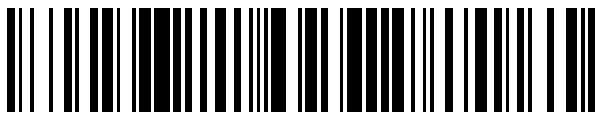


(19)



OFICINA ESPAÑOLA DE  
PATENTES Y MARCAS  
ESPAÑA



(11) Número de publicación: **2 992 455**

(21) Número de solicitud: 202330486

(51) Int. Cl.:

**A61L 27/36** (2006.01)  
**A61L 27/50** (2006.01)

(12)

## SOLICITUD DE PATENTE

A1

(22) Fecha de presentación:

**09.06.2023**

(43) Fecha de publicación de la solicitud:

**12.12.2024**

(71) Solicitantes:

**UNIVERSIDAD DE GRANADA (70.0%)**  
Avda. del Hospicio, s/n  
18071 Granada (Granada) ES y  
**SERVICIO ANDALUZ DE SALUD (30.0%)**

(72) Inventor/es:

**CARRIEL ARAYA, Víctor Sebastián;**  
**CAMPOS SÁNCHEZ, Fernando;**  
**ALAMINOS MINGORANCE, Miguel;**  
**SÁNCHEZ PORRAS, David;**  
**GARCÍA GARCÍA, Óscar Darío;**  
**CHATO ASTRAIN, Jesús;**  
**LLINARES MONLLOR, Claudia y**  
**ESCALANTE QUIRÓS, Sandra**

(74) Agente/Representante:

**SAN MARTÍN ALARCIA, Esther**

(54) Título: **Matrices extracelulares para su uso en ingeniería tisular**

(57) Resumen:

La presente invención describe un procedimiento de descelularización para la generación de matrices extracelulares acelulares, de estructura y dimensiones específicas, que incluye opcionalmente un tratamiento entrecruzante con agentes químicos. Se describen tratamientos adicionales para su almacenamiento o funcionalización. La presente invención también se refiere a las matrices extracelulares acelulares obtenidas por dicho método y el uso de dichas matrices, preferente en la clínica, para la reparación de tejidos dañados.

## DESCRIPCIÓN

### **Matrices extracelulares para su uso en ingeniería tisular**

### **CAMPO TÉCNICO DE LA INVENCIÓN**

La presente invención se enmarca en el campo de la ingeniería tisular, disciplina que aplica 5 principios de la biología, la medicina y la ingeniería para el desarrollo de estrategias encaminadas a la reparación, reemplazo, y/o mejora de tejidos u órganos dañados.

### **ESTADO DE LA TÉCNICA ANTERIOR**

Gracias al desarrollo tecnológico, hoy en día existen diversas técnicas de biofabricación de 10 tejidos y órganos que permiten generar sustitutos bioartificiales para uso clínico. Los procesos de biofabricación convencional suelen emplear 3 elementos básicos: células (bien 15 células madre o bien diferenciadas), biomateriales (sustancias diseñadas para interactuar con los sistemas biológicos con un propósito médico) y/o diversos factores de estimulación del crecimiento celular y tisular (bioreactores y factores de crecimiento). En este contexto, los biomateriales juegan un rol crucial, ya que imitan la estructura y propiedades físicas, 20 biológicas y químicas de la matriz extracelular (MEC) nativa, lo cual promueve los procesos de regeneración tisular y estimula la función celular.

Las propiedades fundamentales que debe presentar un biomaterial varían de acuerdo a su 25 aplicación. En general, deben poseer ciertas propiedades biomecánicas, medidas como visco-elasticidad, memoria, deformación, resistencia; propiedades estructurales, tales como porosidad, organización 3D, alineación; y propiedades biológicas que vienen dadas por la biodegradabilidad, biocompatibilidad y capacidad de ser proregenerativos. Además, la composición química y molecular de los biomateriales debe favorecer la función celular (adhesión, migración, proliferación y diferenciación) y evitar reacciones adversas.

Si bien, existe una gran variedad de biomateriales (naturales, sintéticos o mixtos) el 30 componente ideal no existe, y por tanto la generación de nuevos biomateriales para su uso clínico sigue siendo un reto importante en el ámbito de la ingeniería tisular.

Los biomateriales sintéticos aportan propiedades biomecánicas adecuadas y permiten una degradación controlada, pero suelen ser muy rígidos, hidrófobos y los productos de su 35 biodegradación pueden ser tóxicos. Por el contrario, los biomateriales naturales son más biocompatibles, promueven un alto grado de interacción célula-biomaterial, suelen ser

hidrófilos y favorecen los procesos celulares y por tanto la regeneración tisular. No obstante, algunos biomateriales naturales, sobre todo aquellos altamente purificados, presentan escasas propiedades biomecánicas, composición químico-molecular simple y son degradados rápidamente.

- 5 La alta complejidad estructural y de composición químico-molecular de la matriz extracelular (MEC), esencial para los procesos de regeneración tisular y protocolos de ingeniería tisular, es extremadamente difícil de reproducir en laboratorio por las técnicas de biofabricación convencionales. A día de hoy, los biomateriales, ya sea sintéticos o naturales, rara vez son capaces de recrear la estructura, composición y propiedades biomecánicas de una matriz  
10 nativa. En este sentido, es fundamental poder generar matrices naturales que estén constituidas por los elementos principales de la MEC nativa.

Los biomateriales no reabsorbibles que se utilizan a nivel clínico, como siliconas, resinas y metales, suelen inducir una respuesta inflamatoria leve y transitoria, la cual se caracteriza por la formación de una capsula de tejido conectivo alrededor del biomaterial. Este proceso  
15 15 de encapsulación, que generalmente es una respuesta no deseada, puede constituir una nueva estrategia para la generación de matrices 3D nativas para diversas aplicaciones biomédicas, incluida la ingeniería tisular. En un estudio previo [1], se indujo la encapsulación alrededor de tubos de cloruro de polivinilo (PVC) implantados junto al nervio ciático de ratas y, que se trajeron al cabo de un tiempo. La matriz resultante, formada en la zona del  
20 20 implante, fue utilizada como conducto para la reparación de una lesión nerviosa de 1,5 cm de longitud causada en el nervio adyacente. Este trabajo demostró la utilidad del tejido fibroso formado alrededor del biomaterial no reabsorbible en la reparación neural. Sin embargo, la estrategia utilizada en ese estudio no tiene aplicación clínica, ya que no es posible inducir la formación de este tipo de matrices en humanos y que estas estén  
25 25 disponibles clínicamente para aplicaciones concretas. En el caso de las lesiones de nervios periféricos, la reparación quirúrgica debe ser realizada de urgencia, en una ventana de tiempo breve de aproximadamente 48-72 horas, con lo que esta no es una estrategia viable. Recientemente, conductos similares fueron generados y descelularizados para la reparación de segmentos vasculares. No obstante, no existen datos suficientes de las características de  
30 30 las matrices generadas, de sus propiedades biomecánicas y de la composición químico-molecular de su MEC [2-4].

La generación *in vivo* de matrices naturales a través de la encapsulación de biomateriales inertes ha resultado ser una alternativa prometedora en ingeniería tisular a nivel

experimental, pero con limitada aplicación clínica. Este método induce la formación de una MEC nativa, compuesta por diversas moléculas, las cuales podrán adquirir la morfología deseada (membranas, conductos, mallas, estructuras saculares, etc.), siendo una gran ventaja en comparación a los biomateriales sintéticos e incluso la mayoría de los polímeros naturales comúnmente utilizados (fibrina, colágeno, alginato, quitosan, etc.). Este método permite generar una estructura con un nivel de organización y complejidad celular difícil de obtener mediante los procedimientos de biofabricación convencionales.

Dadas las limitaciones para aplicar este método a nuestra especie, se utilizan modelos animales, y por tanto, las matrices xenogénicas generadas deben ser sometidas a un proceso de descelularización eficiente, que asegure reducir la inmunogenicidad y preserve gran parte de las moléculas de MEC [5]. Gracias a este proceso se pueden generar nuevas matrices acelulares tejido-específicas que proporcionan una adecuada MEC debidamente organizada que provee un microambiente idóneo para la regeneración tisular. Esto ha sido demostrado mediante el uso de aloinjertos nerviosos en un modelo de lesión y reparación neural [6].

Sin embargo, los procesos de descelularización a menudo resultan en una alteración irreversible de la estructura, composición y biomecánica de la MEC lo que limita considerablemente sus aplicaciones biomédicas. Así pues, las actuales matrices acelulares comerciales de origen animal no presentan un patrón estructural definido y cuentan con escasas propiedades biomecánicas.

Las propiedades biomecánicas y estructurales de diversos biomateriales, incluidas las matrices descelularizadas, pueden ser mejoradas mediante técnicas de entrecruzamiento o *crosslinking*, proceso por el cual se unen químicamente dos o más moléculas mediante un enlace covalente.

Dentro de los métodos entrecruzamiento los hay físicos como la nanoestructuración [8,9] y químicos como el uso de glutaraldehído y de genipín (GP) [6, 8]. El GP es un glucósido iridoide natural, extraído y purificado de la *Gardenia jasminoides*, el cual ha surgido como alternativa al glutaraldehído [8]. Este agente ha sido utilizado con éxito para el entrecruzamiento de diversos biomateriales (quitosano, colágeno, fibrina-agarosa, etc.) y MEC descelularizadas con una evidente mejora de las propiedades biomecánicas y una mejor biocompatibilidad y propiedades biológicas que el glutaraldehído [9, 10]. Recientemente, se ha aplicado GP para inducir el entrecruzamiento de los componentes de

la MEC en nervios descelularizados logrando un incremento significativo de las propiedades biomecánicas y manteniendo un alto grado de biocompatibilidad y su patrón estructural [11].

