

Preliminary Evaluation of Allograft from Decellularized Cadaveric Fascia Lata

Carolina Lacerra¹, Romina Comín^{2,3}, Mariana P. Cid^{2,3}, Diego M. Schmets¹, Julio C. Mathieu¹,
Tristán López Lozano¹, Cecilia B. Sobrero¹ y Nancy A. Salvatierra^{2,3}

¹Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados, Universidad Nacional de Córdoba.
Avenida Valparaíso s/n Ciudad Universitaria, Córdoba, Argentina. ²Departamento de Química, Ingeniería Biomédica,
Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba,
³IIByT- CONICET.

Abstract— The allograft from fascia lata has reconstructive capacity. It allows revascularization since the surrounding vessels of the receiving scaffold and induces migration, proliferation, and adhesion of the cellular components of granulation tissue for integration to receiving tissue. Fascia lata grafts are used in various medical branches (traumatology and orthopedics, neurosurgery, ophthalmology, urogynecology and aesthetic medicine). These grafts are obtained by different processes and are preserved by different methods according to the manufacturer. The aim of this work was to obtain, at the Tissue Bank in Laboratorio de Hemoderivados de la Universidad Nacional de Córdoba, an allograft from decellularized cadaveric human fascia lata (freeze dried) and to evaluate cytotoxicity, microstructure, and collagen content. The results showed that through obtaining and processing methods used here, we obtained an allograft with its histological structure preserved and no evidence of cytotoxicity. Likewise, collagen content was not affected by decellularizing procedure.

Keywords— fascia lata, decellularization, allograft

Resumen— El aloinjerto de fascia lata posee capacidad reconstructiva, pues permite la revascularización a partir de los vasos circundantes del lecho receptor e induce fenómenos de migración, multiplicación y adhesión de los componentes celulares del tejido de granulación presentando integración con el tejido receptor. Los injertos de fascia lata son utilizados en diversas especialidades médicas (traumatología y ortopedia, neurocirugía, oftalmología, uroginecología y en medicina estética) y aquellos disponibles se obtienen por diferentes procesos y se conservan por diferentes métodos de acuerdo al fabricante. El objetivo de este trabajo fue obtener, en el Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados de la Universidad Nacional de Córdoba, un aloinjerto de fascia lata cadavérica humana descelularizada desecada (freeze dried) y evaluar la citotoxicidad, la microestructura y el contenido de colágeno. Los resultados mostraron que el método de obtención y procesamiento utilizado permitió obtener un aloinjerto con su estructura histológica conservada y sin evidencia de citotoxicidad. Asimismo, el contenido de colágeno no se vio afectado por el procesamiento.

Palabras clave— Fascia lata, descelularización, aloinjerto

I. INTRODUCCIÓN

La fascia lata es la parte más externa de la aponurosis del muslo y se extiende del hueso coxal a la tibia. Se trata de una membrana resistente que posee elasticidad, flexibilidad y memoria [1]. Es un tejido aplanado delgado, carnoso en su sector proximal que se hace tendinoso en el sector distal. Posee características biomecánicas, bioquímicas e histológicas similares a las del tendón [2]. El sector tendinoso plano se utiliza como implante alogénico. El aloinjerto de fascia lata de origen cadavérico es un material reabsorbible y biocompatible que es bien tolerado por el lecho receptor y no requiere un segundo acto quirúrgico para ser retirado [3][4]. Es un tejido relativamente acelular, permitiendo el uso del aloinjerto de fascia lata sin la necesidad de coincidir donante y receptor. Consiste en fibras de colágeno tipo I con escasos fibroblastos interpuestos y pequeños vasos. Los haces de colágeno se disponen de manera densa y longitudinal en capas superpuestas aportándole gran resistencia mecánica al tejido [5][6][7].

El aloinjerto de fascia lata posee capacidad reconstructiva, pues permite la revascularización a partir de los vasos circundantes del lecho receptor e induce fenómenos de migración, multiplicación y adhesión de los componentes celulares del tejido de granulación presentando integración con el tejido receptor [3]. Los riesgos de infección y de respuesta inmunológica son mínimos [1].

