

Directrices para la aplicación de la técnica de plastinación de cortes con resina poliéster (Biodur P40) en el Laboratorio de Anatomía de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Asunción, Paraguay.

Guidelines for application of the P40 technique in the Anatomy Laboratory of the Faculty of Veterinary Sciences of the National University of Asunción, Paraguay.

Viveros, Rebeca¹

¹Universidad Nacional de Asunción, Facultad de Ciencias Veterinarias, Departamento de Ciencias Morfológicas, San Lorenzo, Paraguay.

RESUMEN. La necesidad de realizar y disponer de protocolos es fundamental como guía práctica para la aplicación de técnicas de plastinación en la conservación de materiales biológicos. Con ello se consigue un doble objetivo: por un lado, suministrar la máxima calidad en la producción de recursos didácticos, y, por otro, una correcta replicación de los procedimientos requeridos. El objetivo del presente trabajo fue Desarrollar un protocolo clásico de la técnica de plastinación de cortes con resina poliéster (Biodur P40) aplicado en encéfalos.

Palabras claves: Plastinación, técnica P40, resina poliéster, piezas anatómicas

ABSTRACT. The need to establish and provide protocols is essential as a practical guide for the application of plastination techniques in the preservation of biological materials. This achieves a dual objective: on one hand, ensuring the highest quality in the production of educational resources, and on the other, enabling the correct replication of the required procedures. The objective of this study was to develop a classic protocol for the plastination technique of sections using polyester resin (Biodur P40) applied to brains.

Keywords: Plastination, P40 technique, polyester resin, anatomical pieces

Dirección para correspondencia: Dra. Rebeca Viveros - Universidad Nacional de Asunción, Facultad de Ciencias Veterinarias, Departamento de Ciencias Morfológicas, San Lorenzo, Paraguay.

E-mail: rviveros@vet.una.py

Recibido: 02 de abril 2024 / **Aceptado:** 28 de diciembre 2024

INTRODUCCIÓN

La anatomía es el pilar fundamental para las ciencias médicas, ciencias veterinarias y otras áreas de la salud, ya que permite conocer y describir elementos anatómicos, tener nociones básicas de la disección, relacionar conocimientos y habilidades adquiridas con otras disciplinas a lo largo de la carrera y su posterior aplicación en la vida profesional.

Existen diversas estrategias de enseñanza de la anatomía, como el uso de piezas anatómicas, materiales audiovisuales, materiales sintéticos, simuladores, etc. El uso de cadáveres o piezas anatómicas contribuye en gran medida con el proceso de enseñanza aprendizaje de la anatomía, puesto que permite al estudiante situarse tridimensionalmente, tener una noción de la disposición y conformación de los órganos dentro del cuerpo, y una mejor comprensión de esta disciplina, por lo tanto, conservar los cadáveres es una necesidad fundamental en el ámbito educativo de las ciencias morfológicas (Martínez et.al., 2021).

Con la finalidad de contar con recursos didácticos que favorezcan los procesos de enseñanza – aprendizaje surge la técnica de plastinación, desarrollada en Alemania por el Prof. Gunther von Hagens en 1977 como un método innovador de preservación de materiales biológicos, cuyo proceso consiste en extraer los líquidos tisulares e introducir un polímero, manteniendo las características morfológicas de los órganos o tejidos de manera permanente. Consta de cuatro etapas, la primera constituye la fijación, que detiene el proceso de descomposición y fija los tejidos; la deshidratación que extrae el agua y los lípidos; la impregnación forzada que consiste en introducir el polímero (silicona, resina epoxica o poliéster) a los tejidos y, por último, el curado en el cual se logra el endurecimiento de las piezas plastinadas (Gutiérrez, 2013).

El avance de las nuevas tecnologías en la educación de ciencias médicas, veterinarias y campos de la salud ha provocado cambios en los métodos de preservación de piezas anatómicas a lo largo del tiempo. Desde el tradicional mantenimiento en cadena de frío hasta la aplicación del formaldehído, como el formol que aún se emplea en la actualidad, han marcado la evolución de estas prácticas.

