

Regeneración en defectos óseos creados en ratas al usar injerto de hueso liofilizado con y sin terapia láser de baja intensidad (LLLT)

Bone regeneration in osseous defects created in rats using lyophilized bone graft with and without low level laser treatment

Resumen

Objetivo: Evaluar el efecto de la terapia con láser en la regeneración ósea al usar injerto de hueso liofilizado con y sin terapia láser AsGaAl de baja potencia en la regeneración luego del uso de injertos de hueso. **Materiales y métodos:** En 30 ratas Wistar se utilizó osteotomía en la cresta tibial para crear defectos que luego fueron rellenados con hueso liofilizado en polvo (OSTIUM® Grupo Biotar, Córdoba, Argentina). En un grupo de 15, se aplicó 2 minutos diariamente durante 21 días, radiación láser con longitud de onda de 835 nm (DMC - AsGaAl - modelo WL - Whitening laser- II unit 2910, EE.UU.) generando una energía de 3.5 J - fluencia de 90 J/cm² a una distancia de 2 mm. Las restantes quince ratas fueron utilizadas como control.

Cinco ratas de cada grupo se sacrificaron a los 7, 14 y 21 días luego del tratamiento. Una vez fijadas las tibias en formol, se libraron de tejidos blandos, se descalcificaron en EDTA, se incluyeron en parafina y se hicieron cortes histológicos que se tiñeron con hematoxilina-eosina. Con un software analizador de imágenes Image Pro Plus se midió por triplicado los porcentajes de hueso trabecular neoformado, hueso liofilizado y área medular.

Resultados: A los 7 días los porcentajes (media ± desviación estándar) fueron, respectivamente, en el grupo control y el tratado con láser: hueso trabecular 30,0 ± 1,7 y 38,6 ± 2,9 (p<0,05); área medular 31,0 ± 2,7 y 34,4 ± 3,9, (p<0,05) y hueso liofilizado 39,0 ± 1,7 y 28,2 ± 3,6 (p<0,01). No se encontraron diferencias significativas (p>0,05) entre los grupos a los 14 y 21 días de tratamiento.

Conclusión: Los hallazgos sugieren que, en ratas, la aplicación de láser AsGaAl aumenta la velocidad de reabsorción del relleno de hueso liofilizado en defectos óseos rellenos y facilita su reemplazo por nuevo hueso reticular. El efecto no manifiesta después de 14 y 21 días de tratamiento.

PALABRAS CLAVE: láser, LLLT, cicatrización ósea, aloinjerto.

Summary

Objective: To evaluate the effect of laser therapy on bone regeneration using freeze-dried bone graft with and without laser therapy at low power AsGaAl regeneration after use of lyophilized bone grafts. **Material and Methods:** In 30 Wistar rats were used osteotomy to create defects in the tibial crest which then were filled with lyophilized bone powder (OSTIUM® Group Biotar, Córdoba, Argentina). In a group of 15 was applied 2 minutes daily for 21 days, laser radiation with a wavelength of 835 nm (DMC - AsGaAl - WL - laser-II Whitening unit 2910, USA) generating an energy of 3.5 J- fluence of 90 J/cm² at a distance of 2 mm. The remaining fifteen rats were used as control.

Five rats from each group were sacrificed at 7, 14 and 21 days after treatment. Once fixed in formalin, the tibias were recovered free of soft tissues. Were decalcified in EDTA, embedded in paraffin and histological sections were stained with hematoxylin-eosin. With an image analyzer software Image Pro Plus, was measured by triplicate: the percentage of newly formed trabecular bone, the percentage of freeze-dried bone and the percentage of core area.

Results: After 7 days the percentages (mean ± standard deviation) were, respectively, in the control group and the laser-treated: 30.0 ± 1.7 trabecular bone y 38.6 ± 2.9 (p <0.05), medullary area 31.0 ± 2.7 and 34.4 ± 3.9, (p <0.05) and freeze-dried bone 39.0 ± 1.7 y 28.2 ± 3.6, (p <0.01). There were no significant differences (p > 0.05) between groups at 14 and 21 days of treatment.