Actualmente, los implantes de fascia lata son utilizados en diversas especialidades médicas; en traumatología y ortopedia para reconstrucciones ligamentosas [8], en neurocirugía para reconstrucciones de duramadre [9], en oftalmología para el tratamiento de ptosis palpebral [10] y para reconstrucciones del piso orbital [4][11], en uroginecología para el tratamiento de incontinencia urinaria [12], en abdominoplastias para el tratamiento de defectos de la pared abdominal [13] y en medicina estética para aumento de tejido blando [14].

En odontología, es utilizada como una variante de la membrana de colágeno para el tratamiento de regeneración

tisular y ósea guiadas [3]. La membrana actúa como barrera física manteniendo el espacio e impidiendo el crecimiento del tejido epitelial y conectivo gingival hacia la base del defecto permitiendo únicamente la proliferación de células pluripotenciales del ligamento periodontal para lograr una correcta restauración del tejido óseo y de inserción [15]. Los aloinjertos de fascia lata cadavérica disponibles se obtienen por diferentes procesos y se conservan por diferentes métodos de acuerdo al fabricante.

El Laboratorio de Hemoderivados de la Universidad Nacional de Córdoba cuenta desde el año 2003 con una planta procesadora de tejidos biológicos; en particular, tejido músculo esquelético y osteoarticular. Cuenta con la habilitación del Instituto Nacional Central Único Coordinador de Ablación e implantes (INCUCAI), el Ente Coordinador de Ablación e Implante de Córdoba (ECoDAIC) y la Administración Nacional de Medicamentos, Alimentos y Tecnología Médica (ANMAT). Como todo banco de tejidos, tiene a su cargo la procuración, procesamiento, preservación y distribución de tejido humano, donado por personas vivas o fallecidas, con el propósito de hacerlo viable y seguro para ser implantado en seres humanos. La donación es un acto voluntario y altruista y los destinatarios son personas que necesitan los tejidos donados para mejorar su salud y calidad de vida. El banco de tejidos no tiene fines de lucro sino que recupera los costos operativos requeridos para garantizar su funcionamiento y el procesamiento de los tejidos. El objetivo primordial del banco es garantizar la calidad del tejido a implantar en todas sus etapas y asegurar a los pacientes su accesibilidad para el uso terapéutico. Se aplican estrictos procedimientos y controles que aseguran la trazabilidad y seguridad del tejido desde su procuración hasta su utilización clínica como aloinjerto. En la actualidad, el banco procura y procesa productos derivados del hueso humano, para uso terapéutico en odontología y traumatología.

El objetivo de este trabajo fue obtener, en el Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados (UNC), un aloinjerto de fascia lata cadavérica humana descelularizada desecada (freeze dried) y evaluar la citotoxicidad según la Norma ISO 19993:5 [16], analizar la microestructura por microscopía óptica y cuantificar el contenido total de colágeno.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

Preparación de los aloinjertos de Fascia lata

La fascia lata fue procurada de donantes que cumplieron con criterios de inclusión de donante seleccionado establecido por normativa INCUCAI.

Los aloinjertos de fascia lata humana utilizados en este trabajo se obtuvieron por diferentes métodos de procesamiento que incluyen limpieza mecánica (para eliminar los tejidos indeseables, principalmente tejido adiposo), métodos físicos (congelación/descongelación) y: 1) un proceso de lavado y purificación (fascia lata control, cFL) con diferentes solventes orgánicos (acetona y alcohol etílico) y enjuague final con solución fisiológica calidad inyectable) y 2) un proceso de descelularización (fascia lata descelularizada, dFL) con diferentes solventes orgánicos (peróxido de hidrógeno, acetona y alcohol etílico) y soluciones salinas descelularizantes a concentraciones adecuadas, estériles y libres de endotoxinas, y enjuague final con solución fisiológica calidad inyectable.

Los aloinjertos obtenidos fueron desecados por vacío (freeze-dried) hasta alcanzar una humedad residual menor al 6%. Posteriormente se envasaron asépticamente, se esterilizaron por radiación gamma a 25.000 Gy y se almacenaron a temperatura ambiente.

