UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS

APLICACION DE MATERIALES PLASTICOS EN LOS ESTUDIOS MEDICOS

TESIS

PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA, POR

ALFREDO MACKENNEY

FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS - BIBLIOTECA - GUATEMALA

EN EL ACTO DE SU INVESTIDURA DE

MEDICO Y CIRUJANO

GUATEMALA, AGOSTO DE 1959

PLAN DE TESIS

I *INTRODUCCION.*

II *MATERIAL EMPLEADO PARA INCLUSIONES EN PLASTICO.*

III *TECNICA GENERAL Y ESPECIALES.*

IV *INYECCION DEL SISTEMA CIRCULATORIO CON LATEX Y ACETATO DE VINILO.*

V *TECNICA GENERAL.*

VI *SUGERENCIAS PARA EL EMPLEO DE ESTOS PLASTICOS EN MEDICINA.*

VII *CONCLUSIONES.*

VIII *BIBLIOGRAFIA.*

INTRODUCCION

La preservación de piezas biológicas ha estado limitada hasta hace poco tiempo a su conservación en seco o sumergidas en soluciones adecuadas. Las desventajas de ambos métodos son ampliamente reconocidas, como se observa fácilmente en los casos de estructuras finas y delicadas de ciertos insectos u órganos que son destruidas por la acción del tiempo, por lo cual se había considerado siempre la posibilidad de substituir a los envases frágiles de vidrio o a los líquidos de olores fuertes y desagradables por otro material que no tuviera estas desventajas y que en cambio facilitaran su estudio, manejo, apreciación y durabilidad. La naturaleza, sin embargo, brindándonos resinas como el ambar conteniendo insectos, flores y piedras ha dado ejemplo a los investigadores para imitarla.

Afortunadamente la ciencia ha superado en varios aspectos a la naturaleza, produciendo substancias más claras y transparentes. Entre los trabajos iniciales con éxito, se citan los del Doctor Sando, usando los esteres acrílicos que dan preparaciones claras, pero con la desventaja de técnicas largas y alteraciones de la pieza por excesiva contracción.

Fue hasta 1946 en que Kampmeier, Haviland y Berger perfeccionaron la técnica usando resinas poli-estéricas que dan excelentes resultados, tanto por lo fácil de su uso, como por su claridad y transparencia.

Materiales Empleados para las Inclusiones en Plástico

A) *Plástico*:

Es un liquido incoloro de la familia de las resinas poliestéricas, que posee las siguientes propiedades químicas y físicas:

1. *Claridad*: comparable a la del vidrio. En estado líquido tiene un tinte verdoso.

2. *Estabilidad de la transparencia*: aunque con el tiempo se torna ligeramente amarillento.

3. *Duración*: no se altera con la humedad ni temperatura.

4. No produce distorsiones.

5. Contracción del 7 - 8½%.

6. Inflamable lentamente.

7. Carece de olor.

8. No lo afecta el agua, jabón, ácidos ni alcohol.

9. *Solvente*: la acetona lo desintegra lentamente.

B) *Catalizador*:

Que agregado al plástico produce una "gelificación" irreversible. Al calentarlo se le llama "curación" y es cuando se transforma en una substancia dura y transparente. Este paso es exotérmico.

C) *Acelerador*:

Que reduce el tiempo de la "gelificación" del plástico facilitando así la posición de la pieza en el bloque o disminuyendo el tiempo del proceso. Produce mayor liberación de calor.

D) *Horno*:

Con graduación de la temperatura, ya que el calor excesivo produce:

1. Decoloración de la preparación.
2. Rompe el bloque.
3. Separa el plástico de la pieza.
4. Produce grietas en el plástico.

E) *Moldes.*

F) *Sierra y pulidora.*

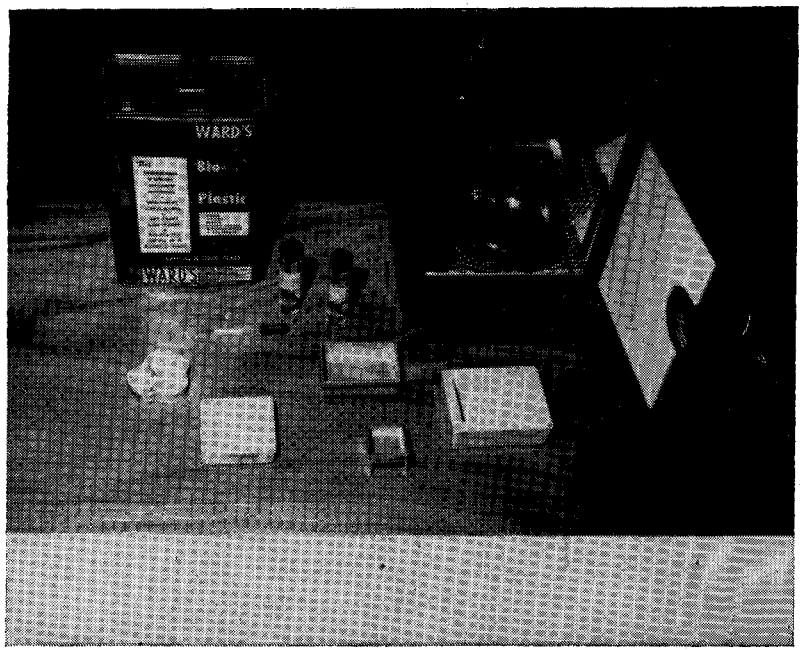

FIG. No. 1. Equipo empleado para las inclusiones en plástico.

Materiales Empleados para las Inclusiones en Plástico

Bio-plastic de:

Ward's Natural Science Establishment, Inc.
3000 East Ridge Road. Rochester 9, N. Y.

Castolite de:

The Castolite Company.
Woodstock, Illinois.

FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS
GUATEMALA

TECNICA GENERAL

1. Calcúlese y mídase la cantidad de plástico que se va a necesitar.

2. Agréguese catalizador en la siguiente proporción:

	Catalizador
Bloques de 1/4 pulgada	0.3 c.c. %
Bloques de 1/2 pulgada	0.2 c.c. %
Bloques de 1 pulgada	0.1 c.c. %

teniendo cuidado de mezclarlo íntimamente con una varilla de vidrio, evitando la formación de burbujas de aire.

3. Al incluir piezas sólidas no porosas, o para fijarlas cuando floten es aconsejable usar acelerador en relación de 1 a 2 con el catalizador.

4. Pásese la mezcla al molde definitivo deslizándolo suavemente para evitar formación de burbujas.

Se forma la capa base que se deja gelificar hasta que soporte la pieza a incluir.

Se echa la segunda capa que la debe cubrir ligeramente.

Se espera que gelifique para cubrirla enteramente con otra capa del mismo espesor que la base, con el objeto de centrar la pieza.

5. Se espera la gelificación total del bloque, de 30 minutos a 3 horas, hasta que la superficie esté gelatinosa.

6. *Curación*: colocando el molde en el horno a 60° C. (140° F.) durante 3 horas o más. Debe irse aumentando el calor gradualmente para evitar deterioro o ruptura de la pieza.

El aire impide el endurecimiento total del plástico, por lo que la superficie superior queda pegajosa; puede corregirse colocando celofán, vidrio o aceite ligero en contacto con la superficie.

7. *Déjese enfriar lentamente*: tiempo durante el cual el plástico alcanza su dureza, se contrae y se suelta del molde.

8. Córtese, líjese y púlase el bloque.

TECNICAS ESPECIALES

A) *Piezas secas no porosas*:

1. Se baña la pieza en el plástico hasta que esté completamente impregnada.

2. Se prepara la capa base con catalizador al 0.1% y acelerador 0.1%.

3. Se coloca la pieza cubriéndola con el plástico.

4. Se deja gelificar durante 15 minutos.

5. Se calienta a 160° F. durante 30 minutos.

6. Se deja esfriar lentamente, con lo que se contrae el bloque desprendiéndose del molde.

B) *Piezas porosas secas (huevos, insectos)*:

1. Se conservan las piezas en alcohol de 70 a 90°.

2. Se pasan a éter durante 24 horas.

3. Se dejan secar parcialmente al aire.

4. Se pasan al plástico sin catalizador, colocándose en una máquina neumática de 500 mms. de Hg., lo cual evapora los restos de éter y ayuda a la impregnación del plástico.

Debe mantenerse hasta que dejen de salir burbujas de aire de la pieza.

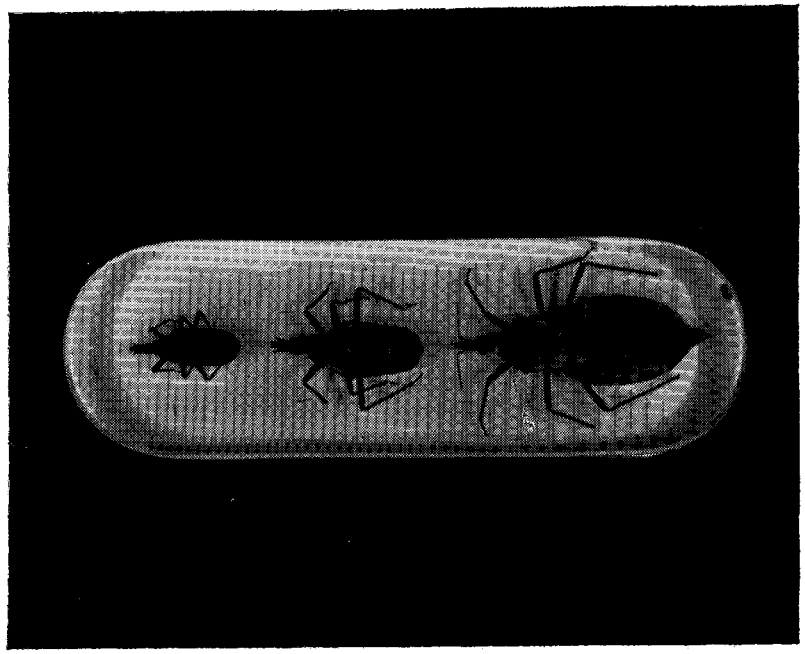

FIG. No. 2. Ciclo evolutivo del Triatoma dimidiata.

Es recomendable abrirle pequeños agujeritos a la pieza, con un alfiler o un bisturí fino, para facilitar la salida del aire y su impregnación con el plástico. Estos agujeros no se notan en la preparación terminada.

5. Se siguen los pasos descritos para las piezas secas, teniendo cuidado de no pasar de 130° F. que puede provocar la salida del aire residual que rodea la pieza dándole un tono grisáceo opaco.

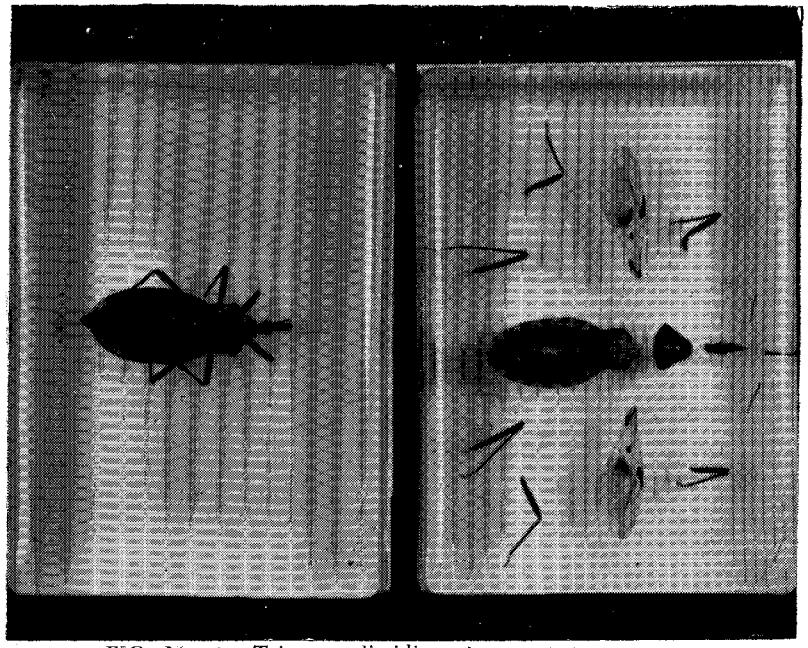

FIG. No. 3. Triatoma dimidiata desarticulado y macho.