La plastinación con S10 surgió como técnica

innovadora de conservación de materiales de origen biológico, donde los tejidos son sometidos a diferentes procesos, especialmente expuestos a la silicona, cuya finalidad es la preservación de piezas anatómicas con las estructuras intactas, de alta calidad, no tóxica, y biosegura, con finalidades educativas y de investigación (Gutiérrez, 2013).

El tipo de polímero usado determina la característica óptica (transparente u opaco) y la flexibilidad o firmeza que este pudiera conferirle a la pieza impregnada. Una vez impregnado el tejido permanece más estable que aquel que se haya sido congelado, deshidratado o parafinado. Además, tiene la gran ventaja, de conservar el relieve original de su superficie y la identidad celular hasta nivel microscópico (Ottone, 2018).

La resina P35 se desarrolló a finales de los años 1980 y sigue siendo el estándar de oro para el corte cerebral (Latorre & Henry, 2007a), sin embargo, la plastinación de cortes con resina poliéster (plastinación de cortes P40) fue establecido a mediados de 1990 por von Hagens para la conservación de manera permanente de los cortes de tejidos o regiones corporales, la misma es colocada en una lámina rígida y duradera de resina curada (Latorre & López, 2015)

En la plastinación de cortes con resina poliéster se siguen los principios de la técnica clásica de plastinación con silicona (von Hagens, 1979a; 1979b; von Hagens 1986; von Hagens et al., 1987; Henry & Nel, 1993), siendo diferente el polímero a utilizar en el proceso de impregnación forzada. Asimismo, el proceso de curado se realiza entre placas de vidrio (Latorre & Henry, 2007a). Otra particularidad de la resina del poliéster es que utiliza luz ultravioleta (UV) como catalizador (Gao et al., 2006). Los cortes de tejido biológico, muy especialmente de encéfalos, impregnados de poliéster, fabricados entre placas de vidrios planos, se caracterizan por mantener su estructura original, mostrando una distinción clara entre la sustancia gris y blanca, además de preservar las características morfológicas de las muestras, obteniéndose un formato útil para el estudio e investigación de las ciencias morfológicas (Latorre & Henry, 2007b).

El protocolo de plastinación es un documento esencial que detalla las etapas propuestas y los planes para la aplicación de técnicas puntuales de plastinación tal como P40. En este contexto el objetivo del presente trabajo fue desarrollar directrices de un protocolo clásico para la aplicación de la técnica de plastinación de cortes con resina

poliéster (Biodur P40) en el Laboratorio de Anatomía de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Asunción, Paraguay

MATERIALES Y MÉTODOS

Para la elaboración del presente trabajo, se realizó una estancia de investigación en el Laboratorio de Plastinación de la Universidad de Murcia, para la adquisición e intercambio de conocimientos de la técnica de plastinación con resina poliéster (P40), y posteriormente el desarrollo de un protocolo para su replicación en el Laboratorio de Anatomía de la Facultad de Ciencias Veterinarias, de la Universidad Nacional de Asunción, Paraguay.

Para tal fin, se utilizó un (2) encéfalo de la especie bovina, procedente y donado por un frigorífico local de Murcia, los cuales seccionados resultando 24 muestras de corte transversal del encéfalo. Los equipos utilizados fueron acetonómetro, sierra de disco, congelador, cámara de impregnación, y un estante con luz ultravioleta, en relación a los materiales e insumos fueron empleados tales como rejillas de metal, placas de vidrios, tubos de silicona, sujetapapeles metálicos, papel film, gelatina, y el polímero de Biodur (P40).

Al igual que la plastinación con S10, la técnica P40 consta de varias etapas, entre las cuales se destacan: preparación de las piezas mediante fijación, obtención de cortes, deshidratación, impregnación, casting y polimerización.

Preparación de las piezas

Las piezas biológicas deben ser seleccionadas y estratégicamente disecadas para su posterior plastinación, deben ser almacenadas en congelador en frío -4°C, durante 48 horas (Smith and Holladay, 2001).