También se han desarrollado diversos métodos químicos de descelularización tisular, los cuales han sido aplicados a la generación de nervios descelularizados con resultados ex

5 vivo e *in vivo* [5] muy prometedores.

## BREVE DESCRIPCIÓN DE LA INVENCIÓN

La presente invención proporciona un nuevo producto de terapia avanzada generado por nuevas técnicas de ingeniería tisular, en concreto, describe una matriz extracelular (MEC) natural 3D para uso clínico en el campo de la biomedicina, medicina regenerativa y la

10 cirugía.

Para ello, se parte de una técnica de síntesis *in vivo* de matriz extracelular (MEC) natural, mediante el implante en modelos animales de moldes inertes, con estructura y dimensiones definidas, que permiten generar MEC naturales complejas con forma y dimensiones variables.

15 El modelo animal utilizado para la implantación del molde puede variar en su tamaño y características en función de las necesidades técnicas de cada caso, siendo, de forma general, un mamífero no humano. Se pueden utilizar diversos modelos animales (bovinos, cerdos, cabras, etc.) y, por tanto, llevar a cabo una producción a gran escala de estos productos. Esto no afectaría al bienestar de los animales utilizados ni al destino de estos,

20 por lo que se pueden utilizar animales destinados a la industria alimenticia, o pertenecientes a proyectos de investigación. Se tendría especial preferencia por el uso de aquellas especies que tengan un mayor porcentaje de homología genética y molecular.

Los moldes implantados en los modelos animales están constituidos por biomateriales de uso clínico, los cuales no tienen impacto alguno en el bienestar animal. El procedimiento de

25 implantación es simple, económico y rápido. Estos moldes pueden ser de distintos materiales inertes y no absorbibles tales como PVC, silicona, aluminio, titanio, etc. La implantación de biomateriales con estas características induce la formación de tejido conjuntivo alrededor de los mismos, que se extrae tras 1 o 2 meses, dependiendo del grado de maduración del tejido requerido.

30 Así, los tejidos biológicos obtenidos por la implantación subcutánea de los moldes tienen unas dimensiones y un espesor controlado, con una morfología variable, atendiendo a las

necesidades del producto deseado. Este tejido conjuntivo está compuesto por diversos elementos de la MEC, entre los que se encuentran diversas fibras y elementos no fibrilares. La MEC resultante además de tener un espesor, dimensiones y estructura 3D predefinidos, está debidamente estructurada y se caracteriza por una adecuada proporción y organización

5 de sus moléculas, asegurando un alto grado de biomimicidad. Esto supone una ventaja considerable en comparación con los métodos de biofabricación convencionales como la impresión 3D y/o el electrospinning. Si bien estos métodos permiten regular diversos parámetros estructurales y de degradación, las matrices así obtenidas carecen de biomimicidad, tienen menor biocompatibilidad y no logran un grado de complejidad químico-

10 molecular como el aquí descrito. Además, se reduce considerablemente la complejidad de los procesos de biofabricación respecto a los convencionales, ya que no se requiere de un equipamiento complejo (como impresoras 3D, electrospinning y/o bioreactores). Asimismo, se reduce el uso de biomateriales para la generación de las matrices, compuestos que en general requieren ser altamente purificados y están disponibles en cantidades muy escasas.

15 En la presente memoria se describe un ejemplo una estructura tubular obtenida mediante este método.

Estas MEC se someten a un nuevo procedimiento de descelularización que disminuye la inmunogenicidad, capaz de eliminar eficazmente los elementos celulares, y que a su vez asegura la preservación de los principales elementos de la MEC, como son los

20 componentes fibrilares (fibras colágenas) y no fibrilares (proteoglicanos y glicoproteínas) con un patrón microestructural adecuado para su utilización *in vivo*. Se trata de un protocolo novedoso de descelularización química basado en la combinación de detergentes y agentes enzimáticos (DNAsas y RNAsas), que permite obtener una matriz extracelular totalmente libre de elementos celulares.

25 De forma previa a someter a los tejidos biológicos aislados al proceso de descelularización puede ser necesario realizar un paso previo de eliminación del dimetilsulfóxido (DMSO) si la muestra ha estado preservada por congelación hasta su uso en una solución de criopreservación que contiene DMSO, siendo de forma habitual 10%DMSO en solución de suero fetal bovino (FBS). Así pues, en esos casos se procede de forma previa al

30 procedimiento de descelularización de la invención, a la eliminación DMSO de la muestra, preferentemente mediante lavado con agua destilada.

El nuevo procedimiento de descelularización de la invención consta de las siguientes etapas:

- a) provocar la lisis celular, preferentemente por choque osmótico con agua destilada, ya que resulta mínimamente agresivo para la estructura de los tejidos,
- b) eliminar material citoplasmático y celular, preferentemente con un detergente tensoactivo aniónico, como el dodecilsulfato sódico (SDS), y retirar los restos de detergente mediante lavado con agua destilada,
- c) disociar interacciones lipídicas, preferentemente con un detergente tensoactivo no aniónico, como Tritón X-100, y retirar los restos de detergente mediante lavado con agua destilada,
- d) disociar las proteínas intracelulares, preferentemente con un detergente aniónico, más preferentemente con uno distinto al utilizado previamente en el paso c), como el desoxicolato sódico (SDC), y retirar los restos de detergente mediante lavado con agua destilada, y
- e) degradar ARN y ADN, preferentemente con RNasa y DNasa e inactivar los agentes enzimáticos y retirar los restos de enzimáticos y detergente mediante lavado con tampón fosfato salino (PBS).

La retirada de los restos de detergentes y agentes enzimáticos utilizados en el paso b) a e), mediante lavado con agua o con PBS según corresponda, se realiza preferentemente en frío, en concreto a 4°C de temperatura, para bloquear la actividad digestiva y enzimática. La digestión enzimática del paso e) se realiza a preferentemente a 37°C, mientras que el resto 20 del proceso se puede realizar a temperatura ambiente.

Los detergentes de los pasos b), c) y d) se solubilizan preferentemente en agua destilada, mientras que la degradación de ARN y ADN del paso e), se realiza preferentemente con RNasa y DNasa en disolución de tampón fosfato con sodio y magnesio.

La agitación acelera los procesos de lisis del paso b) y facilita el uso eficaz de los 25 detergentes en los pasos b), c) y d). Este agente físico para acelerar los procesos puede ser sustituido por otros métodos como la sonicación (que requiere optimización) o no utilizar ninguna, pero incrementando las horas o días de duración de cada paso. En tal caso puede ser necesario un incremento de la temperatura en la que se llevan a cabo dichos procesos. Por tanto, se pueden combinar los siguientes factores: tiempo de exposición, temperatura, 30 concentraciones de los detergentes y agentes enzimáticos utilizados y la aplicación o no de agentes físicos (agitación o sonicación), para la optimización del procedimiento. En la

presente invención el paso a) y la exposición a detergentes de los pasos b) a d) se realizan preferentemente en agitación.

Cabe la posibilidad de añadir en el último paso e) antibióticos y/o antimicóticos junto con el PBS con el que se realiza el lavado para inactivar los agentes enzimáticos y retirar los restos de enzimáticos y detergente. Entre los antibióticos de preferencia están los de amplio espectro, y preferentemente se utilizan mezclas de penicilina y estreptomicina. Entre los antimicóticos de preferencia están los de amplio espectro, y preferentemente se utiliza anfotericina B.

Un ejemplo detallado de cómo llevar a cabo el protocolo de descelularización se describe a continuación en la **Tabla 1**. Tanto los tiempos de exposición como las concentraciones de los detergentes y agentes enzimáticos se pueden variar para ajustarlos a las características concretas de los tejidos a tratar.

Tabla 1. Protocolo detallado de descelularización a partir de una muestra criopreservada.

Protocolo	Tiempo	Efecto
Lavados con agua destilada	8 x 5 min (TA/agitación)	Eliminar DMSO
Agua destilada	7 h (TA/agitación)	Lisis celular por choque osmótico
SDS 0,1%	24 h (TA/agitación)	Eliminar material citoplasmático y celular
Agua destilada	3 x 30 min (4°C)	Eliminar detergente
Tritón X-100 0,6 %	24 h (TA/agitación)	Disociación interacciones lipídicas
Lavados con agua destilada	3 x 30 min (4°C)	Eliminar detergente
SDC 1%	24 h (TA/agitación)	Disociación proteínas intracelulares
Lavados con agua destilada	3 x 30 min (4°C)	Eliminar detergente
100 mg/l DNasa + 20 mg/l RNasa	45 min (37°C)	Degradoación ADN y ARN
Lavados con PBS	5 x 15 min (4°C)	Inactivar enzimas y eliminar residuos de las mismas y de detergentes remanentes.

15 TA: Temperatura Ambiente.

Las MEC acelulares obtenidas por dicho procedimiento son altamente biocompatibles y no inmunogénicas, presentando un bajo riesgo de rechazo, ya que los elementos capaces de inducir una respuesta inmunológica, las células, han sido eliminadas durante la descelularización.

- 5 La MEC generada mediante este proceso de descelularización sigue presentando un alto nivel de complejidad estructural y química, lo que supone una ventaja importante en comparación a los procesos de biofabricación convencionales.

