



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

CUAUTITLAN



“ TECNICAS DE PREPARACION Y CONSERVACION DE  
PIEZAS ANATOMICAS PARA DOCENCIA E  
INVESTIGACION ”.  
( RECOPIACION BIBLIOGRAFICA )

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

**P R E S E N T A**

**BERNARDO MAGDALENO TREJO MAYA**

ASESORES: M. V. Z. CARLOS I. SOTO ZARATE  
M.V.Z. SANTIAGO AJA GUARDIOLA

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

**TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN**

1994



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AVENIDA DE  
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN  
UNIDAD DE LA ADMINISTRACIÓN ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.  
FACULTAD DE ESTUDIOS  
SUPERIORES-CUAUTITLÁN

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DEPARTAMENTO DE  
EXÁMENES PROFESIONALES

DR. JAIME KELLER TORRES  
DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLÁN  
P R E S E N T E .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos  
Jefe del Departamento de Exámenes  
Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS TITULADA:

"Técnicas de preparación y conservación de piezas  
anatómicas para docencia e investigación".  
(Recopilación Bibliográfica).

que presenta el pasante: Bernardo Magdalena Trejo Maya  
con número de cuenta: 8031382-3 para obtener el TÍTULO de:  
Médico Veterinario Zootecnista.

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXÁMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .

"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 29 de Junio de 19994

PRESIDENTE MVZ. José Alberto Chávez Enriquez (23) 7/06/94  
VOCAL MVZ. Carlos González López 14/VI/94  
SECRETARIO MVZ. Carlos Ignacio Soto Zarate 10/06/94  
PRIMER SUPLENTE MVZ. Miguel Ángel Cornejo Coria 16/VI/94  
SEGUNDO SUPLENTE MVZ. Juan Osampo López 29/VI/94

## DEDICATORIAS

A Dios, por permitirme llegar a este momento, el cual representa la culminación de un sueño.

A mi madre, Juana Maya, por darme la vida, y por enseñarme que las metas que nos fijamos se pueden lograr con un poco de esfuerzo y sacrificio.

A mi padre, Raul Trejo, por ser el amigo que siempre motiva y da todo a cambio de nada.

A mis hermanos, Tere, Victor, Raul y Juan, por ser lo que son, mis hermanos.

Al Doctor Jorge Martinez Galindo, por la ayuda prestada para la realización de este trabajo.

Al M.V.Z. Santiago Aja Guardiola, por compartir conmigo sus conocimientos.

Al M.V.Z. Ignacio Soto Zárate, por brindarme su amistad.

A todos lo que participaron en la elaboración de este trabajo.

A todos mis amigos, Patricio, Honorato, Pedro, José, Chucho, Cuauhtemoc, y los que me faltaron.

Al jurado, por su participación.

A todos GRACIAS.

Y de una manera muy especial, a mi esposa, Clara, por creer en mí, gracias mi amor.

## INDICE

I. RESUMEN.....	3
II. INTRODUCCION.....	4
III. OBJETIVOS.....	8
IV. PROCEDIMIENTO.....	9
V. CONSERVACION DE PIEZAS ANATOMICAS Y CADAVERES .....	10
VI. OSTEOTECNICAS.....	23
VII. ARTROTECNICAS.....	26
VIII. MIOTECNICAS.....	27
IX. ESPLACNOTECNICAS.....	28
a. En duro.	
b. En blando.	
X. REPLESION VASCULAR.....	31
XI. NEUROTECNICAS.....	36
XII. ESQUELETORRAFIA.....	39
XIII. METODO DE ACLARAMIENTO Y TINCION PARA VERTEBRADOS.....	41
XIV. CAJAS DE ACRILICO.....	44
XV. INCLUSION EN RESINA POLIESTER.....	48
XVI. DISCUSION.....	51
XVII. CONCLUSIONES.....	53
XVIII. BIBLIOGRAFIA.....	54

## I. RESUMEN

En este trabajo se presentan varias técnicas de conservación y preparación de piezas anatómicas, que en conjunto proporcionan los elementos básicos para lograr la producción de gran variedad de preparaciones, asimismo, se muestra la manera de mejorar el aprovechamiento del material disponible, que en ocasiones es escaso, desde órganos aislados hasta cadáveres completos.

Por otra parte, se recomienda una utilización más racional de los reactivos conservadores, al mismo tiempo que se enfatiza en mejorar la presentación del material preparado.

Se busca ser lo más explícitos posible, con el fin de que cualquier persona interesada y con un mínimo de conocimientos en el área pueda realizar la mayoría de estas preparaciones.

Se mencionan tres técnicas museográficas de montaje, proporcionando los elementos para su posterior implementación en el área.

## II. INTRODUCCION

Puede decirse que existe un acuerdo, casi mundial, en el hecho de que el uso de especímenes biológicos preparados en la enseñanza de las Ciencias Biológicas es un factor importante para el aprendizaje. Una determinada colección de especímenes, preparados y conservados mediante técnicas específicas, puede ser un valioso material para la realización de trabajos experimentales, didácticos y/o dar origen a la conformación de un Museo, en el sentido completo de la palabra (Arroyo, 1962).

Dentro de las Ciencias Morfológicas la presencia de material didáctico de este tipo resulta fundamental si se desea elevar la calidad de la enseñanza.

En un principio, la conservación de la "apariencia natural del espécimen" era una característica siempre buscada, lo que aseguraba el "valor" de la pieza para la enseñanza. Sin embargo, aunque el concepto citado sigue teniendo validez, las necesidades en la investigación y la enseñanza son cada día más heterogéneas, lo que tiene por consecuencia el desarrollo de nuevas técnicas de preparación, que modifican definitivamente las características de apariencia natural del espécimen, y no por ello lo convierten en menos "valioso" (Arroyo, 1962).

La producción de material didáctico dentro del área de Anatomía, por diversas razones, no es suficiente ni en calidad, ni en

cantidad, de tal manera, que poco a poco, y de una manera evidente, cada vez hay menor disponibilidad del mismo.

Existen estructuras que prácticamente sólo se le muestran a los alumnos en dibujo, esquema, o bien, en una diapositiva. Esto, evidentemente no es el mejor método para la enseñanza de una asignatura netamente descriptiva, donde resulta importante no tan sólo la forma, sino otras características más, como son; tamaño, color, apariencia externa, textura, consistencia, etcétera.

Todas estas características, de ninguna manera se pueden apreciar en una diapositiva y mucho menos en un dibujo o esquema.

Por otra parte, hay temas donde, por la naturaleza física de sus estructuras, por ejemplo sistema nervioso central, resulta muy difícil la conservación adecuada por los métodos tradicionales (formol, alcohol).

El poder disponer de material adecuado para los objetivos específicos de enseñanza es una tarea ardua, además que el no contar con técnicas adecuadas de conservación genera que muchas estructuras no se aprovechen eficientemente, ya sea porque se descomponen, o bien, porque se destruyen fácilmente (Arroyo, 1962).

Todo esto, representa un costo para la Institución Educativa involucrada y en algunos casos, para los propios alumnos.

Esta problemática, generó la idea de elaborar este trabajo, el cual busca brindar las bases de diversas técnicas, con el fin de impulsar la producción de material didáctico adecuado en calidad, variedad y cantidad, para las asignaturas de Anatomía Comparada.

Anatomía Topográfica y asignaturas relacionadas, así como para los trabajos de investigación científica en que se requieran dichas preparaciones.

