



Elaboración de un protocolo alternativo de plastinación un corazón de bovino

Development of an alternative protocol for the plastination of a bovine heart

Juan Carlos Morales Pérez¹,
Edwin Antonio Pacheco Velásquez²,
Yinet Liliana Sánchez³,
Melisa Daniela Munevar Romero⁴,
Valentina Rodríguez Montaña⁵



DOI: 10.19053/uptc.01228420.v21.n1.2024.18004

RESUMEN: Se presenta un protocolo alternativo y económico para plastinar piezas anatómicas, centrado en un corazón bovino como muestra. Se enfatiza la importancia de la Anatomía Veterinaria y los riesgos asociados al uso de formol en la conservación de tejidos. Además, se resalta el papel crucial de la tecnología en la educación, particularmente la plastinación, como una técnica emergente para preservar tejidos orgánicos. El objetivo fue desarrollar un protocolo alternativo al estándar alemán de plastinación con un corazón bovino, adaptándolo para mejorar su accesibilidad y seguridad. Para ello el método empleado incluyó varias etapas, desde la fijación en formol hasta el curado con resina de poliéster y estireno monómero, describiendo cada paso, desde la elección del material anatómico hasta el curado final. Se subraya el uso de thinner en lugar de acetona debido a restricciones y costos. Como resultado se encontró que aunque se observan algunos agrietamientos atribuibles al thinner, se obtiene una pieza plastinada resistente y adecuada para la enseñanza. Se concluye que el protocolo propuesto ofrece una alternativa segura y efectiva para la plastinación, con resultados didácticos y morfológicamente similares a las estructuras frescas. Se destaca la importancia de adaptar y mejorar continuamente las técnicas anatómicas para satisfacer las necesidades educativas y reducir riesgos para estudiantes y personal veterinario.

PALABRAS CLAVE: anatomía veterinaria, órganos, protocolo alternativo, conservación de tejidos, tecnología en la educación.

ABSTRACT: An alternative and cost-effective protocol for plastinating anatomical specimens, focusing on a bovine heart as a model, is presented. The importance of Veterinary Anatomy and the risks associated with formaldehyde use in tissue preservation are emphasized. Additionally, the crucial role of technology in education, particularly plastination, as an emerging technique for preserving organic tissues, is highlighted. The aim was to develop an alternative protocol to the German standard for plastination using a bovine heart, adapting it to improve accessibility and safety. The method involved several stages, from formaldehyde fixation to curing with polyester resin and styrene monomer, detailing each step from the selection of anatomical material to final curing. The use of thinner instead of acetone is underscored due to constraints and costs. As a result, although some cracking attributed to the thinner was observed, a durable plastinated piece suitable for teaching purposes was obtained. It is concluded that the proposed protocol offers a safe and effective alternative for plastination, with didactic results and morphologically similar outcomes to fresh specimens. The relevance of continuously adapting and improving anatomical techniques to meet educational needs and reduce risks for students and veterinary personnel is highlighted.

KEY WORDS: veterinary anatomy, organs, alternative protocol, tissue preservation, technology in education.

FECHA DE RADICACIÓN: 19 de abril de 2024 **FECHA DE ACEPTACIÓN:** 25 de junio de 2024 **FECHA DE PUBLICACIÓN:** 12 de julio de 2024

- 1 Universidad Antonio Nariño, Bogotá, Colombia. E-mail: juancmorales@uan.edu.co ORCID: 0009-0003-2569-9348
 - 2 Universidad Antonio Nariño, Bogotá, Colombia. Filiación institucional actual: Unidad Móvil Quirúrgica Doc Pet's. E-mail: edwin.com@gmail.com ORCID: <https://orcid.org/0009-0006-5275-5941>
 - 3 Universidad Antonio Nariño, Bogotá, Colombia. E-mail: Yincatd@gmail.com ORCID: 0009-0007-5624-6869
 - 4 Especialista en Epidemiología-Universidad de Boyacá. Filiación institucional actual: Universidad de Boyacá, Tunja, Colombia. E-mail: mdmunevar@uniboyaca.edu.co ORCID: 0000-0002-2145-9158
 - 5 Bióloga, Universidad de Boyacá, Tunja, Colombia. E-mail: valerodri9902@gmail.com ORCID: 0000-0001-8382-3536
- * Autor de correspondencia: mdmunevar@uniboyaca.edu.co

