52(6): 1495-7.
16. Kim D, Niazi Z, Hayward P, et al. Training model for microvesserl anastomosis. Microsurgery 1994; 15: 820-21.
17. Ayoudi S, Ward P, Naik S, Sankaran M. The use of placenta in a microvascular exercise. Neurosurgery 1992; 30: 252-54.
18. Govila A, Sharman D. Microsurgical practice on avulsed skin. Br J Plast Surg 1991; 43: 250-51.
19. Korber KE, Kramer BA. The use of small calibre polytetrafluoroethylene grafts (Goro-Tex) in microsurgical training. Microsurgery 1989; 10: 113.
20. Yen D, Arroyo R, Berezniak R, Partington M. New model for microsurgical training and skills maintenance. Microsurgery 1995; 16: 760-62.
21. Weber D, Moser N, Rosslein R.A synthetic model for microsurgical training: a surgical contribution to redu-

ce the number of animal experiments. Eur J Pediatr Surg. 1997; 7(4): 204-6.
22. Remie R. The PVC-rat and other alternatives in microsurgical training. Lab Anim (NY) 2001; 30(9): 48-52.
23. Erel E, Aiyenibe B, Butler P. Microsurgery simulators in virtual reality: Review. Microsurgery 2003; 23: 147-52.
24. Klein I, Steger U, Tmmermann W, Thiede A, *et al.* Microsurgical training course for clinicians and scientist at a german university hospital: a 10-year experience. Microsurgery 2003; 23: 461-65.
25. Shaw WW, Tark KC. Principles of microvascular surgery. In: Smith JW, Aston SJ, eds. Grabb and Smith's Plastic Surgery. Boston, MA: Little, Brown and Company, 1991:1015-28.
26. Demirseren M, Tosa Y, Yoshiaki Y. Microsurgical Training with Surgical Gauze: The First Step. J Reconstr Microsugery 2003; 19: 385-86.
27. Zhang F, Sones WD, Lineaweaver WC. Microsurgical flap models in the rat. J Reconstr Microsurg 2001; 17: 211-21.
28. Krishnan K, Dramm P, Schackert G. Simple and viable in vitro perfusion model for training microvascular anostomoses. Microsurgery. 2004; 24: 335-8.
29. Miko I, Brath E, Furka I. Basic teaching in microsurgery. Microsurgery 2001; 21: 121-23.
30. Langstein H, Zbar R, Dingman D. Teaching Microsurgery in Western Academic Centers and in the Developing World. Seminars Plast Surg 2003; 17: 17-22.
31. Costoya A, Gomel V. The microsurgical training of the gynaecologist. Rev Chil Obstet Ginecol 1981; 46(4): 173-83.
32. Zarabini AG, Galeano M. From surgical gloves to the rat. The various stages of microsurgery learning. Minerva Chir 2000; 55(10): 687-92.