Con relación a objetivos más específicos, en las osteotécnicas y artrotécnicas se mencionará la forma más apropiada para la obtención de piezas o partes de animales adultos y jóvenes. Se hará énfasis en la preparación, armado y montaje de piezas óseas libres de tejidos relacionados, tales como médula ósea y grasa, así como de humedad, para permitir la apreciación de estructura y detalles internos y externos, así como sus características físicas (flexibilidad, resistencia, dureza, color). Se hará referencia a la obtención de esqueletos "articulados en forma natural" (Arroyo, 1962; Quiroz, 1981).

En las artrotécnicas se mencionarán las técnicas para obtener piezas que conserven las estructuras y relaciones osteo - ligamentosas, de tal manera, que se aprecie la movilidad relativa de los segmentos, esto tiene como finalidad una integración de conocimientos anatómicos y fisiológicos (Arroyo, 1962; Quiroz, 1981).

Los puntos críticos a tratar en las miotécnicas serán la sustitución del agua contenida en el tejido muscular y el mantenimiento de las características físicas. La contaminación de dicho tejido por microorganismos es un problema frecuente, por lo que se considerará el uso correcto de soluciones conservadoras (Arroyo, 1962; Quiroz, 1981).

Se mencionarán los diferentes procesos a que son sometidas las vísceras, según sean éstas parenquimatosas o las denominadas "huecas". Por otra parte, ya que existen técnicas de conservación en "seco y en húmedo", que además pueden llegar a combinarse con técnicas de repleción y/o diafanización, se pretende lograr una integración de conocimientos para la mejor utilización de las vísceras disponibles de un cadáver (Tucker, 1957; Martínez, 1992).

Se mostrarán las formas más comunes de manipular y conservar el tejido nervioso, que es por demás frágil y cuya descomposición por autólisis ocurre rápidamente. Se abordarán las técnicas de fijación simple y de fijación con diferenciación de sustancia blanca y sustancia gris (Arroyo, 1962).

En lo referente al montaje final de piezas, se tocarán los procedimientos necesarios para elaborar recipientes de plástico y el "encapsulado" de órganos en resinas sintéticas, técnicas que son aplicadas generalmente en especímenes en los que es conveniente o necesario conservar el color y apariencia natural originales, o bien en aquellos que por su fragilidad o detalle de estructuras disecadas, deben ser aislados de algunos factores del medio ambiente (Arroyo, 1962; Aja, 1987).

Especial atención será puesta en el tema de conservación de cadáveres completos, labor por demás común en los anfiteatros de Anatomía Veterinaria y Humana (Arroyo, 1962).

### III. OBJETIVOS

- a. Recopilar las técnicas de conservación y preparación de estructuras anatómicas más usadas.
- b. Complementar las técnicas con comentarios prácticos, útiles para la implementación de estas técnicas.
- c. Señalar la aplicación de éstas técnicas en la conservación de órganos o estructuras diferentes a las originalmente sugeridas, y también con relación a otros fines.

## IV. PROCEDIMIENTO

- a. Una vez definido el tema del trabajo se procedió a la delimitación de los objetivos.
- b. Se realizó una búsqueda bibliográfica en las bibliotecas de la FES-Cuautitlán, U.N.A.M.; FMVZ, U.N.A.M.; Fac. de Medicina, U.N.A.M.; Hospital General, Secretaria de Salud, y otras instituciones médicas.
- c. Se realizaron entrevistas con personas involucradas en el desarrollo de estas técnicas con el fin de hacer anotaciones y comentarios prácticos.
- d. Se seleccionaron aquellas técnicas con mayor aplicación a la docencia y enseñanza.
- e. Se realizaron fichas bibliográficas con la información recabada.
- f. Una vez que se reunieron un número suficiente de fichas para cubrir los objetivos, se procedió a revisarlas y organizarlas.
- g. Con el fin de revisar y organizar el material recopilado de una manera sistemática, se realizaron fichas de trabajo las cuales contemplaron la siguiente información: referencia bibliográfica, referencia textual y un comentario personal.
- h. Se elaboró la redacción del trabajo.

## V. CONSERVACION DE PIEZAS ANATOMICAS Y CADAVERES

Las piezas que serán preparadas para museo deben ser seleccionadas por personal calificado. Deben seleccionarse las piezas que mejor ilustren la Anatomía o la condición patológica que se desea mostrar. Son mejores las piezas frescas (U. S. Dep. Health, Educ. and Welfare, 1956).

La pieza seleccionada debe ser cuidadosamente liberada de todos los tejidos extraños excepto aquel que contribuya a la ilustración de la condición patológica o a la orientación anatómica (U. S. Dep. Health, Educ. and Welfare, 1956).

Al manejar material fresco, se debe tener cuidado para prevenir infecciones y se deben seguir procedimientos asépticos y antisépticos. En general, el uso de guantes de plástico es todo lo que se requerirá hasta que la pieza sea colocada en la solución fijadora. Después de la fijación, la pieza debe ser manejada con seguridad con las precauciones especiales del caso.

Independientemente del método seleccionado para la fijación del tejido fresco, se deben seguir ciertas reglas generales:

a.- Siempre se debe usar solución fresca para todo material nuevo. al introducirlo en la solución, la proporción no debe ser mayor de 2 - 3 veces el volumen de la pieza.

b.- Con frecuencia, es provechoso inyectar solución fijadora directamente dentro de las piezas grandes a través de los vasos sanguíneos o dentro del tejido con una jeringa y aguja .

c.- Para guardar las muestras, se pueden usar recipientes de vidrio o acero inoxidable los cuales son resistentes a la acción de la solución fijadora. Estos deben de estar cubiertos para prevenir la difusión de olores, evitar la entrada de la luz solar, disminuir la evaporación de la solución fijadora y deben ser lo suficientemente grandes para contener a las piezas y la solución fijadora.

d.- Las piezas frescas deben colocarse dentro de la solución fijadora tan pronto como sea posible y en la posición en que van a ser montadas. Una vez que la pieza está fijada, su forma y posición se tornan "firmes" y ya no pueden ser alteradas.

e.- Es posible refrescar la superficie de una pieza ya fijada, cortando una nueva superficie. Esto es frecuentemente provechoso para la restauración de colores naturales.

f.- La pieza deberá colocarse en el recipiente sobre una cama de algodón saturado con el fijador. Esto previene que la pieza adquiera una superficie plana por el contacto con el recipiente y permitirá que el fijador alcance a la pieza entera. Nunca deberá usarse gasa ya que deja huella sobre la pieza.

g.- No empacar, amontonar o mantener a las piezas una sobre otra. Si una pieza tiende a flotar dentro del fijador, cubrirla con una capa de algodón saturado con el fijador. Esto previene el resecado y ayuda a una fijación completa.

h.- En los métodos de preparación que hacen uso de soluciones para la recuperación del color, es necesario seguir las

indicaciones y los límites de tiempo cuidadosamente. Solo a través de la experiencia y observación puede maximizarse el beneficio que se deriva del uso de estas soluciones (U. S. Dep. Health, Educ. and Welfare, 1956).

