



**UNIVERSIDAD DE TALCA  
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD  
DEPARTAMENTO DE**

**RESPUESTA INFLAMATORIA EN RATONES A LAS DOS  
SEMANAS, POST INSERCIÓN DE MATRICES DÉRMICAS  
ACELULARES ALOGÉNICAS**

***INFLAMMATORY RESPONSE IN MICE AT 2 WEEKS, POST-INSERTION OF  
ALOGENIC ACELLULAR DERMAL MATRICES***

Memoria presentada a la Escuela de Odontología de la Universidad de Talca como parte de los requisitos científicos exigidos para la obtención del título de Cirujano Dentista.

**ESTUDIANTES: ANGÉLICA SOFÍA ROJAS LÓPEZ  
PROFESOR GUÍA: DR. JAIME ANDRÉS JACQUES BRAVO  
DRA. WENDY KARINA DONOSO TORRES**

**TALCA - CHILE**

**2021**

## CONSTANCIA

La Dirección del Sistema de Bibliotecas a través de su unidad de procesos técnicos certifica que el autor del siguiente trabajo de titulación ha firmado su autorización para la reproducción en forma total o parcial e ilimitada del mismo.



Talca, 2021

## INFORMACIONES CIENTÍFICAS

<b>Nombre del profesor guía</b>
Jaime Jacques Bravo
<b>ORCID del profesor guía</b>
<a href="https://orcid.org/0000-0003-0789-0547">https://orcid.org/0000-0003-0789-0547</a>
<b>Google Scholar del profesor guía</b>
<a href="https://scholar.google.com/citations?hl=en&amp;user=7D_GXJcAAAAJ">https://scholar.google.com/citations?hl=en&amp;user=7D_GXJcAAAAJ</a>
<b>Correo electrónico del profesor guía</b>
jaimejacques@gmail.com
jjacques@utalca.cl

## CERTIFICADO DE PRESENTACIÓN EN CONGRESO



Abstract Submission  
EuroPerio10

1. Abstract body 2. Authors 3. Affirmation 4. Submit

### Preview

**Reference:** ABS-EUROPERIO-2022-00851  
**Title:** Inflammatory response and tissue integration of allogeneic acellular dermal matrix in a mice model  
**Type:** Research presentation  
**Authors:** J. Jacques<sup>2</sup>, D. Betancur<sup>1</sup>, M.A. Rojas<sup>2</sup>, B. Venegas<sup>2</sup>, W. Donoso<sup>2</sup>, A. Rojas<sup>2</sup>, J. Orellana<sup>2</sup>  
<sup>1</sup>Universidad de Talca, Talca, Chile, <sup>2</sup>Universidad de Concepción, Dpto. Estomatología Quirúrgica, Concepcion, Chile

**Preferred presentation type:** E-Poster  
**Topic:\*** B6: Dental Implants & Peri-implant Diseases - Other topics

## **DEDICATORIA**

Este trabajo lo dedico a mis padres Roberto Rojas y María López que siempre estuvieron conmigo, alentándome a ser mejor persona cada día, dándome amor y apoyo incondicional.

A mis amigas que estuvieron en los buenos y no tan buenos momentos, entregándome momentos de alegría y apoyo. Y a mi pareja por estar siempre conmigo, por entenderme, escucharme y darme todo su cariño y amor. Los quiero muchísimo.

## **AGRADECIMIENTOS**

Quiero agradecer a mis tutores, los doctores Jaime Jacques y Wendy Donoso, que me enseñaron a potenciar mis conocimientos y a ser perseverante con mis metas.

También quiero agradecer a los doctores Miguel Rojas y Bernardo Venegas por toda su ayuda y compromiso.

Este trabajo no sería posible sin mi compañero de carrera, mi amigo y ahora mi compañero de tesis, Javier Orellana, que fue un gran apoyo todos estos años, entregando risas al mundo, dando de su tiempo y siendo un excelente profesional y sobretodo una excelente persona.

## ÍNDICE

1. RESUMEN .....	1
1.1. Palabras clave.....	1
2. ABSTRACT.....	2
2.1. Keywords .....	2
3. INTRODUCCIÓN .....	3
4. MÉTODOS .....	5
4.1. Procedimientos pre-quirúrgicos .....	5
4.2. Procedimiento quirúrgico.....	6
4.3. Procedimiento postquirúrgico .....	6
4.4. Recolección de muestras .....	7
4.5. Preparación histológica .....	7
4.6. Análisis histológico.....	8
4.6.1. Cualitativo.....	8
4.6.2. Cuantitativo.....	9
5. RESULTADOS .....	12
5.1. Descripción general de la muestra .....	12
5.2. Análisis histológico.....	13
5.2.1. Vasos sanguíneos .....	13
5.2.2. Células inflamatorias.....	15
6. DISCUSIÓN .....	19
7. REFERENCIAS.....	22

## 1. RESUMEN

**Antecedentes:** Las matrices dérmicas acelulares alogénicas han mostrado una efectividad comparable al uso de un injerto de tejido conectivo subepitelial durante los procedimientos de recubrimiento de recesiones gingivales. A pesar de la relevancia de la respuesta inflamatoria en la cicatrización y el la integración de las membranas, los estudios histológicos comparativos, que permitan una elección basada en aspectos científicos y no puramente comerciales, son escasos.

**Objetivo:** Describir y comparar, de manera cuali-cuantitativa la respuesta inflamatoria inducida por tres matrices dérmicas acelulares alogénicas a dos semanas de su inserción.

**Métodos:** Tres matrices dérmicas acelulares alogénicas (Alloderm®, Neoderm® y OrACELL®) fueron implantadas en el área dorsal de ratones BALB/c, usando una esponja colágena como control. A las dos semanas los animales fueron eutanasiados. Las muestras obtenidas, fueron fijadas, procesadas y analizadas utilizando la tinción de hematoxilina-eosina y la tinción de Giemsa, permitiendo realizar un análisis descriptivo y cuantitativo, de la cantidad y distribución de vasos sanguíneos y células inflamatorias.

**Resultados:** Las matrices generan una inflamación no observada en los controles, teniendo una respuesta diferente en cada una de ellas. OrACELL® fue aquella con mayor presencia de vasos sanguíneos y de infiltrado celular inflamatorio. La distribución de vasos sanguíneos y células inflamatorias parece depender de la zona analizada siendo, en general, más abundante el la porción lateral de las matrices. No se observó una invasión celular en ninguna matriz. Se requiere un estudio más prolongado, que considere evaluar parámetros como la cantidad de colágeno y el tipo de célula inflamatoria en cada matriz.

### 1.1. Palabras clave

Dermis acelular, recesión gingival, inflamación, neutrófilos, vasos sanguíneos.

## 2. ABSTRACT

**Background:** Allogeneic acellular dermal matrices have shown effectiveness comparable to the use of a subepithelial connective tissue graft during gingival recession resurfacing procedures. Despite the relevance of the inflammatory response in the healing and the integration of the membranes, comparative histological studies, which allow a choice based on scientific and not purely commercial aspects, are scarce.

**Objective:** To describe and compare, in a quali-quantitative way, the inflammatory response induced by three allogeneic acellular dermal matrices two weeks after their insertion.

**Methods:** Three allogeneic acellular dermal matrices (Alloderm®, Neoderm® and OrACELL®) were implanted in the dorsal area of BALB / c mice, using a collagen sponge as a control. After two weeks the animals were euthanized. The samples obtained were fixed, processed and analyzed using hematoxylin-eosin staining and Giemsa staining, allowing a descriptive and quantitative analysis of the amount and distribution of blood vessels and inflammatory cells to be carried out.

**Results:** The matrices generate an inflammation not observed in the controls, having a different response in each one of them. OrACELL® was the one with the highest presence of blood vessels and inflammatory cell infiltrate. The distribution of blood vessels and inflammatory cells seems to depend on the area analyzed, being, in general, the most abundant in the lateral portion of the matrices. No cell invasion was observed in any matrix. A longer study is required, which considers evaluating parameters such as the amount of collagen and the type of inflammatory cell in each matrix.

### 2.1. Keywords

Acellular dermis, gingival recession, inflammation, neutrophils, blood vessels.

### 3. INTRODUCCIÓN

La Cirugía Plástica Periodontal (CPP) (1) ha experimentado grandes avances en la prevención y corrección de defectos periodontales, particularmente en términos de resultados funcionales y estéticos (2, 3), siendo la recesión gingival (RG) (4), el foco de atención más común. La migración apical del margen gingival alcanza una prevalencia de entre 50% y 88% de la población, llegando a afectar al 100 % de adultos mayores (4, 5), predisponiendo al desarrollo de caries cervicales (4, 6) y provocando una serie de alteraciones estéticas (4, 7), funcionales (8) y psicológicas (9) en los pacientes. Durante años el tratamiento “patrón” para el recubrimiento de las RG ha sido el colgajo desplazado coronario en combinación con el uso de un injerto de tejido conectivo subepitelial (ITCS) de origen palatino (5, 10-12), el que ha mostrado excelentes resultados con respecto a la cobertura radicular completa, la formación de tejido queratinizado, al aumento del grosor de la encía y a la estabilidad a largo plazo (4, 11). La obtención del ITCS tiene inconvenientes como, la necesidad de un segundo sitio quirúrgico, la limitada disponibilidad de tejido, el riesgo de complicaciones intra-operatorias y la morbilidad post-operatoria (11, 12). Es por ello que, se han desarrollado sustitutos, tales como las matrices dérmicas acelulares (MDA) las que han permitido obtener resultados clínicos comparables al ITCS (13, 14).