Todas las operaciones (limpieza, cortes especializados, lavados y envasados asépticos) fueron realizadas en áreas limpias y calificadas, aplicando técnicas de manipulación y *envasado* en asepsia, bajo cumplimiento de las buenas prácticas de fabricación y control.

Evaluación de la citotoxicidad

Se utilizó la línea celular Vero CCL81. La misma se cultivó en Dulbecco's Modified Eagle Medium (DMEM) (Gibco, Invitrogen, Auckland, NZ) suplementado con 10% de suero fetal bovino (PAA, Pasching, Austria), 4 mM de L-Glutamina (Gibco, Invitrogen, Auckland, NZ), 4 mM de Piruvato de Sodio (Sigma, St Louis, USA) y 10.000 unidades/mL de penicilina-10.000 µg/mL de estreptomycin, a 37°C en atmósfera húmeda con 5% de CO₂. El medio de cultivo se renovó cada 3 días.

Se evaluó la citotoxicidad de los aloinjertos de fascia lata descelularizada y no descelularizada, mediante ensayo colorimétrico de MTT que permite valorar la viabilidad y cuantificar la proliferación celular. El ensayo se realizó de acuerdo a lo recomendado por la norma ISO 10993:5, utilizando diferentes extractos de las muestras según la norma ISO 10993-12 [17]. Condiciones de extracción: 1,25 cm² de cada tipo de aloinjerto/ml de DMEM se incubaron a 37°C durante 72 horas. A continuación, se retiraron los aloinjertos y se obtuvieron los extractos al 100% después de la adición de SFB (10% v/v). Adicionalmente, se prepararon extractos al 25, 50 y 75% por dilución en DMEM suplementado. Las células se sembraron en pocillos a una densidad de 10.000 células/pocillo y se cultivaron en las condiciones descritas arriba por 24 horas. Luego, el medio fue retirado y se agregó 50 µl de cada extracto a los respectivos pocillos. Después de 24 horas se retiraron los extractos y se lavaron las células con buffer fosfato salino. Por último, se adicionó 50 µl de MTT (1 mg/ml) a cada pocillo y luego de 90 minutos los cristales de formazán formados se disolvieron en alcohol isopropílico y la absorbancia se cuantificó a 595 nm en un lector de microplacas (Multiskan Spectrum, Thermo Scientific). Como control negativo de citotoxicidad se utilizó polietileno de alta densidad (PEHD 30 micrones, condiciones de extracción: 6 cm²/ml de DMEM) y como control positivo una solución de fenol al 0,2% en buffer fosfato salino. Todas las muestras se analizaron por triplicado.

Evaluación histológica de los aloinjertos de Fascia lata obtenidos

La efectividad de la descelularización fue evaluada a través de tinción histológica con Hematoxilina-Eosina. Los aloinjertos de fascia lata humana fueron rehidratados por 20 min en solución fisiológica estéril, deshidratados en concentraciones crecientes de alcohol y montados en un taco de parafina para su corte en micrótopo y posterior tinción.

Determinación del contenido total de colágeno

El contenido total de proteínas fue determinado usando el método de Komsa-Penkova et al. (1996) [18]. Doscientos µl de colágeno se incubó con 180 µl de una solución acuosa de 0.4% tartrato de sodio-potasio, 10% Na₂CO₃ y NaOH 0,5M,

y 20 μ l de una solución acuosa de 2% tartrato de sodio-potasio, 3% $\text{Cu}_2\text{SO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ y NaOH 0,1M a 55°C durante 20 min. Una vez a temperatura ambiente, la muestra se agregó 600 μ l del reactivo Folin-Ciocalteu en agua (1:15), se agitaron los tubos y se incubaron a 55°C durante 10 min. Las muestras de colágeno se ensayaron por triplicado y se cuantificaron por espectrofotometría a 650 nm. Como standard se usó Colágeno tipo I (Sigma St Louis, USA). La cuantificación de colágeno se realizó por el método de Sirius red en una placa de 96 pocillos (Kliment et al. 2011) [19], usando colágeno tipo I (Sigma St Louis, USA) como standard. Doseos μ l de la muestra en agua destilada/pocillo se le añadió 150 μ l de 0,1% reactivo de tinción Sirius red (Direct Red 80, Sigma St Louis, USA) se incubó 1 h a temperatura ambiente. Posterior al protocolo de tinción Las muestras de cada pocillo fueron leídas en un lector de microplacas Multiskan Spectrum (Thermo Scientific) a 550 nm.

