

CONSERVACIÓN DE PIEZAS ANATÓMICAS SIN ALTO RIESGO PARA LA SALUD Y EL MEDIOAMBIENTE

Darien Nápoles Vega,
Kenia Milagro Sebasco Rodríguez,
Nelson Rubal Lorenzo,
Niuxia Alonso Pupo,
MAYPPE GONZÁLEZ JARDINEZ

Universidad de Ciencias Médicas de La Habana

RESUMEN

Desde la antigüedad el hombre se ha ocupado de la conservación y el mantenimiento de los especímenes anatómicos, para lo que ha creado y aplicado diferentes métodos y procedimientos. No es posible formar un profesional de la salud utilizando solo el conocimiento teórico, por esta razón la disección y conservación de tejidos y órganos humanos juega un papel fundamental en la docencia de la Anatomía. En la actualidad, se continúa la exploración y el desarrollo de estas técnicas, recurriendo a licores de conservación diferentes al formaldehído, para minimizar la exposición a riesgos químicos y biológicos. El objetivo del presente trabajo es: Desarrollar revisión bibliográfica sobre técnicas de conservación de piezas anatómicas, duraderas y que permitan preservar las características morfológicas, empleando tratamientos menos invasivos para la salud y el medioambiente. Por tanto, el presente trabajo constituye una revisión sobre preparados anatómicos de calidad, que faciliten y eleven la calidad del proceso de enseñanza aprendizaje y las investigaciones con el mínimo riesgo ambiental, lo que contribuye al fortalecimiento y al desarrollo organizativo de los laboratorios de anatomía.

Palabras clave: Anatomía, disección, conservación, salud, medioambiente.

INTRODUCCIÓN

Desde los egipcios hasta nuestros días se ha utilizado la conservación, preservación y embalsamamiento de cadáveres y órganos, animales y humanos, principalmente para fines religiosos, educativos y culturales; los religiosos comienzan con la momificación de los grandes faraones, habitantes de gran estatus y animales sagrados, favoreciéndolos mucho, el clima, la constitución de los individuos y el terreno; para este proceso extraían con un gancho el cerebro, y después abrían el vientre y extraían los intestinos, lavando con vino de palmera, y luego lo llenaban de mirra, canela y otros aromas. Después tenían al cadáver durante 70 días en una disolución de natrón (sal compuesta de carbonato sódico, bicarbonato sódico, sulfato sódico y cloruro sódico), y luego lo recubrían de telas impregnadas de una goma o materias balsámicas; igualmente con este mismo fin lo realizaron los judíos, los etíopes, los persas, los griegos y los romanos.¹

El uso de cadáveres en la enseñanza de la anatomía ha incentivado la necesidad de conservar los tejidos durante largos períodos de tiempo, lo que permite su manipulación y disección sin que ocurra la descomposición de los mismos. Para lograr este objetivo se han creado diferentes técnicas de fijación y conservación, con el fin de mantener por tiempo prolongado las características morfológicas de los tejidos, en un estado similar

Artículos de Revisión

al del individuo vivo, para que las estructuras que componen el cuerpo sean visibles durante la disección. Estas técnicas también tienen como finalidad disminuir el riesgo de exposición del personal a los agentes infecciosos presentes en el espécimen a conservar.²

Desde tiempos remotos se han aplicado diversas técnicas de conservación, las más utilizadas en la actualidad se basan en la perfusión intraarterial de soluciones fijadoras-conservadoras, la composición de éstas varía en función de las necesidades generadas por diferentes factores como condiciones climáticas del sitio donde está ubicado el laboratorio, disponibilidad de recursos, el uso al que estará destinada la pieza y hasta la preferencia del facultativo.^{3; 4; 5}

La conservación de cadáveres o de estructuras corporales también ha sido empleada para preservar cadáveres que posean alto valor histórico o social, como es el caso de los cuerpos momificados de Vladimir I. Lenin, Eva Perón y otras personalidades no menos importantes, además del estudio de especímenes patológicos, así como para el estudio y enseñanza de la Anatomía. El método de conservación de piezas anatómicas más generalizado se realiza por fijación en formaldehído. No obstante, se considera altamente tóxico y carcinogénico.^{3; 4}

Al revisar la literatura, los autores del presente estudio se percatan, de que existe gran variedad de técnicas orientadas a la conservación de piezas anatómicas, por lo que se proponen como objetivo: Desarrollar revisión bibliográfica sobre técnicas

de conservación de piezas anatómicas, duraderas y que permitan preservar las características morfológicas naturales, empleando tratamientos menos invasivos para la salud y el medioambiente.

