



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS PROFESIONALES
I Z T A C A L A
CARRERA BIOLOGIA

COMPARACION DE DOS RESINAS SINTETICAS
EN LA PLASTINACION DE ELASMOBRANQUIOS
PLEUROTREMADOS

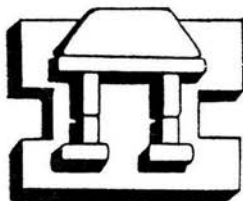
BO 1405/98
9.3

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A :
JOSE FRANCISCO MACIAS ORTEGA

DIRECTOR DE TESIS:

BIOL. JORGE RICARDO GERSENOWIES RODRIGUEZ



IZTACALA

LOS REYES IZTACALA, EDO. DE MEX.

MARZO DE 1998



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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 esta 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.

DEDICATORIA.

Después de 4 años de incertidumbre e indiferencia, en decidir, en terminar la tesis y presentar el examen profesional, hoy con mucho orgullo, puedo gritar a los 4 vientos, el haber logrado terminar una de las metas más importantes de mi vida.....

En éste momento estoy titulándome, satisfactoriamente he respondido, pero el crédito no es mío, es de mis padres, que por su esfuerzo, tenacidad y fé depositados en mí, también se están titulando hoy junto conmigo, por lo que les dedico este trabajo, por que siempre me han brindado todo su amor, apoyo y comprensión, y por sobre todas las cosas... me otorgaron la vida.

A LA MEMORIA...

De mis seres queridos, que físicamente ya no se encuentran entre nosotros a mi abuelo Cacho Macias Ceceña, a mi abuelita Emma Ochoa de Macias, y a mi abuelita Otilia Fragoso Valenzuela, que sé que de estar aquí, estarían orgullosos de mí, compartiendo esta satisfacción...

AGRADECIMIENTOS.

Agradezco de forma infinita a mis padres, el Ing.Francisco A.Macias Fragoso y ala señora Ernestina ortega Rojas, sus principios y bases morales, sus consejos y regaños, y sobre todas las cosas, su apoyo, comprensión, amistad, amor, además de haberme dado la posibilidad de educarme y formarme académicamente, y de no haber desfallecido en el intento de verme realizado como un profesionista, impulsándome siempre.

Quiero agradecer de forma particular al Biólogo Jorge R.Gersenowies Rodríguez, por ser un excelente profesor, que fungió como mi director de tesis, por haber aceptado ser mi mentor académico, por quién he aprendido gran cantidad de conocimientos.En lo momentos difíciles y de decidía, no me abandonó y creyó en mí, siempre estuvo impulsándome a concretar mis metas, aprendí su ejemplo, de como ser un verdadero Biólogo comprometido con su profesión...., e incondicionalmente me ha brindado su amistad.....gracias.

A mis tíos, Khalil, Socorro, Salma, Pilar, y Emmita Macias Ochoa, que de alguna forma u otra siempre han estado pendientes de mi desarrollo académico y profesional, y que sin su apoyo y cariño, sería un ser incompleto.

A mi amigo y profesor el Biólogo Atahualpa De Sucre Medrano, por haberme brindado sus conocimientos, y enseñarme a tener criterio y humildad.

A los profesores : Samuel Meráz, Roberto Rico, Catalina Chávez, Patricia Ramírez, Sergio Vaca, Daniel Tejero, Asela Rodríguez, Diodoro Granados, José Antonio Martínez, Angeles Sanabria

y Martha Valdéz, por haberme estimulado a ser mejor, por haberme exigido a aprovechar todo mi potencial como estudiante, y por haberme enseñado el compromiso, sacrificio, filosofía, y amor al desarrollo de la profesión.

Con un cariño especial del hermano al que nunca tuve, al Ing.Industrial y de Sistemas Fernando Peralta Estrada, por su sincera amistad y apoyo, ya que sin ellos , no hubiese sido posible la concreción de este trabajo.

A mis amigos Biólogos : Pedro A.Guzmán Can, Germán Parra Cervantes, y Elisa Ramírez Lomelí, por la unión y cariño, en las buenas y en las malas.

A la mujer que más he querido, y que me enseñó , que siempre hay que brindar lo mejor de uno al 100%...gracias Chinitos.

A mis amigos Mario e Irma Suárez, por su apoyo, y atenciones prestadas para la finalización de este trabajo.

Quiero agradecer a los que han sido mis alumnos, de aquellos que me permitieron aprender el interés por superarse y ser mejores en la vida.

A los profesores :

Biól.Mario Cárdenas León.

Biól.Antonio Cisneros Cisneros.

Biól.Jorge R. Gersenowies Rodríguez.

M.enC.Mónica González Isais.

Biól.Leticia Verdín Terán.

Por sus observaciones y recomendaciones profesionales, que nutrierón la investigación e integración de éste trabajo.

Finalmente a la “ Universidad Nacional Autónoma de México “, y a l“ Campus Iztacala “ por haberme brindado la oportunidad de conocer y valorar las posibilidades de estudio de la vida, y de la fuerza creadora de la naturaleza.

INDICE.

- 1).- **Indice**
- 2).- **Resumen**
- 3).- **Introducción**
- 4).- **Antecedentes**
- 5).- **Materiales y Métodos**
- 6).- **Resultados y análisis**
- 7).- **Conclusiones**
- 8).- **Apéndice A (medidas básicas)**
- 9).- **Apéndice B (medidas del neurocráneo, y tabla de resultados del proceso de plastinación)**
- 10).- **Apéndice C (clasificación taxonómica, y características de las especies utilizadas)**
- 11).- **Apéndice D (metodología propuesta en la fase de polimerización)**
- 12).- **Bibliografía**

RESUMEN

Se realizó un estudio con 36 especímenes de elasmobranchios pleurotremados del Golfo de México, a los cuales se les aplicó una técnica de plastinación por impregnación pasiva utilizando como intermediario acetona y probando las resinas MC-40 y la MF-100.

Para evaluar la efectividad de las resinas, se obtuvieron 8 mediciones de la deformación de diferentes porciones del neurocráneo. Estas fueron procesadas aplicando el programa STATISTICA versión 3.1 para WINDOWS encontrándose en las pruebas de "t" que existe en ambas resinas deformación, siendo menos drástica en la MC-40 que en la MF-100. Mientras que en el ANOVA bifactorial se encontrarán diferencias entre las porciones del neurocráneo y entre las resinas, encontrándose que la MC-40 posee menos deformación que la MF-100.

Esto permitió concluir que la resina MC-40 es la mejor resina para la plastinación por difusión de Elasmobranchios pleurotremados.

ABSTRACT

It was accomplished a study with 36 specimens of laterally gilled sharklike elasmobranchs of the Gulf of Mexico, to those which was them applied a technique of plastination for passive impregnation using as intermediary acetone and proving the resins MC-40 and the MF-100.

To evaluate the efficiency of the resins, were obtained 8 measurements of the different portions deformation of the neurocranium. these were processed applying the program STATISTICA version 3.1 for WINDOWS being found in the tests of "t" that exists in both deformation resins, being less drastic in the MC-40 that in the MF-100. While in the ANOVA bifactorial were found differences between the different portions of the neurocranium and between the resins, being found that the MC-40 possesses less deformation that the MF-100.

This permitted to conclude that the resin MC-40 is the better resin for the plastination for diffusion of laterally gilled sharklike Elasmobranchs.

INTRODUCCIÓN

En el desarrollo de todo estudio biológico de cualquier especie, es importante la elaboración y utilización de preparaciones anatómicas, ya que gracias a ellas es posible en primer lugar una enseñanza directa de la estructura y función de los diferentes sistemas orgánicos que constituyen el cuerpo de los seres vivos, así como un análisis profundo a través de la investigación tanto experimental como de campo de sus dependencias ambientales, estrategias adaptativas, desarrollo ontogenético y relaciones filogenéticas, llegándose a una comprensión integral de la especie estudiada (Bickley, *et al.* 1981). Esta posición no es nueva, dado que se ha manifestado en todos los tiempos por un sin número de anatomistas entre los cuales podemos mencionar a Alcmeón, Aristóteles, Erasistrato, Herófilo, Galeno, Mondino, Donatello, Da Vinci, Vasalio, Harvey, Cuvier, entre otros (Cooperias, 1990; Gersenowies y González, 1990; Lemire, 1993). Esto se demuestra con el desarrollo de técnicas de preservación de especímenes cada vez más complejas, que a diferencia de las tradicionales, permiten un mayor grado de manipulación, desecación y vaciamiento de los especímenes preparados (Bradbury y Hoshino, 1978; Legault, 1979). En los vertebrados la mayoría de los especímenes son preservados por fijación, con una solución de formaldehído del 4% al 8%, que permite una conservación adecuada durante un lapso de 4 a 5 años (Hildebrand, 1969).

Sin embargo recientemente, se ha cuestionado la utilidad del formaldehído dado que diferentes estudios han mostrado su alta toxicidad y un elevado poder carcinogénico, lo que pone en riesgo la integridad física, tanto de los estudiantes como investigadores, siendo

prohibido su uso en los Estados Unidos de Norteamérica (Kaplan, 1948; Slinzynska, 1957; Ragan y Boreiko, 1981; Nishioka, 1973; Obe, 1979; Ross, 1980), recomendándose como sustituto el uso de otros fijadores como el alcohol isopropílico, alcohol etílico, tetraóxido de osmio fenoxietanol, paraformaldehído, glutaraldehído etc. (Folich, 1984).

Esta problemática ha propiciado la búsqueda de técnicas alternativas que permitan un mayor grado de manipulación de la preparación y un mayor tiempo de conservación, así como un fácil manejo y mantenimiento (Ashley, et al, 1988 ;Aufdemorte, et al, 1988). Entre esas técnicas podemos mencionar a la inclusión en bloques de plástico impregnación con parafinas, congelación en seco, plastinación y transparentación (Humason, 1970; Bridgman y Humelbaugh, 1963; Bickley, et al, 1987), entre otros.

En el caso de elasmobranquios, el estudio de su sistema esquelético, presenta una serie de problemas, ya que sus elementos están formados por una matriz cartilaginosa cubierta por una capa de hueso pericondrial (Bertin, 1960 ; Kluge, 1971 ;Peignoux- Deville, et al 1982, 1990 ; Pirlot, 1976; Romer y Parsons, 1982; Weichert, 1981), por lo que es una estructura muy frágil, ya que sufre una deshidratación rápida, cuando se trabaja en seco, deformándose y perdiendo sus relaciones espaciales características (Carvalho 1992 ; Dawson, 1990, 1991). Pero en los elasmobranquios pequeños se ha utilizado la técnica de transparentación, previa tinción con rojo de alizarina "S" del tejido calcificado(Ruiz, 1993; Gersenowies y González 1992 ; González, 1996; Martínez, 1996: Montes, 1996). Sin embargo la plastinación con resina poliéster, puede ser una alternativa viable, como se demuestra en los trabajos de Gersenowies y González (1993) , y Gersenowies, y Macias (1994).

ANTECEDENTES

Los estudios del sistema esquelético de los elasmobranquios se han realizado tradicionalmente a través de la disección y disección del cuerpo del organismo en estudio, técnica utilizada desde principios del siglo XIX por George Cuvier (figura 1) (Vázquez y Triguero,1982 ;Stevens,1992 ; Bohensky,1981), la cual recientemente se ha apoyado con la introducción de las radiografías como medio de verificación de las relaciones espaciales de los elementos esqueléticos(McEachran,1977,1982,1989; McEachran y Compagno,1982; Compagno,1973,1977,1984; Andreuicci y Blumen, 1971), así mismo se han utilizado colorantes como el rojo de alizarina, para evidenciar tejido calcificado, y azul de alciano para elementos cartilagosos, factibles de confundir con tendones (González,et al,1994; González,1996; Martínez,1996; Montes,1996), y que han permitido tomar muy en cuenta en investigaciones recientes, las características de los tejidos esqueléticos en tiburones(Blot,1967 ; Budker,1971 ;Daniel,1974), como su esqueleto cartilaginoso, parcialmente calcificado, la distribución generalizada de los dentículos dérmicos(Herman,1990 ; Herold,1975).Así como la demostración, de que el esqueleto cartilaginoso en organismos recientes y fósiles, se deriva de formas filogenéticamente ancestrales, que poseían tejidos esqueléticos osificados, y alrededor de lo cual, existen controversias acerca de la naturaleza y significado evolutivo, de que varios tejidos esqueléticos en tiburones actuales, hayan estado presentes en las formas fósiles (Moss,1963,1964,1968, 1977 ; Delsate,1992 ; Denison,1964).

Independientemente de las controversias suscitadas entre los investigadores en encontrar tejido óseo en el endoesqueleto de los tiburones, y en determinar si exclusivamente es tejido cartilaginoso

existe la presencia de hueso en la base de los dientes, como en los denticulos dérmicos (Moss,1963,1964,1968,1977.), aspecto que también ya había sido visualizado en las formas fósiles (Miles, 1971; Zangerl 1966; Orving 1951), con presencia de una forma semejante a hueso en las arcualias de los selaquantianos primitivos(Orving,Op.cit.).Por lo que la inhabilidad o incapacidad de otros investigadores, para encontrar las evidencias de que existen osteocitos, en el cartilago de tiburones, y que por el hecho de no haberlos visto, de ninguna forma significa que no existan en alguna fase del desarrollo de las estructuras esqueléticas, pudiendo solo considerarse como células transitorias (Applegate,1967,1979 ; Moss,1963 ; Aeschlimann,et al,1993).

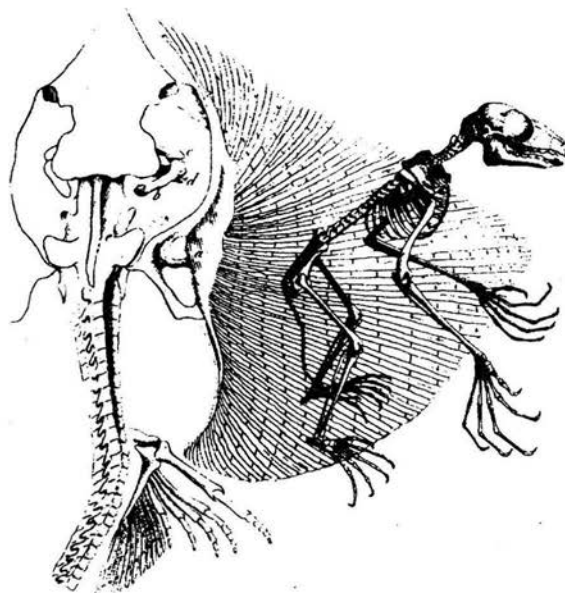


FIGURA 1.- ILUSTRACIONES DE LA OBRA DE CUVIER DEL ARCHIVO FABBRI. DE ESQUELETOS DE UN ELASMOBRANQUIO HIPOTREMADO Y UN PRIMATE (VÁZQUEZ Y TRIGUERO, 1982)

No obstante en tiburones actuales la calcificación de cartilago puede encontrarse típicamente en la columna vertebral, así como en las mandíbulas (palatocadrado y cartilago de Meckel), en donde la composición celular del cartilago es muy densa, en la cual se han observado condrocitos derivados de fibroblastos de la matriz (Peignoux-Deville, 1982 ; Eilberg,1975 ;Grady,1972), con apariencia vital, aún sin presentar hipertrofia y muerte (Applegate,1967,1979.; Halstead, 1974; Anderson, 1973;Radinsky,1961 ;Ridewood,1991 ; Slavkin, 1975).