Los datos experimentales de viabilidad celular fueron expresados como la media aritmética \pm ESM. Un valor de $p < 0,05$ será considerado una diferencia significativa en todos los casos.

III. RESULTADOS

Se realizó el ensayo de MTT como una medida de viabilidad y proliferación celular de células Vero crecidas en presencia de extractos de los seis tipos de aloinjertos de fascia lata obtenidos. Los valores de densidad óptica (DO) medidos en los pocillos correlacionan con la viabilidad y proliferación celular en los diferentes extractos.

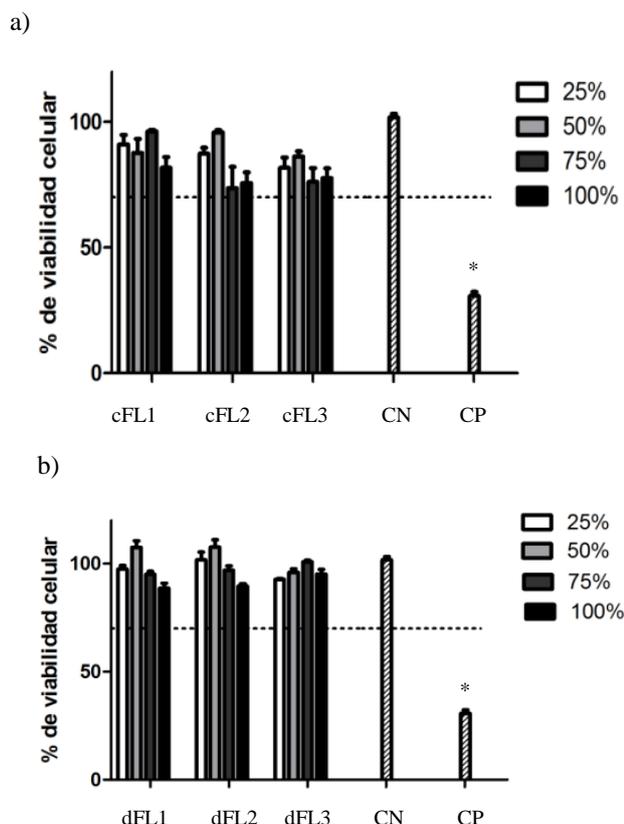


Figura 1. Ensayo de viabilidad celular a) aloinjerto sin descellularizar y b) descellularizado. Proliferación celular en diferentes concentraciones de extractos de aloinjertos de fascia lata (25%, 50%, 75%, 100%) obtenidos. Barras representan media aritmética \pm ESM. $n = 3$. *significativamente diferente del Control positivo, $p < 0,001$

La Fig. 1 muestra los resultados del ensayo de MTT como una medida de viabilidad y proliferación celular de células Vero crecidas en presencia de cuatro diferentes extractos de aloinjertos de fascia lata. Los valores de densidad óptica medidos en los pocillos correlacionan con la viabilidad y proliferación celular en los diferentes extractos.

En la Fig.1a) se observan los porcentajes de viabilidad celular obtenidos para las diferentes concentraciones del extracto de los aloinjertos obtenidos mediante ambos tipos de procesamiento luego de la exposición de las células a dichos extractos durante 24 horas. Los porcentajes de viabilidad celular obtenidos para las células cultivadas en los extractos son semejantes al obtenido para el control negativo y mayor al 70%, límite establecido por norma ISO 10993:5.

En la Fig. 1b) se observan los porcentajes de viabilidad celular obtenidos para las diferentes concentraciones del extracto de los aloinjertos descellularizados obtenidos luego de la exposición de las células a dichos extractos durante 24 horas. Estos porcentajes son similares al obtenido para el control negativo. En ambos casos no se observó viabilidad celular en pocillos conteniendo fenol 0,2%.