INTRODUCCIÓN

La historia de la plastinación inició siglos atrás con las momias egipcias, sin embargo, a lo largo del tiempo se han creado nuevas técnicas y protocolos con el fin de imitar dicho proceso de preservación, pero utilizando diferentes materiales. Por ejemplo, según lo plasmado por von Horst et al. (2019), donde habla sobre Gunther Van Hagens, el cual realizó varios experimentos que acabaron en lo que se conoce hoy en día como plastinación, en 1979, un artículo sobre “Impregnación de especímenes biológicos blandos mediante resinas y elastómeros termoestables” apareció en *Anatomical Record* (von Hagens, 1979) y más tarde, en 1979, el término “plastinación” se introdujo por primera vez en el artículo de von Hagens (1979) “Resinas emulsionantes para plastinación”. Los primeros intentos de plastinación eran restringidos a especies muy pequeñas debido a que los polímeros utilizados se curaban espontáneamente en cortos periodos de tiempo, limitando de esta forma el procedimiento de impregnación, cuando se inventó el gas de silicona en 1981 se pudo aumentar el tiempo de impregnación y de esta forma procesar especies más grandes (von Horst et al., 2019).

La plastinación es un método por el cual se reemplaza el fluido dentro de un cuerpo biológico con polímeros, tales como la silicona, poliéster y epoxi, la silicona se utiliza para cadáveres macroscópicos o porciones/órganos de estos; el epoxi se utiliza para producir rebanadas delgadas de cuerpo de 1 a 3 mm o rodajas ultrafinas de < 1mm, y el poliéster se utiliza para producir rodajas delgadas de cerebro de 1,5 a 3 mm (Henry et al., 2019). La plastinación ocurre en 4 pasos: preparación del espécimen, deshidratación y desengrase del espécimen, impregnación al vacío forzada (reemplazo del deshidratante dentro de la muestra deshidratada con una mezcla de polímeros reactivo) y curado del polímero dentro de la muestra impregnada (Henry et al., 2019).

En la preparación del espécimen se utiliza formalina al 5-15%, para la deshidratación se tiene que lavar el espécimen de los químicos utilizados para la fijación durante 1-2 días, después de lavar por completo el espécimen se enfría el espécimen a 2 °C durante la noche y por la mañana se sumergen en acetona al 100 % fría (-25 °C) (grado de laboratorio); en el desengrase del espécimen se sugiere remover mecánicamente la grasa en la mayor cantidad posible, en dado caso que no se pueda remover en su totalidad se puede utilizar acetona caliente como desengrasante y si hay mucha grasa se pueden utilizar solventes como Cloruro de metileno o diclorometano; la impregnación se realiza por medio de la mezcla de S3 al 1% (Catalizador) con S10 (polímero de silicio) (Henry et al., 2019).

El método más efectivo para el estudio de la anatomía se basa en la utilización de preparaciones cadavéricas conservadas en formol, ya que los estudiantes pueden captar y retener la información por mayor tiempo (Quelca Choque,

2023). A pesar de las ventajas de esta práctica, se buscan alternativas al uso de piezas fijadas con formaldehído para evitar los vapores emanados en el proceso, ya que pueden representar un riesgo para los estudiantes y el personal veterinario gracias a su acción irritante, alergénica y probablemente cancerígena (Jaimes Morales et al., 2014). La utilización de la tecnología en la educación se ha consolidado como una herramienta ética en el aprendizaje aumentando el desempeño mediante la creación y la gestión de procesos y recursos apropiados. Existen múltiples herramientas educativas novedosas que han aparecido con los desarrollos tecnológicos (Bhandari et al., 2016).

En los últimos años la plastinación se ha consolidado como una de las mejores técnicas para la conservación de tejidos orgánicos. Dicha técnica en la cual el agua, los lípidos y los tejidos biológicos son reemplazados por polímeros (silicona, epoxi, poliéster) generan piezas anatómicas secas, inodoras y duraderas.(Sora et al., 2019).

El objetivo de esta técnica es conseguir piezas anatómicas libres de formaldehído, disminuyendo así su potencial tóxico con el fin de ofrecer a los estudiantes de pregrado, posgrado, y a la comunidad en general herramientas didácticas que sirvan como fuente de aprendizaje y conocimiento en anatomía y ciencias morfológicas (Ottone, 2013).