Contribuyendo a estas importantes observaciones, Schaeffer (1967), notó que hay un reemplazamiento filogenético de forma continua en la notocorda por centros de calcificación individuales, y de ello indujo 3 patrones diferentes de calcificación en la composición cartilaginosa de las vértebras (asterospóndila, ciclospóndila y testospóndila), que actualmente ha adquirido un valor en la diferenciación taxonómica de especies, aunque en algunas especies de tiburones, el patrón de calcificación depende de la edad(Natanson y Caillet,1990 ; Person,1969 ; Urist,1961 ;Schellis,1984 ; Springer,1989).

De los resultados obtenidos recientemente por Applegate demostró contundentemente que el patrón de calcificación en el centro vertebral de tiburones actuales, es alveolar y que el arreglo globular representa una forma mas primitiva, que evolucionó filogeneticamente en la forma de calcificación prismática (Halstead, 1974; Hall, 1975,1982; Miles, 1971).Hay que hacer notar que los tiburones, han provisto más problemas relacionados a la calcificación del cartilago en su endoesqueleto, así como de las concentraciones de fósforo y calcio, que son similares en peces óseos además de la existencia en hueso (Peignoux-Deville, 1982; Moss, 1977; Schaeffer, 1977 ; Matthews,1966 ; Mlake,1991 ; Natanson y Caillet,Op.cit.).

Sin embargo, la fisiología, bioquímica y regulación genética de los tejidos esqueléticos en tiburones, todavía es incipiente, debido a la falta de tecnología, que apoye las muchas hipótesis existentes sobre el tema, y claro, a la aportación de más evidencias (Loutrup,1974; Eilberg,1975; Slavkin,1975; Casier,1961; Bourne,1969; Wadkins,1974; Goodrich,1986)

De ahí que todas las preparaciones de esqueletos obtenidas normalmente, están sumergidas en algún fijador principalmente el formaldehído al 4% a veces neutralizado con borato de sodio, aunque se usa con frecuencia también el alcohol etílico, siendo montados en húmedo en una tablilla de plexiglas transparente y depositados en un frasco o capelo de vidrio (figura 2), o incluidos en bloques de resina (Hangay,1985; Currey,1976).

Esto debido a que la obtención en seco lo somete a un estrés físico que lo deforma y fractura, perdiendo sus dimensiones, relaciones espaciales y muchas veces los elementos constituyentes (Sloka,1987; Ortega, Ortiz *et al.*, 1993; Seibold,1991,1993; Schneider,1988).

No obstante desde finales de los años cuarenta, se han utilizado los polímeros sintéticos para la preservación de los organismos (Ward's,1949; Gans y Parsons,1964,1981; Lieb,1959; Lutz,1969; McCornick,1961),incluyéndolos en bloques gruesos de resina o de plástico, los que no son de fácil manejo, pero son muy utilizados como material de exhibición de museos (Bridgman,1963; Burns,1979; Glover,1992; Moosavi,1987; Nicaise,1990; Pond,1992).

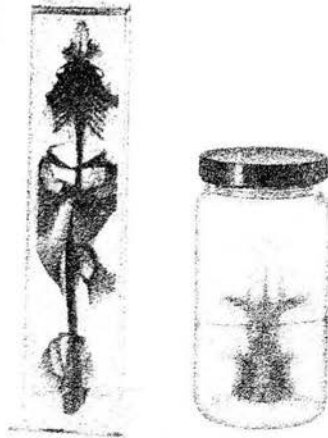


FIGURA 2.- PREPARACIONES DE ESQUELETO DE TIBURÓN PRESERVADOS EN FORMOL Y MONTADOS EN UNA TABLILLA DE PLEXIGLAS DENTRO DE UN FRASCO DE VIDRIO. (CAROLINA, 1996)

En 1979 se describió un método de impregnación con polímeros sintéticos, el cual permite un mejor manejo de los organismos preparados, tanto para la enseñanza, como para estudios anatómicos, y que recibe el nombre de plastinación (Von-Hagens, 1979-a y b,1987 ; Kramer,et al,1983 ; Ulfig,1990 ; Feedback.1991 ; Eckel,1993), y que ha tenido gran éxito en la conservación de cadáveres y en estudios patológicos (Cooper, et al., 1987 ; Fritch,et al,1991; Muller, 1989 ; Hawley,1991-a y b ; Henry,et al,1992,1993).En América Latina no se han realizado estudios para llevar a cabo la implementación de la técnica de plastinación de especímenes, con excepción del laboratorio de plastinación y museografía médica de la Facultad de Medicina

Veterinaria y Zootecnia de la U.N.A.M. (Guillén, 1992), que ha comenzado a realizar preparaciones de este tipo. En el caso de los elasmobranquios, no se conocen reportes de plastinación encontrándose sólo recomendaciones para su fijación (Hildebrand 1969,1991 ; Revisión en los sistemas automáticos de búsqueda de información, en el Centro de Investigación Científica y Humanística CICH-U.N.A.M., 1993, 1994, 1995, 1996, 1997).

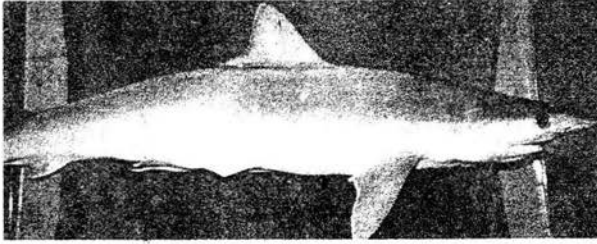
Los objetivos del presente trabajo fuerón ;

- 1.- Adaptar la técnica de plastinación de Von-Hagens, para utilizarse con resinas poliéster.
- 2.- Probar la eficiencia de las resinas MC-40 y MF-100 de poliformas plásticas, en el proceso de plastinación de esqueletos de elasmobranquios pleurotremados.
- 3.- Determinar el mejor modo de obtención del esqueleto, para el proceso de plastinación.
- 4.- Determinar si existen diferencias en la plastinación, entre las especies estudiadas.

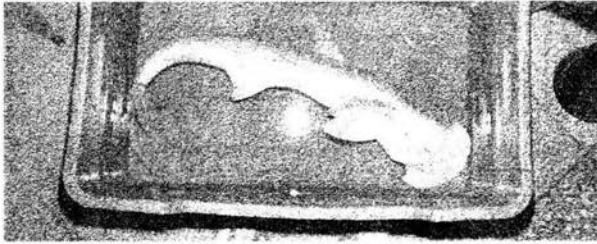
La justificación del presente trabajo, fué la utilización de la técnica de plastinación con la finalidad de exhibir museográficamente, mejores preparaciones del esqueleto de elasmobranquios, además de cumplir con fines didácticos, en la enseñanza de la Biología y Anatomía de dicho grupo (Gersenowies y Macias,1994), y así incrementar las herramientas y técnicas necesarias, que de alguna forma u otra todavía limitan el estudio de los seres vivos.

MATERIALES Y MÉTODOS.

Para el desarrollo de este estudio, se utilizó el procedimiento propuesto por Gersenowies y González en 1993, de tal forma :



A



B

Figura 3.- Elasmobranquios pleurotremados recolectados.

- 1).- Se obtuvieron 36 especímenes de elasmobranquios pleurotremados, tanto del puerto de Alvarado Veracruz, como del mercado de la Nueva Viga, ubicado junto a la Central de Abastos, en la delegación de Iztacalco, D.f. (figura 3).
- 2).- Los especímenes se seleccionaron con una talla entre 790 mm a 1300 mm de longitud total ,teniendo cuidado de tener al menos tres organismos de cada especie muestreada.

3).- Los organismos obtenidos se transportarán al laboratorio de Anatomía Animal Comparada de la U.M.F. Iztacala, en donde se identificarán hasta especie con ayuda de las claves de Castro (1986) y de Compagno (1984), cuyas características se pueden revisar en el apéndice C.

4).- Los organismos se lavaron perfectamente en agua corriente para quitar el exceso de mucosidad y sangre del cuerpo procurando que quedaran lo más inodoros.

5).- Los especímenes se fijaron en formaldehído al 4% (neutralizado con borato de sodio), utilizando jeringas de 5 ml, con las que se inyectaron los organismos, el mismo día de la colecta. Una vez inyectados, se sumergieron en tinas de plástico, con la solución de formaldehído al 4%, durante 3 días con el fin de fijarlos correctamente y así evitar la descomposición de los especímenes (para el caso de los organismos que se colectaron, en el puerto de Alvarado Veracruz, varió la metodología, sólo se lavaron cuidadosamente los excesos de mucosidad y sangre, inyectándolos posteriormente con formol, guardándolos a continuación en bolsas de plástico, esto fue debido a las circunstancias de la colecta de una transportación de mayor duración. Una vez en el laboratorio, se procedió como con los otros especímenes.).

6).- Ya fijados los organismos, se lavaron en agua corriente, con cambios cada 8 horas, durante 2 días, para quitar el exceso de fijador, para posteriormente etiquetarlos anotando sus principales medidas(longitud total,longitud precaudal y masa) , las que se midieron con una cinta métrica y una balanza granataria apéndice B, y el nombre de la especie.

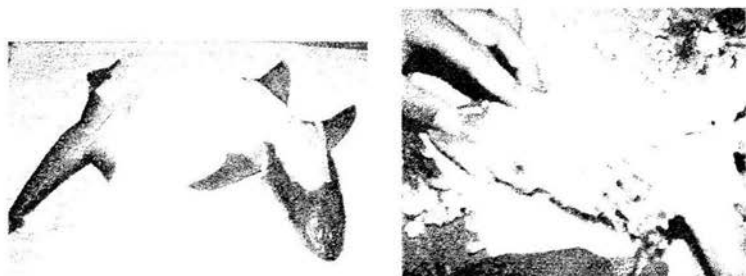


Figura 4.- aspecto del proceso de descarnamiento.

7).- Se realizarón los descarnamientos, tanto de forma directa como por cocción, obteniéndose los esqueletos, de acuerdo con las técnicas descritas por Rossenweig (1988) y Walker (1980), y para las cuales se utilizó un material básico consistente en bisturíes con números de mangos 3 y 4, hojas de bisturí de los números 11,17,22, y 23, así como pinzas de disección (pinzas de dientes de ratón), agujas de disección, tijeras de disección, una olla y un mechero (figura 4).

8).- Ya obtenidos los distintos elementos del esqueleto, se tomarón medidas del neurocráneo (ver apéndice B).

9).- Se dividierón al azar los esqueletos obtenidos quedando 18 para el grupo "a" y 18 para el grupo "b".

10).- Se procedió a pasarlos por un tren de alcohol isopropílico (20%, 40%, 60%, 80%, 100%), 3 días en cada alcohol y después se sumergierón en acetona al 100% (q.p.), durante un mes, con el propósito de completar la etapa de deshidratación . (figura 5).



Figura 5.- Proceso de deshidratación

11).- Terminado el proceso de deshidratación, los organismos se sumergieron en un tren de resina - acetona (20%, 60%, y 100%), un mes en cada solución, tiempo en el que completaron la impregnación gradual de los elementos esqueléticos. Las resinas utilizadas fueron la mc-40 para el grupo "a" y la mf-100 para el grupo "b", ambas producidas por Poliformas Plásticas de México S.A., de C.V. (figura 6).

12).- A las preparaciones impregnadas les fue removido el exceso superficial de resina, lavándolos en una solución de acetona (q.p.).

13).- Las preparaciones posteriormente fueron polimerizadas rociándolas con catalizador (esmalte acrílico transparente, marca comex), dándoles de 2 a 3 aplicaciones, dejándolos secar de 3 a 15 días para que se llevara acabo una polimerización completa. (figura 7).

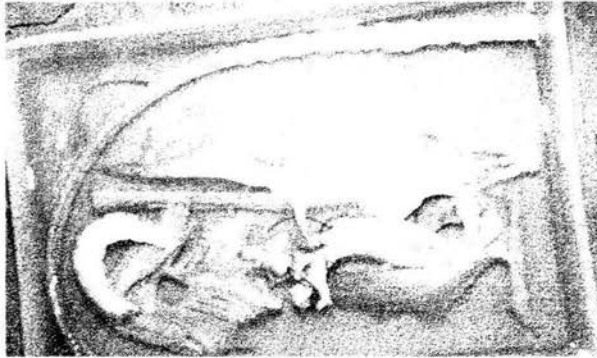


Figura 6.- Proceso de impregnación con resina

14).- Ya plastinados los distintos elementos del esqueleto, se volvieron a tomar las medidas del neurocráneo (ver apéndice A).

15).- Se obtuvieron las diferencias estandarizadas entre los valores previos a la plastinación menos los valores obtenidos después de la plastinación aplicando la ecuación:

$$Dif. Est. = \frac{V_{pre} - V_{pos}}{V_{pre}}$$

En donde:

Dif.Est.= Diferencia estandarizada.

Vpre= Valor previo a la plastinación.

Vpos= Valor posterior a la plastinación.

16).- Se elaboró una matriz de doble entrada una de las cuales eran las medidas del condrocráneo y la otra la resina probada.

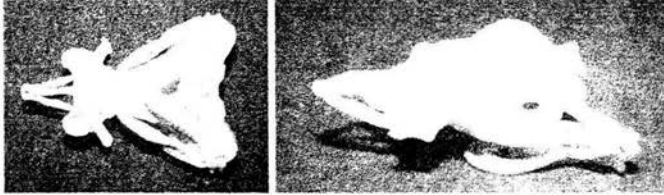


Figura 7.- Neurocráneo ya plastinados.

Se aplicó un análisis de varianza bifactorial a las diferencias estandarizadas utilizando el programa Statistica versión 3.1 para windows.

17).- Finalmente se completó el proceso de armado para el cual se utilizo hilo nylon transparente y pegamento crazy kola-loka.

RESULTADOS Y ANALISIS

Los resultados del efecto de la plastinación sobre las medidas craneales se muestran en el apéndice B, en donde se indican las medidas antes y después del método. Para poderlas procesar se construyeron dos tablas (tablas 1 y 2) una para los organismos tratados con mc-40 y otra para los tratados con mf-100. A continuación se elaboró una tabla de doble entrada, una de las cuales correspondió a la característica medida del neurocráneo y otra al tipo de resina y se le calcularon los índices, obteniéndose las tablas 3 y 4. A estos datos les fueron aplicados las pruebas estadísticas, de " t " de student para datos pareados, análisis de varianza bifactorial, y un análisis de comparaciones múltiples, utilizando el programa de estadística versión 3.1 para windows.

A).-PRUEBA DE "t" DE STUDENT PARA DATOS PAREADOS.

La prueba "t" de student, se utilizó de tipo unilateral, utilizando una significancia de 0.05, las hipótesis contrastadas fueron las siguientes :

- 1).- Hipòtesis nula : No existe deformación del tratamiento ; $D \leq 0$
- 2).- Hipòtesis alterna : Si existe deformación del tratamiento ; $D > 0$

Mediante èsta prueba estadística (tabla 5 y ver gráfica 7), se obtuvieron evidencias, que para el tratamiento del tejido, con resina mc-40, existió una deformación evidente, en las porciones anatómicas como la longitud de la región óptica (I..R.O.- ver gráfica 1y 2), con probabilidad observada de ocurrencia, menor a 0.01 ($P < 0.01$), la anchura de la región del

MEDIDAS NEUROCRÁNEO

TABLA 1 ORGANISMOS TRATADOS CON MC-40.