Desarrollo

Antes de la aparición del formaldehído, como fijador y conservante de tejidos, se implementaron otras técnicas para conservar los cadáveres. Éstas comprendían el uso de sustancias como aceites, resinas y hasta vino, que retardaban el proceso de descomposición de los tejidos.⁶ No obstante, la mayoría no permitía mantener adecuadamente las características de los tejidos para el estudio anatómico.

El proceso de conservación de los tejidos humanos se basa en el principio de la fijación, éste consiste en un proceso fisicoquímico gradual que implica la difusión del fijador hacia el interior de los tejidos, así como una serie de reacciones químicas. Como resultado se producen cambios estructurales que alteran la composición de las proteínas y otras moléculas que finalmente impiden la descomposición. Se recomienda un fijador ideal que produzca cierto endurecimiento de los tejidos, mínima distorsión de su morfología y contribuya a la prevención de la descomposición.^{7; 8}

El formaldehído cumple con estos requisitos, por esta razón ha sido la sustancia fijadora más utilizada y estudiada durante décadas. Esta sustancia fue descubierta por Butlerov en 1859, pero fue el químico Wilhelm Von Hofmann en 1868, quien desarrolló el método para obtenerlo a partir del metanol. Caracterizada como sustancia química de nobles propiedades y gran versatilidad; fue utilizada por primera vez como fijador de tejidos por Ferdinand Blum en 1893, quien descubrió sus propiedades fijadoras de manera ocasional, durante un ensayo destinado a estudiar su gas muy soluble en agua.

Su forma comercial se conoce como formalina o formol, la composición química de esta presentación es 37 ó 40% de formaldehído y 10% de metanol diluidos en agua. Se utiliza generalmente diluida al 10% para la fijación de los tejidos, lo que corresponde a una concentración final de 4% de formaldehído.^{8; 9; 10}

El formaldehído en presencia de oxígeno tiende a oxidarse a ácido fórmico y pierde su efecto fijador, éste proceso de transformación ocurre con mayor frecuencia cuando es diluido al 10%, por esta razón una vez preparado no debe ser almacenado durante largos períodos de tiempo. Una alternativa para disminuir su oxidación es añadir sales de fosfato a la preparación, a fin de mantener un pH adecuado. Cuando se realiza la fijación de los tejidos con formol diluido en agua, éstos deberán permanecer a temperatura ambiente durante al menos 24 horas para permitir que ocurra la reacción entre el químico y los componentes de la pieza hasta alcanzar el estado de equilibrio.¹¹

Un aspecto importante a considerar en la práctica de conservación y disección de cadáveres es el efecto nocivo del formaldehído sobre la salud humana y el medioambiente. Debido a que esta sustancia es la más utilizada en este oficio y que su elevada toxicidad ha sido demostrada, por lo que existen normas que regulan su uso y manejo en la mayoría de los países. Los estudios para determinar los efectos adversos del formaldehído sobre la salud se han realizado desde hace mucho tiempo. Desde el año 2006, en que la Agencia Internacional para la Investigación sobre el Cáncer (IARC) lo clasificó como cancerígeno para los seres humanos, la preocupación sobre este tema ha promovido el incremento del número de trabajos científicos orientados a establecer estrategias de prevención y control de la exposición de las personas a esta sustancia.¹²

