



Universidad de A Coruña

Departamento de Medicina

**Desarrollo de un Programa de Entrenamiento
Avanzado en Microcirugía Reconstructiva: Estudio
Experimental en Rata**

TESIS DOCTORAL

Presentada por: Andrés Rodríguez Lorenzo

Dirigida por: Dr. Francisco José Martelo Villar,

Dr. José Ángel Álvarez Jorge

A Coruña, Enero 2010



Universidad de A Coruña

Departamento de Medicina

D. Francisco José Martelo Villar, Profesor de la Universidad de A Coruña y Doctor en Medicina y Cirugía por la Universidad de Santiago de Compostela y D. José Ángel Álvarez Jorge, Doctor en Medicina y Cirugía por la Universidad de Santiago de Compostela,

CERTIFICAN:

Que el trabajo titulado:”*Desarrollo de un Programa de Entrenamiento Avanzado en Microcirugía Reconstructiva: Estudio Experimental en Rata*” realizado por D. Andrés Rodríguez Lorenzo se ha llevado a cabo bajo su dirección y se encuentra en condiciones de ser leído y defendido como Tesis Doctoral en el Tribunal correspondiente en la Universidad de A Coruña, lo que firman para los efectos oportunos en A Coruña, a 15 de Enero de 2010

Dr. Francisco Jose Martelo Villar

Dr. Jose Ángel Álvarez Jorge

A mis padres

Agradecimientos

Esta tesis es el fruto de un trabajo que comenzó en octubre de 2003 en la Unidad de Cirugía Experimental del Complejo Hospitalario Universitario A Coruña y que concluye con la realización de la presente tesis doctoral. Durante este periodo hemos divulgado ampliamente el conocimiento a través de diversas comunicaciones y publicaciones y el esfuerzo ha sido recompensado con varios premios y becas de investigación. Se trata de un trabajo realizado en equipo y por tanto me gustaría agradecer a las personas cuya colaboración ha sido decisiva en esta tesis.

En primer lugar me gustaría dar las gracias a los directores de esta tesis. Agradezco a mi mentor, el doctor Francisco Martelo Villar todo su apoyo no sólo durante la realización de este trabajo sino durante toda mi formación como especialista a través de su estímulo constante, su experiencia, su nivel de exigencia y su capacidad de trabajo. Agradezco al doctor Ángel Álvarez Jorge toda su colaboración como codirector de la tesis por aportar su experiencia clínica en microcirugía a este trabajo experimental.

Me gustaría dar las gracias a todo el personal de la Unidad de Cirugía Experimental del Complejo Hospitalario Universitario A Coruña, especialmente a los veterinarios Alberto Centeno y Eduardo López. No sólo me han proporcionado las facilidades de una excelente unidad de microcirugía experimental sino que su colaboración intelectual aportando ideas y sugerencias ha sido decisiva en el desarrollo de esta tesis.

Agradezco al Departamento de Medicina de la Universidad de la Coruña y en especial a la doctora Rosa Meijide por la gran receptividad a nuevas ideas y su ayuda durante todos los cursos de doctorado.

Me gustaría dar las gracias a mis padres y hermanos, Eladio, Marisol, Héctor y Paula, por su cariño y apoyo incondicional.

Finalmente, quiero dar las gracias a las personas que hacen que todas las horas de esfuerzo y trabajo dedicadas a esta tesis tengan sentido, mi mujer Débora y mi hija Nadia.

A.R.L.

A Coruña, Enero 2010

Índice

1.RESUMEN	10
2.COMUNICACIONES, PREMIOS Y SUBVENCIONES	12
3.INTRODUCCIÓN	14
3.1.Definición de Microcirugía, Cirugía Microvascular y Microcirugía Reconstructiva	15
3.2. Historia de la Microcirugía Reconstructiva	17
3.2.1.Avances en Cirugía Vascular	17
3.2.2.Desarrollo de la Magnificación Óptica	18
3.2.3.Desarrollo de Instrumentación Microquirúrgica	19
3.2.4.Conocimiento de la Vascularización Tisular	19
3.2.5. Avances clínicos en Microcirugía Reconstructiva.	21
3.3. Los Colgajos de Perforantes	23
3.4. Entrenamiento y Capacitación en Microcirugía Reconstructiva	24
4.HIPÓTESIS	26
5.OBJETIVOS	27
6.INVESTIGACIÓN Y RESULTADOS	28
<i>6.1. El Colgajo Epigástrico en rata: Revisión de la técnica quirúrgica como modelo experimental de un colgajo libre. <u>Rodríguez A.</u>, Álvarez A., Centeno A., López E., Martelo F. <i>Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas</i>. 2006; 9(1): 5-9.</i>	28
<i>6.2. Entrenamiento Microquirúrgico en Reimplante de Dedos: Modelo experimental en ratas. <u>Rodríguez A.</u>, Álvarez A., Centeno A., López E., Martelo F. <i>Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas</i>. 2005; 8(1): 38-42.</i>	34
<i>6.3. Design and creation of an experimental program of advanced training in reconstructive microsurgery <u>Rodríguez A.</u>, Álvarez A, García-Barreiro J, Centeno A, López E, Martelo F. <i>Microsurgery</i> 2006;26(6):421-428</i>	40
<i>6.4. The anteromedial thigh flap as a training model of a perforator flap in rat. <u>Rodríguez A.</u>, Álvarez A, Aguirrezabalaga J, Martelo F. <i>Journal of Reconstructive Microsurgery</i> 2007;23(5):243-248</i>	49

7.DISCUSIÓN GLOBAL	55
8.CONCLUSIONES	67
9.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69

1. Resumen

La presente tesis se estructura fundamentalmente mediante el compendio de cuatro artículos originales que pertenecen a una misma línea de trabajo: la creación de un programa de entrenamiento avanzado en microcirugía reconstructiva en animales. Los artículos se presentan en su versión original.

En los dos primeros trabajos se realiza una revisión de los dos principales modelos de transferencia libre de tejidos aplicados en entrenamiento microquirúrgico: el colgajo cutáneo epigástrico y el reimplante de la extremidad inferior de la rata. Se realiza un estudio anatómico de cada colgajo y se detalla el procedimiento quirúrgico, paso a paso, para facilitar su reproducción por el aprendiz microquirúrgico.

En el tercer trabajo de la tesis se establece un programa de entrenamiento en transferencia libre de tejidos en 30 ratas mediante la creación de una función matemática denominada dificultad de un ejercicio microquirúrgico estableciendo diferencias entre cinco modelos de colgajos libres en rata (colgajo cutáneo de vasos epigástricos, colgajo fasciocutáneo de vasos safenos, colgajo neurocutáneo de vasos epigástricos, colgajo muscular de vasos safenos y reimplante de extremidad inferior), en función del éxito clínico y la duración de cada ejercicio, estableciendo una escala de progresión objetiva en el entrenamiento.

Finalmente, en el último trabajo se crea un modelo de entrenamiento de un colgajo de perforantes en rata, realizado en 20 animales, valorando el éxito del procedimiento en

función de la disección intramuscular de la perforante, al ser un colgajo pediculado sin anastomosis vasculares.

En conclusión, en la presente tesis se desarrolla un programa avanzado de entrenamiento en microcirugía reconstructiva en animales, basado en una escala de progresión en modelos de colgajos libres y un entrenamiento en cirugía de perforantes.

2. Comunicaciones, Premios y Subvenciones

La presente Tesis Doctoral ha sido presentada parcialmente en los siguientes foros científicos:

● ***Perforator Flap Teaching Model in Rat***

Rodríguez A.V Congreso de la Sociedad Mundial de Microcirugía Reconstructiva, Junio 2009, Okinawa, Japón.

● ***Perforator Flap Teaching Model in Rat***

Rodríguez A. Congreso Irlandés-Escocés de Cirugía Plástica, Octubre 2007. Aberdeen, Reino Unido

● ***Advanced Training Program in Reconstructive Microsurgery: Experimental Study in Rats***

Rodríguez A, Álvarez A, Martelo F .IV Congreso de la Sociedad Mundial de Microcirugía Reconstructiva, Junio 2007. Atenas, Grecia

● ***Modelo de entrenamiento en reimplante de dedos: Estudio Experimental en rata***

Rodríguez A, Álvarez A, Martelo F .XLII Congreso Nacional de la Sociedad Española de Cirugía Plástica, Reparadora y Estética, Mayo 2007. Valencia

● ***Modelo experimental de un colgajo de perforantes en rata***

Rodríguez A, Álvarez A, Martelo F .XLI Congreso Nacional de la Sociedad Española de Cirugía Plástica, Reparadora y Estética, Mayo 2006. Pamplona

● ***Diseño y creación de un programa de entrenamiento avanzado en microcirugía reconstructiva.***

Rodríguez A, Álvarez A, Martelo F .XL Congreso Nacional de la Sociedad Española de Cirugía Plástica, Reparadora y Estética, Junio 2005. A Coruña

● **Modelo experimental de reimplante de dedos en ratas.** Rodríguez A, Álvarez A. Martelo F Reunión anual de avances en medicina del Complejo Hospitalario Juan Canalejo, Junio 2004. A Coruña

La presente Tesis Doctoral ha sido subvencionada parcialmente por:

● Beca de la Consellería de Innovación, Industria y Comercio de la Xunta de Galicia para Nuevos Grupos de Investigación para la realización del proyecto de investigación: “*Creación de dos nuevos modelos experimentales de colgajos microquirúrgicos en rata: el colgajo quimera de vasos femorales y el colgajo de perforantes anteromedial del muslo*”, con el nº de expediente PGIDIT05PXIA91601PR en el DOGA, Martes, 12 de Julio del 2005.

● Premio Fundación Caixa Galicia de la Real Academia de Medicina y Cirugía de Galicia al mejor trabajo de ciencias quirúrgicas del año 2004 por el trabajo "Diseño y creación de un programa de entrenamiento avanzado en microcirugía reconstructiva", A Coruña, Enero 2005.

● Primer premio al mejor trabajo científico presentado en la IX Reunión Anual de Avances en Medicina del Complejo Hospitalario Juan Canalejo por "Modelo experimental de reimplante de dedos en ratas", A Coruña, Junio 2004.

3. Introducción

La habilidad quirúrgica es un factor importante en cirugía e influye en el resultado de un procedimiento quirúrgico.^{1, 2} Así, se ha demostrado que uno de los factores determinantes de éxito en un procedimiento microquirúrgico es la experiencia y habilidad técnica del cirujano.^{3, 4}

Tradicionalmente la valoración de la habilidad y competencia quirúrgica es subjetiva y es realizada en un escenario clínico por cirujanos expertos sobre el cirujano en entrenamiento. Sin embargo, con la aparición de técnicas quirúrgicas complejas, demandantes de una absoluta precisión, fundamentalmente la laparoscopia, la cirugía del trasplante y la microcirugía, se hizo necesario buscar un escenario de entrenamiento fuera del quirófano en laboratorios para evitar errores en el paciente como consecuencia de una técnica subóptima.⁵

Asimismo, es necesaria la validación de modelos de entrenamiento experimental y su estandarización para lograr evaluar de manera objetiva la capacidad microquirúrgica. Los programas de entrenamiento utilizados habitualmente se centran en modelos que simulan la realización de anastomosis vasculares y ocasionalmente procedimientos más difíciles como un colgajo libre o un reimplante.

No obstante, apenas existen programas de entrenamiento más complejos que simulen procedimientos microquirúrgicos globales, simulen detalles técnicos como la disección intramuscular de una arteria perforante, establezcan una escala de progresión

clara o valoren la capacidad quirúrgica del estudiante microquirúrgico para enfrentarse a un procedimiento clínico real.

3.1. Definición de Microcirugía, Cirugía Microvascular y Microcirugía Reconstructiva

Para lograr una mayor precisión en determinados procedimientos quirúrgicos el cirujano necesita mejorar la visualización de las estructuras mediante magnificación microscópica.^{6, 7}

Se define *microcirugía* al conjunto de técnicas quirúrgicas que necesitan para ejecutarse el apoyo de magnificación óptica a través de un microscopio. Este término incluye técnicas quirúrgicas utilizadas en diferentes especialidades como oftalmología (por ejemplo, en reparación corneal), otorrinolaringología (por ejemplo, las técnicas de fenestración para otosclerosis), neurocirugía (por ejemplo, en exéresis tumoral) o en cirugía reconstructiva (por ejemplo en la transferencia libre de tejidos).

La *cirugía microvascular* es un área particular de la microcirugía en la que pequeños vasos, con diámetros inferiores a 2.5 mm, son reparados con el fin de revascularizar un miembro o un tejido. Esta técnica se utiliza tanto en reimplante de miembros como en transferencia libre de tejidos.

La *microcirugía reconstructiva* es la cirugía que utilizando la transferencia de tejidos vascularizados utilizando técnicas de magnificación óptica repara defectos resultantes de un traumatismo, una disfunción por una enfermedad subyacente o el

resultado de una resección oncológica. Este término incluye además la cirugía y reparación de lesiones del nervio periférico. El objetivo de esa reparación es recuperar la función, la apariencia cosmética o ambas.

Los procedimientos utilizados en microcirugía reconstructiva generalmente consisten en tres pasos quirúrgicos:

-Preparación de la zona receptora: incluye la resección tumoral o de tejidos desvitalizados, la exposición de la arteria y vena receptora así como otras estructuras según sea requerido (nervio, tendón, hueso)

-Elevación de la zona dadora: se realiza la disección del tejido donante vascularizado (colgajo) basado en su pedículo vascular.

-Transferencia libre de los tejidos donantes a la zona receptora mediante anastomosis microvasculares. Asimismo, se realizan las técnicas asociadas a cada procedimiento como fijación ósea, tenorrafias, neurorrafias, remodelación y fijación del colgajo o injerto de piel.

La ejecución con precisión de los tres pasos es clave para lograr el éxito en un procedimiento en microcirugía reconstructiva.

3.2. Historia de la Microcirugía Reconstructiva

La historia de la microcirugía reconstructiva es reciente, apenas cuarenta años, y su desarrollo ha sido consecuencia de los avances en cirugía vascular, el desarrollo de técnicas de magnificación óptica e instrumentación microquirúrgica y el mejor conocimiento de la vascularización de los diferentes tejidos⁸.

3.2.1. Avances en Cirugía Vascular

En 1902 Alexis Carrel⁹ revolucionó el mundo de la cirugía vascular con el desarrollo de la técnica de triangulación en las anastomosis vasculares. Carrel y C.C. Guthrie fueron capaces de amputar y reimplantar la pierna de un animal a nivel del muslo, y en 1912, recibieron el Premio Nobel de Medicina y Fisiología “en reconocimiento por su trabajo en sutura vascular y transplante de vasos sanguíneos y órganos”. Unos años más tarde, en 1916, McLean¹⁰ descubrió una sustancia que evitaba la formación de trombosis en las anastomosis vasculares: la heparina. Ambos descubrimientos supusieron un gran avance en el campo de la cirugía vascular pero sólo permitían realizar suturas vasculares en vasos de gran calibre, y antes de 1960 la tasa de permeabilidad en anastomosis de vasos de calibre menor de 4mm era de 73% y clínicamente se pensaba que vasos de un calibre menor no podían ser anastomosados satisfactoriamente¹¹.

La Segunda Guerra Mundial propició avances importantes en el campo de la cirugía vascular. Con el establecimiento de antibióticos y la prevención de la infección, los resultados quirúrgicos mejoraron y los cirujanos vasculares desarrollaron técnicas de sutura e instrumentación más sofisticadas. Fue en 1960 cuando Jules Jacobson, cirujano

vascular, describió con Suárez¹² las anastomosis microquirúrgicas de vasos de pequeño calibre utilizando un microscopio quirúrgico, logrando una tasa de permeabilidad del 100% en calibre entre 1,6 y 3,2 mm, atribuyendo el éxito del procedimiento al uso de magnificación y la nueva instrumentación microquirúrgica. Jacobson fue el primero en utilizar el término “cirugía microvascular”.

3.2.2.Desarrollo de la Magnificación Óptica

La magnificación permite al cirujano una mejor visualización de las estructuras permitiendo un manejo y disección adecuada de los tejidos. El primer microscopio compuesto fue inventado en 1590 por Zacharias y Hans Janseen¹³, y durante los siguientes tres siglos se mejoró el enfoque y la lente óptica. En 1876, Saemisch utilizó lupas mientras realizaba una operación lo que supuso la primera utilización clínica del microscopio¹⁴. Carl Zeiss construyó el primer microscopio que fue utilizado para la examinación de la córnea y de la cámara anterior del ojo. En 1921, Nylen, otorrinolaringólogo, realizó el primer procedimiento quirúrgico utilizando un microscopio monocular para el tratamiento de una otitis media crónica mediante perforación del laberinto¹⁵. Holmgren mejoró el diseño del microscopio incorporando una fuente de luz a un microscopio binocular creado por Zeiss. El diseño inicial del microscopio dependía de prominencias óseas para proporcionar estabilidad, pero avances posteriores en el microscopio quirúrgico incluían estabilidad y movilidad independiente. Otras mejoras en el microscopio quirúrgico fueron desarrolladas como el control con los pies, permitiendo mayor libertad a las manos o el desarrollo del diploscopio por Jacobson que permitía la colaboración de un asistente quirúrgico durante la cirugía. Bausch y Lomb desarrollaron el “zoom”, y con las mejoras en la

tecnología electrónica e hidráulica, fue posible independizar los controles para el “zoom” y el “focus”(enfoque).

3.2.3.Desarrollo de Instrumentación Microquirúrgica

Las microtijeras fueron diseñadas a modo de pinza por Castro-Viejo, un oftalmólogo. Esta idea fue adaptada por Jacobson y Suárez creando el microporta y otros instrumentos¹⁶. Buncke¹⁷ refinó estos instrumentos mediante la adaptación de utensilios utilizados en joyería. Pero el problema inicial con las suturas era que las agujas dejaban grandes agujeros en los pequeños vasos promoviendo la trombosis, esto fue solucionado por Schulz y Ackland¹⁸ quienes refinaron las microagujas y las suturas para anastomosar vasos de menos de 1 mm de calibre.

3.2.4.Conocimiento de la Vascularización Tisular

Un colgajo microvascular es la transferencia de un tejido vascularizado de una parte del cuerpo (zona dadora) a otra (zona receptora). Por tanto en el desarrollo de la microcirugía reconstructiva ha sido fundamental las investigaciones anatómicas sobre la vascularización cutánea¹⁹. A pesar de que el estudio de la vascularización cutánea fue realizado en detalle por Manchot²⁰ en 1889, Spalteholz²¹ en 1893 y Salmon²² en 1936, estos trabajos fueron publicados en alemán, italiano y francés, por lo que pasaron desapercibidos durante años, de tal forma que los cirujanos diseñaban los colgajos en función de reglas matemáticas, denominándose colgajos randomizados. Fue en 1987 cuando Taylor y Palmer, tras revisar los trabajos de estos anatomistas del pasado y realizar nuevas investigaciones en cadáver, dividieron el cuerpo en territorios

tridimensionales vascularizados: los angiosomas²³. Estos territorios de tejidos compuestos (piel, músculo, hueso y otros tejidos blandos) reciben el aporte vascular a través de una arteria denominada arteria fuente con su vena acompañante que se ramifica en diferentes ramas vasculares para cada tejido. Cada angiosoma encaja con el vecino como las piezas de un puzle, a través de anastomosis vasculares. Esto supuso un conocimiento decisivo en microcirugía ya que con los angiosomas se definieron los límites anatómicos con que cada tejido puede ser transferido por separado o en combinación con otros a través de la arteria fuente y su vena acompañante. Con respecto a la vascularización de la piel se definieron dos tipos de vasos, ramas de la arteria fuente: vasos cutáneos directos o septocutáneos, que atraviesan la fascia entre los músculos para llegar a la piel y vasos cutáneos indirectos o musculocutáneos, atraviesan el músculo y perforan la fascia para llegar a la piel.

Recientemente el concepto de angiosoma fue modificado tras la introducción de los colgajos de perforantes²⁴, que en concepto son territorios cutáneos definidos por la vascularización de una arteria, denominada arteria perforante ya que perfora la fascia para llegar a la piel. En esencia el concepto de colgajo de perforantes y el concepto de angiosoma es similar, pero con implicaciones clínicas y sobre todo de técnica quirúrgica diferente: los angiosomas se definen como una red vascular de la fuente a las ramas (del tronco a las hojas) y los colgajos de perforantes, es un concepto inverso de las ramas a la arteria fuente. La implicación quirúrgica es que en el colgajo de perforantes lo fundamental es localizar la perforante realizar la disección hacia la arteria fuente, sin embargo en el concepto de angiosoma lo fundamental es localizar la arteria fuente y definir el territorio que vasculariza.

3.2.5. Avances clínicos en Microcirugía Reconstructiva.

Los avances en magnificación óptica, instrumentación microquirúrgica y conocimiento de la vascularización de los tejidos permitieron el desarrollo de procedimientos quirúrgicos para la reconstrucción de defectos que anteriormente se consideraban no reparables. En la tabla 1 se recogen por orden cronológico y tipo de procedimiento los avances históricamente más significativos en microcirugía reconstructiva en términos de colgajos libres, reimplante y alotransplante de tejidos compuestos.