Numero organismos	L.R.		L.R.N.		A.R.N.		L.R.O.		A.R.N.C		L.R.OT.		A.R.OT.		L.T.NC	
	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D
1	43	42	61	59	24	23	22	21	25	23	39	38	52	49	136	130
2	47	45	63	61	22	21	24	22	25	24	33	32	50	49	130	129
9	47	39	64	55	29	21	29	24	29	24	39	33	60	51	133	127
10	49	47	64	61	27	25	27	26	26	24	36	35	58	55	142	140
11	48	46	63	61	27	26	27	25	26	25	34	32	57	54	139	135
12	46	44	62	58	25	24	27	25	26	25	31	31	57	56	137	135
13	51	49	61	60	22	21	31	30	29	27	32	30	58	57	149	144
14	51	50	61	59	22	22	33	31	29	28	32	30	58	55	139	137
15	52	50	63	62	23	21	34	30	32	30	34	30	58	56	138	135
16	50	48	60	57	23	20	32	30	30	29	32	31	57	55	139	137
17	41	35	57	55	22	21	24	22	24	23	33	31	55	53	119	115
18	40	39	58	56	23	22	24	23	25	23	33	32	56	54	124	120
20	42	39	59	58	24	22	23	21	25	22	32	29	56	55	123	120
22	30	28	127	123	43	42	22	21	40	38	31	30	57	56	118	116
26	29	27	125	123	45	43	29	28	43	41	32	31	59	58	123	120
32	33	30	137	135	49	45	36	34	46	44	37	34	60	58	126	123
35	21	18	91	87	39	36	30	28	67	64	46	43	81	79	126	123
36	22	19	94	91	40	38	30	27	69	64	48	45	83	81	128	125

TABLA 2 ORGANISMOS TRATADOS CON MF-100.

Numero organismos	L.R.		L.R.N.		A.R.N.		L.R.O.		A.R.N.C		L.R.OT.		A.R.OT.		L.T.NC	
	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D
3	46	42	62	60	21	19	23	21	25	24	32	31	50	49	132	130
4	39	30	59	53	24	19	22	17	24	20	35	31	50	43	122	114
5	40	30	61	54	24	18	23	19	24	21	35	32	51	45	128	120
6	45	32	63	52	27	19	25	20	27	22	37	34	58	51	135	130
7	42	31	61	56	25	20	25	21	25	21	34	30	52	45	127	118
8	41	30	60	52	25	19	25	22	25	20	33	30	53	46	126	120
19	41	37	58	56	24	21	24	22	26	24	33	30	57	54	121	119
21	45	41	61	59	29	25	29	26	28	25	37	34	60	56	128	125
23	28	26	124	121	44	41	29	29	41	38	30	29	58	57	119	116
24	30	27	128	125	44	41	23	21	41	38	33	29	59	57	121	118
25	33	31	130	128	47	45	30	28	45	43	34	30	61	59	122	119
27	31	30	127	125	45	42	29	27	40	38	30	29	59	57	120	117
28	30	28	133	130	47	45	33	32	44	42	33	30	61	58	123	120
29	31	29	136	130	47	46	34	33	45	41	34	31	59	57	125	121
30	31	28	136	132	48	47	35	31	43	40	35	32	60	56	126	124
31	30	27	135	134	46	44	32	30	42	40	36	33	62	59	124	120
33	18	17	90	87	37	35	27	26	67	65	43	42	80	79	124	121
34	20	18	93	91	39	37	29	28	68	65	45	44	80	78	125	122

SIMBOLOGIA : A= Antes del tratamiento con resina, L.R.= Longitud del rostrum (mm), D=Después del tratamiento con resina, L.R.N.= Longitud regio nasalis (mm), A.R.N.= Anchura regio nasalis (mm), L.R.O.= Longitud región óptica(mm), A.R.N.C.= Anchura neurocráneo(mm), L..R.OT.= Longitud región ótica(mm), A.R.OT.= Anchura región ótica (mm), L.T.NC.= Longitud total neurocráneo (mm).

TABLA 3. ÍNDICES DE DEFORMACIÓN, DE LOS ESPECÍMENES TRATADOS CON RESINA MF-100.

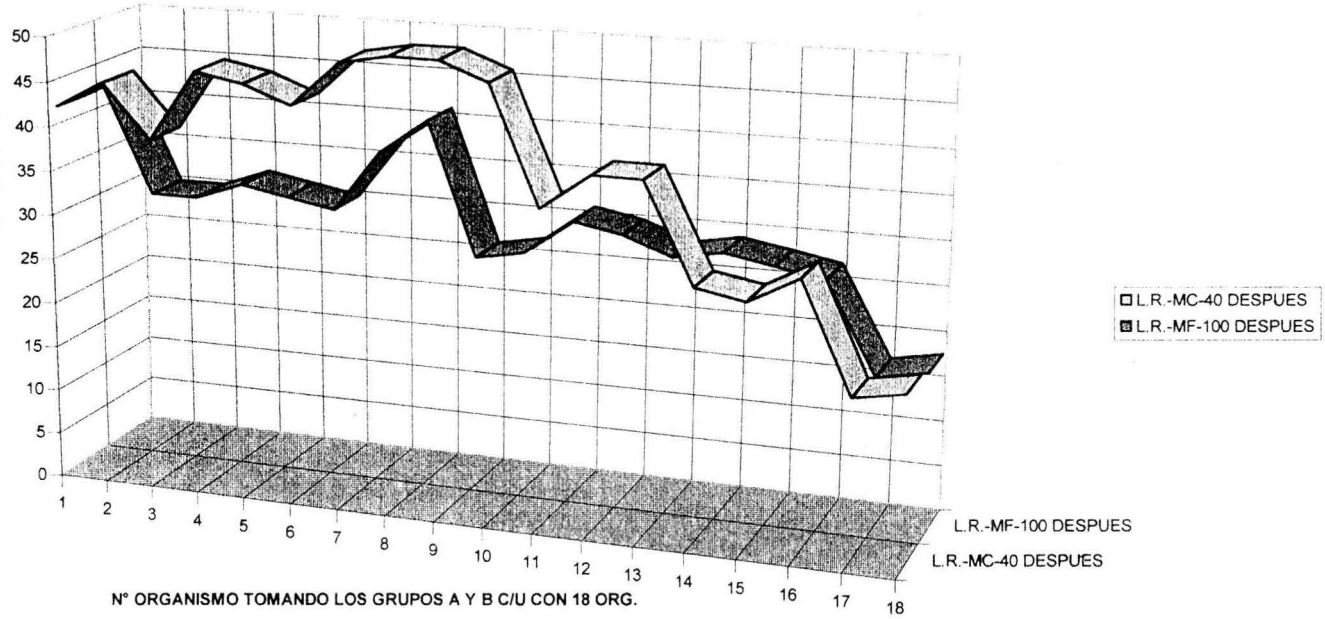
Nº de Org.	L.R.	L.R.N.	A.R.N.	L.R.O.	A.R.N.C.	L.R.Ot.	A.R.Ot.	L.T.N.C.
1	8.7	3.23	9.52	8.70	4	3.13	2	1.52
2	23.08	10.17	12.5	22.73	16.67	11.43	14	6.56
3	25	11.48	25	17.39	12.5	8.57	11.76	6.25
4	28.89	17.46	29.63	20	18.52	8.11	12.07	3.7
5	26.19	8.2	20	16	16	13.33	13.46	7.09
6	26.83	13.33	24	12	20	9.09	13.21	4.76
7	9.76	3.45	12.5	8.33	7.69	10	5.26	1.65
8	8.89	3.28	13.79	10.34	10.71	8.11	6.67	2.34
9	7.14	2.42	6.82	0	7.32	3.33	1.72	2.52
10	10	2.34	6.82	8.7	7.32	12.12	3.39	2.48
11	6.06	1.54	4.26	6.676	4.44	11.76	3.28	2.46
12	3.23	1.57	6.67	6.9	5	3.33	3.39	2.5
13	6.67	2.26	4.26	3.03	4.55	9.09	4.92	2.44
14	6.45	4.41	2.13	2.94	8.89	8.82	3.39	3.2
15	9.68	2.94	2.08	11.43	6.98	8.57	6.67	1.59
16	10	.74	4.35	6.25	4.76	8.33	4.84	3.23
17	5.56	3.33	5.41	3.7	2.99	2.33	1.25	2.42
18	10	2.15	5.13	3.45	4.41	2.22	2.5	2.4

TABLA 4. ÍNDICES DE DEFORMACIÓN DE LOS ESPECÍMENES TRATADOS CON RESINA MC-40.

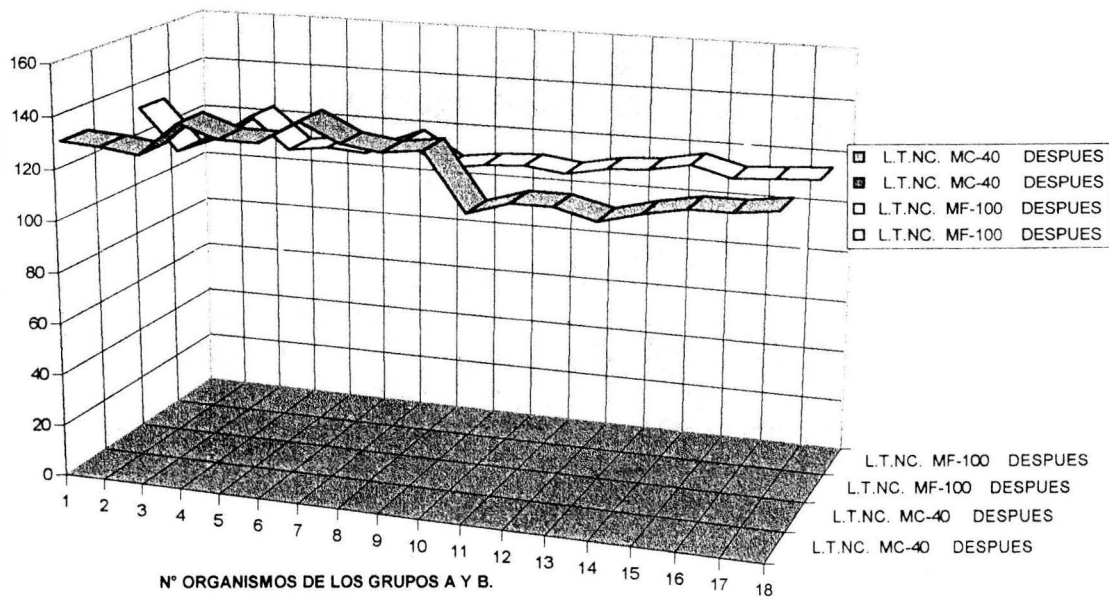
Nº.Org.	L.R.	L.R.N	A.R.N.	L.R.O.	A.R.N.C.	L.R.Ot.	A.R.Ot.	L.T.N.C.
1	2.33	3.28	4.17	4.55	8	2.56	5.77	4.41
2	4.26	3.17	4.55	8.33	4	3.03	2	.8
3	17.02	14.06	27.59	17.24	17.24	15.38	15	4.51
4	4.08	4.69	7.41	3.7	7.69	2.78	5.17	1.41
5	4.17	3.17	3.7	7.41	3.85	5.88	5.26	2.88
6	4.35	6.45	4	7.41	3.85	0	1.75	1.46
7	3.92	1.64	4.55	3.23	6.9	6.25	1.72	3.36
8	1.96	3.28	0	6.06	3.45	6.25	5.17	1.44
9	3.85	1.59	8.7	11.76	6.25	11.76	3.45	2.17
10	4	5	13.04	6.25	3.33	3.13	3.51	1.44
11	14.63	3.51	4.55	8.33	4.17	6.06	3.64	3.36
12	2.5	3.45	3.35	4.17	8	3.03	3.57	3.23
13	7.14	1.69	8.33	8.7	12	9.38	1.79	2.44
14	6.67	3.15	2.33	4.55	5	3.23	1.75	1.69
15	6.9	1.6	4.44	3.45	4.65	3.13	1.69	2.44
16	9.09	1.46	8.16	5.56	4.35	8.11	3.33	2.38
17	14.29	4.4	7.69	6.67	4.48	6.52	2.47	2.38
18	13.64	3.19	5	10	7.25	6.25	2.41	2.34

SIMBOLOGIA : L.R.= Longitud del rostrum, L.R.N.= Longitud regio nasalis, A.R.N.= Anchura Regio nasalis, L.R.O.= Longitud región óptica, A.R.N.C.= Anchura neurocraneo, L.R.OT.= Longitud región ótica, A..R.OT.= Anchura región ótica , L.T.NC.= Longitud total neurocraneo.