### MÉTODOS DE FIJACION Y CONSERVACION

Existen muchos métodos con esta finalidad. aquí se mencionarán cuatro técnicas útiles para la fijación y conservación de muestras, las cuales pueden ser utilizadas en cualquier tipo de órgano y son las siguientes:

#### METODO DE MEILLER

- 1.- FIJACION.- Formol al 10 % . Evitar la sobrefijación.
    - a).- Piezas de intestino, requieren menos de 10 horas de fijación.
    - b).- Cortes de higado y bazo, requieren menos de 24 horas de fijación.
  - 2.- LAVADO.- En agua corriente de 3 a 6 horas.
    - a).- Si se requiere, hacer un nuevo corte para recuperar su color.
  - 3.- RECUPERACION DE COLOR.- Después del lavado, la muestra se introduce en una solución de Amonio al 2% por 5 -10 minutos.
  - 4.- LAVADO.- En agua corriente 1 hora.
  - 5.- CONSERVACION.- Montar en una solución de trióxido de antimonio.
    - a).- Preparar solución saturada de trióxido de antimonio en agua destilada (5 g. por 1000 ml.). Filtrar.
    - b).- Sal de trióxido de antimonio (filtrada)...1000 ml.  
 Acetato de potasio.....100 g.  
 Hidrato de cloral.....100 g.  
 Glicerina.....50 ml.  
 Mezclar bien.
- (Meiller, 1951).

### METODO DE KAISERLING

- 1.- FIJACION.- Solución Kaiserling 1 : de 1 día a 2 semanas.
  - a).- Nitrato de potasio.....30 g.  
 Acetato de potasio.....60 g.  
 \* Formaldehído al 37% .....400 ml.  
 Agua.....2000 ml.
  - b).- El tiempo depende del tamaño de la pieza.
  - c).- Inyectar la solución fijadora en piezas grandes.
- 2.- LAVADO.- En agua corriente de 12 a 24 horas.
- 3.- RECUPERACION DEL COLOR.- Solución de Kaiserling 2 : alcohol etílico 95 % de 10 minutos a 1 ó 2 horas, de acuerdo al tamaño de la pieza.
  - a).- El desarrollo del color debe ser vigilado cuidadosamente.
- 4.- LAVADO.- En agua corriente de 1 a 2 horas.
- 5.- CONSERVACION.- Montar en solución de Kaiserling 3 :
  - a).- Acetato de potasio..... 250 g.  
 Glicerina..... 500 ml.  
 Agua..... 2500 ml.  
 Timol..... 2-3 g.

(Methods for Medical laboratory Technicians, 1951).

\* De forma natural el formaldehído es un gas que posee características desinfectantes. También es la presentación comercial de la solución al 37 % de formaldehído gaseoso en agua, a esta solución también se le conoce con el nombre de formalina. En relación con las soluciones que se requieren en la preparación de piezas anatómicas, esta solución se considera al 100 %, esto es, una solución de formol al 10 % es una parte de formaldehído o formalina en 9 partes de agua.

### METODO DE KLOTS-JORES

1.- FIJACION.- Solución de Klots-Jores 1 : de 2 días a 2 semanas, de acuerdo al tamaño y naturaleza de la muestra.

a).- Hidrato de cloral..... 50 g.  
 \* Sal artificial de Carlsbad.. 50 g.  
 Formaldehido al 37 % ..... 100 ml.  
 Agua..... 1000 ml.

Sal artificial de Carlsbad (100 g).

Sulfato de sodio..... 22 g.  
 Bicarbonato de sodio..... 20 g.  
 Clorato de sodio..... 18 g.  
 Nitrato de potasio..... 38 g.  
 Sulfato de potasio..... 2 g.

2.- LAVADO.- En agua corriente de 12 a 24 horas.

3.- RECUPERACION DE COLOR.- No requiere en esta técnica, el color se conserva en la fijación.

4.- CONSERVACION.- Montar en solución de Kaiserling 3 (ver página 14).

(U. S. Dep. Health, Educ. and Welfare, 1956).

### METODO DE SHEIN

1.- FIJACION.- Solución fijadora de Shein 1 : de 2 - 6 semanas .

( Solución fijadora de Shein )

a).- Fosfato monobásico de sodio.....46.9 g.  
 Fosfato dibásico de sodio.....59.2 g.  
 Agua.....10 l.  
 Formaldehído al 37% .....500 ml.

b).- Piezas frescas no lavar, sólo esponjear o enjuagar.

2.- LAVADO.- Sólo enjuagar la pieza ligeramente.

3.- CONSERVACION.- Montar en solución de Shein 2 (líquido conservador de museo).

#### Solución de Shein 2

a).- Fosfato monobásico de sodio..... 46.9 g.  
 Fosfato dibásico de sodio..... 59.2 g.  
 Agua..... 10 l.  
 Formaldehído al 37 % ..... 500 ml.  
 Hidrosulfito de sodio..... 50 g.

b).- El color se recupera en esta solución.

c).- Se debe añadir hidrosulfito de sodio (5g / 1000 ml.) a la solución base antes de usar en el montaje de la muestra.

(Shein, 1951).

LIQUIDO CONSERVADOR DE PIEZAS ANATOMICAS "BERLIN"  
 MODIFICADA POR EL DR. ARROYO.

FORMULA A :

- |  |        |
|--|--------|
| 1.- Agua caliente.....   | 10 lt. |
| 2.- Carbonato de potasio.....                                    | 200 g. |
| 3.- Anhídrido arsenioso.....                                     | 35 g.  |
| 4.- Nitrato de potasio.....                                      | 40 g.  |
| 5.- Cloruro de sodio.....  | 85 g.  |
| 6.- Tartrato doble de sodio y<br>potasio (sal de Seiguette)..... | 230 g. |
| 7.- Sulfato de aluminio y potasio...                             | 330 g. |

FORMULA B:

A 10 litros de la solución A, se le agregan:

- |                       |      |
|-----------------------|------|
| Glicerina.....        | 4 l. |
| Alcohol metílico..... | 1 l. |

Técnica:

Para preparar la solución de la fórmula A se procede del siguiente modo :

- 1.- Se calienta el agua y se disuelve el carbonato de potasio.
- 2.- Se añade luego el anhídrido arsenioso en pequeñas cantidades, agitando con una varilla de vidrio a medida que se incorpora; al mismo tiempo se eleva la temperatura hasta la ebullición.
- 3.- Una vez disuelto el anhídrido arsenioso se le agrega el nitrato de potasio.
- 4.- Se agrega luego el cloruro de sodio y el tartrato doble de potasio.
- 5.- Por último, se añade gradualmente el sulfato de aluminio y potasio.

6.- Se completa el volumen, se enfría, y luego se filtra la solución.

Esta solución puede guardarse si no es utilizada de inmediato. Al utilizarla, se le agrega la solución B.

USO:

Se pueden usar preparaciones incluídas en líquido o secas; para lo último es recomendable dejar las piezas 12 días en el líquido, después de lo cual se exponen al aire y se dejan secar.

Los órganos huecos como los pulmones, intestinos, etcétera, se llenan con el líquido antes de sumergirlos.

(Arroyo, 1962).

### INYECCION DE CADAVERES

FORMULAS : Al 15 % para un tambo de 199 l.

Alcohol.....	60 lt.
Glicerina.....	18 kg.
Formaldehido al 37 % ...	30 kg.
Benzal.....	1 kg.
Agua .....	70 lt.
Fenol.....	20 kg.

- 1.- Las cantidades que se inyectan varían según el estado de descomposición y la obesidad o esbeltez del cuerpo. Se usa la solución al 15 % para cadáveres delgados sin maceración. La inyección se hace con bomba a presión voluntaria, de "tipo reloj".
- 2.- En cadáveres intactos se hace la inyección por arterias carótidas y venas femorales. Para cadáveres necropsiados se hace por venas femorales y humerales e inyección subcutánea local en glúteos, cuello y cara.  
(Arroyo, 1962).