Un ensayo realizado en ratas para estudiar el efecto de la exposición al formaldehído sobre el riñón reveló que produce daño renal. Este efecto adverso del formaldehído fue evaluado mediante la observación de cambios morfológicos de la nefrona; pero también por la medición de diferentes marcadores como la NAcetyl- b-(D)-Glucosaminidasa, que determina el daño en el túbulo contorneado proximal, los anticuerpos antidesmina, que aumentan cuando existe daño en los podocitos, la nefrina y podocina cuya distribución y expresión se ve alterada cuando existe injuria en los podocitos y la membrana basal, así como la desoxinucleotidil transferasa dUTP terminal, que determina la presencia de apoptosis celular. Igualmente el formaldehído tiene efecto

tóxico sobre la mucosa de las vías respiratoria y ocular, se ha reportado desde rinitis e irritación ocular hasta cáncer nasofaríngeo. La exposición crónica a esta sustancia produce genotoxicidad y sensibilización cutánea.^{13; 14}

Como norma general las soluciones fijadoras conservadoras son mezclas compuestas por sustancias con diferentes propiedades, estas pueden ser fijadoras de tejidos, conservadoras de humedad, antibacterianas o fungicidas. Entre las sustancias fijadoras también se emplea el alcohol etílico e isopropílico. Otra sustancia que se ha utilizado como fijador de tejidos, que además presenta buenas propiedades conservadoras por su actividad antimicrobiana, es el glutaraldehído.^{15; 16}

En lo que respecta a la conservación de la humedad de los tejidos se emplea la glicerina o el polietilenglicol y como agente fungicida se utiliza el fenol. El efecto antibacteriano de estas soluciones se debe al formaldehído y a los alcoholes, si se requiere puede ser coadyuvado por sustancias antisépticas. El uso de sustancias con propiedades germicidas es necesario para controlar los microorganismos que causan la descomposición de los tejidos y que representan un riesgo para la salud del personal que utiliza las piezas anatómicas. Adicionalmente, existen reportes de ensayos en los que se ha utilizado sal común y sales de nitrato como componentes principales, el objetivo de incorporar este tipo de sustancias a las soluciones fue reemplazar el efecto fijador y conservador del formaldehído.^{17; 18; 19}

Artículos de Revisión

Actualmente existe una tendencia hacia la reducción de la cantidad de formaldehído utilizado en las soluciones fijadoras-conservadoras en la preparación de ejemplares para disección y entrenamiento profesional en investigaciones científicas. Se han reportado ensayos con diferentes mezclas de sustancias que permiten conservar de manera óptima los tejidos, éstas contienen pequeñas cantidades de formaldehído acompañado de sustancias que coadyuvan o reemplazan su función como fijador.^{18; 20}

Se han reportado algunos estudios en los que las fórmulas de las soluciones fijadoras-conservadoras no contienen formaldehído. Una de estas soluciones está compuesta por vinagre blanco, glicerina, etanol, citrato de sodio y verde malaquita. Los tejidos preparados con esta solución mantienen características muy similares al tejido vivo, durante la disección no se observan diferencias con respecto a las piezas preparadas con soluciones que contienen formaldehído.²¹

Como una técnica alternativa de fijación y conservación de estructuras se ha desarrollado el método de Prives, creado en el Laboratorio de Anatomía del Primer Instituto de Medicina de Leningrado, el cual se basa en el principio que una sustancia de alto nivel higroscópico como la glicerina, capta constantemente agua desde la atmósfera que rodea la pieza, por lo que ella no pierde peso, conserva su volumen y toma consistencia blanda, el acetato de potasio que sirve como conservante y regulador de la acidez, mientras que el timol se caracteriza por su poder desinfectante y fungicida (Correa, 2005).²²

Otra fórmula reportada está compuesta por nitrito de sodio, etanol, polietilenglicol, aceite de orégano y agua destilada. Con esta última se observó que los tejidos pueden ser disecados con mayor facilidad que cuando se utilizan soluciones a base de formaldehído y agua.²³

En un estudio realizado se aplicó una fórmula con bajas concentraciones de formaldehído (1,43%), fenol, glicerina, alcohol isopropílico, grandes cantidades de sal y agua destilada, los resultados fueron buenos desde el punto de vista macroscópico y microscópico. De forma similar, también existen reportes recientes sobre el uso de fórmulas con determinadas concentraciones de formaldehído, en algunos casos combinado con fenol.^{19; 24}

Entre los requisitos más importantes se encuentran la flexibilidad y coloración de los tejidos, lo que representa un reto para los anatomistas encargados de preparar estos ejemplares, ya que los principales efectos del formaldehído son el endurecimiento y cambio de coloración de los tejidos.