La MDA busca convertirse en un andamio biocompatible, donde las células del tejido hospedero puedan migrar, proliferar y desarrollarse, con el fin de lograr revascularizar la zona y crear, a término, una capa de tejido extra a nivel submucoso (15). La MDA se compone de una membrana basal y de una matriz extracelular formada principalmente de haces de colágeno y fibras elásticas (16), siendo usada inicialmente para el tratamiento y cuidado de quemaduras de piel (17), así como en cirugías de rinoplastia (18), siendo posteriormente utilizadas en odontología (19) y en cirugías reconstructivas de cabeza y cuello (20). Actualmente, existen MDA de origen humano, o alogénicas (MDAa) y animal, o xenogénicas (MDAx), (21), siendo las primeras obtenidas de la piel de donantes voluntarios fallecidos, los cuales son sometidos a rigurosos procesos de selección y tratamiento que mejoran su biocompatibilidad, a través de la completa descelularización de la matriz,

reduciendo así el riesgo de infección y de reacción inmunológica, permitiendo el crecimiento temprano de vasos sanguíneos (17, 19).

La inflamación es una reacción de defensa, que constituye una parte importante de la respuesta inmune, siendo necesaria para el proceso de curación (22). En ese sentido el desarrollo de una correcta respuesta inflamatoria será clave en la reparación y regeneración de los tejidos involucrados (23). De este modo el desarrollo precoz de nuevos vasos sanguíneos (neovascularización), así como la proliferación de células que controlarán el proceso inflamatorio serán de extrema relevancia para la posterior integración de las MDAa al nuevo tejido. Estudios anteriores han demostrado la importancia de la respuesta inflamatoria en la reparación y regeneración de tejidos, particularmente en aplicaciones que involucran andamios biológicos (24). Además, las células inflamatorias, especialmente los macrófagos, estimulan a los fibroblastos, queratinocitos y células endoteliales para inducir y completar la formación de la matriz extracelular, reepitelización y neovascularización (25).

Hoy en día existen varios tipos de MDAa comercialmente disponibles en nuestro país, siendo AlloDerm® una de las más estudiadas. En este estudio utilizamos esta MDAa, además de otras más recientemente incorporadas al mercado: Neoderm®, y OrACELL®,. La mayoría de los estudios comparan la eficacia clínica de las MDAa versus el uso de ITCS (12, 26-28), existiendo escasa literatura respecto al análisis histológico de los procesos inflamatorios y reparativos subyacentes no existiendo, a nuestro conocimiento, estudios comparativos entre las MDAa disponibles en Chile que orienten de manera objetiva, y no a través de criterios puramente comerciales, su elección. El objetivo del presente estudio es describir, de manera cuali-cuantitativa, la respuesta inflamatoria generada en el tejido conectivo a dos semanas post inserción de distintos tipos de MDAa, mediante la evaluación de la presencia de células inflamatorias y vasos sanguíneos.

## 4. MÉTODOS

Los protocolos que empleamos en este estudio fueron aprobados por el Comité Institucional de Ética, Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio de la Universidad de Talca (N° Folio 2019-5), cumpliendo con las reglas establecidas por la Ley de protección animal N°20.380 del Estado de Chile y siguiendo los parámetros establecidos por la Guía sobre Eutanasia de Animales de la American Veterinary Medical Association (AVMA) 2020 (29, 30). Los animales que empleamos fueron ratones BALB/c adultos jóvenes (3 meses de edad). Para el cálculo de la muestra utilizamos una calculadora de tamaño muestral (GRANMO versión 7, Barcelona, España) la que arrojó 12 sujetos de estudio, con una tasa de pérdida de 10%, quedando con un total de 13 ratones. Organizamos tres grupos, cada uno compuesto por cuatro ratones, conteniendo los tres grupos experimentales (MDAa) y control (Figura 1.3). Las eutanasias las programamos a T1 (2 semanas), T2 (4 semanas) y T3 (8 semanas). El presente trabajo analiza el grupo correspondiente al primer grupo de estudio, es decir, los 4 ratones eutanasiados a 2 semanas.

### 4.1. Procedimientos pre-quirúrgicos

Los sujetos de estudio los mantuvimos en el Laboratorio de Inmunología Molecular, Departamento de Microbiología en la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad de Concepción. Su alimentación fue en forma de pellets (Labdiet, St. Louis, EE.UU.), administrando agua *ad-libitum* y manteniendo una temperatura ambiente de  $22^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ , bajo humedad controlada, con un ciclo de luz/oscuridad de 12 horas. Una hora antes del procedimiento, retiramos el alimento de los animales y procedimos a anestesiarnos con una mezcla de ketamina al 10% (40-80 mg/kg), xilacina al 2% (5 a 10 mg/kg) y acepromacina al 1% en una proporción de 2:1:1 intraperitoneal (Figura 1.1a). Una vez comprobado el efecto de la anestesia, preparamos el sitio quirúrgico rasurando el pelo del dorso del animal y desinfectamos la superficie con povidona yodada al 10% (Figura 1.1b).

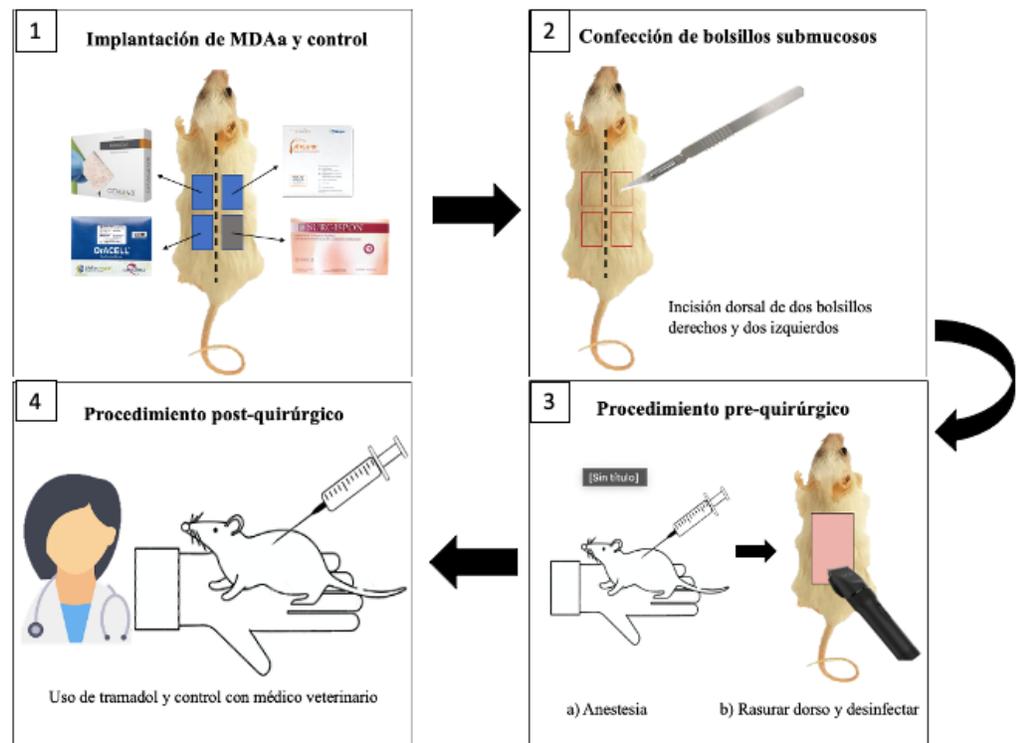
Las tres MDAA que utilizamos AlloDerm® (Biohorizons®, Birmingham, Inglaterra), OrACELL® (LifeNet Health®, Virginia Beach, USA) y Neoderm® (Citagenix, Quebec, Canadá), las cortamos en trozos de 5 x 5 mm. y preparadas para su inserción según las instrucciones del fabricante. Para el sitio control usamos una esponja colágena de baja densidad, Surgispon® (Aegis Lifesciences, Ahmedabad, India).

#### **4.2. Procedimiento quirúrgico**

Efectuamos una incisión dorsal en la línea media del lomo de los ratones, a partir de la cual realizamos cuatro bolsillos subcutáneos, de 15 x 10 mm (Figura 1.2), en los cuatro cuadrantes (dos superiores y dos inferiores, izquierdo y derecho) usando bisturí hoja 15. En cada sitio quirúrgico injertamos una de las MDAA y la esponja colágena (Fig. 1.3). Finalmente suturamos la incisión con sutura reabsorbible 5-0 (ETHICON®, Johnson and Johnson Company®, New Jersey, E.E.U.U).

#### **4.3. Procedimiento postquirúrgico**

Para el manejo del dolor administramos Tramadol (20 mg/kg) subcutáneo en la piel de la zona del cuello (Figura 1.4) con una aguja de 25G, la cual fue una dosis única post-quirúrgica. Con el fin de identificar precozmente la aparición de cualquier complicación postoperatoria en la zona intervenida, los ratones los controlamos diariamente.