Análisis histológico

Las micrografías del aloinjerto descellularizado luego de la tinción con Hematoxilina-Eosina muestra la ausencia total de núcleos y citoplasma en comparación con el aloinjerto control sin descellularizar. En las mismas micrografías también se observa una arquitectura bien conservada y con las fibras sin cambios en su orientación y completamente libre de grasa celular (Fig.2).

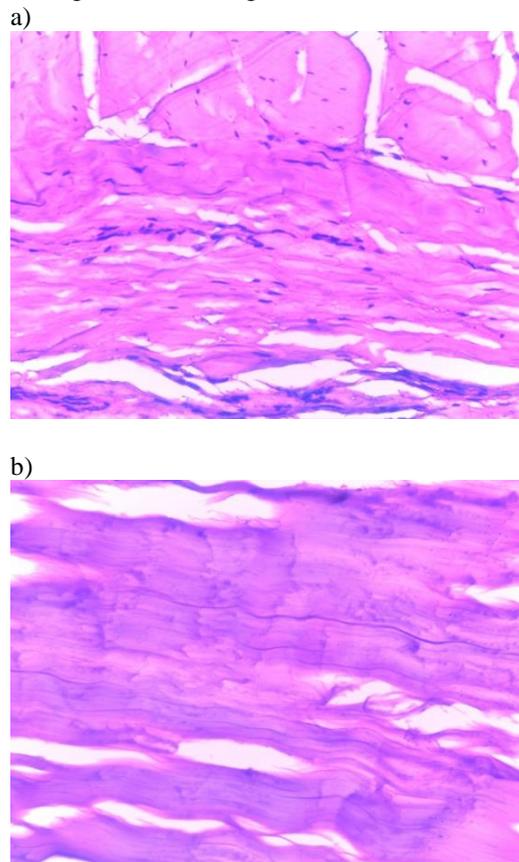


Fig. 2: Microscopía óptica de tinción de H&E, aumento 40 x. La micrografía superior a) muestra el tejido control con la presencia de núcleos celulares evidenciado por el colorante básico y los citoplasmas expuestos por la presencia de eosina. La micrografía inferior corresponde al aloinjerto descellularizado sin núcleos y citoplasmas celulares (las fotos son representativas de una serie experimentos, $n = 3$).

En ambas muestras de aloinjerto de fascia lata se cuantificó el contenido de proteína y colágeno presente mediante técnicas colorimétricas a fin de caracterizar el producto obtenido. Se realizó una curva de calibración con el testigo de colágeno para conocer el rango de concentraciones en las que la concentración de proteína y la absorbancia mantienen una relación lineal. Una vez conocido el rango de trabajo (concentraciones entre 0,11 y 0,46 mg/ml), se realizó una regresión lineal para obtener el coeficiente de extinción. La cantidad total de proteína por miligramo de muestra fue superior al 90%, con un error del 5% indicando que la composición del material purificado consistió mayormente de proteínas. Asimismo, el porcentaje de colágeno sobre el contenido total de proteína fue superior al 95%, que indica que la mayoría del aloinjerto luego del procedimiento de obtención y procesamiento está compuesto por colágeno tipo I

IV. DISCUSIÓN

Los resultados muestran que el método de procesamiento para obtención de aloinjerto de fascia lata cadavérica humana desecada y descelularizada fue correcto. En el ensayo de citotoxicidad de la muestra de aloinjerto descelularizado, la viabilidad celular fue, en ambos procesos, superior al 70% acorde con lo recomendado por la Norma 10993:5 para la ausencia de potencialidad citotóxica (Fig.1). Asimismo, el análisis microscópico revela una estructura tridimensional conservada, con fibras de colágeno preservadas sin presencia de citoplasma y núcleos celulares en el aloinjerto descelularizado (Fig. 2). El contenido de colágeno mostró una concentración elevada dentro del contenido total de proteínas, corroborando la obtención de un producto con alto grado de pureza y sin daños provocados durante el procedimiento de descelularización.

Estos resultados hacen promisoría la utilización de este aloinjerto reduciendo las respuestas antigénicas e inflamatorias generadas por los injertos no descelularizados.