La técnica de Thiel se utiliza con frecuencia para preparar piezas destinadas al entrenamiento quirúrgico en medicina, entre sus bondades podemos mencionar que los cadáveres no despiden fetidez, el tejido subcutáneo, la fascia, las vísceras y los músculos mantienen su coloración natural, su consistencia y flexibilidad son muy parecidas a las del tejido vivo. La fórmula que se emplea en esta técnica consiste en una mezcla de sales y pequeñas cantidades de formaldehído.^{25; 26}

La constante preocupación respecto a la exposición al formaldehído y al limitado tiempo de vida útil de las preparaciones anatómicas para la enseñanza de la anatomía, condujo a los anatomistas a la búsqueda de técnicas que permitieran obtener preparaciones más duraderas y con menos riesgos para la salud de los usuarios. Fue por esta razón que el doctor Gunther von Hagens creó la técnica de plastinación en 1977.^{27; 28}

El desarrollo de esta técnica comenzó mientras buscaba un método para mejorar la calidad de las preparaciones renales en el laboratorio. Luego de experimentar con diferentes tipos de plástico logró crear las bases del método de plastinación, utilizado en la actualidad.²⁹

En esta técnica el agua y los lípidos de los tejidos

son reemplazados por polímeros, éstos luego son sometidos a un proceso de endurecimiento para dar como resultado una pieza seca, sin olor y perdurable. Básicamente, esta técnica consta de los siguientes pasos: 1. fijación (formol al 5%), 2. deshidratación, 3. impregnación forzada y 4. curado o endurecimiento de los polímeros. Las propiedades finales de la pieza dependen del tipo de polímero utilizado. La silicona proporciona piezas flexibles y aporta buenos resultados con requerimientos mínimos de equipamiento. Por su parte, el copolímero silicona-epoxi genera piezas rígidas que pueden ser pulidas pero son susceptibles de sufrir fracturas.³⁰

La clave de todo el proceso es la etapa de impregnación forzada y es la única que está protegida por la patente. En esta etapa, se expone el espécimen saturado de acetona a una reacción mixta en la cual el polímero reemplaza lentamente la acetona mediante la salida de presión en la cámara de vacío. Bajo la presión de este gradiente, el polímero se introduce dentro del espécimen llenando todo el espacio intracelular e intersticial el cual está ocupado por agua en su estado natural.³¹

A continuación se explican las cinco etapas del proceso de la plastinación:

La etapa primera es la de fijación del material biológico, el cual debe ser fijado antes de la plastinación con el fin de prevenir la putrefacción y parar la acción autolítica de los tejidos, de esta forma se considera que la fijación es un paso esencial en el proceso. Ésta se puede realizar mediante inmersión (sumergir en tejido en el fijador) en el fijador el cual, el de mayor uso es la formalina (formaldehído 1-20%). Se utiliza a bajas temperaturas, por debajo de 15° C, mediante la inyección e inmersión del cadáver o espécimen en soluciones de formaldehído a una concentración por debajo del 5%, por un periodo de 4 a 8 semanas. De acuerdo con el tamaño del órgano y la contextura del cadáver, la fijación se debe mantener al mínimo si se quiere preservar el color natural y se debe evitar que los tejidos contengan glicol porque interfiere en la fase de impregnación. De igual forma la fijación provee rigidez al espécimen por eso es importante darle o moldear la forma y posición que se desea en la pieza anatómica final.^{31; 32}

El desengrase es la disminución del porcentaje de

grasa en las muestras aumenta la durabilidad del espécimen. El agente que se utiliza es el alcohol 2-propanol ya que el cloruro de metileno; es altamente tóxico y de carácter corrosivo lo cual puede dañar la bomba de vacío.³¹

La deshidratación consiste en extraer y sustituir los fluidos tisulares por un disolvente orgánico. Este solvente debe ser un apropiado disolvente intermediario volátil que pueda reemplazarse (acetona o etanol). Ésta etapa se realiza previo enfriamiento de especímenes y del agente que tenga las propiedades adecuadas para la extracción durante el proceso de impregnación; cuando se realiza con etanol se aplican a concentraciones graduales crecientes sobre los tejidos a impregnar no obstante se prefiere la acetona para realizar deshidratación porque sus efectos sobre el material biológico son más exactos, no necesita tanto tiempo de utilización en el proceso y no genera mayores cambios en las estructuras anatómicas especialmente en piezas delicadas.^{31; 32}