La MEC una vez descelularizada puede ser sometida a un proceso posterior de entrecruzamiento químico con genipín (GP) u otro agente de similares características, el 10 cual otorga estabilidad biomecánica y estructural al producto generado. Las matrices tridimensionales acelulares tratadas con GP ven incrementadas sus propiedades biomecánicas, estabilidad estructural y reducida su biodegradabilidad *in vivo*, manteniendo un alto grado de biocompatibilidad *ex vivo* e *in vivo*, lo que las convierte en candidatas idóneas para su utilización en diversos protocolos de ingeniería tisular.

- 15 Por resumir, el procedimiento de la invención parte de tejidos biológicos crecidos por la implantación subcutánea o intramuscular de un material inerte no reabsorbible de estructura y dimensiones definidas en un modelo animal. La cápsula de tejido conectivo generada espontáneamente por el animal tras 1, 2 o más meses desde la implantación del implante es posteriormente recolectado junto con material implantado. Los implantes son lavados y 20 almacenados en solución buffer fosfato (PBS) con 5% de antibióticos por al menos 24 hrs para después proceder a la liberación del biomaterial generado del dispositivo implantado. Este tejido biológico aislado puede ser conservado hasta su uso mediante técnicas de criopreservación en una solución al 10% de dimetilsulfóxido (DMSO) en suero bovino fetal o similar a -80°C.

- 25 El tejido biológico o biomaterial así obtenido se somete al proceso de descelularización de la presente invención, el cual se lleva cabo tal y como se ha descrito previamente.

Posteriormente cabe la posibilidad de someter la matriz extracelular acelular a un entrecruzamiento químico con agentes químicos como el genipín, tras el cual se procede a un lavado de la matriz, preferentemente en PBS 0.1M pH 7.2-7.4.

- 30 Tanto el proceso de descelularización, como el de entrecruzamiento que aquí se describen son procedimientos simples y no requieren de equipamiento específico.

Para su uso a corto plazo las MEC descelularizadas se pueden almacenar en frío, preferentemente a 4°C, en PBS estéril y opcionalmente suplementado con antibióticos por un período de 7 días.

- Las matrices extracelulares acelulares, bien tras la descelularización o bien tras el entrecruzamiento químico, pueden ser funcionalizadas mediante la adición de diversos tipos celulares, factores de crecimiento, vesículas extracelulares, biomoléculas y/o secuencias esenciales para inducir la regeneración tisular y función celular en cada caso. Por ejemplo, las MEC pueden funcionalizarse con secuencias RGD (Arg-Gly-Asp), secuencias bastante comunes en las proteínas de unión a la superficie celular, o mediante la incorporación de moléculas de la MEC como laminina, fibronectina o ácido hialurónico y nanopartículas entre otros.

Todos estos pasos se realizan bajo condiciones de esterilidad.

- El método de la presente invención permite controlar las propiedades biomecánicas de las matrices obtenidas, y tras el proceso de descelularización y entrecruzamiento proporciona un material muy resistente y, por tanto, fácil de manejar desde el punto de vista quirúrgico.

Por tanto, la presente invención describe matrices extracelulares acelulares, generadas a partir de tejidos biológicos, preferentemente tejidos biológicos crecidos por inducción controlada de los procesos de síntesis de matriz extracelular en animales mamíferos no humanos permitiendo obtener tejidos biológicos de dimensiones y formas predeterminadas.

El tejido biológico de partida no se ve particularmente limitado, pudiéndose aplicar el tratamiento de descelularización de la presente invención a cualquier tejido biológico aislado. El procedimiento de descelularización de la presente invención permite obtener matrices extracelulares acelulares que presentan las propiedades biomecánicas y biológicas necesarias para su aplicación en ingeniería tisular, ya que no se alteran las propiedades biomecánicas de los tejidos biológicos de partida. Posteriormente, las matrices extracelulares acelulares obtenidas pueden ser opcionalmente tratadas con el agente entrecruzante GP para la mejora de sus propiedades. Finalmente, estas matrices extracelulares acelulares pueden ser preparadas para su almacenamiento o funcionalizadas con diversos tipos celulares, factores de crecimiento o biomoléculas esenciales.

En definitiva, las matrices extracelulares acelulares tal y como se describen en la presente memoria constituyen un nuevo producto de terapia avanzada para uso clínico.

Las aplicaciones de las matrices extracelulares acelulares de la presente invención son muy diversas, ya que se trata de biomateriales naturales cuya estructura, dimensiones y biomecánica puede ser controlada en función de las necesidades. Pueden ser utilizadas en protocolos de ingeniería tisular con fines de investigación; también para uso clínico, con un 5 alto potencial de aplicación en diversas patologías y lesiones estructurales que afecten a distintos tejidos.

Además, utilizando moldes de determinadas dimensiones y morfología es posible generar matrices extracelulares que respondan a necesidades anatómicas concretas, como pueden ser nervios periféricos, vasos sanguíneos, tendones, túnica ocular, uretra o vejiga, o como la 10 estructura tubular que se describe en el ejemplo de realización de esta invención.

La implantación de estas matrices promueve la regeneración tisular en el tiempo. Su implantación en combinación con células y factores de crecimiento potencia la adhesión y proliferación celular, de modo que el biomaterial resultante puede llegar a sustituir al material nativo, cumpliendo sus funciones fisiológicas de forma satisfactoria. Así pues, estas matrices 15 extracelulares acelulares pueden servir de plataformas para la generación de sustitutos más complejos, los cuales pueden ser funcionalizados con diversas fuentes celulares y/o factores de crecimiento mejorando considerablemente sus futuras aplicaciones biomédicas.

Un **primer aspecto** de la invención describe un procedimiento para la obtención *ex vivo* de una matriz extracelular acelular a partir de un tejido biológico previamente aislado de un 20 animal mamífero no humano, o **procedimiento de la invención**, caracterizado por que comprende un proceso de descelularización que comprende el lavado del tejido biológico, la lisis celular por choque osmótico y la aplicación de una combinación de detergentes tensoactivos aniónicos y no aniónicos, y de agentes enzimáticos para degradar ADN y ARN.

Preferentemente se incluye una fase lavado tras la aplicación de los detergentes y los 25 agentes enzimáticos.

Preferentemente, las etapas del proceso de descelularización comprenden:

- a) lisis celular con agua destilada,
- b) uso de un detergente tensoactivo aniónico, y posterior lavado con agua destilada,
- c) uso de un detergente tensoactivo no aniónico, y posterior lavado con agua destilada,

d) uso de un detergente aniónico, idéntico o distinto al del paso c), y posterior lavado con agua destilada, y

e) uso de RNasa y DNasa, y posterior lavado con una solución que comprende tampón fosfato salino.

5 En una realización preferida el detergente tensoactivo aniónico del paso b) es dodecilsulfato sódico. En otra realización preferida el detergente tensoactivo no aniónico del paso c) es Tritón X-100. En otra realización preferida el detergente aniónico del paso d) es desoxicolato sódico.

10 En otra realización preferida el lavado con agua destilada de los pasos b) a d) y el lavado con tampón fosfato salino del paso e) se realiza en frío, preferentemente a 4°C de temperatura, la aplicación de RNasa y DNasa del paso e) se realiza a 37°C, y el resto del procedimiento se realiza a temperatura ambiente.

En otra realización preferida el paso a) y la aplicación de detergentes de los pasos b), c) y d) se realizan en agitación.

15 En otra realización preferida en el paso e) la solución que comprende tampón fosfato salino además comprende antibióticos y/o antimicóticos.

20 En otra realización aún más preferida en el paso a) la lisis celular se provoca con un lavado en agua destilada de 7 horas, a temperatura ambiente con agitación, en el paso b) el tratamiento con dodecilsulfato sódico es al 0,1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación y el posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso c) el tratamiento con Tritón X-100 es al 0,6% durante 24 horas, a temperatura ambiente, con agitación, y el posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso d) el tratamiento con desoxicolato sódico es al 1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación y el posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso e) la digestión enzimática se lleva a cabo con 100mg/l DNasa + 20mg/l RNasa por 45 min, a 37°C, y posterior el lavado con tampón fosfato salino 0.1M (pH 7.2-7.4) con 2% antibióticos y antimicóticos consiste en 5 lavados de 15 min cada uno a 4°C.

25 En otra realización aún más preferida adicionalmente se lleva a cabo un paso adicional f) de entrecruzamiento químico, preferentemente con genipín, y posterior lavado.

En otra realización aún más preferida el tejido biológico aislado ha sido sometido antes de su descelularización a criopreservación. En ese caso, preferentemente de forma previa al procedimiento de descelularización se realiza el lavado de tejido biológico con agua destilada.

- 5 En otra realización aún más preferida la matriz extracelular acelular obtenida tras el paso e) de la descelularización o tras el paso f) del entrecruzamiento es funcionalizada mediante la adición de tipos celulares y/o factores de crecimiento y/o biomoléculas esenciales para inducir la regeneración tisular y función celular.

En una realización aún más preferida el tejido biológico aislado de partida ha crecido en el 10 animal mamífero no humano gracias a la implantación de un molde compuesto de biomateriales no reabsorbibles. En una realización aún más preferida el tejido biológico aislado del animal mamífero no humano de partida ha crecido alrededor de un molde compuesto de biomateriales no reabsorbibles.

15 Un **segundo aspecto** de la invención describe una **matriz extracelular acelular** obtenible por el procedimiento de la invención.