TABLA 1. Avances clínicos más significativos en cirugía microvascular**COLGAJOS****1. CUTÁNEOS Y FASCIOCUTÁNEOS**

1973 Kaplan et al²⁵: Colgajo Inguinal para reconstrucción intraoral.
 1973 Daniel y Taylor²⁶: Colgajo Hipogástrico para cobertura de traumatismo en extremidad inferior
 1973 O'Brien y Shanmugan²⁷: Colgajo Pedio
 1978 Guffan et al²⁸: Colgajo Radial Antebraquial
 1979 Ackland²⁹: Colgajo Inguinal Extendido
 1982 Katsoros et al³⁰: Colgajo Lateral de Brazo
 1982 Gilbert y Teot³¹: Colgajo Escapular
 1983 Harii³²: Colgajo de Cuero Cabelludo (Scalp Flap)
 1989 Koshima y Soeda³³: Descripción del primer colgajo de perforantes (colgajo paraumbilical)

2. COLGAJOS ÓSEOS

1970 Mckee³⁹: Costilla vascularizada para reconstruir un defecto mandibular
 1975 Taylor et al⁴⁰: Colgajo de Peroné Vascularizado
 1976 Taylor et al⁴¹: Colgajo de Cresta Iliaca vascularizado

3. COLGAJOS MUSCULARES

1950 Tamai et al³⁴: Transplante libre de recto en perros
 1976 Baudet et al³⁵: Describieron los colgajos axilares incluyendo la primera descripción del colgajo miocutáneo de dorsal ancho
 1976 Harii et al³⁶: Colgajo de gracilis
 1978 Hill et al³⁷: Colgajo de Tensor de Facia Lata
 1978 Manktelow et al³⁸: Colgajo libre funcional de gracilis

4. COLGAJOS VISCERALES

1959 Seidenberg⁴²: Primer transplante de yeyuno, el paciente falleció a los cinco días debido a un infarto cerebral
 1961 Hiebert y Cummings⁴³: Antro gástrico para reconstruir el esófago
 1971 Peters et al⁴⁴: Transplante de yeyuno con supervivencia del paciente
 1972 McLean y Buncke⁴⁵: Colgajo de Omentum para reconstrucción de cuero cabelludo tras una resección oncológica

REIMPLANTE y TRANSFERENCIA DEDO PIE A MANO

1963 Kleinert y Kasdan⁴⁶: Primera revascularización con éxito de un dedo
 1963 Chen, Chien, Pao⁴⁷: Reimplante de Antebrazo
 1964 Malt y McKhann⁴⁸: Reimplante de dos miembros amputados a nivel del brazo
 1965 Komatsu y Tamai⁴⁹: Reimplante de un dedo completamente amputado
 1969 Cobbett⁵⁰: Primera transferencia de dedo de pie a mano
 1974 Cohen⁵¹: Reimplante de pene
 1976 Miller et al⁵²: Reimplante de cuero cabelludo
 1976 Norman et al⁵³: Reimplante de nariz y labio superior
 1984 Mathes et al⁵⁴: transferencia de articulación vascularizada de metatarso a metacarpo
 1988 Pennington et al⁵⁵: Reimplante de oreja

ALOTRANSPLANTE DE TEJIDOS COMPUESTOS

1996 Hoffman⁵⁶: Alotransplante de rodilla vascularizada
 1998 Dubernard et al⁵⁷: Alotransplante de mano
 1999 Tzakis⁵⁸: Alotransplante de pared abdominal
 2005 Duvauchelle, Dubernard et al⁵⁹: Alotransplante facial

3.3. Los Colgajos de Perforantes

En 1989 Koshima y Soeda³³ publicaron un colgajo cutáneo vascularizado por un vaso que perforaba la fascia profunda y emergía de la arteria epigástrica inferior. Posteriormente en 1994, Allen et al⁶⁰ demostraron que era posible la reconstrucción mamaria con piel abdominal vascularizada por esas perforantes, sin sacrificar el músculo recto abdominal. La disminución de la morbilidad de la zona dadora al preservar el músculo hizo que se popularizaran los colgajos de perforantes. Desde entonces la cirugía de perforantes se ha desarrollado ampliamente mediante la creación de multitud de colgajos de perforantes hasta establecerse como un procedimiento estandarizado en cirugía reconstructiva.

Los colgajos de perforantes son producto de la evolución de los colgajos musculocutáneos con el fin de preservar cada vez más el tejido innecesario en el colgajo²⁴. La principal ventaja es la disminución de la morbilidad en la zona dadora. La fascia, el músculo y los nervios pueden ser preservados si sólo es necesaria la piel en la reconstrucción. La introducción de los colgajos de perforantes ha cambiado la planificación preoperatorio a la hora de seleccionar un colgajo, de tal forma que la transferencia de tejido puede realizarse de una manera más precisa, y así sustituir el defecto con el tejido que se parezca más al original (“like-tissue replacement”).

Son procedimientos técnicamente más complejos que un colgajo libre convencional fundamentalmente por la disección de la arteria perforante que nutre el colgajo. Habitualmente se realiza de manera retrógrada (de distal a proximal), siendo la parte fundamental en la intervención la disección intramuscular, donde es fundamental evitar la lesión de la perforante y por tanto asegurar la supervivencia del colgajo.

3.4. Entrenamiento y capacitación en Microcirugía Reconstructiva

La competencia quirúrgica consiste en la adquisición de conocimiento y diferentes habilidades. La destreza y la habilidad técnica quirúrgica, especialmente en microcirugía juegan un papel importante en la competencia del cirujano.

Debido a la complejidad técnica, la microcirugía no puede ser aprendida únicamente mediante observación y realización ocasional de un caso clínico. Es necesaria la adquisición de una destreza manual avanzada, una coordinación manual-ocular y un buen juicio clínico. El entrenamiento microquirúrgico requiere un tiempo considerable de práctica, y por tanto una considerable pendiente en la curva de aprendizaje.

La valoración de la habilidad microquirúrgica en general debe ser clasificada en niveles de capacitación, así Chan et al⁶¹ proponen cuatro niveles: preentrenamiento, básico, intermedio y avanzado. En función de esa habilidad podemos establecer de manera estandarizada el momento en que un aprendiz microquirúrgico presenta un nivel mínimo requerido para realizar un procedimiento clínico.

Habitualmente las habilidades básicas son adquiridas a través de la realización de cursos de entrenamiento microquirúrgico, sin embargo la realización de un curso no garantiza al individuo el haber logrado una adecuada habilidad quirúrgica y por tanto presenta una baja predicción sobre la capacitación microquirúrgica. Los sistemas de validación utilizados en los programas de entrenamiento quirúrgico habitualmente se basan en *logbooks* (donde se evalúa la actividad quirúrgica a través de todo el proceso

de entrenamiento reflejando en número y complejidad de las intervenciones realizadas) y en la *observación clínica* por el tutor de entrenamiento. Sin embargo el logbook no se relaciona con la habilidad o destreza del cirujano, y la observación clínica presenta un componente subjetivo en la evaluación que hace que no se pueda estandarizar como método de evaluación de la capacitación microquirúrgica.

Es por ello que se han desarrollado diferentes modelos experimentales en laboratorio de simuladores de entrenamiento preclínico, incluyendo modelos en tejidos inertes, en animales vivos y modelos virtuales, con el fin de entrenar y poder valorar la habilidad técnica y destreza microquirúrgica.

Los programas de entrenamiento microquirúrgico presentan variaciones de un centro a otro, sin embargo generalmente siguen una estructura similar. En la primera fase de entrenamiento se entrena en el manejo del microscopio e instrumental microquirúrgico, aprendiendo a operar en una nueva dimensión óptica; posteriormente y para disminuir el uso de animales en entrenamiento, se entrena en material inerte, realizando puntos de sutura y anastomosis en material protésico o tejido muerto; finalmente en animales se realizan anastomosis vasculares (termino-terminales, termino-laterales e injertos vasculares) El objetivo de estos programas es realizar con éxito anastomosis microvasculares (arterial y venosa) de vasos de entre 1 y 2 mm. Ocasionalmente se incluye en el entrenamiento microquirúrgico un modelo de transferencia libre de tejidos, por lo que la capacidad microquirúrgica del estudiante se mide en función de un test de permeabilidad vascular de la microanastomosis.

4. Hipótesis

Las hipótesis planteadas para realizar el estudio que ha sido motivo de las publicaciones presentadas en esta tesis, son las que a continuación se citan:

- Los programas de entrenamiento en microcirugía se basan habitualmente en la realización con éxito de anastomosis microvasculares, no obstante un procedimiento microquirúrgico puede fallar por mala realización del resto de técnicas asociadas. Se hace necesaria la creación de ***programas de entrenamiento que reproduzcan globalmente todos los tiempos quirúrgicos de un procedimiento microquirúrgico.***
- ***La habilidad o capacidad técnica microquirúrgica de un cirujano*** debería poder evaluarse de la manera más exacta posible antes de enfrentarse a un procedimiento microquirúrgico clínico.
- La diferencia técnica fundamental entre un colgajo libre convencional y un colgajo de perforantes es la ***disección intramuscular del pedículo***, por tanto se hace necesario la creación de un modelo experimental de entrenamiento que reproduzca esta diferencia técnica.

5. Objetivos

- ***Descripción detallada*** de la realización de dos modelos experimentales de colgajo libre y reimplante en rata para mejorar su reproducibilidad en entrenamiento experimental.
- ***Creación de un programa de entrenamiento avanzado*** en microcirugía reconstructiva integrado por modelos experimentales de transferencia libre de tejidos en un laboratorio.
- Establecer una ***escala de progresión*** en el entrenamiento en transferencia libre de tejidos en función de la dificultad de los ejercicios y que permita conocer y evaluar el grado de habilidad de estudiante microquirúrgico.
- Desarrollar ***un modelo experimental de entrenamiento en la disección intramuscular del pedículo*** de un colgajo de perforantes

Basándose en estos objetivos se han publicado los siguientes artículos originales que son fundamento de esta tesis doctoral:

6. Investigación y Resultados

6.1. El Colgajo Epigástrico en rata: Revisión de la técnica quirúrgica como modelo experimental de un colgajo libre. Rodríguez A., Álvarez A., Centeno A., López E., Martelo F. *Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas*. 2006; 9(1): 5-9.



EL COLGAJO EPIGÁSTRICO EN RATA: REVISIÓN DE LA TÉCNICA QUIRÚRGICA COMO MODELO EXPERIMENTAL DE COLGAJO LIBRE

THE EPIGASTRIC FLAP IN THE RAT: REVIEW OF THE SURGICAL TECHNIQUE AS AN EXPERIMENTAL MODEL OF A FREE FLAP

Rodríguez A¹, Álvarez A¹, Centeno A², López E², Martelo F¹

¹ Servicio de Cirugía Plástica y Quemados. ² Unidad de Cirugía Experimental.
Complejo Hospitalario Universitario Juan Canalejo. A Coruña

PALABRAS CLAVE

Entrenamiento microquirúrgico; colgajo libre; colgajo epigástrico; rata

KEY WORDS

Microsurgical training; free flap; epigastric flap; rat

Correspondencia:

ANDRÉS RODRÍGUEZ LORENZO
Servicio de Cirugía Plástica y Quemados
2º planta . Complejo Hospitalario
Universitario Juan Canalejo
c/ Xubias de Arriba, 84 -
15006 . A Coruña, España.
Email: andresrodriguezlorenzo@yahoo.com

RESUMEN

El laboratorio de cirugía experimental tiene una utilidad clara en el campo de educación quirúrgica, fundamentalmente en el entrenamiento de técnicas complejas como la microcirugía. Para ello se utilizan modelos de aprendizaje animados o inanimados. De entre ellos, el colgajo inguinal de vasos epigástricos se ha establecido como un modelo estandarizado de un colgajo libre en rata. El objetivo de este trabajo es realizar una descripción detallada de la técnica quirúrgica utilizada en su disección y transferencia libre.

SUMMARY

The laboratory of experimental surgery has a clear utility in the area of surgical education, specially in the training of complex techniques as the microsurgery. For that, animated and inanimated models have been reported as a teaching models, among them, the epigastric flap has been established as an standardized model of a free flap in rat. The objective of this work is to carry out a detailed description of the surgical technique used on its dissection and free transfer.

INTRODUCCIÓN

Los grandes avances en microcirugía han permitido su amplia inclusión en la cirugía de reimplante y en la cobertura de defectos mediante la transferencia libre de tejidos. La complejidad de la técnica usada en estos procedimientos microquirúrgicos hace necesario el desarrollo de un entrenamiento previo en laboratorios de cirugía experimental^{1,2}.

El laboratorio de cirugía experimental tiene una utilidad clara en el campo de educación quirúrgica, fundamentalmente en el entrenamiento de técnicas complejas como la laparoscopia o la microcirugía. En microcirugía experimental este entrenamiento es llevado a cabo en modelos animados e inanimados^{3,4}, siendo la rata el animal más frecuentemente

usado por su bajo coste, fácil manejo y resistencia a las infecciones.

En rata han sido publicados diferentes modelos de colgajos libres⁵⁻⁷, con aplicación en el campo de la investigación (propiedades fisiológicas, hemodinámicas y de curación de las heridas fundamentalmente) y también desarrollados como modelos de entrenamiento. De entre ellos, el colgajo inguinal de vasos epigástricos es el modelo más comúnmente usado en entrenamiento microquirúrgico, desde su descripción en 1967 por Strauch et al⁸.

En nuestro centro, este colgajo es el modelo de entrenamiento de transferencia libre de tejidos utilizado habitualmente. El objetivo de este trabajo es realizar una descripción

detallada del colgajo inguinal de vasos epigástricos en rata, con el fin de facilitar su reproducibilidad por el lector a modo de guía para su aprendizaje.

MATERIAL Y MÉTODO

En este trabajo realizamos una revisión de la técnica quirúrgica utilizada en la disección y transferencia libre del colgajo epigástrico en rata, basándose en la experiencia de los autores en el uso de dicho colgajo como modelo de entrenamiento de un colgajo libre en la Unidad de Cirugía Experimental del Hospital Universitario Juan Canalejo desde octubre del 2003 hasta la fecha.

Describimos la disección del colgajo, alternativas de vasos receptores utilizados y monitorización del procedimiento.

RESULTADOS

COLGAJO EPIGÁSTRICO: DISECCIÓN PASO A PASO

Bajo anestesia general la rata se coloca en decúbito supino durante todo el procedimiento. En entrenamiento microquirúrgico usamos ratas de tipo Wistar de entre 250-300 mgrs de peso respetando la legislación vigente sobre el uso de animales en experimentación. El anestésico utilizado en nuestro centro de manera habitual es sevoflurano inhalado, al 8% para la inducción y al 2% como dosis de mantenimiento, con oxígeno a 1 l/min. Se rasura la extremidad inferior de la rata hasta el abdomen, y se procede a iniciar la cirugía en condiciones limpias pero no estériles.

Se diseña el colgajo con un rotulador, de forma que obtenemos un colgajo de forma rectangular de dimensiones 3 por 2 cms aproximadamente (**Figura 1**). Durante toda la disección se realiza hemostasia rigurosa con bipolar para evitar pérdidas hemáticas, a las que es especialmente susceptible la rata, siendo la causa más frecuente de muerte intraoperatoria del animal en nuestro centro.

Empezamos la disección por el borde proximal del colgajo con tijera, llegando a fascia e incluyéndola en el colgajo. Una vez localizados los vasos femorales, inmediatamente se ven los vasos epigástricos saliendo tangencialmente hasta nuestro colgajo. Acto seguido, tras localizar el pedículo vascular que va a

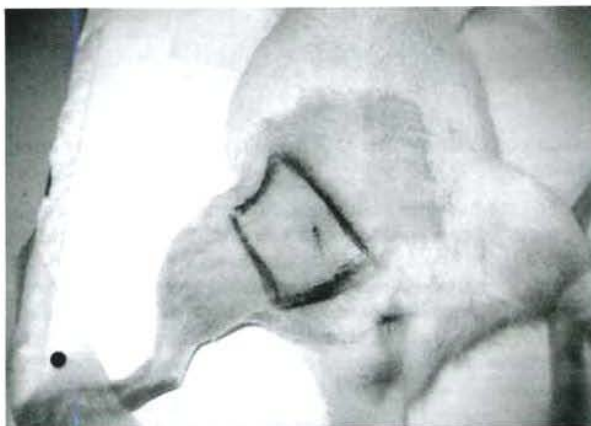


Figura 1.- Diseño estándar del colgajo inguinal de vasos epigástricos.

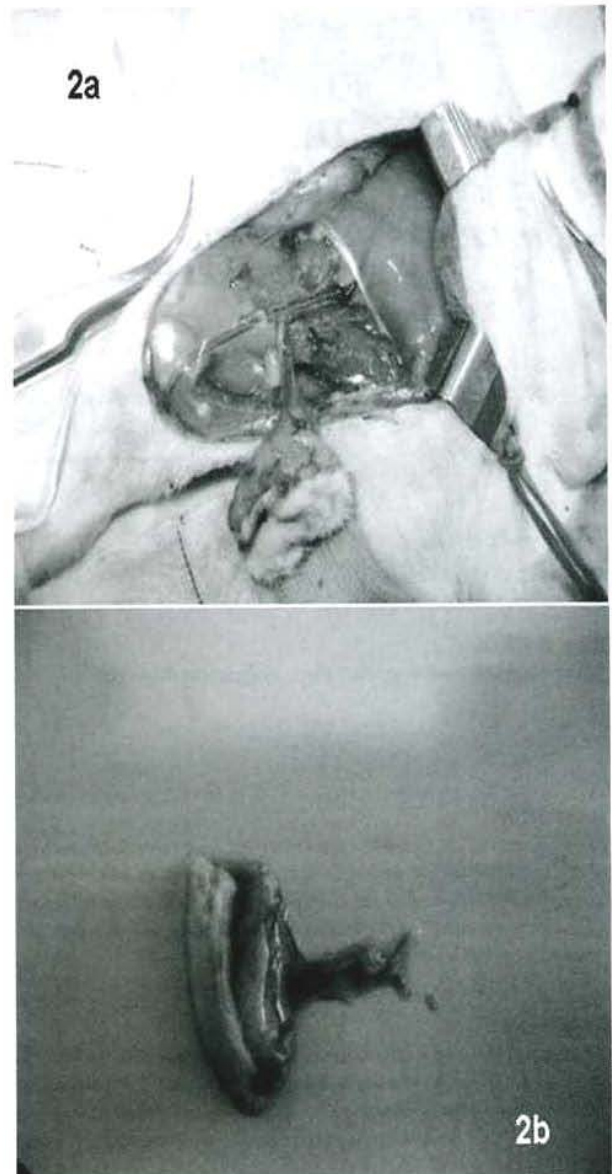


Figura 2.- Colgajo epigástrico. 2a. Pediculado en los vasos femorales, 2b. Libre, preparado para transferencia en vasos receptores

nutrir el colgajo, podemos realizar la disección del resto de los bordes del colgajo, evitando dañar el pedículo epigástrico.

Tras realizar la disección de los cuatro bordes del colgajo epigástrico, obtenemos un colgajo pediculado de vasos epigástricos (**Figura 2**). A continuación, lo que nos interesa es liberar el pedículo hasta el ligamento inguinal para hacerlo libre y transferirlo a otra parte del cuerpo a modo de auto-transplante, realizando las anastomosis arteriales y venosas en los vasos femorales.

Colocamos un retractor a nivel inguinal exponiendo el ligamento inguinal y los vasos femorales, realizamos a continuación la disección de los vasos femorales, incluyendo el ner-

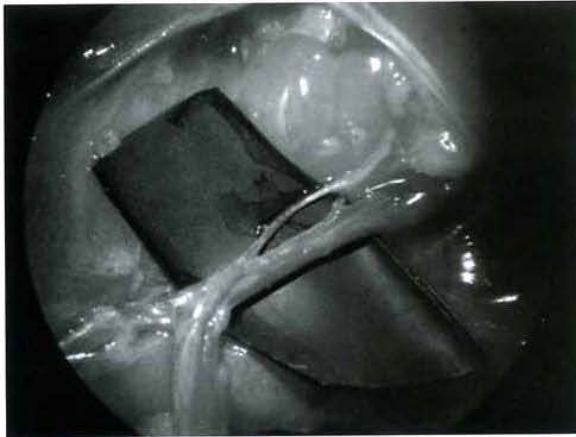


Figura 3.- Nervio epigástrico; Si lo incluimos en el colgajo obtenemos un colgajo neurocutáneo sensitivo.