**Figura 1. Diseño general.** Este modelo en ratón se puede ver 1. a) la anestesia en el dorso del ratón para luego preparar el sitio a intervenir rasurando y desinfectando el área. 2) La incisión la realizamos en la línea media del ratón realizando dos bolsillos submucosos por lado. 3) La implantación de las matrices dérmicas acelulares alogénicas se representa de color azul, mientras que el control (esponja) se representa en el área gris. 4) Luego de la intervención medicamos al ratón y mantuvimos bajo control con un médico veterinario.

#### 4.4. Recolección de muestras

A las dos semanas (T1), realizamos la eutanasia de los sujetos del primer grupo de prueba utilizando la técnica de dislocación cervical, aplicable a animales pequeños (<200 g). Finalmente, recolectamos las muestras y las conservamos con formalina tamponada 10% durante un día, hasta su procesamiento histológico en el Laboratorio de Patología Oral de la Universidad de Talca.

#### 4.5. Preparación histológica

Las muestras fijadas las lavamos y sometimos mecánicamente al procesador de muestras (Microm STP 120, Thermo Fisher Scientific, Waltham, Massachusetts, E.E.U.U) a ciclos de dos baños de formalina adicionales para asegurar su fijación.

Posteriormente las muestras las deshidratamos en baños de alcohol en concentración ascendente (70%, 85%, 90% y 100%), continuando con dos baños de xileno. Posteriormente, las incluimos en bloques de parafina. Los cortes los realizamos a 5µm en el micrótopo rotatorio (Microm HM 325, Thermo Fisher Scientific, Waltham, Massachusetts, E.E.U.U), para luego montarlas en los portaobjetos previamente tratados con una solución adhesiva (Afix, ARTECOLA, Quilicura, Chile). Posteriormente, los cortes los desparafinamos con xileno, e hidratamos con una serie descendente de alcohol (100%, 90%, 85%, 70%), las lavamos con agua corriente, y luego las teñimos con las tinciones correspondientes de acuerdo a los objetivos planteados.

Para teñir las muestras con la coloración de hematoxilina-eosina (H&E), los portaobjetos los sumergimos secuencialmente en hematoxilina de Harris (Modified Harris Hematoxylin, Thermo Fisher Scientific, Waltham, Massachusetts, E.E.U.U) por 7 minutos, luego en agua amoniacal por 30 segundos y posteriormente en eosina (Eosin Y, Thermo Fisher Scientific, Waltham, Massachusetts, E.E.U.U) por 4 minutos, realizando lavados en agua corriente entre cada paso, secando finalmente las muestras (31). Para la tinción de Giemsa (Giemsa Stain, Modified Solution, Sigma – Aldrich®, San Luis, Misuri, E.E.U.U), los portaobjetos los sumergimos en agua destilada por 10 segundos, luego en solución de azul de metileno (según Giemsa, sin filtrar ni diluir) por 15 minutos y en ácido acético-0,1% por 10 segundos, agua destilada por 10 segundos, tres baños de propanol por 10 segundos cada uno y finalizamos con dos baños de xileno por 5 minutos cada uno (32). Luego de realizar cada una de las tinciones, montamos los portaobjetos en un medio resinoso utilizando láminas de vidrio.

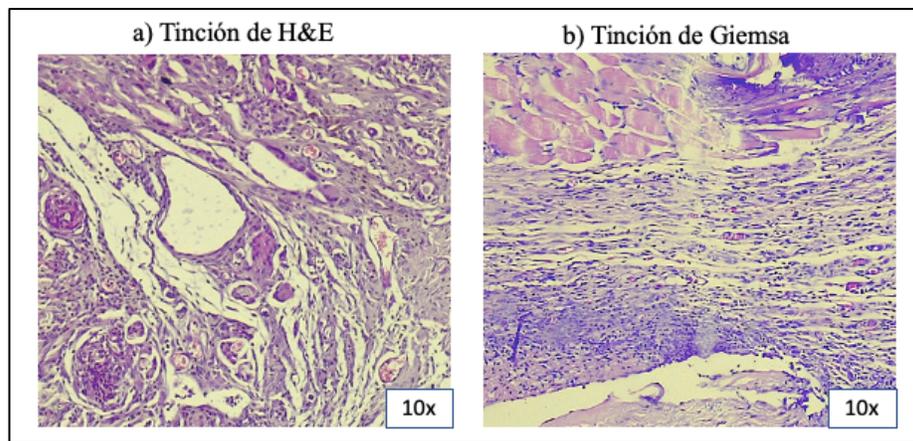
## **4.6. Análisis histológico**

### **4.6.1 Cualitativo**

Para comenzar los análisis histológicos cualitativo de las muestras teñidas con H&E y Giemsa comenzamos tomando cuatro microfotografías de cada muestra utilizando la cámara digital del estereomicroscopio (Leica ICC50W, Leica Microscopy Systems, Ltd., Heerbrugg, Suiza), a través de la aplicación Leica Application Suite (LAS EZ).

De estos cuatro registros tomados, la primera fue realizada a 4x permitiéndonos realizar una descripción general de los elementos anatómico-estructurales del ratón, mientras las otras tres fueron a 10x, permitiendo una descripción más detallada de las zonas vecinas a las matrices.

Las muestras teñidas con hematoxilina-eosina (H&E) revelaron la anatomía de los vasos sanguíneos, siendo estos teñidos de color rojo, mientras que las células inflamatorias mostraron un núcleo de color azul/púrpura. Por su parte, la tinción de Giemsa nos permitió una evaluación más específica del infiltrado celular inflamatorio, tiñendo el núcleo de las células de color azul-morado mientras que el citoplasma se tiñó de color rosado (Fig. 2).

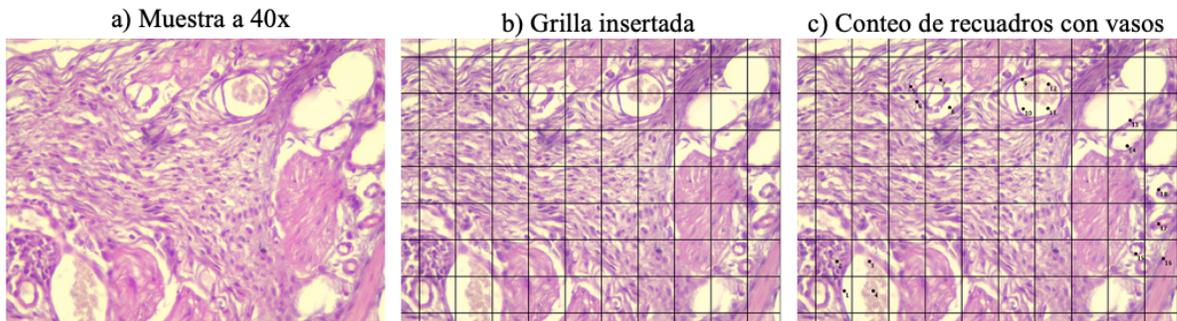


**Figura 2. Tinciones.** En la imagen podemos observar dos microfotografías de la muestra a 10x en donde en a) en la tinción de H&E, vemos vasos y células, mientras que en b) observamos la tinción de Giemsa mostrándose las células inflamatorias.

#### 4.6.2 Cuantitativo

El análisis cuantitativo de las muestras teñidas lo llevamos a cabo utilizando la cámara digital del estereomicroscopio. Las imágenes las visualizamos y procesamos a través del software ImageJ v1.53 (National Institutes of Health and the Laboratory for Optical and Computational Instrumentation, LOCI, University of Wisconsin, USA). Para la cuantificación de vasos sanguíneos empleamos cinco microfotografías (33) a un aumento de 40x, siendo escogidos los sitios con mayor cantidad de vasos en cada una de las muestras. Sobre cada una de estas imágenes creamos una grilla de 70 recuadros (“Plugin - Grid”), contabilizando el número de recuadros conteniendo vasos sanguíneos o fragmentos de éstos y calculando el porcentaje de cuadros contenido de cada imagen.

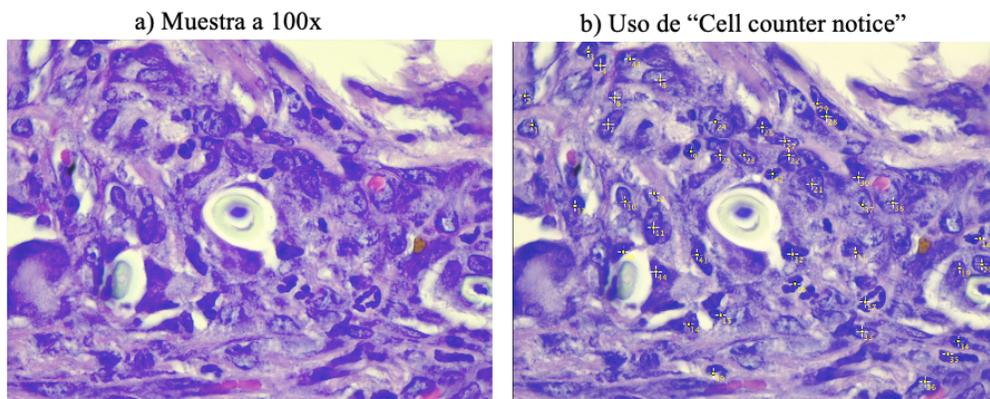
Posteriormente realizamos un promedio final, de las 4 microfotografías, el que representa la cantidad total de vasos sanguíneos de cada muestra (Fig. 3).