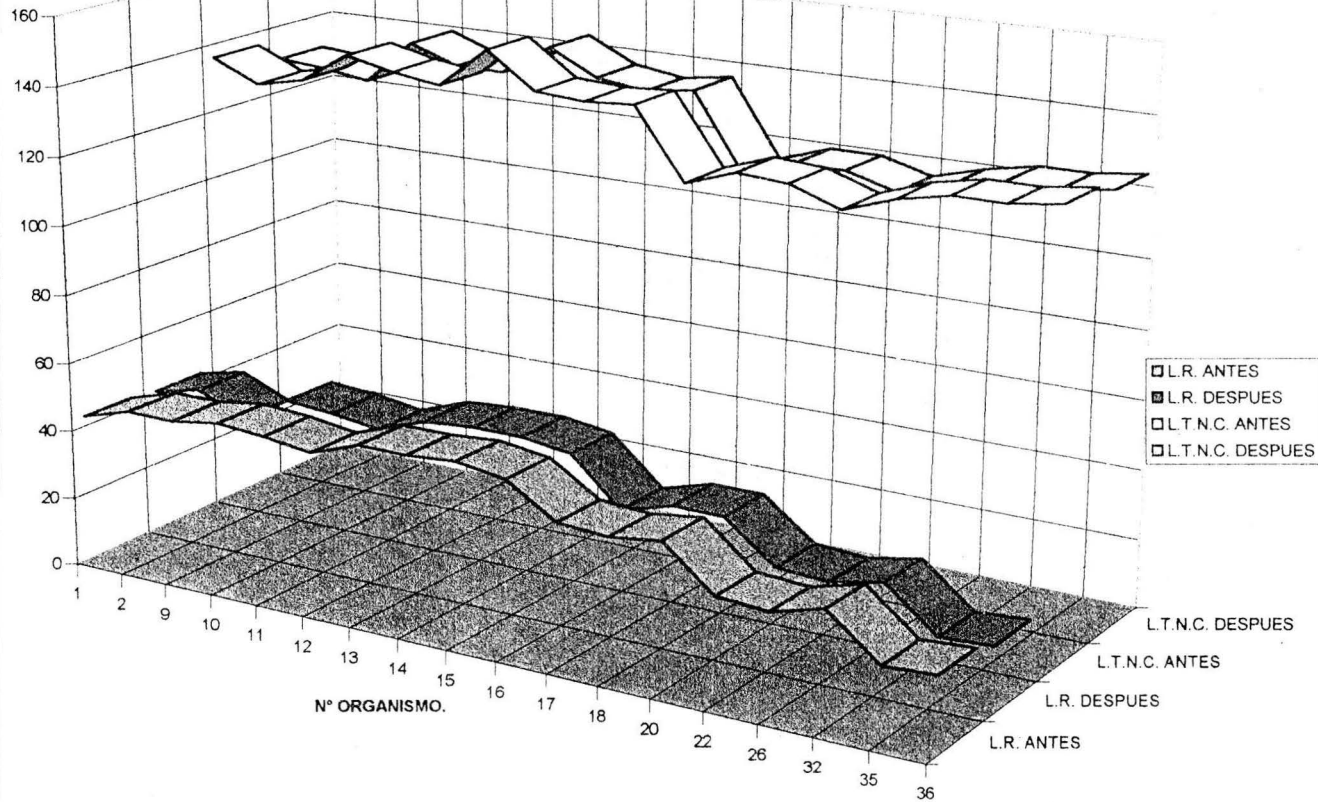
DIFERENCIA EN LA DEFORMACION DE LA LONGITUD ROSTRAL POR RESINA



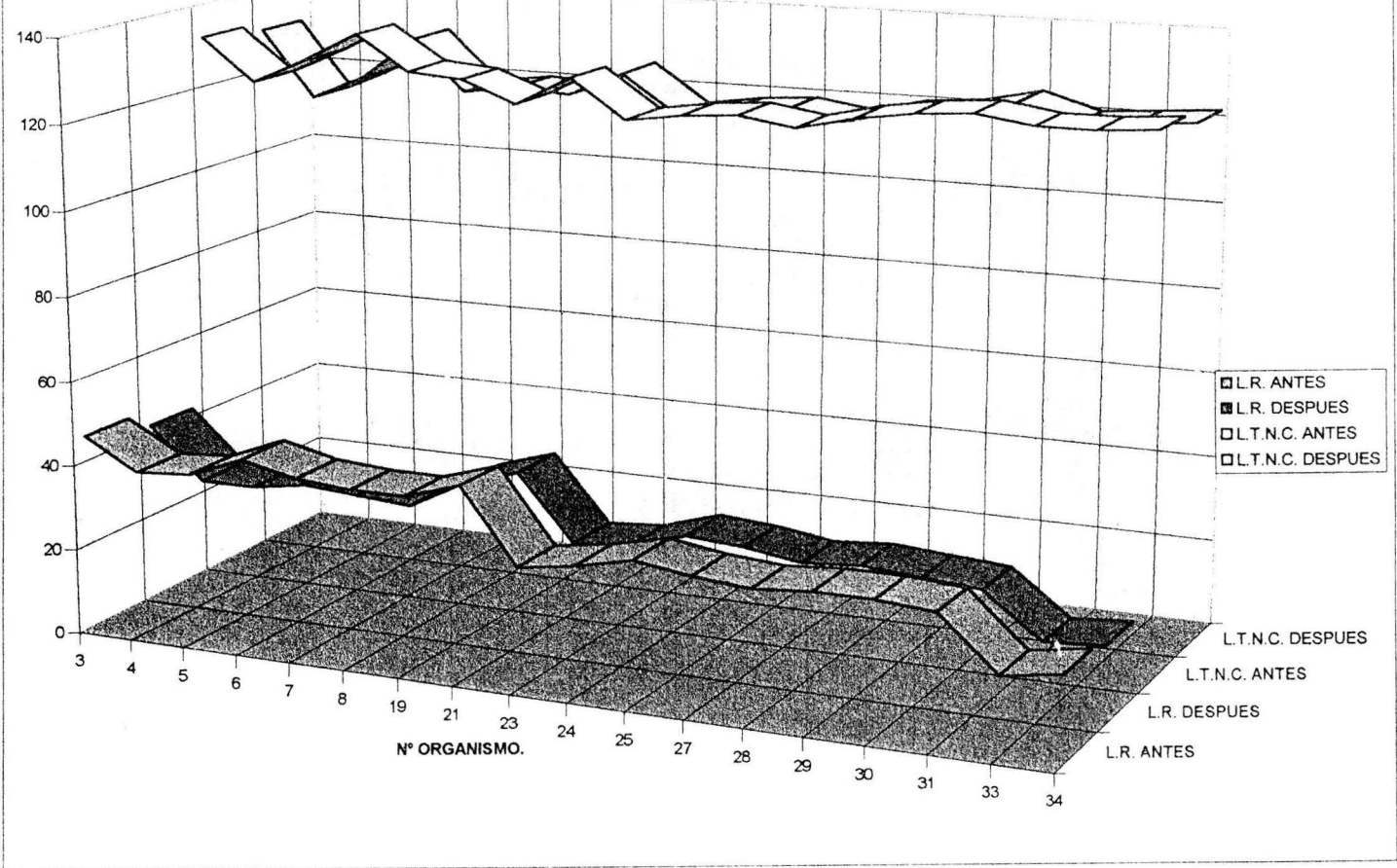
DIFERENCIA EN LA DEFORMACION EN LONGITUD TOTAL NEUROCRANEO POR RESINA



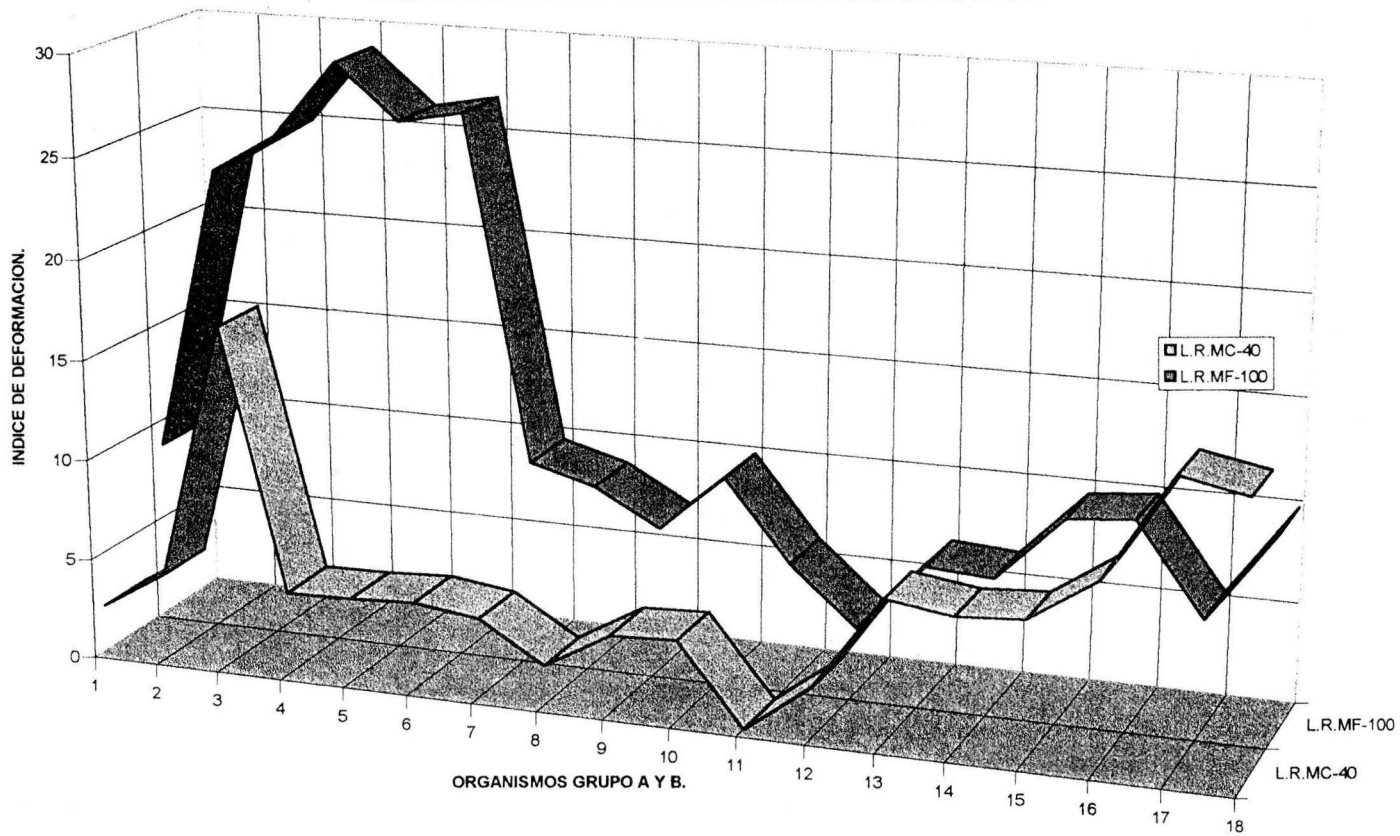
MEDIDAS ANTES Y DEPUES DEL TRATAMIENTO CON MC-40



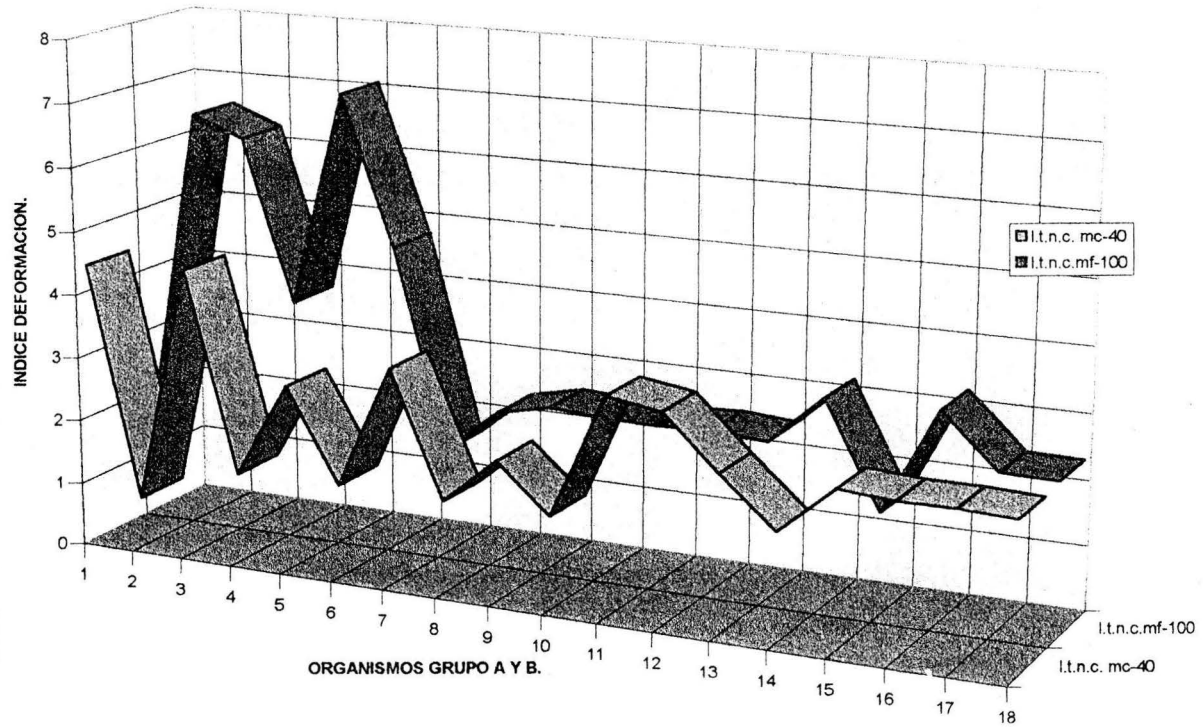
MEDIDAS ANTES Y DESPUES DEL TRATAMIENTO CON RESINA MF-100.



COMPARACION INDICE DEFORMACION DE LONGITUD ROSTRAL



COMPARACION INDICE DE DEFORMACION LONGITUD TOTAL NEUROCRANEO.



PRUEBA DE " t " UNILATERAL.

TABLA 5. RESULTADOS DE LA PRUEBA DE T.

MC-40	t	PROB :OBSERVADA	NOM.
L.R.	1.4528	P>0.05	N.S.
L.R.N.	1.3241	P>0.1	N.S.
A.R.N.	1.1306	P>0.1	N.S.
L.R.O.	2.0992	P<0.01	**
A.R.N.C.	1.8033	P<0.05	*
L.R.Ot.	1.5319	P>0.05	N.S.
A.R.Ot.	1.2429	P>0.1	N.S.
L.T.N.C.	2.4519	P<0.01	**

MF-100	t	PROB.OBSERVADA	NOM.
L.R.	1.4968	P>0.05	N.S.
L.R.N.	1.0942	P>0.1	N.S.
A.R.N.	1.2781	P>0.1	N.S.
L.R.O.	1.4878	P>0.05	N.S.
A.R.N.C.	1.6625	P>0.05	N.S.
L.R.Ot.	2.2303	P<0.01	**
A.R.Ot.	1.4119	P>0.05	N.S.
L.T.N.C.	1.9019	P<0.05	*

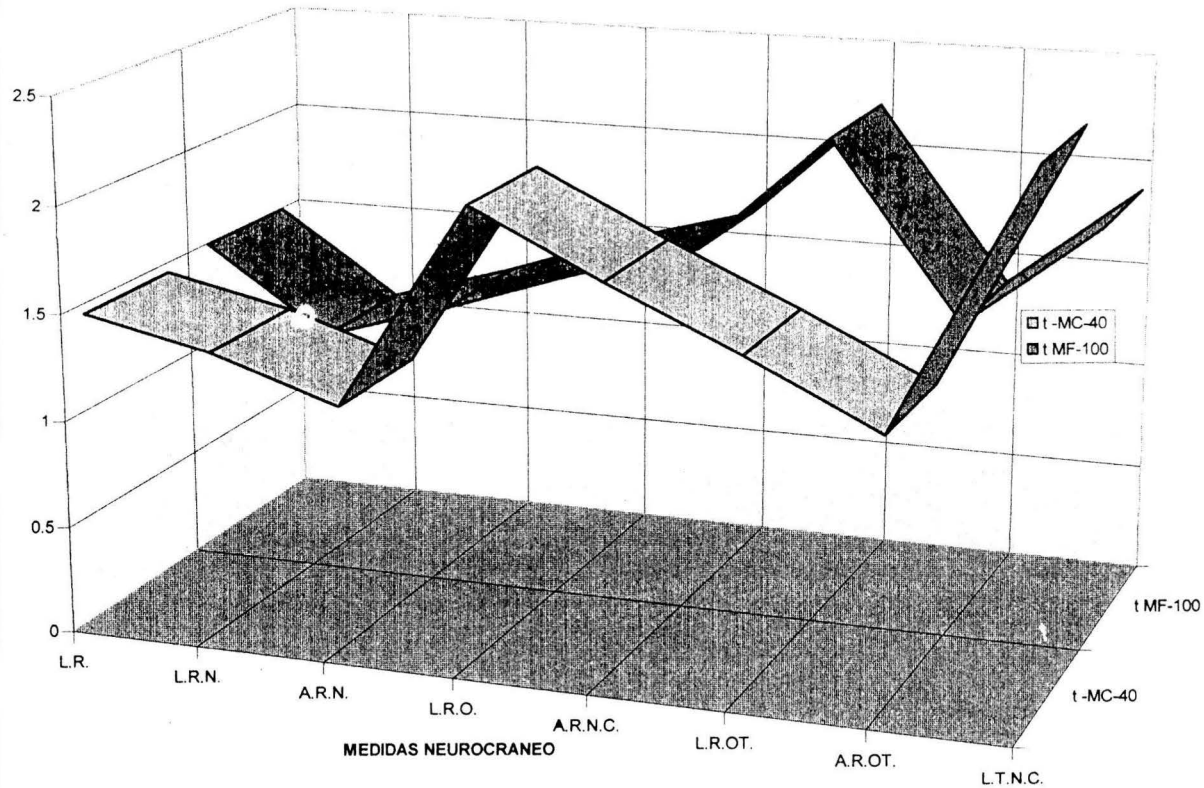
Nomenclatura :

N.S.=Diferencia no significativa.