C) *Piezas anatómicas húmedas*:

La presencia de agua, alcohol o formol en la superficie de la pieza produce opacidades y ruptura del bloque.

Para eliminar este obstáculo, se sumerje la pieza durante 30 minutos en acetona que se cambia cada 5 minutos, agitándolo suavemente.

Se deja secar al aire. Se pasa el plástico sin catalizador y se sigue como en la técnica anterior.

FIG. No. 4. Riñón y apéndice de feto humano de 5 meses

D) *Piezas anatómicas aclaradas*:

La clarificación tiende a facilitar el estudio de las estructuras internas.

1. La pieza se fija en formol durante dos semanas.

2. Se lava en agua corriente por 4 horas para quitar el exceso de formol.

3. Se pasa a peróxido de hidrógeno (H_2O_2) al 35% o 20% de 2 a 5 días, lo cual decolora los tejidos.

4. Se lava y se pasa a alcohol al 95% durante 7 días, lo que debe deshidratar totalmente la pieza.

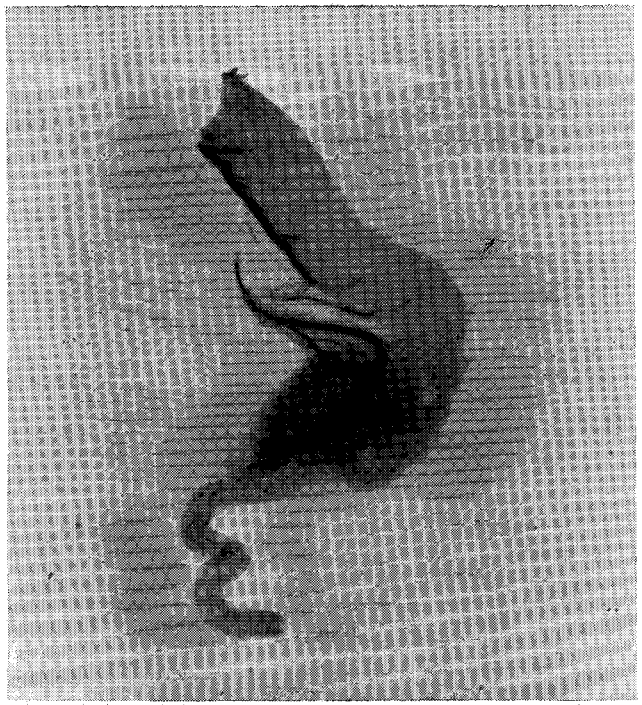

FIG. No. 5. Detalle del apéndice anterior.

5. Se pasa a Benceno durante 7 días, lo que aclara parcialmente la pieza.

6. Se sumerge en solución de Salicilato de Metilo al 65% y Benzoato de Bencilo al 35%, que le da el máximo de transparencia en 24 horas.

Inclusión en Plástico:

Se sumerge varios días en plástico sin catalizador, moviéndolo ocasionalmente para facilitar su impregnación. Si se pasa al vacío en aconsejable soltarlo varias veces para facilitar aún más su absorción.

Se sigue como en el caso anterior.

