



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS PROFESIONALES IZTACALA

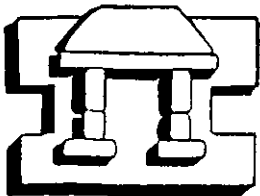
DESCRIPCION ANATOMICA DE LOS NERVIOS ESPINALES DE *Urotrygon aspidorus* (ELASMOBRANCHII: BATOIDEI).

739378

T E S I S

PARA OBTENER EL TITULO DE BIOL O G O P R E S E N T A :

ERICK ALEJANDRO FLORES MARTINEZ



DIRECTOR: BIOL. JORGE RICARDO GERSENOWIES RODRIGUEZ

IZTACALA TLALNEPANTLA, EDO. DE MEX.

2001



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.

Para ti,
que has estado conmigo incondicionalmente.
De quien he aprendido lo más valioso
que es amar, por quien he sido y dejaría de ser,
por un futuro de lucha constante.

—Gisela.

Agradecimientos

Al Biol. Jorge Ricardo Gersenowies Rodríguez por su gran ayuda como director, por sus enseñanzas, valiosas críticas y por el apoyo para la realización de este trabajo.

A los revisores: M. en C. Mónica González Isais,
M. en C. Rafael Chávez López.
Biol. José del Carmen Benítez Flores.
Biol. Mario Cárdenas León.
Por sus correcciones y sugerencias que hicieron para que este trabajo fuera posible.

Al Biol. Héctor Marcos Montes Domínguez por su valiosa ayuda durante la colecta de los organismos, así como por sus comentarios.

A mi madre sabiendo que jamás existirá alguna forma de agradecer en esta vida de lucha y superación constante, deseo expresarte que mis ideales, esfuerzos y logros han sido también tuyos y constituye el legado más grande que pudiera recibir .

A Vicky que dio lo mejor de si misma sin esperar nada a cambio, porque sabe escuchar y brindar ayuda cuando es necesario, porque se ha ganado el cariño, admiración y respeto de todo el que la conoce.

A Iván por los grandes momentos compartidos y por su valiosa amistad.

A Jennifer por su apoyo económico recibido para la culminación de mis estudios.

Y a todas aquellas personas que intervinieron de alguna forma en la culminación de este trabajo.

CONTENIDO

	pags
• Introducción	1
• Antecedentes	7
• Selección del Modelo Animal	15
• Ubicación Taxonómica	17
• Objetivos	18
• Metodología	19
• Resultados	22
• Análisis y Discusión de Resultados	36
• Conclusiones	44
• Apéndice	46
• Bibliografía	50

INTRODUCCIÓN

El sistema nervioso se puede definir como el principal centro de coordinación del organismo siendo el sistema que relaciona los mensajes que entran del medio y da las respuestas adecuadas que adapta las actividades del organismo a su ambiente en favor de su integridad (Montagna, 1981).

Desde un punto de vista anatómico el sistema nervioso se divide en dos porciones: el sistema nervioso central y el sistema nervioso periférico. El sistema nervioso central lo componen el encéfalo y la médula espinal (Álvarez del Villar, 1979).

El encéfalo adulto presenta cinco divisiones (Kluge, 1977) (fig 1):

- a) El telencefalo el cual está formado por dos hemisferios cerebrales (Montagna, *op cit*).
- b) El diencefalo formado por el epitálamo, tálamo, hipotálamo y subtálamo.
- c) El mesencefalo constituido por el tectum y los pedúnculos cerebrales..

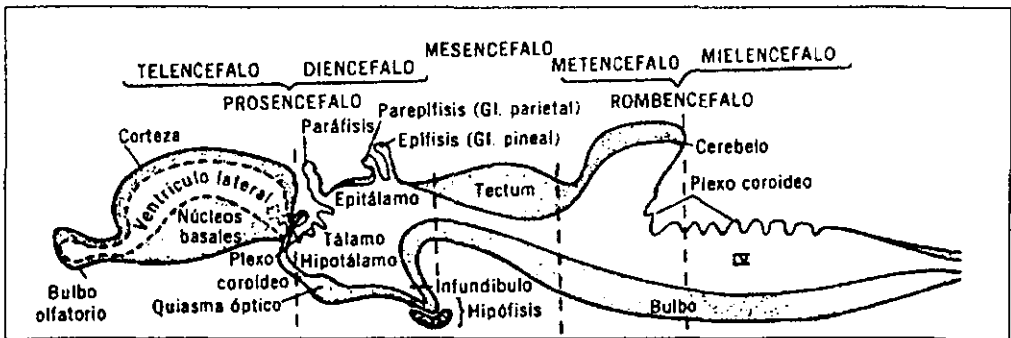


Fig 1. Estructura del encéfalo de un elasmobranquio (Tomada de Romer y Parsons, 1981).

d) El metencéfalo formado por el cerebelo y el puente.

e) El mielencéfalo o médula oblongada.

La médula espinal se encuentra en el canal raquídeo de la columna vertebral; está subdividida en segmentos denominados espinales o neurómeros. En la mayoría de los peces, anfibios con cola, reptiles y aves la médula se extiende a través de toda la longitud del canal vertebral, mientras que en algunos peces, anfibios, es más corta que la columna vertebral, mientras que en la mayoría de los mamíferos se extiende hasta la región lumbar (Kluge, *op cit*); siendo su función la de recibir los impulsos, integrarlos, coordinarlos y transmitirlos a cualquier región que tengan que ir dentro del sistema nervioso central y dar las respuestas al sistema nervioso periférico (Hildebrand, 1988).

La estructura general de la médula espinal se ejemplifica mejor en un corte transversal (fig. 2). Está formada por dos tipos de sustancias: la materia gris y la materia blanca: la materia gris es interna y tiene una forma irregular pareciéndose a una 'H' la cual debe su color a que está formada irregularmente de cuerpos celulares, campos dendríticos y segmentos iniciales de axones. Los brazos superiores de la 'H' se denominan astas dorsales, los brazos inferiores más cortos son las astas ventrales y entre las dos astas se encuentran en la región torácico-lumbar las astas laterales. El asta dorsal recibe la información sensitiva proveniente de las diferentes regiones del cuerpo por vía de los nervios espinales que llegan a la raíz dorsal, por lo tanto representa el asta sensorial; mientras que el asta ventral tiene las motoneuronas que envían las señales a los músculos y glándulas del cuerpo a través del nervio que surge de la raíz ventral y por lo tanto representa el asta motora (Hildebrand, *op cit*).

La materia blanca consiste casi enteramente de axones, cada axón está rodeado de una gruesa capa de mielina la cual da su color característico, la mielina es una

membrana multilaminar que se encuentra en todos los vertebrados excepto en lampreas, siendo su función la aceleración del impulso nervioso (Kurihara, 1997). La mielina es elaborada por dos tipos de células gliales, los oligodendrocitos en el sistema nervioso central y las células de Schwann en el sistema nervioso periférico (Hall, 1992). Posee un altísimo contenido de lípidos repartidos en las siguientes proporciones: 30 % de colesterol, 40 % de fosfolípidos y el 30 % restante de glucolípidos. Entre estos últimos la especie más importantes son los cerebrosidos. Aproximadamente un 10 % está constituido por sulfátidos (Mateu, 1987).

La materia blanca en la médula espinal se encuentra dividida por el surco dorsomedial y el surco ventromedial en un lado derecho e izquierdo; a su vez cada lado se encuentra dividido en tres funículos: el dorsal que se encuentra entre el surco dorsomedial de la médula espinal y el asta dorsal teniendo proyecciones aferentes al cerebro; el funículo ventral entre el surco medioventral de la médula espinal y el asta ventral teniendo proyecciones eferentes del cerebro y el lateral que se encuentra entre las dos astas transmitiendo axones en ambas direcciones (Kluge, *op cit*; Hildebrand, *op cit*).

La médula espinal es soportada y protegida por una o más capas de tejido llamadas meninges. En la mayoría de los peces es una membrana de tejido conectivo localizada entre el sistema nervioso central y el esqueleto axial. En anfibios y reptiles dos meninges están presentes: una membrana vascularizada denominada piamadre unida al sistema nervioso central y una membrana externa unida al esqueleto denominada duramadre. En aves y mamíferos presentan tres membranas: una delicada membrana vascularizada denominada aracnoides localizada entre la piamadre y la duramadre segregada (Kluge. *op cit*; Hildebrand, *op cit*).

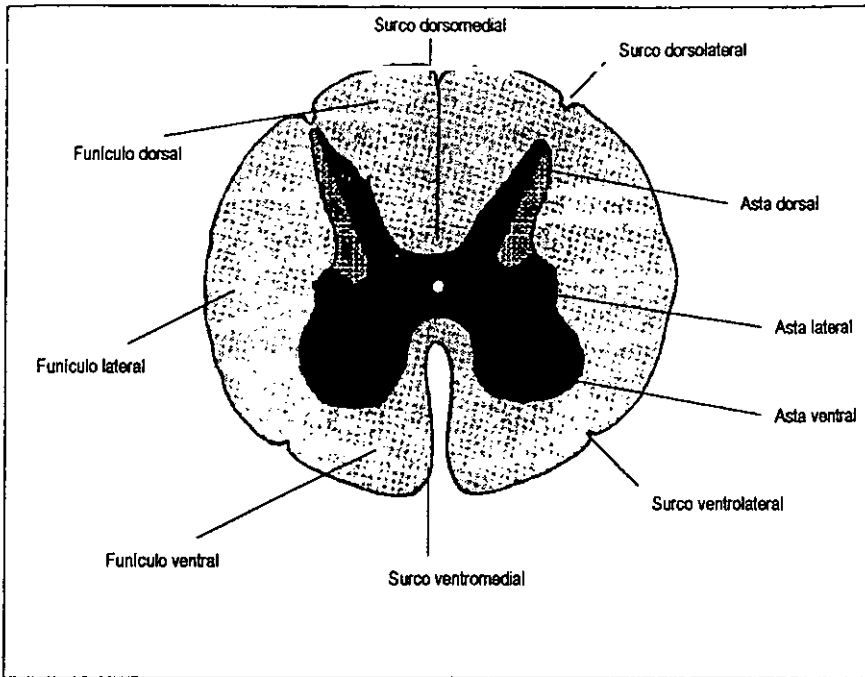


Fig. 2. Estructura de la médula espinal de un amniota (Tomada de Hildebrand, 1968).

El sistema nervioso periférico está formado fundamentalmente por nervios (grupo de fibras nerviosas que llevan impulsos aferentes de las terminaciones nerviosas sensitivas a la médula y cerebro, estímulos eferentes que llevan los impulsos a los músculos y glándulas que van de casi cualquier región del cuerpo), y los ganglios que se encuentran a lo largo del trayecto de los nervios en los cuales están los cuerpos celulares de las neuronas sensitivas (Romer y Parsons, *op cit*).

Es complicado hacer una clasificación de los nervios periféricos ya que existen diversos criterios que se utilizan para clasificarlos, como puede ser su localización anatómica, la cual considera la región del sistema nervioso central con la que se relacionan; así las que llegan directamente desde la periferia al encéfalo o que se originan de él para inervar ciertas partes del organismo, constituyen los nervios

craneales. Los nervios relacionados con la médula espinal se conocen como espinales o raquídeos (Álvarez del Villar, *op cit*).