* =Diferencia significativa.

**= Diferencia altamente significativa.

DIFERENCIAS EN "t" UNILATERAL POR RESINA



neurocráneo (A.R.N.), con probabilidad observada de ocurrencia menor a 0.05 ($P < 0.05$) y la longitud total del neurocráneo (L.T.N.C.- ver gráfica 3 y 4), con probabilidad observada de ocurrencia menor a 0.01 ($P < 0.01$) mientras que por el tratamiento, con resina mf-100, se obtuvieron evidencias de deformación evidente, en estructuras anatómicas como el largo de la región ótica (L.R.O.T.), con probabilidad observada de ocurrencia menor a 0.01 ($P < 0.01$), y la longitud total del neurocráneo (L.T.N.C.) con probabilidad observada de ocurrencia menor a 0.05 ($P < 0.05$). Estos valores lo único, que indican, es que si hubo deformación, en los especímenes plastinados, además de que las estructuras antes mencionadas, presentaron mayor deformación, porque tuvieron mayor diferencia significativa, respecto a los valores de las demás estructuras anatómicas. Por lo tanto se rechaza la hipótesis nula en favor de la hipótesis alternativa. Además cada resina está evidenciando, diferente grado de deformación, que se puede atribuir a las características y propiedades específicas, de cada una de ellas, así como la diferente acción en el tipo de tejido procesado, habiéndose observado también que cada porción anatómica tuvo diferente sensibilidad, al proceso.

B).-ANALISIS DE VARIANZA BIFACTORIAL.

En la segunda prueba estadística, se aplicó un análisis de varianza bifactorial (tabla 6), en donde la probabilidad observada, para la porción craneal, y el tipo de resina, fueron altamente significativas, ya que mediante esta prueba, se obtuvieron evidencias, que indican diferencias en la deformación entre las resinas utilizadas, esto puede ser debido a las características químicas de cada una, así como de la sensibilidad de las porciones anatómicas, a cada resina. Sin embargo

no existen evidencias de interacción, lo que indica que cada porción anatómica tuvo diferente sensibilidad a la deformación de forma independiente.

C).-PRUEBA DE COMPARACIONES MÚLTIPLES DE TUCKEY.

La tercer prueba estadística, fué una prueba de comparaciones múltiples Tuckey, para la cual se utilizarón los datos del análisis de varianza aplicado. Para llevarlo a cabo, se obtuvieron las medias por resina, del índice de deformación, que para la resina mc-40 fue de 5.3401, y para la resina mf-100, fue de 8.1049, obteniendo probabilidad observada de ocurrencia menor a 0.01 (tabla 7 y ver gráfica 8), lo que indica, que son diferentes entre sí, existiendo una mayor deformación en la mf-100. También se obtuvieron las medias de los índices de deformación , según esta prueba las distintas porciones del neurocráneo (tabla 8), indicaron entre las estructuras anatómicas, cuál tuvo mayor deformación, fijando un límite mínimo del 5%, que fue de 3.5271, y un segundo límite del 1 %, que fue de 4.1026 (tabla 8)), por lo que se concluyó, que la deformación fue semejante entre la longitud rostral (L.R.), la anchura de la regio nasalis (A.R.N.) y el largo de la región óptica (L.R.O.), con medias respectivas de 9.9123, 8.8036 y 8.2203, pero diferente a el largo de la regio nasalis (L.R.N.) y la longitud total del neurocráneo (L.T.N.C.), con medias respectivas de 4.53 y 2.86681, para una diferencia minima significativa del 5%, siendo la estructura anatómica del rostrum, la que presentó mayor deformación, y la estructura anatómica, de la longitud total del neurocráneo (L.T.N.C.), la que menos se deformó. Sin embargo la anchura de la región del neurocráneo (A.R.N. C.), y la longitud de la región ótica (L.R.O.T.) compartiendo también semejante deformación con la anchura

ANÀLISIS DE VARIANZA BIFACTORIAL.

TABLA 6 TABLA ANOVA.

FUENTE.V.	GL	S.C.	C.M.	F	PROB.OBSERV
TRATAMIENTO	15	2141.1781	142.7453	5.8660	P<0.01
P.CRANEAL.	7	1439.3896	205.6271	8.45	P<0.01
TIPO RESINA	1	538.4942	538.4942	22.1288	P<0.01
INTERACCION	7	163.2951	23.7279	0.9586	P>0.05
ERROR	272	6618.9972	24.3345		
TOTAL	287	8760.1761			

MEDIA POR RESINA RESPECTO AL INDICE DE DEFORMACION.

TABLA 7.

MC-40	MF-100	PROB.OBSERVADA.
5.3401	8.1049	P<0.01

OBTENCIÓN DE LA DIFERENCIA MÍNIMA SIGNIFICATIVA.

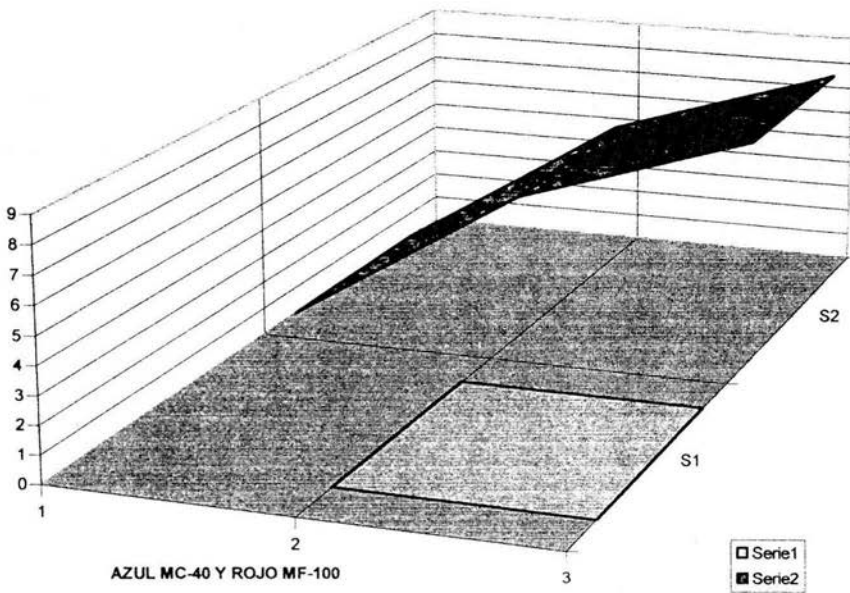
2

$$(D.M.S) = Q^* Cme./ n$$

$$D.M.S. 5\% = 3.5271.$$

$$D.M.S. 1\% = 4.1026.$$

MEDIA POR RESINA RESPECTO AL INDICE DE DEFORMACION



DIFERENCIAS EN LAS MEDIAS DE LOS ÍNDICES DE DEFORMACIÓN.

TABLA 8. RESULTADOS DE LA PRUEBA DE TUKEY.

L.R.	A.R.N.	1.1092	N.S.
L.R.	L.R.O.	1.6925	N.S.
L.R.	A.R.N.C.	2.2125	N.S.
L.R.	L.R.Ot.	3.1239	N.S.
L.R.	A.R.Ot.	4.8231	**
L.R.	L.R.N.	5.3828	**
L.R.	L.T.N.C.	7.0447	**
A.R.N.	L.R.O.	0.5833	N.S.
A.R.N.	A.R.N.C.	1.1033	N.S.
A.R.N.	L.R.Ot.	2.0147	N.S.
A.R.N.	A.R.Ot.	3.7139	*
A.R.N.	L.R.N.	4.2736	**
A.R.N.	L.T.N.C.	5.9355	**
L.R.O.	A.R.N.C.	0.52	N.S.
L.R.O.	L.R.Ot.	1.4314	N.S.
L.R.O.	A.R.Ot.	3.1306	N.S.
L.R.O.	L.R.N.	3.6903	*
L.R.O.	L.T.N.C.	5.3522	**
A.R.N.C.	L.R.Ot.	0.9119	N.S.
A.R.N.C.	A.R.Ot.	2.6106	N.S.
A.R.N.C.	L.R.N.	3.1703	N.S.
A.R.N.C.	L.T.N.C.	4.8322	**
L.R.Ot.	A.R.Ot.	1.6992	N.S.
L.R.Ot.	L.R.N.	2.2589	N.S.
L.R.Ot.	L.T.N.C.	3.9208	*
A.R.Ot.	L.R.N.	0.5597	N.S.
A.R.Ot.	L.T.N.C.	2.2216	N.S.
L.R.N.	L.T.N.C.	1.6619	N.S.

de la región del neurocráneo (A.R.N.C.), y el largo de la región ótica (L.R.O.T.), por lo que fueron las segundas estructuras más deformadas así mismo, la anchura de la región del neurocráneo (A.R.N.C.), y el largo de la región ótica (L.R.O.T.), comparten semejante deformación con el ancho de la región ótica, y el largo de la regio nasalis (L.R.N.), que serían las terceras estructuras más deformadas, y éstas últimas serían las cuartas estructuras más deformadas, pero de mayor deformación a la longitud total del neurocráneo, para el mismo valor, menor al 5% de la diferencia mínima significativa, siendo la quinta estructura anatómica más deformada.

Referente al segundo valor de la diferencia mínima significativa menor al 1%, la estructura anatómica, que también presentó la mayor deformación, fue el rostrum, pero diferente de la longitud de la regio nasalis, y de la longitud total del neurocráneo, que fueron semejantes al grado de deformación. Sin embargo la anchura de la regio nasalis, la longitud de la región ótica, y la anchura de la región del neurocráneo, tuvieron deformación semejante, siendo la segunda, tercera y cuarta estructuras respectivamente más deformadas, pero diferentes a la longitud total del neurocráneo, que volvió a demostrar, haber sido la estructura anatómica, con menor deformación.

De tal forma se pudo corroborar, que los especímenes, procesados con la resina mf-100, tuvieron un mayor índice o grado de deformación, que los que fueron procesados, con la resina mc-40. Por otro lado, se pudo concluir, en base a los dos valores de la diferencia mínima significativa, y de forma independiente, al tipo de resina utilizada, que la estructura anatómica, más deformada, respecto a las demás porciones

del neurocráneo, fuè el rostrum, mientras que la estructura anatómica, que resultò ser la menos deformada, fuè la longitud total del neurocráneo. Aunando a esto, que sólo los organismos descarnados en fresco tuvieron un proceso total de plastinación de 90 días, mientras que los demás especímenes tuvieron 105 días para el mismo proceso, ya que fueron previamente fijados por cocción, y con una solución de formaldehído al 4 %, por lo que se puede confirmar, que la fijación, si interviene, en la absorción o penetración de la resina en el tejido retardando el proceso 15 días más, afectándose de ésta forma, las células del tejido, ya que tan sólo el efecto del calor por cocción, produce la desnaturalización del mismo. No obstante la especie que sufrió mayor deformación de todas las estudiadas, fue Carcharinus altimus., que demostró, que los tres organismos colectados de ésta especie, al azar fueron descarnados uno por cada método (en fresco por fijación y por cocción), mostrarón el mismo tiempo total en el proceso de plastinación que fue de 90 días, lo que hace suponer, que el haber sido la especie más deformada, ya no dependió de la técnica de plastinación, sino de factores de la misma naturaleza de la especie como la alimentación, filogenia y ontogenia, lo que aún no se puede corroborar, por las limitaciones tecnológicas y del conocimiento evolutivo de estos organismos, que posteriormente podrá ser dilucidado, siempre y cuando existan los medios para hacerlo.

CONCLUSIONES.

En base al análisis de resultados podemos señalar los siguientes puntos importantes :

- 1).-Que existe deformación, utilizando ambas resinas, siendo menor la deformación en la resina mc-40.**
- 2).-Que existen diferencias en la porción craneal, siendo la estructura más deformada el rostrum, y la longitud total del neurocráneo, la menos deformada.**
- 3).-Que los especímenes tratados con resina MF-100, resultarán tener mayor grado de deformación.**
- 4).-Que el mejor método para la obtención del esqueleto de elasmobranquios pleurotremados fue la cocción gradual, con el cuidado de no dañar estructuras importantes, ya que sin las precauciones necesarias, el efecto del calor sobre el tejido, lo desnaturaliza.**
- 5).-Que ninguna de las resinas es ideal para estudios de Biometría dado que siempre existe deformación. Por lo que se sugiere se realice un estudio a futuro para determinar el tamaño óptimo de la muestra y que el error sea mínimo y se puedan implementar estos estudios.**

Por lo que podemos afirmar, que la mejor resina para la plastinación del esqueleto de elasmobranquios pleurotremados, es la mc-40, proponiendo la metodología del apéndice D. Hay que hacer notar, que estos resultados alimentan la utilización del método. Sin embargo hay que evaluar, como será el deterioro, conforme pase el tiempo, dado que esto queda fuera del alcance, del presente estudio.

APENDICE A
MEDIDAS BASICAS

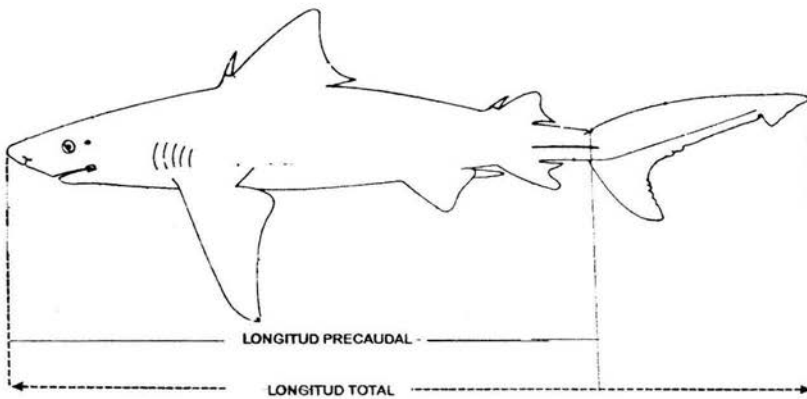


FIGURA 8.- MEDIDAS DE LA LONGITUD TOTAL Y PRECAUDAL (SEGÚN CASTRO, 1983)

VALORES OBTENIDOS DE LOS ESPECÍMENES.