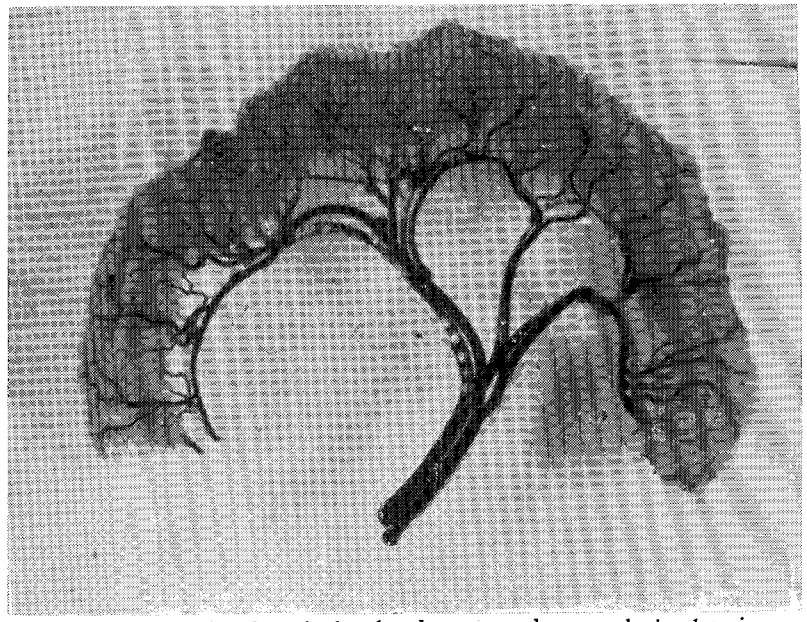

FIG. No. 6. Asa intestinal aclarada mostrando su red circulatoria

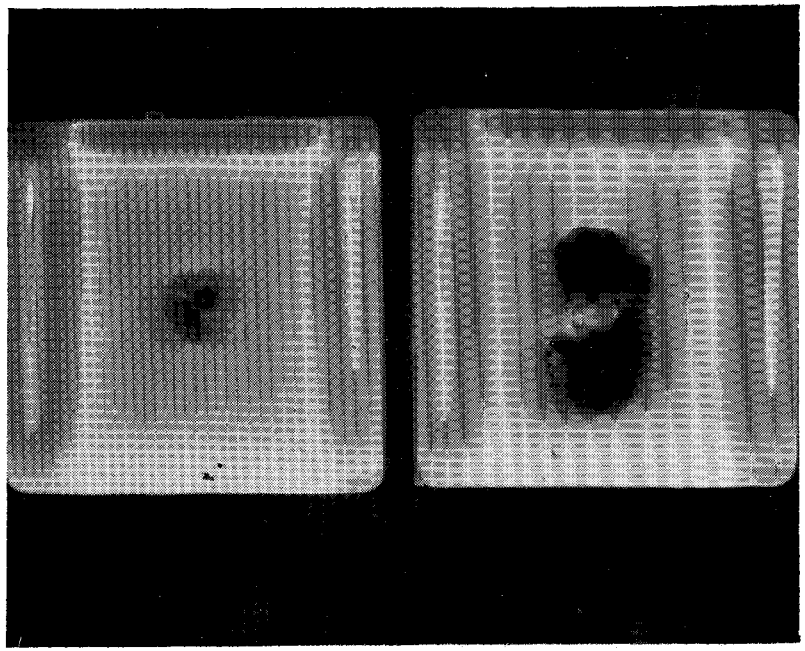

FIG. No. 7. Embriones de pollo de 3 y 7 días.

E) *Preparaciones por corrosión*:

Presentan las siguientes dificultades:

1. Debido a sus redes tan finas aprisionan aire que puede romper el bloque.

2. A los pocos minutos de estar en contacto con el plástico pierden su dureza, tendiendo a aplastarse.

3. Con el calor se exagera la tendencia anterior.

Para eliminar lo anterior, se usa acelerador en proporción de 0.1% agregado a la resina con catalizador, se deja gelificar a temperatura ambiente, y se cura a temperaturas bajas por un tiempo largo.

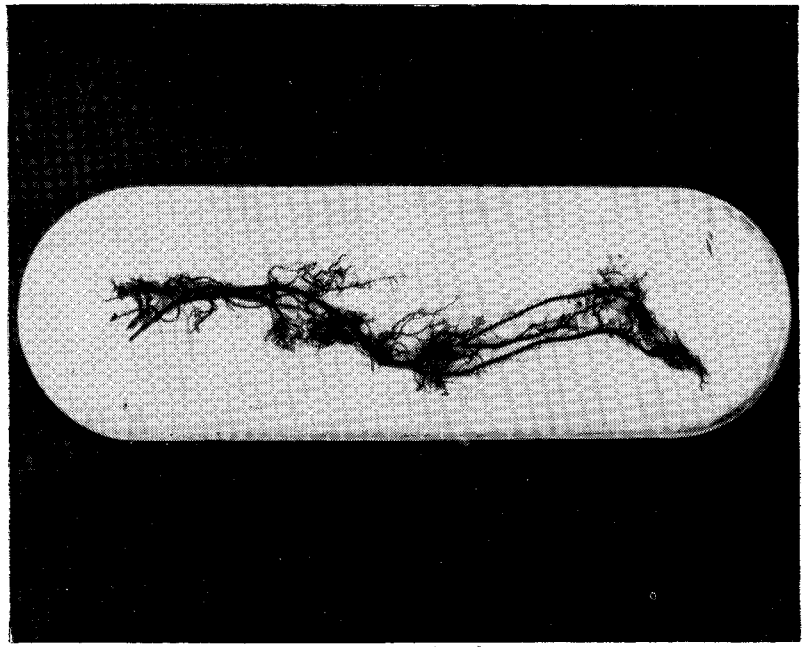

FIG. No. 8. Arterias del miembro inferior derecho de un feto de 5 meses.

F) *Preparaciones microscópicas*:

Especialmente las que son muy grandes para su montaje por los métodos usuales.

Se necesitan porta-objetos de plástico con un agujero de 2 cms. de diámetro y anillos de acero de igual tamaño.

1. Se forma la capa base en la abertura del porta-objetos sobre la que se coloca la preparación.

2. El anillo de acero se coloca sobre el agujero para aumentar el espesor de la preparación y se sigue la técnica general. Al endurecer el plástico y producir la contracción se desprende el anillo.

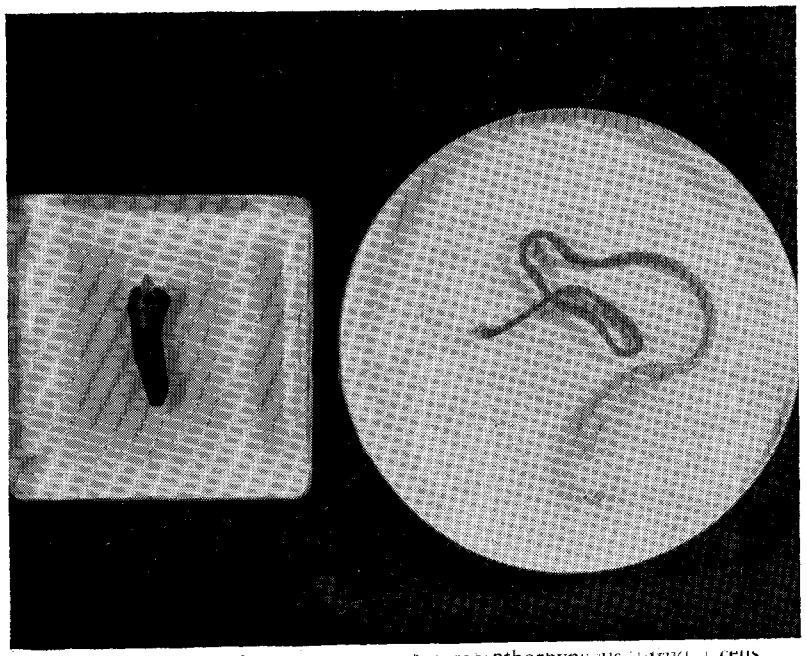

FIG. No. 9. Fasciola hepatica y Macracanthorhynchus hirud...ceus.