Cada nervio espinal tiene dos puntos de unión con la médula espinal, que surgen de cada lado de un segmento espinal: la raíz dorsal y la raíz ventral se unen lateralmente en todos los vertebrados excepto en ciclóstomos para formar un nervio espinal. Dado que la raíz dorsal contiene fibras sensitivas y la ventral fibras motoras los nervios espinales son mixtos; su nomenclatura se basa según la región y el nivel en que salen de la médula espinal (Kluge, *op cit*).

Otra división se basa en la función que realizan, en la cual se incluye en el sistema nervioso autónomo a todos los nervios que no están sometidos a la voluntad del organismo, dividiéndose este a su vez en una porción simpática, una parasimpática. Las vías simpáticas van desde los segmentos toracolumbares a la médula espinal, mientras las vías parasimpáticas ocupan los segmentos craneosacros (Nilson, 1997); el resto de los nervios independientemente de su localización conservan el nombre de nervios somáticos (Álvarez del Villar, *op cit*).

La evolución del sistema nervioso es difícil de estudiar a través del registro fósil, debido a que el blando tejido nervioso deja pocas trazas, siendo escasos los estudios llevados a cabo (Stensiö citado en Jarvik, 1980). De manera tradicional el sistema nervioso periférico se ha estudiado a través de la disección, realizando cortes seriados de las especies de interés, pero debido a la alta dificultad tanto de su preservación como de su manejo, no ha permitido que sean descritos a profundidad la mayoría de las especies que puedan tener un interés tanto económico como biológico. Sin embargo es instructivo examinar la progresión de la organización nerviosa de los filos actuales, esta progresión proporciona algunas bases para la especulación sobre las rutas a través de las cuales pueden haber evolucionado los sistemas nerviosos más complejos (Northcutt, 1984; Eckert, 1994).

En el siglo pasado y a principios, los peces cartilaginosos fueron considerados como un estado primitivo generalizado de los vertebrados, realizándose descripciones sobre la anatomía externa del encéfalo, así como del sistema lateral principalmente de las especies *Squalus acanthias*, *Scyliorhinus caniculate*, *Raja clavata* y *Pteroplatea valencienni*. En estos estudios se consideró que los elasmobranquios presentan cerebros relativamente grandes, sistemas sensitivos complejos, mecanismos sofisticados de reproducción, adaptaciones especializadas de osmorregulación, algunas especies presentan sistemas de termorregulación (Gilbert citado en Wenhuis, 1998); y su sistema nervioso fue considerado como una condición generalizada, hecho que llevó a considerar que el estudio del sistema nervioso de dichos organismos es indispensable para la comprensión del origen, evolución y funcionamiento del sistema nervioso de los vertebrados (Hyman, 1942; Goodrich, 1986).

ANTECEDENTES

Los elasmobranquios se dividen en tres grupos: Los tiburones, las quimeras y las rayas. Este último grupo incluye más de 450 especies ocupando una gran variedad de hábitats que van desde los dulceacuócolas hasta marinos y desde los pelágicos hasta bentónicos; se estima que en México existen 69 especies que corresponden al 16.27% a nivel mundial (Wourms, 1977; Miyake *et al.*, 1992; Espinosa Pérez, 1993).

Los batoideos lo comprenden cinco grupos: rayas eléctricas (Torpedinoideos); peces sierra (Pristoideos); peces guitarra (Rhinobatideos); rayas (Rajoideos); pastinacas (Myliobatideos) (Compagno, 1977; González, 1996).

El sistema nervioso central de elasmobranquios es más complejo que el de los ciclóstomos y en muchos aspectos esta mas cercano al de los mamíferos que el de los teleósteos (Bauchot, *et al.* 1976; Sarnat, 1976; Northcutt, 1977).

El encéfalo es grande y bien desarrollado con una estructura que difiere ampliamente de los ciclóstomos y de los peces óseos (Young, 1980), algunos datos sugieren que los Myliobatiformes poseen el mayor desarrollo del complejo neural dentro de los elasmobranquios (Northcutt, 1989), pero al igual que en los restantes vertebrados presenta el patrón básico de cinco divisiones que son: el telencéfalo, diencefalo, mesencefalo, metencefalo y mielencefalo.

El telencéfalo en Chondrichthyes (fig. 3) como en la mayoría de los vertebrados consiste en un par de hemisferios cerebrales, incluyendo los bulbos olfatorios y una región caudal del telencéfalo medio la cual no presentan evaginaciones. Los bulbos olfatorios y sus pedúnculos en todos los vertebrados surgen como evaginaciones secundarias de los hemisferios pero en el caso de los elasmobranquios se encuentran en el extremo anterior de cada hemisferio cerebral formando un gran rinencéfalo (Northcutt, 1977;1989). Los bulbos

olfatorios poseen divisiones laterales y mediales los cuales reciben inervaciones de las diferentes partes del órgano del olfato (Norris y Hughes, 1920) de manera que una de las funciones del telencéfalo podría ser el análisis de los mensajes recibidos por dichos bulbos (Young, *op cit.*). Recientemente se ha asumido que todas las partes del telencéfalo de los elasmobranquios reciben directamente fibras olfatorias secundarias provenientes del bulbo olfatorio, observando que los centros olfatorios telencefálicos son exclusivos de tiburones, rayas y animales terrestres (Northcutt, 1977).

El diencefalo es una delgada banda de tejido nervioso; no lo cruzan grandes vías nerviosas y los tractos ópticos (y otros) no terminan en él, como lo hacen en otros vertebrados (Young, *op cit*); presenta tres divisiones que son el epitálamo, tálamo e hipotálamo (Northcutt, 1989).

- a) El epitálamo está formado por el órgano pineal, el núcleo habenular, sus comisuras y un complejo de vías aferentes y eferentes (complejo *stria medullaris*) relacionados con el núcleo habenular (Northcutt, 1977;1989).
- b) El tálamo de elasmobranquios es el mayor complejo del diencefalo, se divide en una parte ventral y una dorsal (Northcutt, 1977;1989), se encuentra tan desarrollado en los elasmobranquios como en los mamíferos. Su parte posterior recibe impulsos olfativos por medio de un tracto que atraviesa el telencéfalo, así como los impulsos gustativos procedentes de la médula oblongada (Young, *op cit*)
- c) El hipotálamo comprende un área rostral preóptica, un área central y un área posterior (Northcutt, 1977). El hipotálamo anterior es el centro superior del control visceral y regula la respiración, la circulación y muchas actividades metabólicas del cuerpo. Unido al extremo posterior del hipotálamo por medio de un pedúnculo se encuentra un saco vascular, con paredes pigmentadas y muy repliegadas, se ha sugerido que su función es la de un receptor sensible a

la presión del medio, puesto que está bien desarrollado en los peces de aguas profundas. Es una característica anatómica que tienen en común los elasmobranquios y los peces óseos (Young, *op cit*).

El mesencéfalo, al igual que en los ciclóstomos y en los teleósteos, es bastante grande y es probablemente, el centro dominante del cerebro (Young, *op cit*), consiste en dos áreas: la dorsal conocida como tectum y la ventral constituida por los pedúnculos cerebrales (Northcutt, 1977;1989).

El metencéfalo se encuentra usualmente bien desarrollado en elasmobranquios; este consiste dorsalmente en el cerebelo y ventralmente en largos tractos de fibras (Gilbert, *et al.* 1967). La mayor parte de las fibras sensitivas que recibe provienen del oído y del sistema de la línea lateral cuyas fibras aferentes entran en el encéfalo a través de los nervios craneales séptimo, noveno y décimo (Young, *op cit*).

La médula oblonga es la porción del encéfalo de donde parten la mayoría de los nervios craneales, especialmente los que regulan la respiración y las funciones viscerales (Young, *op cit*).

La médula espinal de los elasmobranquios muestra la estructura general descrita para todos los vertebrados (Paniagua y Nistal, 1983) (fig. 4); se extiende desde el cerebro hasta prácticamente la punta de la cola. A diferencia de organismos superiores no poseen entumescencia pectoral o pélvica. Un corte transversal nos permite observar que la médula espinal yace en el canal neural de la columna vertebral de la cual se encuentra ampliamente separada a través del espacio perimeníngeo, especialmente en rayas. La endoraquis recubre el canal neural y más alejado está rodeado por tejido calcificado. Directamente rodeando la médula está la meninge primitiva a través de la cual en posición ventral pasan vasos sanguíneos (Gilbert, *et al.* 1967; Ashley y Chiasson, 1988).

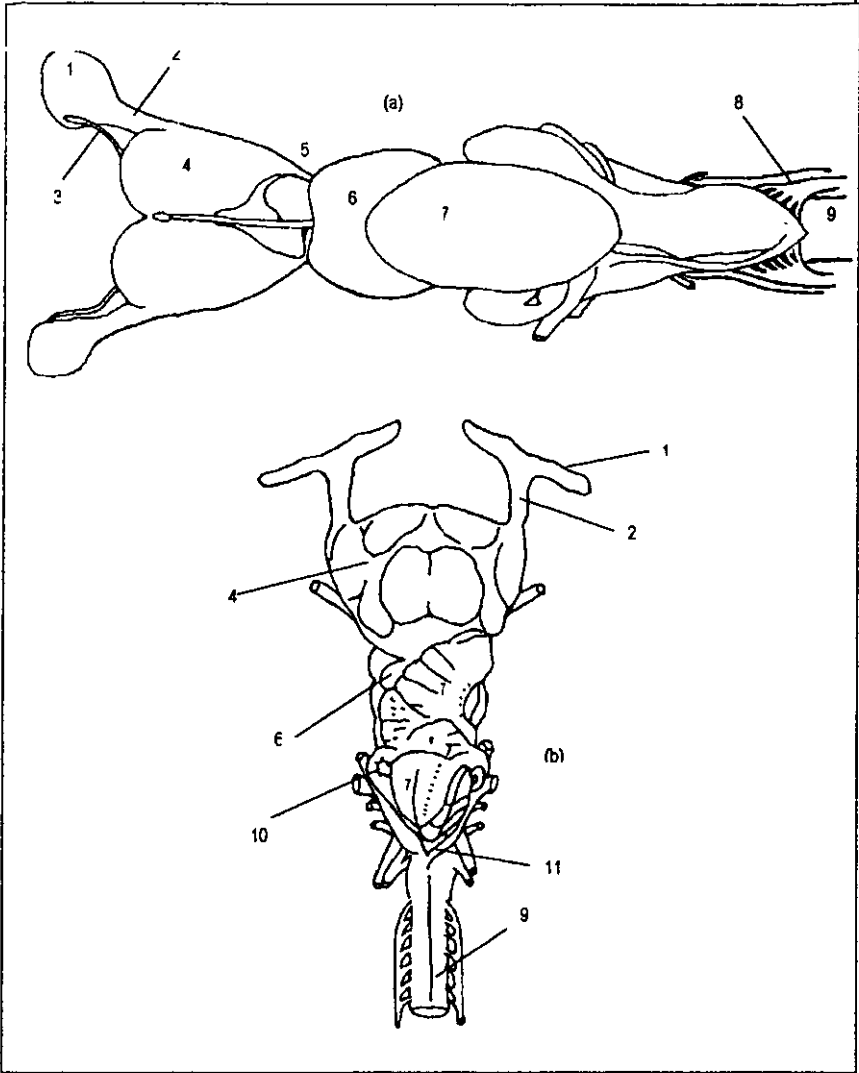


Fig. 3. Encéfalo. Vista dorsal. a. *Squalus acanthias* b. *Myliobatis californica*. 1 = bulbo olfatorio; 2 = pedúnculo olfatorio; 3 = nervio terminal; 4 = telencéfalo; 5 = diencéfalo; 6 = tectum mesencefálico; 7 = corpúsculo cerebelar; 8 = nervio vago; 9 = médula espinal; 10 = aurícula cerebelar; 11 = cuarto ventrículo. (tomado de Wenhuis, 1998).