Fijación

La fijación es un paso fundamental puesto que brinda la dureza necesaria para realizar el corte de encéfalo. Existen diversas metodologías de fijación de acuerdo al tipo de pieza: inmersión, esta se puede aplicar a cualquier pieza anatómica, sumergiendo en producto fijador hasta que quede cubierto; inyección, está recomendada para fijación de cavidades o piezas anatómicas compactas de gran densidad como el músculo, y por último la perfusión indicada para fijación de vasos sanguíneos. Tratándose de encéfalo fresco procedente de

frigorífico se utilizó el método de inmersión; la sustancia fijadora fue formol al 10% durante 72 horas.

Obtención de cortes

Para la obtención de los cortes se procede a introducir en un bloque de gelatina al 20% a fin de conservar unidas las distintas porciones de un mismo corte al momento de realizarlo. La preparación de la gelatina se realiza de la siguiente manera: para 2 litros de mezcla, se calienta 1,6 litros de agua a una temperatura de 85°C en un matraz y se agrega el agitador que favorece la homogeneización de la mezcla, a la cual se vierte de a poco los 400 gramos de gelatina, a fin de evitar la aparición de grumos (Figuras 1 y 2).



Figura 1. Pesaje del polvo de gelatina a utilizar



Figura 2. Agregado del polvo de gelatina al agua.

Posteriormente, se deposita en un recipiente el encéfalo, y se va adicionando un poco de la mezcla de gelatina para que se solidifique y fijar en una

posición a elección evitando que la pieza se mueva; una vez logrado esto, se agrega el resto de la gelatina hasta cubrir por completo, y posteriormente se lleva al congelador a -4°C por 24 horas. (Figuras 3 y 4).



Figura 3. Agregado de la gelatina a la pieza



Figura 4. Retiro de gelatina congelada para su posterior corte

Para la obtención de cortes de la gelatina, se utiliza sierra de disco, con capacidad de corte de 2-3 mm; a medida que se van realizando las secciones, las piezas se van apilando en rejillas de manera secuencial (Figuras 5 y 6). Posterior al corte, se vuelven a fijar en formol al 5% por 48-72 horas, una vez finalizado se retira y se lava con agua corriente templada durante aproximadamente 5 minutos a fin de eliminar el excedente de sustancia fijadora (Fig. 7) y se recorta con bisturí el excedente de gelatina que los envuelve (Figura. 8.).

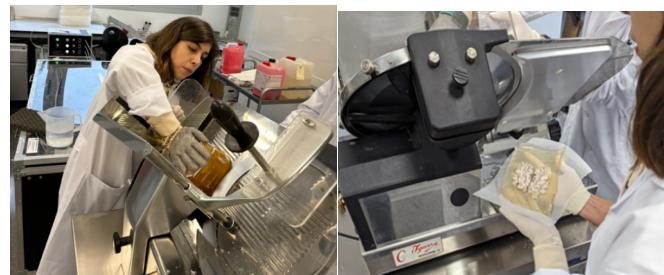


Figura 5. Sección de encéfalo



Figura 6. Apilado secuencial de los cortes de encéfalo

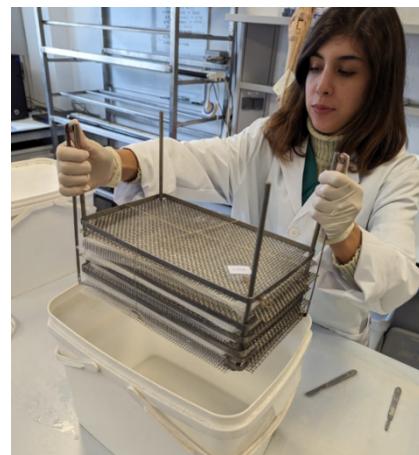


Figura 7. Fijación de los cortes



Figura 8. Recorte de la gelatina Deshidratación

Para la deshidratación el solvente intermedio recomendado es la acetona a temperatura de -25°C. Se recomienda el control de pureza diariamente con acetonómetro (Figura 9) y realizar el cambio de baño cuando no se observe una variación en la lectura del porcentaje por dos días consecutivos. (von Hagens, 1986; Tiedemann & Ivic-Matijas, 1988; Brown et. al., 2002; Latorre & Henry, 2007a).