Numero organismo	Organismo	Longitud total	Longitud precaudal
1	C.acronotus	1100 mm	900 mm
2	C.acronotus	1200 mm	1000 mm
3	C.acronotus	1175 mm	998 mm
4	C.altimus	1030 mm	890 mm
5	C.altimus	1040 mm	894 mm
6	C.altimus	1100 mm	947 mm
7	C.falciformis	1100 mm	901 mm
8	C.falciformis	1110 mm	907 mm
9	C.falciformis	1117 mm	907 mm
10	C.limbatus	1250 mm	1050 mm
11	C.limbatus	1220 mm	1022 mm
12	C.limbatus	1235 mm	1034 mm
13	C.porosus	1290 mm	1093 mm
14	C.porosus	1300 mm	1205 mm
15	C.porosus	1297 mm	1097 mm
16	C.porosus	1290 mm	1089 mm
17	C.signatus	1100 mm	900 mm
18	C.signatus	1112 mm	983 mm
19	C.signatus	1100 mm	920 mm
20	C.signatus	1105 mm	900 mm
21	C.signatus	1119 mm	903 mm
22	S.tiburo	930 mm	760 mm
23	S.tiburo	918 mm	740 mm
24	S.tiburo	900 mm	730 mm
25	S.tiburo	950 mm	750 mm
26	S.tiburo	934 mm	730 mm
27	S.tiburo	912 mm	709 mm
28	S.lewini	1098 mm	930 mm
29	S.lewini	1112 mm	909 mm
30	S.lewini	1100 mm	900 mm
31	S.lewini	1120 mm	903 mm
32	S.lewini	1115 mm	905 mm
33	S.californica	790 mm	759 mm
34	S.californica	801 mm	785 mm
35	S.californica	800 mm	791 mm
36	S.californica	808 mm	795 mm

APENDICE B

MEDIDAS NEUROCRÁNEO

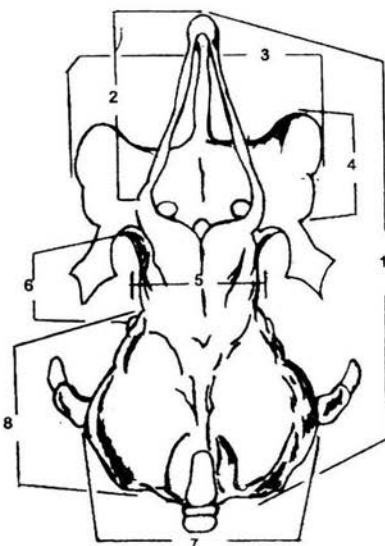


FIGURA 9.- MEDIDAS DEL NEUROCRÁNEO (SEGÚN MARTINEZ, 1996).

- 1.- LONGITUD TOTAL DEL NEUROCRÁNEO (L.T.NC.).
- 2.- LONGITUD DEL ROSTRUM (L.R.).
- 3.- ANCHURA DE LA REGIÓN NASAL (A.R.N.).
- 4.- LONGITUD DE LA REGIÓN NASAL (L.R.N.).
- 5.- ANCHURA DEL NEUROCRÁNEO (A. R. NC.).
- 6.- LONGITUD DE LA REGIÓN ÓPTICA. (L.R.O.).
- 7.- ANCHURA DE LA REGIÓN ÓTICA (A.R.OT.).
- 8.- LONGITUD DE LA REGIÓN ÓTICA. (L.R.OT.).

MEDIDAS OBTENIDAS DEL NEUROCRANEO

Numero organis	L.R.		L.R.N.		A.R.N.		L.R.O.		A.R.N.C.		L.R.OT.		A.R.OT.		L.T.NC	
	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D
1	43	42	61	59	24	23	22	21	25	23	39	38	52	49	136	130
2	47	45	63	61	22	21	24	22	25	24	33	32	50	49	130	129
3	46	42	62	60	21	19	23	21	25	24	32	31	50	49	132	130
4	39	30	59	53	24	19	22	17	24	20	35	31	50	43	122	114
5	40	30	61	54	24	18	23	19	24	21	35	32	51	45	128	120
6	45	32	63	52	27	19	25	20	27	22	37	34	58	51	135	130
7	42	31	61	56	25	20	25	21	25	21	34	30	52	45	127	118
8	41	30	60	52	25	19	25	22	25	20	33	30	53	46	126	120
9	47	39	64	55	29	21	29	24	29	24	39	33	60	51	133	127
10	49	47	64	61	27	25	27	26	26	24	36	35	58	55	142	140
11	48	46	63	61	27	26	27	25	26	25	34	32	57	54	139	135
12	46	44	62	58	25	24	27	25	26	25	31	31	57	56	137	135
13	51	49	61	60	22	21	31	30	29	27	32	30	58	57	149	144
14	51	50	61	59	22	22	33	31	29	28	32	30	58	55	139	137
15	52	50	63	62	23	21	34	30	32	30	34	30	58	56	138	135
16	50	48	60	57	23	20	32	30	30	29	32	31	57	55	139	137
17	41	35	57	55	22	21	24	22	24	23	33	31	55	53	119	115
18	40	39	58	56	23	22	24	23	25	23	33	32	56	54	124	120
19	41	37	58	56	24	21	24	22	26	24	33	30	57	54	121	119
20	42	39	59	58	24	22	23	21	25	22	32	29	56	55	123	120
21	45	41	61	59	29	25	29	26	28	25	37	34	60	56	128	125
22	30	28	127	123	43	42	22	21	40	38	31	30	57	56	118	116
23	28	26	124	121	44	41	29	29	41	38	30	29	58	57	119	116
24	30	27	128	125	44	41	23	21	41	38	33	29	59	57	121	118
25	33	31	130	128	47	45	30	28	45	43	34	30	61	59	122	119
26	29	27	125	123	45	43	29	28	43	41	32	31	59	58	123	120
27	31	30	127	125	45	42	29	27	40	38	30	29	59	57	120	117
28	30	28	133	130	47	45	33	32	44	42	33	30	61	58	123	120
29	31	29	136	130	47	46	34	33	45	41	34	31	59	57	125	121
30	31	28	136	132	48	47	35	31	43	40	35	32	60	56	126	124
31	30	27	135	134	46	44	32	30	42	40	36	33	62	59	124	120
32	33	30	137	135	49	45	36	34	46	44	37	34	60	58	126	123
33	18	17	90	87	37	35	27	26	67	65	43	42	80	79	124	121
34	20	18	93	91	39	37	29	28	68	65	45	44	80	78	125	122
35	21	18	91	87	39	36	30	28	67	64	46	43	81	79	126	123
36	22	19	94	91	40	38	30	27	69	64	48	45	83	81	128	125

SIMBOLOGIA :

A= Antes del tratamiento con resina, L.R.= Longitud del rostrum (mm), D=Después del tratamiento con resina, L.R.N.= Longitud regio nasalis (mm), A.R.N.= Anchura regio nasalis (mm), L.R.O.= Longitud región óptica(mm), A.R.N.C.= Anchura neurocraneo(mm), L..R.OT.= Longitud región ótica(mm), A..R.OT.= Anchura región ótica (mm), L.T.NC.= Longitud total neurocraneo (mm).

TABLA DE RESULTADOS CUALITATIVOS DEL PROCESO DE PLASTINACION.

N.org.	Org.	L.T.	Peso	T.Des.	T.Pla.	Defor.	Color	Text.	T.Res.	P.C.R
1	C.acr.	1100	6.5 / E	2/Coc	105	nada	h.o.	lisa	mc-40	t y d
2	C.acr.	1200	7.3 / E	3/Coc	105	nada	h.o.	lisa	mc-40	t y d
3	C.acr.	1175	7 / E	4/Fres	90	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y d
4	C.alt.	1030	3.6 / E	7/Fija	"	"	"	"	"	"
5	C.alt.	1040	3.4 / E	"	"	"	"	"	"	"
6	C.alt.	1100	3.5 / E	4/Fres	"	"	"	"	"	"
7	C.fal.	1100	"	"	"	"	a.o.	"	"	"
8	C.fal.	1110	"	"	"	"	"	"	"	"
9	C.fal.	1117	"	"	105	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
10	C.lim.	1250	8.9 "	"	"	"	"	"	"	"
11	C.lim.	1220	6.7 "	2 /Coc	"	"	"	"	"	"
12	C.lim.	1235	7.2 "	6 /Fija	"	"	a.b.	"	"	"
13	C.por.	1290	6.4 "	4 /Fija	"	"	h.t.	"	"	"
14	C.por.	1300	9.3 "	5/Fres	"	"	"	"	"	"
15	C.por.	1297	9.2 "	3/Coc	"	"	"	"	"	"
16	C.por.	1290	7.3 "	6/Fija	"	"	"	"	"	"
17	C.sig.	1100	4.8 "	"	"	"	"	"	"	"
18	C.sig.	1112	5 "	"	"	"	"	"	"	"
19	C.sig.	1100	"	5/Fres	90	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y d
20	C.sig.	1105	"	4/Fres	105	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
21	C.sig.	1119	5.7 "	6/Fres	90	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y d
22	S.tib.	930	3 "	6/Fija	105	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
23	S.tib.	918	2.8 "	"	"	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y d
24	S.tib.	900	"	"	"	"	"	"	"	"
25	S.tib.	950	3.4 "	"	"	"	"	"	"	"
26	S.tib.	934	"	3/Coc	"	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
27	S.tib.	912	3 "	"	"	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y d
28	S.lew.	1098	3.2 "	4/Coc	"	"	"	"	"	p y p
29	S.lew.	1112	4.1 "	"	"	"	"	"	"	"
30	S.lew.	1100	"	"	"	"	"	"	"	"
31	S.lew.	1120	4.2 "	2/Coc	"	"	"	"	"	"
32	S.lew.	1115	"	3/Coc	"	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
33	S.cal.	790	3.9 "	4/Coc	"	ro y ar	a.b.	rugos	mf-100	p y p
34	S.cal.	801	5.1 "	"	"	"	"	"	"	"
35	S.cal.	800	5.3 "	"	"	nada	h.t.	lisa	mc-40	t y d
36	S.cal.	808	6.5 "	3/Coc	"	"	"	"	"	"

SIMBOLOGIA : Org.= organismo, L.T.= longitud total, Peso = kilogramos(kg), T.Des=tiempo de descarnado (días), T.Pla=tiempo de plastinación(días), Defor.=deformación, Color= h.o.--- hueso oscuro, h.a.--- hueso ámbar, h.t. --- hueso transparente. a.b. ---ámbar blanco, a.o. ---ámbar oscuro.Text.=textura rugosa--- lisa T.Res.=tipo de resina.

P.C.R.= propiedades que confiere la resina.

t y d --- transparencia y dureza

p y d --- plástica y dureza

p y p --- plástica y porosa

Fres=fresco

Fija=fijación

Coc=cocción

APENDICE C

CLASIFICACION TAXONOMICA DE LAS ESPECIES UTILIZADAS EN EL PRESENTE TRABAJO.(Compagno 1973.).

Clase Chondrichthyes

Subclase Elasmobranchii

Cohorte Euselachii

Subcohorta Neoselachi

Superorden Galeomorphii.

Orden Carchariniformes.

Familia Carcharinidae.

Especies :

- *Carcharinus acronotus.*
- *Carcharinus altimus.*
- *Carcharinus falciformis.*
- *Carcharinus limbatus.*
- *Carcharinus porosus.*
- *Carcharinus signatus.*

Familia Sphyrnidae.

Especies :

- *Sphyrna lewini.*
- *Sphyrna tiburo.*

Orden Escuatiniiformes.

Familia Squatinidae.

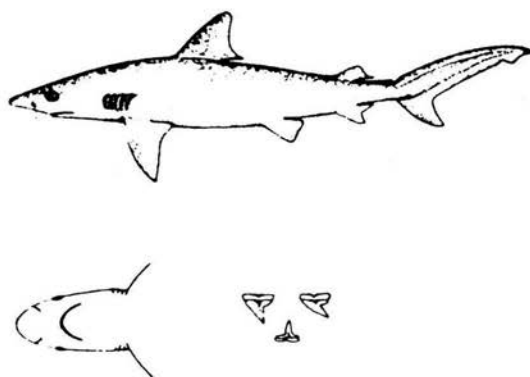
Especies :

- *Squatina californica.*

CARACTERÍSTICAS DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS (Según claves de identificación de Castro 1986, y Compagno 1984).

**Familia Carcharinidae.
Género Carcharinus.**

Carcharinus acronotus, Poey(1860).



Características generales.

.- Tienen morro tan largo como la abertura de la boca, los dientes superiores tienen cúspides oblicuas con fuertes muescas en sus márgenes exteriores, mientras que los dientes inferiores son erectos, con cúspides simétricas, con serraciones muy finas. El color es verde grisáceo, y ventralmente son blancos con una mancha negra en la segunda aleta dorsal en su punta, tienen una longitud de 125 cm-140 cm, y un peso de 10 kg-22 kg.

Modo de vida.

- Especie costera que se alimenta de peces pequeños, y a su vez sirve de alimento para tiburones más grandes.

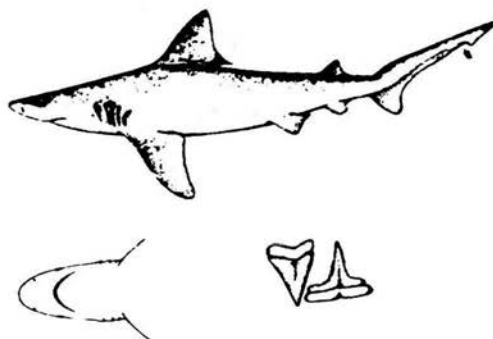
Distribución en México.

- Habita en el Golfo de México.

Familia Carcharinidae.

Género Carcharinus.

Carcharinus altimus, Springer, (1930).



Características generales.

- Tienen un morro bastante largo, la aleta dorsal se origina, por arriba de la axila pectoral o detrás de ella, se puede observar en ellos un puente interdorsal, tienen dientes triangulares, con margen exterior aserrado, los dientes frontales son erectos, y lateralmente se van haciendo oblicuos. Los dientes inferiores son de base ancha, y de cúspides muy finas. Alcanzan longitudes de 240 cm' 282 cm.

Modo de vida.

.- Habita aguas profundas en mares tropicales y subtropicales, de hasta 235 brazas, presenta mayor actividad nocturna, alimentándose de quimeras, tiburones pequeños y pulpos.

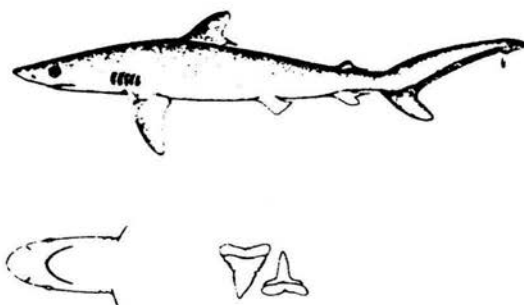
Distribución en México.

.- Se distribuye en el caribe mexicano.

Familia Carcharinidae.

Género Carcharinus.

Carcharinus falciformis, Bibron(1841).



Características generales.

.- Tienen morro corto, la primera aleta dorsal redondeada, con puente interdorsal, los dientes superiores son triangulares, anchos y con orillas aserradas, con suaves muescas en los márgenes exteriores, haciéndose oblicuos lateralmente, mientras que los dientes inferiores son erectos de base ancha con cúspides simétricas y erectas. Eu color es café o bronce. Alcanza longitudes de 200 cm- 240 cm.

Modo de vida.