Conclusion: The findings suggest that laser application AsGaAl increases the speed of freeze-dried bone resorption and facilitates their replacement by new woven bone in bone defects filled with freeze-dried bone in rats at 7 days. Laser therapy has no effect or beneficial or detrimental to the 14 and 21 days of treatment.

KEY WORDS: low-level laser, laser, bone regeneration, bone repair, bone grafts.

PIANETTI,
MARÍA LUCILA*

FLORES,
MARÍA ELENA*

GRANA,
DANIEL**

KOKUBU,
GABRIEL***

* Especialista en Prótesis fija,
removible e implantoasistida.

** Profesor Adjunto,
Cátedra de Anatomía
Patológica I.

*** Profesor Asociado,
Cátedra de Anatomía
Patológica I.

Escuela de Odontología
USALIAOA, Argentina.

Introducción

Los primeros indicios del empleo de injertos óseos para la reconstrucción de defectos datan de 1668, cuando Van Meekren trasplantó hueso heterólogo de un perro al hombre para restaurar un defecto en el cráneo.¹

Muchas investigaciones siguieron a la de Van Meekren y con los resultados obtenidos de ellas se realizó la clasificación actual de injertos de acuerdo con el origen y estructura de éstos.²⁻⁵

Los injertos han sido clasificados en:

Fecha de recepción:
Marzo 2008

Fecha de aceptación y versión final:
Septiembre 2009

- **Autoinjerto:** injerto transferido de un lugar a otro en el mismo paciente.
- **Alloinjerto:** injerto de un individuo de la misma especie pero genéticamente distinto.
- **Xenoinjerto:** injerto tomado de un individuo de distinta especie.
- **Isoinjerto:** se componen de tejido tomado de un individuo relacionado genéticamente con el receptor.

Los injertos actúan por alguno de estos tres mecanismos básicos:

- Osteogénesis
- Osteoconducción
- Osteoinducción

La *osteogénesis* es la formación y desarrollo de hueso. Un injerto con propiedades osteogénicas deriva de, o está compuesto por un tejido que participa en el crecimiento o la reparación de hueso, vale decir que posee osteoblastos viables.²⁻⁶

La *osteoinducción* es el acto o proceso de estimular la osteogénesis, es decir la diferenciación de células mesenquimáticas hacia osteoblastos. Es posible utilizar a los injertos osteoinductivos para mejorar la regeneración ósea y el hueso puede incluso crecer o extenderse hacia un área en la cual normalmente no se encuentra.²⁻⁶ En este proceso resulta fundamental la participación de proteínas morfogenéticas óseas (BMP) provenientes, principalmente, del hueso cortical.

La *osteoconducción* provee una matriz física o estructura apta para la deposición de un nuevo hueso; mediante este mecanismo, los injertos osteoconducentes permiten la aposición ósea, a partir de hueso ya existente, sin embargo, no tienen capacidad de producir formación ósea cuando son ubicados dentro de tejido blando.²⁻⁵ Para producir el crecimiento óseo a lo largo de la superficie, un injerto osteoconducente requiere de la presencia de hueso ya existente, o de células mesenquimáticas que se diferencien en osteoblastos. Todos los materiales de injertos óseos poseen al menos uno de estos tres modos de acción.²⁻⁶

Se han realizado varios estudios y trabajos de investigación sobre los distintos injertos, sus características y sus mecanismos básicos de acción en la regeneración ósea. Este trabajo se referirá específicamente a los xenoinjertos.

Los xenoinjertos se componen de tejido tomado de un individuo de distinta especie, no relacionado genéticamente con el receptor.^{1,2} Al ser aplicado en ratas, el hueso humano (OSTIUM®-Grupo Biotar, Argentina) es un xenoinjerto.