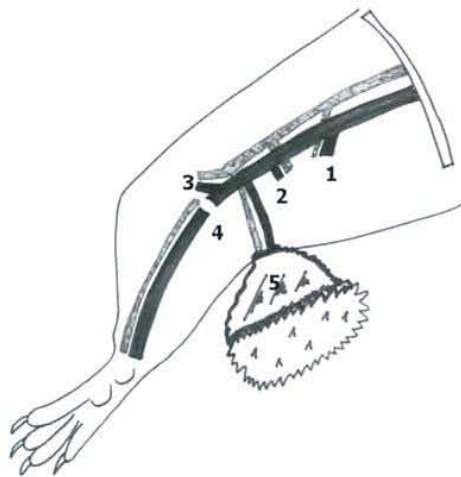


Figura 4.- Ligadura de vasos femorales profundos(1), vasos para el músculo gracilis (2), vasos safenos(4) y vasos popliteos, dejando todo el aporte vascular hacia los vasos epigástricos(5) que nutren el colgajo.

vio epigástrico(rama sensitiva del nervio femoral) en caso de querer un colgajo neurocutáneo o seccionándolo en caso contrario (**Figura 3**).

De distal a proximal ligamos con monofilamento de 9/0 los vasos safenos y popliteos, vasos para el músculo gracilis y los vasos femorales profundos, obteniendo un colgajo pediculado en la arteria y vena femoral comunes (**Figura 4**). De esta manera el colgajo está preparado para la transferencia libre, sólo resta preparar el lecho receptor, cortar el pedículo donante (vasos femorales) y realizar las anastomosis microvasculares con los vasos receptores.

Mientras preparamos los vasos receptores que van a suplir el colgajo libre, y para evitar alargar el tiempo de isquemia del colgajo, cortaremos el pedículo tras diseccionar los vasos receptores, dejando una gasa húmeda sobre los vasos femorales para evitar que se sequen.

VASOS RECEPTORES: TRANSFERENCIA INGUINAL IN SITU, TRANSFERENCIA INGUINAL CONTRALATERAL Y TRANSFERENCIA CERVICAL.

Tras el levantamiento del colgajo se realiza la preparación de los vasos receptores y la transferencia libre del colgajo a través de las anastomosis microvasculares. En este tiempo quirúrgico es conveniente tener a mano e identificadas (por ejemplo con un cabezal de plástico de un abocath de diferentes colores) una jeringa de irrigación con lidocaina para evitar el vasoespasmo y otra con heparina para irrigación intraluminal.

Según la elección de los vasos receptores se puede añadir más dificultad al ejercicio microquirúrgico, de tal forma que tenemos tres opciones, que en orden creciente de dificultad serían los vasos femorales ipsilaterales(transferencia inguinal in situ), contralaterales (transferencia inguinal contralateral) y la vena yugular externa y arteria carótida común (transferencia cervical).

1.Transferencia Inguinal in situ

Sería el ejercicio más sencillo, ya que tenemos realizada la disección de los vasos receptores.

Separamos gentilmente la adventicia entre la arteria y vena femorales, se colocan los clamps vasculares y se hace libre

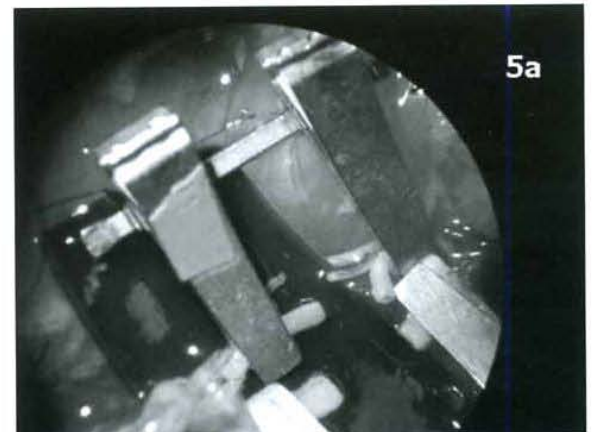


Figura 5.- Transferencia inguinal in situ .5a. Cabos vasculares preparados para realizar las anastomosis 5b.Transferencia finalizada.

el colgajo tras seccionar el pedículo (**Figura 5**). A continuación irrigamos intraluminalmente con heparina los dos cabos vasculares y realizamos las anastomosis término-terminales con puntos sueltos de 10/0 (sutura adecuada al calibre del vaso que suele ser de 1 mm). Es indiferente suturar primero la arteria o la vena, en general se realiza primero la anastomosis del vaso que quede, por la posición de los clamps, más profundo y luego el más superficial, para mayor comodidad. Lo que es importante, es el momento de abrir los clamps para comprobar la permeabilidad de nuestras anastomosis, siendo recomendable empezar abriendo de distal a proximal (clamp de vena distal-vena proximal- arteria distal-arteria proximal), esto es para evitar la formación de trombos al chocar el flujo arterial contra un clamp cerrado, trombos que podrían ocluir el pedículo principal del colgajo o más frecuentemente la microcirculación distal. Durante todo el procedimiento irrigamos con lidocaina para evitar el vasoespasmo.

2. Transferencia Inguinal Contralateral

Sería el segundo ejercicio en orden de dificultad. Mediante una incisión longitudinal abordamos los vasos femorales de la ingle contralateral, y tras ligar los vasos previamente mencionados en la disección del colgajo colocamos los clamps vasculares y seccionamos los vasos receptores. Podemos realizar dos construcciones, en Término-lateral o término-tearmino, siguiendo las mismas pautas que en la transferencia in situ (**Figura 6**).

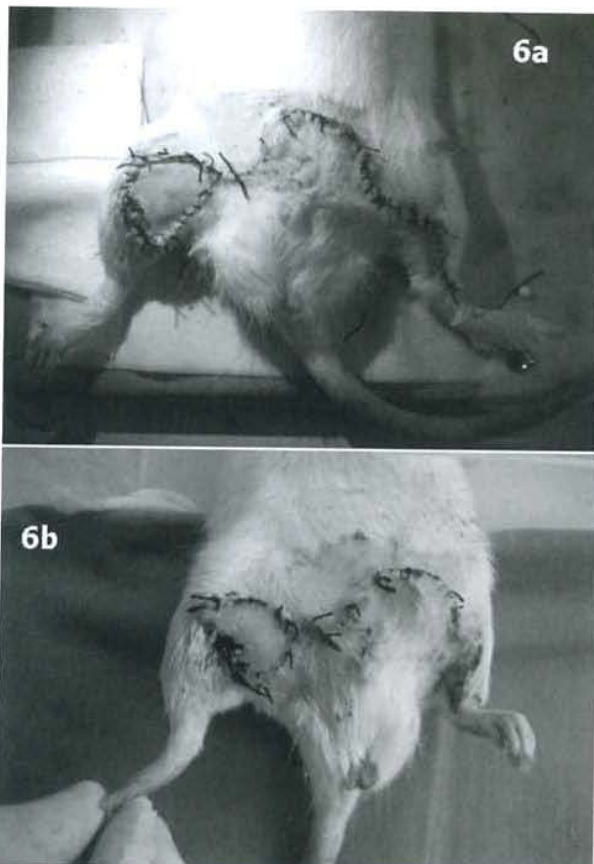


Figura 6.- Transferencia inguinal contralateral .6a. Posoperatorio inmediato.6b.A los 7 días.



Figura 7.- Transferencia cervical con anastomosis terminolaterales a arteria carótida y vena yugular externa.

3. Transferencia Cervical

Sería el ejercicio más difícil. Por un lado existe discrepancia de calibres entre la arteria carótida y la femoral (1'5 mm vs 1mm) lo que hace necesario hacer una anastomosis término-lateral casi siempre y por otra parte la disección de la vena yugular externa supone un ejercicio de disección difícil, que precisa una técnica de disección bastante refinada. Por todo ello lograr el éxito en este ejercicio supone un estímulo adicional y un reto para el estudiante microquirúrgico, por su dificultad.

El abordaje de los vasos cervicales lo realizamos a través de una incisión en T invertida según la figura (de mentón a horquilla esternal y siguiendo las clavículas). A través de la línea media y tras retraer el esternocleidomastoideo accedemos a la arteria carótida, debemos separarla con cuidado del nervio vago, evitando traccionarlo, ya que podrí desencadenar una parada cardíaca. La vena yugular externa es más superficial, lateral las glándulas salivales y rodeado de ganglios linfáticos que debemos liberar. Ponemos los clamps vasculares y seccionamos los vasos (**Figura 7**).

Para la transferencia libre del colgajo epigástrico podemos realizar una anastomosis Término-Termino de vena yugular externa a vena femoral, ya que son de calibre similar, pero casi siempre tenemos que realizar una anastomosis término-lateral de arteria carótida a arteria femoral, con monofilamento de 10/0.

MONITORIZACIÓN

En nuestra opinión es fundamental monitorizar el resultado final de cualquier procedimiento microquirúrgico, ya que esto permite conocer el nivel real o la capacidad del estudiante, y así, reconocer y corregir los errores. Por tanto evaluar el procedimiento ayuda a mejorar.

La transferencia libre del colgajo epigástrico permite monitorizar por un lado la permeabilidad de las anastomosis y por otro lado la viabilidad del colgajo.

La permeabilidad de las anastomosis se comprueba tras abrir los clamps vasculares al acabar la microsutura vascular y habitualmente mediante el milking test. En caso de trombosis es conveniente localizar el error y repararlo, antes de dejar la rata para la monitorización del colgajo.

La viabilidad del colgajo, se determina habitualmente mediante inspección clínica y test de relleno capilar, de entre 3 y 7 días tras la cirugía. Para evitar autocanibalización se debe proteger la rata con un collarín tipo Isabelino en caso de transferencia inguinal del colgajo.

CONCLUSIÓN

El colgajo inguinal de vasos epigástricos es un colgajo de fácil disección, de aporte vascular constante y muy conocido tanto en su aplicación en la investigación como en el campo del entrenamiento microquirúrgico.

Es un colgajo versátil ya que permite realizar modificaciones en su diseño (tanto en tamaño^{9,10} como en composición pudiendo construir un colgajo combinado^{11,12}), incluir un nervio sensitivo¹³ o incluso hacerlo subcutáneo¹⁴. Permite realizar diferentes ejercicios de dificultad creciente, lo cual supone un estímulo para progresar en el entrenamiento.

Es un modelo reproducible y estandarizado, realizado en un animal de bajo coste, fácil manejo y resistente a infecciones. Tiene una monitorización fácil de realizar y reproduce todos los tiempos quirúrgicos de un colgajo libre. Por todo ello, creemos que sigue siendo un modelo útil para el entrenamiento avanzado en microcirugía reconstructiva.

BIBLIOGRAFÍA

1. Seaver AV. Laboratory design in preparing for elective microvascular surgery. *Hand Clinics* 1985;1:233-45.
2. Macintyre IMC, Munro A. Simulation in surgical training: trainee surgeons need to acquire skills outside the operating theatre. *BMJ* 1990, 300: 1088-9.
3. Declan A. Lannon, Jo-Anne Atkins, Peter Butler. Non-Vital, Prosthetic, and Virtual reality Models of Microsurgical training. *Microsurgery* 2001; 21: 389-93.
4. Di Cataldo A, La Greca G, Rodolico M, Candidiano C, Li DG, Puleo S: Experimentals models in microsurgery. *Microsurgery* 1998; 18:454-9.
5. Zhang F, Sones WD, Lineaweaver WC. Microsurgical flap models in the rat. *J Reconstr Microsurgery* 2001; 17: 211-21.
6. Raymond M. Dunn, John Mancoll. Flap Models in the rat: a review and reappraisal. *Plastic and Reconstructive Surgery*. Vol 90, No 2: 319-27
7. H.Maximilian Mehdorn, Gottfried H. Müller. *Microsurgical Exercises*. Thieme Medical Publishers. 1989: 81-5
8. Strauch B, Murray DE. Transfer of composite graft with immediate suture anastomosis of its vascular pedicle measuring less than 1mm in external diameter using microsurgical technique. *Plast Reconstr Surg* 1967; 40(4): 325-9.
9. Ruby LK, Greene M, Risiano G, Torrejon R, Belsky MR. Experience with epigastric free flap transfers in the rat: Technique and results. *Microsurgery* 1984; 5:102
10. Petry JJ, Wortham KA. The anatomy of the epigastric flap in the experimental rat. *Plast Reconstr Surg* 1984;74: 410.
11. Cúa G, Piqueras JM, Bengoechea M, Mayo A, Vaquero C. El colgajo epigástrico bilateral en rata: validez de un colgajo cutáneo axial bipediculado como modelo experimental. *Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas* 2000; Vol.III n°2: 134-9.
12. Galip A, Siemionow M. Combined semimembranosus muscle and epigastric skin flap: A new modelo of a composite-free flap in the rat. *Ann Plast Surg* 2005; 55(3): 310-5.
13. Hirigoyen MB, Rhee JS, Weisz DJ, Zhang WX, Urken ML, Weinberg H. Reappraisal of the inferior epigastric flap: a new neurovascular flap model in the rat. *Plast Reconstr Surg* 1996; 98(4): 700-5.
14. Eppley BL, Elluru R, Brock CA, Coleman JJ3rd. The epigastric fat transfer: an alternative free flap model in the rat. *Ann Plast Surg* 1992; 29: 293-6.

6.2. Entrenamiento Microquirúrgico en Reimplante de Dedos: Modelo experimental en ratas. Rodríguez A., Álvarez A., Centeno A., López E., Martelo F. *Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas*. 2005; 8(1): 38-42.



ENTRENAMIENTO MICROQUIRÚRGICO EN REIMPLANTE DE DEDOS: MODELO EXPERIMENTAL EN RATA.

MICROSURGICAL TRAINING IN DIGITAL REPLANTATION: EXPERIMENTAL MODEL IN RAT.

Rodríguez A*, Álvarez A**, Centeno A***, López E***, Martelo F****

*Médico Interno Residente del Servicio de Cirugía Plástica y Quemados. **Médico Adjunto del Servicio de Cirugía Plástica y Quemados. *** Veterinario Adjunto de la Unidad de Cirugía Experimental.

****Jefe del Servicio de Cirugía Plástica y Quemados.

Servicio de Cirugía Plástica y Quemados- Unidad de Cirugía Experimental.
Complejo Hospitalario Universitario Juan Canalejo, A Coruña.

PALABRAS CLAVE:

Entrenamiento Microquirúrgico; Reimplante; ratas

KEY WORDS:

Microsurgical training; Replantation; rats

Correspondencia:

Andrés Rodríguez Lorenzo
Servicio de Cirugía Plástica y Quemados. 2ª Planta
Complejo Hospitalario Universitario Juan Canalejo
c/Xubias de Arriba, 84.
15006 A Coruña, España

Email:

RESUMEN

El reimplante de dedos es una cirugía compleja basada en la utilización de una técnica microquirúrgica con precisión. Para evitar errores como consecuencia de una técnica subóptima, el escenario de aprendizaje de la microcirugía se encuentra en laboratorios de cirugía experimental. El objetivo de este trabajo es analizar nuestra experiencia en el uso de la extremidad inferior de la rata como modelo de entrenamiento avanzado en reimplante de dedos. Hemos usado 14 ratas tipo Wistar, en 5 de ellas realizamos una disección quirúrgica y revisión anatómica de la extremidad inferior, y en 9 ratas se realiza una amputación y reimplante a nivel del tercio medio de muslo y seguimiento durante 7 días. Al final del estudio 6 de los 9 reimplantes fueron viables, con una tasa de éxito del procedimiento del 66,6%. La permeabilidad de las anastomosis en los vasos femorales fue positiva en 8 de los 9 reimplantes y el tiempo medio quirúrgico fue de 278,8 minutos. Como conclusión, creemos que el reimplante de la extremidad inferior de rata es un procedimiento que reproduce globalmente los tiempos quirúrgicos del reimplante digital, es anatómicamente similar a un dedo, es un ejercicio de larga duración que permite aumentar la resistencia a la fatiga y hacer una evaluación más exacta de la capacidad técnica del aprendiz microquirúrgico, por lo que es un modelo eficaz de entrenamiento y, en nuestra opinión, es adecuado su integración en un programa de entrenamiento en microcirugía experimental.

ABSTRACT

Digital Replantation is a complex surgery that is based on the use of a highly precise microsurgical technique. To avoid mistakes as a consequence of a suboptimal technique, the learning scene of microsurgery is done in laboratories of experimental surgery. The aim of this work is to analyse our experience in the use of the rat hind limb as an advanced training model of digital replantation. We used 14 Wistar rats, in 5 we made a dissection and an anatomical review of the hind limb, and in 9 rats a replantation after amputation at middle thigh is performed. During a 7-day follow-up, 6 of the 9 reimplants were viable, with a success rate of the procedure of 66,6%. Patency test of the femoral vessels anastomosis was positive in 8 of the 9 reimplants and the average of the surgical time was 278,8 minutes. As a conclusion, we believe that the reimplant of the hind limb of the rat is a procedure that reproduces the surgical times of a digital reimplant, is similar anatomically to a finger, it is an exercise of long duration that permits to increase the resistance to fatigue and to evaluate accurately the technical capacity of the microsurgical learner, so it is an efficient model of training and, in our opinion, is suitable to incorporate it in a training program in experimental microsurgery.

INTRODUCCIÓN

El desarrollo de la microcirugía reconstructiva en los últimos años ha permitido un aumento progresivo en el éxito en

el reimplante de extremidades gracias a varios factores, de entre los que destaca la capacidad técnica microquirúrgica como determinante del éxito en los procedimientos microvasculares¹³.

El reimplante digital es un procedimiento quirúrgico de larga duración, en el se manejan estructuras de diminuto tamaño y que debido a la urgencia de la intervención, puede tener lugar en horarios muy dispares. Por ello se requiere que el cirujano disponga de una habilidad microquirúrgica precisa y una gran capacidad de concentración y resistencia a la fatiga.

A diferencia de otro tipo de técnicas quirúrgicas de aprendizaje tradicional^{11,14}, el escenario de entrenamiento habitual de la cirugía microvascular usada en el reimplante de extremidades y transferencia libre de tejidos se encuentra en laboratorios de cirugía experimental en animales, debido, fundamentalmente, a que es necesario reducir la curva de aprendizaje clínico y las imprecisiones como consecuencia de una técnica subóptima.

Los programas de entrenamiento microquirúrgico establecidos en cirugía experimental tienen como objetivo, generalmente, la realización con éxito de anastomosis vasculares y nerviosas por el estudiante microquirúrgico^{9,15}. Progresivamente se realizan ejercicios de microsutura con microscopio, continuando con anastomosis en material inerte y finalizando con anastomosis en animales vivos. Estos programas tienen como objetivo el entrenamiento del tiempo quirúrgico correspondiente a la anastomosis vasculonerviosa, pero carecen de ejercicios que simulen globalmente un reimplante de un dedo.

Por ello es necesario el diseño y aplicación de modelos experimentales de tejidos compuestos en animales que reproduzcan situaciones clínicas en microcirugía reconstructiva (reimplante de extremidades, transferencia libre de tejidos) con mayor exactitud con el fin de realizar un aprendizaje más cercano a la realidad.

El objetivo de este trabajo es analizar nuestra experiencia en el uso de la rata como modelo de entrenamiento en reimplante de dedos y su integración en un plan de entrenamiento microquirúrgico en una Unidad de Cirugía Experimental.

MATERIAL Y MÉTODO

Se utilizan 14 ratas tipo Wistar de entre 230-570 gramos de peso respetando la legislación vigente sobre experimentación con animales. Para la experimentación las dividimos en dos grupos: en el grupo 1 (n=5) se realiza una disección quirúrgica con el fin de hacer una revisión anatómica de la extremidad inferior de la rata y en el grupo 2 (n=9) se realiza la amputación y reimplante de la extremidad inferior de rata y su monitorización durante 7 días.

La anestesia utilizada fue isofluorano inhalado al 8% en la inducción y al 2% como dosis de mantenimiento.

Los animales se guardan en el preoperatorio inmediato (24 horas antes) y en el postoperatorio en jaulas individuales, siguiendo un plan de alimentación estándar. Previo a la cirugía se realiza el rasurado de la extremidad inferior, el animal se coloca en decúbito supino y no se usa en ningún momento antibióticos ni fluidoterapia de soporte. La cirugía se realiza bajo un medio limpio pero no estéril.

Todas las intervenciones son realizadas por el mismo cirujano e instrumental estándar de microcirugía.

Disección Anatómica

Se realiza la disección de la extremidad inferior de la rata en 5 animales anestesiados, con especial atención a la disposición de las estructuras a nivel del muslo, donde posteriormen-

te se realizará la amputación y reimplante del miembro. Todos los animales son sacrificados al final de la disección.

Amputación y Reimplante.

En el segundo grupo de animales (n=9) se realiza la amputación y reimplante a nivel de tercio medio del muslo de la extremidad inferior de la rata.