**FORMULA DE PREPARACION DE CADAVERES EN LA FMVZ, UNAM**

Para preparar 100 litros de solución:

Formaldehído al 37 % .....5 lt.  
Glicerina.....5 kg.  
Nitrato de potasio.....1 kg.  
Acido arsenioso.....100 g.  
Cloruro de sodio.....1 kg.  
Acido fénico.....500 g.

- 1.- Se hace la disección de la arteria carótida o femoral.
- 2.- Se canaliza la arteria disecada con una aguja del No. 14.
- 3.- La inyección de la solución mencionada, se hace por medio de una bomba de presión voluntaria, de "tipo reloj".
- 4.- Se debe de bombear hasta lograr la saturación completa del cadáver, esto se nota por la salida de sangre a través de las fosas nasales.
- 5.- Se recomienda mantener en posición horizontal el cadáver, ya preparado, por un periodo de 3-4 días.
- 6.- Después de lo anterior, el cadáver está listo para usarse en el laboratorio.

(Aja. 1987).

**TECNICA MARTZGAL PARA CONSERVACION DE CADAVERES**

- 1.- Recipiente con la fórmula de solución fijadora colocado a dos metros o dos y medio de altura sobre el cadáver, para repletar por gravedad. ( Figura 1 ).
- 2.- Cadáveres lo más recientemente sacrificados, máximo cinco días y sin necropsia.
- 3.- Inyección dentro de la arteria carótida o vena femoral en dos sentidos: proximal y distal. Estar seguro de que las agujas de inyección no permitan el reflujo del líquido.
- 4.- Dejar la inyección hasta completar la infiltración del cadáver por gravedad.
- 5.- En las regiones que no se hayan infiltrado totalmente habrá necesidad de hacer repetidas infiltraciones por punción superficial y profunda con presión sostenida con jeringas de 50 ml.
- 6.- Después de la infiltración total (aproximadamente de 2 a 3 días) se retiran las cánulas y se anudan fuertemente los cabos arteriales.
- 7.- Introducir el cadáver en una bolsa de plástico grueso.
- 8.- Después de 8 días se puede disecar.
- 9.- Terminada la disección, retirar todos los tejidos desprendidos y humedecer el cadáver y la disección con la siguiente solución : agua 33%, alcohol de 96o 33%, glicerina 33%, fenol 1% , aplicada con brocha.
- 10.- Después guardar el cadáver dentro de la bolsa de plástico.

## FORMULA ( 50 lt ).

2 litros de Formaldehido comercial al 37 %.

2 litros de Fenol liquido al 85%.

4 litros de glicerina.

8 litros de alcohol isopropilico.

Completar con agua corriente la cantidad suficiente para 50 litros.

(Martinez, 1992).

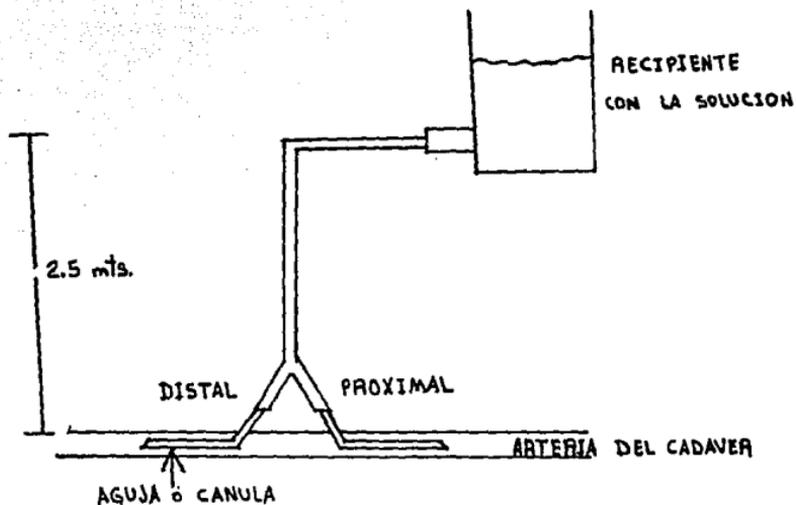


Figura 1. Localización de recipiente con relación al cadáver en la técnica MARTZGAL.

## VI. OSTEOTECNICAS

## COLORACION DE PUNTOS DE OSIFICACION

## (Técnica de Spalteholz)

- 1.- Previamente debe tenerse preparada una solución madre de alizarina, formada por 0.25 ml de alizarina, disuelta en 300 ml de alcohol de 98o.
- 2.- Recolección de material; consiste en obtener esqueletos ó huesos de fetos que no han llegado a término; hay que descarnar bien el material óseo.
- 3.- Colocar las piezas en un recipiente de cristal que contenga 1 litro de formol al 10% , al cual se le ha agregado una cucharada de bicarbonato de sodio con el fin de neutralizar la acidez, que debe controlarse con papel tornasol. Si se comprueba que esta solución es demasiado ácida, no debe seguirse con la preparación y se debe desechar el material utilizado.
- 4.- En el formol y bicarbonato se dejan las piezas tres días, comenzando luego la deshidratación progresiva por pases en diferentes alcoholes hasta llegar al de 98 grados.
- 5.- Una vez comprobada la deshidratación, se coloca el material en una solución compuesta de :

Solución madre de alizarina .....	10 ml.
Alcohol absoluto.....	390 ml.
Acido acético glacial .....	50 gotas.

El material se deja en esta solución durante 5 días, tiempo durante el cual la alizarina tinte las sales de calcio que se encuentran en los "proyectos" de hueso. Puede usarse alizarina roja o azul, según las preferencias.

(Arroyo, 1962).

**PREPARACIONES SECAS Y PERMANENTES DE CARTILAGOS Y HUESOS****(Técnica de Kramer modificada por Krahe)**

La técnica que a continuación describiremos tiene la ventaja de que no reduce el tamaño de los huesos y cartilagos, no los distorsiona y, por tanto, no modifica su morfología exterior.

- 1.- Los huesos frescos se limpian suprimiendo inclusive el periostio. Si se desea blanquearlos se introducen durante una noche en una solución de hidróxido de amonio.
- 2.- Se comienza la deshidratación mediante pases por alcoholes de 95 grados. Cuando se trata de cartilagos de recién nacidos, son suficientes 24 horas.
- 3.- Después se infiltran las piezas en diglicol estearato fundido en un horno cuya temperatura no exceda de 56 grados centígrados. El tiempo de infiltración varía con el tamaño de las piezas. En la mayoría de los casos 24 horas son suficientes; cuando se trata de prematuros son suficientes por lo general 16 horas.
- 4.- Una vez enfriados los ejemplares y eliminado el excedente de glicol estearato, lo cual se logra enjuagando la pieza con agua caliente o limpiándolos con una tela mojada en xilol, están listos para su uso.

(Arroyo, 1962).

## VII. ARTROTECNICAS

### Preparación de articulaciones

1. La pieza debe de ser fresca.
2. Deben sumergirse en agua por 12 horas para lavar la sangre.
3. Pasar a formol al 10 %.
4. Se deben realizar disecciones cuidadosas para dejar sólo los ligamentos y tejidos necesarios.
5. Retirar el periostio de los huesos involucrados.
6. Cubrir con algodones empapados en glicerina por 15 días.  
Conservándose así por tiempo indefinido.

(Moreno, 1971).

### VIII. MIOTECNICAS

#### Preparación de músculos

1. Inyección de formol al 10% por arterias o venas de la región de la cual se pretende obtener los músculos.
2. Disección de los músculos.
3. Inyección intramuscular de glicerina fenicada (900 ml de glicerina + 100 ml de ácido fénico ó fenol).
4. Se continúa la disección de los músculos.
5. La operación se repite hasta que los músculos estén blandos. Conservándose así por tiempo indefinido.