Con base en lo anterior este trabajo pretendió generar un protocolo alternativo y más económico al método estándar alemán de plastinación, modificando algunos de los componentes que se viene utilizando de manera rutinaria en la técnica original desarrollada por el científico alemán Gunther von Hagens.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para el diseño de este protocolo se utilizó un corazón bovino que se obtuvo de manera comercial en el frigorífico de Guadalupe en la ciudad de Bogotá, la escogencia de esta pieza anatómica se decidió gracias a que es un órgano común en todos los mamíferos domésticos, y presenta muy pocas diferencias anatómicas a excepción de su tamaño.

Etapas 1: Fijación

Se sumergió hasta cubrir completamente la pieza anatómica en una solución al 10% de formol bufferado de la marca Cirumedics® durante 3 semanas a temperatura ambiente (Toaquiza et al., 2023). (Formol: 0.4 litros, Agua: 3.6 Litros)



IMAGEN 1. A. Factura de compra del corazón bovino, **B.** Vista izquierda de corazón en fresco, **C.** Vista derecha del corazón (surco interventricular subsinusal), **D.** Vista izquierda del corazón (surco interventricular paraconal).

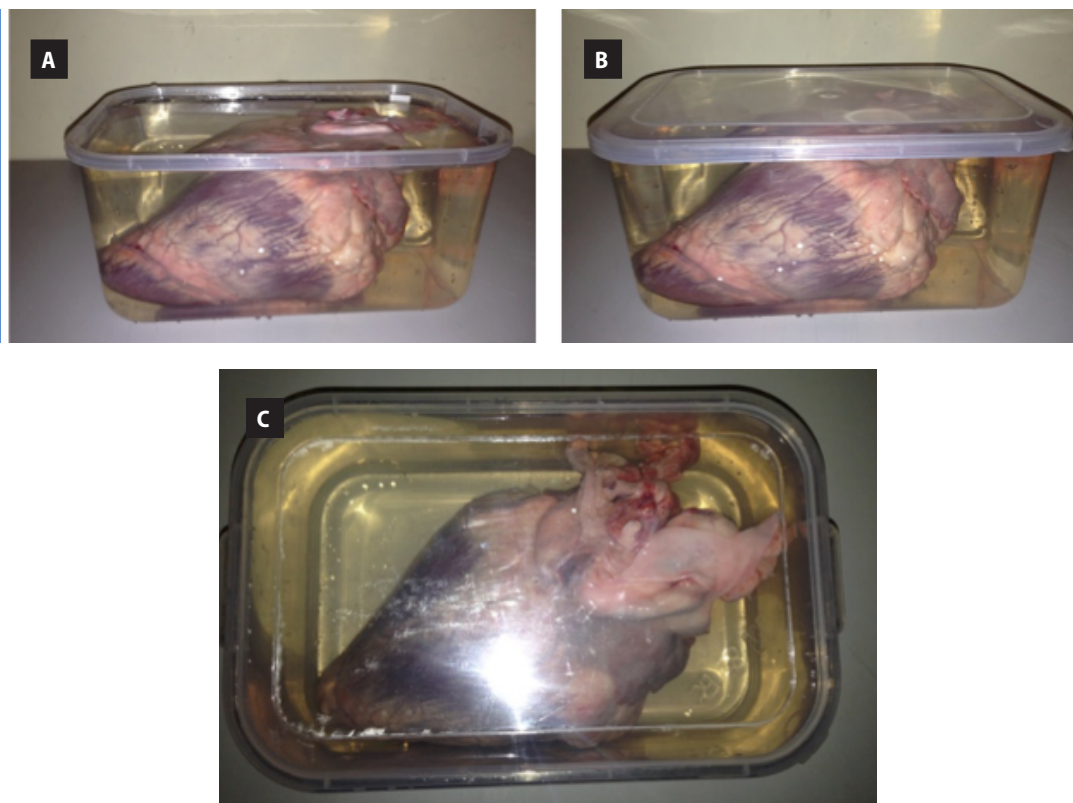


IMAGEN 2. A. Corazón inmerso en solución de formaldehído al 10% destapada, B.C. Corazón inmerso en solución de formaldehído al 10% tapado y listo para fijación.