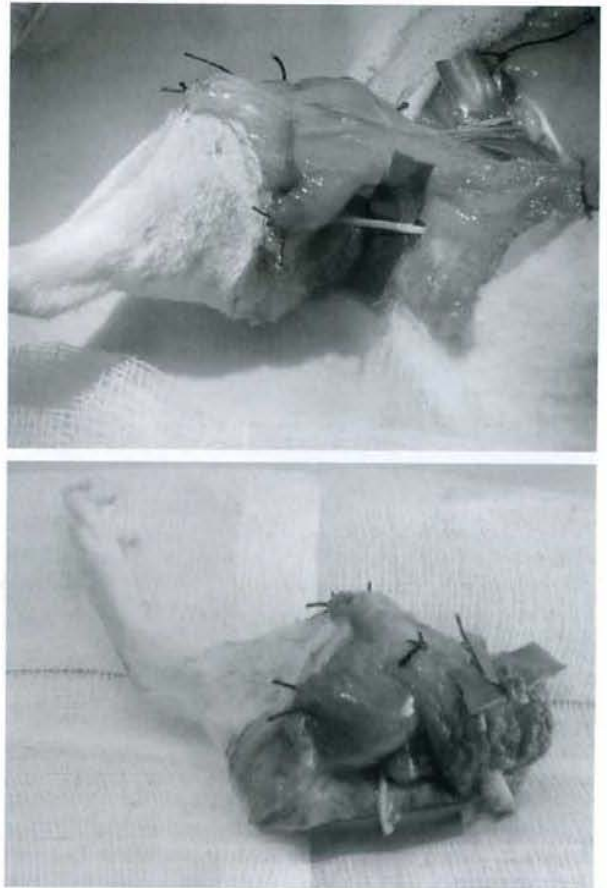


Figura 1.- 1a. Amputación subtotal
1b. Amputación total a nivel de muslo

Se traza una incisión circular a nivel de tercio medio de muslo. Con bisturí se corta la piel circularmente y el tejido celular subcutáneo y se expone el pedículo vasculonervioso femoral. Con dos retractores de campo se retrae la piel abdominal para una mejor exposición de los vasos. Se procede a continuación a la disección de la arteria y vena femorales separándolas del nervio femoral y ligando la arteria y vena femorales profundas. Se realiza seguidamente la sección muscular de la cara anterointerna del muslo, disecándose el nervio ciático en un trayecto de 1'5 cm. Posteriormente se secciona los músculos de la cara posterior del muslo exponiéndose el fémur y se disecciona el periostio en un trayecto de 0'5-1 cm de hueso para realizar la osteotomía. Finalmente, para liberar la extremidad se seccionan los nervios femoral y ciático, se realiza la osteotomía del fémur con un bisturí y se corta el pedículo vascular femoral (**Fig. 1**).



Figura 2.- Osteosíntesis con aguja intramedular.



Figura 3.- Neurorrafia de nervio ciático y miorrafia de cara posterior de muslo.

A continuación, se realiza el reimplante de la extremidad. Inicialmente se estabiliza el miembro mediante la fijación y osteosíntesis del fémur con una aguja de Kirschner de 2'5 cm de largo y de 1'2 milímetros de espesor (**Fig. 2**), luego se sutura la musculatura de la cara posterior del muslo con seda de 4/0, y se realiza la neurorrafia epineural del nervio ciático con sutura monofilamento de 10/0. Una vez estabilizada la parte posterior del muslo se reparan las estructuras de la cara anterior, procediéndose a la revascularización del miembro mediante la anastomosis de la arteria, vena y nervio femorales con puntos sueltos de monofilamento de 10/0 y se sutura la musculatura anterior del muslo con seda de 4/0 (**Fig. 3**). Antes de cerrar la piel se comprueba la permeabilidad clínica de las anastomosis y, finalmente, se cierra la piel con una seda de 4/0 (**Fig. 4**).

Al finalizar el ejercicio las ratas se recuperan en el postoperatorio inmediato en una jaula de despertar con oxígeno y una manta eléctrica, posteriormente se trasladan a una jaula individual para su monitorización y seguimiento. Para evitar



Figura 4.- a. Anastomosis de nervio y vasos femorales, miorrafia anterior.
b. Reimplante finalizado.

los fenómenos de autocanibalización del reimplante^{1,2,12} se protegen con un collarín cervical de plástico durante siete días

Los resultados se miden en función del tiempo quirúrgico, la permeabilidad de las anastomosis en test clínico y la viabilidad del reimplante a los 7 días.

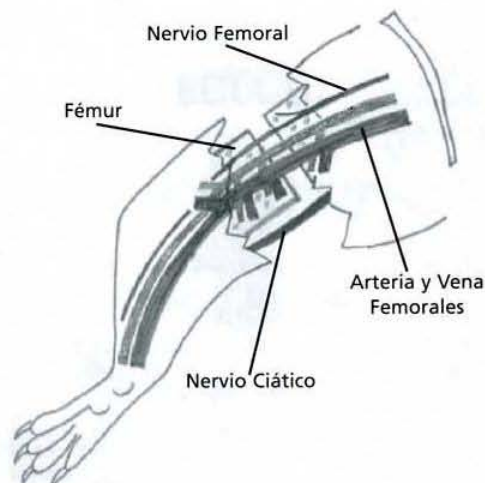


Figura 5.- Disposición Anatómica de Vasos y Nervios a nivel del muslo.

RESULTADOS

Disección Anatómica

La extremidad inferior de la rata, según está descrito previamente¹⁶, presenta un único pedículo vascular principal, a la salida del ligamento inguinal, que está compuesto por arteria y vena femorales de un calibre en torno a 1 mm. Distalmente se ramifican en los vasos femorales profundos, los vasos para el músculo gracilis, los vasos epigástricos, los vasos safenos y los vasos poplíteos.

El aporte nervioso lo recibe a expensas de dos trocos nerviosos principales, uno anterior, que acompaña al pedículo vascular femoral, el nervio femoral. Y otro posteroexterno, el nervio ciático (**Fig. 5**).

La disposición ósea, muscular y articular es similar al humano, de tal manera que presenta a nivel del muslo el fémur, a nivel de la pierna el peroné y la tibia y finalmente los huesos del pie, articulándose en tres grandes articulaciones: cadera, rodilla y el tobillo. A nivel del muslo, podemos dividir los músculos en dos grandes grupos, configurando una masa muscular anterior y posterior.

Amputación y Reimplante

De los nueve reimplantes de extremidad inferior de rata, seis fueron viables totalmente a los siete días. Uno de ellos presentó una necrosis total a las cuarenta y ocho horas; dos ratas fallecieron intraoperatoriamente, dándose el resultado como fallo del reimplante.

En ocho de los nueve reimplantes fueron permeables las anastomosis de arteria y vena femorales, y en un caso hubo una trombosis venosa, que se solucionó en el acto quirúrgico haciendo una nueva anastomosis en la vena femoral.

El tiempo medio de la intervención fue de 278'8 minutos con una desviación estándar de ± 43 minutos.

DISCUSIÓN

El dedo es un órgano compuesto por diferentes tejidos (nervioso, vascular, articular, muscular, cutáneo, adiposo, óseo) de pequeño tamaño y con una disposición característica.

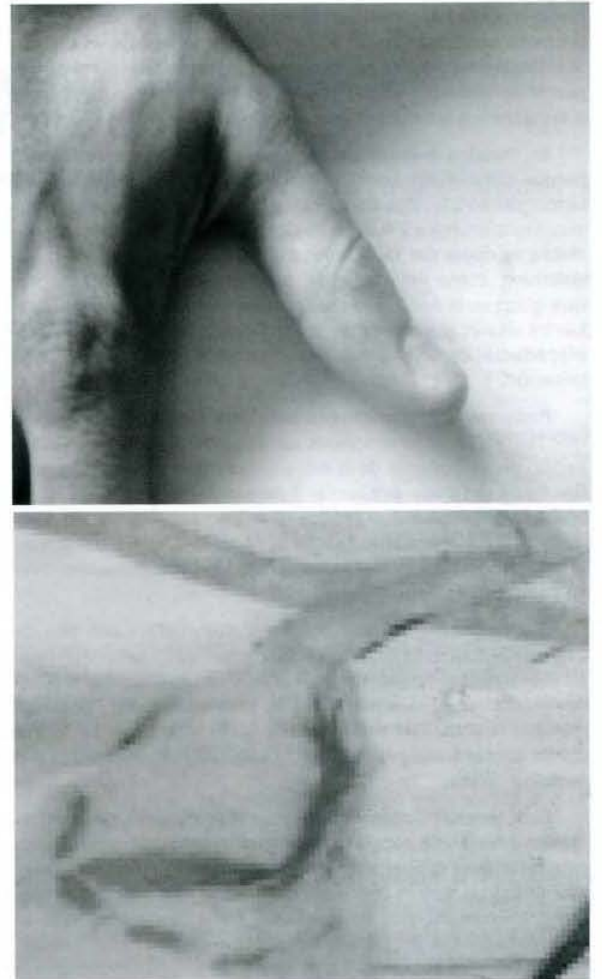


Figura 6.- Similitud de pulgar humano y extremidad inferior de rata.

Debido a esta complejidad y al tamaño de las estructuras, el reimplante digital es una cirugía difícil que se ayuda de técnicas microquirúrgicas. Estas técnicas se aprenden en un laboratorio de cirugía experimental, donde el fin del entrenamiento, habitualmente, es la realización de una anastomosis vascular con éxito, y simulando, por tanto, un tiempo quirúrgico, no un procedimiento global. Se hace necesario la aplicación de modelos de tejidos compuestos en animales que reproduzcan con mayor fidelidad un reimplante de dedos.

Han sido publicados diversos modelos de tejidos compuestos en rata⁶, usados más habitualmente en la investigación que en el campo docente de entrenamiento, siendo los más habituales en este sentido el colgajo cutáneo inguinal de vasos epigástricos y el autotransplante renal, como simuladores de un procedimiento de transferencia libre de tejidos^{9,15}. Modelos animales de reimplante de dedos han sido descritos también previamente en rata y en conejo^{3-5,7,8,10,17}.

Hemos seleccionado para nuestro trabajo el modelo de reimplante de la extremidad inferior de rata por dos razones; por un lado, es muy similar desde el punto de vista anatómico

tanto en el tamaño como en la disposición de las estructuras a un dedo humano (Fig. 6) y, por otra parte, la rata es un animal de laboratorio usado de manera convencional en el entrenamiento microquirúrgico gracias a su fácil manejo, bajo coste y resistencia a las infecciones.

En nuestro trabajo de los nueve reimplantes realizados hemos conseguido reimplantar seis, teniendo un éxito por tanto, del 66'6%. Dos de las ratas fallecieron durante la intervención quirúrgica y fueron evaluadas como un reimplante no viable, la causa del fallecimiento es probable por shock hipovolémico, como está referido previamente⁸, y hacer pensar que quizá sería adecuado realizar una monitorización de constantes vitales y administrar intraoperatoriamente fluidoterapia, además de una hemostasia rigurosa para evitar esta complicación.

Podemos hablar por tanto para esta muestra y el cirujano que realizó las intervenciones un éxito del 66'6% en la realización del reimplante de la extremidad inferior de la rata. Este resultado se puede extrapolar a otra muestra y otro estudiante microquirúrgico que realice el mismo procedimiento y así conocer de manera más exacta la capacidad microquirúrgica, al entrenar en un modelo que simula un procedimiento clínico completo.

El tiempo medio quirúrgico en nuestro estudio fue de 278'8 minutos, esto supone un entrenamiento microquirúrgico más largo de lo habitual, en el que se realizan dos anastomosis vasculares, dos neurorrafias, una osteotomía, dos miorrafias y la sutura de piel, por lo que permite hacer un ejercicio de concentración y resistencia a la fatiga más cercano a la realidad clínica.

Para concluir podemos decir que el reimplante de la extremidad inferior de rata es un procedimiento microquirúrgico que reproduce globalmente los tiempos quirúrgicos del reimplante digital permitiendo una evaluación más exacta de capacidad microquirúrgica del cirujano. Por ello creemos que es una herramienta útil para la adquisición de una habilidad técnica quirúrgica superior, y, por tanto, es adecuado integrarlo en un programa de entrenamiento en microcirugía experimental.

BIBLIOGRAFÍA

1. Aakyurek M, Sonmez E, Ozkan O, Safak T, Kekic A.: Free flap transfer to the dorsum of the rat: a new technique to avoid autocannibalization in the free flap studies. *Annals Plastic Surgery*; 48(6): 654-659, 2002
2. Bayramicli M, Berkeheny, Numanoglu A: Modified protective rat test. *Plastic Reconstructive Surgery*; 101: 859-860, 1998.
3. Buncke HJ, Schulz WP: Experimental digital amputation and replantation. *Plastic Reconstructive Surgery* 36:62-70, 1965
4. Chiu D, Chen L, Wei Chen Z. Rat ear reattachment as an animal model. *Plastic Reconstr Surg*. Vol.85, No 5:782-788, 1990
5. Dean D, Ad-el, Alice Harper BA, Lloyd A, Hoffman: Digital Replantation teaching model in rats. *Microsurgery*; 20:42-44, 2000
6. Di Cataldo A, La Greca G, Rodolico M, Candiano C, Li DG, Puleo S: Experimental models in microsurgery. *Microsurgery*; 18: 454-459, 1998
7. Doi K. Homotransplantation of limbs in rats. *Plastic Reconstructive Surgery* 64:613, 1979.
8. Zhang F, Shi DY, Kryger Z, Moon W, Lineaweaver WC, Buncke HJ: Development of a mouse limb transplantation model. *Microsurgery*; 19:209-213, 1999
9. Gílgert A, Legagneux J, Lapierre J. Aprendizaje de la Microcirugía. *Enciclopedia Médico Quirúrgica, Cirugía Plástica*. Editorial Elsevier. Tomo 2: 1-26. Paris. 2001
10. Haines P, Nicher L, Morgan R, Horowitz J, Edgerton M. A digit replantation model. *Microsurgery* 6:70-72, 1985
11. Hamdorf J, Hall J: Acquiring surgical skills. *British Journal of Surgery*; 87: 28-37, 2000.
12. Komorowska-Timek E, Newlin L, Zhang F, Dogan T, Lineaweaver WC, Buncke HJ.: Shortening of rat teeth prevents autocannibalization of surgical flaps. *J Reconstructive Microsurgery*; 15(4): 303-306, 1999
13. Lister G. Replantation. *Grabb and Smith's Plastic Surgery* (4th ed.) . In: Smith JW, Aston SJ, editors : 1070-1112. Boston, 1991
14. Macintyre I, Munro A. Simulation in surgical training: trainee surgeons need to acquire skills outside the operating theatre. *BMJ*, 300: 1088-89, 1990
15. Mehdorn M, Müller G. *Microsurgical Exercises*. Thieme Medical Publishers. 1, S1-S4. Stuttgart. 1989
16. Popesko P, Rajtore V, Horak J. *A Colour Atlas of anatomy of small laboratory animals. Vol 2: Rat, Mouse, Hamster*. Ed. Saunders 89-92 1992
17. Zhang F, Chin B, Pei-Ran Ho, Aparecida ce Costa M, Lineaweaver W, Buncke H. Rat Tail Replantation as a training model for microvascular procedures of digit replantation. *Microsurgery*; 18: 365-367, 1998

5.3. Design and creation of an experimental program of advanced training in reconstructive microsurgery. Rodríguez A, Álvarez A, García-Barreiro J, Centeno A, López E, Martelo F. *Microsurgery* 2006;26(6):421-428

DESIGN AND CREATION OF AN EXPERIMENTAL PROGRAM OF ADVANCED TRAINING IN RECONSTRUCTIVE MICROSURGERY

ANDRÉS R. LORENZO, M.D.,^{1*} ANGEL ALVAREZ, M.D., Ph.D.,¹ JUAN GARCIA-BARREIRO, M.D.,¹
ALBERTO CENTENO, DVM,² EDUARDO LOPEZ, DVM,² and FRANCISCO MARTELO, M.D., Ph.D.¹

In this study, we design an experimental protocol for the purpose of enhancing performance in training in microsurgery. It is based on five free tissue transfer exercises in rat (epigastric cutaneous flap, saphenous fasciocutaneous flap, epigastric neurovascular flap, saphenous muscular flap, and hindlimb replantation), which simulate the principal clinical procedures of reconstructive microsurgery. The first part of the study consists of an anatomical review of the flaps of 5 rats and in the second part we have carried out the free transfer of flaps on 25 rats divided into 5 groups. To differentiate between them, we have created a mathematical function, referred to as *difficulty in a microsurgical exercise*, which has enabled us to establish a scale of progression for training, ranging from the easiest to the most difficult. As a conclusion, we believe that this protocol is a useful instrument as it allows for a more precise assessment of microsurgical capacity due to enhanced accuracy in the reproduction of global procedures and the fact that the quantification of progress in training is based on clinical monitoring after 7 days. © 2006 Wiley-Liss, Inc. *Microsurgery* 26:421–428, 2006.

After more than forty years' experience in the application of microsurgery in reconstructive surgery, we have observed that surgical skills and the surgeon's own experience are vital factors in the success of any microvascular procedure.^{1,2} These skills and know-how in microsurgical techniques are acquired by means of preclinical training in experimental surgery laboratories,³ as there must be no risk of error in patients resulting from the application of a suboptimum technique.⁴

Training in microsurgery is carried out on animate or inanimate experimental models, including vascular and nerve anastomosis simulators, the replantation of extremities, or the free or pedicled tissue transfer.^{5,6} Over the last few years a series of inanimate or virtual experimental training models have been developed in an attempt to reduce the number of animals used in the learning process. However, none of these models have successfully managed to simulate control of the tissues and vascular anastomosis as effectively as animal models.^{7,8} Rats continue to be the most frequently used animal because of the low costs involved and their resistance to infection and easy handling.

The learning process in microsurgical techniques is usually initiated by the plastic surgery resident, and takes the form of basic microsurgery courses aimed at successful vascular anastomosis^{9–11} with occasional practice using advanced free tissue transfer models¹² (most frequently free transfer of epigastric vessel inguinal cutaneous flaps^{13,14}

and renal transplants^{15,16}) or replantation techniques (replantation of the rat's lower extremity^{17,18} and replantation of rat's tails¹⁹).

The aim of this study is to develop a training program for reconstructive microsurgery based on experimental models for the free transfer of tissue in rats, establishing the differences between the exercises in terms of the difficulties involved, thereby allowing for the creation of a scale for objective progress and enhancing training performance. This will lead to a more realistic assessment of microsurgical capacity and reduce the clinical learning curve.

MATERIALS AND METHODS

Thirty Wistar type adult rats, weighing between 230 and 570 g, were used in this study. The animals were cared for in accordance with Spanish legislation currently in effect governing research using live animals. All the rats were positioned in the supine position and anesthetized with isoflurane (8% for induction and 2% for maintenance) with oxygen (1 l/min). The lower extremity of the rat was shaved and prepared using a povidone–iodine solution. All the surgical procedures were carried out by the same surgeon (a third year plastic surgery resident) using basic microsurgical instruments and a surgical microscope (a Scanoptics SZ40 Binocular Optical Microscope) under clean but not sterile conditions. No fluid-therapy or antibiotherapy was used in any of the cases.

Five *free rat tissue transfer models* were selected: epigastric cutaneous flap,^{12–14} saphenous fasciocutaneous flap,²⁰ epigastric neurovascular flap,²¹ saphenous muscular flap with a skin graft,²² and hindlimb replantation.^{17,18} The choice of these models was motivated due to the fact that they simulate the principal free tissue transfer procedures used in reconstructive microsurgery, they have also been validated as experimental models in rats, and

¹Service of Plastic Surgery and Burns

²Unit of Experimental Surgery, Juan Conalejo University Hospital, Coruña, Spain

*Correspondence to: Andrés Rodríguez Lorenzo, M.D., Plaza de Varsovia n° 2, Bajoc (A Zapateira), 15008, A Coruña, Spain.

E-mail: andresrodriguezlorenzo@yahoo.com

Received 22 August 2005; Accepted 10 May 2006

Published online 21 August 2006 in Wiley InterScience (www.interscience.wiley.com). DOI 10.1002/micr.20265

422 Lorenzo et al.

also because they all involve femoral vessel anastomosis, which is regularly used as part of basic training procedures. Consequently, the differences encountered between them will all be related to flap dissection and associated procedures.

The experimental study is divided into two parts. The first consists of the *anatomical dissection of the flaps* for the purpose of studying the flap design, as well as the structure composition and layout, while the second part involves *free flap transfer* to determine the differences between them in terms of difficulty and thereby establish a scale of progression for training purposes.

Anatomical Dissection

The study of the anatomy and design of each flap was carried out on the lower right extremity of 5 rats, and the flaps pedicled in the femoral vessels.

On completion of the experiment, the rats were sacrificed by means of an intravenous potassium chloride injection.