Dentro de la amplia gama de xenoinjertos se utilizó para esta investigación el injerto de hueso liofilizado de granulometría 1cc (OSTIUM®-Grupo Biotar, Argentina). Este material es tejido óseo humano de donante vivo o cadavérico proveniente de un Banco de Hueso habilitado.⁷ El procedi-

miento de obtención consta de la eliminación de tejido blando y cartílago, trozado, lavado con agua purificada, solución salina y etanol para la eliminación de proteínas solubles y grasas. Continúa la liofilización o secado en frío de las partículas de hueso esponjoso que luego son tamizadas y seleccionadas. Posteriormente, se envasan en frascos ampolla tipo vial, se taponan al vacío, se precintan, rotulan y empaquetan en bolsa de plástico transparente. Este material se esteriliza por radiación gamma, usando una dosis mínima de 25kGy y luego es envasado definitivamente.²

Este injerto se usó para rellenar defectos óseos creados en ratas, ya que este animal es de fácil manipulación y mantenimiento y es un modelo económico.

Se deben distinguir dos grandes grupos de láseres: los de alta potencia o quirúrgicos y los de baja potencia o terapéuticos (low-level laser therapy o LLLT).⁸⁻¹⁰ En este estudio se emplearon los segundos, que carecen de efecto térmico, su potencia es menor, su superficie de acción es mayor, operan en el espectro visible y el infrarrojo, su longitud de onda es entre 600 y 900 nm, la energía que usan se indica en joules y la densidad de energía en Joules/cm (J/cm²). La terapia con ellos se denomina de bioestimulación o biomodulación.^{8,11}

Revisando la bibliografía, hemos encontrado trabajos de investigación de láser de baja potencia de AsGaAl, sobre tejidos blandos, pero ésta es escasa sobre su efecto en tejidos duros. No encontramos comunicaciones sobre su acción sobre injertos, específicamente hueso liofilizado humano. Por este motivo el objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de la terapia láser de baja potencia sobre defectos óseos en cresta tibial rellenos con hueso liofilizado en ratas.

Materiales y métodos

Se utilizaron 30 ratas Wistar de 250 gramos de peso, que fueron alojadas en jaulas de acero inoxidable, en un ambiente de temperatura controlada (21 ± 5°C) y un ciclo de luz-oscuridad de 12 hs. Las ratas se alimentaron con dieta balanceada comercial (Cooperación, Argentina) y agua potable *ad libitum*.

Se dispusieron en 2 grupos:

- a) Formado por 15 ratas a las que se les realizó un defecto óseo en ambas patas posteriores. En la izquierda el defecto se rellenó con hueso liofilizado en polvo de 1cc de granulometría (OSTIUM, Grupo Biotar). Este grupo no recibió terapia láser.
- b) Formado por 15 ratas a las que se le realizó un defecto óseo en el miembro posterior izquierdo con la aplicación de hueso liofilizado en polvo (OSTIUM) y terapia con aparatología láser de baja potencia (LLLT).

Procedimiento

Los animales se anestesiaron con una mezcla de clorhidrato de ketamina (14 mg/kg) y acepromacina (10 mg/kg) vía intraperitoneal. Se realizó la tricotomía y desinfección de la zona con povidona yodada.

Luego se realizó una incisión sobre la cresta tibial, con hoja de bisturí número 15. Se efectuó la división roma de los tejidos hasta decolar el periostio y exponer el hueso tibial.

Con fresa número 8 de carburo tungsteno se realizaron los defectos óseos tanto al grupo A como al B, con abundante irrigación con solución fisiológica y empleando micromotor (High Tecno endo. NSK 1:1 Intramatic 20 ES a 5000 RPM), posteriormente se rellenaron aquellos defectos realizados en pata izquierda de ratas del grupo A y B (Fig. 1).

Luego se realizó la sutura de la zona con puntos simples con seda 3 ceros (Surgicon).

Al grupo B se le realizó tratamiento con láser de AsGaAl de baja potencia (Láser DMC modelo III, modelo WL II unit 2910, USA) programado en bioestimulación ósea durante 120 segundos a 835 nm, a una distancia de 2 mm sobre la herida lo más perpendicular posible, puntal y con tipo emisión continua e irradiación transcutánea, con una energía de 3.5 J a una fluencia de 90 J/cm², durante 21 días seguidos. El operador estaba protegido con gafas oscuras ya que el único riesgo físico en esta terapia es el daño ocular.^{8,11}

Los animales se sacrificaron en grupos de 5 a los 7, 14 y 21 días de la cirugía con una sobredosis de anestesia. (Un tercio de cada grupo se sacrificó a los 7, 14 y 21 días luego de la cirugía).