(Moreno, 1971).

## IX. ESPLACNOTECNICAS

## A. EN DURO.

## PREPARACION DE PULMONES

Material.- Organó fresco, alcohol, formol y un compresor tipo pecera para la inyección de aire.

- 1.- Los pulmones deben ser extraídos con todo el conjunto traqueobronquial y es importante no dañarlos.
- 2.- Una vez en la mesa de trabajo, lavar cuidadosamente con el fin de extraer el contenido bronquial y el del sistema arteriovenoso.
- 3.- Colocar en un sistema de inyección de aire, de modo que penden del tubo que se introduce en la tráquea, se requiere de un amarre firme, de forma que no exista escape del aire inyectado. ( Figura 2 ).
- 4.- La inyección del aire debe ser a poca presión para evitar el estallido de los pulmones.
- 5.- La fijación y deshidratación se consiguen haciendo pasar previamente el aire por un recipiente que contenga una solución a partes iguales de formol al 10% y alcohol de 96o.
- 6.- Esta operación se realiza por varias horas hasta que los pulmones se clarifiquen y el sistema interior quede permeable, todo lo cual permite que el tejido pulmonar quede "firme" y seco, adquiriendo el peso y la consistencia de una esponja.

(Arroyo, 1962).

## IX. ESPLACNOTECNICAS.

### B. EN BLANDO.

#### TECNICA BLANDA DE CONSERVACION DE ORGANOS HUECOS INSUFLADOS.

Es una técnica de conservación de órganos huecos, con el fin de que queden insuflados, blandos, húmedos, manejables y, según las necesidades, se puedan insuflar y desinflar a voluntad.

#### TECNICA :

- 1.- Se obtienen órganos frescos sin perforaciones y se limpian de sus anexos.
- 2.- Se lavan en agua corriente.
- 3.- Se sumergen en formol al 10 % por 36 horas.
- 4.- Se insuflan, cubriéndolos con abundante glicerina, embebiendo algodón o tela y recubriendo todo el órgano con el fin de evitar el contacto con el aire. Se conservan así de 12 a 15 días.
- 5.- Posteriormente se elimina la glicerina con trapo limpio, y se humidifica con aceite esencial de clavo, frotando suavemente el órgano por dentro y por fuera, hasta lubricar perfectamente (ésto se hace 3 veces al día durante 8 días).
- 6.- Luego se colocan en bolsas de plástico para conservarlas húmedas.

(Aja, 1987).

## CONSERVACION DE PIEZAS SIN LIQUIDOS

( Metodo de Giacominí )

### Material:

Formol al 10 %, alcohol de 95o , glicerina comercial.

Debe usarse un cadáver fresco.

### Técnica :

- 1.- Durante 5 a 7 dias dejar la pieza en formol al 10 %.
- 2.- Sumergir la pieza enseguida en alcohol de 95o durante 10 a 15 dias.
- 3.- Después se retira del alcohol y se pone en glicerina comercial hasta que se embeba.

NOTA : Es un buen método para la conservación del cerebro.

(Arroyo, 1962).

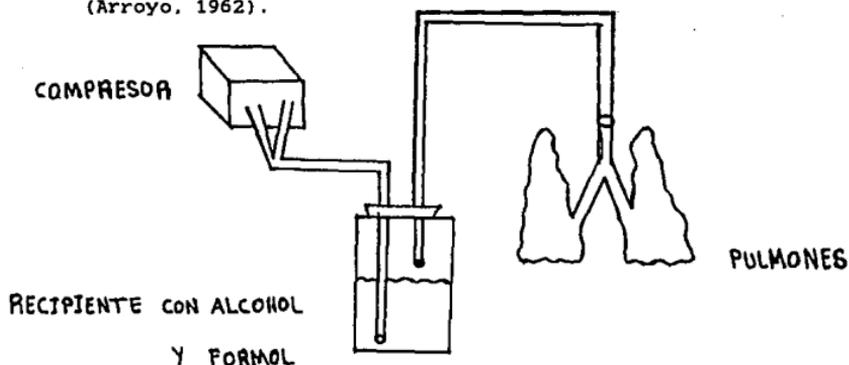


Figura 2. Sistema de inyección de aire utilizado en la preparación de pulmones.

## X. REPLESION VASCULAR

### Inyección de arterias y venas con celuloide disuelto en acetona.

1. Se hacen soluciones al 5, 10 y 15 % de celuloide utilizado en la fabricación de juguetes con acetona.
2. Cuando se trata de órganos con red arterial muy fina, es conveniente cargar la jeringa con soluciones de distinta concentración.
3. La primera solución debe ser la de menor concentración.
4. La inyección se hace a presión pero cuidando de no reventar los vasos.
5. El órgano se introduce en ácido sulfúrico por espacio de 3 a 5 días, hasta que esté completamente macerado, de tal manera que se facilite su limpieza.
6. Lavar con agua corriente.

(Martínez, 1992).

REPRODUCCION ESTEREOTAXICA CON SILICON DE LAS VIAS  
Y SACOS AEREOS DE AVES Y MAMIFEROS.

1. Extraer pulmones cuidadosamente para no lesionarlos.
2. Lavado endotraqueal con agua corriente de 3 a 4 veces.
3. Fijar la boquilla del cartucho de silicón a la tráquea.
4. Inyectar lentamente el silicón, distribuyéndolo con cuidado, hasta los bordes de los lóbulos pulmonares mediante presión uniforme de los dedos.
5. Cerrar la tráquea con un corcho del mismo diámetro y asegurarlo para evitar el reflujo del silicón.
6. Colocar el pulmón repletado en una tina con agua fría de 18 a 24 horas.
7. Extraerlos del agua y trasladarlos a otro recipiente con una mezcla de 500 grs. de hidróxido de potasio (sosa comercial) en 12 litros de agua, manteniéndolos por 18 horas.
8. Pasar a un recipiente con agua en ebullición por 60 minutos, con el fin de acelerar la maceración del órgano.
9. Lavar con chorro fino de agua y luego con agua y jabón.

(Martinez, 1992).

### DIAFANIZACION

Este método consiste en volver translúcido o transparente un segmento del cuerpo donde las arterias han sido previamente inyectadas con sustancias colorantes. Lograda la diafanización, las piezas anatómicas conservan su forma anterior y a través de sus tejidos transparentes, se puede observar la distribución de los vasos sanguíneos.

#### Técnica:

- 1.- Fijar las piezas en solución de formol al 10% por tiempo variable, según su tamaño.
- 2.- Descalcificación de las piezas que contienen tejido óseo, poniéndolas en solución de ácido nítrico al 15%, solución que se cambia las veces necesarias hasta conseguir el efecto deseado.
- 3.- Lavado de la pieza en agua corriente durante 24 horas.
- 4.- Coloración de las piezas, para lo cual se les coloca durante 12 horas en una solución de alumbre al 5%, con este tratamiento se logra también que disminuya el volumen que había aumentado durante la descalcificación.
- 5.- Se lava nuevamente con agua corriente durante 24 horas.
- 6.- Se ponen las piezas durante 48 horas en solución de formol al 10 %.
- 7.- Se sumergen las piezas en agua oxigenada de 3 volúmenes que se cambia cada 2 ó 3 días hasta que se consigue el aclaramiento completo de los tejidos.