Etapa 2: Desengrasado

El desengrase de la pieza anatómica se realizó a temperatura ambiente durante 1 mes y 4 días y se utilizó alcohol isopropílico de la marca Merck® (2-propanol) (60%) y agua (40%). Durante este tiempo no se hizo recambio del alcohol (Adaptado de Acevedo-Arroyave et al., 2018)



IMAGEN 3. A. B. Corazón inmerso en solución de formaldehído al 10% al final de la etapa de fijación, C.D.E.F. Aplicación de la solución de alcohol isopropílico %60 y agua 40%.

Etapa 3: Deshidratación

Al iniciar esta etapa, el corazón aún mostraba una considerable cantidad de tejido adiposo, sin embargo, se optó continuar con el proceso. La deshidratación se llevó a cabo bajo congelación con la finalidad de evitar la retracción de la pieza. La muestra fue sumergida en una solución compuesta por 2 litros de alcohol etílico (etanol absoluto para análisis) de la marca Merck® al 50% y 2 litros de agua y posteriormente fue congelada a -20°C (Acevedo-Arroyave et al., 2018).



IMAGEN 4. A. Preparación de la Solución para deshidratación, alcohol 50% agua 50%, B. C. Inmersión del Corazón para Deshidratarlo, D. E. Pieza Anatómica Lista Para Congelación F. Congelador Universidad Antonio Nariño Facultad Medicina Veterinaria Sede Circunvalar.

Tres días después de la congelación se revisó el proceso y se observó que el corazón estaba totalmente congelado por lo que se decidió seguir deshidratando la pieza a temperatura ambiente, dicha decisión se tomó teniendo en cuenta que existen protocolos de plastinación en donde no se realiza congelación en ninguna de las etapas. The Journal of Plastination (July 10, 2024).



IMAGEN 5. Corazón bovino congelado.

La muestra fue retirada del congelador y permaneció afuera durante dos días. Al finalizar este período, se observó nuevamente una capa de grasa en la superficie, por lo cual se decidió realizar otra vez el proceso de desengrase. En esta ocasión, se incrementó gradualmente la concentración de alcohol etílico (etanol absoluto para análisis) de la marca Merck® hasta alcanzar el 100% (Adaptado de Acevedo-Arroyave et al., 2018).

TABLA 1. Intervalo del segundo desengrase de la pieza anatómica.

Intervalo	Porcentajes
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 50% - Agua 50%
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 60% - Agua 40%
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 70% - Agua 30%
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 80% - Agua 20%
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 90% - Agua 10%
Intervalo de 10 días	Alcohol Etílico, 100%