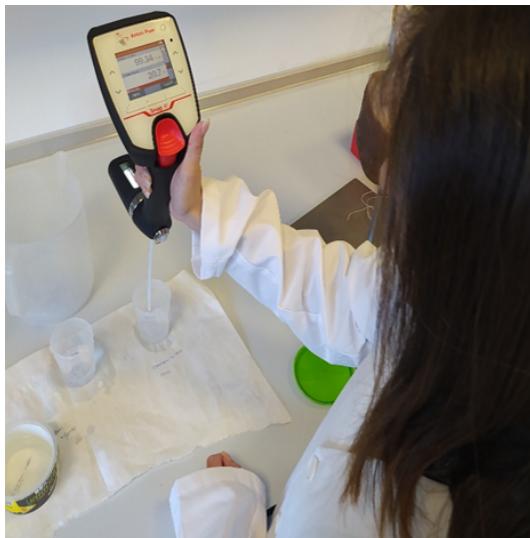


Figura 9. Control de la pureza de acetona con acetonómetro.

Impregnación forzada

Se emplea una cámara de impregnación y una bomba de vacío, cuya presión es manejada y controlada con un manómetro. Las piezas son sumergidas en resina de BIODUR® P 40 (Figura 10), caracterizada por una baja viscosidad. Se recomienda colocarlo un día antes de la impregnación en un recipiente envuelto en papel film, para obtener mejor contraste. Posteriormente se lleva a la cámara de impregnación (Figura 11) y a medida que la presión disminuye, la acetona se evapora saliendo de los cortes, a su vez el poliéster ingresa al tejido. Así mismo, cabe resaltar que se debe mantener cubierta la cámara de vacío a fin de que se encuentre en oscuridad, para evitar contacto con la luz, que actúa como catalizador. Se controla y se ajusta la presión de vacío, de acuerdo a la aparición de burbujas, disminuyendo la presión cada hora a medida que van desapareciendo las burbujas. La impregnación se realiza a temperatura ambiente (20-22°C), sin embargo también se puede realizar en frío (4°C) (Henry & Latorre, 2007). Mediante un vacío no inferior a 9 mmHg, la duración de la impregnación fue de 48 horas. Finalmente, se guardan los cortes en el polímero de impregnación en frío o en congelación hasta

realizar la polimerización. El P40 empleado para impregnar resultante se puede guardar en frío para reutilizarse (Henry, 2005a; 2005b; von Hagens et. al., 1987; Henry & Latorre, 2007).



Figura 10. Preparación de las piezas para polimerización

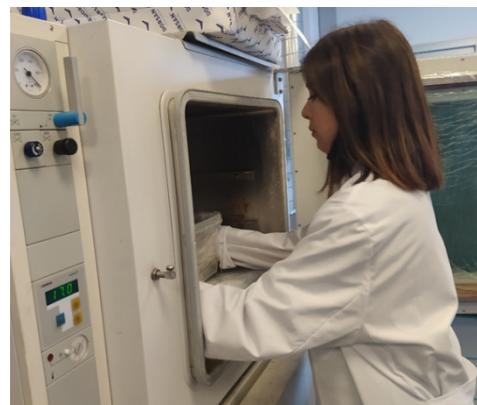


Figura 11. Introducción de las piezas en cámara de impregnación

Cámaras de curado (casting) y polimerización

En esta etapa final del proceso, se usan cristales de vidrios, tubos de silicona, sujetapapeles metálicos, pasta sellante, imanes y bolas de acero. Se colocan dos cristales de vidrio paralelamente separándolos por medio del tubo de silicona que circunda el perímetro de las placas dispuesto en forma de U. El conjunto se mantiene apretado por el sujetapapeles, sobre un soporte de acero diseñado para el efecto. A fin mantenerlo en posición vertical, el extremo que está cubierto por el tubo de silicona se debe colocar sobre el soporte y el otro extremo sin cubrir se mantiene hacia arriba con la finalidad de introducir las piezas (Figura. 12.). Se introducen las piezas y las bolas de acero, posicionándolas bien en el centro de los cristales sin que toquen los tubos