**Figura 3. Análisis de vasos sanguíneos.** a) Observamos la muestra a 40x respectivamente con Tinción de H&E. b) Se debe inicialmente confeccionar una grilla para facilitar el conteo. c) Se muestra el uso del conteo de recuadros que se encuentra con algún fragmento de vaso sanguíneo.

---

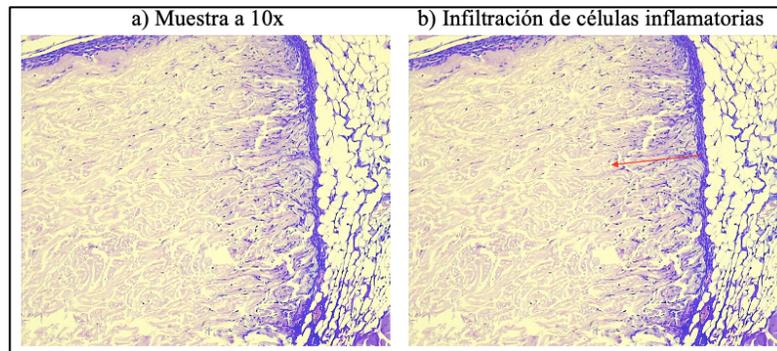
Para la cantidad células inflamatorias de la muestra aplicamos sobre las 4 microfotografía capturadas a 100x, el plugin “Cell counter notice”, el cual, de forma manual y secuencial, indica la cantidad de células en la microfotografía. Luego de ello sacamos un promedio de la cantidad total de células inflamatorias de cada fotografía, terminando con un promedio final de cada muestra (Fig. 4).



**Figura 4. Análisis de células inflamatorias.** a) Observamos la muestra a 100x respectivamente con Tinción de Giemsa. b) Observamos el uso de “Cell counter notice” donde nos indica la cantidad de células sanguíneas marcando cada una de ellas.

---

Para analizar la infiltración de las células inflamatorias en la MDAa usamos la función “Set Scale” sobre 3 microfotografías a 10x, obtenidas de la mejor muestra, y registramos las capas superficial, interna y lateral. En ellas trazamos una línea recta desde el extremo de la matriz hasta la zona más interna de ésta con presencia de células. Esto nos permitió calcular la distancia aproximada de una eventual infiltración celular en las distintas capas de la matriz (Fig. 5).



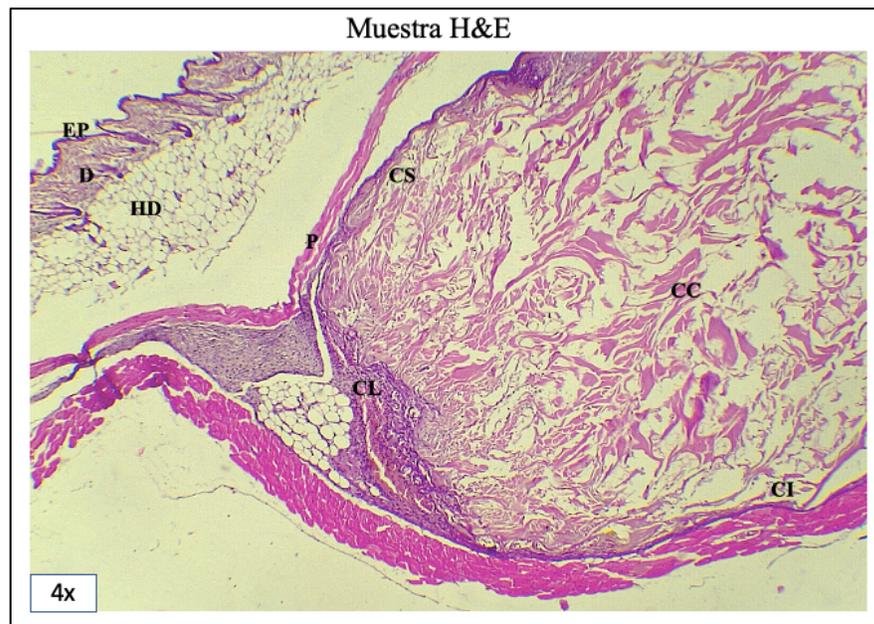
**Figura 5 . Análisis de infiltración de células inflamatorias.** a) Observamos la muestra a 10x respectivamente con Tinción de Giemsa. b) Observamos el uso de “Set Scale” donde nos indica la distancia de infiltración que va desde el margen de la matriz hacia el centro de esta misma.

---

## 5. RESULTADOS

### 5.1. Descripción general de la muestra

En la zona más superficial de la muestra observamos la piel de los ratones, formada por la epidermis epitelial externa y la dermis del tejido conectivo, así como una hipodermis subyacente compuesta en gran parte por grasa. Además, observamos una capa delgada de músculo esquelético, el panículo carnososo, que separa la grasa hipodérmica de la adventicia adherida al músculo subyacente. En el caso de los ratones donde implantamos las MDAa se puede divisar una estructura central compuesta de haces de fibras colágenas correspondiente al cuerpo de la matriz, la cual no fue observada en el grupo control. Según la distancia hacia el epitelio, las zonas vecinas a la matriz las definimos como: capa superficial (subyacente a la piel), capa interna (zona más profunda), capa central (centro de la matriz) y capa lateral (bordes laterales de la matriz) (Fig. 6).

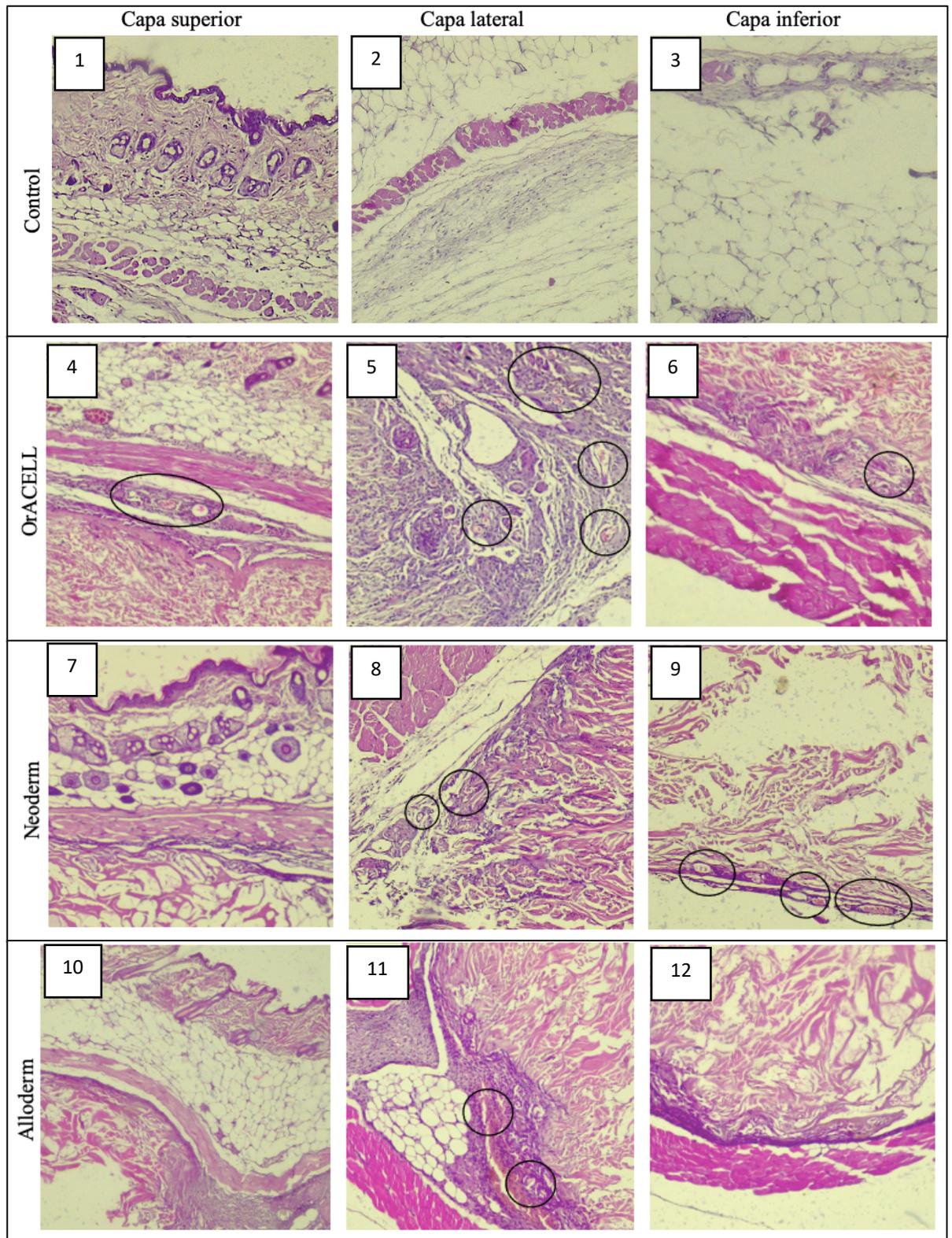


**Figura 6. Capas de la muestra.** Observamos la muestra con Alloderm® a 4x con tinción de H&E, donde se puede observar la epidermis epitelial externa (EP) en la zona superior de la microfotografía, bajo este se encuentra la dermis (D), la hipodermis (HP) y el panículo carnososo (P). Bajo éste se puede observar un conjunto de haces de fibras colágenas pertenecientes a la matriz, donde se dividen en: capa superficial (CS), capa interna (CI), capa central (CC) y capa lateral (C).