La impregnación es el paso principal de la plastinación y consiste en la sustitución del disolvente intermediario (acetona) por un polímero. Esta impregnación es forzada con una bomba de vacío; la presión de vacío generada en la cámara, facilita la evaporación del solvente y el ingreso a los tejidos de las moléculas del material seleccionado; el espécimen empapado del agente volátil intermedio se coloca en una solución del polímero. Bajo

Artículos de Revisión

la presión del vacío, el solvente intermediario que tienen mayor presión de vapor es la acetona a 56 °C por esto es el mejor agente facilitador de la entrada del polímero durante la impregnación, esta fase debe realizarse por un periodo no menor a 7 días y es evaluada al observar burbujas en la solución del polímero las cuales son señales indicativas de un índice adecuado de presión de vacío sobre la cámara; se puede definir que la impregnación es completa cuando se alcanza una presión estable de 2 – 10 mm Hg.^{31; 33}

La quinta y última etapa es el curado que consiste en el endurecimiento de los especímenes previamente impregnados en el baño del polímero, adquiriendo un aspecto firme, seco y de fácil manipulación. Para ello, las preparaciones son colocadas en un recipiente hermético al que previamente se añade un endurecedor en cantidad suficiente para cubrir el fondo del mismo, de forma que éstas no contacten directamente, pues el mismo actúa al evaporarse. El procedimiento de curado se realiza a temperatura ambiente con un polimerizante por cerca de 6 semanas; Puede ser acelerado utilizando una bomba de acuario en la cámara por 2 o 3 semanas.^{31; 34}

Se han evidenciado los beneficios en diferentes áreas de la plastinación:

- ☒ Los especímenes plastinados se pueden almacenar en lugares pequeños, su transporte no es dificultoso y facilita el manejo en diferentes cursos de anatomía, patología cirugía entre otras.
- ☒ No requiere mantenimiento.
- ☒ Puede ser fácilmente manipulable en salones y laboratorios

ya que no presenta riesgo para los estudiantes ni para el personal de anfiteatro.

☒ Conserva las estructuras morfológicas por un tiempo más prolongado que el formaldehído, es más resistente a la manipulación y según algunos estudios de percepción en estudiantes, es más agradable de interpretar (se observan mejor las estructuras) por lo cual se hace más amigable estudiar con piezas anatómicas plastinadas además de estar desodorizado con respecto a las piezas formolizadas.

☒ Especímenes patológicos, tumorales o con fracturas se pueden preservar conservando sus características originales.

☒ No se presenta deterioro marcado por manipulación ni afectación por hongos u otros microorganismos.³¹

La desventaja de esta técnica es su alto costo, esto se debe a que requiere de un equipamiento costoso y de reactivos especiales como acetona, polímeros, catalizadores para el curado del polímero, refrigeradores y cámara de vacío. No obstante, ya existen reportes de ensayos en los que se han utilizado sustancias alternativas y de menor costo como la glicerina, entre otros, así como procedimientos que no requieren el uso de todo el equipamiento que se emplea en la técnica original descrita por von Hagens.^{27; 35; 36}

Conclusiones

Existe una amplia variedad de técnicas de conservación de cadáveres y piezas anatómicas con fines didácticos e investigativos. El propósito fundamental del presente consistió en mostrar las técnicas menos invasivas, que eliminen o reduzcan el uso del formaldehído en su composición, debido a los efectos nocivos reportados para esta sustancia.

Se destacan otras técnicas y procedimientos de conservación del material anatómico sin emisión de vapores irritantes, además de contribuir a la inhibición del crecimiento de microorganismos que afecten la salud del personal y ocasionen el deterioro de las piezas.