Una vez sacrificadas, se separaron los miembros posteriores y se sumergieron para su fijación en formol taponado al 10% como mínimo durante 24 horas. Luego, se eliminaron los tejidos blandos.

Las tibias se descalcificaron en EDTA y luego se incluyeron en parafina para realizar cortes histológicos que se tiñeron con hematoxilina-eosina.

Una vez obtenidos, los cortes se fotografiaron con una cámara digital Canon A625 conectada a un microscopio óptico Lancet para poder realizar las mediciones correspondientes con el programa de análisis de imágenes Image Pro plus ver 4.5 for Windows. Se midió hueso trabecular, medular y hueso liofilizado.

Las mediciones se realizaron por triplicado y los datos obtenidos se promediaron para cada caso y ese fue el dato utilizado para el análisis estadístico.

Para el mismo se empleó el paquete estadístico Graphpad InStat ver.3.01. Se consideró significativo un valor de p<0.05 y los datos se expresaron como media ± desvío estándar.

Para analizar los datos de los días 7 y 14 se utilizó un análisis de varianza (ANOVA) unidireccional, la prueba de comparaciones múltiples de Tukey-Kramer. Para corroborar que los grupos provenían de poblaciones con DS similares se usó la prueba de Barlett y para asegurarse de que las poblaciones seguían una distribución gaussiana se utilizó el método de Kolmogorov y Smirnov.

En el caso de los datos de 21 días, por encontrarse cantidades mínimas de hueso liofilizado humano en los cortes, sólo se evaluó el porcentaje de hueso trabecular y el porcentaje de la porción medular del espécimen, por lo que se usó la prueba de t para datos no apareados para analizar los datos.

Resultados

Análisis cualitativo

Microscópicamente se observó:

- *Preparado de control derecho 7 días:* Se observa el área de fresado, con tejido óseo reticular cuyas trabéculas se encuentran desordenadas siguiendo la orientación de las fibras colágenas formando un entramado. Al compararlo con el hueso laminar que se encuentra en las cercanías de área de fresado, éste está totalmente ordenado en su disposición trabecular. Mientras que el hueso reticular presenta mayor número de componentes celulares (Fig. 2).



Fig. 1: Ostium con solución fisiológica.

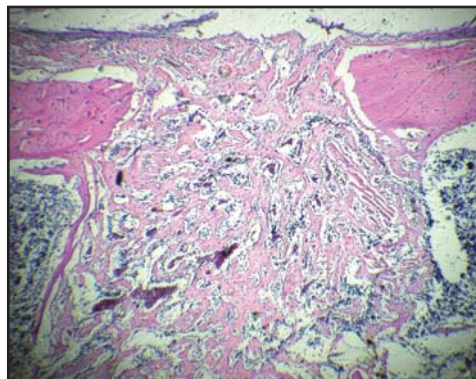


Fig. 2: Control 7 días (100X).

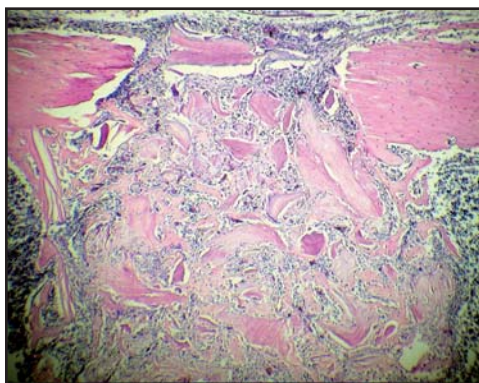


Fig. 3: Preparado control izquierdo 7 días (100X).