V. CONCLUSIONES

El aloinjerto de fascia lata cadavérica humana obtenido por el presente procedimiento de descelularización no presenta signos de citotoxicidad, mantiene el contenido adecuado de colágeno y no evidencia presencia celular lo que lo hace muy promisorio para ser desarrollado como un producto médico del Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados de la Universidad Nacional de Córdoba. Como proyecciones futuras se propone continuar con la caracterización de la ultraarquitectura del tejido y los ensayos *in vivo* de biocompatibilidad.

AGRADECIMIENTOS

R. Comín, Mariana P. Cid y N. A. Salvatierra son miembros de la carrera de Investigador Científico del CONICET. Los autores agradecen a la Dra. Mariana Piégarí por la asistencia en los análisis microscópicos.

REFERENCIAS

- [1] J. Żurek, M. Dominiak, K. Tomaszek, U. Botzenhart, T. Gedrange, and W. Bednarz, "Multiple gingival recession coverage with an allogeneic biostatic fascia lata graft using the tunnel technique—A histological assessment," *Ann. Anat. - Anat. Anzeiger*, vol. 204, pp. 63–70, Mar. 2016
- [2] K. A. Derwin, A. R. Baker, R. K. Spragg, D. R. Leigh, W. Farhat, and J. P. Iannotti, "Regional variability, processing methods, and

- biophysical properties of human fascia lata extracellular matrix," *J. Biomed. Mater. Res. Part A*, vol. 84A, no. 2, pp. 500–507, Feb. 2008.
- [3] A. K. Hernández Jiménez, B. R. Yáñez Ocampo, and C. A. Esquivel Chirino, "Fascia lata como alternativa en tratamientos odontológicos," *Rev. Odontológica Mex.*, vol. 21, no. 4, pp. 273–279, Oct. 2017.
- [4] B. Çeliköz, H. Duman, and N. Selmanpakoğlu, "Reconstruction of the orbital floor with lyophilized tensor fascia lata," *J. Oral Maxillofac. Surg.*, vol. 55, no. 3, pp. 240–244, Mar. 1997.
- [5] M. P. Fitzgerald, J. Mollenhauer, and L. Brubaker, "The antigenicity of fascia lata allografts," *BJU Int.*, vol. 86, no. 7, pp. 826–828, Dec. 2001.
- [6] J. Żurek, M. Dominiak, U. Botzenhart, and W. Bednarz, "The use of a biostatic fascia lata thigh allograft as a scaffold for autologous human culture of fibroblasts – An in vitro study," *Ann. Anat. - Anat. Anzeiger*, vol. 199, pp. 104–108, May 2015.
- [7] J. Dawidowicz, S. Szotek, N. Matysiak, Ł. Mielañczyk, and K. Maksymowicz, "Electron microscopy of human fascia lata: focus on telocytes," *J. Cell. Mol. Med.*, vol. 19, no. 10, pp. 2500–2506, Oct. 2015.
- [8] K. Yamakado et al., "Histologic analysis of the tibial bone tunnel after anterior cruciate ligament reconstruction using solvent-dried and gamma-irradiated fascia lata allograft," *Arthrosc. J. Arthrosc. Relat. Surg.*, vol. 17, no. 8, pp. 1–5, Oct. 2001.
- [9] D. Dufrane, C. Marchal, O. Cornu, C. Raftopoulos, and C. Delloye, "Clinical application of a physically and chemically processed human substitute for dura mater," *J. Neurosurg.*, vol. 98, no. 6, pp. 1198–1202, Jun. 2003.
- [10] R. Dra. Ardito, "CIRUGIA DE PTOSIS: SUSPENSION AL FRONTAL CON FASCIA LATA," 2012. [Online]. Available: <http://draarditocirurgioplasticaocular.blogspot.com/2012/10/suspension-on-al-frontal-con-fascia-lata.html>. [Accessed: 06-Oct-2018].
- [11] E. H. Bedrossian, "Banked Fascia Lata as an Orbital Floor Implant," *Ophthalmic Plast. Reconstr. Surg.*, vol. 9, no. 1, pp. 66–70, Mar. 1993.
- [12] A. K. Singla, "The use of cadaveric fascia lata in the treatment of stress urinary incontinence in women," *BJU International*, vol. 85, pp. 264–269, 2000.
- [13] D. Peláez Mata et al., "Injerto de fascia lata de donante cadáver en la reconstrucción de defectos de pared abdominal en niños," *Cir Pediatr*, vol. 14, no. 1, pp. 28–30, 2001.
- [14] S. Burres, "Preserved Particulate Fascia Lata for Injection: A New Alternative," *Dermatologic Surg.*, vol. 25, no. 10, pp. 790–794, Oct. 1999.
- [15] I. Elgali, O. Omar, C. Dahlin, and P. Thomsen, "Guided bone regeneration: materials and biological mechanisms revisited," *Eur. J. Oral Sci.*, vol. 125, no. 5, pp. 315–337, Oct. 2017.
- [16] International Organization for Standardization, ISO 10993-5, Biological Evaluation of Medical Devices. Part 5: Tests for Cytotoxicity: in Vitro Methods, 2009. URL <http://doi.acm.org/10.1145/2461466.2461522>.
- [17] International Organization for Standardization, ISO 10993-12, Biological Evaluation of Medical Devices. Part 12: Biological evaluation of medical devices — Part 12: Sample preparation and reference materials, 2012. URL <https://www.iso.org/standard/53468.html>
- [18] Komsa-Penkova R, Spirova R, Bechev B., "Modification of Lowry's method for concentration measurement," *J Biochem Biophys Methods*, vol. 32, ed. 1, pp. 33–43, Apr 1996. Kliment C R, Englert J M, Crum L P, Oury T D., "A novel method for accurate collagen and biochemical assessment of pulmonary tissue utilizing one animal," *Int J Clin Exp Pathol*, vol. 4, ed. 4, pp. 349– 355, Apr 2011.