## **5.2. Análisis histológico**

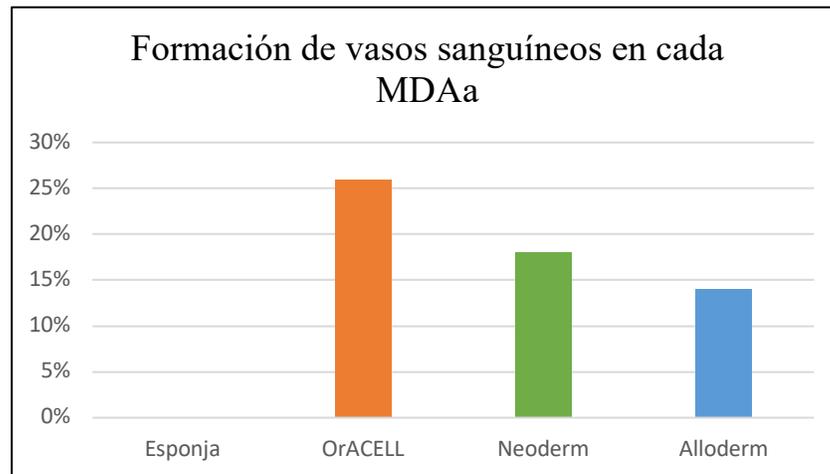
### **5.2.1. Vasos sanguíneos**

Los ratones en donde implantamos las MDAa mostraron un aumento de vasos sanguíneos, rodeando las matrices, respecto al grupo control. Los ratones donde injertamos Oracell® mostraron presencia de vasos sanguíneos en la tres zonas vecinas (CS, CL y CI), mientras que en aquellos con Neoderm® los vasos se presentaron solo en la CL y la CI. La menor cantidad de vasos la observamos en las muestras de Alloderm®, observándolos sólo en la CL. No observamos vasos sanguíneos en la zona central de ninguna matriz (Fig. 7).



**Figura 7. Vasos sanguíneos en las distintas MDAa.** Observamos en las microfotografías a 10x, las diferentes distribuciones de los vasos sanguíneos en relación a la implantación de la matriz, en donde se observa tanto en la capa superficial (1era imagen), capa lateral (2da imagen) y capa interna (3ra imagen). La presencia de vasos sanguíneos fue señalada con un círculo negro.

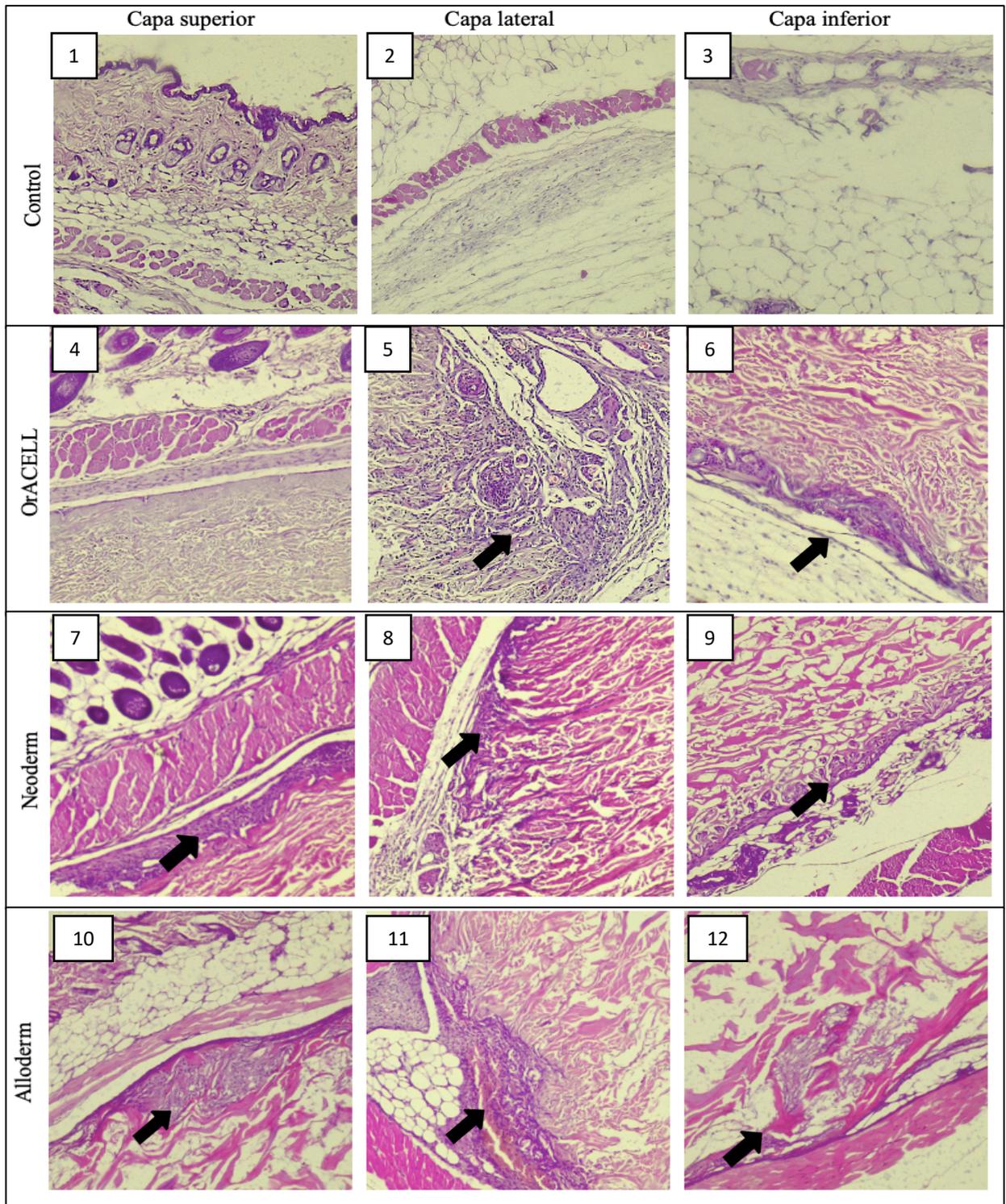
Con respecto a los sitios implantados, estos mostraron diferencias en la cantidad de vasos sanguíneos, en la cual el sitio control dio un 0% de neoformación vascular. Distinto fue el caso en los sitios con MDAA, obteniendo un mayor porcentaje de vasos sanguíneos, los cuales fueron: Oracell® (26%), Neoderm® (18%) y finalmente Alloderm® (14%) (Fig. 8).



**Figura 8. Cantidad de vasos sanguíneos en las distintas MDAA.** Observamos en el gráfico de barras que la matriz con mayor presencia de vasos sanguíneos alrededor de esta es Oracell®, seguido de Alloderm® y Neoderm®. La esponja colágena no obtuvo ninguna presencia de vaso sanguíneo.

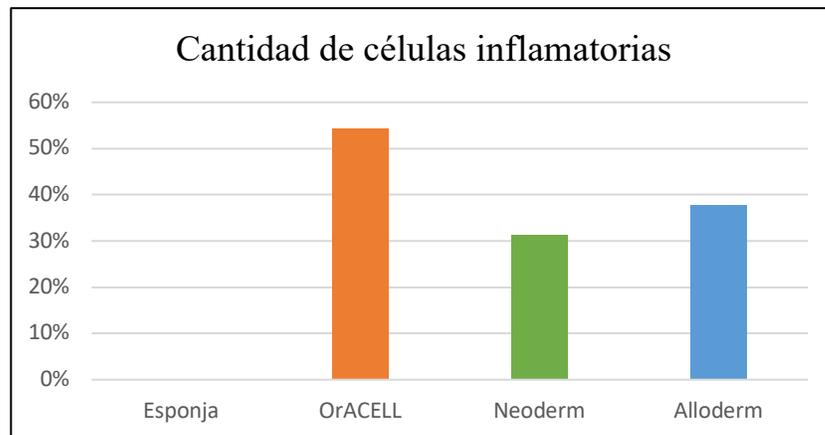
### 5.2.2. Células inflamatorias

A las dos semanas el grupo control no presentó infiltrado de células inflamatoria, mientras que, en general, los tejidos conteniendo una MDAA presentaron células inflamatorias las cuales se distribuyeron de forma irregular rodeando las matrices: Oracell® presentó un mayor infiltrado en la CL, siendo este más escaso en la CI y ausente en la CS. De manera similar, Neoderm® presentó el mayor infiltrado en las CL, siendo menos abundante en las CS y la CI. Alloderm® presentó mayor infiltrado en las CL y CS, siendo muy escaso en la CI. No observamos células inflamatorias en el centro de la matriz en ningún tipo de MDAA a las dos semanas de su implantación (Fig. 9).