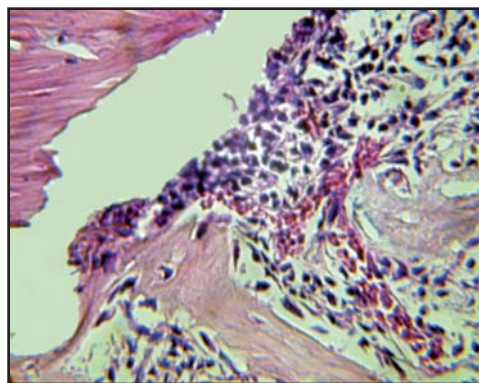


Fig. 4: Preparado control izquierdo 7 días (200X).

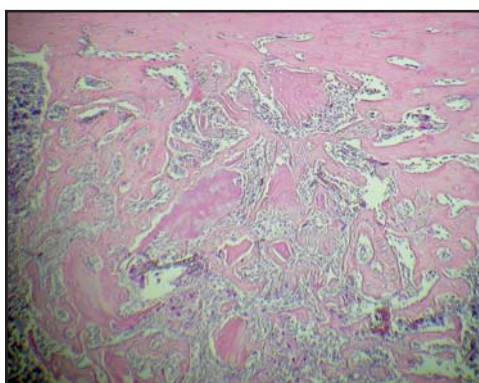


Fig. 5: Preparado láser izquierdo 7 días (100X).

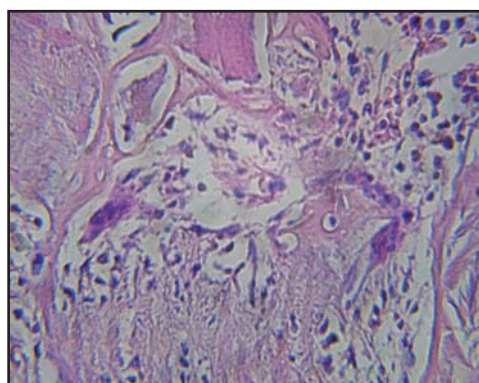


Fig. 6: Preparado láser izquierdo 7 días (200X).

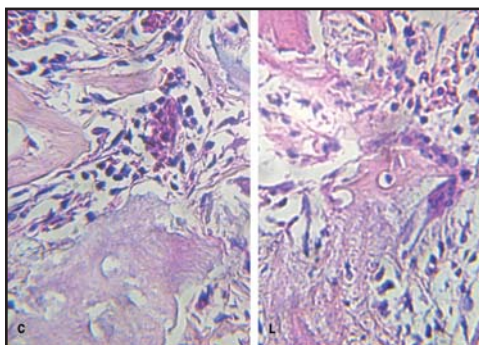


Fig. 7: Control y láser 7 días con 200X de aumento.

- **Preparado de control izquierdo 7 días (con hueso liofilizado sin aplicación de láser):** Si comparamos este preparado con el anterior se observa que hay menos hueso de tipo reticular y que el hueso liofilizado le sirve de “andamio” a éste. En este preparado como en el anterior se observa mayor número de componentes celulares (osteocitos, células gigantes) que intervendrán en el futuro remodelado óseo. No se observa infiltrado inflamatorio (Figs. 3 y 4).
- **Preparado láser izquierdo 7 días (Con hueso liofilizado y aplicación de terapia láser):** Se observa una respuesta perióstica importante, con mayor número de células gigantes, los osteoblastos son más grandes y poseen mayor actividad. El hueso liofilizado se encuentra en menor cantidad y el hueso reticular es más numeroso con trabéculas más gruesas (Figs. 5, 6, 7 y 8).

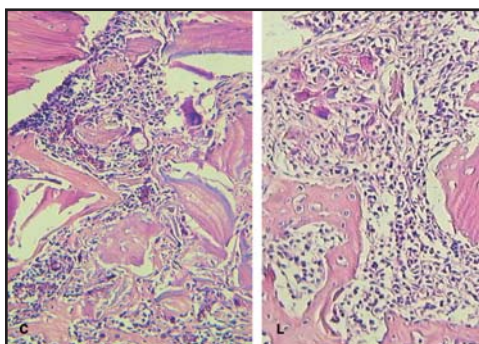


Fig. 8: Control y láser 7 días con 50X de aumento.