Inyecciones del Sistema Circulatorio con Latex y Acetato de Vinilo

Han sido varios los materiales empleados para inyectar los vasos sanguíneos, tales como parafina y gelatina coloreadas, etc.; hasta la introducción del latex que se ha considerado satisfactorio desde todo punto de vista,

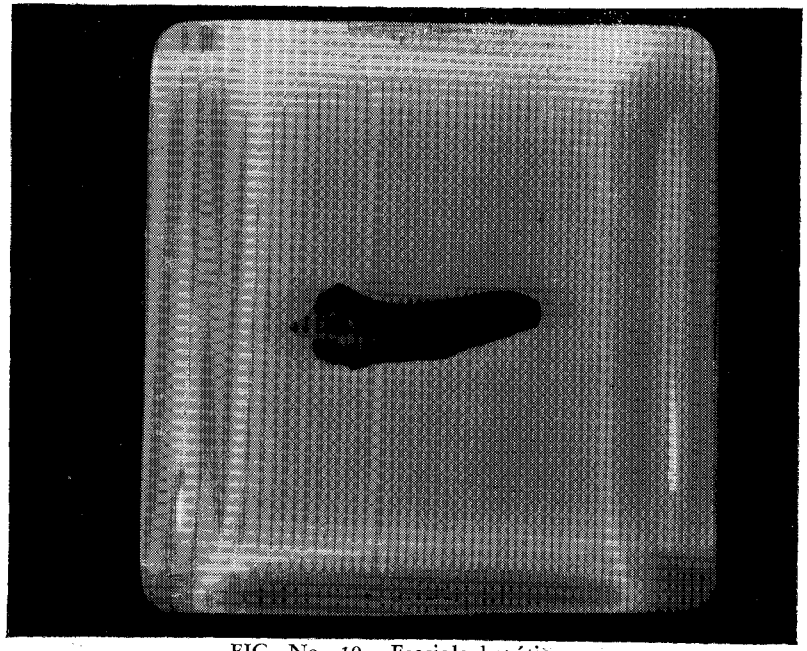

FIG. No. 10. Fasciola hepática.

ya que es manuable, resistente, fácil de inyectar, elástico, y se considera ideal para trabajos de disección.

El acetato de vinilo también se inyecta en su estado líquido, endureciéndose casi inmediatamente; se usa para estudios específicos de los vasos sanguíneos puesto que se destruyen los tejidos vecinos, dejando únicamente el molde de la estructura inyectada.

Material Empleado para las Inyecciones con Latex

1. *Pieza anatómica*: reciente, lo que asegura la permeabilidad de los vasos.

2. *Latex*: coloreado: azul para las venas, rojo

para las arterias y amarillo para bronquios o conductos hepáticos.

3. *Jeringa de inyección*: que son cilindros de vidrio con un pistón de metal con una arandela de caucho ajustable al extremo del pistón.

4. *Agujas*: número 16 a 20 de una pulgada de largo.

5. *Pinzas hemostáticas*: para cerrar los vasos inmediatamente después de inyectar la solución.

6. *Pinzas finas de disección y tijeras.*

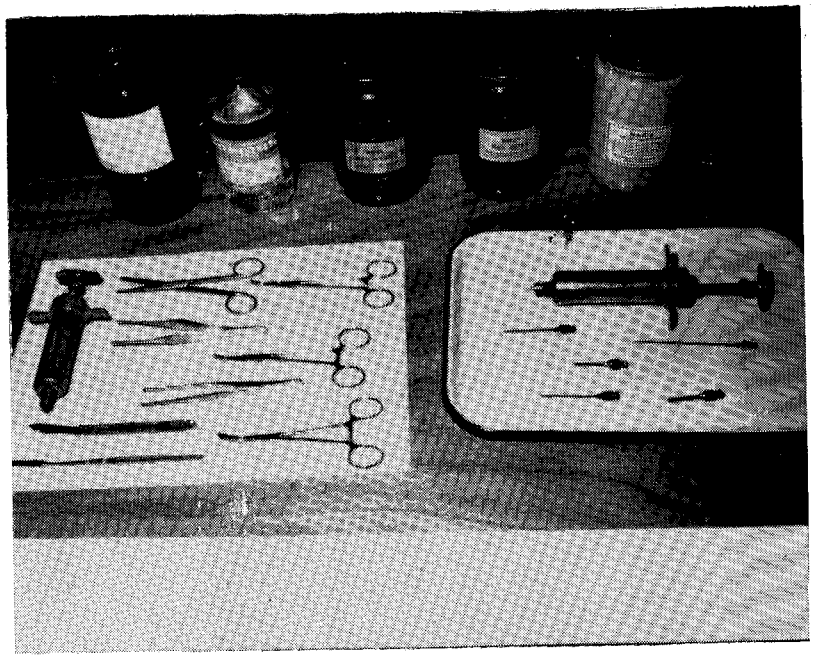

FIG. No. 11. Material empleado para las inyecciones con latex y acetato de vinilo.

Técnica de la Inyección del Latex

1. Llénese la jeringa con latex, cuidando que no quede aire.

2. Insértese la aguja en el vaso, canalizándolo y haciéndole varias ligaduras para fijar la aguja.

3. Inyéctese la solución comprimiendo con los dedos el lugar de la inserción de la aguja, manteniendo una presión pulsátil pero sostenida.