Preferentemente, la matriz extracelular acelular tiene una estructura tubular, sacular, plana o mallada.

20 Un **tercer aspecto** de la invención describe el **uso** de la matriz extracelular acelular de la invención en ingeniería tisular, preferiblemente en la reparación y/o la sustitución del material nativo dañado y más preferiblemente para reparar y/o sustituir nervios periféricos, vasos sanguíneos, uretra, vejiga, tendones, túnica ocular, pared abdominal, mucosas o superficies epiteliales.

Un experto en la materia podría introducir cambios o modificaciones en los ejemplos o realizaciones particulares de realización descritos sin salirse de esta invención.

25 **BREVE DESCRIPCIÓN DE LAS FIGURAS**

**Figura 1.** Implante y extirpación de conductos de silicona en el tejido subcutáneo de roedores.

30 **Figura 2.** Prueba de transparencia y cuantificación del ADN de los bioconductos nativos y descelularizados de 1 mes (T1M) y 2 meses (T2M). (A) Imágenes macroscópicas de bioconductos de T1M y T2M representativos de cada condición: control (CTR) y

descelularizados (D). (B) Resultados gráficos la cuantificación del ADN y (C) el análisis de la transparencia de los nervios nativos y descelularizados en T1M y T2M.

**Figura 3.** Resultados mecánicos de tracción de los bioconductos nativos de 1 mes y de 2 meses control (T1M-CTR y T2M-CTR), descelularizados (T1M-D y T2M-D) y descelularizados y entrecruzados con genipín (T1M-DG y T2M-DG). Representación gráfica de los resultados del (A) Módulo de Young, (B) la deformación por tracción y (C) el esfuerzo a la rotura.

**Figura 4:** Análisis histológico de tejidos de 1 y 2 meses (T1M y T2M) en condiciones control, descelularizados y descelularizados y entrecruzados con genipín (CTR, D y DG), realizado en secciones histológicas teñidas con HE y DAPI. Análisis estructural de T1M-CTR, T1M-D, T1M-DG, T2M-CTR, T2M-D y T2M-DG con técnica SEM. (A) Imágenes de tinción HE a 4x de aumento. Se observa un tejido conectivo denso que define una estructura tubular. (B) Imágenes de tinción HE a 20 aumentos. En las muestras D y DG de T1M y T2M no se observa ningún núcleo. (C) Imágenes de la tinción con DAPI donde se observan muchos núcleos en T1M-CTR y T2M-CTR y la ausencia de estos en la condición D y DG. (D) Vista general de CTR, D y DG en los bioconductos T1M y T2M obtenida con la técnica microscopía electrónica de barrido. (E) Imágenes de la técnica SEM que aprecian la organización fibrilar del tejido conectivo denso en cada condición en T1M y T2M.

**Figura 5:** Análisis histológico de los componentes de la matriz extracelular de los bioconductos nativos, descelularizados y descelularizados y entrecruzados con genipín en T1M y T2M. (A) Tinción con azul Alcian en todas las condiciones y tiempos (B) Tinción con orceína en las distintas matrices generadas (C) Las imágenes del método histoquímico Picosirius muestran la conservación de las fibras de colágeno en todos los grupos. (D) Las imágenes de Picosirius con luz polarizada demuestran la modificación de la disposición de las fibras de colágeno tras el entrecruzamiento con genipín. Barra de escala= 100µm.

**Figura 6:** Resultados del análisis histológico cuantitativo para T1M-CTR, T1M-D, T2M-CTR, T2M-D. Los gráficos muestran los resultados de la prueba de intensidad (A, B) de Azul Alcian y de intensidad de Picosirius (C, D) en T1M y T2M en cada condición, tejido conectivo laxo vs denso.

**Figura 7:** Evaluación de la citocompatibilidad *ex vivo*. Se muestra el comportamiento de las células mesenquimales alogénicas de la grasa (ADMSC) cultivadas sobre las matrices generadas para (A) el análisis Live&Dead (L/D) y (B) el ensayo metabólico WST-1. Para el

ensayo L/D se incluyeron controles técnicos en 2D, donde se aprecian las células vivas en color verde y las muertas en color rojo. Barra de escala = 500  $\mu\text{m}$ . Para WST-1 se graficaron los valores medios con sus respectivas barras de error que corresponden a las desviaciones estándar. Las diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0,05$ ) se determinaron con la prueba de Mann-Whitney como sigue: # = frente a CTR – 2D; \* = frente a CTR + 2D; a = T1M-D vs T2M-D; b = frente su homólogo entrecruzado con genipín.

## **DESCRIPCIÓN DETALLADA DE LA INVENCIÓN**

A continuación, se detallan brevemente las principales características histológicas, biomecánicas, bioquímicas y de biocompatibilidad de las distintas matrices de tejido 10 conectivo generadas *in vivo* (en este caso en forma de bioconducto) mediante la encapsulación de material no reabsorbible por parte del animal de experimentación. Posteriormente se describen los procesos de descelularización y entrecruzamiento o crosslinking químico, en este caso con el agente natural genipín (GP).

### **Generación de las matrices**

15 Para la generación de las matrices, se procede a la implantación de un conducto de silicona en el tejido subcutáneo en ratas Wistar. El procedimiento se realiza mediante anestesia general. Tras la implantación, los animales son mantenidos en laboratorio y transcurrido 1 y 2 meses, los animales son sacrificados para la recolección de muestras.

### **Descelularización tisular**

20 Las matrices fueron descelularizadas mediante un método combinado que se detalla a continuación:

1. Lavado en agua destilada: 8 lavados de 5 min cada uno y un lavado de 7 horas, a temperatura ambiente con agitación.
2. Tratamiento con dodecilsulfato sódico (SDS) al 0,1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación.
- 25 3. Lavado en agua destilada: 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C.
4. Tratamiento con Tritón X-100 al 0,6% durante 24 horas, a temperatura ambiente, con agitación.

5. Lavado en agua destilada: 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C.
6. Tratamiento con desoxicolato sódico (SDC) al 1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación.
7. Lavado en agua destilada: 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C.
- 5 8. Digestión enzimática: 100mg/L DNasa + 20mg/L RNasa por 45 min, a 37°C.
9. Lavado en PBS 0.1M (pH 7.2-7.4) con 2% de un coctel de antibióticos y antimicóticos: al menos 5 lavados de 15 min cada uno a 4°C. El coctel de antibióticos (100x), de origen comercial, contiene: 10.000 unidades de penicilina, 10 mg de estreptomicina y 25 µg de anfotericina B por ml.

## 10 **Análisis de la descelularización de los bioconductos**

En primer lugar, se realizó un análisis de la descelularización de los bioconductos generados en ambos tiempos (**Figura 2**). Para ello se realizó una evaluación del porcentaje de transparencia y un análisis de la cantidad de ADN de los bioconductos nativos al mes (T1M) y a los 2 meses (T2M).

- 15 Los bioconductos descelularizados son en general más blancos y transparentes que sus respectivos bioconductos control (CTR) que conservan aún algún residuo sanguíneo en su interior lo que genera un tono rosáceo del bioconducto.

Posteriormente, y con el fin de alcanzar los criterios establecidos por Crapo *et al.* [12] para el tejido descelularizado, <50ng de ADN de doble cadena (dsDNA) por mg de peso de MEC, 20 se cuantificó el ADN de los bioconductos antes y después del proceso de descelularización y se comprobó cómo el proceso de descelularización satisfactoriamente generó matrices correctamente descelularizadas con un contenido de ADN mucho menor que su respectivo control cumpliendo con los criterios establecidos en la literatura científica.

## **Análisis biomecánicos**

- 25 Con el fin de mejorar las propiedades biomecánicas de los bioconductos generados, se realizaron procesos de entrecruzamiento químico con una solución acuosa de Genipin (GP) al 0.1% de acuerdo con protocolos establecidos [8,11]. En este sentido, las muestras fueron sumergidas en una solución estéril de GP durante 72 horas a 37°C.

GP es un agente entrecruzante capaz de inducir la formación de interacciones moleculares entre los componentes de la MEC, incrementando las propiedades biomecánicas de los mismos (DG) respecto a los tejidos descelularizados (D) y también respecto a los controles (CTR) (**Figura 3**).

- 5 Este proceso de entrecruzamiento generó matrices con diferencias significativas con respecto al tejido descelularizado no entrecruzado. Aumentó significativamente el módulo de Young (**Figura 3A**) y el esfuerzo de tracción a la rotura (**Figura 3C**) en los tiempos estudiados (T1M y T2M), lo que nos indica que la reticulación de la MEC aumentó la rigidez en nuestros bioconductos aumentando así su capacidad de resistencia ante las fuerzas  
10 externas o deformación por tracción (**Figura 3B**).

Cabe destacar que las matrices descelularizadas pero no tratadas con GP, si bien no ven mejoradas sus características biomecánicas, mantienen valores muy similares a los tejidos control, no sometidos a ningún tratamiento, con lo que podemos concluir que el proceso de descelularización no afecta negativamente a ninguno de los parámetros medidos.

15 **Análisis histológicos y ultraestructurales**

Los análisis histológicos se centraron en la evaluación de la MEC generada a los 1 y 2 meses tanto en el momento previo a su descelularización (T1M-CTR y T2M-CTR), como tras el proceso de descelularización (T1M-D y T2M-D), y tras el procedimiento de entrecruzamiento químico con genipín (T1M-DG y T2M-DG).