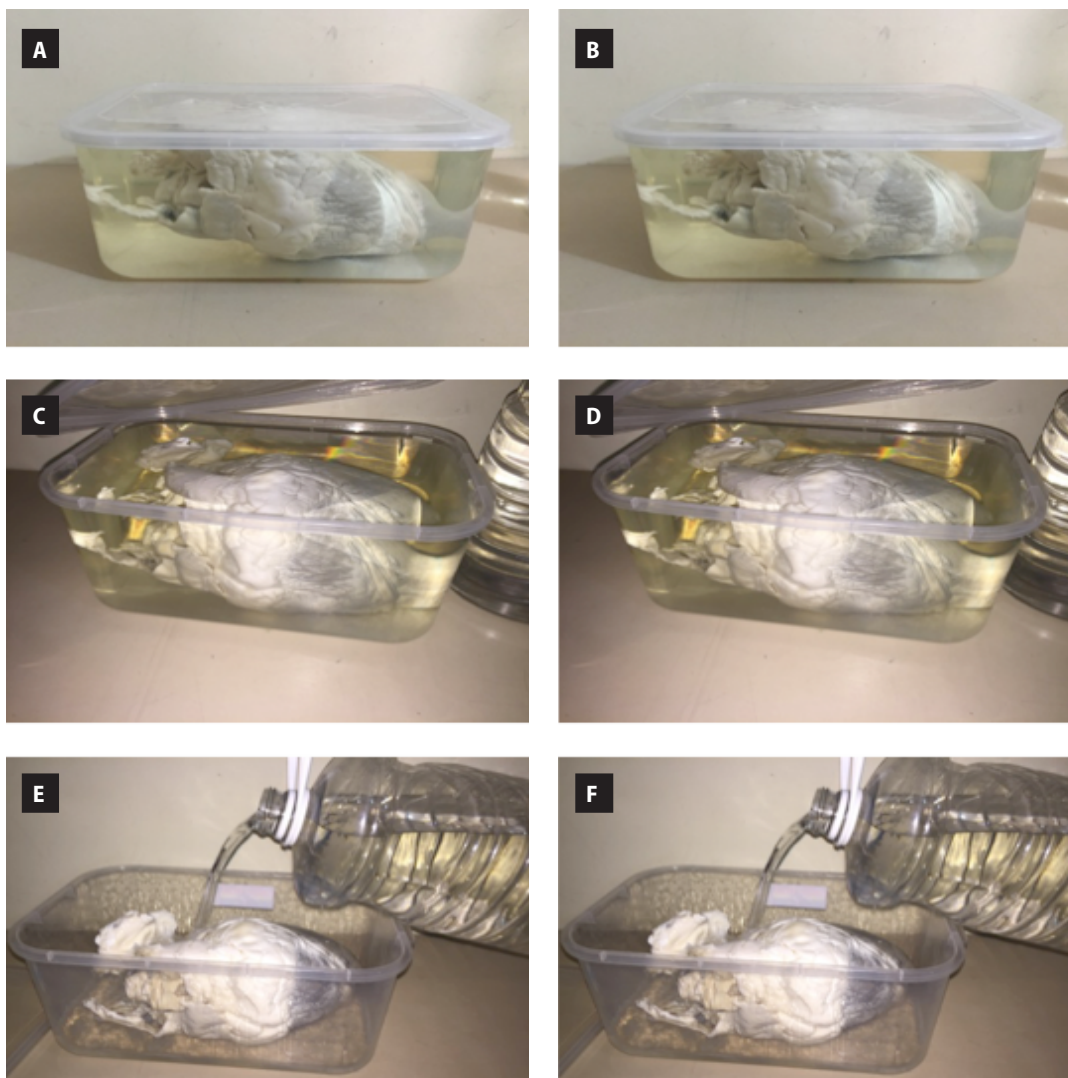


IMAGEN 6. A. B. C. D. E. F Proceso de inmersión en Thinner.

Etapa 4: Impregnación al vacío

Esta etapa se realizó sumergiendo la pieza anatómica en Resina de Poliéster 70% y estireno monómero 30%, y luego colocándola en cámara de vacío a una presión negativa constante de 25-30 mmHg. durante 21 días. Este proyecto se realizó en su totalidad en el laboratorio de morfología veterinaria de la Universidad Antonio Nariño sede Circunvalar.



IMAGEN 7. A. Cámara y bomba de vacío Universidad Antonio Nariño, **B. C.** Resina de poliéster 70% y estireno monómero 30%, **D.** Mezcla de polímeros de plastinación, **E.** Inmersión de la pieza anatómica dentro de los polímeros.



IMAGEN 8. Pieza Anatómica Dentro de la Cámara de Vacío.

Etapa 5: fase de precurado y curado

El precurado se realizó con Alcohol etílico durante 24 horas a temperatura ambiente.

Fase de Curado

Se realizó con Octoato de Cobalto de la marca New Química S.L® (50%) – Alcohol Etílico (50%) (etanol absoluto para análisis) de la marca Merck® durante dos meses a temperatura ambiente.