Análisis cuantitativo: Los valores de las mediciones realizadas, expresados como porcentajes para cada grupo fueron los siguientes (Fig. 9, Cuadro I):

Se comparó la regeneración ósea en los distintos grupos, las características de regeneración y el efecto que el láser produjo sobre la re-

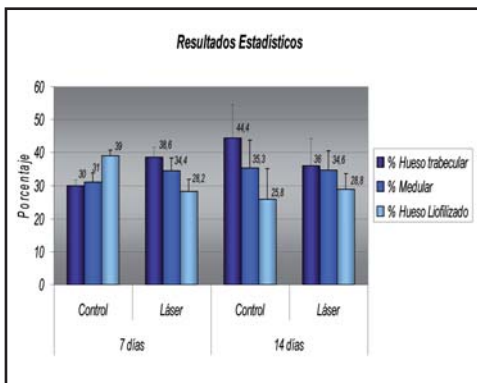


Fig. 9: Resultados.

generación ósea con injerto de hueso liofilizado, y se observaron diferencias significativas en el hueso liofilizado entre los grupos control y láser a los 7 días ($p < 0,01$).

A los 21 días no se encontraron diferencias significativas en el porcentaje de hueso trabecular entre los grupos: $59,5 \pm 14,6\%$ en el control y $57,6 \pm 14,8\%$ en el grupo láser.

Discusión y conclusión:

Si bien el uso de LLLT en odontología no es nuevo y data desde hace 10 años en Japón y Europa,^{8,10,12-15} existen pocos estudios sobre su eficacia en tejidos duros y hemos encontrado solo uno sobre injertos, pero no específicamente sobre injerto de hueso liofilizado.

Los láseres de baja potencia más usados son clase III o IIIb:^{8,10,13,14,16}

- HeNe de longitud de onda 633 nm
- GaAlAs de longitud de onda entre 705-905 nm

Éstos emiten energía luminosa con una longitud de onda, son de luz monocromática y coherente,^{10,12,13} y cumplen con todos los principios básicos de la óptica:

- Transmisión
- Reflexión
- Refracción
- Absorción

La energía de absorción es la que produce los efectos y estos fenómenos dependen de la longitud de onda y características ópticas del tejido irradiado.^{17,18}

Varios estudios demuestran los resultados de estos láseres sobre tejidos blandos, regeneración nerviosa, aumento de nuevos capilares, estimulación de síntesis de ADN y ARN, aumento de la síntesis de ATP, estimulación de la transformación de fibroblastos a miofibroblastos.^{8,10,12-16} Sobre tejidos duros, aunque se des-

| CUADRO I. RESUMEN DE RESULTADOS | | | | |
|---------------------------------|---------------|--------------------|-----------|-------------------|
| | | % hueso trabecular | % medular | Hueso liofilizado |
| 7 días | Control | 30,0±1,7 | 31,0±2,7 | 39,0±1,7 |
| | Láser | 38,6±2,9 | 34,4±3,9 | 28,2±3,6 |
| | Significación | * | NS | ** |
| 14 días | Control | 44,4±10,2 | 35,3±8,5 | 25,8±9,2 |
| | Láser | 36,0±8,2 | 34,6±5,9 | 28,8±4,8 |
| | Significación | NS | NS | NS |

NS: no significativo; *: $p < 0,05$; **: $p < 0,01$

criben resultados como: aumento del número de osteocitos, matriz ósea y aumento de proliferación celular.^{8,10,13,16-19}

Por lo antes expuesto y en base a la investigación realizada puede inferirse como conclusión que en nuestro estudio que arrojó diferencias significativas entre el grupo control y láser (día 7) con injerto óseo, existe un posible aumento en la velocidad de reabsorción de dicho injerto y reemplazo por nuevo hueso. Como se ha desarrollado dentro del análisis cualitativo podemos observar que la regeneración ósea no se ha visto perjudicada entre los preparados control sin hueso, con hueso liofilizado y con láser por el contrario se ha visto beneficiada al aplicarle láser y si bien sabemos que son necesarias más investigaciones sobre el efecto del LLLT en regeneración ósea con injerto de hueso liofilizado, creemos que los resultados obtenidos son de interés por las siguientes razones:

- Los injertos son una buena alternativa para el tratamiento de defectos óseos y cavidades. Tiene propiedades osteoinductivas y osteoconductivas, son de fácil obtención y manipulación y puede combinarse con excelentes resultados con hueso autólogo.^{3,6,20,21}
- Y si como mencionamos podemos suponer que el LLLT acelera el reemplazo de dicho injerto por nuevo hueso, estaríamos en presencia de una excelente alternativa para la regeneración ósea que se acompaña de un aumento en la velocidad de cicatrización de tejidos blandos y una disminución del dolor.

Bibliografía

1. Soto Góngora SCD M. *Injertos óseos. Una alternativa efectiva y actual para la reconstrucción del complejo cráneo facial*. Rev Cubana de Estomatol [online]. La Habana 2005; 42, n.1 pp. 0-0. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-75072005000100005&lng=es&nrm=iso>. ISSN 0034-7507.

2. Giamberardino E, Merciadri M, Sakugawa F, Viotti M. **Materiales de injerto para el tratamiento de defectos óseos periodontales. Fundamentos clínicos y biológicos. 1ª Parte.** Revista de la Fundación Juan José Carraro. 2004;9(19):30-5.
 3. Misch C, Dietsch F. **Bone-grafting materials in implant dentistry.** *Implant Dent.* 1993;2:158-67.
 4. Fernandez Tresguerres Hernández I, Alobera Gracia M, Del Canto Pigarron M, Blanco Jerz L. **Bases biológicas de la regeneración ósea I. Histología y Fisiología del tejido óseo.** *Medicina Oral Patología Oral Cirugía Bucal* 2006;11:147-51.
 5. Fernández Tresguerres Hernández I, Alobera Gracia M, Del Canto Pigarron M, Blanco Jerz L. **Bases biológicas de la regeneración ósea II. El proceso de remodelado.** *Med Oral Patol Oral Cir Bucal.* 2006;11:151-7.
 6. Christopher G, Finkemeiner MD. **Bone-Grafting and BoneGraft Substitutes.** *J Bone and Joint Surg Am,* 2002; 84:454-64.
 7. **Banco de tejidos del grupo biotar.** Salta 1729 (2000) Rosario, Santa Fe. República Argentina; 2007. www.grupobiotar.com.ar.
 8. Oltra-Arimon D, España-tost A, Berini-Aytés L, Gay-Escoda C. **Aplicaciones del láser de baja potencia en Odontología.** *Rev Ilustre Consejo Gen Colegios de Odont y Estomatól de Esp.* 2004;9:517-24.
 9. Muniz Renno A, Mendez de Moura F, Slemer N. **Effects of 830-nm Laser, Used in two doses, on Biomechanical Properties of Osteopenic Rat femora.** *Photomed Laser Surg.* 2006; 24:202-6.
 10. Walsh L. **The current status of low level laser therapy in dentistry. Part 2. Hard tissue applications.** *Aust Dent J.* 1997;42:302-6.
 11. Tuner J. **Low level laser in dentistry.** Grangesberg; Sweden; 2006. www.HealighLightSeminars.com
 12. Nissan J, Assif D, Gross M, Yaffe A, Binderman I. **Effect of low intensity laser irradiation on surgically created bony defects in rats.** *J Oral Rehabil.* 2006;33:619-24.
 13. Walsh L. **The current status of low level laser therapy in dentistry. Part 1. Hard tissue applications.** *Aust Dent J.* 1997;42:247-54.
 14. Khadra M, Ronold HJ, Lyngstadaas SP, Ellingsen JE, Haanaes HR. **Low -level laser therapy stimulates bone-implant interaction: an experimental study in rabbits.** *Clin Oral Implants Res.* 2004;15:325-32.
 15. Dortbudak O, Haas R, Mailath-Pokorny G. **Effect of low-power laser irradiation on bony implant sites.** *Clin Oral Implants Res.* 2002;13:288-92.
 16. David M Harris, Phd, Wenske Laser center, Chicago. **A review of one hundred and forty-four cases.** *J Laser Biostimulation.* 2006;2:9-14.