La técnica de plastinación, además de constituir un procedimiento inocuo al ser humano a fin de minimizar el riesgo de contaminación ambiental, permite obtener material anatómico perdurable a largo plazo,

su uso permite reducir eficientemente la cantidad de cadáveres que se deben preparar en los laboratorios de anatomía para atender la demanda de la docencia,

la principal desventaja consiste en su alto costo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Beltran J., Historia de la preservación de cadáveres humanos revistas.unal.edu.co > Morfolia > Vol. 3, Núm. 1, p 5-10; 2009. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/16059/1/10855-22091-1-PB.pdf>
2. Gage GJ, Kipke DR., Shain W. Whole animal perfusion fixation for rodents. *J Vis Exp*; 30:(65); 2012.
3. Franco PM. Diligencia de levantamiento de cadáver. *Criminalistica.com.mx* y *Criminalistic.org*. 2007. Disponible en: http://criminalistic.org/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=413 (con acceso 04/06/2020).
4. Bertone V., Blasi E., Ottone N. Método de Walther Thiel para la Preservación de Cadáveres con Mantenimiento de las Principales Propiedades Físicas del Vivo *Rev. Arg. Anat Online* 2(3): 89-92, 2011.
5. Oliveira, I., Mindello, M., Martins, Y., & Silva, F. (2013). Analysis of anatomical pieces preservation with polyester resin for human anatomy study. *Revista Colegio Brasileiro de Cirujanos*, 40(1), 76-80. doi:10.1590/S0100-69912013000100014
6. Saeed M., Rufai A., Elsayed S. Mummification to plastination. *Saudi Med. J*; 22 (11):956-959, 2001.
7. Thavarajah R., Mudimbaimannar VK., Elizabeth J, Rao UK., Ranganathan K. Chemical and physical basics of routine formaldehyde fixation. *J Oral Maxillofac Pathol*; 16(3):400-405, 2012.
8. Kiernan JA. Formaldehyde, formalin, paraformaldehyde and glutaraldehyde: What they are and what they do. *Microscopy Today*; 8(1):8-12, 2000.
9. Dixit D. Role of standardized embalming fluidin reducing the toxic effects of formaldehyde. *Indian Journal of Forensic Medicine & Toxicology*; 2(1); 2008.
10. Duque JE., Díaz JJ. El formol. Su génesis, normas, aplicaciones e incidencia sobre la salud humana. *Medicina UPB. Medellín (Colombia)*; 18(1):35-46, 1999.
11. Fox CH, Johnson FB, Whiting J, Roller PP. Formaldehyde fixation. *J Histochem Cytochem*; 33(8):845-853, 1985.
12. International Agency for Research on Cancer (IARC). Formaldehyde, 2-Butoxyethanol and 1-tert- Butoxypropanol-2-ol. IARC monographs on the evaluation of carcinogenic risks to humans; 88:39-325.23, 2006.
13. Njoya HK., Ofusori DA., Nwangwu SC., Amegor OF., Akinyeye AJ., Abayomi TA. Histopathological effect of exposure of formaldehyde vapour on the trachea and lung of adult wistar rats. *IJIB*; 7(3):160-165, 2009.
14. Hisamitsu M., Okamoto Y., Chazono H., Yonekura S., Sakurai D., Horiguchi S., et al. The influence of environmental exposure to formaldehyde in nasal mucosa of medical students during cadaver dissection. *Allergol Int*; 60(3):373-379.27, 2011.
15. olhurst DE., Hart J. Cadaver preservation and dissection. *Eur J Plast Surg*; 13:75-78, 1990.
16. Russell AD. Bacterial spores and chemical sporicidal agents. *Clinical Microbiology Reviews*; 3(2):99-119, 1990.
17. Vardaxis NJ., Hoogeveen MM., Boon ME., Hair CG. Sporicidal activity of chemical and physical tissue fixation methods. *J Clin Pathol*; 50:429-433, 1997.
18. Demiryürek D., Bayramoglu A., Ustaçelebi S. Infective agents in fixed human cadavers: a brief review and suggested guidelines. *Anat Rec*;269(4):194-197, 2002.
- 19.- Coleman R., Kogan I. An improved low-formaldehyde embalming fluid to preserve cadavers for anatomy teaching. *J Anat*; 192(3):443-446, 1998.
20. Whitehead MC., Savoia MC. Evaluation of methods to reduce formaldehyde levels of cadavers in the dissection laboratory. *Clinical Anatomy*; 21:75- 81, 2008.
21. Muñetón GC., Ortiz JA. Conservación y elaboración de piezas anatómicas con sustancias diferentes al formol en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de La Salle. *Rev Med Vet*; 22: 51-55, 2011.
22. Correa AF. Conservación de piezas anatómicas en seco mediante el método de prives. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*, VI (5), 2005. Disponible en: www.veterinaria.org/revistas/redvet/n050505/050515.pdf
23. Janczyk P., Weigner J., Luebke-Becker A., Kaessmeyer S., Plendl J. Nitrite pickling salt as an alternative to formaldehyde for embalming in veterinary anatomy-A study based on histo- and microbiological analyses. *Ann Anat*; 193(1):71-75, 2011.
24. Ajayi IE., Shawulu JC., Ghaji A., Omeiza GK., Ode OJ. Use of formalin and modified gravity-feed embalming technique in veterinary anatomy dissection and practicals. *Journal of Veterinary Medicine and Animal Health*; 3(6):79-81, 2011.
25. Anderson SD. Practical light embalming technique for use in the Surgical fresh tissue dissection laboratory. *Clin Anat*; 19(1):8-11, 2006.
26. Jaung R., Cook P., Blyth P. A comparison of embalming fluids for use in surgical workshops. *Clinical Anatomy*; 24:155-161, 2011.
27. Muñetón GC., Ortiz JA. Plastinación: un instrumento complementario para el desarrollo del proceso enseñanza-aprendizaje de la anatomía. *Rev Med Vet*; 23: 111-117, 2012.
28. Pashaei S. A brief review on the history, methods and applications of plastination. *Int J Morphol*; 28(4):1075-1079, 2010.
29. Jones DG., Whitaker MI. Engaging with plastination and the Body Worlds phenomenon: A cultural and intellectual challenge for anatomists. *Clin Anat*; 22:770-776, 2009.
30. Hagens G., Tiedemann K., Kriz W. The current potential of plastination. *Anat Embryol*; 175:411-421, 1987.
31. Ganesh P., Karkera B., Pandit S., Desai D., & Tonse R. Preservation of Tissue by Plastination: A Review. *International Journal of Advanced Health Sciences*, 1(11), 27-31, 2015.
32. Arias, L. Exploración de la técnica de plastinación en la preparación de modelos anatómicos como material docente para la enseñanza de la Morfología Humana en la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. (Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia), 2009. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8938/1/05599078.2012.pdf>