.- Se le encuentra en aguas templadas y tibias, en aguas continentales y costeras. Se alimenta de pequeños peces y son de movimientos muy rápidos.

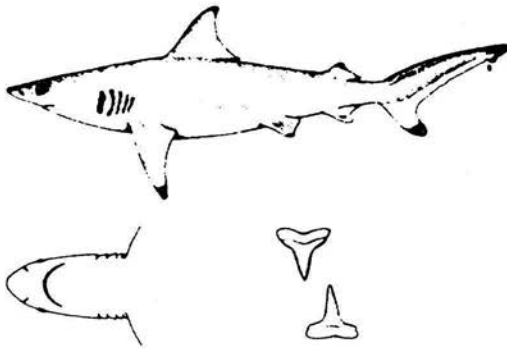
Distribución en México.

.- Habita en el Golfo de México y en la península de Baja California.

Familia Carcharinidae.

Género Carcharinus.

Carcharinus limbatus, Valenciennes, (1841).



Características generales.

.- Esta especie se caracteriza porqué la primera aleta dorsal se origina cerca del punto medio del márgen interno de las aletas pectorales, los dientes son estrechos, triangulares de cúspides erectas finamente aserradas, y de base ancha. Su color es gris oscuro o azul grisáceo. Las aletas pectorales, las dorsales y el lóbulo inferior de la aleta caudal en las puntas presentan manchas negras, y la aleta anal es blanca. Llegan a medir entre 150 cm- 255 cm.

Modo de vida.

.- Habita en aguas costeras de poca profundidad, se alimenta de rayas y pequeños peces. En invierno migran a aguas profundas.

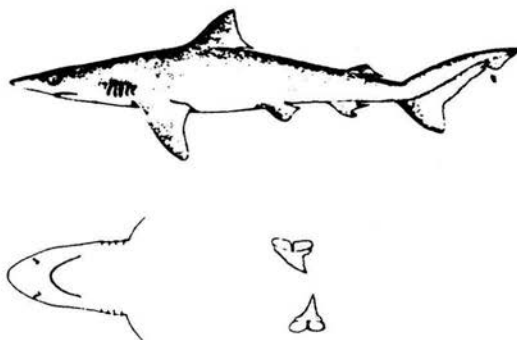
Distribución en México.

.- Se distribuye en todo el Golfo de México así como en las costas del océano pacífico, a partir de Baja California hacia el sur.

Familia Carcharinidae.

Género Carcharinus.

Carcharinus porosus, Ranzani, (1840).



Características generales.

.- Esta especie se caracteriza por tener una complexión delgada, siendo de tamaño reducido, además de que su aleta caudal es una cuarta parte de su longitud total, por lo que también se le conoce como tiburón de cola corta. Alcanza longitudes entre 90 cm- 134 cm.

Modo de vida.

.- Es una especie subtropical pobremente conocida, que habita aguas costeras poco profundas y estuarinas. Se alimenta de cangrejos, peces y pequeños invertebrados.

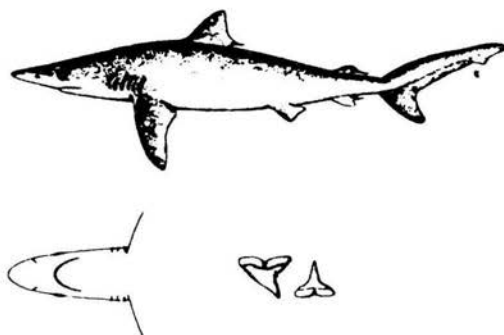
Distribución en México.

.- La especie habita al oeste del Atlántico, desde el norte del Golfo de México, hasta el sur de Brasil.

Familia Carcharinidae.

Género Carcharinus.

Carcharinus signatus, Poey, (1868).



Características generales.

.- El tiburón nocturno o de "noche", se caracteriza por tener largos ojos verdes, una primera y pequeña aleta dorsal, seguida de un puente interdorsal. Es de color azul grisáceo, y sus embriones normalmente son de color plateado. El adulto comunmente presenta manchas negras en su cuerpo. Su crecimiento termina al haber alcanzado una longitud de 280 cm.

Modo de vida.

.- Es un tiburón de aguas muy profundas, por ello el color verde de ojos, se encuentran a más de 150 o 200 brazas. Se alimentan de camarones y peces durante la noche.

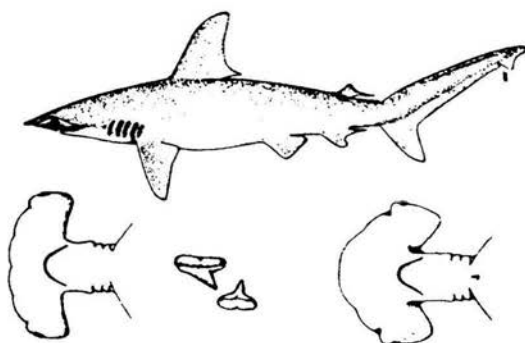
Distribución en México.

.- Se reporta en todo el Golfo de México, y rara vez en el Caribe mexicano, ya que es un organismo de grandes profundidades.

Familia Sphyrnidae.

Género Sphyrna.

Sphyrna lewini, Griffith-Smith, (1834).



Características generales.

.- Se caracterizan por una cabeza deprimida en sus extremos, a semejanza de un martillo, por lo que deben su nombre. Dentro de los tiburones se consideran los más avanzados, por su aerodinámica, y por la relación tan estrecha que guardan con los tiburones "requiem". El margen anterior de la cabeza está bien marcado por fuertes rebordes o festones. Poseen dientes triangulares con orillas aserradas, con dientes centrales erectos con cúspides oblicuas. El color es verde olivo a grisáceo

aunque con la edad se oscurecen más, siendo las puntas de sus aletas negras. Alcanzan longitudes de 208 cm- 365 cm, y 43 kg- 76 kg de peso.

Modo de vida.

- Viven en aguas templadas y semitropicales (22 grados centígrados), se alimentan de cangrejos, de tiburones y pastinacas, también se encuentran en aguas costeras y oceánicas, se cree que es una especie migratoria. Además se sabe que son vivíparos.

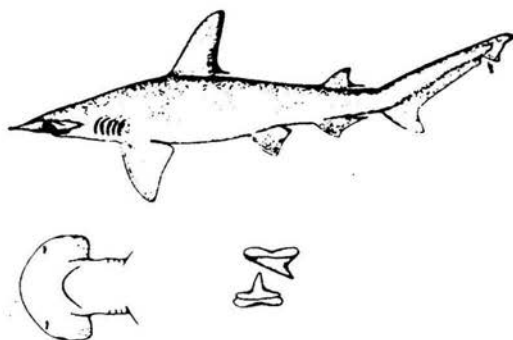
Distribución en México.

- Se encuentran distribuidos en todo el Golfo de México.

Familia Sphyrnidae.

Género Sphyrna.

Sphyrna tiburo, Linnaeus, (1758).



Características generales.

- Esta es la especie más fácil de identificar, ya que el margen anterior de la cabeza, no es festonada, sino redondeada. Los dientes frontales son erectos con cúspides lisas, y con cúspides oblicuas en dientes subsecuentes. Los dientes de la mandíbula inferior están modificados, en dientes moledores, que están deprimidos. Su color es gris y alcanzan una longitud máxima de 110 cm.

Modo de vida.

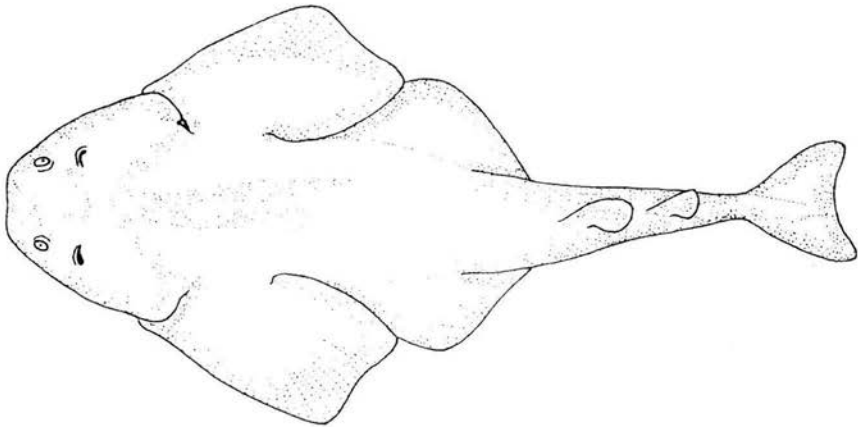
.- Habita aguas costeras poco profundas, con fondos arenosos o fangosos. Se alimenta de camarones, cangrejos, moluscos y pequeños peces. En invierno migran hacia aguas más profundas, en grupos normales de 12-20 individuos, hasta cientos o miles. Los juveniles se caracterizan porqué son 100% estuarinos.

Distribución en México.

.- Su distribución abarca todo el Golfo de México.

**Familia Squatinidae.
Género Squatina.**

Squatina californica, Ayres, (1859).



Características generales.

.- Son organismos deprimidos dorsoventralmente, con boca terminal, ojos superiores en la cabeza, espiráculos por detrás de los ojos, aletas pectorales expandidas, con dos aletas dorsales, cerca de la aleta

caudal. Se consideran formas intermedias entre organismos hipotremados y pleurotremados. Tienen dientes cónicos, puntiagudos y similares en ambas mandíbulas. El color es gris arenoso o café rojizo, con manchas oscuras, mientras que el vientre es de color blanco. Alcanza una longitud entre 100 cm- 155 cm, y un peso de 10 kg- 27 kg.

Modo de vida.

.- Se encuentran enterrados en la arena o fango a profundidades de 8 brazas, aunque se le ha llegado a encontrar hasta profundidades de 100 brazas, son de hábitos nocturnos, se alimentan de crustáceos, moluscos, rayas y peces. Su desarrollo reproductivo es ovovivíparo.

Distribución en México.

.- Se encuentra distribuida en la costa occidental de la península de Baja California, Mar de Cortés, así como en los estados de Sonora y Sinaloa.

APENDICE D

METODOLOGIA PROPUESTA.

Terminado el proceso de plastinación, de la metodología propuesta por Gersenowies y González en 1993, hasta limpiar el exceso de resina después de la fase de impregnación completa, se proponen y sugieren, los siguientes pasos, que le dan una mejor apariencia y acabado, a los organismos :

- 1).- Dejar escurrir el exceso de resina, de los especímenes plastinados, durante 2 meses.

- 2).- Limpiar con algodón y acetona químicamente pura, la superficie de los especímenes.

- 3).- Dejar secar a temperatura ambiente.

- 4).- Dar 2 o 3 aplicaciones de esmalte (catalizador), acrílico transparente, dejándolos secar completamente, de 3 a 5 días.

- 5).- Completar el proceso de armado.

BIBLIOGRAFIA.

Aeschlimann, D., Antoinette Welter Wald. 1993.Expression of tissue transglutaminase in skeletal tissues correlates with events of terminal differentiation of chondrocytes.Cell.Biol.120(6), 1461-1470.

Anderson, H.C.1973.Calcium accumulating vesicles in the intercellular matrix of bone, in hard tissue growth, repair and remineralization.Ciba Foundation Symp.11 : 213-246.Elsevier Excerpta Medica.Holland Amsterdam.

Andreuicci, R.D., G., Blumen.1971.Radioautographic study of dermal denticles on sharks.Acata.Anat.79 : 76-83.

Applegate, S.P.1967.A survey of shark hard part.in Gilbert Pw Matheson, r.f.Sharks, skates and rays.The John Hopkins Press Baltimore, U.S.A., p.p.37-67.

Applegate, S.P., L.B. Arrubarena.1979.Tiburones mexicanos., S.E.I.T. S.E.P., México.

✓Ashley, L.M., R.B. Chiasson.1988.Laboratory anatomy of the shark.5th edition., Dubuque : U.C.Brown.

Aufdemorte, T.B., Bickley, H.C.1985.An epoxy resin and silicone impregnation technique, for the preservation of oral pathology teaching specimens. Oral. Surg. Med. Oral. Pathol., vol.59 : 74-76.

Bertin, L.1960.Squelette axial.in p.p.Grasse (ed.)Traite de zoologie, 13a : 688-709..Masson et.cie.Paris.

Bickley, H.C., Von-Hagens, G.1981.An improved method for the preservation of teaching specimens.Arch.Pathol.Lab.Med.vol.105 : 674-676.

Bickley, H.C., Walker, A.N.1987.Preservation of pathology specimens by silicon plastination.Ann innovative adjuncto pathology education.Am.J.Clin.Pathol.vol.88 : 220-223.

Blot, J.1967.Holocephales et elasmobranches.Traite de paleontologie, iv., 2.

Bohensky, F.1981.Photo manual and dissection guide of the shark.Wayn, New Jersey.Avery Publishing Group.

Bourne, G.H.1969.The biochemistry and phydiology of bone.New York., Academic Press.

Bradbury, S.A., Hoshino, K.1978.An improved embalming procedure for long lasting preservation of the cadaver anatomy study.Acta.Anat.101 ; 97-103.

Bridgman, C.H., Humelbaugh, F.A.1963.Plastic embedded teaching specimens.Med.Biol.Illus.vol.13 : 177-185.

Budker, P.1971.The life of sharks.Lond Weiden Fels and Nicolson.

Burns, V.A.1979.Embedding in large plastic block.Arch.Pathol.Lab.Med.103 : 177-179.

Carolina Co. (1996) Biological material. Carolina biological supply company, U.S.A..

Carvalho, M., Ulisses Leite. 1992. Reinterpretation of the clasper morphology of *Prionace glauca*. *An. Acad. Bras. Cienc.* 64(2) : 199-206.

Casier, E. 1961. transformation des sustans de fixation et de vascularization dentaires dans l'évolution des selachians du sous ordre des squaliformes. *Mem. Int. Roy. Sci. Nat. Belg. Ser. 2. fasc. 65* : 1-61.

Castro, J.L. 1986. *Sharks of North America*. Texas A&M University Press. U.S.A.

Compagno, J.L. 1973. Interrelations of living elasmobranchs : p.p. 15-61 P.H. Greenwood Publishers., U.S.A.

Compagno, J.L. 1984. *FAO species catalogue. vol. 4. part. 1 .sharks of the world-an annotated and illustrated catalogue of sharks species now to date*. FAO fisheries synopsis. Rome.

Compagno, J.L. 1977. Phyletic relationships of living sharks and rays. *American Zoologist*. 17 : 303-322.

Cooper, M.H., Kventon, J .F. 1987. Preservation of the dissected and surgical anatomic detail in the temporal bone human. *Am. J. Othol.* 8(1) : 18-22.

Cooperias Enrique. 1990. Leccion de anatomia-cadáveres transparentes. *Muy Interesante*. año VII. 6., p.p. 37-43.

Currey, J.D.1976.Esqueletos animales.Ediciones Omega.Barcelona, España., p.p. 28-32.

Daniel, J.F.1934. The elasmobranch fishes.3rd edition.Berkeley University of California Press.(shark anatomy).

Dawson, T.P.1990.How do we teach pathology? Silicone plastinated pathology specimens and their teaching potential.J.Pathol.162(3) : 265-272.

Dawson, T.P.1991.Plastination, a novel and cost effective method of specimen preservation.Journal of Pathology.vol.163(2)., p.p. 159, U.S.A.