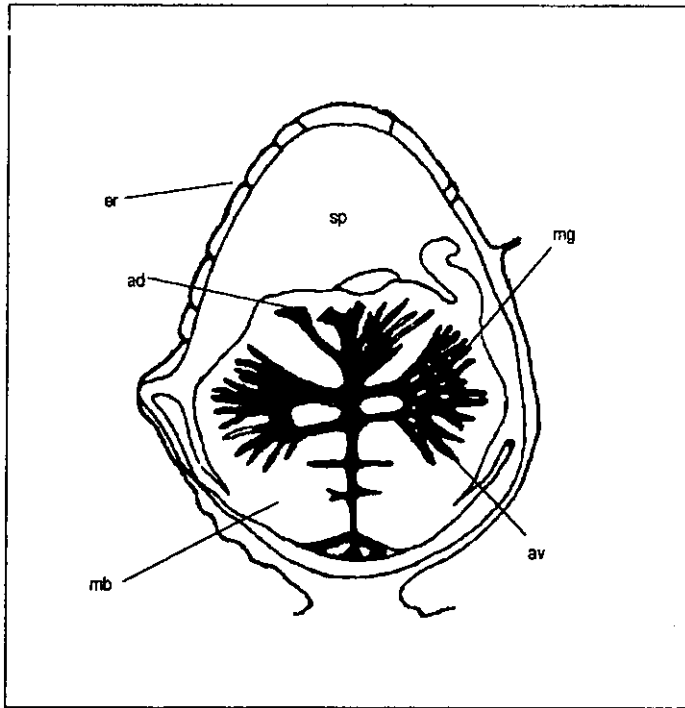


Fig. 4. Corte transversal de la médula espinal de *Raja clavata*. er = endoraquis; sp = espacio perimeningeal; ad = asta dorsal; av = asta ventral; mg = materia gris; mb = materia blanca. (Tomada de Gilbert, 1967).

El sistema nervioso periférico en general está formado por los nervios craneales y espinales. En el caso de los nervios espinales estos surgen de la médula espinal entre cada par de vértebras. Están formados por la unión de una raíz dorsal y una ventral, inervando la piel, musculatura y las vísceras del cuerpo (Ashley y Chiasson, *op cit*).

Descripción anatómica de los nervios mediante la tinción de mielina.

Generalmente se requiere para estudios anatómicos, fisiológicos o patológicos del sistema nervioso el análisis de la composición de fibras mielínicas de los nervios espinales o áreas de materia blanca, en el cerebro o médula espinal (Feirabend, *et al.* 1998).

En general los métodos que se han descrito para la tinción de mielina son los utilizados en la tinción de nervios periféricos (Lynch, *et al.*, 1990). En 1966 Freihofer y colaboradores introducen la técnica de Sihler para teñir nervios en el estudio de la sistemática de la comunidad ictiológica, tiñendo los nervios con hematoxilina y transparentando los organismos con hidróxido de potasio. En 1977 Freihofer y Compagno utilizan el método de Freihofer para el estudio del sistema nervioso periférico de peces y anfibios. En 1984 Filipsky y Wilson proponen una alternativa a la técnica de Sihler, sustituyendo la hematoxilina por sudán negro B disuelto en etanol y evalúan su ventaja para la tinción de nervios en la transparentación de organismos macerados con tripsina y almacenados en glicerina. En 1985 Filipsky y Wilson reportan los resultados de la utilización del aclarado con enzimas utilizada por Taylor (1967) y la tinción de mielina con sudan negro B en anfibios y reptiles fijados en formalina y almacenados en alcohol isopropílico al 70%. En 1987 Nishikawa propone una alternativa al método progresivo para la tinción de nervios periféricos con sudán negro B, en el cual los organismos son teñidos por más tiempo en una solución saturada de sudán negro B al 5% sin tener que ser destañados, comparando sus resultados con el método regresivo en la cual los tejidos son sobreteñidos en una solución de sudán negro B y etanol al 70%, seguida de una destinción en etanol al 70% o KOH al 0.5% en larvas de *Xenopus laevis* y *Rana pipiens*. En 1995 Song y Parenti desarrollaron una técnica para aclarar y teñir especímenes de peces para poder estudiar simultáneamente hueso, cartílago y nervios utilizando rojo de alizarina, sudán negro B y azul de alciano.

Sistema nervioso periférico.

Con respecto al sistema nervioso periférico, en 1920 Norris y Hughes describen la anatomía de 6 nervios craneales, los nervios occipitales, los nervios hipobranquiales y los tres primeros nervios espinales de *Squalus acanthias*.

Posteriormente en 1942 Hyman realiza un estudio anatómico del encéfalo, nervios craneales, nervios occipitales e hipobranquiales así como de la línea lateral de *Squalus acanthias* y en rayas, sin embargo, en este último caso es una generalización del grupo y no hace alusión a ninguna especie.

En 1980 Walker estudia el encéfalo, los nervios craneales, occipitales, hipobranquiales así como la descripción general de los nervios espinales de *Squalus acanthias*.

Mientras que en 1981 Bohensky describe la anatomía de *Squalus acanthias* haciendo una descripción del encéfalo, nervios craneales, occipitales, hipobranquiales y nervios espinales.

En 1988 Ashley y Chiasson describen la anatomía de *Squalus acanthias* en la cual hacen una descripción del sistema nervioso central y el sistema nervioso periférico.

En 1993 Rossenzweig realiza la descripción anatómica de la médula espinal, nervios espinales, sistema lateral, órganos de los sentidos, encéfalo, nervios craneales de *Squalus acanthias*.

En 1998 Maruska y Tricas realizan un estudio de la morfología, distribución y patrones de inervación del sistema mecanosensitivo de la línea lateral de *Dasyatis sabina*.

Sin embargo, los estudios que hacen referencia a los nervios espinales han sido realizados principalmente en *Squalus acanthias* y generalmente son escasos y no muy precisos; esto puede ser atribuido en parte a la dificultad en la reconstrucción de los nervios (Freihofner, *op cit.*); mientras que en los batoideos los estudios realizados de su sistema nervioso periférico están encaminados casi exclusivamente hacia aspectos de su línea lateral (Boord y Northcutt, 1982; Koester, 1983) y los estudios realizados de los elementos periféricos de la línea lateral son incompletos y hacen poca referencia a su función (Maruska y Tricas, *op cit.*).

En el caso específico de las especies mexicanas de batoideos no existe un estudio completo de su sistema nervioso periférico, debido a que los estudios de este grupo están dirigidos principalmente a su sistema esquelético (Ruíz Calderón, 1993; Gonzalez, *op cit.*; Montes, 1996) y en parte a un desinterés de este grupo en México, ya que los esfuerzos institucionales están orientados al estudio de pesquerías de tiburones (Valenzuela, 1993; Zavala, 1993); infiriéndose su estructura a partir de los estudios realizados en *Squalus acanthias* ya que al ser la especie más estudiada la hace apropiada para servir como organismo tipo (Ruíz Calderón, *op cit.*); sin embargo al pertenecer a otro orden taxonómico diferente al de los batoideos se asocia a un modelo corporal muy distinto y de especialización diferente, por lo que es necesario incrementar el conocimiento que se tiene acerca del sistema periférico de batoideos.

Selección del modelo animal.

Dado que no existen descripciones de los nervios espinales de rayas, no existe un modelo animal considerado idóneo, por lo que se decidió elegir a un organismo que reuniera las siguientes características:

- a) De pesca abundante en el periodo de muestreo.
- b) De talla pequeña.
- c) Típico de las costas del pacífico mexicano.
- d) Que no posee un interés económico especial.

Debido a lo anteriormente expuesto, se eligió a la especie *Urotrygon aspidorus* para realizar un análisis de los nervios espinales en rayas.

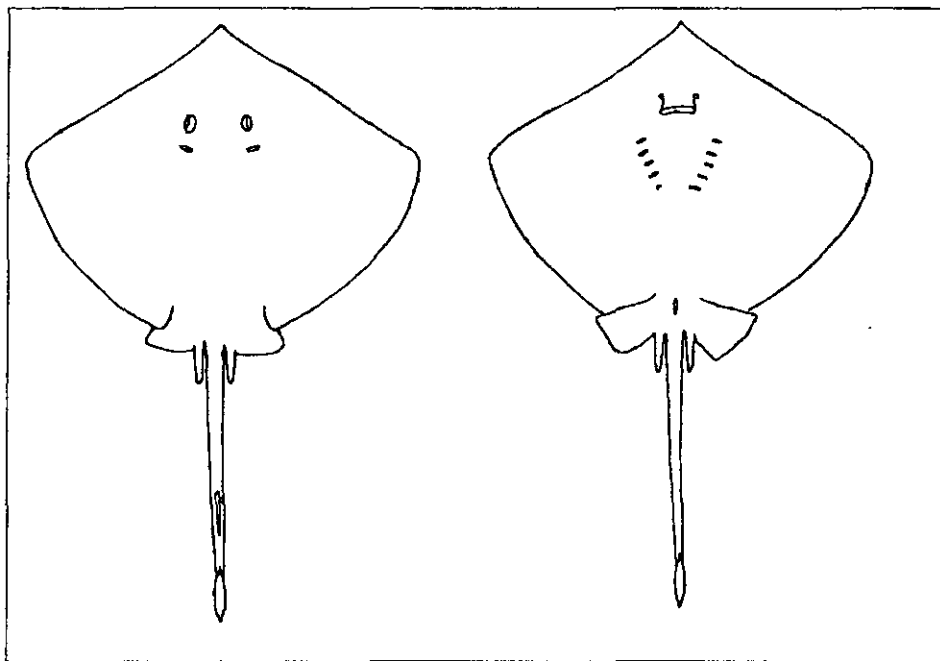


Fig 5. *Urotrygon aspidorus*. (a) Vista dorsal y (b) vista ventral.