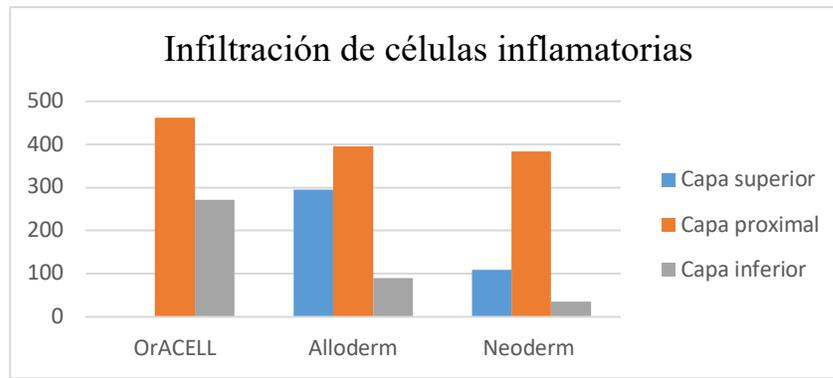
**Figura 9. Infiltrado inflamatorio en las distintas MDAA.** Observamos estas muestras con H&E a 10x divididas en capas (superficial, lateral e interna) para evidenciar la presencia de células inflamatorias y su predominancia en las diversas capas evaluadas. Se puede observar (indicado por una flecha color negro) donde hay presencia de este infiltrado, el cual los únicos sin presencia de este son el control en todas sus capas (1-2-3) y Oracell® en su capa superficial (4)

En relación a la cantidad de células inflamatorias de cada una de las muestras la que menos porcentaje obtuvo fue el control con un 0%. Luego le siguen las matrices de Neoderm® con un 31,3%, Alloderm® con un 37,7% y finalmente Oracell® con un 54,2%, siendo la matriz con mayor infiltrado inflamatorio a las dos semanas de implantación (Figura 10). Esto se condice con lo observado en la infiltración de células inflamatorias.



**Figura 10. Cantidad de células inflamatorias.** Observamos un gráfico de barras el cual compara entre las distintas MDAA la cantidad de células inflamatorias, siendo Oracell® la que presenta mayor concentración de estas. Por otro lado, no se observó ninguna célula inflamatoria en la esponja colágena.

Con respecto a la infiltración o a la invasión celular de las MDAA, en las diferentes regiones examinadas de las MDAA, pudimos observar que en la CS la matriz con mayor infiltración fue Alloderm® (295  $\mu$ m), seguido de Neoderm® (109  $\mu$ m) y luego Oracell® donde no se observaron células. Por otro lado, en la CL Oracell® fue la más infiltrada (462  $\mu$ m), seguida por Alloderm® (394  $\mu$ m) y finalmente Neoderm® (386  $\mu$ m). Por último, en la CI, Oracell® fue la aquella que mostró la mayor distancia de infiltración con (271  $\mu$ m), seguida de Alloderm® (90) y de Neoderm® (35) (Fig. 11).



**Figura 11. Infiltración de células inflamatorias.** Se observa un gráfico de barras el cual compara entre las distintas MDAa la capa con mayor infiltración celular, siendo de estas tres la capa lateral la que presenta mayor infiltración.

---

## 6. DISCUSIÓN

En el presente estudio investigamos la respuesta inflamatoria del huésped a las dos semanas de la implantación de 3 MDAA, enfocándonos en la presencia y cantidad de vasos sanguíneos e infiltrado inflamatorio presente en los tejidos y matrices, confirmando una rápida formación de vasos a dos semanas alrededor de las MDAA, la cual fue acompañada de infiltración celular, no observándose reacciones a cuerpo extraño en ninguna de ellas. Estudios previos reportaron resultados similares mostrando un aumento de los vasos sanguíneos (26, 34) y del número de células inflamatorias (35-37), tanto al interior de las MDA como en los tejidos subyacentes, durante las primeras semanas de cicatrización (12, 15, 37, 38). La rápida formación de un infiltrado celular inflamatorio, durante la fase inflamatoria de la cicatrización, cobra relevancia toda vez que el proceso curativo requiere de una secuencia de pasos que implican interacciones entre células inflamatorias y las epiteliales (39), las que liberarán una serie de citoquinas y factores de crecimiento encargadas de estimular la migración celular y la formación de vasos sanguíneos, los que, a su vez, permitirán el transporte de los componentes celulares de reparación y la liberación de otros factores de crecimiento (40-42).

No obstante, a pesar de su origen común, las 3 MDAA mostraron diferencias en la distribución y cantidad de vasos sanguíneos y células inflamatorias. Lo anterior pudiendo resultar de las diferencias en el procesamiento de cada matriz. Las MDA requieren de un proceso de descelularización, el cual reduce su inmunogenicidad, debiendo permitir la preservación de los componentes biológicos naturales que proporcionarán un nicho físico y bioquímico para la migración de células progenitoras que permitirán la regeneración tisular posterior (43). Un proceso de descelularización deficiente puede inducir reacciones inflamatorias descontroladas afectando negativamente el proceso de remodelación (24, 38). Oracell® fue una de las matrices que presentó mayor porcentaje de vasos sanguíneos e infiltrado inflamatorio (26% y 54,2% respectivamente). Esta MDAA utiliza una tecnología Matracell para la descelularización, y una esterilización terminal utilizando rayos gamma a bajas dosis. La matriz resultante contendría 20ng de ADN, lo que sería significativamente inferior a los criterios de descelularización requeridos (< 50ng) (44).

Respecto de los procesos de esterilización terminal, la irradiación gamma a altas dosis podría afectar negativamente la actividad de procesos celulares (adherencia y migración), lo cual tendría repercusiones para la incorporación de células en la matriz (45). El uso de bajas dosis de irradiación empleado en Oracell® podría explicar la activa formación de vasos sanguíneos y la reacción inflamatoria observada, en comparación con las otras matrices. Además, la presencia de factores de crecimiento en su composición, ayudaría a la mayor migración celular (46). Alloderm® obtuvo menores resultados con respecto a la formación de vasos sanguíneos e infiltrado inflamatorio (18% y 37,7% respectivamente). Esta es una de las MDAa más antiguas utilizadas y con mayor cantidad de estudios (26, 47-49), siendo sometida a tres procedimientos principales: la descelerización, utilizando una serie de detergentes, la liofilización y el uso de un antiviral y (50), los cuales podrían relacionarse con la menor formación de vasos y células inflamatorias observada (46). Finalmente, Neoderm®, matriz presentando la menor formación de vasos sanguíneos e infiltrado inflamatorio (14% y 31,3% respectivamente) es una matriz relativamente nueva en el mercado presentando escasa información sobre su procesamiento, la cual se presenta como “una matriz mínimamente procesada”, es decir, descelerizada, desinfectada y liofilizada (51) de manera similar a Alloderm®. Su diferencia radicaría en que no es esterilizada (26). Cabe mencionar que en el control no observamos formación de vasos sanguíneos e infiltrado inflamatorio, lo cual se explica por no presentar componentes de la matriz extracelular que induzcan la formación de tejido tisular (41).

Con respecto a la distribución de la infiltración celular, las MDAa obtuvieron diferentes resultados dependiendo de la región analizada (CS, CL y CI). Es así como, Oracell® mostró la mayor infiltración en la CL, no obstante en la CS no presentó células inflamatorias. Por otro lado, Alloderm® destacó como la matriz con mayor infiltración en la CS y Neoderm® fue la que obtuvo menores resultados en todas las capas analizadas. Estas “diferencias regionales” podrían reflejar la existencia de diferentes capas que formando la estructura de las MDAa. Es así que, los lados “papilar” y “reticular” de Oracell®, determinarán que, cuando el lado papilar quede hacia la CS, esta repelerá la sangre, quedando el lado reticular contra la herida quirúrgica, o el tejido más vascularizado, con el fin de absorberla (52). Lo anterior, podría explicar porqué Oracell® no presentó infiltración en la CS.

Cabe mencionar que, a las 2 semanas de implantación, ninguna MDAA presentó infiltración en la CC requiriéndose, según la literatura, a lo menos 8 semanas para aquello (15).

Las implicancias de estos resultados van de la mano con el uso clínico dado a cada matriz. Por otro lado, debemos recordar que es difícil reconocer el umbral en el cual la inflamación deja de ser beneficiosa y comienza a interferir con la regeneración (inflamación clínica, patológicas y fisiológicamente variables) (22). Dado que las células inflamatorias que llegan del torrente sanguíneo podrían degradar los compuestos de la matriz, viéndose afectada su permanencia en el tiempo, la mayor vascularización e infiltración celular inducida por Oracell® podría implicar una mayor tendencia a la reabsorción de esta misma. Sin embargo, la misma respuesta inflamatoria precoz tendría la ventaja de ser antifibrótica, permitiendo obtener un tejido más laxo y parecido al tejido del hospedero (53). De este modo, Oracell® podría estar indicada en terapias de recubrimiento radicular donde la respuesta vascular rápida será indispensable y no en aquellos que requieran una gran estabilidad en el tiempo. Distintos fueron los casos de Alloderm® y Neoderm®, las cuales al ser biomateriales con un reducido procesamiento, podrían tener una respuesta inflamatoria más “neutra” en el tejido hospedero, presentando una menor vascularización y cantidad de células inflamatorias, lo cual podría implicar una reabsorción más lenta y, en consecuencia, una mayor estabilidad, ideal para tratamientos que requieran de aumento de grosor estable de los tejidos periodontales. No obstante, la ausencia de inflamación representa un riesgo de formación de tejidos fibróticos (53), parámetro a considerar en la elección de estas matrices. Sin embargo, dado el corto tiempo de análisis de nuestro estudio, falta evidencia de la respuesta de los tejidos a más largo plazo.