Delsate Dominique.1992.Mesozoic chondrichthyes, from Luxemburg.Bull.Soc.Nal.Luxemb.0(93) : 181-193.

Denison, R.H.1964.The early history of the vertebrate calcified skeleton.Cli.Orthop.31 :141-152.

Eckel, H.E.,1993.Plastination, a new approach to morfological research and instruction with excised larynges.Ann.Othol.Rhinol.Laryngoi.102(9) : 660-665.

Eilberg,R.G .1975. Mineralization of vertebrate cartilage.Calcif.Tiss.Res.19 : 86-90.

Feedback, D.L., .1991.Plastination of gross neuropathology specimens : modification of the standard s'10 technique for brain and spinal cord.Biomedical Research.2(2) : 144-152.

Folich, K.W.1984.Pheoxyethanol as a non toxic substitute for formaldehyde in long-term preservation of human anatomical specimens for dissection and demonstratios purposes.Ana.Rec.208 : 271-278.

Fritch, H., Heyemenn, L.1991.Plastination histology and grinding machine.Anatomischer Anzeiger.173(3) : 161-165.

Gans, C., Parsons, T.S.1964.Photographic atlas of shark anatomy.New York Academic Press.52

Gans, C., Parsons, T.S.1981.A photographic atlas of shark anatomy (the gross morphology of *Squalus acanthias*.).The University of Chicago Press.

Gersenowies ,J.R., Gonzalez, I.M.1990.Apuntes del curso de Anatomia Animal Comparada, de la Carrera de Biologia de la E.N.E.P.-Iztacala-U.N.A.M.

Gersenowies, J.R., González I,M.1992.Estandarización de la técnica de plastinación de elasmobranquios, con resinas poliester de fabricación nacional.Laboratorio de Anatomia Animal Comparada, E.N.E.P.-Iztacala-U.N.A.M.

Gersenowies , J.R., Gonzalez, I.M.1993.Plastinación de corazón de cerdo con resinas poliester de fabricación nacional.XII coloquio de investigación científica., U.N.A.M..- Campus-Iztacala.

Gersenowies, J.R., Macias, O.J.F.1994.Adaptación de la técnica de plastinación para preparaciones de esqueleto de tiburones y su conservación en seco.VI congreso nacional de Ictiología, Morelia, Mich. México, D.f., Laboratorio de Anatomía Animal Comparada.-U.M.F.- U.N.A.M.- Campus Iztacala.

Glover, R.A.1992.Plastination, an innovative approach to curricular development and delivery.One hundred and six annual meeting of the american association of anatomists held jointly with the japanese association of anatomists on biological structure, San Diego, California, U.S.A.March.

González I,M., Gersenowies, J.R., Montes, Fuentes,P.1994.Aplicación de la técnica de transparentación con hidróxido de potasio y tinción con rojo de alizarina "s" para el estudio de Batoideos.Mem.IV Congreso Nacional de Ictiología.Morelia 1994.

✓ Gonzalez,I.,M. (1996) Filogenia de doce especies de batoideos (Chondroichthyes : Batidoidimorpha) de México con base a la anatomía del craneo. Tesis de Maestría (Biología Animal) Fac. de Ciencias U.N.A.M, 154p.

• Goodrich, E.S.1986.Studies on the structure and development of vertebrates.The University of Chicago Press., U.S.A.

✓ Grady, J.E.1972.Tooth development in sharks.Arch.Oral.Biol.15., 613-619.

Guillén, J.1992.La plastinación : Novedosa técnica de conservación de especímenes.Gaceta U.N.A.M.,no 2626., p.p.24-25 (Febrero de 1992).

Hall, B.K.1975.Evolutionary consequences of skeletal differentiation.American Zoologist.15 : 329-350.

Hall, B.K.1982.Bone in the cartilaginous fishes.Nature.98 : 324.

Halstead, L.B.1974.Vertebate hard tissues.Wykeham Publication.Ltd.London.

Hangay, G. 1985. Biological museum methods (vetrebrates).Academica Press Australia.vol.1.(Sidney).

Hawley, D.A.1991.Specimens for teaching forensic pathology, odontology and anthropology (1).Soft Tissue.American Journal of Forensic Medicine and Pathology.12(2) : 170-174.(a).

Hawley, D.A.1991. Specimens for teaching forensic pathology, odontology and anthropology.(2).Teeth and Bone.American Journal of Forensic Medicine and Pathology.12(2). : 180-185.(b).

Henry, R. W., Weber.1992.Plastination preservation of biological specimens for the 21`st century.one hundred and sixth annual meeting of the american association of anatomists held jointly with the japanese association of anatomists on biological structure.San Diego California, U.S.A., March.

Henry, R, Rowies, T.K.1993. Plastination specimen preservation for the 21`st century.tenth biennial conference on the biology of marine mammals.Galveston, Texas, U.S.A.

Herold, R.C.B.1975.Scanning electron microscopy of enameloid and dentine in fish teeth.Arch.Oral.Biol.20 : 635-640.

Herman, J.M., B.C., Hovestadt.1990.Contributions to the study of the comparative morphology of teeth and other relevant ichthyodorulites in living supraespecific taxa of chondrichthyan fishes.Bull.Inst.Rsci.Nat.-Belg.Biol.60(0) : 123-181.Belgium.

Hildebrand, M.1969.Anatomical preparations.Berkeley, University of California Press, U.S.A.

Hildebrand, M.1991.Anatomía y embriología de los vertebrados.Edit. Limusa, México, D.F.

Humason, S.G.1970.Tissue techniques.4rd edition, W.M. Freeman and Co.New York, U.S.A.

Kaplan, W.1948. Formaldehyde as a mutagen in drosophila .Science 108: 3.

Kluge, A.1971.Chordate structure and function.2nd edition, Macmillan Publishing Co., Inc.

Kramer, K.L., Von-Hagens, G.1983.Hot melt corner point methods for attaching large plastic sections to glass slides.Stain.Technol.58(2) : 65-68.

Legault, J.M.1979.Color preservation of gross museum specimens for teaching and medical illustration,Arch.Pathol.Lab.Med.103 : 300-301.

Lemire Michel.1993. La representación del cuerpo humano, modelos anatómicos de cera.Revista Ciencias.Octubre no 32 : 59-69

Lieb, E.1959.The plastic sack as an aid in the teaching pathology.Am.J.Cli.Pathol.32 : 385-397.

Loutrup, S.1974.Epigenetics.John Wiley London.

Lutz, E.1969.Hand book of plastic embedding.Healdsburg.Germany, Naturegraph Publishers.

Martínez V., V. M. 1996. Análisis descriptivo del esqueleto de *Raja texana* (Chondrichthyes : Rajoidei) Tesis de Licenciatura (Biología) E.N.E.P Iztacala U.N.A.M. 58p.

Matthews, M.B.1966. The molecular evolution of cartilage.Clin Orthop.Rel.Res.48 :267-283.

McEachran, Compagno,J.L.1982.Interrelations of an witting Predi Raja, based on anatomical structures(Pisces :Rajoidei).Bull.Marine Science.32(2) :399-425.

McEachran,J.D.1977.Variation in *Raja germani* and the status of *Raja lentuginosa* (Pisces :Rajidae).Bull.Mar.Sci.27(3) :423-439.

McEachran,J.D.1982.Revision of the South American skates Genus Sympterygia (Elasmobranchii : Rajiformes) Copeia.4 :867-890.

McEachran,J.D.1989.Morphological variation within *Raja mitaletus* and status of *Raja ocellifera* (Chondrichthyes : Rajoidei).Copeia.3 : 629-664.

Mc Cornick, J.B.1961. Color preservation of gross museum specimens.Arch.Pathol.Lab.Med.72 : 96-99.

Meléndez, B.1978.Paleontología.tomo 2-
Vertebrados(peces).Edit.Paraninfo.,Barcelona, España.,p.p.97-112.

Miake.1991.Ultraestructural estudios on crystal growth of enameloid minerals in elasmobranch and teleost fishes.Calcif.Tissue.Int.48(3) : 204-217.Boston, U.S.A.

Miles,R.S.1971.Paleozoic fishes.2nd De.Chapman and Hall.London.

Montes D., H. M. 1996. Relaciones de parentesco y similitud entre ocho especies de la superfamilia Dasyatoidea (Pices: Batoidea) Tesis de Licenciatura (Biología) E.N.E.P. Iztacala, U.N.A.M.. 55p.

Moosavi, H.1987.Plastic embedded human narrow biosy specimens.Arch.Pathol.Lab.Med., vol.105 : 269-273.

Moss, M.L.1963.Studies of the acellular bone in teleost fish.4, inorganic content.Acata.Anat.53 : 1-8.

Moss, M.L.1964.The phylogeny of mineralized tissues.Int'l Rev.Gen.Exp.Zool.1 : 297-331.

Moss, M.L.1968. The origin of vertebrate calcified tissues, current problems of lower vertebrate phylogeny.Nobel Symposium, 4 : 359-371.

Moss, M.I.1977. Skeletal tissues in sharks.American Zoologist.vol.17 : 335-342.

Muller, I.J. 1989. A histological, chemical, and x-ray diffraction study on contemporary Carcharias glaucas., and fossilized Macrotadontaspis. Shark teeth. Archs. Oral. Biol. 20 : 797-802.

Natanson, L.J., G.M., Caillet. 1990. Vertebrate growth and zone deposition in pacific angel sharks. Copeia. 1990(4) : 1133-1145.

Nicaise, M. 1990. Plastination of organs, a unique technique for preparation of illustrative demonstration specimens. Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift, Belgium., vol. 59.(4).

Nishioka, H. 1973. Lethal and mutagenic action of formaldehyde in hcr and hcr strain in E.coli. Mutat. Res. 17 : 261-269.

Obe, G. 1979. Mutagenic activity of formaldehyde Drug. Alcohol. Depend. 4 : 91-94.

Orving, T. 1951. Histologic studies of placoderms and fossil elasmobranchs, the skeleton with remarks on the hard tissues of vertebrates. General. Ark. Zool. 2 : 321-454.

Ortega Ortiz, J.G., Villa Ramirez, B., Gersenowies, J.R. 1993. Presence of a super numerary digit in the flipper of vaquita, Phocaena sinus. Tenth Biennial Conference on the Biology of Marine Mammals. Galveston Texas, U.S.a :

Peignoux-Deville. 1982. Evidence for the presence of osseous tissues in dog fish. Cell. Tissue Research. 222 : 605-614.

Peignoux-Deville. 1984. El hueso de tiburón, o la Biología al encuentro de la Paleontología. Mundo Científico. vol. 4(41) : 1140-1142.

Peignoux-Deville.1990.Demonstration of resorbing cells in elasmobranchs : comparisson with osteoclasts.Tissue and Cell.21(6) :925-934.

Person, P.1969. The nature and significance of vertebrates cartilages.Biol.Rev.44 : 1-16.

Pirlot, p.1976.Morfología evolutiva de los cordados.Editorial Omega, Barcelona, España, p.p. 103-116.

Pond, K.R.1992.Preservation of tissues and gastrointestinal tract portions by plastic coating or plastination.Journal of Animal Science.70(4) : 1011-1014.

Ragan, D.L., C.J.Boreiko.1981.Initiation of c3h/10tt/2.cell transformation by formaldehyde.Cancer Lett,13 : 325-331.

Radinsky,L.1961.Tooth histology as a taxonomic criterion for cartilaginous fishes.J.Morph.109 :73-92.

Ridewood,W.G.1991.On the calcification of the vertebral centra in sharks and rays.Phil.Trans.Roy.Soc., London.210 :311-407.

Romer, A.S.1963.The ancient history of bone. Ann. N.Y. Acad. Sci. 109 : 168-176.

Romer-Parsons.1981.Anatomía comparada.5a edición.Edit.Interamericana.,México, D.F., p.p. 115-118.

Ross, W.E.1980.Relation between DNA damage and survival in formaldehyde-treated mouse Cells.Mutat.Res.79 : 277-283.

Rossenweig, J.L.1988.Anatomy of the shark, text and dissection guide.Brown Publishers., U.S.A.

Ruiz c.a.1993.Contribución al estudio osteológico de elasmobranquios hipotremados a través de la técnica de transparentación.(Tesis de Licenciatura en Biología)E.N.E.P.-Iztacala-U.N.A.M.

Seibold, R.1991.A new application of plastination in bone histology.Veterinary and Comparative Orthopedica and Traumatology., vol.6(4).

Seibold, R., G., Von-Hagens., et.al.1993.New uses of plastination in bone histology.Un.Fail.Chirug.94(12) : 624-633.

Schaeffer.1977.Relationships of fossil and living elasmobranchs.American Zoologist.New York.17 : 293-302.

Schaeffer.1967.Comments on elasmobranch evolution, sharks, skates and rays.The John Hopkins Press., Baltimore, U.S.A., p.p. 3-35.

Schellis,R.P.1984.A histological and histochemical study of the matrices of enameloid and dentine, in teleost fishes.Archs.Oral.Biol.20 :183-187.

Schneider, U, G., Von-Hagens.1988.The plastination method in experimental orthopedics, the example of retropatellar cartilage injury.Anatomischer Anzeiger.Marzo., Alemania.

Slavkin, H.C.1975.Extracellular matrix influences on gene expression.Academic Press, New York.

Slizynska, H.1957.Cytological analysis of formaldehyde-induced chromosomal changes in drosophila melanogaster.Proc.R.Soc.66 : 288-394.

Sloka, K.1987.Utilization of postmortem examination with emphasis on audiovisual aids.Arch.Pathol.Lab.Med.111 : 883-884.

Springer, V.G.1989.Sharks in question.The Smithsonian answer book, U.S.A.

Stevens, J.B.1992.Tiburones.2da edición.Intercontinental Publishing Corporation., U.S.A, Colección materia viva.240.p.

Ulfing, N.1990.Plastination of stained sections, of the human brain.Anatomischer Anzeiger.170(5) :309-312.

Urist, R.M.1961.Calcium and phosphorous in the blood and skeleton of the elasmobranchii.Endocrinology.69 : 778-780.

Vázquez,S., Triguero,C.1982.Los mil grandes de las Ciencias Naturales.De.Promexa, México.

Von-Hagens, G.1979.Impregnation of soft biological specimens with thermosetting resins and elastomers.The Anatomical Record.vol.104(2) : 247-255.

Von-Hagens, G. 1987.The corrunt potential of plastination.Anat.Embryol.Bel.175(4) : 411-421.

Von-Hagens, G.1979.Emulsifying resins for plastination preparations.Anat.Embryol.Bel. 25 : 43-50.

Walker, W.F.1980.Vertebate dissection.6th edition, Saunders College Publishing, Washington, U.S.A.

Wadkins,C.L.1974.Physical Biochemistry of calcification.Clin.Orthop.99 :245-266

Ward's Natural Science Establishment Inc.1949.Glycerine technique in bioplastic embeddement.Ward's Natura Science.Bull.23(2) :25.

Weichert, Ch.1981.Elementos de anatomía de los cordados.4a edicion.Edit.Mc Graw-Hill.México, D.f.,p.p. 22-23, 65, 66, 109, 110.

Zangerl,R.1966.A new shark of the family Edestidae Ornithoprion hertwigi.Filedima-Geol.16 :1-43.