- 8.- Se lava nuevamente la pieza en agua corriente durante 24 horas.
- 9.- Deshidratación de la muestra, para lo cual se pasa la pieza por alcohol cada vez de mayor graduación. Así, se puede tener la pieza durante 2 días en alcohol de 50o; otros 2 días en alcohol de 70o; 3 días en alcohol de 96o, y 2 días, finalmente, en alcohol absoluto.
- 10.- La diafanización propiamente dicha se obtiene colocando la pieza en benceno, el cual puede ser renovado hasta lograr la mayor transparencia posible.
- 11.- Por último, se sumerge la pieza en la mezcla conservadora y se expulsan el aire y el benceno por medio de una bomba de vacío. Después, se cierra herméticamente la vasija que contiene la pieza con el líquido conservador.

Las soluciones conservadoras usadas en esta técnica son las siguientes :

- 1.- Salicilato de metilo, 3 partes; benzoato de bencilo, 1 parte.  
Se usa para la conservación de fetos.
- 2.- Salicilato de metilo, 5 partes; benzoato de bencilo, 3 partes. O bien, safrol (colorante natural que da una coloración amarilla), 5 partes, con 3 partes de benzoato de bencilo o una parte de isosafrol. Este líquido se emplea en el caso de que la pieza posea tejido óseo dentario bien desarrollado.

- 3.- Cuando se trata del sistema nervioso central, se puede usar una parte de safrol o de salicilato de metilo con una parte de benzoato de bencilo, o bien, 9 partes de safrol o salicilato de metilo, con 5 partes de isosafrol (Quiroz, 1981).

## XI. NEUROTECNICAS

### Tinción general del cerebro (Mulligan)

Puede emplearse para realizar preparaciones útiles para museo, enseñanza y prácticas.

Se obtienen preparaciones teñidas, que dan un contraste evidente entre la substancia gris y la substancia blanca.

Estos cortes pueden montarse en frascos para su exposición; para la docencia recomendamos su inclusión en bolsas plásticas selladas mecánicamente en solución de formol al 5%, las cuales por su transparencia permiten la visibilidad del preparado

#### TECNICA :

En este método la substancia gris se tinte de negro.

1. El cerebro deberá estar endurecido con formol al 10%, se cortan rebanadas del grosor deseado de un solo tajo, evitando con esto marcas en la superficie del corte.
2. Se lavan de 12 a 24 horas en agua corriente. Se pasan a agua destilada y se dejan una hora, cambiar el agua 3 veces, en este lapso.
3. Se sumergen las muestras durante 2 min. en la solución de Mulligan a una temperatura de 60o a 65o C.
4. Sumergir en abundante agua fría durante 1 min.
5. Cambiar a una solución al 1% de cloruro férrico en agua destilada por 2 min.
6. Lavar con agua corriente durante 24 horas o más.
7. Conservar las piezas en alcohol al 70%.

## Fórmula de la solución de fenol de Mulligan.

1. Cristales de fenol ..... 40 grs.
2. Acido clorhidrico concentrado ..... 1.2 ml.
3. Cristales de sulfuro de cobre ..... 5 grs.
4. Agua destilada ..... 1000 ml

(Aja, 1987).

**METODO DE BARNARD ROBERT Y BROW**

En esta técnica la substancia gris adquiere una coloración azul.

**TECNICA:**

- 1.- Los cortes se colocan durante 2 minutos en una solución de MULLIGAN a 60o C, en cantidad suficiente para cubrirlos.
- 2.- Se lavan en agua caliente durante 1 minuto.
- 3.- Sumergir la pieza durante 2 minutos en una solución de cloruro férrico al 1 % hasta que la substancia gris esté diferenciada.
- 4.- Se lava de nuevo con agua corriente durante 1 minuto.
- 5.- Se sumerge la pieza en una solución de ferrocianuro potásico al 1 % hasta que aparezca el color azul brillante de la sustancia gris.
- 6.- Se lava de nuevo con agua corriente durante 1 minuto.

Si la coloración azul no es intensa, se vuelve a sumergir la pieza en la solución de cloruro férrico durante un minuto. Se lava de nuevo la pieza durante 1 minuto.

Finalmente, las piezas se conservan en una solución de formol al 10 %, añadiéndole ácido clorhídrico hasta que está al 2 %.

Los cortes deben ser uniformes para que no se deposite el colorante en los surcos cerebrales, ya que no es bien eliminado durante el lavado.

Como medida de seguridad al realizar esta técnica se recomienda usar guantes y cubreboca, además de que se debe realizar en un lugar ventilado.

(Arroyo, 1962).

## XII. ESQUELETORRAFIA

### Obtención y armado de esqueletos

1. Descarnar el cadáver, procurando desarticular las diferentes porciones del organismo.
2. Someter los huesos a ebullición continua por 24 horas, en agua con detergente.
3. Limpiar los huesos con agua corriente y con la ayuda de un cepillo duro.
4. Repetir el procedimiento anterior las veces que sean necesarias, hasta lograr que los huesos estén completamente limpios.
5. Sumergir los huesos en agua oxigenada de 35 volúmenes con el fin de desengrasarlos durante 72 horas, realizando cambios de agua oxigenada cada 24 horas. Estos tiempos varían según el tamaño del animal y de la cantidad de grasa presente en ellos.
6. Los huesos limpios y desengrasados se dejan secar al sol, pero de una manera indirecta.
7. Una vez limpio y seco se procede al armado el cual se realiza por regiones generales del organismo, esto es: miembros locomotores, columna vertebral, etc.

Para realizar la unión entre los huesos se usa hilo nylon para pescar, del número 40 al 150. Se perforan los huesos a unir, en lugares estratégicos, previamente marcados, con broca de calibre similar al hilo usado.

En un extremo del hilo se hace un nudo doble de "cirujano", se pasa al otro extremo por las perforaciones de ambos huesos a unir. Se hace tensión manual y aproximación de éstos, después se hace un primer nudo tirando suavemente, e inmediatamente se efectúa un segundo nudo sobre el primero; se hace mayor tensión, apretando y asegurando intensamente el hilo. Queda así en ambos extremos del canal perforado un botón de hilo, que servirá como punto de apoyo y sujeción.

Con esta técnica se obtienen resultados halagadores, porque se logra una óptima fijación y sujeción, además el hilo resulta muy resistente en los calibres usados. El nylon es fuerte, seguro, económico, sencillo de usar y conservar. Las piezas obtenidas no sufren de oxidación porque no se usa alambre metálico.

8. Finalmente se construye el armazón sobre el cual se sostendrá el esqueleto en conjunto.

(Comunicación personal del Sr. José Flores F., Laboratorista de Anatomía, FES-Cuautitlán, UNAM).

### XIII. METODO DE ACLARAMIENTO Y TINCION PARA VERTEBRADOS

Este método consiste en tefir el esqueleto del organismo al mismo tiempo que se aclaran todos sus tejidos corporales.

Presenta grandes ventajas pues con él, se puede preparar el esqueleto entero del organismo, sin que sufra ningun daño, ni se pierdan ó deterioren los huesos pequeños ó los cartilagos.

#### METODO GENERAL

1.- El material debe fijarse en formol al 10 %, durante una semana. también pueden usarse especímenes fijados en alcohol etílico al 95 % durante el mismo tiempo. Los especímenes fijados en alcohol etílico durante más de una semana no dan resultados satisfactorios.

A los especímenes muy grandes se les quita la piel y las vísceras, pero nunca se quita la piel de los especímenes pequeños y delicados.

2.- Se pasa el espécimen a agua destilada durante 24 hrs. Se hacen cambios cada 12 hrs. hasta eliminar el alcohol.