- 20 En primer lugar, la tinción con hematoxilina-eosina (HE) reveló que la matriz generada con forma de bioconducto presenta una estructura homogénea tras 1 y 2 meses de implantación del material no reabsorbible (silicona) que se mantiene tras la descelularización y el tratamiento con GP (**Figura 4A y 4B**). Los bioconductos se componen de una parte interna densa, en contacto con los moldes de silicona implantados, y una capa externa de tejido  
25 conectivo menos densa en el resto del material. En general, se observa un tejido conectivo bien estructurado que presenta un estado de maduración y compactación mayor en el segundo mes, que tras la descelularización carece de núcleos celulares.

- Además, la tinción con DAPI, un marcador fluorescente que se une al ADN, reveló específicamente una gran cantidad de núcleos celulares, celularidad, dentro de la pared de  
30 los bioconductos (**Figura 3C**), que parecen en el segundo tiempo, y que en cualquier caso desaparecen en ambos tiempos tras la descelularización (T1M-D y T2M-D), lo que da

muestra de la efectividad del procedimiento de descelularización confirmando los resultados de HE.

La histología revela que ni el proceso de descelularización (observando los grupos descelularizados (D)) ni el proceso de entrecruzamiento químico con GP (DG) afectan al 5 patrón y definición estructural de la matriz generada.

El análisis con microscopio electrónico de barrido (SEM) mostró claramente un aumento de la cantidad de tejido conectivo y de la densidad de los bioconductos generados si se comparan las muestras crecidas 1 y 2 meses (CTR). El proceso de descelularización (D) y entrecruzamiento (DG) de los bioconductos no afectó a la estructura, composición y 10 organización 3D de la matriz extracelular en cada periodo en comparación con el grupo control (**Figura 4D y 4E**).

Para determinar el impacto de la descelularización y del entrecruzamiento con genipín en la conservación de la matriz extracelular, realizamos tinciones con azul Alcian (**Figura 5A**), orceína (**Figura 5B**) y Picrosírius (**Figura 5C y 5D**). La tinción con azul Alcian reveló la 15 presencia de proteoglicanos en el tejido denso de los bioconductos generados en las tres condiciones y dos períodos de tiempo. Curiosamente, no se observa ninguna fibra elástica con la tinción de Orceína en la pared de todas las matrices generadas. La tinción histoquímica de Picrosírius fue positiva en las partes laxas y densas de la pared de todos los bioconductos, confirmando la presencia de abundantes fibras de colágeno. Además, la 20 microscopía de luz polarizada mostró birrefringencia en la mayoría de los bioconductos generados, haciendo evidente el alto grado de organización de las fibras de colágeno (**Figura 5D**).

Posteriormente se realizó un estudio cuantitativo de los elementos principales de la matriz extracelular de los bioconductos antes (CTR) y después del proceso de descelularización 25 (D) (**Figura 6**). Estos resultados mostraron una ligera disminución de las fibras de colágeno y de los proteoglicanos ácidos para los bioconductos descelularizados que no resultan en ningún caso significativos.

### **Biocompatibilidad de los biomateriales generados**

Para comprobar los posibles efectos citotóxicos producidos en las matrices tras el proceso 30 de descelularización y/o entrecruzamiento químico, las matrices generadas fueron sometidas a un análisis de biocompatibilidad. Para ello, células madre mesenquimales

alogénicas de la grasa (ADMSC) fueron cultivadas sobre las matrices descelularizadas y las descelularizadas y entrecruzadas con GP. Tras 72 horas de cultivo, se determinó la interacción célula-biomaterial mediante los ensayos WST-1 (Laboratorios Roche, Suiza) y Live/Dead® Cell Viability Assay (L/D) (Thermo-Fisher Scientific, EE.UU.).

5 Brevemente, en el L/D las muestras con células y los controles se incubaron con la solución de trabajo compuesta por calceína/homodímero de etidio-1 durante 15 minutos a 37°C, mostrando las células viables y metabólicamente activas en color verde en todos los grupos de estudio, con una morfología similar control positivo en 2D (**Figura 7A**). Por otro lado, las distintas matrices no presentaron células muertas, que se muestran en color rojo en el  
10 control negativo en 2D, ya que tras ser tratadas con Tritón X-100 permitieron que el agente intercalante etidio entrara al núcleo. Por otro lado, la actividad metabólica de las ADSC sembradas en las diferentes matrices generadas se midió cuantitativamente con el ensayo de la sal de tetrazolio soluble en agua (WST-1) (**Figura 7B**). Tras ser incubadas con el reactivo de la solución de trabajo durante 4 h a 37°C, todos los grupos experimentales  
15 presentaron signos claros de actividad metabólica, siendo mayor en el grupo de T1M. El tratamiento con GP resultó en una disminución de los valores metabólicos, pero no acompañado de muerte celular (L/D), lo que sugiere que un número menor de células han interactuado con la matriz generada.

#### Referencias:

- 20 1. Penna V, Munder B, Stark GB, Lang EM. An in vivo engineered nerve conduit--fabrication and experimental study in rats. *Microsurgery*. 2011;31(5):395-400.
2. Qiu X, Lee BL, Wong SY, Ding X, Xu K, Zhao W, et al. Cellular remodeling of fibrotic conduit as vascular graft. *Biomaterials*. 2021;268:120565.
- 25 3. Yamanami M, Kanda K, Kawasaki T, Kami D, Watanabe T, Gojo S, et al. Development of xenogeneic decellularized biotubes for off-the-shelf applications. *Artif Organs*. 2019;43(8):773-9.
4. Philips C, Campos F, Roosens A, Sanchez-Quevedo MDC, Declercq H, Carriel V. Qualitative and Quantitative Evaluation of a Novel Detergent-Based Method for Decellularization of Peripheral Nerves. *Annals of biomedical engineering*. 2018;46(11):1921-  
30 37.

5. Chato-Astrain J, Philips C, Campos F, Durand-Herrera D, Garcia-Garcia OD, Roosens A, et al. Detergent based decellularized peripheral nerve allografts: An in vivo preclinical study in the rat sciatic nerve injury model. *Journal of tissue engineering and regenerative medicine*. 2020;14(6):789-806.
- 5 6. Carriel V, Vizcaino-Lopez G, Chato-Astrain J, Durand-Herrera D, Alaminos M, Campos A, et al. Scleral surgical repair through the use of nanostructured fibrin/agarose-based films in rabbits. *Experimental eye research*. 2019;186:107717.
- 10 7. Carriel V, Scionti G, Campos F, Roda O, Castro B, Cornelissen M, et al. In vitro characterization of a nanostructured fibrin agarose bio-artificial nerve substitute. *Journal of tissue engineering and regenerative medicine*. 2015.
8. Campos F, Bonhome-Espinosa AB, Vizcaino G, Rodriguez IA, Duran-Herrera D, Lopez-Lopez MT, et al. Generation of genipin cross-linked fibrin-agarose hydrogel tissue-like models for tissue engineering applications. *Biomed Mater*. 2018;13(2):025021.
- 15 9. Arora B, Tandon R, Attri P, Bhatia R. Chemical Crosslinking: Role in Protein and Peptide Science. *Curr Protein Pept Sci*. 2017;18(9):946-55.
10. Courtman DW, Errett BF, Wilson GJ. The role of crosslinking in modification of the immune response elicited against xenogenic vascular acellular matrices. *J Biomed Mater Res*. 2001;55(4):576-86.
- 20 11. Garcia-Garcia OD, El Soury M, Gonzalez-Quevedo D, Sanchez-Porras D, Chato-Astrain J, Campos F, et al. Histological, Biomechanical, and Biological Properties of Genipin-Crosslinked Decellularized Peripheral Nerves. *International journal of molecular sciences*. 2021;22(2).
- 25 12. Crapo, P.M.; Gilbert, T.W.; Badylak, S.F. An overview of tissue and whole organ decellularization processes. *Biomaterials* 2011, 32, 3233-3243, doi:10.1016/j.biomaterials.2011.01.057.

## REIVINDICACIONES

1. Procedimiento para la obtención *ex vivo* de una matriz extracelular acelular a partir de un tejido biológico previamente aislado de un animal mamífero no humano caracterizado por que comprende un proceso de descelularización del tejido biológico que comprende las

5 siguientes etapas:

- a) provocar la lisis celular con agua destilada,
- b) aplicar un detergente tensoactivo aniónico, y posteriormente lavar con agua destilada,
- c) aplicar un detergente tensoactivo no aniónico, y posteriormente lavar con agua destilada,
- 10 d) aplicar un detergente aniónico, idéntico o distinto al del paso c), y posteriormente lavar con agua destilada, y
- e) aplicar RNasa y DNasa, y posteriormente lavar con una solución que comprende tampón fosfato salino.

15

2. El procedimiento según la reivindicación anterior caracterizado por que el detergente tensoactivo aniónico del paso b) es dodecilsulfato sódico.

20 3. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el detergente tensoactivo no aniónico del paso c) es Tritón X-100.

4. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el detergente aniónico del paso d) es desoxicolato sódico.

25 5. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el lavado con agua destilada de los pasos b) a d) y el lavado con tampón fosfato salino del paso e) se realiza en frío, la aplicación de RNasa y DNasa del paso e) se realiza a 37°C, y el resto del procedimiento se realiza a temperatura ambiente.

30 6. El procedimiento según la reivindicación anterior caracterizado por que el lavado con agua destilada de los pasos b) a d) y el lavado con la solución que comprende tampón fosfato salino del paso e) se realizan a 4°C de temperatura.

7. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el paso a) y la aplicación de detergentes de los pasos b), c) y d) se realizan en agitación.
- 5 8. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que en el paso e) la solución de lavado que comprende tampón fosfato salino además comprende antibióticos y/o antimicóticos.
- 10 9. El procedimiento según la reivindicación anterior caracterizado por que en el paso a) la lisis celular se provoca con un lavado en agua destilada de 7 horas, a temperatura ambiente con agitación, en el paso b) el tratamiento con dodecilsulfato sódico es al 0,1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación y el posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso c) el tratamiento con Tritón X-100 es al 0,6% durante 24 horas, a temperatura ambiente, con agitación, y el 15 posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso d) el tratamiento con desoxicolato sódico es al 1% durante 24 horas a temperatura ambiente, con agitación y el posterior lavado con agua destilada consiste en 3 lavados de 30 min cada uno a 4°C, en el paso e) la digestión enzimática se lleva a cabo con 100mg/l DNase + 20mg/l RNase por 45 min, a 37°C, y posterior el lavado con tampón fosfato salino 20 0.1M (pH 7.2-7.4) con 2% antibióticos y antimicóticos consiste en 5 lavados de 15 min cada uno a 4°C.
- 25 10. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que comprende un paso adicional f) de entrecruzamiento químico y posterior lavado.
11. El procedimiento según la reivindicación anterior caracterizado por que el agente entrecruzante químico utilizado es genipín.
- 30 12. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el tejido biológico aislado de partida ha sido sometido antes de su descelularización a criopreservación.
- 35 13. El procedimiento según la reivindicación anterior caracterizado por que de forma previa al procedimiento de descelularización se realiza el lavado de tejido biológico con agua destilada.

14. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que la matriz extracelular acelular obtenida tras el paso e) o f) es funcionalizada mediante la adición de tipos celulares y/o factores de crecimiento y/o biomoléculas esenciales para inducir la regeneración tisular y función celular.
- 5
15. El procedimiento según cualquiera de las reivindicaciones anteriores caracterizado por que el tejido biológico aislado de un animal mamífero no humano de partida es el crecido alrededor de un molde compuesto de biomateriales no reabsorbibles.
- 10
16. Matriz extracelular acelular obtenible por el procedimiento de obtención según cualquiera de las reivindicaciones 1 a 15.
- 15
17. La matriz extracelular acelular según la reivindicación anterior caracterizada por tener estructura tubular, sacular, plana o mallada.
18. Uso de la matriz extracelular acelular según cualquiera de las reivindicaciones 16 o 17 en ingeniería tisular.
- 20
19. El uso según la reivindicación anterior caracterizado por que comprende la reparación y/o la sustitución del material nativo dañado.
- 25
20. El uso según la reivindicación anterior caracterizado por que los tejidos a reparar y/o sustituir son nervios periféricos, vasos sanguíneos, uretra, vejiga, tendones, túnica ocular, pared abdominal, mucosas o superficies epiteliales.