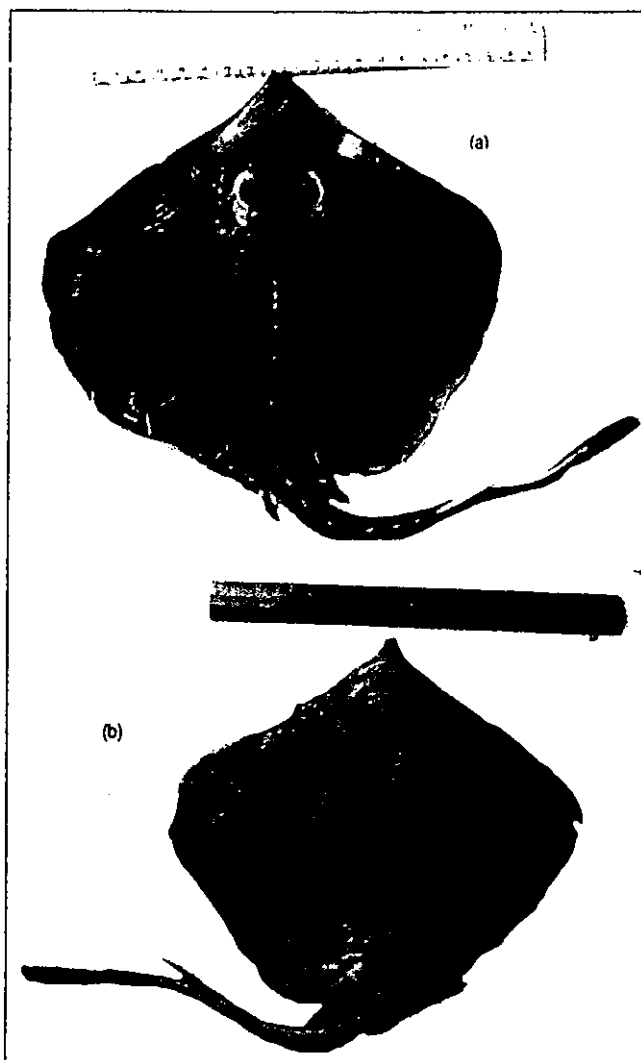


Fig. 6. *Urotrygon aspidorus*. (a) Vista dorsal, (b) vista ventral.

Ubicación taxonómica (Nelson, 1994).

Phylum Chordata

Subphylum Vertebrata

Clase Chondrichthyes

Subclase Elasmobranchii

Superorden Euselachii

Orden Batoidei

Suborden Myliobatoidei

Familia Urolophidae

Género Urotrygon

Especie *Urotrygon aspidorus* (Jordan y Gilbert, 1881).

Diagnosís (Yañez-Arancibia, 1978):

El disco es 1.3 veces en promedio más ancho que largo, los márgenes anteriores son casi rectos, presenta un hocico prominente y triangular. Ojos pequeños. Espiráculos poco más grandes que los ojos, sin pliegues ni rebordes. Boca transversal subcircular con varias series de dientes funcionales. Narinas no comunicadas, separadas por un tabique dérmico y cubiertas por la cortina nasal. Superficie ventral de la región branquial cubierta por numerosos poros mucosos.

La cola es en promedio 1.1 a 1.2 más larga que el disco. Aleta caudal poco conspicua. Tiene una espina caudal grande y aserrada de la misma longitud del hocico. Aletas pélvicas con sus márgenes anteriores rectos y sin lóbulos. Sin aletas dorsales. Piel lisa exceptuando 1 a 9 agujones en la línea dorsal, por delante de la espina caudal, presenta pequeñas espinitas en los márgenes lateroposteriores del disco.

Tiene un color café uniforme en el dorso y el vientre blanquecino. Nunca se presentan manchas o pecas oscuras como en otras especies del género.

Distribución: En el Pacífico, desde Sinaloa, México, hasta Paita, Perú.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

Describir la organización de los nervios espinales hasta la región precaudal de *Urotrygon aspidorus*.

OBJETIVOS PARTICULARES:

1. Obtener una serie de especímenes de *Urotrygon aspidorus* con disección de nervios espinales.
2. Describir la trayectoria de los nervios espinales de *Urotrygon aspidorus* utilizando al esqueleto como sistema de referencia.
3. Comparar la descripción hecha para *Urotrygon aspidorus* con la realizada en *Squalus acanthias* por Norris y Hughes, 1920; Walker, 1980, Ashley y Chiasson, 1988, Rossenzweig, 1993. .
4. Evaluar la técnica de Song y Parenti (1995) en el estudio del sistema nervioso periférico de batoides.

METODOLOGIA

I. Se colectaron 18 organismos en Salina Cruz, Oaxaca, por medio de una red de arrastre de 40 metros de largo, 4 metros de caída, 4 metros de copo y con una luz de malla de $\frac{3}{4}$ de pulgada. Posteriormente fueron sacrificados por asfixia y se mantuvieron en refrigeración para ser trasladados al Laboratorio de Anatomía Animal Comparada en la Unidad de Morfología y Función en la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala.

II. En el laboratorio los organismos colectados se determinaron según las claves de la Secretaría de Industria y Comercio de la Subsecretaría de Pesca (1976) y las de Miyake y McEachran (1988), se fijaron mediante perfusión cardiaca con formol al 4% neutralizado con borato de sodio y se tomaron sus medidas morfométricas (Apéndice1).

III. Del número total de organismos colectados se dividieron en dos grupos. En el primer grupo se utilizaron 4 organismos para realizar la técnica de Song y Parenti (1995) para la transparentación y tinción para observar simultáneamente hueso y nervio. Posteriormente se descarnó un organismo en las zonas sobreteñidas para observar los forámenes por donde salen los nervios.

Y en el otro grupo se seleccionaron 7 organismos de talla grande, se disectó la musculatura de la región adyacente a la columna vertebral para mostrar la trayectoria de los nervios espinales.

IV. Procedimiento para transparentación y tinción:

Paso 1. Lavado: Los organismos se lavaron en agua corriente durante 24 horas.

Paso 2. Tinción de hueso: Los organismos se transfirieron a una solución de rojo de alizarina con $K_2Cr_2O_7$ al 4% por 24 horas o hasta que los huesos se tornaran de color rojo claro.

Paso 3. Deshidratación Los organismos se sumergieron en un tren de etanol al 40%, 60%, 80%, 90% y 96%, dejándolos en cada una por espacio de 48 horas.

Paso 4. Tinción de nervios: Los organismos se transfirieron a una solución de sudán negro B (7.5 g en 2500ml de etanol al 70%) durante 5 a 8 horas para especimenes pequeños (16-125mm), toda la noche para especimenes medianos (232mm) y para los grandes (450-560mm) durante varios días.

Paso 5. Lavado del exceso del sudán negro B: este es un paso crítico para determinar la calidad de la tinción de los nervios.

Los organismos se sumergieron primero en un tren de etanol (96%, 90%, 80%, 60%, 40%) durante 24 horas en cada solución para lavar el exceso de sudán negro B.

Paso 6. Los organismos se colocaron en agua durante 24 horas.

Paso 7. Digestión alcalina. Se transfirieron a una solución de KOH al 4% por varios días dependiendo del tamaño del organismo. Cada tercer día se revisó el organismo. Este proceso se llevó a cabo hasta que los cartílagos y huesos eran visibles a contra luz.

Paso 9. Los organismos se colocaron en agua durante 24 horas.

Paso 10. Los organismos se transfirieron a un tren de solución de glicerina al 40%, 60%, 80% y 100% en un espacio de 48 horas en cada solución.

Con una cámara fotográfica y el programa Corel Draw versión 9.0 se elaboraron los esquemas y se describió la trayectoria de los nervios espinales. De cada organismo se realizó un esquema de la trayectoria de los nervios espinales y se comparó de acuerdo a la descripción realizada para *Squalus acanthias* remarcando sus semejanzas y diferencias.

V. Procedimiento para disección:

Los organismos se desollaron para posteriormente retirar los músculos epiaxiales desde la porción cefálica hasta la región precaudal y poner en manifiesto los nervios espinales. De cada organismo se realizó un esquema de la trayectoria de los nervios espinales dibujando de forma directa y tomando fotografías los cuales se analizaron para precisar el patrón de los nervios espinales y se compararon de acuerdo a la descripción realizada para *Squalus acanthias* remarcando las semejanzas y sus diferencias.

Los nervios craneales descritos y los nervios espinales se designaron de acuerdo a la región de la columna vertebral a través de la cual surgían, así como los elementos que inervaban. Para los nervios espinooccipitales se designaron por letras (x, y, z, etc) de la zona anterior a la posterior con respecto al primer nervio espinal de acuerdo a la nomenclatura de Fürbringer (1897) (Norris y Hughes, *op cit*).

RESULTADOS

Nervio glossofaríngeo o IX.

Es el nervio que inerva a la primera hendidura branquial, surge en posición ventrolateral del mielencéfalo anterior al nervio vago (fig. 7), penetra en la cápsula ótica a través de un foramen situado en posición caudal, atravesando el piso de la cápsula ótica y sale del condrocráneo por su región laterooccipital a través del foramen del nervio glossofaríngeo IX (fig. 8). Una vez afuera se divide en dos ramas: la primera rama denominada pretremática corre a lo largo de la pared anterior de la primera hendidura branquial sobre el cartílago pseudohial inervando los filamentos branquiales y la segunda rama o posttremática de mayor grosor corre a lo largo de la pared posterior de la primera hendidura branquial inervando los filamentos branquiales (fig. 9).

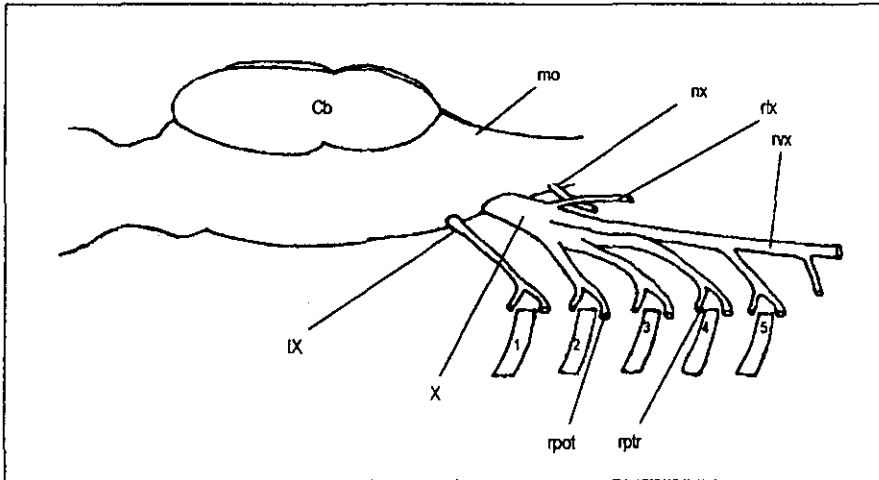


Fig. 7. Encéfalo: Vista lateral. Cb = cerebelo; IX = nervio glossofaríngeo; X = nervio vago; nx = nervio espino-occipital; rx = rama lateral del nervio vago; rvx = rama visceral del nervio vago; 1-5 = hendiduras branquiales; rpt = rama pretremática; rpot = rama posttremática; mo = médula oblongada.