de silicona y mediante un embudo se va introduciendo resina poliéster P40 (Figura 13). Mediante pinzas y alambres se va centrando la pieza (Figura. 14) y en caso de existir burbujas de aire estas deberán ser eliminadas mediante el uso de bolas de acero e imanes, así como otra alternativa es el uso de agujas cuando las burbujas se encuentra en la superficie superior. Se llena el poliéster hasta 2 cm antes de llegar al borde superior y se coloca el tubo de silicona restante en el borde superior, para cerrar aplicando los sujetapapeles metálicos, luego se unen los extremos del tubo de silicona y se aplica pasta sellante.



Figura 12. Ensamblado de cámaras de curado para el proceso de polimerización.

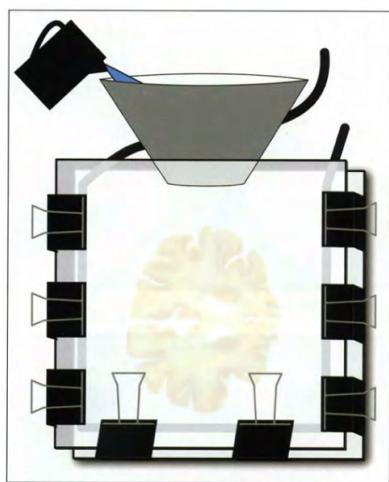


Figura 13. Llenado de la resina poliéster (Biodur P40). Fuente: Henry & Latorre, 2007



Figura 14. Posicionamiento de las piezas y sellado de la superficie superior.

La polimerización se realiza con Luz UVA eléctrica, para tal efecto se utiliza un estante adaptado con luces de UVA de 40 watt (luces negras) instaladas arriba y abajo con temporizador de encendido y apagado cada 15 minutos, separadas a 33 cm de las cámaras de curado. Las cámaras de curado son colocados de manera horizontal, para prevenir que la pieza se desplace hacia el fondo de la cámara (Fig. 15). Este proceso dura 24 horas. La temperatura máxima del curado permitido es de 35°C.



Figura 15. Aplicación de luz UVA con temporizador cada 15 minutos para la polimerización final.

Por último, se realiza el desmontado de las cámaras de curado, donde se retiran de los estantes, y se va quitando los sujetapapeles y el tubo de silicona; los cristales se separan y una vez extraído el producto se cubre con papel film para evitar que el material se vea afectado por la manipulación y facilitar los cortes rectangulares (Figura 16). (Henry & Latorre, 2007; Latorre & Henry, 2007).

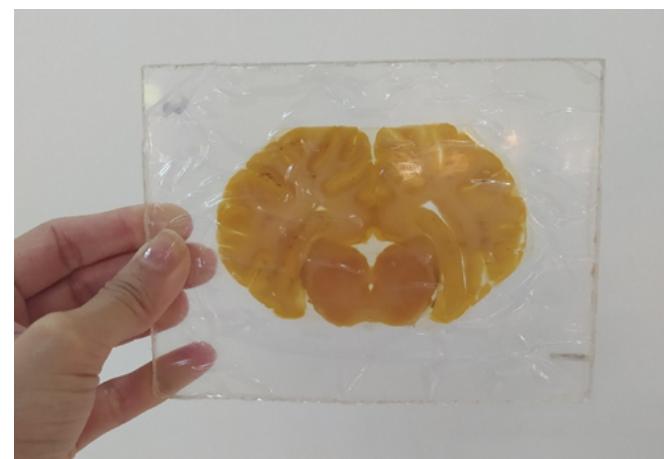


Figura 16. Resultado final.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la actualidad, la técnica de plastinación de cortes con resina poliéster se destaca en la especialmente en la enseñanza de neuroanatomía, como principal aplicación de este tipo de cortes plastinados (Riederer, 2014; Weiglein, 1997). No obstante, en los últimos tiempos se ha demostrado que esta técnica también se puede emplear para la conservación de cortes de diferentes regiones corporales manteniendo de manera permanente la topografía y relaciones de los órganos entre sí, sin perder su coloración característica como ocurre con los cortes conservados con la técnica de plastinación de cortes con resina epoxy. Aunque se ha observado cierta desventaja con la aplicación de la técnica P40 a los cortes corporales puesto que sufre un gran porcentaje de retracción durante la polimerización (Genser-Strobl, 2005; Latorre & Henry, 2007b; Latorre & López, 2015).