Epigastric cutaneous flap. The rat is placed in a supine position, and a small rectangular epigastric flap is designed, measuring 2 by 2.5 cm. Dissection is initiated from proximal to distal in order to expose the inguinal ligament and the femoral vessels. The saphenous and popliteal vessels are ligated at the knee, as are small muscular arteries, using 8/0 monofilament suture. The epigastric nerve is dissected and sectioned, thereby obtaining a pedicled cutaneous flap. The adventitia is dissected in the femoral vessels, the vascular clamps are placed in position, and the flap is freed.¹²⁻¹⁴

Saphenous fasciocutaneous flap. A triangular-shaped flat with a base of more than 2 cm was designed on the rat's leg. Dissection is carried out from proximal to distal, carefully separating the fascia from the muscular plane and incorporating it onto the flap. The distal vascular ligation of the saphenous vessels and the proximal ligation of the popliteal and epigastric vessels and small muscular arteries are carried out using 8/0 monofilament suture, which enables us to obtain a pedicled fasciocutaneous flap. The adventitia is dissected in the femoral vessels, the vascular clamps are placed in position, and the flap is freed.²⁰

Epigastric neurovascular flap. The flap is designed using the same method as that employed for the epigastric vessel cutaneous flap, incorporating the epigastric nerve onto the flap, thereby obtaining a sensitive flap.²¹

Saphenous muscular flap. A longitudinal cutaneous incision is made on the leg. The two lateral cutaneous flaps are dissected to reveal the leg muscles. A rectangular muscular flap measuring 2 by 1 cm is dissected, partially including the semitendinosus and the anterior and posterior gracilis muscles. The saphenous vessels are included in the flap, once they have been ligated at the

ankle using 8/0 monofilament suture, thereby creating a pedicled muscle flap. The adventitia is dissected in the femoral vessels, the vascular clamps are placed in position, and the flap is freed.²²

Hindlimb replantation. A circular incision is made in the middle third of the thigh. The skin is dissected circularly and the subcutaneous cell tissue exposed, revealing the femoral pedicle that will feed the flap. Using two retractors the abdominal skin is pulled back to ensure that the vessels can be clearly observed. The femoral vein and artery are then dissected, separating them from the femoral nerve and the femoral artery and deep vein are ligated using 8/0 monofilament suture. Next 1.5 cm antero-internal muscular surface of the thigh and the sciatic nerve is sectioned, and then rear surface of the thigh is sectioned to reveal the femur; a periosteal dissection of 0.5–1 cm of bone is then made in preparation for osteotomy; and the femoral and sciatic nerves are sectioned to free the flap. Osteotomy is carried out using a size 20 scalpel and finally the femoral pedicle is sectioned, giving rise to a free osteomiocutaneous flap.^{17,18}

Free Transfer

For the second part of this experimental study, 25 rats are divided into 5 groups, each made up of 5 rats, in which the flaps are freely transferred onto the femoral vessels. The epigastric free flap was carried out on Group 1 ($n = 5$); the saphenous fasciocutaneous free flap on Group 2 ($n = 5$); the epigastric neurovascular free flap on Group 3 ($n = 5$); the saphenous muscular free flap on Group 4 ($n = 5$); and the hindlimb replantation on Group 5 ($n = 5$).

In each group, the flap was dissected as explained in the first part of this study, followed by termino-terminal vascular anastomosis on the femoral vein and artery, also for each group, using standard type individual stitches with 10/0 monofilament suture and local irrigation using 20 U/ml intraluminal heparine and 2% topical lidocaine to relieve vasospasm. To complete the transplant, a series of *associated techniques* were also applied in accordance with the composition of each flap: Group 1 (epigastric cutaneous flap): skin suture using 4/0 silk; Group 2 (saphenous fasciocutaneous flap): skin suture using 4/0 silk; Group 3 (epigastric neurovascular flap): epineural suture of the epigastric nerve using 11/0 monofilament suture; skin suture using 4/0 silk; Group 4 (saphenous muscular flap plus skin graft): 1 by 2 cm rectangular skin graft; fat is removed and fixed above the muscular flap and adjacent skin using 4/0 silk; Group 5 (hindlimb replantation): osteosynthesis of the femur using a 1.2 mm Kirschner Wire; myorrhaphy of anterior and posterior thigh using 4/0 silk; epineural suture of the sciatic and femoral nerves using 10/0 monofilament suture; skin suture using 4/0 silk.

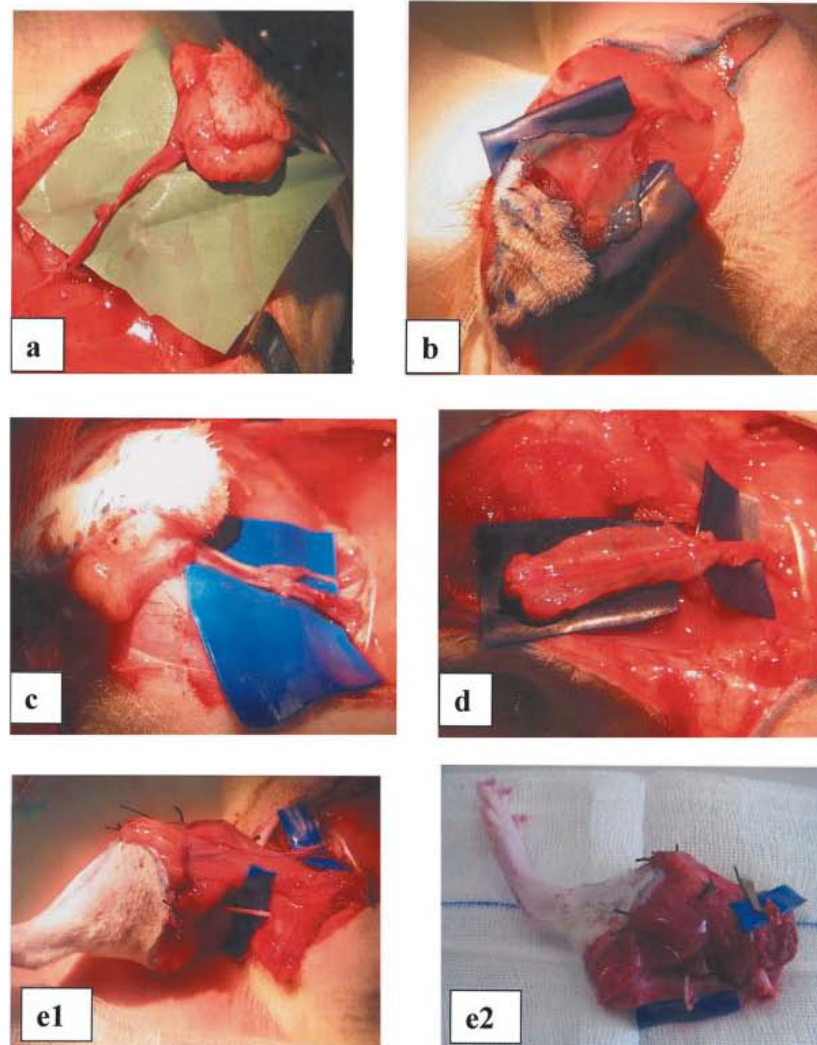


Figure 1. Anatomical dissection: (a) Epigastric cutaneous flap, (b) saphenous fasciocutaneous flap, (c) epigastric neurovascular flap, (d) saphenous muscular flap, and (e1–e2) hindlimb replantation. [Color figure can be viewed in the online Issue, which is available at www.interscience.wiley.com.]

On completion of the exercise, the duration is measured in minutes, and the rats recover post-op for around 30 min in a recovery cage equipped with oxygen and an electric blanket. They are then transferred to individual cages for monitoring and follow up, and are provided with a standard feeding plan. To avoid the risk of self-cannibalization, the flaps are protected by a plastic cervical collar for a 7-day period.²³ During this time the flap is inspected to monitor viability. At the end of the experiment those rats with feasible flaps are placed into collective cages,

and in the event of necrosis the animals are sacrificed by means of an intravenous potassium chloride injection.

Creation of the Function "Difficulty of a Microsurgical Exercise"

To determine the differences between the free tissue transfer exercises proposed and to establish a concept of progression in the training procedure, a mathematical model is created by means of a function we have chosen to call *difficulty of a microsurgical exercise*.

Microsurgery DOI 10.1002/micr

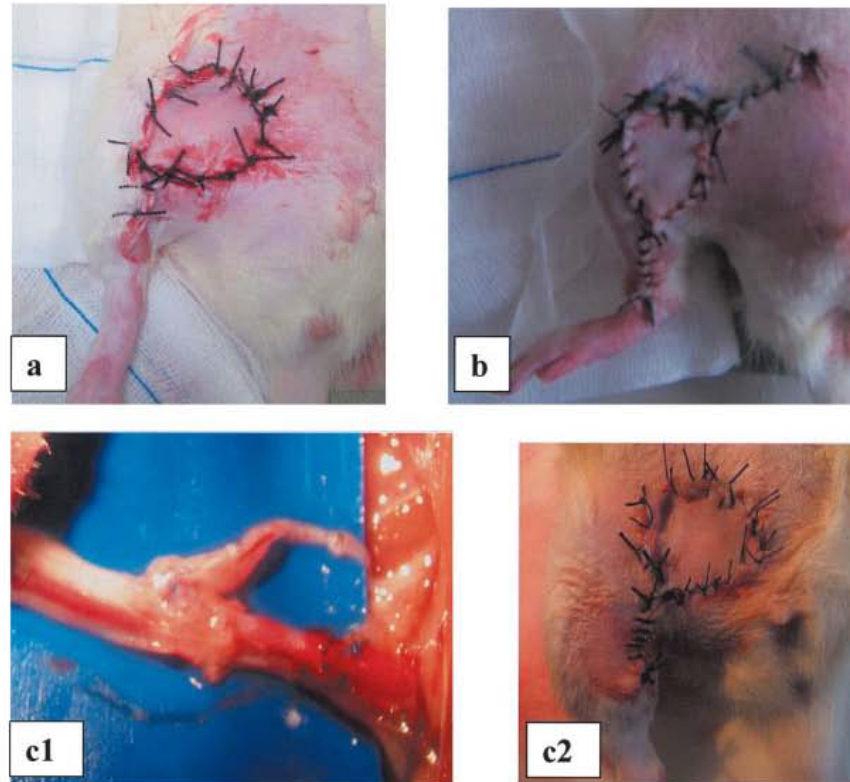


Figure 2. Associated techniques: (a) epigastric cutaneous free flap: skin suture, (b) saphenous fasciocutaneous free flap: skin suture, (c1) epineural suture of epigastric nerve, and (c2) skin suture in the epigastric neurovascular free flap. [Color figure can be viewed in the online issue, which is available at www.interscience.wiley.com.]

Table 1. Results of the Free Tissue Transfer^a

	Grupe 1		Grupe 2		Grupe 3		Grupe 4		Grupe 5	
	T	CS	T	CS	T	CS	T	CS	T	CS
Rat 1	193	0	260	0	180	1	210	0	350	1
Rat 2	182	0	250	0	195	0	235	0	240	0
Rat 3	208	0	245	0	170	0	210	0	280	1
Rat 4	195	0	210	0	209	0	185	0	274	0
Rat 5	170	0	220	1	185	0	200	0	250	1

^aT, Time in minutes; CS, clinical success, takes the values of 0 if the flap is viable and 1 if it fails after 7 days.

In view of the fact that difficulty is a subjective concept, we opted to consider it in relation to two objectively measurable variables, namely the success of the procedure and its duration. Consequently, the lower the success rate of a microsurgical procedure and the greater the time employed therein, the greater the difficulty of the exercise.

A value of 0 is assigned to positive clinical success (viable flap), while the value 1 represents a negative clinical success (flap necrosis), thereby making progression similar to time, the higher the value, the greater the degree of training difficulty.

Microsurgery DOI 10.1002/micr

In the case of our study, we consider that the impact of the duration of the procedure and success on the difficulty involved in carrying out a microsurgical exercise is the same. We have therefore opted to consider the variables at the same level. Consequently, the values of the difficulty function for each group are the total obtained by adding average clinical success and standardized average duration:

$$\text{Difficulty} = \text{Average clinical success} + \text{Standardized average duration}$$

We have standardized the average duration so that the values oscillate between 0 and 1 and are therefore equitable to the clinical success values. As a result, and considering that both duration and average clinical success have a minimum value of 0 and a maximum value of 1, the level of difficulty of the exercises ranges between 0 and 2.

RESULTS

Anatomical Dissection

On the basis of references previously established by the authors, the free flaps on 5 rats are dissected (see Fig. 1).

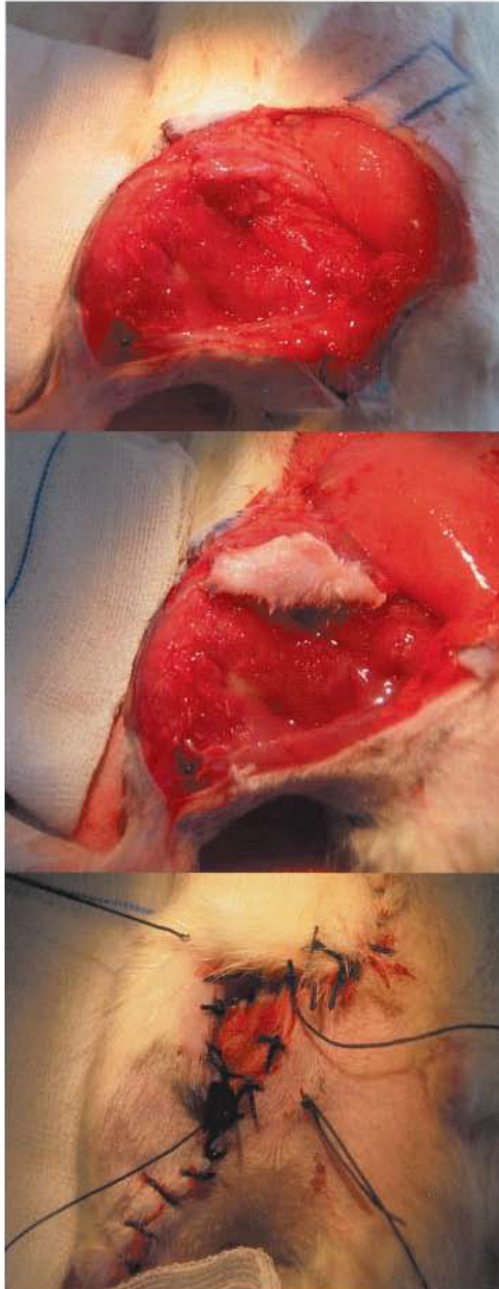


Figure 3. Associated techniques: skin graft for the saphenous muscular free flap. [Color figure can be viewed in the online issue, which is available at www.interscience.wiley.com.]

Free Tissue Transfers

For the purpose of this study, a total of 25 free tissue transfers are carried out (see Fig. 2). The duration and suc-

cess values for each rat are given in Table 1. After one week, and in the case of Group 1 (epigastric cutaneous flap) all the flaps were viable after 7 days, thereby establishing a success rate of 100%, while the average duration for the exercise was 189.6 ± 14.3 min. In Group 2 (saphenous fasciocutaneous flap) all the flaps survived except one (80% success rate) and the average duration for the exercise were 237 ± 21.1 min. In Group 3 (epigastric neurovascular flap) all the flaps survived except one (80% success rate) and the average duration of the exercise was 187.8 ± 14.8 min. In Group 4 (saphenous muscular flap; Fig. 3) all the flaps survived and the graft stabilized after 7 days (100% success rate), and the average duration for this procedure was 208 ± 18.2 min. Finally in Group 5 (hindlimb replantation, Fig. 4), two rats died two days after the intervention, thereby rendering it nonviable. In this group, there was also a case of necrosis in an extremity after 7 days (40% success rate). Consequently, overall there 5 cases of necrosis out of a total of 25 rats, placing the global success rate at 80%.

Values of the Function "Difficulty of a Microsurgical Exercise"

For each group we have calculated the values of the function difficulty of a microsurgical exercise by adding up the average clinical success and the standardized average duration values as shown in Table 2.

Our study shows that the simplest exercise (that with the lowest difficulty function value) is that of the epigastric cutaneous flap (Group 1), followed by the saphenous muscular flap (Group 4), the epigastric neurovascular flap (Group 3), the saphenous fasciocutaneous flap (Group 2), and finally the hindlimb replantation (Group 5), which displays the highest difficulty function value, as expressed in the graph shown in Figure 5.

DISCUSSION

Major breakthroughs in microsurgery have led to its widespread inclusion in replantation surgery and the covering of defects by means of free tissue transfer. The technical complexities involved in reconstructive microsurgery make it difficult to determine exactly when to move on from experimental training in laboratories to clinical training with a reasonably high degree of technical reliability. Consequently, the acquisition of microsurgical skills represents a major challenge for plastic surgery residency programs.²⁴

As in other European countries,⁹⁻¹¹ plastic surgery residents in Spain receive 1-2 weeks' training in basic experimental microsurgery techniques in various state centers, before going on to continue their training in their assigned hospital, provided that it is equipped with an experimental surgery unit. Generally speaking, these pro-

426 Lorenzo et al.

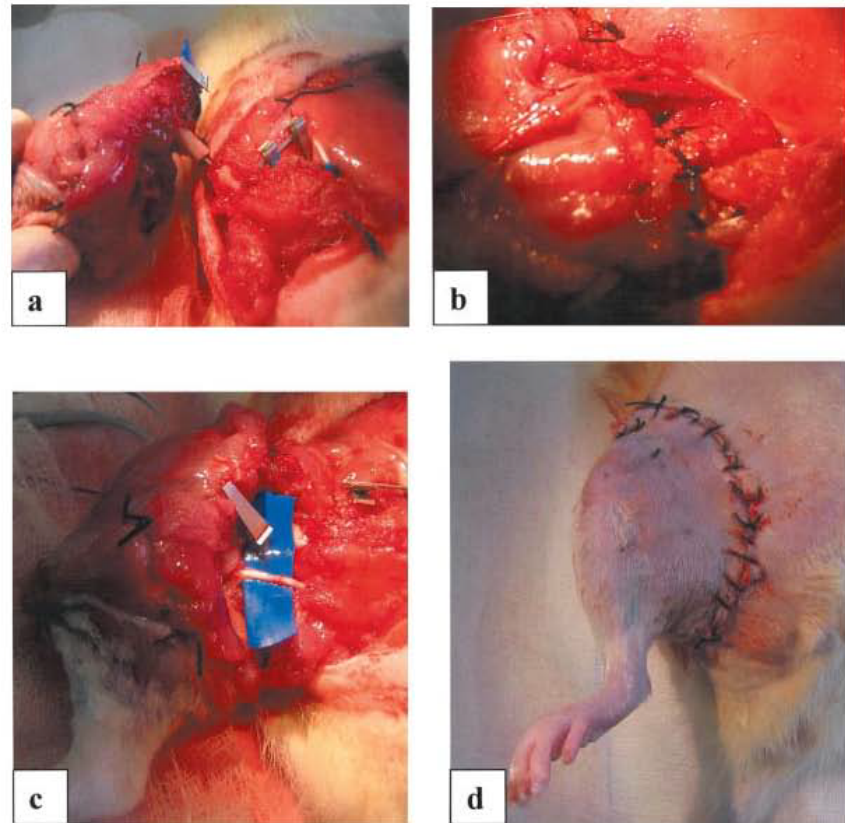


Figure 4. Associated techniques in hindlimb replantation: (a) osteosynthesis of the femur with KW, (b) myorrhaphy of the front thigh, neuroorrhaphy of the femoral nerve, (c) myorrhaphy of the posterior thigh, neuroorrhaphy of sciatic nerve, and (d) skin suture. [Color figure can be viewed in the online issue, which is available at www.interscience.wiley.com.]

Table 2. Values of the Function Difficulty of a Microsurgical Exercise^a

	T	CS	D (D - T + CS)
Group 1: Cutaneous flap	0.68	0.00	0.68
Group 2: Fasciocutaneous flap	0.85	0.20	1.05
Group 3: Neurovascular flap	0.67	0.20	0.87
Group 4: Muscle flap	0.75	0.00	0.75
Group 5: Hindlimb reimplant	1.00	0.60	1.60

^aT, standardised average duration, CS, average clinical success average, D, difficulty of a microsurgical exercise.

grams include the successful completion of vascular anastomosis and occasionally include a free tissue transfer model. Successful microvascular anastomosis is one of the determining factors in successful free tissue transfer, and therefore most training programs place considerable emphasis on experimental training. However, the failure of a free tissue transfer may be attributable to other causes,¹ including inappropriate design, the rough handling

of the flap or associated techniques that are incorrectly carried out. Our experimental protocol includes two vascular anastomoses in each exercise, but training is also provided in flap design and dissection, as well as the associated techniques (osteosynthesis, skin suture, cutaneous grafts, etc.), thereby adding greater complexity to the exercise and extending its duration (170–350 min), allowing for enhanced training in overcoming fatigue and improving concentration levels.