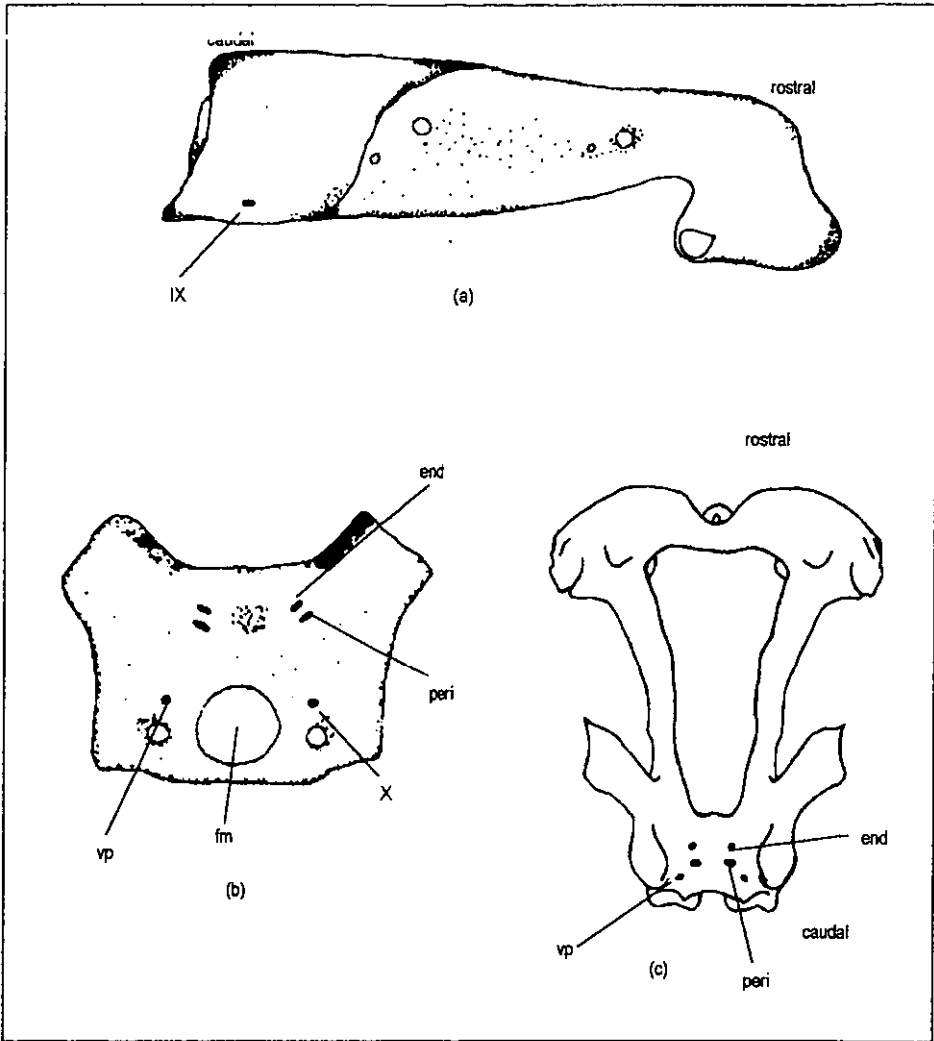


Fig. 8. Condrocráneo: a. Vista lateral, b. Vista occipital, c. Vista dorsal; end = foramen endolinfático; peri = foramen perilinfático; IX = foramen del nervio glossofaríngeo; X = foramen del nervio vago; vp = foramen de la vena cerebral posterior; fm = foramen mágnum.

Nervio vago o X.

El nervio vago se origina en la porción caudolateral del mielencéfalo (fig. 7) y corre por fuera de la cápsula ótica saliendo del neurocráneo por su región occipital a través del foramen del nervio vago (fig. 8); una vez afuera presenta tres ramas:

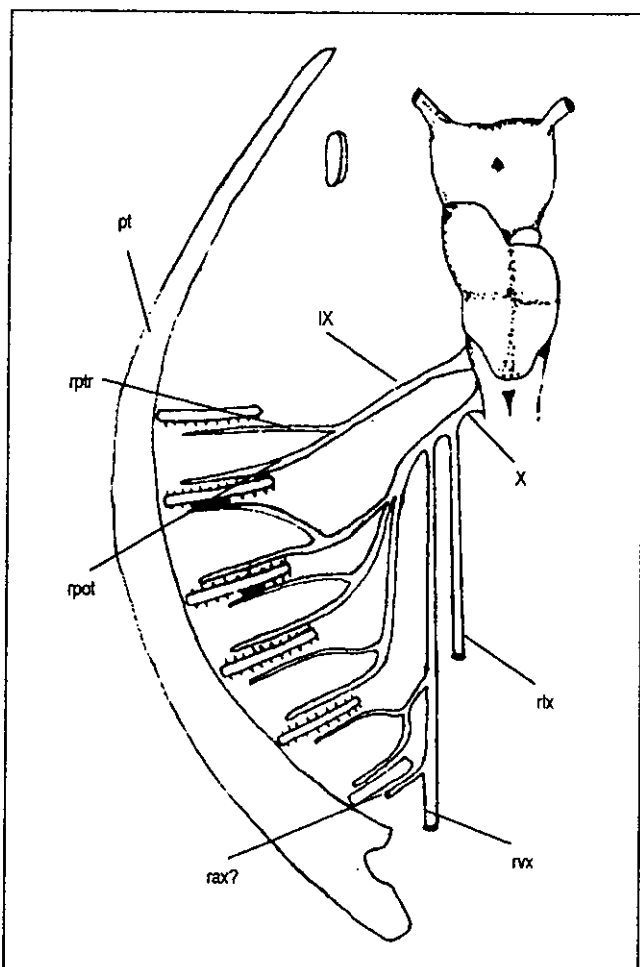


Fig. 9. Arcos branquiales. Vista dorsal. IX = nervio glossofaríngeo; X = nervio vago; rptr = rama pretremática; rpot = rama posttremática; rlx = rama lateral del nervio vago; rvx = rama visceral del nervio vago; rax = rama accesoria del nervio vago; 1-5 = hendiduras branquiales; pt = protopterigio.

la primera rama denominada branquiovisceral presenta a su vez cuatro ramas branquiales que se distribuyen cada una en las hendiduras branquiales 2, 3, 4 y 5. Cada rama se subdivide a su vez en una rama pretremática que corre a lo largo de la pared anterior de la hendidura branquial y una postremática que corre sobre la pared posterior de la hendidura branquial adyacente, inervando los filamentos branquiales, con excepción de la rama postremática de la cuarta rama branquial la cual corre sobre el quinto cartílago ceratobranquial. De esta última no fue posible observar que elementos inerva (fig. 9).

La segunda rama denominada visceral del nervio vago surge como una continuación de la cuarta rama branquial, corre a lo largo de la cara lateral de la sinarcualia por la pared externa de la lámina lateral por debajo del plexo cervicobraquial y se introduce en el escapulacoracoides hacia la cavidad pleuroperitoneal inervando el intestino. Presenta una pequeña rama detrás de la quinta hendidura branquial, siendo probablemente la rama accesoria del nervio vago.

La tercera rama lateral del nervio vago corre por encima del plexo cervicobraquial por la parte externa de la lámina lateral introduciéndose en el escapulacoracoides y extendiéndose longitudinalmente a lo largo de la columna vertebral, sin embargo no pudo observarse el final de su trayectoria.

Nervios espino-occipitales.

Siguiendo la nomenclatura de Fürbringer (1897) se designaron a los nervios espino-occipitales

El primero denominado nervio "x" surge posterior al nervio vago y sale del neurocráneo junto con el complejo vagal por el mismo foramen uniéndose al plexo cervicobraquial (ver nervios espinales más adelante) (fig. 10).

Los nervios espino-occipitales "y" y "z" surgen fuera del condrocraáneo en la cara anterolateral de la sinarcualia y se unen al plexocervicobraquial (fig.11).

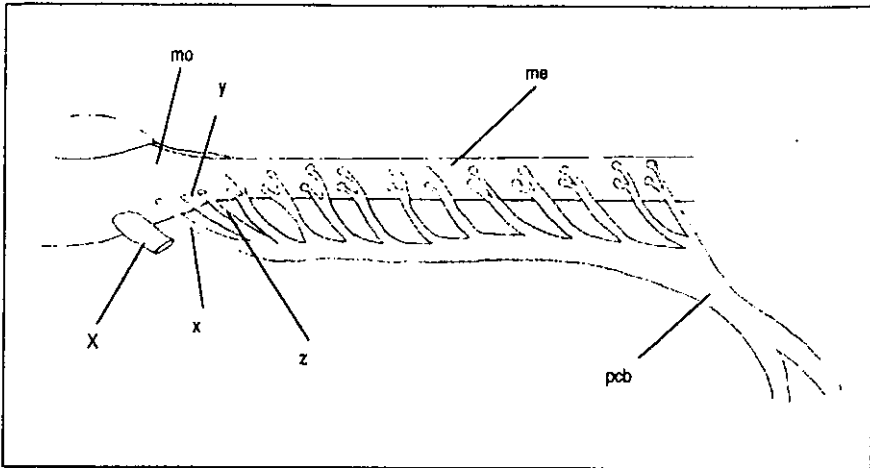


Fig. 10. Plexo cervicobraquial. Vista lateral. x,y,z = nervios espinooccipitales; pcb = plexo cervicobraquial; me = médula espinal; mo = médula oblonga, X = nervio vago.

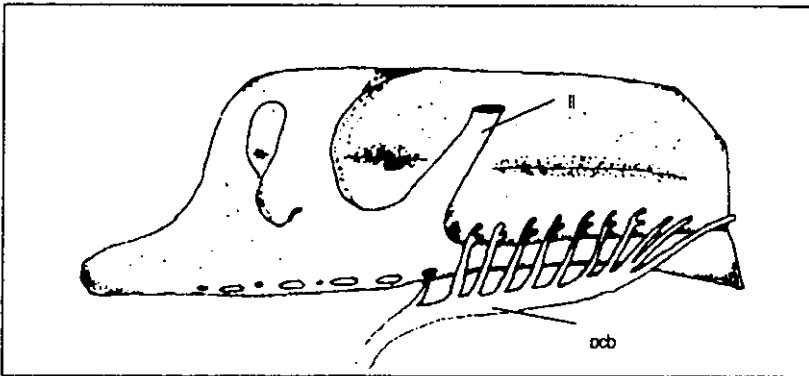


Fig. 11. Sinarcualia. Vista lateral. II = lámina lateral; pcb = plexo cervicobraquial.

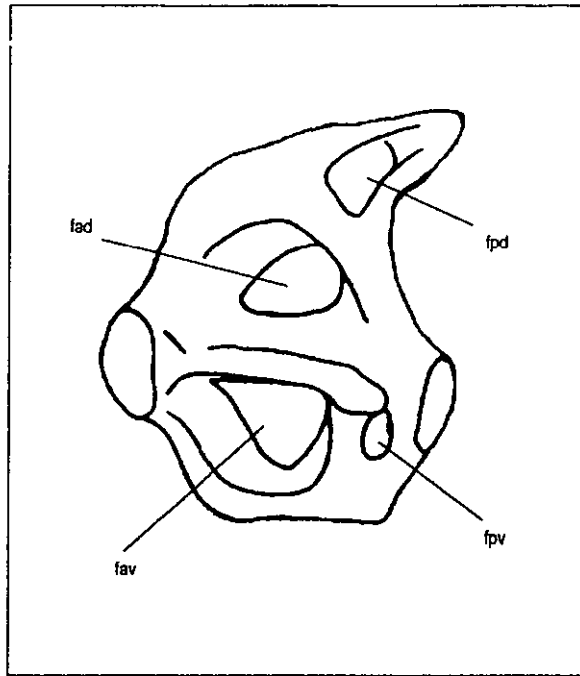


Fig. 12. Escapulacoracoides. Vista lateral. fad = fenestra anterodorsal; fpd = fenestra posterodorsal; fav = fenestra anteroventral; fpv = fenestra posteroventral.

Nervios espinales.