Pedraza et al. (2020) trabajaron con dos especímenes, un cerebro humano y un corazón de cerdo, para aplicar la técnica de plastinación utilizando resina de poliéster. Para ello, realizaron cinco cortes en distintos planos de cada órgano. Durante el proceso, observaron cambios, en su mayoría leves, en variables como dimensiones, color, textura y forma. A pesar de estas variaciones, los especímenes lograron preservar su estructura, cumpliendo los objetivos didácticos.

El análisis detallado permitió comprender cómo las variables se comportaban antes y después de la plastinación. Utilizando un método de correlación simple, evaluaron las características de textura, flexibilidad, retracción y detalles anatómicos, tanto en las muestras humanas como porcinas. En cuanto al color, notaron variaciones significativas: durante la fase de deshidratación, las muestras adquirieron un tono más claro, que posteriormente se oscureció durante la impregnación forzada, alcanzando un color marrón. Finalmente, en la fase de secado, se observó una recuperación del color, con un aclaramiento que permitió distinguir las estructuras anatómicas con mayor claridad. Respecto a la textura, ambos especímenes mostraron un aumento en la dureza y rigidez durante la deshidratación con acetona. Esto sugiere que la pérdida de agua y líquidos corporales reduce la flexibilidad del tejido, resultando en órganos más rígidos y, por tanto, más resistentes a la manipulación.

Una diferencia particular en las etapas de la plastinación P40 aplicado en cortes corporales, en el cual se puede realizar una etapa adicional, el desengrasado, que consiste en sumergir las piezas en acetona o cloruro de metileno a temperatura ambiente por lapso de 1-2 semanas. (Latorre, 2007) En cuanto a la etapa de curado, existen alternativas para la exposición de las cámaras de curado, Sivrev & Dimitrov (2015), compararon la calidad de los cortes de cerebro sometidos a P40, endurecidos por lámpara de luz ultravioleta y por luz solar. Según su longitud de onda existen tres tipos de luz ultravioleta. UVA (315-400 nm); UVB (280-315 nm); UVC (100-280 nm). La luz UVA (315-400 nm) es el endurecedor básico de la resina poliéster, su consumo de luz UVA es de 24 000 W durante 24 horas, sin embargo, la luz solar es gratuita. La mitad de las preparaciones se curó con UV-A (1er grupo) y las otras preparaciones se curó con luz solar (segundo grupo), exponiendo a los rayos del sol en la mañana temprano y a la tarde en el día para endurecer los cortes P40 en el desarrollo de las placas cerebrales. El requisito básico es que la intensidad de la radiación solar no sea alta, ya que una polimerización rápida provoca encogimiento y agrietamiento de la película protectora de poliéster. Las preparaciones anatómicas de ambos grupos resultaron iguales, de alta calidad y pueden usarse con éxito para la formación de médicos y veterinarios estudiantes.

Sin embargo, los cortes de sistema nervioso preservados con resina poliéster (P40) son duraderos, semitransparentes, permitiendo la diferenciación de las sustancias gris y blanca, siendo óptima la calidad óptica; por otro lado, se ha visto que se correlaciona muy bien con estudios comparativos mediante diagnóstico por imagen como radiografías, imágenes de tomografía computarizada y resonancia magnética (Latorre & Henry, 2007a)

En este contexto y entendiendo la importancia de innovar en el ámbito de la conservación de materiales biológicos, Guerrero et. al. (2019) lograron desarrollar de manera satisfactoria en el Laboratorio de Plastinación y Técnicas Anatómicas de la Universidad de La Frontera un protocolo de plastinación de cortes con resina poliéster (P40), cuyo objetivo del trabajo consistió en desarrollar un protocolo de plastinación de cortes con resina poliéster (Biodur® P40) en secciones de 3 mm de espesor de cerebro humano,

obteniendo una excelente conservación de cortes de cerebro, con diferenciación de sustancias gris y blanca y conservación de todas las características morfológicas, a diferencia del presente trabajo que si bien se logró establecer un protocolo, fueron realizados tomando como muestras encéfalos de la especie bovina.