Hui et al.²⁵ proposed the question as to when an individual can be considered to have acquired sufficient competency to be able to carry out a clinical microsurgical procedure. These authors put forward a training protocol based on carrying out the anastomosis of the femoral vein of a rat, introducing the concept of deferred monitoring and follow up by means of a vascular permeability test carried out by the microsurgical student after 24–48 h, thereby enabling him/her to monitor his/her own training progress. In the case of our study, we propose five free

Microsurgery DOI 10.1002/micr

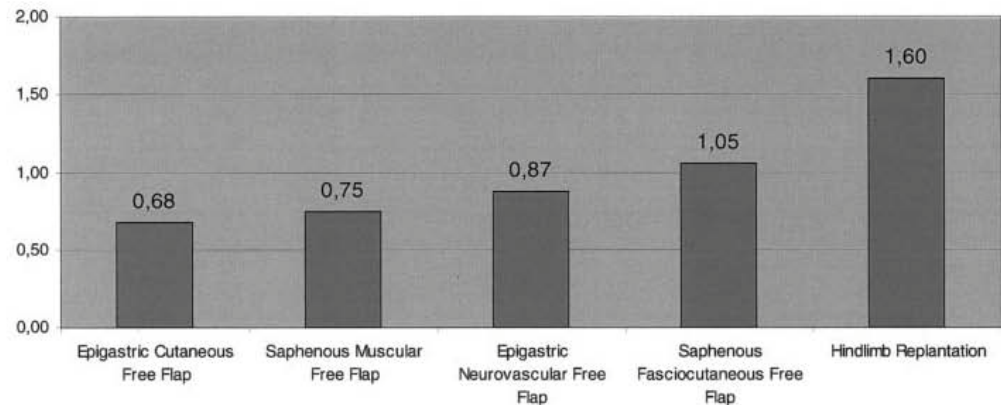


Figure 5. Scale of difficulty in the experimental protocol.

transfer tissue exercises be carried out, and the microsurgical capacity of the resident appraised by means of the clinical monitoring of the flap after 7 days. Although it involves a more complex protocol, it is also more realistic, as the student assesses his/her progress according to the success of a global procedure. In this protocol, all the surgical procedures have been carried out by a 3rd year plastic surgery resident with microsurgical experience in experimental surgery consisting of two basic microsurgical courses and 5 h a week of ongoing training in the experimental surgery unit of our hospital over a 2-year period. The global success rate achieved stands at 80%, lower than that considered acceptable for real procedures. The success rate would have been higher if we would have excluded of the study two hindlimb replantations (Group 5), which died after 48 h while the inferior extremity was considered viable (as described previously, hypovolemic shock is most likely cause of death²⁶) whose monitoring process did not reach 7 days.

The total cost per rat (purchase and maintenance during a 7 day period) stood at 20.42 euros. These costs are considered acceptable for the experimental surgery unit in our hospital, as application of various procedures on the same animal (2 vascular anastomoses, flap dissection, and associated techniques).

To ensure an efficient and effective training process, we believe that students should be encouraged to carry out exercises with an increasing degree of difficulty, as this will act as a stimulus for further progress. All too often training programs consist of cyclical modules in which students are continuously repeating the same exercises, which may lead to a sense of monotony and frustration in the learner. Our protocol is not only dynamic but it is also open to the inclusion of other free transfer models in rats such as perforant flaps,²⁷ fibula osteomicrocutaneous flap,²⁸ etc., which all include vascular anasto-

moses on the femoral vessels, and using the lower extremity of the rat as a flap bank. To this end we have created a mathematical function (*difficulty of a microsurgical exercise*) that allows other free transfer models to be included in the protocol.

Progressing from one exercise to the next along the scale depends on the student's ability to carry out each free transfer with a reasonable degree of success, to be determined by the training tutor (80% would be sufficient) on a previously established number of rats (groups of 5). To carry out this experimental protocol, students must be proficient in vascular anastomosis, thereby avoiding the use of an excessively high number of animals in the training procedure. Once a high level in the permeability rate of vascular anastomosis has been achieved, students may then go on to the advanced experimental protocol. It would therefore probably be appropriate to promote the use of inanimate models such as vascular anastomosis simulators during the initial training phase, and the use of animals in the more advanced stages of the free tissue transfer training, thereby keeping the number of animals used during training to a minimum.

CONCLUSION

We have presented an advanced microsurgical training protocol that we believe is an effective tool in enhancing the skills of microsurgical students and maintaining the level of skills of the experts, as it is based on more complex exercises than those included in basic programs. It allows for the more precise appraisal of microsurgical skills and capacity as it reproduces global procedures subject to clinical monitoring. These are longer exercises and therefore also provide training in improving concentration levels and tackling the problem of fatigue that is more in keeping with clinical reality. Finally, it is a dynamic protocol that is open

428 Lorenzo et al.

to the inclusion of additional models, thereby encouraging progress in the training process.

REFERENCES

1. Khouri RK. Avoiding free flap failure. *Clin Plast Surg* 1992;19:773-781.
2. Khouri RK. Free flap surgery, the second decade. *Clin Plast Surg* 1992;19:757-761.
3. Scaver AV. Laboratory design in preparing for elective microvascular surgery. *Hand Clin* 1985;1:233-245.
4. Macintyre IMC, Munro A. Simulation in surgical training: Trainee surgeons need to acquire skills outside the operating theatre. *Br Med J* 1990;300:1088-1089.
5. Di Cataldo A, La Greca G, Rodolico M, Candidiano C, Li DG, Puleo S. Experimental models in microsurgery. *Microsurgery* 1998;18:454-459.
6. Zhang F, Sones WD, Lineaweaver WC. Microsurgical flap models in the rat. *J Reconstr Microsurg* 2001;17:211-221.
7. Lannon DA, Atkins J-A, Butler P. Non-vital prosthetic, and virtual reality models of microsurgical training. *Microsurgery* 2001;21:389-393.
8. Erel E, Aiyenibe B, Butler PE. Microsurgery simulators in virtual reality: Review. *Microsurgery* 2003;23:147-152.
9. Klein I, Steger U, Timmermann W, Thiede A, Gassel HJ. Microsurgical training course for clinicians and scientists at a German university hospital: A 10-year experience. *Microsurgery* 2003;13:461-465.
10. Di Cataldo A, Puleo S, Rodolico G. Three microsurgical courses in Catania. *Microsurgery* 1998;18:449-453.
11. Miko I, Brath E, Furka I. Basic teaching in microsurgery. *Microsurgery* 2001;21:121-123.
12. Mehdorn HM, Müller V. *Microsurgical Exercises*. New York: Thieme Medical Publishers; 1989. pp 81-85.
13. Ruby LK, Greene M, Risiano G, Torrejon R, Belsky MR. Experience with epigastric free flap transfers in the rat: Technique and results. *Microsurgery* 1984;5:102.
14. Petry JJ, Wortham KA. The anatomy of the epigastric flap in the experimental rat. *Plast Reconstr Surg* 1984;74:410.
15. Fisher B, Lee S. Microvascular surgical techniques in research, with special reference to renal transplantation in the rat. *Surgery* 1965;58:904-914.
16. Korber KE, Kraemer BA. Heterotopic renal transplantation in the rat: An advanced microsurgical training exercise. *Microsurgery* 1988;9:286-291.
17. Ad-El DD, Harper A, Hoffman LA. Digital replantation teaching model in rats. *Microsurgery* 2000;20:42-44.
18. Rodríguez A, Álvarez A, Centeno A, López E, Martelo F. Microsurgical training in digital replantation: Experimental model in rat. *Span J Surg Res* 2005;8:38-42.
19. Zhang F, Chin BT, Ho P-R, de Costa MA, Lineaweaver WC, Buncke HJ. Rat tail replantation as a training model for microvascular procedures of digit replantation. *Microsurgery* 1998;18:365-367.
20. Mutaf M, Tasaki Y, Tanaka K, Fujii T. The rat saphenous flap: A fasciocutaneous free flap model without panniculus carnosus. *Ann Plast Surg* 1995;35:402-408.
21. Hirigoyen MB, Rhee JS, Weisz DJ, Zhang WX, Urken ML, Weinberg H. Reappraisal of the inferior epigastric flap: A new neurovascular model in the rat. *Plast Reconstr Surg* 1996;98:700-705.
22. Koudsi B, Khouri RK. Thigh adductor flap: An experimental model for free flap transfer in the rat. *Microsurgery* 1992;13:338-339.
23. Bayramichi M, Yilmaz B, Numanoglu A. Modified protective rat vest. *Plast Reconstr Surg* 1998;101:859-860.
24. Goossens DP, Grael SM, Rao VK. A survey of microsurgery training in the United States. *Microsurgery* 1987;11:2-4.
25. Hui KC, Zhang F, Shaw WW, Kryger Z, Piccolo NS, Harper A, Lineaweaver WC. Learning Curve of microvascular venous anastomosis: A never ending struggle? *Microsurgery* 2000;20:22-24.
26. Zhang F, Shi DY, Kryger Z, Moon W, Lineaweaver WC, Buncke HJ. Development of a mouse limb transplantation model. *Microsurgery* 1999;19:209-213.
27. Ozkan O, Coskunfirat OK, Ozgentas HE. A new experimental flap model: Free muscle perforator flap. *Ann Plast Surg* 2003;51:603-606.
28. Chen SG, Xu XZ, Zhang F, Hui K, Lineaweaver WC, Buncke HJ. Free vascularized fibular bone flap in the rat. *Microsurgery* 2000;20:1-5.

5.4. *The anteromedial thigh flap as a training model of a perforator flap in rat.*

Rodríguez A, Álvarez A, Aguirrezabalaga J, Martelo F. *Journal of Reconstructive Microsurgery* 2007;23(5):243-248

The Anteromedial Thigh Flap as a Training Model of a Perforator Flap in Rat

Andrés Rodríguez, M.D.,¹ Ángel Álvarez, M.D., Ph.D.,¹
Javier Aguirrezabalaga, M.D., Ph.D.,² and Francisco Martelo, M.D., Ph.D.¹

ABSTRACT

Background: Perforator flap surgery is a complex surgery that is based on the use of a highly precise microsurgical technique that differs slightly from a conventional free flap, especially the intramuscular dissection of the pedicle. Herein, we report a new model of a perforator flap in rat, the anteromedial thigh flap, as a teaching model of a perforator flap. It is based on a constant musculocutaneous perforator that arises from the muscular vessels for the gracilis muscle. Material and Methods: Twenty Wistar rats were used in this study. In 10 rats, an anatomical study was performed by means of anatomical dissection, Chinese ink injection, and microangiography studies, and in 10 rats, a flap transplantation study was carried out by means of transferring a pedicled perforator flap to the abdomen and monitoring its viability by direct inspection on the seventh day. Results: Anatomical studies revealed a constant perforator that has an average length of pedicle up to 20 mm, an external diameter from 0.2 to 0.3 mm, and supplies blood to an area of approximately 3×3 cm of the anteromedial region of the thigh. In the flap studies, all the flaps survived on the seventh day after operation. Conclusions: The anteromedial thigh perforator flap is a reliable, reproducible inexpensive, replicates the handling of a perforator flap very closely, and has an easy method to record the outcomes by visual inspection, so we think that it is a useful tool as a teaching model for training a perforator flap in the preclinical setting.

KEYWORDS: Perforator flap, microsurgical training model, rat

Through the years, perforator flap surgery has become an established reconstructive procedure performed by a plastic surgeon.¹ However, there are some technical differences from the traditional microsurgical flaps, especially the intramuscular dissection, which is usually a stressful moment in the operative time even for an expert microsurgeon.

To reduce the learning curve, as in other microsurgical techniques, it is necessary to acquire a preclinical training in experimental surgery laboratories,² as there must be no risk of error to patients as a result of the application of a suboptimum technique.³ Previously, several models of perforator flaps have been

reported,⁴⁻⁸ most of them focusing its application on the experimental research of perforator flap properties, but none has been developed as a training model.

In this study, we describe a new model of perforator flap in rats, the anteromedial thigh perforator flap, with the purpose of developing a teaching model of intramuscular dissection of a perforator flap.

MATERIALS AND METHODS

Twenty male Wistar rats weighing from 250 to 300 g were used in this study. Animal care was provided according to Spanish laws regulating research with living animals. The

¹Service of Plastic Surgery and Burns; ²Division of Liver Transplantation, Service of General and Digestive Surgery, Unit of Experimental Surgery, Juan Canalejo University Hospital, A Coruña, Spain.

Address for correspondence and reprint requests: Andrés Rodríguez Lorenzo, M.D., Plaza de Varsovia no 2, Bajo C, 15008

A Coruña, Spain (e-mail: a.rodriguez.ps@gmail.com).

J Reconstr Microsurg 2007;23:251-256. Copyright © 2007 by Thieme Medical Publishers, Inc., 333 Seventh Avenue, New York, NY 10001, USA. Tel: +1(212) 584-4662.

DOI 10.1055/s-2007-985204. ISSN 0743-684X.

rats were positioned in the supine position and the hair at the groin region and leg was removed with an electric shaver. Anesthesia was induced with inhaled sevoflurane (8% for induction and 2% for maintenance) with oxygen (1 L/minute). All the surgical procedures were performed under magnification on an operating microscope (Scanoptics SZ40), by a single operator and in clean, but not sterile, conditions. Neither fluid therapy nor antibiotherapy was used in any of the cases.

The study design was divided into two parts of 10 rats each: anatomical study and flap transplantation study.

Anatomical Study

In the anatomical study, all the rats underwent dissection of the anteromedial region of the right thigh to review the vascular anatomy of this area. Thus far, in our experience in dissection of free flaps in rat's hindlimb,⁹ a constant cutaneous perforator is seen arising from the muscular branch of the superficial femoral vessels of the gracilis muscle proximally to the origin of the epigastric vessels and distally to the profunda femoral vessels, so the dissection of this perforator was carried out until its origin in the superficial femoral vessels. In three rats, Chinese ink was injected through a common femoral artery, and in three rats, microangiography (Omnipaque[®] injected through a common femoral artery as the radiocontrast medium) was performed to identify the vascular architecture of the perforator artery in the skin. The external diameter, the length of the pedicle, and the dimensions of the skin paddle supplied by the perforator artery were measured. At the end of the dissection, all the rats were euthanized by an intravenous potassium chloride injection.

Flap Transplantation Study

In the second part of the study, a pedicled island perforator flap was designed in the anteromedial region of the thigh with a skin paddle measuring 2.5×1.5 cm based on a musculocutaneous perforator arising from the gracilis muscle. After elevation, the flaps are transferred and sutured to the ipsilateral abdomen of the rat with a 3-0 silk. After surgical procedures, all the rats were housed in individual cages with a protective vest to avoid autocannibalization and were given food and water ad libitum. On the seventh day after operation, flap viability was assessed by direct inspection.

INTRAMUSCULAR DISSECTION OF THE PERFORATOR

Through a longitudinal incision in the lateral border of the flap, the gracilis muscles were exposed and the perforator artery was detected arising above the gracilis posterior muscle. Dissection of the perforator was performed from distal (skin) to proximal (superficial femoral vessels) as follows: the gracilis anterior was divided to get a better view of the intramuscular

course of the perforator, and the motor nerve for the muscle was sacrificed to permit its dissection. Intramuscular dissection of the vessels was gently performed with microscissors until its origin in the superficial femoral artery and the collateral muscular branches of the perforator for gracilis were coagulated. Usually, the perforator vein is well defined, but there was an arterial vasospasm that was quite constant in all dissections, so irrigation with 5% lidocaine was used to vasodilate the artery, allowing its visualization and avoiding its damage during the procedure.

All the anatomical terminologies used in this study are based on Greene's *Anatomy of the Rat*.¹⁰

RESULTS

Anatomical Study

Anatomical dissections confirmed the consistency of a perforator artery arising from the muscular artery for the gracilis muscle (Fig. 1). In one case, two perforators were observed. It is a musculocutaneous perforator that is a terminal branch of the gracilis artery that arises from the femoral vessels just above the origin of superficial epigastric artery. After originating in the superficial femoral vessels, it takes a deeper course into the gracilis anterior, giving branches to this muscle, then goes above the gracilis posterior, giving one or two muscular branches, finally pierces the fascia and goes to the skin (Fig. 2). The external diameter of the perforator artery measured from 0.2×0.3 mm and had an average length of pedicle from the skin to the femoral vessels up to 20 mm.

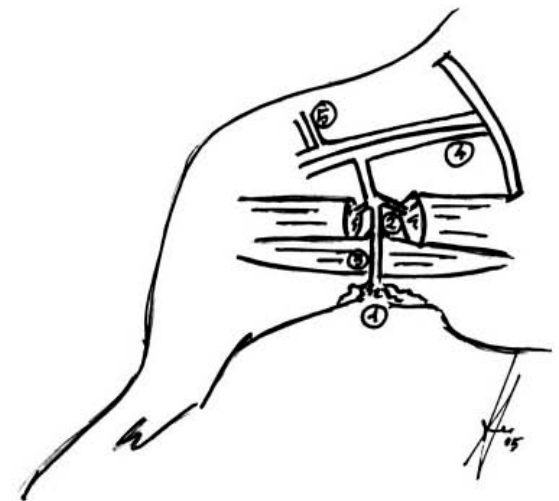


Figure 1 Drawing of the course of the perforator. (1) Perforator coming in the skin; (2) intramuscular course through gracilis anterior muscle; (3) crossing above the gracilis posterior muscle; (4) common femoral artery; and (5) superficial epigastric artery.

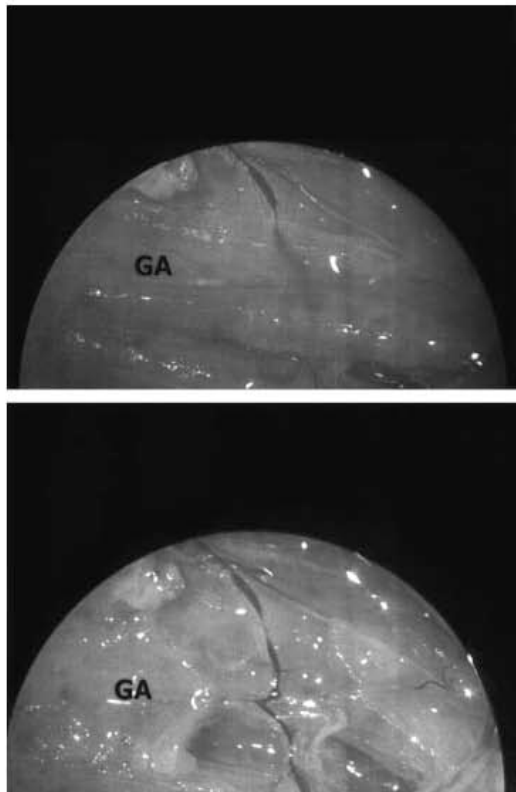


Figure 2 Anatomic dissections of the perforator pedicle presenting the intramuscular course of the perforator before and after section of the gracilis anterior muscle.



Figure 3 A view of the distribution in the skin of the perforator after Chinese ink injection.

Chinese ink injection and microarteriography study revealed that this cutaneous perforator supplies blood to an area of approximately 3×3 cm of the anteromedial region of the thigh (Figs. 3 and 4). At the dermis level, it has connections with cutaneous branches of the superficial epigastric vessels superiorly, cutaneous branches of the saphenous vessels in the anteromedial aspect of the lower leg, and cutaneous branches of the inferior external pudendal vessels medially.

Flap Transplantation Study

On day 7 after pedicled transfer, all 10 perforator anteromedial thigh flaps showed complete survival by visual observation (Fig. 5). The average operative time, skin to skin, was 80 minutes.

DISCUSSION

Several years after the first clinical application of a perforator flap in reconstructive surgery, it has become a standard procedure used worldwide.¹ Despite its ob-

vious advantages, especially low morbidity at the donor site, it is a technically demanding surgery, and there are some tricks that make it different from a conventional free flap, especially the intramuscular dissection of the perforator. To improve surgical outcomes, it is essentially recommended for a surgeon novice in perforator flap surgery to do a preclinical training in laboratories. From this point of view, animal models are very useful tools in the field of microsurgical education. The rat is the most favored animal when designing a living teaching model because it is cost-effective, resistant, and easy to handle. Various perforator-based flaps have been described previously in rats as research models.⁴⁻⁸ To the best of our knowledge, until now, no teaching model of perforator flap has been reported in the literature.

As in human anatomy, the hind limb of a rat has one main artery, the common femoral artery that gives the profunda femoral artery and the superficial femoral artery a few millimeters after its origin underneath the

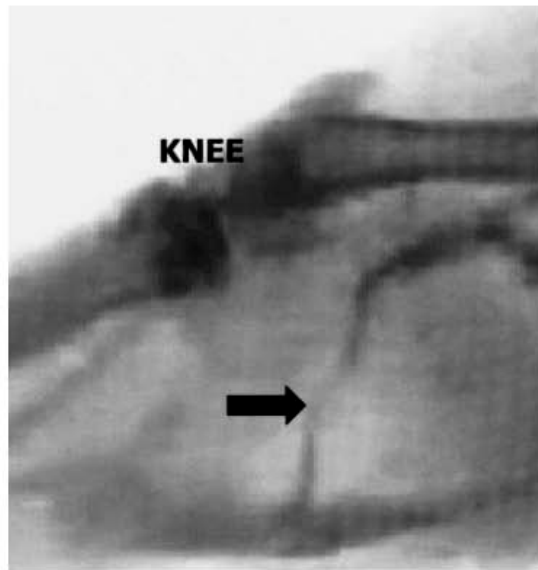


Figure 4 Microangiography study demonstrates the course of the perforator artery (arrow). Ligation of saphenous, popliteal, and profunda femoris vessels were performed prior to the injection of the radioccontrast through common femoral artery.