3.- Se pone el espécimen en una solución recién preparada de hidróxido de potasio al 2 %, después de haberlo lavado en agua destilada. Se añade 1 ml del colorante sulfato de alizarina al hidróxido de potasio y esto se hace inmediata y rápidamente y suspendiéndolo para que no toque el fondo.

4.- Dependiendo de como se ha coloreado el esqueleto del organismo, se coloca el espécimen en una solución fresca de

hidróxido de potasio al 2 % conteniendo unas gotas de glicerina, esto decolorará y aclarará simultáneamente.

Debe dejarse el espécimen en esta solución hasta que la mayoría del colorante se ha removido y el tejido esté claro totalmente.

Este paso toma pocos días para algunos organismos y más de semana y media a dos para otros. Si para cuando se saca el espécimen no está perfectamente claro se puede poner en la misma solución hasta que lo esté.

Pasar el espécimen a las siguientes soluciones dejándolo en cada una de ellas hasta que toque el fondo del recipiente :

Solución I. 20 ml de glicerina blanca, 3 ml de hidróxido de potasio al 2 % y 77 ml de agua.

Solución II. 50 ml de glicerina, 3 ml de hidróxido de potasio al 2 % y 47 ml de agua.

Solución III. 75 ml de glicerina y 25 ml de agua.

De la solución III se pasa el espécimen a glicerina pura, a la que se le ponen unos cristales de timol o de fenol, en este líquido se conserva por tiempo indefinido.

La solución stock del colorante de alizarina se prepara así:

Preparar una solución saturada de sulfato de alizarina en ácido acético glacial, tomar 5 ml de esa solución, 10 ml de glicerina blanca y 60 ml de hidrato de cloral al 1 %.

## MODIFICACIONES DEL METODO

Las aves y los mamíferos tanto recién nacidos como en estado embrionario deben ser tratados siguiendo fielmente las instrucciones anteriores, puesto que son delicados.

Cuando las aves y los mamíferos son adultos ó jóvenes, debe desplumarse a los primeros y quitarles la piel a los segundos, también se quitan vísceras, ojos, lengua y estructuras que no se puedan aclarar.

#### XIV. CAJAS DE ACRILICO

El uso de las cajas de acrílico en la museografía médica, se debe básicamente a que el material con el que se elaboran, es de fácil manejo, durable y se encuentra en el mercado.

Para la elaboración de las cajas se debe de tomar en cuenta :

- a. El tamaño de la pieza que va a ser incluida.
- b. La posición que la pieza llevará en el interior de la caja.

##### MATERIAL :

Lámina de Acrílico Cristal de 3 mm de grosor.

Resistencia eléctrica entubada.

Sierra radial.

Escuadra de madera a 90°.

Cloroformo ó Diclorometano.

Taladro.

Broca y Machuelo 3/16".

Tornillo galvanizado 3/16".

Aro sello.

##### TECNICA :

1. Se corta la lámina según el tamaño de la pieza.
2. Se marcan los surcos (2) donde se doblará la lámina y los que sujetarán a la pieza (2). Estos surcos deben tener una profundidad aproximada de 1 mm, esto se lleva a cabo con la sierra radial, la cual tiene aditamentos especiales que nos ayudan a realizar dicha operación.

3. Para los surcos que sujetarán la "cortina" con la pieza ya montada, se recomienda hacerlos a una distancia de 0.5 cm de los bordes laterales. la cortina se desliza entre los dos surcos.

4. Para realizar los dobleces se espera a que la resistencia esté lo suficientemente caliente y se colocan sobre de ella los surcos de los dobleces que ya se habían marcado con anterioridad, se debe voltear la lámina constantemente.

Cuando ésta se doble con facilidad se lleva a la escuadra de madera y se coloca, de tal manera, que cuando se enfrie quede doblada a 90o.

Hasta que no se termine con un dobléz, se debe continuar con el siguiente.

5. Ya obtenido el cuerpo de la caja, se procede a elaborar la contratapa, la tapa superior y la base. Para esto se recomienda tomar la medida de los bordes exteriores del cuerpo de la caja, así, se evita que éstas queden más pequeñas. Se aconseja que la base se haga con lámina de mayor grosor (5 mm), ya que ésta tiene mayor resistencia al manejo, y que sus medidas sean mayores, para que la caja terminada y con la pieza tenga un mayor equilibrio.

6. Antes de pegar la contratapa con el cuerpo se aconseja lijar y pulir los lados y el borde superior. La unión se realiza con cloroformo, el cual, se deposita con una jeringa hipodérmica y, éste, se distribuye por capilaridad. Las piezas se unen en pocos minutos, al disolverse el acrílico, pero para lograr mayor resistencia, se deja un par de horas.

Se recomienda tener mucho cuidado en este paso, ya que el cloroformo disuelve y mancha al acrílico y es difícil de limpiar.

7. Verificar que los extremos de la caja estén nivelados, esto se hace con la finalidad de evitar fugas al momento de llenar la caja con la solución conservadora, se lijan los extremos y se comprueba usando un cristal.

8. Se procede a pegar la tapa superior la cual debe estar lijada y pulida de sus bordes. Esta tapa debe tener con una perforación de 3/16" en el ángulo inferior izquierdo, en esta perforación se coloca el aro de goma que tiene la finalidad de evitar fugas, posteriormente, se colocará, en este sitio, el tornillo que servirá como tapón.

9. La "cortina" se coloca en su lugar por medio de los surcos que se hicieron en el cuerpo de la caja, se aconseja que la medida de ésta sea 1 cm más corta, buscando con esto que no tenga contacto con el tornillo de la tapa superior. Hay que recordar que la pieza a incluir ya debe de ir montada en la "cortina", por medio de nudos realizados con hilo nylon invisible, este paso se hace en seco. La "cortina" se introduce por el extremo inferior.

10. La base se une de la misma forma que la contratapa, en este paso se debe de centrar la caja con relación a la base para colocar el letrero de las referencias. Sobre la tapa se puede colocar un objeto pesado el cual ayudará que el pegado sea más eficiente.

11. Para el llenado de la caja, se aconseja que la solución conservadora sea lo más transparente posible, esto es con el fin de poder apreciar la pieza con claridad.

Es recomendable limpiar la caja con alcohol de 96o diluido con un poco de agua, antes de montar la pieza.

(Comunicación personal del Sr. Filiberto Ortega Lagos. Técnico de la Sección de Plastinación y Museografía Médica de la FMVZ, UNAM).

### XV. INCLUSION EN RESINA POLIESTER

Esta técnica consiste básicamente en la conservación de las piezas anatómicas por tiempo indefinido utilizando resinas sintéticas comerciales, las cuales no dañan la forma, color, y tamaño de éstas.

#### MATERIAL :

Pieza a incluir.

Resina poliéster cristal comercial.

Catalizador.

2 cristales de 5 mm de grosor, de 30 x 30 cm.

4 formas "L" de aluminio, de 5 cm x 20 cm, el ancho es variable.

Cápsulas de Lecitina.

Masking Tape.

4 Clips grandes.

Plastilina.

#### TECNICA :

1. El material que va a incluirse deberá de estar perfectamente seco y deshidratado, por pases sucesivos en alcohol etílico de 70o a 100o o absoluto.
2. En uno de los cristales, el cual servirá como base del molde, se vierte la lecitina, esta debe formar una película delgada, y uniforme, cuya función es la de evitar que la resina ya solidificada, se pegue al cristal.
3. Con las formas "L" de aluminio se forma el molde cuyas medidas varían según el tamaño de la pieza a incluir, y se sujetan entre

si por medio de los 4 clips, posteriormente se colocan sobre el cristal que servirá como base. Fijándose por medio de la plastilina.