IMAGEN 9. Pieza Anatómica Recién Plastinada. Fuente propia

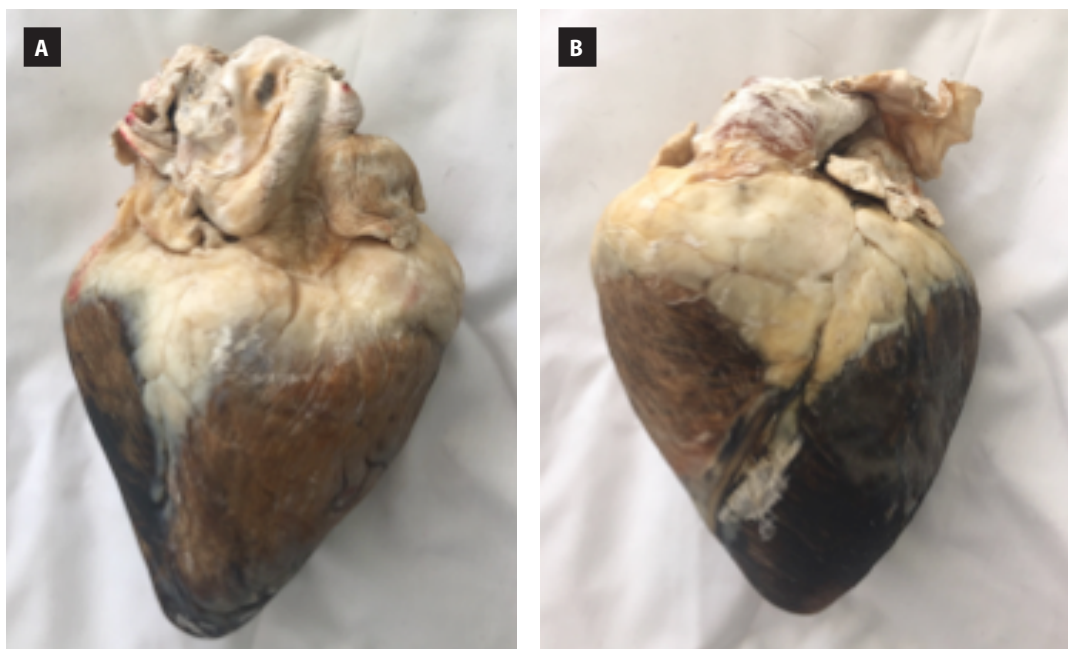


IMAGEN 10. A. Corazón bovino 2 meses después de la fase de curado vista derecha, **B.** Corazón bovino 2 meses después de la fase de curado vista izquierda. Fuente propia

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La literatura reporta a la plastinación como la técnica anatómica más importante para la preservación de estructuras gracias a la posibilidad de conservar cuerpos y órganos por tiempo indefinido, en forma seca y segura, preservando las características morfológicas de los tejidos. No obstante, existe una desventaja dentro del proceso gracias a la contracción de los tejidos que se puede generar dentro de los protocolos (Ottone et al., 2020), sin embargo, teniendo en cuenta que en nuestro estudio la etapa de deshidratación se realizó con alcohol y luego thinner se evidenció que aparentemente no hubo retracción considerable de la pieza plastinada.

En cuanto al presente estudio y al protocolo reportado por Gunther Van Hagens (1979), podemos encontrar varias diferencias en los reactivos utilizados, el más notable es el cambio de la acetona por thinner, el estireno monómero se utilizó como reemplazo del polímero de silicio, en este proyecto también se utilizó dos tipos de alcoholes con el fin de lograr un desengrase óptimo de la pieza anatómica, por último otra sugerencia que se tomó a partir del protocolo original donde sugieren utilizar formaldehído entre un porcentaje del 5-15% (Henry et al., 2019), en nuestro estudio se usó formaldehído al 10% y se notaron buenos resultados con esta concentración.

El costo de la plastinación depende del uso de las materias primas utilizadas dentro del proceso, existen en la actualidad alternativas que buscan disminuir dicho rubro modificando algunos aspectos en las etapas de deshidratación e impregnación forzada. (Fonseca-Matheus, 2018), el protocolo diseñado

para este proyecto modificó algunos reactivos en el proceso por lo cual se logró la accesibilidad de materiales obteniendo un buen resultado.

Para reiniciar el proceso de deshidratación se planeaba utilizar acetona, pero el costo de este producto es bastante elevado, además en Colombia la acetona es un producto químico controlado, debido a su potencial uso en la fabricación de estupefacientes y sustancias psicotrópicas (Acevedo-Arroyave et al., 2018). Dentro del proceso de purificación de la pasta de coca este alcaloide se disuelve en una mínima cantidad de un solvente orgánico, principalmente en éter etílico o en acetona (Damin & Grau, 2015), esta condición hace que el estado ejerza un control estricto sobre este reactivo utilizado en los procesos de plastinación y que tenga restricciones para su utilización. En la literatura se encontró que en el año 2000 se planteó la primera variación de la técnica de plastinación mediante el uso de thinner en lugar de acetona para la preservación de cortes axiales de torax (Pedraza Ciro et al., 2020). Por lo cual se decidió modificar el protocolo y utilizar thinner 400 de la marca Merck®, alcanzando el con éxito este reemplazo. Sin embargo, se pudo notar en los resultados finales que la pieza anatómica obtenida dentro de esta investigación sufrió de algunos agrietamientos debido probablemente al resecamiento de los tejidos que posiblemente se deban a la utilización del thinner durante el proceso, gracias a esto se sugiere la utilización de este reactivo, pero modificando el tiempo de inmersión de la pieza anatómica, el cual en este caso fueron 14 semanas sumergido en thinner, podría ajustarse a un par de días menos.