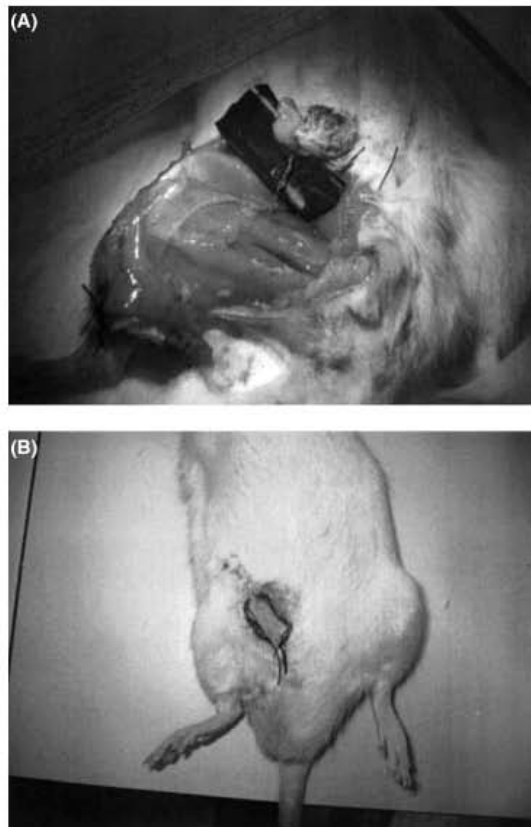


Figure 5 (A) Harvest of the anteromedial thigh perforator flap and transfer to the abdominal site. (B) Complete survival after a week.

inguinal ligament. The superficial femoral artery in a rat gives four main branches, from proximal to distal: the muscular branch for gracilis muscles (there is no specific name for this branch in the literature, so we named it gracilis artery), the superficial epigastric artery, the popliteal artery, and the saphenous artery. This is quite different from the human anatomy, thus the muscular branch for the gracilis muscle comes from the profunda femoral artery.

In this study, we describe a perforator flap model that is based on the gracilis musculocutaneous perforator that arises from the muscular branch that Dautel et al¹¹ and Yim et al¹² described as the gracilis muscle flap in rats. We named this flap as *anteromedial thigh flap* because it refers to the anatomical region of skin that is supplied by the perforator, but it could also be named as *gracilis perforator flap*, if we are to refer to the muscle perforated, or following the recently proposed standard nomenclature for muscle perforator flaps,¹³ it could be named as *gracilis artery perforator gracilis* or *GAPg* (abbreviation of source vessel name, artery perforator, and muscle perforated).

This flap has many advantages as a training exercise. It is designed in decubitus supinus, in a very common area used in microsurgical training (the thigh of the rat), and is based on a constant pedicle with an adequate length (up to 20 mm), that permits us to do a long intramuscular dissection. It is a pedicle-based flap, allowing to check the final outcomes depending on the degree of meticulous dissection technique, without taking into account other factors such as anastomosis. Moreover, this model also allows us to perform an intraoperative redesigning of the flap after knowing the localization of the perforator, which is a common routine in the clinical setting, and in more difficult exercise, as it is the free-style perforator flap surgery.¹⁴

In conclusion, the anteromedial thigh perforator flap is reliable reproducible, inexpensive, replicates the handling of a perforator flap very closely, and has an easy method to record the outcomes by visual inspection, so we think that it is a useful tool as a teaching model for training on a perforator flap, and to subsequently reduce the learning curve of perforator flap surgery for beginners and the surgical time for an expert surgeon. Of course, it also can be used as a research model for the study of different properties of a perforator flap.

ACKNOWLEDGMENT

The authors acknowledge Alberto Centeno and Eduardo López, veterinarians of the Unit of Experimental Surgery of the Juan Canalejo University Hospital, for the continuous assistance in this study. This study was supported by a grant from the Regional Ministry of Innovation, Industry and Trade of the Xunta of Galicia.

REFERENCES

1. Blondeel PN, Morris SF, Hallock GG, Neligan P. Perforator Flaps: Anatomy, Technique and Clinical Applications. Vol. 2. 1st ed. St. Louis, MO: Quality Medical Publishing; 2006:1042
2. Seaber AV. Laboratory design in preparing for elective microvascular surgery. *Hand Clin* 1985;1:233–245
3. Macintyre IMC, Munro A. Simulation in surgical training: trainee surgeons need to acquire skills outside the operating theatre. *BMJ* 1990;300:1088–1089
4. Ozkan O, Coskunfirat OK, Ozgentas HE. A new experimental flap model: free muscle perforator flap. *Ann Plast Surg* 2003;51:603–606
5. Hallock GG, Rice DC. Cranial epigastric perforator flap: a rat model of a true perforator flap. *Ann Plast Surg* 2003;50:393–397
6. Coskunfirat OK, Islamoglu K, Ozgentas HE. Posterior thigh perforator-based flap: a new experimental model in rats. *Ann Plast Surg* 2002;48:286–291
7. Oksar HS, Coskunfirat OK, Ozgentas HE. Perforator-based flap in rats: a new experimental model. *Plast Reconstr Surg* 2001;108:125–131
8. Akyurek M, Safak T, Manavbasi I, Kecik A. A rat musculocutaneous flap model: the biceps femoris musculocutaneous flap. *Ann Plast Surg* 2000;45:305–312
9. Lorenzo AR, Álvarez A, García-Barreiro J, Centeno A, López E, Martelo F. Design and creation of an experimental program of advanced training in reconstructive microsurgery. *Microsurgery* 2006;26:421–428
10. Greene EC. *Anatomy of the Rat*. New York: Hafner; 1963
11. Dautel G, Braga da Siva J, Merle M. Pedicled or free transfer of the gracilis muscle in rats. *J Reconstr Microsurg* 1991;7:15–22
12. Yim KK, Lineaweaver WC, Siko PP, et al. Microvascular transfers of anterior and posterior gracilis muscles in rats. *Microsurgery* 1991;12:262–267
13. Geddes CR, Morris SF, Neligan PC. Perforator flaps: evolution, classification and applications. *Ann Plast Surg* 2003;50:90–99
14. Wei FC, Mardini S. Free-style free flaps. *Plast Reconstr Surg* 2004;114:910–916

7. Discusión Global

La microcirugía ha experimentado grandes avances en las últimas tres décadas lo que ha supuesto una gran expansión de la cirugía reconstructiva. Sin embargo la microcirugía es un procedimiento complejo que requiere una curva de entrenamiento significativa por lo que sigue siendo un reto en la formación quirúrgica. Es generalmente aceptado la necesidad de aplicar modelos experimentales en el entrenamiento y la definición de herramientas adecuadas para validar la competencia en microcirugía⁶¹.

Por otra parte, no está establecido de manera estandarizada el momento en el que un cirujano está capacitado para realizar un procedimiento microquirúrgico real. Esta capacitación microquirúrgica está muy relacionada con la habilidad o destreza quirúrgica y no necesariamente relacionada con la edad del cirujano. Scholz et al⁶² describieron la aplicación de un programa de entrenamiento en microcirugía en estudiantes de medicina con una alta tasa de éxito en la permeabilidad de las anastomosis vasculares, por lo que concluyen que quizá es conveniente iniciar el entrenamiento a edades más tempranas con el fin de acortar la curva de aprendizaje.

Diferentes modelos experimentales de entrenamiento microquirúrgico han sido publicados en la literatura. Estos modelos de entrenamiento han de ser validados previamente a su inclusión en un programa formal de entrenamiento. Un modelo ideal es aquel que es realista, objetivo, generalmente aceptado, ampliamente disponible, reproducible y barato. Básicamente estos modelos se clasifican en modelos inertes, simuladores virtuales y modelos en animales.

Los modelos inertes⁶³⁻⁷⁵ son útiles en el inicio del entrenamiento y para el mantenimiento de habilidades básicas microquirúrgicas como la realización de un punto de sutura, sin embargo no reproducen de manera adecuada ejercicios más avanzados. Los simuladores virtuales de entrenamiento son cada vez más populares en otras disciplinas quirúrgicas, y también se han desarrollado en microcirugía⁷⁶⁻⁷⁹ y presentan un gran potencial en entrenamiento, no obstante únicamente reproducen una anastomosis vascular, no simulando otros procedimientos como la disección de un colgajo libre o la disección intramuscular de una perforante.

Los modelos microquirúrgicos en animales han sido utilizados ampliamente en investigación y también en entrenamiento⁸⁰⁻⁸². Diferentes animales han sido utilizados en el entrenamiento siendo actualmente la rata el animal de laboratorio más frecuentemente usado por su bajo coste, resistencia a infecciones y fácil manejo. Los modelos en animales son los más realistas y las habilidades técnicas pueden ser evaluadas objetivamente de manera sencilla mediante observación clínica.

●Revisión de la técnica quirúrgica del colgajo epigástrico libre y del reimplante de extremidad inferior de la rata como modelos de entrenamiento de un colgajo libre y reimplante de dedos.

En 1967 Strauch describió por primera vez el colgajo cutáneo de vasos epigástricos en rata⁸³. Desde entonces es el modelo de colgajo libre experimental más usado en investigación, y ocasionalmente se usa como modelo de entrenamiento de un colgajo libre.

El aporte vascular del colgajo es constante y proviene de la arteria y vena epigástricas superficiales, ramas de la arteria y vena femorales, tras la salida de los vasos femorales profundos y los vasos para el músculo gracilis. Es un colgajo versátil ya que permite realizar modificaciones en su diseño (tanto en tamaño^{84, 85} como en composición pudiendo construir un colgajo combinado^{86,87}), incluir un nervio sensitivo⁸⁸ o incluso hacerlo subcutáneo⁸⁹. Además, permite realizar diferentes ejercicios de dificultad creciente según la zona dadora a la que es transferido (in situ, contralateral o cervical), lo cual supone un estímulo para progresar en el entrenamiento.

En nuestro primer estudio hemos comprobado que es un modelo reproducible y estandarizado, en base a la experiencia acumulada tras su utilización en nuestra unidad de cirugía experimental en los últimos tres años. Presenta una monitorización fácil de realizar basándose en la observación clínica y reproduce todos los tiempos quirúrgicos de un colgajo libre.

De los modelos animales de reimplante de dedos que han sido descritos previamente⁹⁰⁻⁹⁵ hemos seleccionado para nuestro trabajo el modelo de reimplante de la extremidad inferior de rata descrito por Buncke⁹⁰ y aplicado en entrenamiento por Dean D. Ad-el⁹² ya que es muy similar desde el punto de vista anatómico tanto en el tamaño como en la disposición de las estructuras a un dedo humano. En nuestro trabajo de los nueve reimplantes realizados hemos conseguido reimplantar seis, teniendo un éxito por tanto, del 66'6%. Dos de las ratas fallecieron durante la intervención quirúrgica y fueron evaluadas como un reimplante no viable. La causa del fallecimiento es probable por shock hipovolémico , como está referido previamente⁹⁴. Podemos hablar por tanto para esta muestra y el cirujano que realizó las intervenciones un éxito del 66'6% en la realización del reimplante de la extremidad inferior de la rata. Este resultado se puede extrapolar a otra muestra y otro estudiante microquirúrgico que realice el mismo procedimiento y así conocer de manera más exacta la capacidad microquirúrgica , al entrenar en un modelo que simula un procedimiento clínico completo. Por otra parte, el tiempo medio quirúrgico en la realización de la amputación y reimplante fue de 278'8 minutos (con una desviación estándar de +/- 43 minutos), esto supone un entrenamiento microquirúrgico más largo de lo habitual, en el que se realizan dos anastomosis vasculares, dos neurorrafias, una osteotomía, dos miorrafas y la sutura de piel, por lo que permite hacer un ejercicio de concentración y resistencia a la fatiga más cercano a la realidad clínica.

El colgajo epigástrico libre y el reimplante de extremidad inferior de la rata son modelos experimentales que simulan adecuadamente un colgajo libre y un reimplante digital y en ambos el pedículo vascular donde se realizan las anastomosis es a nivel de

los vasos femorales, lo que hace que sea adecuado su inclusión en el programa de entrenamiento avanzado en microcirugía descrito en el tercer artículo de esta tesis.

●Programa de entrenamiento avanzado en transferencia libre de tejidos

La complejidad de la técnica microquirúrgica hace que su aprendizaje suponga un reto en los programas de residencia en cirugía plástica⁹⁶. Habitualmente los residentes de cirugía plástica en España, al igual que otros países europeos⁹⁷⁻⁹⁹, realizan un curso de 1-2 semanas de iniciación en técnicas básicas en microcirugía experimental en diferentes centros estatales, siguiendo el entrenamiento en su centro hospitalario si está habilitado con una unidad de cirugía experimental. En general, los programas de entrenamiento establecidos se basan en la realización con éxito de una anastomosis vascular introduciendo de manera ocasional en el entrenamiento un modelo de transferencia libre de tejidos.

La realización con éxito de una anastomosis microvascular es uno de los factores determinantes de éxito de una transferencia libre de tejidos, por ello la mayor parte de los programas de entrenamiento establecidos potencian su entrenamiento experimental, no obstante, el fallo de un colgajo libre puede suceder por otros motivos³ como un diseño inadecuado, mala disección del colgajo o técnicas asociadas realizadas de manera incorrecta. En nuestro programa experimental, en cada ejercicio se realizan dos anastomosis vasculares pero también se entrena el diseño y disección del colgajo, así como las técnicas asociadas más frecuentes en un colgajo libre (osteosíntesis, sutura de piel, miorrafias, neurorrafias, injertos cutáneos), esto añade mayor complejidad y duración (170-350 min) al ejercicio microquirúrgico lo que permite un mejor

entrenamiento en la resistencia a la fatiga y aumentar la capacidad de concentración del estudiante.

El programa de entrenamiento descrito en el presente estudio se basa en la utilización de la *extremidad inferior de la rata como fuente de colgajos libres*, de tal manera que el pedículo vascular en todos los colgajos es a nivel de la arteria y vena femoral común, de tal manera que se incluyen en el programa modelos experimentales de transferencia libre de tejidos previamente validados por otros autores y los descritos en detalle en los dos primeros artículos de esta tesis. Al realizarse en todos ellos las anastomosis microvasculares en los vasos femorales, las diferencias encontradas se establecen en la disección y en las técnicas asociadas a cada colgajo.

La extremidad inferior de la rata, al igual que en el ser humano, tiene una arteria principal la arteria femoral común que se divide en la arteria femoral profunda y la arteria femoral superficial unos milímetros tras su origen en debajo del ligamento inguinal. La arteria femoral superficial en la rata se divide en cuatro ramas, de proximal a distal: la arteria muscular para los músculos gracilis anterior y posterior, la arteria epigástrica superficial, la arteria poplítea y la arteria safena.

Para establecer una manera objetiva de avanzar en el entrenamiento hemos creado una función matemática denominada *Dificultad de un Ejercicio Microquirúrgico*, de tal manera que se establezcan diferencias entre los diferentes ejercicios en términos de dificultad y así poder progresar en el entrenamiento.

La dificultad técnica de la microcirugía reconstructiva hace difícil establecer el momento de realizar un procedimiento clínico con un nivel de garantía de éxito razonable, y esto no está establecido. Kenneth C. W. Hui et¹⁰⁰ al se preguntan cuándo un cirujano es competente para realizar un procedimiento microquirúrgico real, en el paciente y proponen un protocolo de entrenamiento basado en la realización de la anastomosis de la vena femoral en la rata e introducen el concepto del seguimiento y la monitorización diferida del procedimiento mediante test de permeabilidad vascular por el estudiante microquirúrgico a las 24-48 horas, para de esta manera conocer su progresión en el entrenamiento. Este programa analiza la capacidad de realización de una anastomosis vascular pero no evalúa la disección del colgajo ni las técnicas asociadas. En nuestro estudio proponemos la realización de cinco ejercicios de transferencia libre de tejidos, determinando la capacidad microquirúrgica del residente mediante la monitorización clínica del colgajo a los 7 días, de esta manera se evalúa la capacidad técnica global, lo que da una idea más exacta de la capacidad técnica microquirúrgica del estudiante. Supone un protocolo más complejo, pero más real, ya que el estudiante valora su progresión en función de la tasa de éxito de un procedimiento microquirúrgico global (disección del colgajo, anastomosis vasculares, técnicas asociadas). Por otro lado, se puede conocer de aproximada la habilidad en la realización de procedimientos asociados como un colgajo cutáneo, fasciocutáneo o un reimplante de dedos.

Un programa de entrenamiento debe presentar un coste razonable, ya que sino no será sostenible a largo plazo. Por tanto, el utilizar animales pequeños es una gran ventaja, ya que el coste global por rata (adquisición y mantenimiento durante 7 días) fue de 20'42 euros, lo cual es considerado como aceptable para la unidad de cirugía experimental de nuestro centro, ya que supone un mejor aprovechamiento del animal al

realizar en el mismo diferentes procedimientos (2 anastomosis vasculares, disección del colgajo, técnicas asociadas).

En nuestra opinión para que un entrenamiento sea eficaz, el estudiante debe estar estimulado en la realización de ejercicios cada vez más difíciles a medida que logra superar cada paso, de tal manera que esto sea un estímulo para progresar. Frecuentemente los programas de entrenamiento son cíclicos repitiendo constantemente los mismos ejercicios, lo cual puede resultar aburrido y frustrante para el aprendiz. Nuestro protocolo de transferencia libre de tejidos es dinámico y abierto a la inclusión de otros modelos de transferencia libre en rata como un colgajo de perforantes¹⁰¹, colgajo osteomiocutáneo de peroné¹⁰² o un alotransplante de tejidos compuestos⁹⁴ con la condición de realización de anastomosis vasculares en los vasos femorales, utilizando la extremidad inferior de la rata como banco de colgajos, para ello hemos construidos una función matemática (*Dificultad de un ejercicio microquirúrgico*) que permite incorporar en las escala estos nuevos modelos .

El paso de un ejercicio a otro en la escala se realiza tras la realización con una tasa de éxito razonable determinada por el tutor de entrenamiento, y proponemos que un 80% de éxito en grupos de 5 ratas sería razonable para pasar al siguiente colgajo en dificultad. Asimismo el tutor del entrenamiento decidirá cuando el estudiante puede incorporarse al programa, con el requisito previo de dominar perfectamente la realización de anastomosis vasculares para evitar el uso innecesario de animales en el entrenamiento, por tanto una vez alcanzado un nivel alto en la tasa de permeabilidad de anastomosis vasculares se podría pasar al protocolo avanzado experimental.

Así quizá sería conveniente potenciar el uso de modelos inanimados como simuladores de anastomosis vasculares en el entrenamiento inicial, potenciando el uso de animales en fases avanzadas de entrenamiento con modelos de transferencia libre de tejidos, para ahorrar el número de animales en el entrenamiento.

Las limitaciones de este estudio son fundamentalmente las siguientes:

1. Todos los procedimientos quirúrgicos han sido realizados por el mismo cirujano (médico residente de cirugía plástica con una experiencia microquirúrgica en cirugía experimental tras realización de dos cursos básicos en microcirugía y un entrenamiento continuo de 5 horas semanales en la unidad de cirugía experimental de nuestro hospital durante dos años) asumiendo que escala de dificultad entre los ejercicios es la misma para cualquier cirujano que realice el programa.
2. Se asume que la evolución posoperatoria de cada colgajo en rata es igual en todos los casos sin tener en cuenta los cambios de posición o compresión del colgajo que podrían influir en su viabilidad.
3. Ausencia de observador externo: la monitorización de cada colgajo fue realizada por la misma persona en todos los casos mediante valoración del aspecto clínico del colgajo conociendo previamente el procedimiento realizado.

●Modelo experimental de entrenamiento de un colgajo de perforantes

A medida que aumentan las aplicaciones de la microcirugía reconstructiva surge la aparición de detalles técnicos diferenciados en los nuevos procedimientos. Estas diferencias técnicas deberían poder ser entrenadas en un laboratorio a través de modelos experimentales.

Dentro de los nuevos procedimientos clínicos en microcirugía reconstructiva se encuentra la cirugía de perforantes.

La diferencia técnica de la cirugía de perforantes con un colgajo libre convencional es la disección intramuscular de la arteria perforante¹⁰³. Una vez localizada la arteria perforante más adecuada, la disección de la misma debe ser de distal a proximal hasta obtener un calibre y una longitud de pedículo adecuados que permita la realización de anastomosis vasculares con seguridad. La manipulación adecuada del pedículo durante esta disección es crítico para un resultado exitoso.

El objetivo del cuarto artículo de esta tesis es desarrollar un modelo experimental que simule en el laboratorio la disección intramuscular de un colgajo de perforantes con el fin de integrarlo en el programa de entrenamiento.

Durante los últimos años han sido publicados diversos modelos experimentales de colgajos de perforantes en rata¹⁰⁴⁻¹⁰⁸. Ozkan et al y Oksar et al describieron el primer modelo experimental de colgajo de perforantes en rata, el colgajo de perforantes posterior del muslo, en sus formas libre y pediculada. Otros modelos experimentales

descritos en rata han sido colgajos de perforantes a nivel del abdomen, como el colgajo de perforantes de pedículo corto.

Todos ellos han sido enfocados a la investigación, no al entrenamiento microquirúrgico, y las principales desventajas de estos modelos como modelos de entrenamiento es que se realizan en un área no habitual de entrenamiento en rata, la rata ha de colocarse en decúbito prono o la longitud del pedículo es muy corta lo que no permite hacer una disección intramuscular larga.