La cantidad de latex usada la determina la llenura de los vasos y la extensión en que éstos se quieran llenar.

Evítese mucha presión que puede romper los vasos o llenar demasiados capilares que colorean los tejidos, obscureciendo las estructuras que interesan.

4. Se retira la aguja colocando una pinza hemostática, o si no ligando el vaso para evitar la salida del latex hasta su solidificación.

Si algún vaso pequeño se hubiera roto y dejara escapar latex, puede evitarse aplicando una gota de solución acuosa concentrada de alumbre o ácido en el lugar, lo que la endurece inmediatamente.

El latex se coagula por deshidratación o acidificación.

Después que el vaso se ha cerrado, lávese con agua corriente para quitar el latex que se haya regado sobre la pieza.

Técnica de la Inyección de Acetato de Vinilo

La vinilita es un plástico que disuelto en proporción de 12% en acetona ha dado los mejores resultados para inyectarlo.

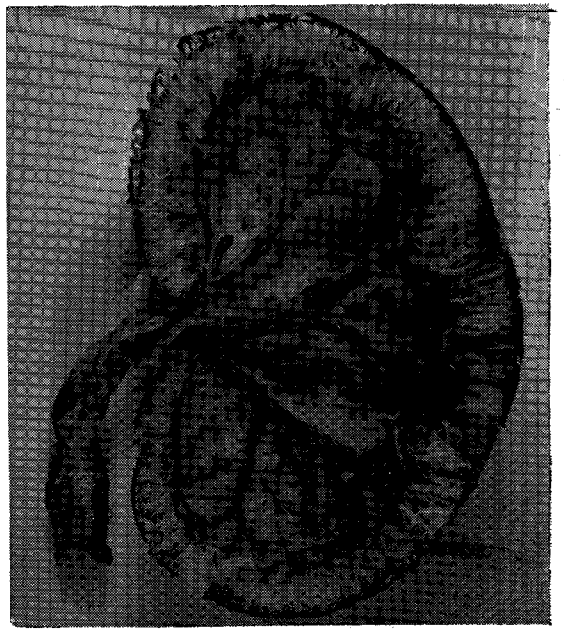

FIG. No. 12. Disección de un riñón inyectado con latex.

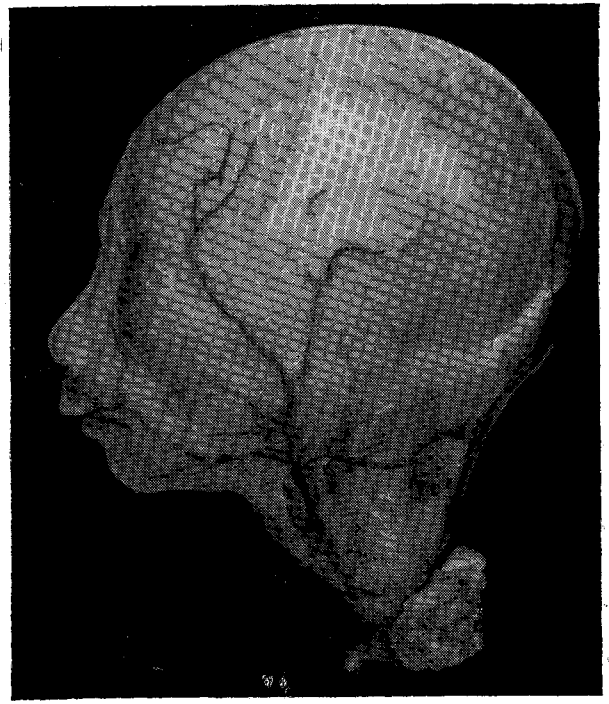

FIG. No. 13. Disección de la arteria carótida externa inyectada con latex en un feto de 5 meses.

Se contrae al solidificarse, lo cual no es aparente en los vasos pequeños pero sí en los mayores.

Viene en cuatro colores: rojo, azul, amarillo y transparente, y se conserva indefinidamente en un frasco bien tapado.

La técnica de su inyección es igual a la del latex, cuidándose de que la jeringa y agujas estén completamente secas porque al entrar el plástico en contacto con el agua se endurece rápidamente. Se recomienda mojar la jeringa y agujas con acetona antes de usarlas.

Las piezas deben ser lo más frescas posible. Si hay coagulación en los vasos, se hace un lavado a poca presión con acetona, previa inyección del plástico.

Al inyectar cavidades aéreas (pulmones), ínflese repetidas veces con bioxido de nitrógeno hasta substituir completamente el aire, ya que el acetato de vinilo absorbe rápidamente este gas, favoreciéndose la entrada a las estructuras finas.

CORROSION:

Una vez que el acetato de vinilo se ha endurecido en los vasos viene el problema de ¿cómo destruir los tejidos?

Hay varios métodos:

1. El de corrosión con Hidróxido de Sodio o de Potasio en solución al 30%. Sumergiendo la pieza durante 2 ó 3 días; cambiando la solución cada 24 horas, lo cual destruye los tejidos, que se separan fácilmente al lavarse en un chorro de agua con cierta presión; dejando únicamente el molde de los vasos inyectados.

Puede usarse ácido clorhídrico o sulfúrico.

2. *Método de maceración bacteriana*: sumergiendo la pieza varios días en agua a 33° C. Los tejidos se suavizan y se separan con un chorro de agua a presión.

Después se sumerge la preparación en hipoclorito de sodio que destruye los restos de tejidos y quita el mal olor de la maceración.