Un gran número de nervios mixtos (tabla 1), surgen de la cara lateral de la sinarcualia uniendo y formando un plexo cervicobraquial (fig. 10,11), este plexo se dirige a la cara anterior de la lámina lateral y se introduce en el hueso escapulacoracoides bifurcándose en dos ramas: la primera rama dorsal del plexo cervicobraquial se dirige a través de la fenestra anterodorsal del escapulacoracoides (fig. 12) a la cara dorsal del protopterigio corriendo inmediatamente a lo largo de esta hasta la punta del morro (fig. 13), en su trayectoria emite ramificaciones en una relación de un nervio cada dos radios, innervando de esta forma la porción anterodorsal de la aleta pectoral.

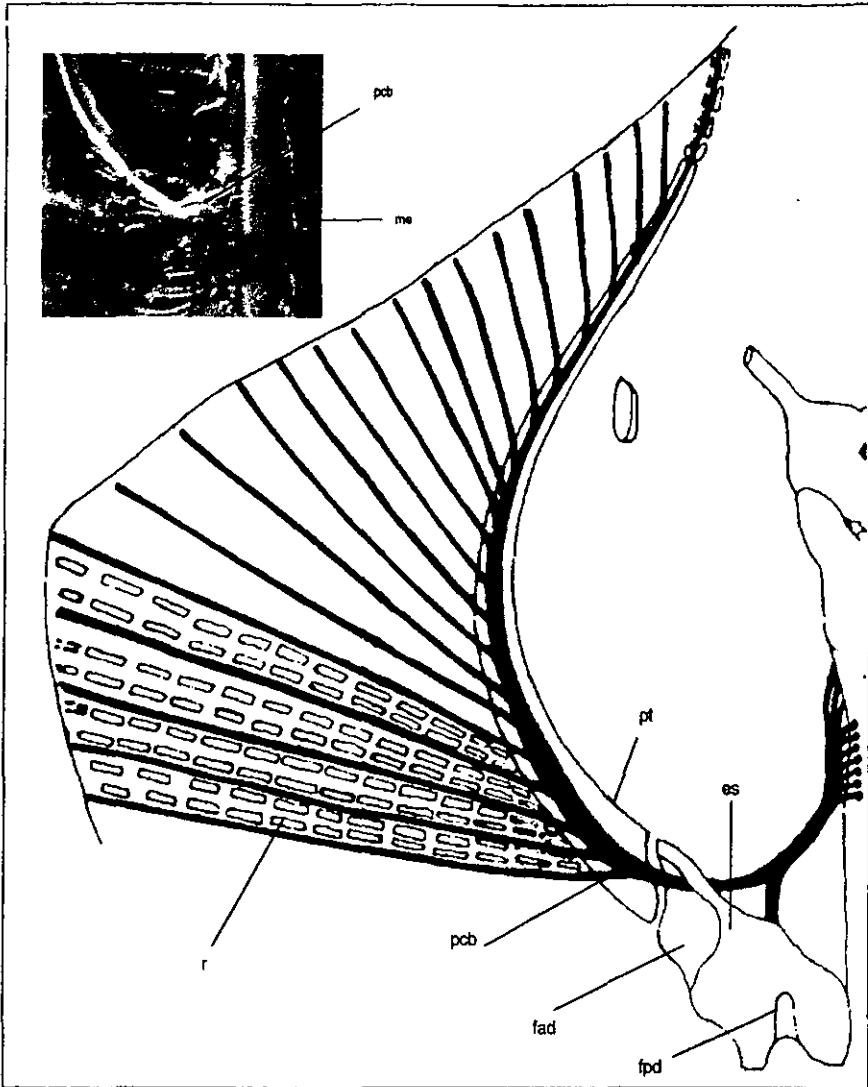


Fig.13. Aleta pectoral. Vista dorsal. pcb = plexo cervicobraquial; fad = fenestra anterodorsal; fpd = fenestra posterodorsal; r = radio; pt = protopterigio; es = escapulacoracoides; ma = médula espinal.

A su vez cada rama da origen a dos ramas más, una de menor grosor que se dirige a la porción dorsal de la musculatura de la aleta pectoral y la otra que inerva el radio que no había sido inervado por la rama principal (fig. 14).

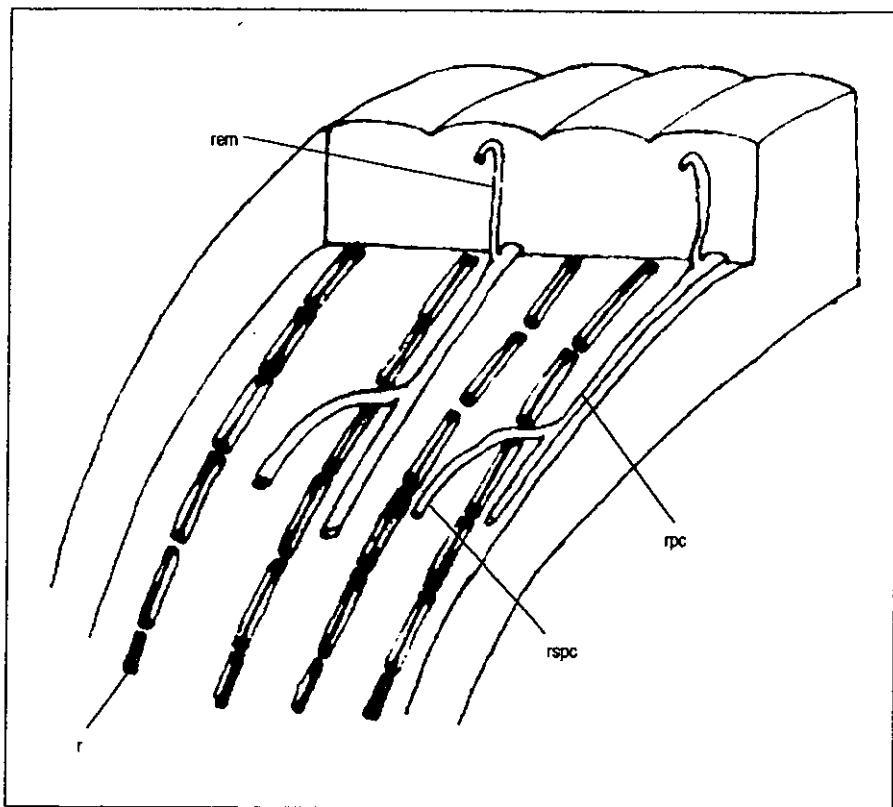


Fig. 14. Patrón de inervación del plexo cervicobraquial. rpc = rama primaria del plexo cervicobraquial; rspc = rama secundaria del plexo cervicobraquial; rem = rama epimuscular; r = radio.

La segunda rama del plexo o rama ventral del plexo cervicobraquial se dirige por la fenestra anteroventral (fig. 12) hacia el lado ventral del protopterigio presentando el mismo patrón que la rama dorsal, variando el número de sus ramificaciones (fig. 15).

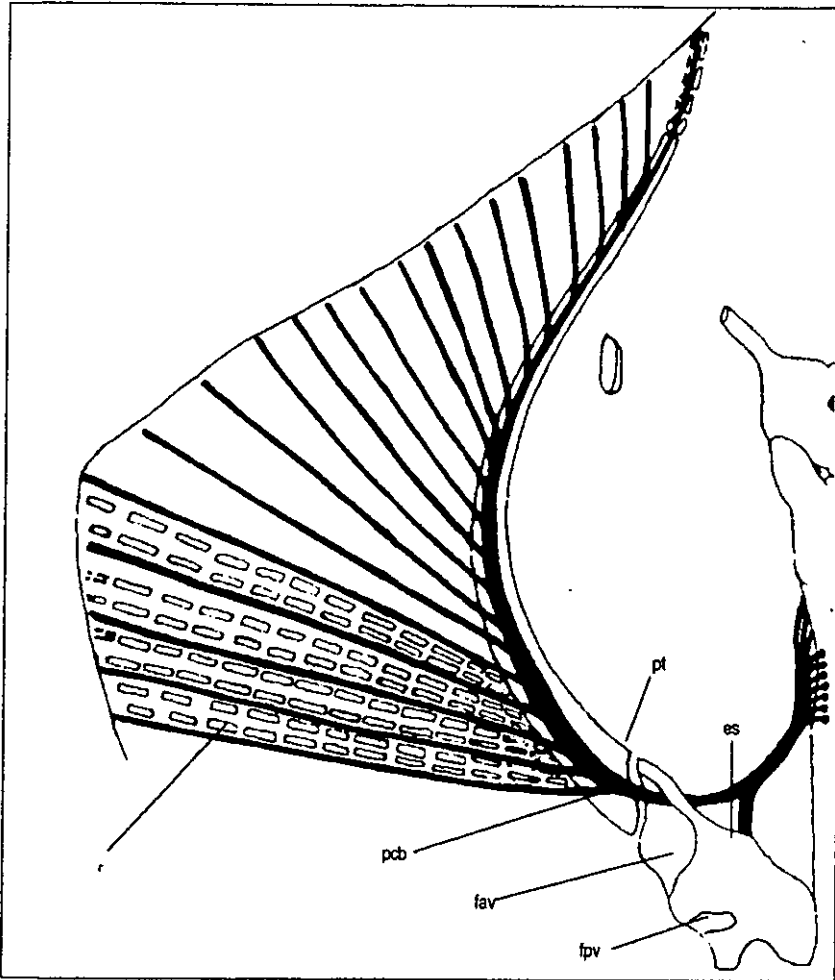


Fig. 15. Aleta pectoral. Vista ventral. pcb = plexo cervicobraquial; fav = fenestra anteroventral; fpv = fenestra posteroventral; r = radio; pt = protopterigio; es = escapulacoracoide.

Tabla 1. Número de ramificaciones del plexo cervicobraquial y pectoral

		H	M	H	H	H	M	M
Plexo cervicobraquial	vista dorsal	21	19	19	17	18	19	17
	vista ventral	*	16	*	16	15	17	19
Plexo pectoral		6	6	6	7	6	7	7

(* = no fue posible su determinación; H = hembra; M = macho).

Posterior al plexo cervicobraquial surge una serie de nervios espinales (tabla 1) en la cara dorsolateral de la sinarcualia, los cuales presentan la metamerización característica del sistema nervioso periférico, estos se dividían a su vez en dos ramas, una dorsal y una ventral.

Las ramas dorsales se anastomosan formando un plexo pectoral que sale por la fenestra anterodorsal (fig. 12,16), de este plexo surgen proyecciones de pequeñas ramas al plexo cervicobraquial; y las ramas ventrales que de igual forma se unen formando un plexo saliendo por la fenestra anteroventral con excepción del último nervio el cual sale por la fenestra posteroventral (fig. 12,17). Tanto en la porción dorsal como en la ventral, posterior al plexo, los nervios se vuelven a separar como entidades individuales e inerva la porción medial de la aleta pectoral; en todos los organismos la forma en que los nervios se unen formando el plexo justo en la emergencia de la sinarcualia son diferentes, por lo que no fue posible observar un patrón básico.

Posterior al plexo pectoral sobre la cavidad pleuroperitoneal surgen de la columna vertebral a intervalos regulares 23 pares de nervios los cuales se dirigen al metapterigio (fig. 18), y ligeramente anterior a este cada uno se divide en dos ramas: Una rama dorsal que se dirige a la porción posterodorsal de la aleta pectoral inervando la aleta con el patrón descrito anteriormente(fig. 14) y las ramas ventrales que se dirigen a la porción posteroventral de la aleta pectoral presentando la mismo patrón de inervación que las ramas dorsales.