En el proceso de impregnación forzada, se implementaron diferencias entre las etapas activa y pasiva. Se realizaron dos fases de impregnación forzada activa, cada una de 8 horas (totalizando 16 horas de bomba de vacío activada), separadas por una fase intermedia de impregnación forzada pasiva de 8 horas (bomba de vacío apagada).

Existe otra técnica de plastinación, que a diferencia de la técnica con resina poliéster, los cortes corporales son ultrafinos (<1mm) y emplea otro polímero que es la resina epoxi, muy utilizado dentro de la investigación anatómica, además la mejor opción para aprender anatomía topográfica y también utilizado para el diagnóstico por imágenes. El índice de refracción de la resina epoxi (E12) para junto con su mínima retracción durante la polimerización hace que la técnica sea de elección para estudiar diferentes tejidos en diferentes planos del corte desde niveles macroscópicos a microscópicos, además los métodos de tinción permiten una mejor diferenciación de estructuras debido a su característica notable de transparencia en el resultado final y este se puede aplicar a cualquier corte (Latorre et. al., 2019).

Los protocolos de plastinación utilizando resina de poliéster, aunque originalmente diseñados para preservar cortes de cerebro con el fin de diferenciar la sustancia gris de la sustancia blanca, pueden aplicarse a cualquier región anatómica. En comparación con la plastinación con resina epoxi, el uso de poliéster provoca una mayor retracción de los tejidos sin aumentar su transparencia. A pesar de esta diferencia, los resultados obtenidos son excelentes (Ottone et al., 2018).

CONCLUSIÓN

La aplicación de la técnica de plastinación de cortes con resina poliéster (Biodur P40) permite construir un banco de piezas biológicas que trasciende a lo largo del tiempo, revolucionando y dejando como legado materiales didácticos que faciliten el estudio de la anatomía, además es una

puerta que abre oportunidades para la investigación y la docencia, por lo tanto, resulta fundamental contar con protocolos que faciliten la replicación de esta técnica para la producción de piezas anatómicas de alta calidad aplicados al contexto particular de cada país.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por la beca de financiamiento de la estancia de investigación, al Prof. Dr. Rafael Latorre, al Prof. Dr. Octavio López Albors y al equipo del laboratorio de Plastinación, por recibirme en la Universidad de Murcia, por orientar y compartir sus conocimientos durante mi estancia.

“La presente publicación ha sido elaborada con el apoyo del CONACYT. El contenido de la misma es responsabilidad exclusiva de los autores y en ningún caso se debe considerar que refleja la opinión del CONACYT. La estancia de investigación es cofinanciado por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) con el apoyo del FEEI”.

BIBLIOGRAFÍAS

1. Biodur Catalogue. (2016). Recuperado de https://www.biodur.de/assets/biodur_catalogue_usb_2016.pdf
2. Brown, M. A, Reed, R. B, Henry, R. W. (2002): Effects of dehydration mediums and temperature on total dehydration time and tissue shrinkage. Journal of the International Society for Plastination, 17:28-33.
3. Gao, H.; Liu, J.; Yu, S.; Sui, H. (2006) A New Polyester Technique for Sheet Plastination. Journal of the International Society for Plastination, 21:7-10.
4. Genser-Strobl, B.; Sora, M.C. (2005). Potential of P40 plastination for morphometric hip measurements. Surgical and radiologic anatomy: SRA. 27(2):147-151
5. Guerrero, M.; Vargas, C.; Alarcón, E.; Del Sol, M.; Ottone, N. (2019). Desarrollo de un Protocolo de Plastinación de Cortes con Resina Poliéster Aplicado a Secciones de Cerebro Humano. International Journal of Morphology, 37(4): 1557-1563. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-95022019000401557>
6. Gutiérrez, F. (2013). Plastinación como