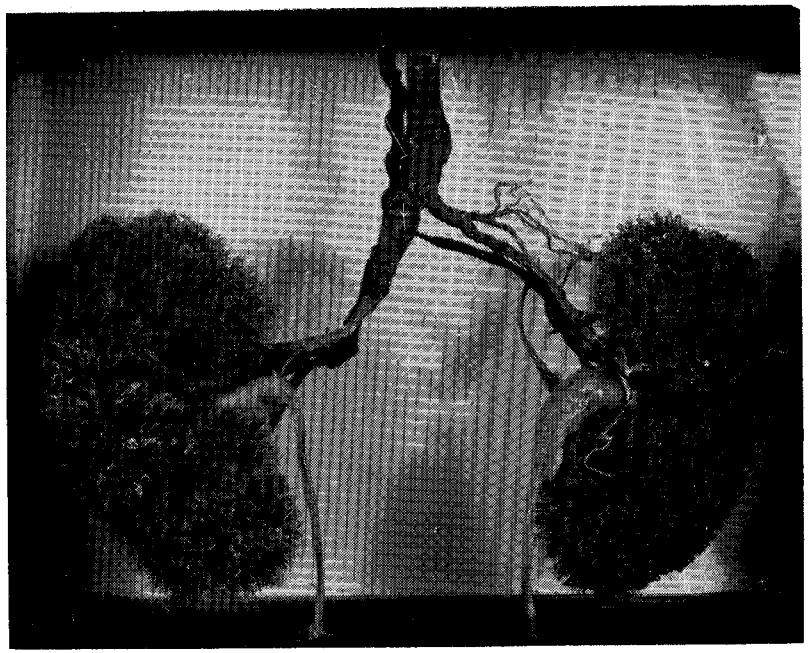

FIG. No. 14. Riñones humanos.

Sugerencias para el Empleo de estos Plásticos en Medicina

1. *Anatomía Humana*:

Utilizando los materiales plásticos en anatomía se obtienen preparaciones duraderas, manuables e instructivas.

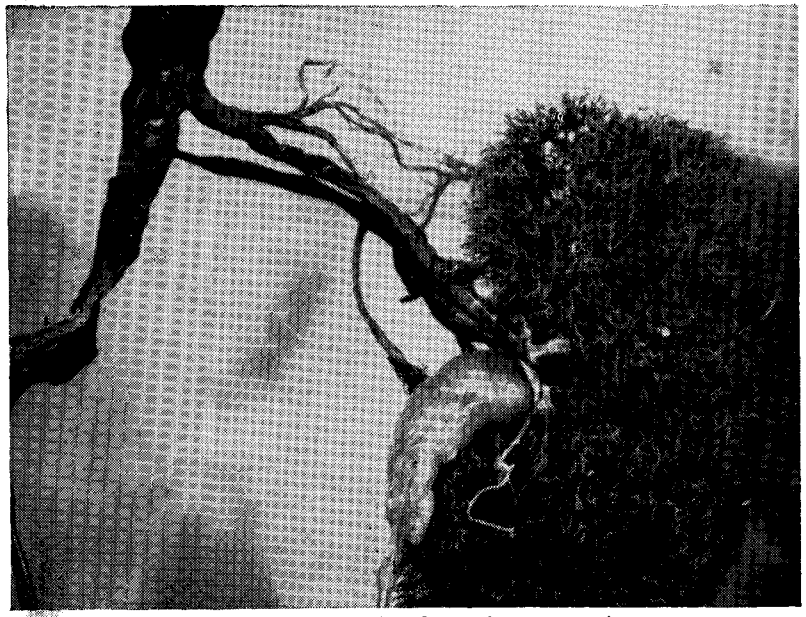

FIG. No. 15. Detalle de la figura anterior.

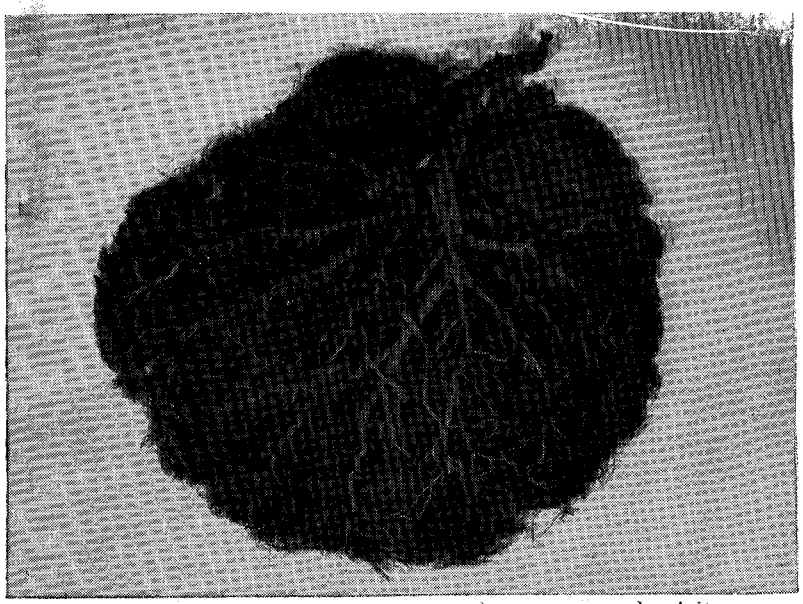

FIG. No. 16. Placenta humana inyectada con acetato de vinilo.

FIG. No. 17. Preparación por corrosión de hígado humano, mostrando los conductos hepáticos.

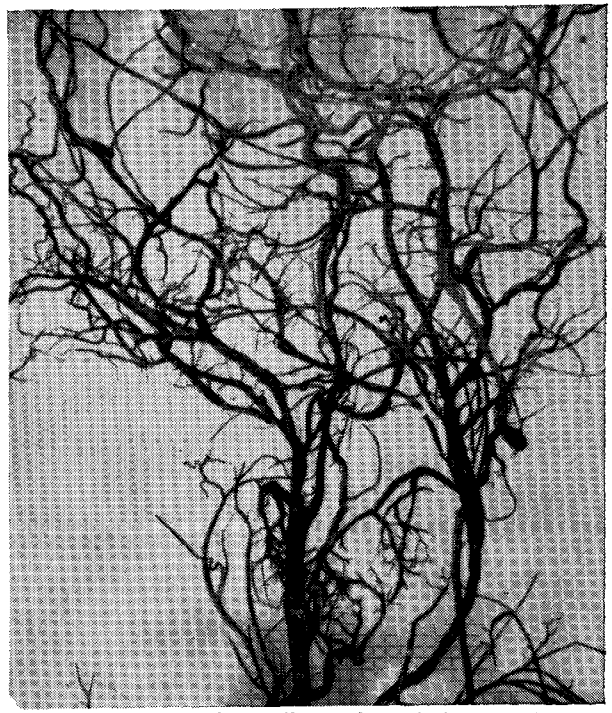

FIG. No. 18. Arterias del cuello y cabeza de feto en el 6o. mes.