Artículos de Revisión

- 33.- Henry, R. Principles of Plastination Forced Impregnation. *Journal of the International Society for Plastination*, 9, 26, 1995.
- 34.- Beltran, J. La plastificación en la Universidad Nacional de Colombia. *Revista electrónica Universidad Nacional-Morfología*. 2, 3-17, 2010. Recuperado de <http://revistas.unal.edu.co/index.php/morfologia/article/view/13865/14588>
- 35.- Valdés F., Vega E., Valenzuela M. Estudio comparativo de dos técnicas de plastinación. *Int J Morphol*; 28(3):783-786, 2010.
- 36.- Bravo H. Plastinación, una herramienta adicional para la enseñanza de la anatomía. *Int J Morphol*; 24(3):475-480, 2006.
-

SUMMARY

Since ancient times, man has been concerned with the conservation and maintenance of anatomical specimens, for which he has created and applied different methods and procedures. It is not possible to train a health professional using only theoretical knowledge, for this reason the dissection and conservation of human tissues and organs plays a fundamental role in the teaching of Anatomy. Currently, the exploration and development of these techniques continues, resorting to preservation liquors other than formaldehyde, to minimize exposure to chemical and biological risks. The objective of this work is: To develop a bibliographic review on conservation techniques for anatomical, durable pieces that allow preserving the morphological characteristics, using less invasive treatments for health and the environment. Therefore, the present work constitutes a review on quality anatomical preparations, which facilitate and raise the quality of the teaching-learning process and research with minimal environmental risk, which contributes to the strengthening and organizational development of anatomy laboratories.

Keywords: Anatomy, dissection, conservation, health, environment.