 17. Karu TI. **Cellular Mechanisms of low power laser therapy: New questions.** 2005:79-100.
 18. Walsh L. **The current status of laser applications in dentistry.** *Austr Dent J.* 2003;48:146-55.
 19. Khadra M, Lyngstadaas SP, Haanaes HR. **Effect of laser therapy on attachment, proliferation and differentiation of human osteoblast-like cells cultured on titanium implant material.** *Biomaterials.* 2005;26: 3503-9.
 20. Tamura T, Fukase Y, Goke E Sato S, Nishiyama M, Ito K. **Three-dimensional evaluation for augmented bone using bone regeneration.** *Journal Periodontal Research.* 2005;40:269-76.
 21. Lindhe J. **Periodontología clínica e implantología odontológica,** 4ª edición. Bs.As. Editorial Médica Panamericana. 2005;908-39.
 22. Feuille F, Knapp CI, Brunsvold MA, Mellonig JT. **Clinical and histologic evaluation of bone-replacement grafos in the treatment of localized alveolar ridge defects. Part 1: Mineralized freeze-dried bone allograft.** *Int Periodontics Restorative Dent.* 2003;23: 29-35.
 23. Turonis JW, McPherson JC. **The effect of residual calcium in decalcified freeze-dried bone allograft a critical-sized defect in the rattus norvegicus calvarium.** *J Oral Implantol.* 2006;32:55-62.
 24. Rosen PS, Reynolds MA. **A retrospective case series comparing the use of desmineralized freeze-dried bone allograft and freeze-dried bone allograft combined with enamel matrix derivative for the treatment of advanced osseous lesions.** *J Periodont.* 2002; 73:942-9.
 25. Carranza F, Newmann M. **Periodontología clínica,** 8ª Edic. México. Edit McGraw-Hill Interamericana. 1998;675-82.
 26. Brugnami F, Then P, Moroi H, Leone C. **Histologic evaluation of human extraction sockets treated with demineralized freeze-dried bone allograft (DFDBA) and cell occlusive membrane.** *J Periodontol.* 1996;67:821-5.
 27. Vergeli E. **Biomateriales: 1ª parte.** *Implanto técnica.* 1997;1:22-4.
 28. Vallecillo Capilla M, Saiz Pardo Pinos A, Romero Olid N. **Sustitutos óseos: el papel de los biomateriales en cirugía bucal y maxilofacial.** *Avances en Odontostomatología.* 2001;17:243-8.
 29. Lyford RH, Mills MP, Knap CI, Scheyer ET, Mellonig JT. **Clinical evaluation of freeze-dried block allografts for alveolar ridge augmentation: a case series.** *Int J of Periodontics Restorative Dent.* 2003;23:417-25.
- Este trabajo forma parte de la tesina final de Maestría de la Carrera de Especialización de Prótesis fija, removible e implantisada de la Escuela de Odontología de USAL/AOA, de la odontóloga María Lucila Pianetti.

Aclaración

En la RAOA N° 5/09 Octubre-Diciembre 09, 387-391, "Efectos de la terapia láser de baja intensidad (LLLT) en defectos óseos en ratas", se omitió:

"Este trabajo forma parte de la tesina final de la Carrera de Especialización de Prótesis fija, removible e implantisada de la Escuela de Odontología de USAL/AOA, de la odontóloga María Elena Flores".

Asimismo en los datos del Dr. Daniel Grana debió decir: Profesor Adjunto, Cátedra de Patología I, Escuela de Odontología USAL/AOA, y en los del Dr. Gabriel Kokubu debió decir: Profesor Asociado, Cátedra de Patología I, Escuela de Odontología USAL/AOA.

Dirección del autor

Saavedra 2243
(3080) Esperanza, Santa Fe
e-mail: lucilapianetti@gmail.com

Nota: artículo original publicado en: <https://raoa.aoa.org.ar>