FIG. 1

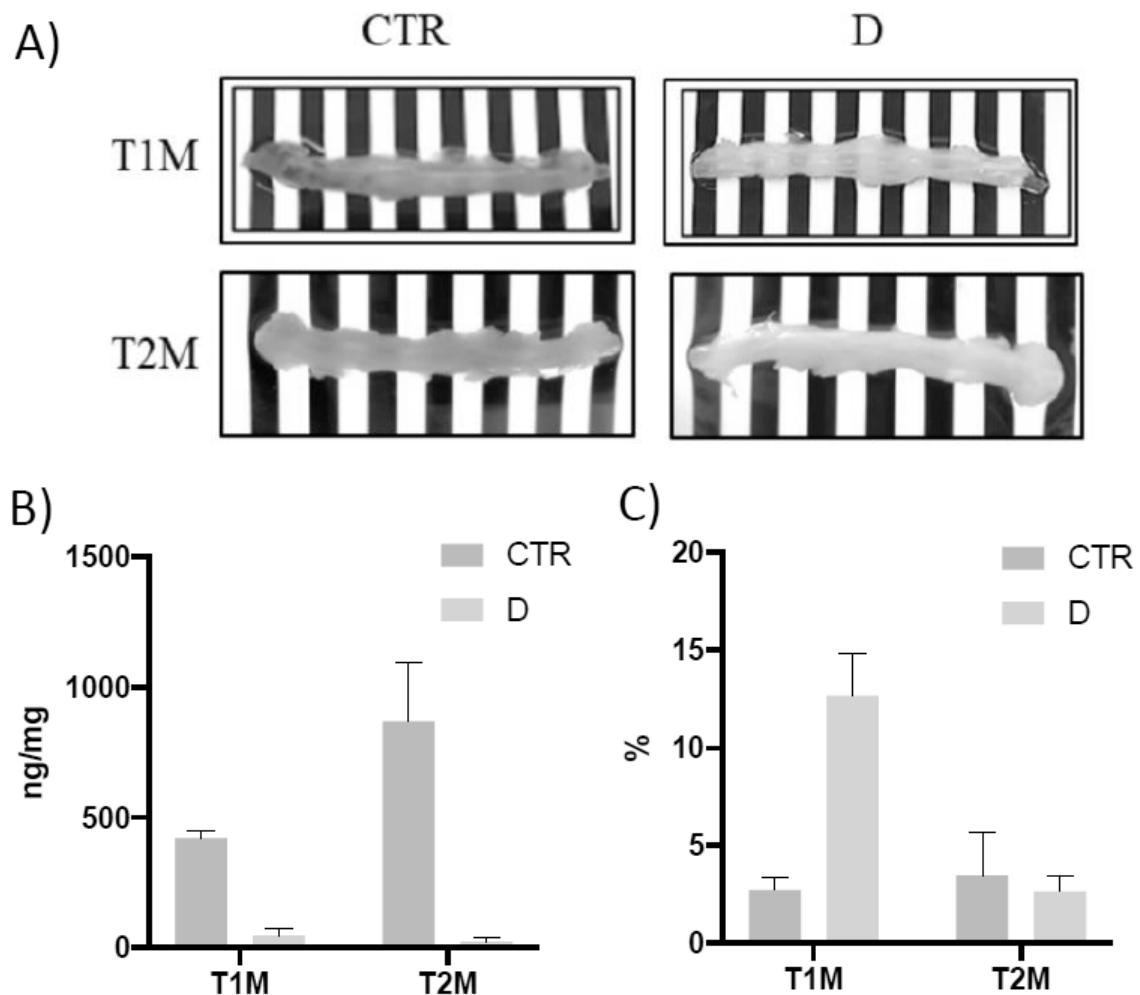


FIG. 2

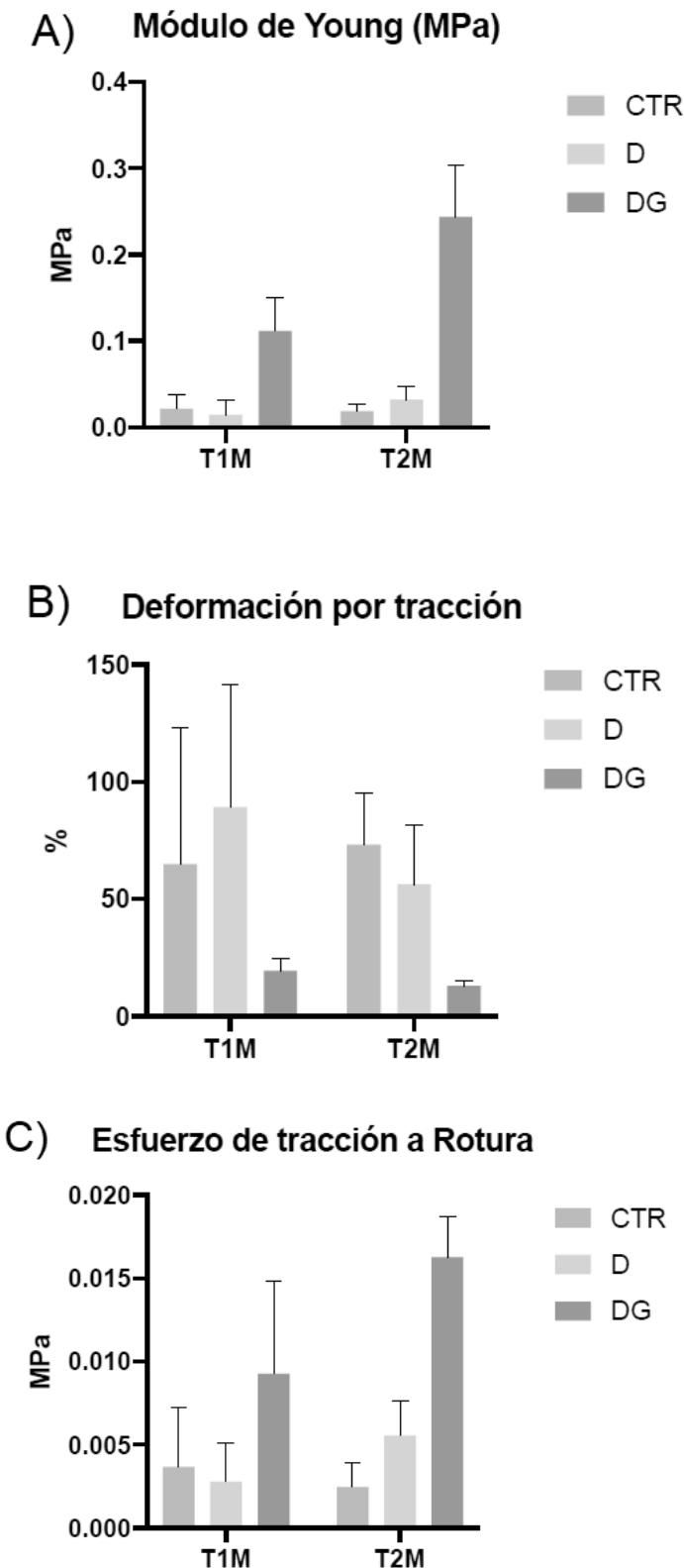


FIG. 3

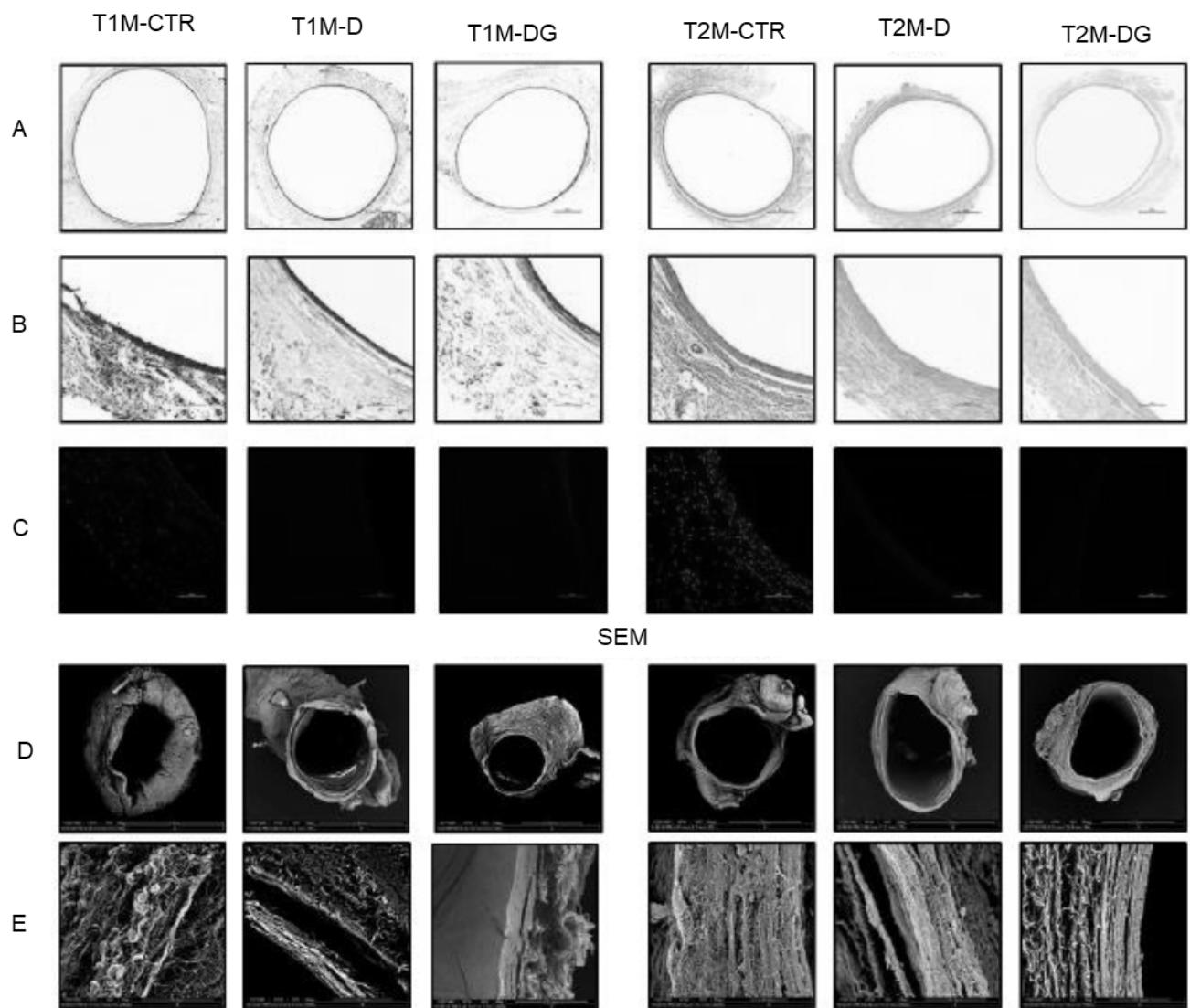


FIG. 4

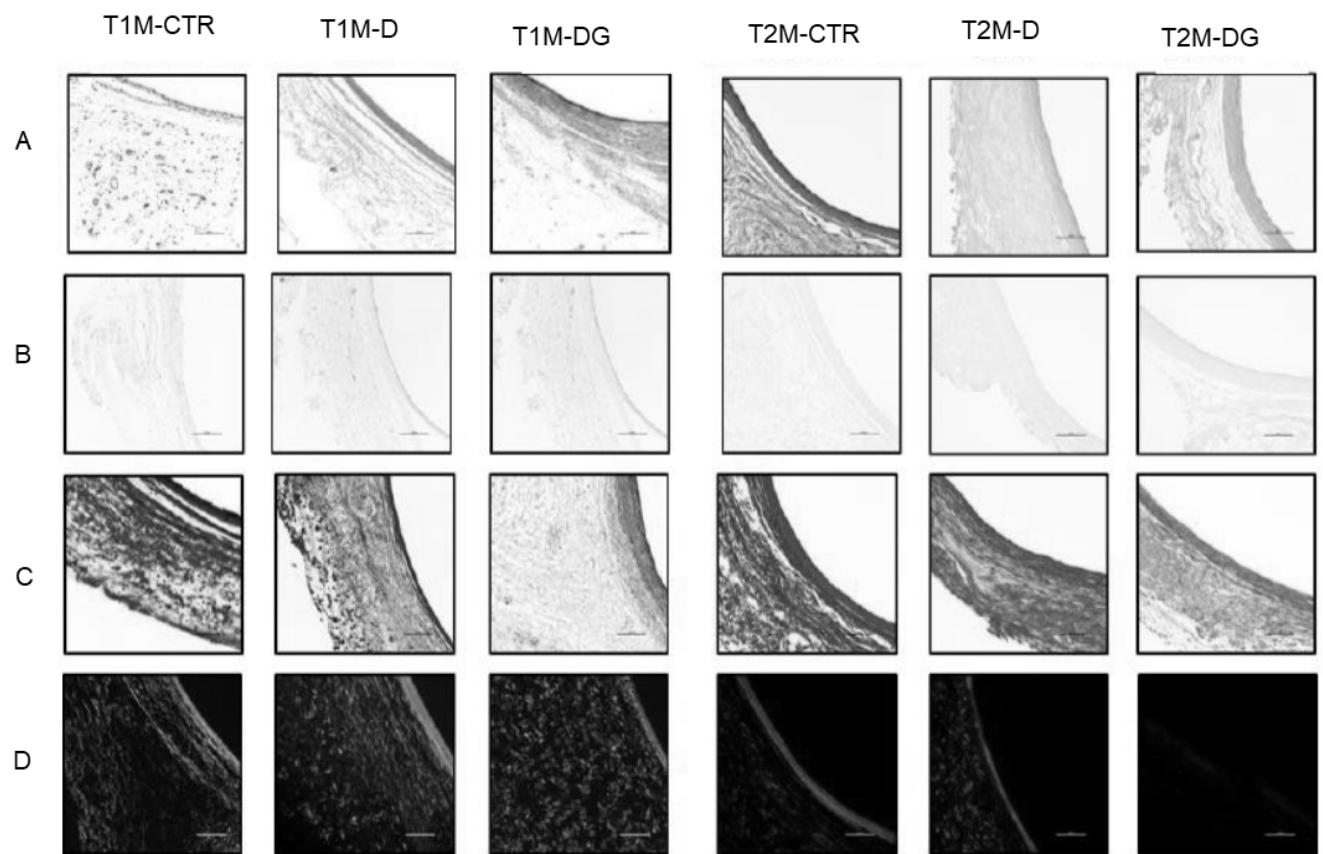
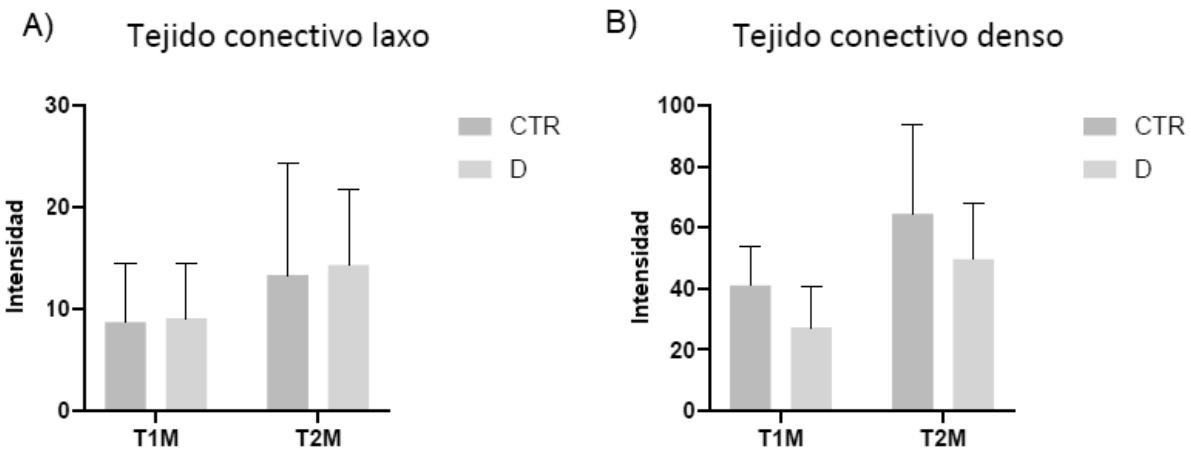
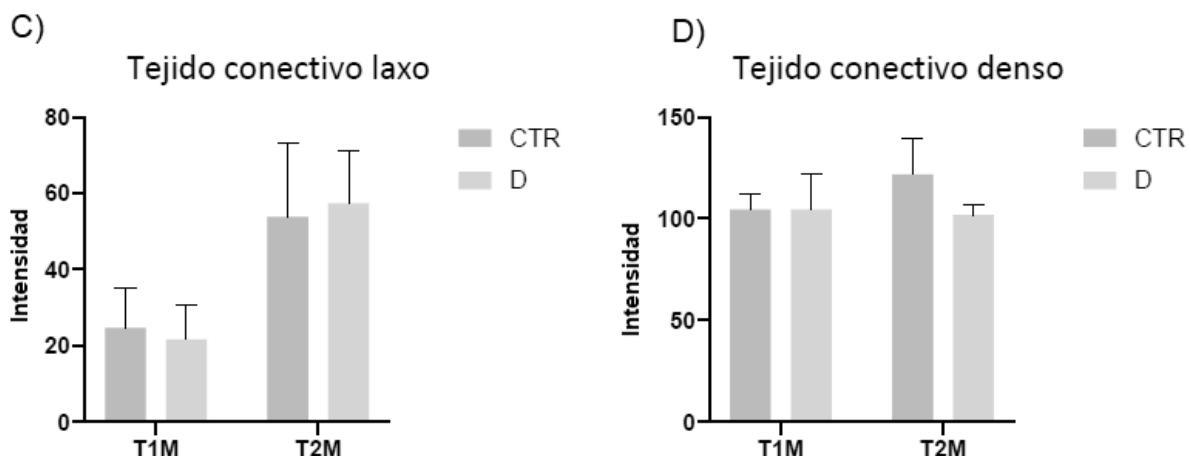