Nancy A. Salvatierra es Bióloga y Dra. en Ciencias Biológicas. Sus áreas de interés son la ingeniería de tejidos en la optimización de una metodología alternativa al trasplante. Es investigadora Independiente del CONICET, profesora titular en la carrera de Ingeniería Biomédica de la UNC y Directora del grupo de Biocompatibilidad de Ingeniería Biomédica (FCEFN-UNC, IIByT-CONICET).



Mariana P. Cid es Licenciada en bioquímica clínica y Dra en Cs Biológicas. Es investigadora Adjunta del CONICET y miembro del grupo de Biocompatibilidad de Ingeniería Biomédica (FCEFN-UNC, IIByT-CONICET).



Romina Comin Licenciada en Química Biológica y Dra en Cs Químicas. Es investigadora Adjunta del CONICET y miembro del grupo de Biocompatibilidad de Ingeniería Biomédica (FCEfyN-UNC, IIByT-CONICET).



Carolina Lacerra es Licenciada en Química Farmacéutica y Doctora en Ciencias Químicas. Sus áreas de interés son el desarrollo de productos médicos de origen biológico y la ingeniería de tejidos aplicada a injertos y trasplantes. Es docente e investigadora de la Planta Procesadora de Tejidos Humanos del Laboratorio de Hemoderivados de la Universidad Nacional de Córdoba



Cecilia B. Sobrero es Farmacéutica y Doctora en Química, Especialista en Ingeniería en Calidad. Responsable de la Planta Procesadora de Tejidos Humanos. Sus áreas de experiencia son en la producción de medicamentos inyectables, en productos médicos estériles, y en tejidos humanos para implantes. Sistemas de calidad. Es profesora Titular de la Universidad Nacional de Córdoba.



Tristán M. López Lozano Médico Cirujano en Ortopedia y Traumatología, Especialista en Cirugía de Columna Vertebral, Especialista en Medicina Laboral, Lic. en Kinesiología y Fisioterapia Director Médico del Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados de la U.N.C desde el 29/10/2013 Tejido Osteomio Articular y de Membrana Amniótica.



Diego M. Schmets. Actualmente se desempeña como jefe de producción de la Planta Procesadora de Tejidos Biológicos del Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados de la UNC. Área de experiencia: Procesamiento de tejidos humanos para implantes, productos médicos estériles y en elaboración de medicamentos estériles hemoderivados.



Mathieu Julio César. Operario de Banco de Tejidos del Laboratorio de Hemoderivados de la UNC desde marzo de 2007 hasta la actualidad.