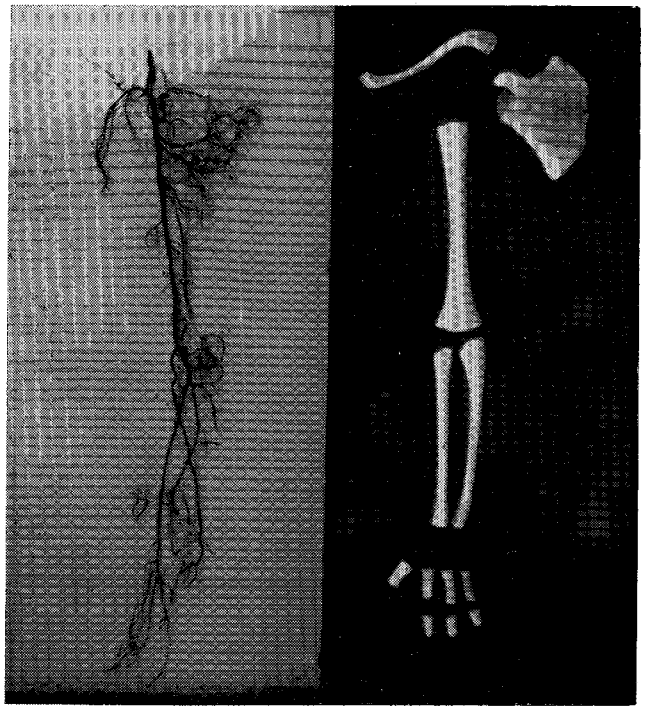

FIG. No. 19. Arterias y huesos de miembro superior de feto de 5 meses.

Las inyecciones de los vasos con latex para trabajos de disección simplifican el hallazgo e identificación de las estructuras anatómicas.

En la destrucción de los tejidos en las preparaciones por corrosión queda únicamente el molde del vaso inyectado, por lo que se presta para el estudio de su trayecto, ramas, malformaciones y variedades.

2. *Anatomía patológica*:

Para la conservación y archivo de piezas anatómicas normales o patológicas interesantes al estudio macroscópico es de mucho interés su inclusión en plástico.

3. *Embriología*:

Se facilita el estudio de la evolución de la especie así como los estudios comparativos con otras especies.

En las preparaciones por corrosión se ven las etapas del desarrollo de la circulación feto-placentaria.

4. *Parasitología*:

Inclusiones de parásitos en todo su ciclo evolutivo (Huevos, larvas y parásitos adultos).

5. *Entomología*:

Inclusión de artrópodos de interés científico en medicina.

6. *Microscopía en general*:

Facilitando la inclusión de piezas demasiado grandes para su montaje por los métodos usuales.

7. *Botánica médica*:

Inclusión de piezas de interés médico.

8. *Museos y archivos*:

Permite la conservación indefinida de las piezas, sin provocar cambios en su estructura ni dificultades en su preservación.

Resumen y Conclusiones

1. Se presenta una técnica detallada de las inclusiones en plástico e inyecciones del sistema circulatorio con Latex y Acetato de Vinilo.

2. Es una técnica relativamente sencilla y económica.

3. Son sistemas ideales para la conservación de piezas y estudio de la Anatomía Humana, Comparada y Patológica, Embriología, Parasitología, Entomología, etc.

4. Tiende a divulgar la aplicación de estos materiales en los estudios médicos, y recomendar la creación de departamentos especializados en su uso, en las Escuelas de Medicina.

ALFREDO MacKENNEY.

Vo. Bo.
Dr. Alejandro Palomo.

Imprímase:
Dr. Ernesto Alarcón.

BIBLIOGRAFIA

1. How to embed in Bio-Plastic; Ward's Natural Science Establishment, Inc. 1954.

2. Preserving Specimens in Castolite, The Castolite Company, 1950.

3. Weers, W. 1947. Preserving Specimens in Plastic. Am. Biology Teacher 9 (8) 250 - 252.

4. Castolite Basic Casting Instructions, The Castolite Company 1952.

5. Corazones incluidos en Plástico. A M. A. Archives of Pathology, Feb. 1956. Vol. 61. No. 2.

6. The use of Latex and Vinyl Acetate in the injection of the Circulatory System, Ward's Service Bulletin No. 5. 1950.

7. B. Nold. Estudio de Morfología Vascular en Fetos. Symposium Ciba. Tomo 6 No. 4. Oct. 1958.

8. Tobin, C. E. y Zariquiey, M. O. Algunas observaciones sobre la circulación sanguínea del pulmón humano.

Radiografía y Fotografía Clínicas. Eastman Kodak Co. 18: 10-20 1952.

9. Peterson, C. E. y Gibson, H. L. Fotografía en colores de Objetos Fluorescentes. Radiografía y Fotografía Clínicas, Eastman Kodak Co. 18-2-3. 89-92. 1952.

10. Tobin, C. E. y Zariquiey, M. O. Los Segmentos Broncopulmonares y la Circulación Pulmonar. Radiografía y Fotografía Clínicas. Eastman Kodak Co. 16 No. 1. 2-10 - 1950.