FIG. 5

**Azul Alcian**



**Picrosírius**



**FIG. 6**

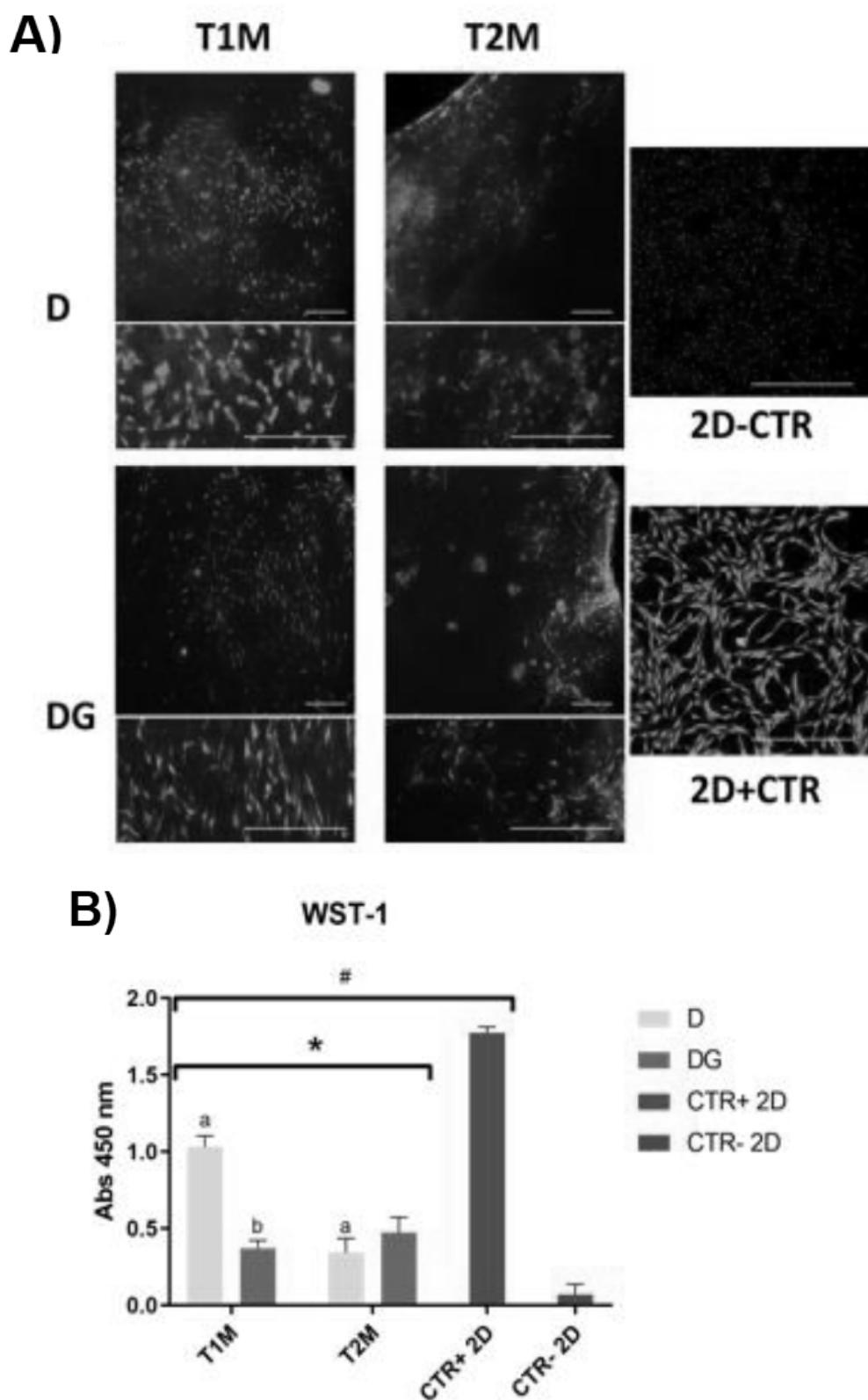


FIG. 7



②1 N.º solicitud: 202330486

②2 Fecha de presentación de la solicitud: 09.06.2023

③2 Fecha de prioridad:

## INFORME SOBRE EL ESTADO DE LA TECNICA

⑤1 Int. Cl. : **A61L27/36** (2006.01)  
**A61L27/50** (2006.01)

### DOCUMENTOS RELEVANTES

Categoría	56	Documentos citados	Reivindicaciones afectadas
X		ORTIZ-ARRABAL, O. <i>et al.</i> Generation and evaluation of novel biomaterials based on decellularized sturgeon cartilage for use in tissue engineering. <i>Biomedicines</i> . Julio 2021, Vol. 9, Nº 7, artículo nº: 775, ISSN 2227-9059 (electronic), <DOI: 10.3390/biomedicines9070775>. Especialmente: página 4, primer, segundo y tercer párrafo.	1-9, 12-14, 16-20
Y			10, 11, 15
X		ES 2905713 A1 (UNIV GRANADA <i>et al.</i> ) 11/04/2022, página 8, líneas 11-24; página 16, línea 18; página 17, línea 2.	1-9, 12-14, 16-20
Y			10, 11, 15
Y		WANG, Z. <i>et al.</i> Regeneration of skeletal system with genipin crosslinked biomaterials. <i>Journal of Tissue Engineering</i> . Noviembre 2020, Vol. 11, artículo nº 204173142097486. ISSN 2041-7314 (electronic), <DOI:10.1177/2041731420974861>. Todo el documento	10,11
Y		QIU, X. <i>et al.</i> Cellular remodeling of fibrotic conduit as vascular graft. <i>Biomaterials</i> . Enero 2021, Vol. 268, artículo nº 120565. ISSN 0142-9612, <DOI: 10.1016/j.biomaterials.2020.120565>. página 2, columna izquierda, segundo párrafo.	15
A		KEANE, T. J. <i>et al.</i> Methods of tissue decellularization used for preparation of biologic scaffolds and in vivo relevance. <i>Methods</i> . Agosto 2015, Vol. 84, páginas 25 - 34, ISSN 1046-2023, <DOI: 10.1016/jymeth.2015.03.005>. Tablas 2 y 4.	1-20

### Categoría de los documentos citados

X: de particular relevancia

Y: de particular relevancia combinado con otro/s de la misma categoría

A: refleja el estado de la técnica

O: referido a divulgación no escrita

P: publicado entre la fecha de prioridad y la de presentación de la solicitud

E: documento anterior, pero publicado después de la fecha de presentación de la solicitud

### El presente informe ha sido realizado

para todas las reivindicaciones

para las reivindicaciones nº:

Fecha de realización del informe 19.03.2024	Examinador S. González Peñalba	Página 1/2
--	-----------------------------------	---------------

Documentación mínima buscada (sistema de clasificación seguido de los símbolos de clasificación)

A61L

Bases de datos electrónicas consultadas durante la búsqueda (nombre de la base de datos y, si es posible, términos de búsqueda utilizados)

INVENES, EPODOC, WPI, NPL, BIOSIS, MEDLINE, EMBASE, INTERNET.