En conclusión, las MDAA desencadenan reacciones vasculares e inflamatorias diferentes y que les son propias, probablemente debido a las diferencias en los procesamientos de fabricación. Estas diferencias pueden jugar un rol en la aplicación clínica ideal para cada una de estas, pudiendo determinar su uso en procedimientos que necesiten una respuesta e integración rápida, o bien en actos quirúrgicos, necesitando una mayor estabilidad a largo plazo de su estructura. Sin embargo, se hace necesario recoger mayor información diseñando trabajos a más largo plazo que involucren análisis más específicos que permitan la identificación de las células inflamatorias presentes, y su cantidad, así como la cantidad y disposición de fibras colágenas presentes.

## 7. REFERENCIAS

1. Zucchelli G, Mounssif I. Periodontal plastic surgery. *Periodontol* 2000. 2015;68(1):333-68. doi: 10.1111/prd.12059.
2. Alarcón MA, Diaz KT, Muñoz M. Recubrimiento de recesiones múltiples: Uso de matriz dérmica acelular vs. matriz de colágeno. *Revista Estomatológica Herediana*. 2016;26:236-43.
3. Burkhardt R, Lang NP. Fundamental principles in periodontal plastic surgery and mucosal augmentation--a narrative review. *J Clin Periodontol*. 2014;41 Suppl 15:S98-107. doi: 10.1111/jcpe.12193.
4. Fernandes-Benedito I, Vieira-Falabella. ME. Therapy of gingival recessions using laterally positioned flap plus connective tissue graft: Case reports. *International journal of interdisciplinary dentistry*. 2021;14:52-4.
5. Imber JC, Kasaj A. Treatment of Gingival Recession: When and How? *Int Dent J*. 2021;71(3):178-87. doi: 10.1111/idj.12617.
6. Vreeburg S, Griffiths G, Rossmann J. A Comparative Study of Root Coverage using OrACELL™ Subepithelial Connective Tissue Graft: A Randomized Controlled Trial. *The Open Dentistry Journal*. 2018;12:977-86. doi: 10.2174/1874210601812010977.
7. Núñez J, Caffesse R, Vignoletti F, Guerra F, San Roman F, Sanz M. Clinical and histological evaluation of an acellular dermal matrix allograft in combination with the coronally advanced flap in the treatment of Miller class I recession defects: an experimental study in the mini-pig. *J Clin Periodontol*. 2009;36(6):523-31. doi: 10.1111/j.1600-051X.2009.01401.x.

8. Merijohn GK. Management and prevention of gingival recession. *Periodontol* 2000. 2016;71(1):228-42. doi: 10.1111/prd.12115.
9. Mafla AC, Lopez-Moncayo LF. Dentine sensitivity risk factors: A case-control study. *Eur J Dent*. 2016;10(1):1-6. doi: 10.4103/1305-7456.175678.
10. Kasaj A. Gingival recession coverage: <sup>[1]</sup><sub>[5EP]</sub>Do we still need autogenous grafts? *Quintessence Int*. 2016;47(9):775-83. doi: 10.3290/j.qi.a36685.
11. Gürlek Ö, Gümüş P, Nizam N, Buduneli N. Coronally advanced flap with connective tissue graft or xenogeneic acellular dermal matrix in the treatment of multiple gingival recessions: A split-mouth randomized clinical trial. *J Esthet Restor Dent*. 2020;32(4):380-8. doi: 10.1111/jerd.12547.
12. Couto SR, Luan X, Rossmann JA, Stenberg WV, Yen K, Atwi S, et al. An in vivo comparison of wound healing characteristics of two commercial acellular dermal matrices. *Clin Exp Dent Res*. 2021. doi: 10.1002/cre2.412.
13. Vincent-Bugnas S, Laurent J, Naman E, Charbit M, Borie G. Treatment of multiple gingival recessions with xenogeneic acellular dermal matrix compared to connective tissue graft: a randomized split-mouth clinical trial. *J Periodontal Implant Sci*. 2021;51(2):77-87. doi: 10.5051/jpis.2002400120.
14. Balderrama Í F, Ferreira R, Rezende DRB, Nogueira A, Gregghi SLA, Zangrando MSR. Root coverage stability with acellular dermal matrix in multiple gingival recessions in esthetic zone: A clinical case report with 12-year follow-up. *J Indian Soc Periodontol*. 2019;23(6):584-8. doi: 10.4103/jisp.jisp\_582\_18.
15. Boháč M, Danišovič L, Koller J, Dragúňová J, Varga I. What happens to an acellular dermal matrix after implantation in the human body? A histological and electron microscopic study. *Eur J Histochem*. 2018;62(1):2873. doi: 10.4081/ejh.2018.2873.

16. Jayavel K, Swaminathan M, Kumar S. Ridge augmentation and root coverage using acellular dermal matrix: a case report. *Dent Res J (Isfahan)*. 2010;7(2):88-91.
17. Sarkozyova N, Dragunova J, Bukovcan P, Ferancikova N, Breza J, Zilinska Z, et al. Preparation and processing of human allogenic dermal matrix for utilization in reconstructive surgical procedures. *Bratisl Lek Listy*. 2020;121(6):386-94. doi: 10.4149/bll\_2020\_063.
18. Sherris DA, Oriel BS. Human acellular dermal matrix grafts for rhinoplasty. *Aesthet Surg J*. 2011;31(7 Suppl):95s-100s. doi: 10.1177/1090820x11418200.
19. Gallagher SI, Matthews DC. Acellular dermal matrix and subepithelial connective tissue grafts for root coverage: A systematic review. *J Indian Soc Periodontol*. 2017;21(6):439-48. doi: 10.4103/jisp.jisp\_222\_17.
20. Shridharani SM, Tufaro AP. A systematic review of acellular dermal matrices in head and neck reconstruction. *Plast Reconstr Surg*. 2012;130(5 Suppl 2):35s-43s. doi: 10.1097/PRS.0b013e31825eff7a.
21. Windisch P, Molnár B. Surgical management of gingival recession using autogenous soft tissue grafts. *Clinical Dentistry Reviewed*. 2019;3. doi: 10.1007/s41894-019-0058-4.
22. Okada S, Ogata T. Inflammation and regeneration in cross-organs. *Inflamm Regen*. 2016;36:18. doi: 10.1186/s41232-016-0023-4.
23. Cooke JP. Inflammation and Its Role in Regeneration and Repair. *Circ Res*. 2019;124(8):1166-8. doi: 10.1161/circresaha.118.314669.
24. Keane TJ, Londono R, Turner NJ, Badylak SF. Consequences of ineffective decellularization of biologic scaffolds on the host response. *Biomaterials*. 2012;33(6):1771-81. doi: 10.1016/j.biomaterials.2011.10.054.

25. Delavary BM, van der Veer WM, van Egmond M, Niessen FB, Beelen RHJ. Macrophages in skin injury and repair. *Immunobiology*. 2011;216(7):753-62. doi: <https://doi.org/10.1016/j.imbio.2011.01.001>.
26. Capito AE, Tholpady SS, Agrawal H, Drake DB, Katz AJ. Evaluation of host tissue integration, revascularization, and cellular infiltration within various dermal substrates. *Ann Plast Surg*. 2012;68(5):495-500. doi: 10.1097/SAP.0b013e31823b6b01.
27. Cummings LC, Kaldahl WB, Allen EP. Histologic evaluation of autogenous connective tissue and acellular dermal matrix grafts in humans. *J Periodontol*. 2005;76(2):178-86. doi: 10.1902/jop.2005.76.2.178.
28. Moyer HR, Hart AM, Yeager J, Losken A. A Histological Comparison of Two Human Acellular Dermal Matrix Products in Prosthetic-Based Breast Reconstruction. *Plast Reconstr Surg Glob Open*. 2017;5(12):e1576. doi: 10.1097/gox.0000000000001576.
29. Ley 20380 Sobre Protección de Animales (2009).
30. Association AVMA. AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals Schaumburg2020. Available from: <https://www.avma.org/resources-tools/avma-policies/avma-guidelines-euthanasia-animals>.
31. Cardiff RD, Miller CH, Munn RJ. Manual hematoxylin and eosin staining of mouse tissue sections. *Cold Spring Harb Protoc*. 2014;2014(6):655-8. doi: 10.1101/pdb.prot073411.
32. Millipore M. Giemsa's azur eosin methylene blue solution. In: Corporation EM, editor. Darmstadt, Germany: Merck Millipore; 2018. p. 4.
33. MARCOS-GARCÉS V, HARVAT M, MOLINA AGUILAR P, FERRÁNDEZ IZQUIERDO A, RUIZ-SAURÍ A. Comparative measurement of collagen bundle orientation by Fourier analysis and semiquantitative evaluation: reliability and agreement in

Masson's trichrome, Picrosirius red and confocal microscopy techniques. *Journal of Microscopy*. 2017;267(2):130-42. doi: <https://doi.org/10.1111/jmi.12553>.