- innovación en la enseñanza de Anatomía. Revista Estomatológica Herediana, 23 (4): 175-176.
7. Henry, R.W. (2005b). Silicone impregnation and curing. Journal The International Society for Plastination, 20:36-37.
 8. Henry, R.W. (2005a). Vacuum and vacuum monitoring during silicone plastination. Journal of the International Society for Plastination, 20:37
 9. Henry, R. W.; Latorre, R. (2007). Polyester Plastination of Biological Tissue: P40 Technique for Brain Slices. Journal of the International Society for Plastination, 22:59-68
 10. Henry, R.W.; Nel, P.P.C. (1993). Forced impregnation for the Standard S10 method. Journal of the International Society for Plastination, 7(1):27-31.
 11. Latorre, R.; de Jong, K.; Sora, M-C.; López-Albors, O.; Baptista, C. (2019). E12 technique: Conventional epoxy resin sheet plastination. Anatomía Histología Embriología; 48: 557–563. <https://doi.org/10.1111/ahe.12507>
 12. Latorre, R.; López Albors, O. (2015). Plastination. European Journal of Anatomy, 19 (S1): 39-45.
 13. Latorre, R; Henry, R. (2007). Polyester Plastination of Biological Tissue: P40 Technique for Body Slices. Journal of the International Society for Plastination, 27:69-78.
 14. Martínez, F.; Martinelli, L.; Neirreiter, A.; López, L.; Loaces, I. (2021). Uso de cadáveres en la enseñanza de anatomía en el pregrado: Los muertos que vos mataís gozan de buena salud Revista Argentina de Anatomía Online, 12 (2): 76-81
 15. Ottone, N. (2018). Plastinación: Fundamentos de las Técnicas y su Implementación en la Universidad de La Frontera. Journal of health and medical sciences, 4(4):293-302.
 16. Pedraza, C.; Castaño, M.J.; Aldana, D.; Pedraza, M.; Ochoa, A.; Ruiz, M. (2020). Plastinación de cerebro y corazón con resina de poliéster. Morfolia. 12(2): 18–30.
 17. Riederer, B.M. (2014). Plastination and its importance in teaching anatomy. Critical points for long-term preservation of human tissue. Journal of Anatomy, 224(3):309-315.
 18. Smith, B.J.; Holladay, S.D. (2001). Risk factors associated with plastination: II. Infectious agent considerations. Journal of the International Society for Plastination, 16:14-18.
 19. Sivrev, D.P.; Dimitrov, N. (2015). Using an alternative light source in curing polyester P40. Trakia Journal of Sciences, 13(2): 64 - 66.
 20. Tiedemann, K, D Ivic-Matijas. (1988) Dehydration of macroscopic specimens by freeze substitution in acetone. Journal of the International Society of Plastination, 2(2):2-12.
 21. von Hagens, G, Tiedemann K, Kriz W. (1987). The current potential of plastination. Anatomy and Embryology, 175(4):411-421.
 22. von Hagens, G. (1979a) Impregnation of soft biological specimens with thermosetting resins and elastomers. Anatomical Record, 194(2):247-255.
 - von Hagens, G. (1979b) Emulsifying resins for plastination. Der Praparator, 25(2):43-50.
 23. von Hagens, G. (1986) Heidelberg Plastination Folder: Collection of technical leaflets for plastination. Biodur Products, Rathausstrasse 18, Heidelberg, 69126. pp 2:1-6, 3:1-13, 4:1-20, 5:1-17.
 24. von Hagens, G. (1990). Preliminary Leaflet for Plastination of Brain Slices with Biodur™ P 35. Unpublished computer printout: August.
 25. Weiglein, A. H. (1997). Plastination in the neurosciences. Keynote lecture. Acta Anatomica, 158(1):6-9.