Una vez se terminó el proceso de adaptación de la técnica de plastinación se realizó un protocolo descriptivo con el objetivo de mostrar el proceso paso a paso y además brindar información útil para aquellos investigadores que decidan continuar mejorando esta técnica. Los tiempos en los cuales se realizó este proceso se describen en la tabla 2 y las acciones realizadas se describen en la tabla 3.

TABLA 2. Tiempo Estimado en Días Para Cada Etapa de la Técnica Plastinación del Corazón Bovino Adaptado de (Acevedo-Arroyave et al., 2018)

Etapa	Tiempo
Adquisición y preparación de la pieza anatómica	1 día
Fijación	3 semanas y 3 días
Desengrase y deshidratación	35 semanas
Impregnación	21 días
Pre-curado y curado	8 semanas 2 días
Total, tiempo	47 semanas

TABLA 3. Protocolo generado dentro de este trabajo exploratorio. Fuente propia

Etapa	Acción Sobre la Pieza Anatómica	Tiempo
Fijación	Inmersión en solución de formol al 10% en recipiente plástico cerrado a temperatura ambiente	3 semanas
Desengrase	• Parte 1: Inmersión en alcohol isopropílico 60% y Agua 40% • Parte 2: Inmersión en solución de alcohol etílico y agua hasta saturar al 100% • Alcohol etílico 50% Agua 50% • Alcohol etílico 60% Agua 40% • Alcohol etílico 70% Agua 30% • Alcohol etílico 80% Agua 20% • Alcohol etílico 90% Agua 10% • Alcohol etílico 100%	• 4 semanas • 10 días • 10 días • 10 días • 10 días • 10 días • 10 días
Deshidratación	Inmersión en solución Thinner en recipiente plástico cerrado a temperatura ambiente	14 semanas
Impregnación al vacío	• Inmersión en solución de resina poliéster 70% y estireno monómero 30% en recipiente plástico abierto • Ingreso a cámara de vacío (-25 a -30 mmHg)	21 días
Pre-curado	Extracción de la cámara de vacío con posterior escurrido durante algunas horas e inmersión en alcohol etílico	24 horas
Curado	Inmersión en solución de octoato de Cobalto 50% y alcohol etílico 50% en recipiente plástico abierto para luego dejar secar a temperatura ambiente	2 meses

La utilización de la plastinación de piezas anatómicas como la que se adecuó en este estudio, disminuyó de gran manera el riesgo biológico de la misma, gracias a que puede ser utilizada por personas que no están familiarizadas con áreas de la salud permitiendo fortalecer diversos programas educativos tanto dentro como fuera de las instalaciones de la Universidad como lo reportan Acevedo-Arroyave et al., 2018

CONCLUSIONES

Debido al alto costo de la acetona en Colombia sumado a las restricciones para su consecución por ser un reactivo utilizado para el procesamiento de sustancias ilegales, se concluyó que existen alternativas como la utilización del alcohol isopropílico y el thinner dentro del proceso de plastinación obteniendo excelentes resultados, sin embargo, se recomienda ajustar el tiempo de sumersión a thinner con el fin de evitar resecamientos y agrietamientos de las piezas anatómicas.

Se comprobó que la pieza anatómica después del proceso de plastinación es resistente y no se necesita de ningún tipo de protección (gafas, tapabocas, guantes) para su manipulación.

Para concluir, se puede afirmar que se logró una pieza anatómica didáctica y útil para la enseñanza de la anatomía, con características secas, sin exposición a vapores de formol para los estudiantes, no tóxica y morfológicamente similar a las estructuras frescas.