En el cuarto trabajo de esta tesis, describimos un modelo de entrenamiento en un colgajo de perforantes en un área habitual de entrenamiento (el muslo de la rata), con la rata posicionada en decúbito supino y con una larga disección intramuscular (a través del músculo gracilis anterior). En la primera fase del estudio experimental hemos demostrado el diseño teórico del colgajo anteromedial del muslo basado en los vasos perforantes de los músculos gracilis anterior y posterior. Estos vasos son constantes en las 10 ratas utilizadas en el estudio anatómico, y posteriormente en las 15 usadas en la transferencia pediculada. Asimismo hemos demostrado el territorio vascular de la perforante, mediante tinta china y angiografía, correspondiendo a un área aproximada de 3 cms² en la cara anteromedial del muslo. En la segunda fase del trabajo, tras la disección de la perforante y el diseño de un colgajo pediculado transferido al abdomen, este fue viable en las 10 ratas.

El colgajo de perforantes anteromedial del muslo es por tanto un modelo experimental reproducible. Presenta una disección de pedículo en torno a 20 mm, y una monitorización basada en observación clínica, por lo tanto es sencilla y barata.

Por otro lado, el éxito del procedimiento es directamente proporcional a la habilidad técnica en la realización de la disección intramuscular de la perforante, así como el manejo del pedículo, ya que, al ser un colgajo pediculado el fallo del colgajo únicamente se debe a su disección al no realizarse anastomosis microvasculares.

Es además un colgajo realizado a expensas de los vasos para el gracillis que son rama directa de los vasos femorales realizados en decúbito supino y en un área habitual de entrenamiento microquirúrgico en rata.

Permite además el entrenamiento en conceptos más avanzados como el definido por Wei et al¹⁰⁹: “free-style perforator flap”, que consiste en el diseño del colgajo intraoperatoriamente tras localizar la perforante, con lo que se confirma el área de piel que es realmente vascularizada por la arteria perforante.

8. Conclusiones

- *La extremidad inferior de la rata se establece como un área de entrenamiento ideal en microcirugía reconstructiva* fundamentalmente por la gran variedad de colgajos libres que pueden ser disecados, estableciendo como eje de anastomosis microvasculares los vasos femorales.

- *El programa de entrenamiento avanzado en transferencia libre de tejidos* diseñado en el tercer trabajo de esta tesis es una herramienta útil para aumentar la habilidad microquirúrgica ya que:

- se basa en ejercicios más complejos que los programas habituales de entrenamiento microquirúrgico basados únicamente en anastomosis microneurovasculares

- simula globalmente un procedimiento de transferencia libre de tejidos, incluyendo en cada ejercicio, la disección del colgajo , anastomosis vasculares y técnicas asociadas.

- presenta una escala de progresión objetiva basada en la dificultad de cada ejercicio (éxito clínico y duración) que permite evaluar la capacidad microquirúrgica y avanzar de manera objetiva en el entrenamiento.

- presenta una monitorización fácil y barata, mediante inspección clínica y medición de la duración de cada ejercicio, esto permite realizar una evaluación de la capacidad microquirúrgica más adecuada del estudiante microquirúrgico, ya que se trata de evaluar el éxito global de un procedimiento y no únicamente de un tiempo quirúrgico.

-es un programa dinámico y abierto a la inclusión de nuevos modelos experimentales de colgajos, que han de estar pediculados en los vasos femorales.

●***El colgajo de perforantes anteromedial del muslo en rata*** es un modelo adecuado para su utilización como modelo de aprendizaje de la disección intramuscular de un colgajo de perforantes ya que:

-es un colgajo reproducible con una anatomía vascular constante basada en una perforante musculocutánea de los músculos gracilis anterior y posterior.

-se localiza en un área habitual de entrenamiento en rata, la extremidad inferior.

-presenta una disección intramuscular muy parecida a la real, atravesando dos músculos(gracilis anterior y posterior) y con una longitud de alrededor de 20 mm

-tiene una monitorización fácil y barata mediante inspección clínica

-el éxito del procedimiento es directamente relacionado con la disección intramuscular del pedículo ya que es un colgajo pediculado, no presentando interferencias con la realización de una anastomosis microvasculares, lo que facilita la evaluación de la capacidad en la realización de un colgajo de perforantes.

-permite entrenar en conceptos técnicos más avanzados en la cirugía de perforantes como colgajo de perforantes a estilo libre.

9. Referencias Bibliograficas

1. Darzi A, Mackay S. Assessment of surgical competence. *Quality in Health Care* 2001;10 (Suppl II): ii64-ii69
2. Darzi A, Smith S, Taffinder N. Assessing operative skill: needs to become more objective. *BMJ* 1999;318:887-888
3. Roger K. Khouri: Avoiding Free Flap Failure. *Clinics in Plastic Surgery* 1992; 19(4):773-781.
4. Roger K. Khouri: Free flap surgery, the second decade. *Clinics in Plastic Surgery* 1992;19(4):757-761.
5. Macintyre IMC, Munro A. Simulation in surgical training: trainee surgeons need to acquire skills outside the operating theatre. *British Medical Journal* 1990; 300: 1088-89.
6. Strauch B, Yu HL. Atlas of microvascular surgery: Anatomy and Operative Approaches-2nd Ed. New York: Thieme Medical Publishers; 2006:11-12
7. Sanders WE. Principles of microvascular surgery. In: Green DP, ed. *Operative Hand Surgery*. New York: Churchill-Livingston; 1993:1093-1083
8. Armstrong MB, Masri N, Venugopal R. Reconstructive Microsurgery: Reviewing the past, Anticipating the future. *Clinics in Plastic Surgery* 2001; 28(4):671-686
9. Carrel A: La technique des anastomoses vasculaires et la transplantation des visceres. *Lyon Med* 1902;98:859-864.
10. McLean J.: The thromboplastic action of cephaline. *American Journal of Physiology* 1916;41:250-257.
11. Urschel HC, Roth EJ: Small arterial anastomosis II. *Ann Surg* 1961; 153:611-616
12. Jacobson JH, Suarez EL: Microsurgery in anastomosis of small vessels. *Surg Forum* 1960;11:243-245.

13. Kalderon AE: The evaluation of microscope design from its invention to the present day. *Am J Surg Path* 1983; 7:95-102
14. Shanelec DA: Optical principles of loupes. *J Calif Dent Assoc* 1992;20:25-32
15. Nylen CO: The microscope in aural surgery, its first use and later development. *Acta Otolaryngol Supple* 1954;116: 226-240.
16. Kriss TC, Kriss VM: History of the operative microscope: from magnifying glass to microneurosurgery. *Neurosurgery* 1998; 42:899-907
17. Buncke HJ. Microsurgery retrospective. *Clinics Plastic Surgery* 1986;13:315-318
18. Ackland RA: New needle for microvascular surgery. *Surgery* 1972; 71:130-133.
19. Taylor GI. The blood supply of the skin. In: Grabb and Smith's Plastic Surgery 6th ed. Philadelphia: Lippincott, Williams & Wilkins; 2007:33-41
20. Manhot C. The cutaneous arteries of the human body. New York: Springer-Verlag, 1983
21. Spateholz W. Die verteilung der blutgefasse in der haut. *Arch Anat* 1983
22. Samon M. Arteries of the skin. In: Taylor GI, Tempest M, eds. London: Churchill Livingstone; 1988
23. Taylor GI, Palmer JH. The vascular territories (angiosomes) of the body: experimental study and clinical applications. *Brit J Plast Surg* 1987; 40:113
24. Wei FC, Celik N. Perforator flap entity. *Clin Plast Surg* 2003; 30:325-329
25. Kaplan EN, Buncke HJ, Murray DE. Distant transfer of cutaneous island flap in human by microvascular anastomosis. *Plast Reconstr Surg* 1973; 52:301-308
26. Daniel RK, Taylor IG. Distal transfer of an island flap by microvascular anastomosis. *Plast Reconstr Surg* 1972; 111-117:1973
27. O'Brien B, Shanmugan M. experimental transfer of composite flap with microvascular anastomosis. *Aust NZ J Surg* 1973; 43:285-288

28. Song RS, Gao Y, Song Y, et al. The forearm flap. *Clin Plast Surg* 1982;9:21-28
29. Ackland RA. Free iliac flap. A lateral modification of the groin flap. *Plast Reconstr Surg*. 1979; 64:30-36
30. Katsoros J, Schusterman M, Beppu M, et al. The lateral upper arm flap: anatomy and clinical application. *Ann Plast Surg* 1982; 12:489-500
31. Gilbert A, Teot L. The free scapular flap. *Plast Reconstr Surg* 1972;69:601-604
32. Harii J. Microvascular tissue transfer. Fundamental techniques and clinical applications. Tokyo, Igaku Shoin, 1983
33. Koshima I, Soeda S. Inferior epigastric artery skin flaps without rectus abdominis muscle. *Brit J Plast Surg*, 1989; 42(6):645-8
34. Tamai S, Kamatsu S, Sakamoto H, et al. Free muscle transplant in dogs with microsurgical neurovascular anastomosis. *Plast Reconstr Surg*. 1970; 46:219-225.
35. Baudet J, Cuimberteau IC, Nascimento E. Successful clinical transfer of 2 thoracodorsal axillary flaps. *Plast Reconstr Surg* 1976 ; 58 :680-687.
36. Harii K, Ohmori K, sekiguchi J. The free musculocutaneous flap. *Plast Reconstr Surg* 1976; 57:294-303
37. Hill HL, Nahai F, Vasconez LO. The tensor fascia lata myocutaneous free flap. *Plast Reconstr Surg* 1978; 61:517
38. Manktelow RT, Zucker RM, McKee NH. Functioning free muscle transplantation. *J Hand Surg* 1984 9A: 32
39. Mckee D. Microvascular bone transplantation. *Clin Plast Surg* 1978 5:283
40. Taylor GI, Miller GDH, ham FS. The free vascularized bone graft. *Plast Reconstr Surg* 1975; 55:533-544
41. Taylor GI, Townsend P, Corlette RE. Superiority of the deep circumflex iliac vessels as the supply of the groin flap. *Plast Reconstr Surg* 1979; 64:745

42. Seidenberg B, Rosenak SS, Hurwitt ES, et al. Immediate reconstruction of the cervical esophagus by a revascularized isolated segment of jejunal segment. *Surgery* 1959; 149:162
43. Hiebert CA, Cummings GO. Successful replacement of the cervical esophagus by transplantation of a free graft of gastric antrum. *Ann Surg* 1961; 154:103-106
44. Peters CR, McKee DM, Berry EB. Pharyngoesophageal reconstruction with revascularized jejunal transplants. *Am J Surg* 1971;121:675-683
45. McLean DH, Buncke HJ. Autotransplant of omentum to a large scalp defect with microsurgical revascularization. *Plast Reconstr Surg* 1972; 49:268-274
46. Kleinert HE, Kasdan ML. Anastomosis of digital vessels. *J Ky Med Assoc* 1965; 63: 106-108.
47. Chen C. Further experience in the restoration of amputated limbs. *Clin Med J* 1965; 84:255
48. Malt RA, McKhann CF: Replantation of severed arms. *JAMA* 1964; 189: 114-120.
49. Komatsu S, Tamai S. Successful replantation of a completely cut off thumb. *Plast Reconstr Surg* 1968;42:375-377
50. Cobbett JR. Free digital transfer. *J Bone Joint Surgery* 1969; 51B:677-679
51. Cohen BE, May JM, Daly JS, et al: Successful clinical replantation of an amputated penis by microvascular repair. *Plastic Reconstructive Surg* 1977;59: 276-280.
52. Miller GD, Austee EJ, Snell JA: Successful replacement of avulsed scalp by microvascular technique. *Plastic Reconstructive Surg* 1976; 58:133-136.
53. Norman JJ: Survival of a large replanted segment of upper lip and nose. *Plastic Reconstructive Surgery* 1976;58: 623-625.
54. Mathes SJ, Buchanan R, Weeks PM. Microvascular joint transplantation with epiphyseal growth. *J Hand Surg* 1980;5:586-589

55. Pennington DG, Lai MF, Pelly AD: Successful replantation of an avulsed ear. *Plastic Reconstructive Surgery* 1980;65: 821-823.
56. Hoffman GO, Kirschner MH, Wagner FD. Allogenic vascularized transplantation of human femoral diaphyses and total knee joints-first clinical experiences. *Transplant Proc* 1998; 30:2754-2761
57. Dubernard JM, Owens E, Lefrancois N, et al. First human hand transplantation: Case report. *Transpl Int* 2000; 13(suppl 1): S521-S524.
58. Selvaggi G, Levi DM, Kato T, et al. Expanded use of transplantation techniques: Abdominal wall transplantation and intestinal autotransplantation. *Transplant Proc* 2004;36:1561-1563
59. Devauchelle B, Badet L, Lengele B. First human face allograft: early report. *Lancet* 2006;368:203-209
60. Allen RJ, Treece P. Deep inferior epigastric perforator flap for breast reconstruction. *Ann Plast Surg* 1994;3:32-8
61. Chan WY, Matteucci P, Southern SJ. Validation of microsurgical models in microsurgery training and competence: a review. *Microsurgery* 2007; 27:494-499
62. Scholz M, Mücke T, Hölzle F, et al. A Program of microsurgical training for young medical students: are younger students better? *Microsurgery* 2006; 26:450-455
63. Furka I, Brath E, Nemeth N, Miko I. Learning microsurgical suturing and knotting techniques: Comparative data. *Microsurgery*. 2006; 26:4-7
64. Demirseren ME, Yasuyoshi T, Hosaka Y. Microsurgical training with surgical gauze: the first step. *J Reconstr Microsurg* 2003;19:385-386
65. Peled IJ, Kaplan HY, Wexler MR. Microsilicone anastomosis. *Ann Plast Surg*. 1983; 10:331-332

66. Yenidunya MO, Tsukagoshi T, Hosaka Y. Microsurgical training with beads. *J Reconstr Microsurg*. 1998; 14:197-198
67. Guler MM, Rao GS. Canniesburn “ever-ready” model to practise microsurgery. *Br J Plast Surg* 1990;43:381-382
68. Kaufman T, Hurwitz DJ, Ballantyne DL. The foliage leaf in microvascular surgery. *Microsurgery* 1984;5:57-58
69. Lahiri A, Lim AYT, Zhou QF, Lim BH. Microsurgical skills training: A new concept for simulation of vessel-wall suturing. *Microsurgery* 2005;25:21-24
70. Fanua SP, Kim J, Shaw EF. Alternative model for teaching microsurgery. *Microsurgery* 2001;21:379-382
71. Weber D, Moser N, Rösslein R. A synthetic model for microsurgical training : a surgical contribution to reduce the number of animal experiments. *Eur J Pediatr Surg* 1997; 7:204-206
72. Remie R. The PVC-Rat and other alternatives in microsurgical training. *Lab Animals* 2001;30:45-52
73. Southern SJ, Ramakrishnan V, Dexter. A device for the assessment of microsurgical instrumentation and instruction of trainees. *Microsurgery* 1998;18:430-431
74. Senturk S, Tosun Z, Ozkan A. Microsurgical training model for nerve repair. *J Reconstr Microsurg* 2006;21:491-492
75. McGregor JC. The use of the placenta for microsurgical vascular practice. *J R Coll Surg Edin* 1980; 25:233
76. Senior MA, Southern SJ, Majumder S. Microvascular simulator-a device for micro-anastomosis training. *Ann R Coll Surg Engl* 2001; 83:1-3
77. Majumder S, Southern SJ, Stoker J. The microvascular simulator. *Br J Plast Surg* 1999;52:242-243

78. Graham WP, Mackay DR, Govinan PJ, Ketch LL. Communication and education for the plastic surgeon after Y2K. *Can J Plast Surg* 2000; 8:13-14
79. Grober ED, Hamstra SJ, Reznick RJ et al. Validation of novel and objective measures of microsurgical skill: hand-motion analysis and stereoscopic visual acuity. *Microsurgery* 2003;23:317-322
80. Buncke HJ. Microsurgical research-a personal experience. *Microsurgery* 1995; 16:186-190
81. Zhang F, Sones WD, Lineaweaver WC. Microsurgical flap models in the rat. *J Reconstr Microsurg* 2001;17:211-221
82. Di Cataldo A, La Greca G, Rodolico M, Candidiano C, and Li DG, Puleo S: Experimentals models in microsurgery. *Microsurgery* 1998; 18: 454-459.
83. Strauch B, Murray DE. Transfer of composite graft with immediate suture anastomosis of its vascular pedicle measuring less than 1mm in external diameter using microsurgical technique. *Plast Reconstr Surg* 1967;40(4):325-329
84. Ruby LK, Greene M, Risiano G, et al. Experience with epigastric free flap transfers in the rat: Technique and results. *Microsurgery* 1984; 5:102
85. Petry JJ, Wortham KA. The anatomy of the epigastric flap in the experimental rat. *Plast Reconstr Surg* 1984; 74:410.
86. Ciria G, Piqueras JM, Bengoechea M, Mayo A, Vaquero C. El colgajo epigástrico bilateral en rata: validez de un colgajo cutáneo axial bipediculado como modelo experimental. *Revista Española de Investigaciones Quirúrgicas*. 2000;3(2):134-139.
87. Galip A, Siemionow M. Combined semimembranosus muscle and epigastric skin flap: A new model of a composite-free flap in the rat. *Ann Plast Surg*. 2005;55(3):310-315.

88. Hirigoyen MB, Rhee JS, Weisz DJ, Zhang WX, Urken ML, Weinberg H. Reappraisal of the inferior epigastric flap: a new neurovascular flap model in the rat. *Plast Reconstr Surg* 1996;8(4):700-705
89. Eppley BL, Elluru R, Brock CA, Coleman JJ3rd. The epigastric fat transfer: an alternative free flap model in the rat. *Ann Plast Surg* 1992; 29:293-296.
90. Buncke HJ, Schulz WP:Experimental digital amputation and replantation.*Plast Reconstr Surg* 1965; 36:62-70
91. Chiu D, Chen L, Wei Chen Z. Rat ear reattachment as an animal model.*Plast Reconstr Surg* 1990; 85(5):782-788
92. Dean D. Ad-el, Alice Harper BA, Lloyd A. Hoffman: Digital Replantation teaching model in rats. *Microsurgery* 2000; 20:42-44
93. Doi K. Homotransplantation of limbs in rats. *Plast Reconst Surg* 1979; 64:613
94. Feng Zhang, De Yuean Shi, Zol Kryger, Wong Moon, William C. Lineaweaver, Buncke HJ: Development of a mouse limb transplantation model. *Microsurgery* 1999;19:209-213
95. Zhang F, Chin B, Pei-Ran Ho, Aparecida ce Costa M, Lineaweaver W, Buncke H. Rat Tail Replantation as a training model for microvascular procedures of digit replantation. *Microsurgery* 1998; 18:365-367
96. Goossens DP, Gruel SM, Rao VK: A survey of microsurgery training in the United States. *Microsurgery* 1987; 11:2-4
97. Ingo Klein, Ulrich Steger, Wolfgang Timmermann, Arnulf Thiede, Heinz-Jochen Gassel. Microsurgical training course for clinicians and scientists at a German University Hospital: a 10-year experience. *Microsurgery* 2003; 13:461-465.
98. Di Cataldo A, Puleo S, Rodolico G. Three microsurgical courses in Catania. *Microsurgery* 1998;18:449-453.

99. Miko I, Brath E, Furka I. Basic teaching in microsurgery. *Microsurgery* 2001;21:121-123.
100. Kenneth C.W. Hui, Feng Zhang, William W. Shaw, Zol Kryger, Nelson S. Piccolo, Alice Harper, William C. Lineaweaver. Learning Curve of microvascular venous anastomosis: a never ending struggle?. *Microsurgery* 2000; 20:22-24.
101. Ömer Ozkan, O. Koray Coskunfirat, H. Ege Ozgentas. A new experimental flap model : free muscle perforator flap. *Ann Plast Surg* 2003;51(5):603-606.
102. Chen SG, Xu XZ, Zhang F, Hui K, Lineaweaver WC, Buncke HJ. Free vascularized fibular bone flap in the rat. *Microsurgery* 2000;. 20:1-5.
103. Blondeel PN, Morris SF, Hallock GG, Neligan P. Perforator flaps. Anatomy, Technique & Clinical Applications. 1st ed. St Louis, Missouri. Quality Medical Publishing;2006 Vol 2:1042
104. Ozkan O, Coskunfirat OK, Ozgentas HE. A new experimental flap model: free muscle perforator flap. *Ann Plast Surg*. 2003; 51(6):603-6
105. Oksar HS, Coskunfirat OK, Ozgentas HE. Perforator-based flap in rats: a new experimental model. *Plast Reconstr Surg*. 2001;108(1):125-31
106. Coskunfirat OK, Islamoglu K, Ozgentas HE. Posterior thigh perforator-based flap: a new experimental model in rats. *Ann Plast Surg*. 2002;48(3):286-91
107. Özkan O., Koshima I, Gonda K. A supermicrosurgical flap model in the rat: a free true abdominal perforator flap with a short pedicle. *Plast Reconst Surg*. 2006;117(2):479-485
108. Hallock GG, Rice DC. Cranial epigastric perforator flap: a rat model of a true perforator flap. *Ann Plast Surg*. 2003;50(4):393-7.
109. Wei FC, Mardini S. Free-Style free flaps. *Plast Reconstr Surg*. 2004; 114(4):910-916