4. Se prepara resina para formar una primer capa la cual se denomina Base, ésta debe de ser de un grosor aproximado de 3 - 5 mm, se aconseja poner un poco más de catalizador para lograr un secado rápido de la resina. La cantidad de catalizador que se utiliza varía según la casa comercial, pero se maneja un estandar de 1 ml de catalizador por 100 ml de resina.

5. La capa que sigue se denomina de Anclaje, ya que va a fijar la pieza a la capa Base, con lo cual se evita que ésta flote al momento de añadir la resina.

Para realizarla adecuadamente se deben seguir los siguientes pasos:

a. Se toma la pieza sobre la palma de la mano.

b. Se vierte resina preparada, directamente sobre la pieza, de tal modo que sólo la cubra ligeramente.

c. Con un movimiento rápido se deposita la pieza en el centro del molde, ya aquí, se añade el resto de la resina, tratando de que ésta, caiga directamente sobre la pieza. Se debe tener la precaución de que la cantidad depositada no haga flotar la pieza.

En este paso, también, se recomienda poner más catalizador del indicado ya que se busca que la resina seque rápidamente.

6. Cuando la resina ha tomado una consistencia semisólida, y si la pieza no ha flotado en la resina se continúa con la siguiente capa, que se denomina Cubierta, aquí se prepara resina en

**ESTA TESIS NO DEBE  
SALIR DE LA BIBLIOTECA**

cantidad suficiente para cubrir la pieza en su totalidad, la cantidad de catalizador que se recomienda utilizar en este paso es la señalada por el fabricante.

Se deja que seque la resina por 24 horas.

7. Se retiran las formas "L" de aluminio, y con golpes muy ligeros se separa la pieza ya encapsulada del cristal.

8. Para la última capa de resina que se le llama Terminado se recomienda lo siguiente :

a. A la cápsula de resina, con la pieza ya incluida, se le coloca el masking tape alrededor formando un pequeño borde de aproximadamente 3 - 5 mm de altura.

b. Se colocan letreros indicativos de la pieza o referencias generales de la misma.

c. Se vierte resina preparada cuidando de que ésta no escurra, y se coloca el cristal restante, tratado previamente con una película de lecitina, de manera, que la resina corra por capilaridad hacia los lados de éste, se debe evitar que se formen burbujas de aire. Así se deja otras 24 horas.

Pasado este tiempo se retira el cristal mediante golpes ligeros.

El uso de los cristales se recomienda por que así se evita el lijado y pulido de las superficies que están en contacto con los mismos, y así, sólo se lijan y pulen las superficies que están en contacto con el aluminio.

(Comunicación personal del Dr. Jorge Martínez Galindo. Depto de Plastinación y Museografía Médica de la FMVZ. UNAM).

## XVI. DISCUSION

La preparación y conservación de estructuras orgánicas con fines didácticos, dentro del área médica, es una labor que incide directamente sobre el nivel académico del área y la formación profesional de los egresados. Al dar difusión a las diferentes técnicas descritas en este trabajo, se busca impulsar, de una forma masiva e intensa la producción de este tipo de material, tanto en nuestra Facultad, como en otras escuelas.

Adentrarse en los diferentes métodos y técnicas de conservación y preparación de piezas anatómicas, es hacer un viaje por la historia de la Medicina, de tal forma que la mayoría de las referencias localizadas son sumamente antiguas.

Se buscó incluir técnicas básicas, fáciles de desarrollar y accesibles a cualquier persona o institución que desee utilizarlas.

Se busca que este trabajo sea el inicio de una serie de eventos que permitan dentro del área de Anatomía, disponer del material orgánico preparado que coadyuve a que la labor docente cubra adecuadamente los objetivos de aprendizaje planteados en el programa de las asignaturas relacionadas.

Al intentar brindar un material útil, fué importante el indagar con las personas que actualmente trabajan esta área médica varios aspectos importantes como son, los nombres correctos de los

reactivos, la concentración a la cual se utilizan en las diferentes técnicas, las temperaturas específicas y los tiempos de duración entre cada paso.

## XVII. CONCLUSIONES

1.- Se considera que el presente trabajo ha logrado cumplir los objetivos inicialmente planteados, al compilar las principales técnicas de conservación, preparación y montaje de material biológico de carácter didáctico, útiles en la carrera de M.V.Z. y afines.

2.- Con el presente trabajo se brinda una excelente base para aquellos estudiantes y profesores de la carrera de M.V.Z. que tengan la inquietud de conocer y realizar las diferentes técnicas de preparación, conservación y montaje de piezas anatómicas, con el fin de ser utilizadas en docencia.

3.- Se cree que éste trabajo puede llegar a tener aplicación tanto para las asignaturas de Anatomía Comparada, Anatomía Topográfica, así como para otras materias tales como: Reproducción, Fisiología Veterinaria, Patología, Terapéutica Quirúrgica y en general, en todas aquellas asignaturas que dentro de sus objetivos de aprendizaje requieran mostrar aspectos morfológicos.

## XVIII. BIBLIOGRAFIA

- AJA, G. S.: Tinción General del Cerebro (MULLIGAN). Curso taller sobre técnicas anatómicas e histológicas. Memorias. FMVZ, UNAM. (1987).
- ARROYO, M.: Manual de Técnicas Anatómicas. Facultad de Medicina y Veterinaria de Maracay. Maracay. (1962).
- Departaments of the Army and the Air Force: Methods for Medical Laboratory Technicians. Washington, D. C. (1951).
- MARTINEZ, G., J., Aja, G. S. y Ortega, L. F.: Recomendaciones útiles para mejorar las técnicas de reproducción estereotóxica con silicón de las vías y sacos aéreos en mamíferos y aves. Memorias del Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias. Santiago de Chile. (1992).
- MEILLER, F. H.: A Method for Preserving Gross Specimens in color. J. Tech. Methods (Bull. Inter. Assoc. Med. Museums), Vol. 18, pp. 57-58, (1938).
- Methods for Medical Laboratory Technicians, Tech. Manual 8 - 227, Depts. of the Army and the Air Force, Cap. 16, Sec. 1, pp. 672 - 674, (1951).
- MORENO, P.C.: Preparación y Conservación de Piezas Anatómicas con fines de enseñanza. Tesis profesional de licenciatura. FMVZ, UNAM. Mexico, D.F. 1971.
- QUIROZ, F.: Anatomía Humana. Prensa Médica Mexicana. México, D. F., 1981.

- ROSILLO, J.A.G., Trejo, A.C. :Vaciados y Encapsulados. 1ra Ed. Ediciones Poliformas. Mexico, D.F. (1985).
- SHEIN. M.: Color Restoration and Preservation of Gross Museum Specimens. Bull. Inter. Assoc. Med. Museums, Vol. 32. pp. 117 - 123. (1951).
- TRENS. F.M.: Preparación de Estómagos de Bovino de 0 a 1 semana, de 2 a 4 meses y Adulto; Por medio de Agua, Formol, Salicilato de Metilo y Acetato de celulosa. Para Fines Didácticos. Tesis de Licenciatura. Fac. Med. Vet. Zoot. U.N.A.M. Mexico, D.F. (1981).
- TUCKER. J. L.; and Krementz, E. T.: Anatomical Corrosion Specimens. I.- Heart-Lung Models Prepared from dogs. Anat. Rec., 127: 655-665 (1957).
- U. S. Department of Health, Education and Welfare: Medical Arts 3-dimensional presentation. Public Health Service National Institutes of Health. Bethesda (1956).