34. Aragonese J, Suárez A, Rodríguez C, Aragonese JM. Histomorphometric Comparison between Two Types of Acellular Dermal Matrix Grafts: A Mini Pig Animal Model Study. *Int J Environ Res Public Health*. 2021;18(8). doi: 10.3390/ijerph18083881.
35. Rothamel D, Benner M, Fienitz T, Happe A, Kreppel M, Nickenig HJ, et al. Biodegradation pattern and tissue integration of native and cross-linked porcine collagen soft tissue augmentation matrices - an experimental study in the rat. *Head Face Med*. 2014;10:10. doi: 10.1186/1746-160x-10-10.
36. Sotnichenko A, Nakokhov R, Gubareva E, Kuevda E, Gumenyuk I. Morphological Evaluation of the Tissue Reaction to Subcutaneous Implantation of Decellularized Matrices. *Bulletin of Experimental Biology and Medicine*. 2018;166. doi: 10.1007/s10517-018-4334-0.
37. Owens JL, Cordell KG, Amornporncharoen M, Palaiologou AA. Histologic Evaluation of Acellular Dermal Matrix Allografts in Humans. *Clin Adv Periodontics*. 2017;7(3):122-7. doi: 10.1902/cap.2017.160057.
38. Kim JY, Yang KM, Youn JH, Park H, Hahn HM, Lee IJ. In Vitro Analysis of Histology, Mechanics, and Safety of Radiation-free Pre-hydrated Human Acellular Dermal Matrix. *J Breast Cancer*. 2020;23(6):635-46. doi: 10.4048/jbc.2020.23.e64.
39. LeBert DC, Huttenlocher A. Inflammation and wound repair. *Seminars in immunology*. 2014;26(4):315-20. doi: 10.1016/j.smim.2014.04.007.
40. Koh TJ, DiPietro LA. Inflammation and wound healing: the role of the macrophage. *Expert reviews in molecular medicine*. 2011;13:e23-e. doi: 10.1017/S1462399411001943.

41. Fang L, Chen L, Song M, He J, Zhang L, Li C, et al. Naoxintong accelerates diabetic wound healing by attenuating inflammatory response. *Pharm Biol.* 2021;59(1):252-61. doi: 10.1080/13880209.2021.1877735.
42. Singer AJ, Clark RA. Cutaneous wound healing. *N Engl J Med.* 1999;341(10):738-46. doi: 10.1056/nejm199909023411006.
43. Blaudez F, Ivanovski S, Hamlet S, Vaquette C. An overview of decellularisation techniques of native tissues and tissue engineered products for bone, ligament and tendon regeneration. *Methods.* 2020;171:28-40. doi: 10.1016/j.ymeth.2019.08.002.
44. Crapo PM, Gilbert TW, Badylak SF. An overview of tissue and whole organ decellularization processes. *Biomaterials.* 2011;32(12):3233-43. doi: 10.1016/j.biomaterials.2011.01.057.
45. Nilsen TJ, Dasgupta A, Huang YC, Wilson H, Chnari E. Do Processing Methods Make a Difference in Acellular Dermal Matrix Properties? *Aesthet Surg J.* 2016;36(suppl 2):S7-s22. doi: 10.1093/asj/sjw163.
46. Couto SR, Luan X, Rossmann JA, Stenberg WV, Yen K, Atwi S, et al. An in vivo comparison of wound healing characteristics of two commercial acellular dermal matrices. *Clin Exp Dent Res.* 2021;7(5):679-91. doi: 10.1002/cre2.412.
47. Chauviere MV, Schutter RJ, Steigelman MB, Clark BZ, Grayson JK, Sahar DE. Comparison of AlloDerm and AlloMax tissue incorporation in rats. *Ann Plast Surg.* 2014;73(3):282-5. doi: 10.1097/SAP.0b013e31827a2d00.
48. Harirchian S, Baredes S. Use of AlloDerm in primary reconstruction after resection of squamous cell carcinoma of the lip and oral commissure. *Am J Otolaryngol.* 2013;34(5):611-3. doi: 10.1016/j.amjoto.2013.03.003.

49. Wainwright DJ. Use of an acellular allograft dermal matrix (AlloDerm) in the management of full-thickness burns. *Burns*. 1995;21(4):243-8. doi: 10.1016/0305-4179(95)93866-i.
50. Saadoun AP. Cobertura de la raíz con Emdogain/AlloDerm: Una nueva técnica de tratamiento de la retracción gingival. *The European Journal of Esthetic Dentistry*. 2008;1(1):40-59.
51. Citagenix. The Regen Company. In: Citagenix, editor. USA2017.
52. Health® L. Guía de uso OrACELL ®. Virginia Beach, EE.UU: LifeNet Health ®; 2017. p. 2.
53. Mack M. Inflammation and fibrosis. *Matrix Biol*. 2018;68-69:106-21. doi: 10.1016/j.matbio.2017.11.010.

## Preview

<b>Reference:</b>	ABS-EUROPERIO-2022-00851
<b>Title:</b>	<b>Inflammatory response and tissue integration of allogeneic acellular dermal matrix in a mice model</b>
<b>Type:</b>	Research presentation
<b>Authors:</b>	J. Jacques <sup>2</sup> , D. Betancur <sup>1</sup> , M.A. Rojas <sup>2</sup> , B. Venegas <sup>2</sup> , W. Donoso <sup>2</sup> , A. Rojas <sup>2</sup> , J. Orellana <sup>2</sup> <sup>1</sup> Universidad de Talca, Talca, Chile, <sup>2</sup> Universidad de Concepción, Dpto. Estomatología Quirúrgica, Concepcion, Chile
<b>Preferred presentation type:</b>	E-Poster
<b>Topic: *</b>	B6: Dental Implants & Peri-implant Diseases - Other topics

### Abstract text

<b>Background &amp; Aim: *</b>	<b>Allogeneic acellular dermal matrix</b> has shown be an effective option to the use of subepithelial connective tissue graft during gingival recession recovering. Despite the relevance of the inflammatory response in the healing and in the integration of the membranes, comparative histological studies that allow a choice based on scientific aspects, and not purely commercial, are limited. Regarding this idea, the aim of this study was described and compare, the <b>inflammatory response and tissue integration</b> induced by three allogeneic acellular dermal matrices after their insertion in a mice model.
<b>Methods: *</b>	Allogeneic acellular dermal matrix (Alloderm®, Neoderm® and OrACELL®) were implanted in the dorsal subdermal area of BALB/c mice, using a collagen-sponge as a control during two weeks. The animals were euthanized and samples obtained fixed, processed and analyzed using hematoxylin-eosin and Giemsa staining for a descriptive and quantitative analysis of the amount and distribution of blood vessels and inflammatory cells. In the same way, Picro-sirius red staining was used to evaluate presence of fibroblasts, collagen and type of collagen.
<b>Results: *</b>	The matrix generate an inflammation not observed in the controls. OrACELL® was the one with the greatest presence of blood vessels and inflammatory cell infiltrate, this being the most abundant in the lateral portion of the matrices. No cell invasion was observed in any matrix. Regarding tissue repopulation, OrACELL® has a faster tissue reaction and cell repopulation than AlloDerm® and Neoderm®, apparently being the best alternative to the use of the gold standard for the treatment of gingival recessions, however experimental studies evaluating their long-term are needed.
<b>Conclusions: *</b>	Dermal matrix are an interesting alternative to the use of connective graft in recession-covering surgeries, however aspects such as inflammatory potential, cell turnover and repopulation, which are key aspects for the clinical success of these procedures, must still be studied in greater depth.
<b>1. I understand that if this abstract is accepted, EuroPerio10 will hold the copyright:</b>	Yes



\*

**2. I have received the permission of all authors to sign and provide a copyright transfer agreement which transfers copyright to the EFP: \***

Yes

**3. By submitting an abstract on this web site, you represent that you own or otherwise have rights to the written summaries of research or observations ("Abstract") provided by you to EuroPerio10 (hereafter EP10), utilizing this site: \***

Yes

**4. In case of unsuccessfully applying for oral presentation I will accept a poster communication: \***

Yes

**5. I affirm that if this abstract is accepted as a Poster presentation, it will be submitted and presented as an e-poster following the general rules of electronic poster format preparation: \***

Yes

**6. I affirm that if this abstract is accepted for Poster or Oral presentation, at least one of the authors will register for EuroPerio10 in Copenhagen by the given deadline (March 2, 2022): \***

Yes

**7. For clinical studies and animal studies, I certify that the study has been approved by an appropriate Institutional Research Board/ Research Ethics Committee: \***

Yes

**8. This abstract contains work that is original and has not been previously published in a journal: \***

Yes

**9. I affirm that I will also present my abstract if the session is arranged in a hybrid format: \***

Yes

Back

---

designed by **docu.medias**  
[Imprint](#) - [Data Security Agreement](#)