REFERENCIAS

- Acevedo-Arroyave, L. M., Rojas, M. A., & Velásquez, J. M. (2018a). Plastination technique antioquia university: An adaptation of the german standard method. *Iatreia*, 31(3), 228–239. DOI: <https://doi.org/10.17533/udea.iatreia.v31n3a01>
- Acevedo-Arroyave, L. M., Rojas, M. A., & Velásquez, J. M. (2018b). Plastination technique antioquia university: An adaptation of the german standard method. *Iatreia*, 31(3), 228–239. DOI: <https://doi.org/10.17533/udea.iatreia.v31n3a01>
- Bhandari, K., Acharya, S., Srivastava, A. K., Kumari, R., & Nimmagada, H. K. (2016). PLASTINATION: A NEW MODEL OF TEACHING ANATOMY. *Article in International Journal of Anatomy and Research*, 2016(3), 2626–2655. DOI: <https://doi.org/10.16965/ijar.2016.256>
- Damin, Carlos, & Grau, Guillermo. (2015). Cocaína. *Acta bioquímica clínica latinoamericana*, 49(1), 127-134. Recuperado em 11 de julho de 2024, de http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-29572015000100012&lng=pt&tlng=es.
- Fonseca-Matheus, J. (2018). La técnica de plastinación, sus fundamentos y alternativas de menor costo. *Gaceta De Ciencias Veterinarias*, 22(2), 43-47. Recuperado a partir de <https://revistas.uclave.org/index.php/gcv/article/view/321>
- Henry, R. W., von Hagens, G., & Seamans, G. (2019). Cold temperature/Biodur®/S10/von Hagens'—Silicone plastination technique. *Journal of Veterinary Medicine Series C: Anatomia Histologia Embryologia*, 00, 1–7. DOI: <https://doi.org/10.1111/ahe.12472>
- Jaimes Morales, J., Pérez Díaz, K., & Severiche Sierra, C. A. (2014). Riesgo toxicológicos por la exposición ocupacional al formaldehído en sala de anatomía patológica. *Ciencia y Salud Virtual*, 6(2), 141–152. DOI: <https://doi.org/10.22519/21455333.407>
- Ottone, N. E., Guerrero, M., Alarcón; Eduardo, Navarro, P., & Ottone, N. E.; (2020). Statistical Analysis of Shrinkage Levels of Human Brain Slices Preserved by Sheet Plastination Technique With Polyester Resin. In *Int. J. Morphol* (Vol. 38, Issue 1).
- Ottone, Nicolás. (2013). Gunther von Hagens, creator of Plastination. Historical Review and Technical Development. *Revista Argentina de Anatomía Online*. 4. 70-76.
- Pedraza Ciro, M., Ochoa Ramirez, A., Vargas, V., Aldana Barón, D., Pedraza Ciro, M. C., José Castaño, M., Ruiz Rubiano, M., & Daniela Moreno, M. (2020). Conservación de órganos con el uso de poliuretano: prueba de laboratorio en corazón de cerdos. *Morfología*, 12(1).
- Quelca Choque, Heber Gonzalo. (2023). Experiencias con preparaciones cadavéricas y el rendimiento académico de los estudiantes de Anatomía Humana y Neuroanatomía. *Educación Superior*, 10(1), 47-56. Epub 00 de junio de 2023. DOI: <https://doi.org/10.53287/sydc5414wa84x>

- Sora, M. C., Latorre, R., Baptista, C., & López-Albors, O. (2019). Plastination-A scientific method for teaching and research. *Anatomia, histologia, embryologia*, 48(6), 526–531. DOI: <https://doi.org/10.1111/ahe.12493>
- The Journal of Plastination (July 10, 2024). Effects of Dehydration Mediums and Temperature on Total Dehydration Time and Tissue Shrinkage. Retrieved from <https://journal.plastination.org/articles/effects-of-dehydration-mediums-and-temperature-on-total-dehydration-time-and-tissue-shrinkage/>
- Toaquiza, Ana Belén, Gómez, Carlos, Ottone, Nicolás E, & Revelo-Cueva, María. (2023). Conservation of Organs (Heart, Brain and Kidney) of Canine by Cold-Temperature Silicone Plastination in an Animal Anatomy Laboratory in Ecuador. *International Journal of Morphology*, 41(4), 1004-1008. DOI: <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-95022023000401004>
- von Horst, C., von Hagens, R., Sora, C.-M., & Henry, R. W. (2019). History and development of plastination techniques. *Journal of Veterinary Medicine: Anatomia Histologia Embryologia*, 48, 512–517. DOI: <https://doi.org/10.1111/ahe.12497>