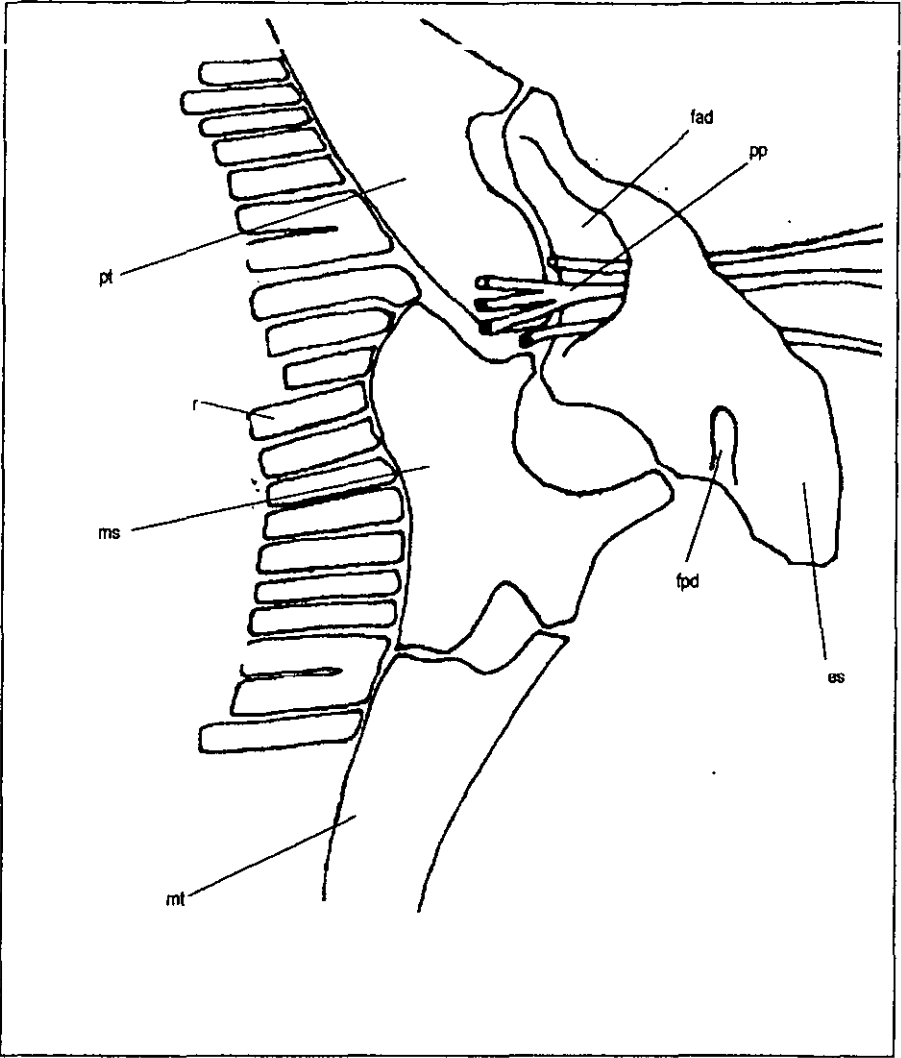


Fig. 16. Plexo pectoral. Vista dorsal. pp = plexo pectoral; es = escapulacoracoides; pt = protopterigio; ms = mesopterio; mt = metapterigio; r = radio; fad = fenestra anterodorsal; fpd = fenestra posterodorsal.

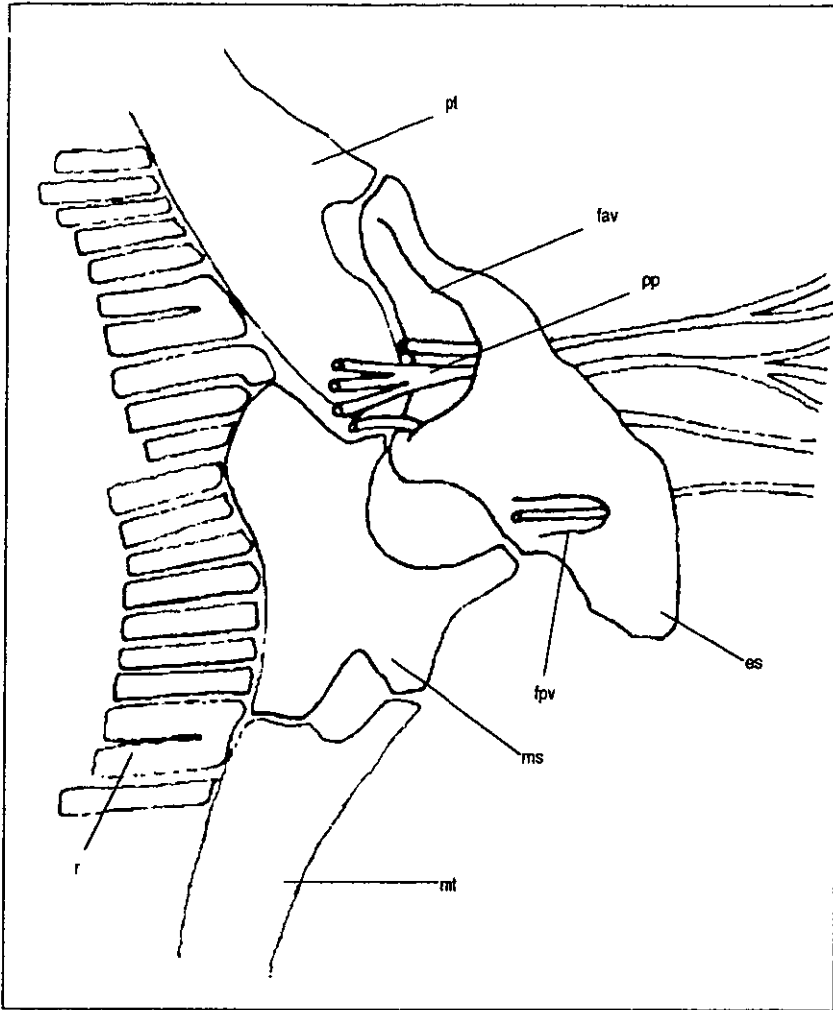


Fig. 17. Plexo pectoral. Vista ventral. pp = plexo pectoral; fav = fenestra anteroventral; fpv = fenestra posteroventral; pt = protopterigio; ms = mesopterigio; mt = metapterigio; es = escapulacoracoides; r = radio.

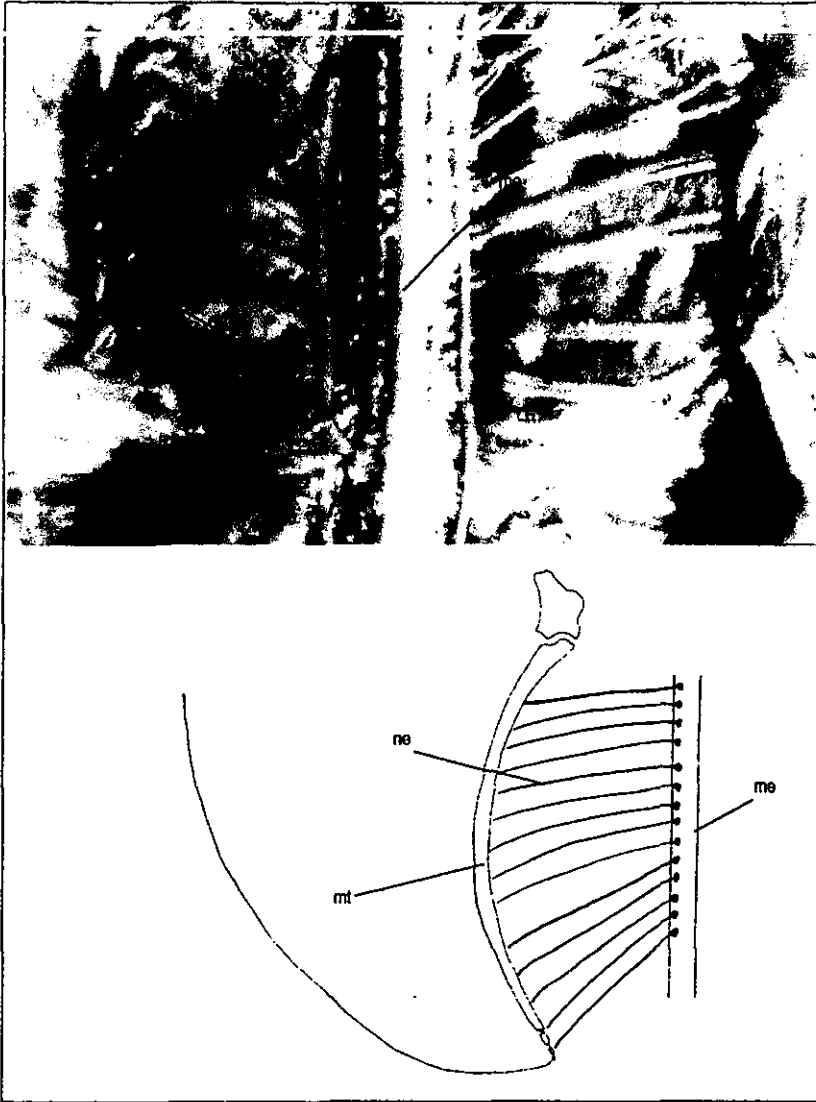


Fig. 18. Aleta pectoral. Vista dorsal. mt = metapterigio; ne = nervios espinales; me = médula espinal.

Seguidamente surgen 15 nervios espinales los cuales se dirigen hacia el proceso prepúbico de la cintura pectoral y recorren el protopterigio de la aleta pélvica (fig. 19), los nervios 13, 14 y 15 se unen para formar un plexo lumbrosacral, todos los nervios junto con el plexo se dividen en dos ramas, una dorsal y una ventral los cuales se dirigen cada uno entre los radios de la porción adyacente innervando de esta forma la aleta pélvica.

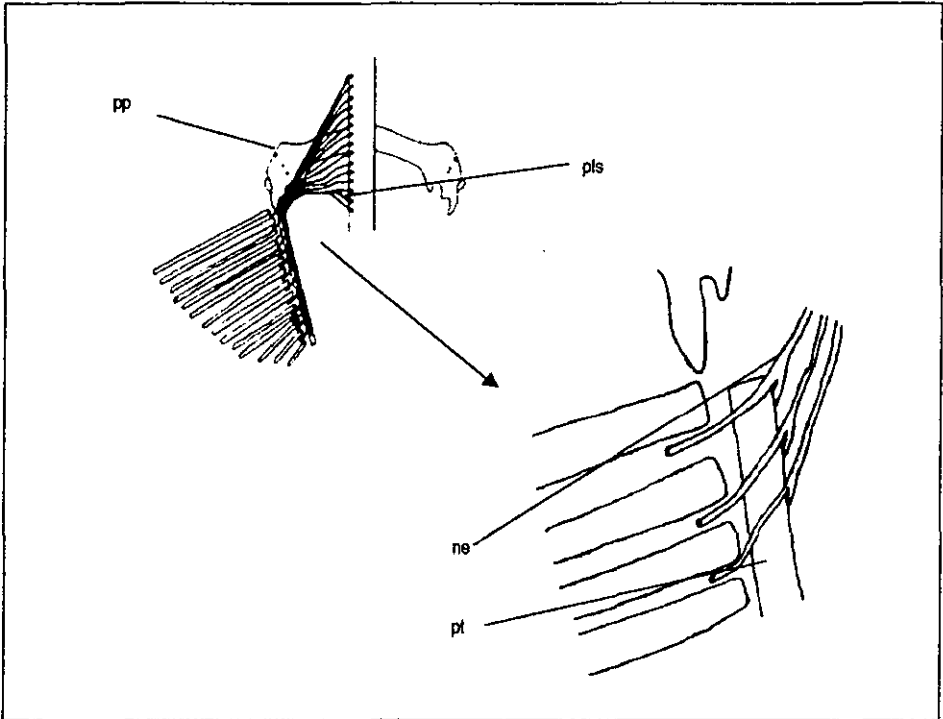


Fig. 19. Aleta pélvica. pp = proceso prepúbico; pls = plexo lumbrosacral; pt = protopterigio; ne = nervios espinales.

ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

En los organismos procesados con la técnica de Song y Parenti (1995), se observó un sobreteñimiento de la zona branquial, así como de la región dorsal de la musculatura de las aletas, lo que hizo que no fuera posible la descripción de los nervios en su totalidad; esta sobreteñición pudo deberse a la afinidad que presenta el colorante hacia los ácidos grasos, tiñendo probablemente de esta forma tejido adiposo presente en la musculatura por lo que se decidió retirar parte de ella. Únicamente fueron teñidos los nervios que tenían cierto grosor como los nervios espinales, así como las ramas más grandes de los nervios craneales, siendo su definición bastante clara, pudiéndose observar parcialmente su trayectoria una vez retirada la musculatura sobreteñida.

Con respecto al nervio craneal glossofaríngeo se observó que presenta prácticamente el mismo patrón de inervación que en *Squalus acanthias*, así como en los demás organismos que presentan hendiduras branquiales; en el cual presenta una rama pretremática y una rama posttremática. La primera variación que se encontró con respecto a *Squalus acanthias* fue la posición del foramen por el cual el nervio surge del condrocáneo ya que en *Urotrygon aspidorus* se encuentra en posición laterooccipital mientras que en *Squalus acanthias* esta ubicado en posición occipital (fig. 21), la segunda diferencia fue el arco que inerva la rama pretremática de este nervio ya que en *Squalus acanthias* corre a lo largo del cartílago ceratohial (fig. 22), mientras que en los batoideos existe una reducción del cartílago ceratohial del arco hioideo, apareciendo un arco pseudohioideo, donde el cartílago pseudohial reemplaza al cartílago ceratohial (Compagno, 1977; Miyake y McEchran, 1991), por lo que la rama pretremática del nervio glossofaríngeo corre a lo largo del cartílago pseudohial.

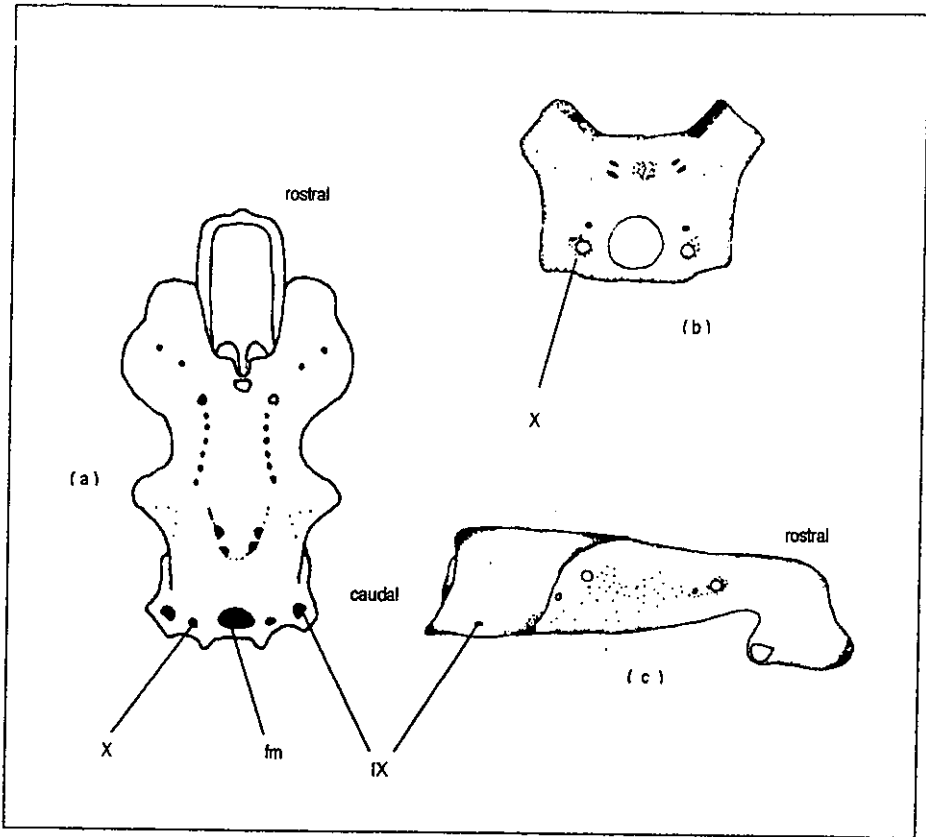


Fig. 21. a. Condrocráneo de *Squalus acanthias*. Vista dorsal. (Tomada de Walker, 1980), Condrocráneo de *Urotrygon aspidorus*. b. Vista occipital, c. Vista lateral. fm = foramen mágnum; IX = foramen del nervio glosofaríngeo; X = foramen del nervio vago; end = foramen endolinfático; peri = foramen perilinfático.

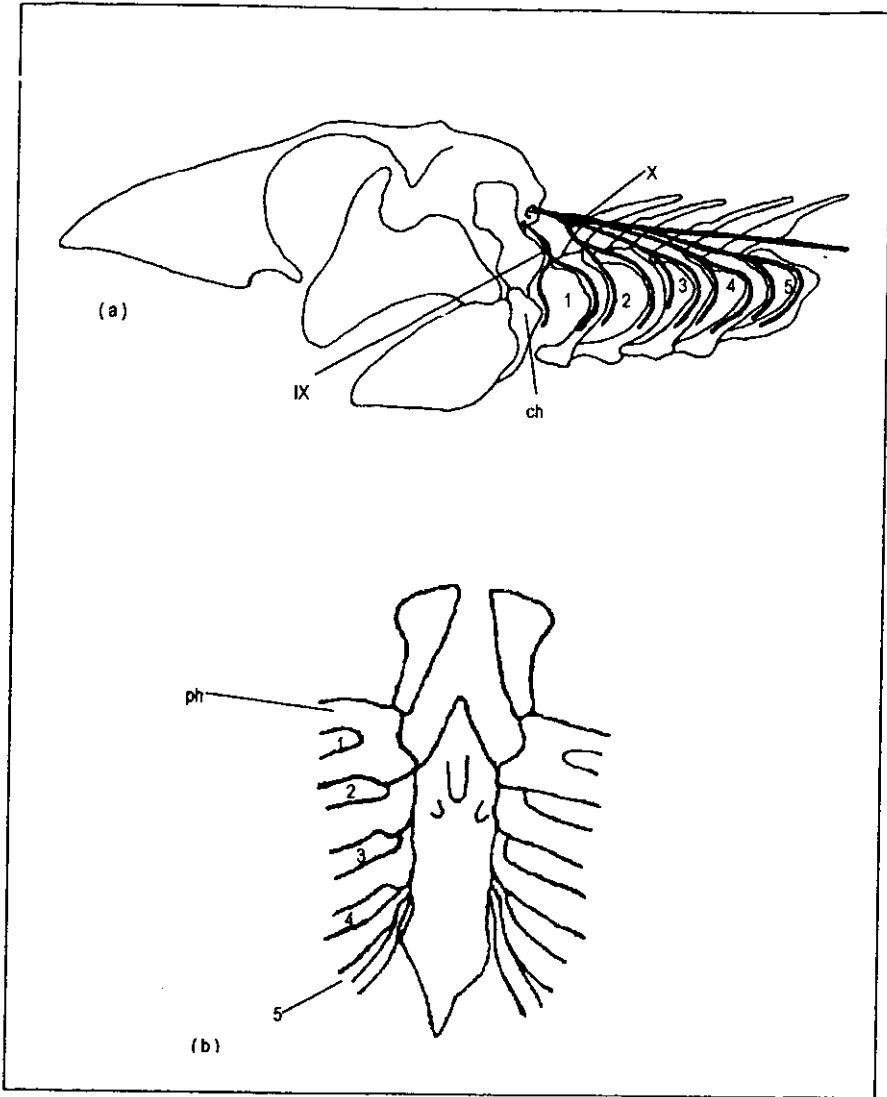


Fig. 22. a. Esquema de las relaciones topográficas entre el condrocraáneo y esplacnocráneo y los nervios IX y X de un Selacio (Tomado de Pierre Grassé 1977). b. Vista ventral del esqueleto branquial de *Urotrygon aspidorus*. (Tomado de Miyake y McEchran, 1991) . IX = nervio glosotaringeo; X = nervio vago; ch = cartilago ceratohial; 1-5 = hendiduras branquiales; ph = cartilago pseudohial.

El nervio vago presentó un patrón muy similar al descrito para *Squalus acanthias* (Norris y Hughes, 1920, Waiker, 1960, Rossenzweig, 1993) (fig. 22); la variación encontrada fue con respecto a la rama faríngea de las ramas branquiales las cuales no fueron encontradas en *Urotrygon aspidorus*, las cuales parecen haber desaparecido en batoides (Northcutt, 1979); se observó una diferencia más marcada con respecto a *Raja eglanteria* (Sperry y Boord, 1993) y *Urotrygon asterias* (González, 1996) ya que en *Raja eglanteria* si fueron descritos las ramas faríngeas de las ramas branquiales y únicamente presenta la rama pretremática en la cuarta rama branquial* (fig. 23) a diferencia de *Urotrygon aspidorus* que si presentó una rama posttremática y con respecto a *Urotrygon asterias*, la rama visceral del nervio vago presenta su propio foramen de salida del condrocraáneo, mientras que en *Urotrygon aspidorus* sale junto con el complejo vagal por el foramen del nervio vago.

La rama que se observó sobre la pared posterior del quinto cartílago ceratobranquial probablemente sea la rama accesoria del nervio vago descrito por Sperry y Boord (1993) (fig. 23b), la cual inerva el músculo que une a la cintura pélvica con el arco branquial del esqueleto branquial siendo el homólogo del músculo cucularis en tiburón.

Referente a los nervios espinooccipitales, se observó que presenta los tres nervios encontrados en *Squalus acanthias* (Norris y Hughes, op cit), uno menos que *Hexanchus maculatus*, dos menos que *Chlamydoselachus* y dos más que *Torpedo* (Gilbert, 1967), en todos los organismos los nervios espinooccipitales se unen con los nervios espinales para formar el plexo cervicobraquial (fig. 24a), por lo cual se observa que el patrón es constante en las diferentes taxas, siendo la variabilidad el número de nervios espinooccipitales, lo cual concuerda con la variabilidad encontrada por Norris y Hughes, op cit, en el cual puede haber diferencias en un mismo organismo de un lado a otro de la cabeza.

* Consideran a la cuarta rama branquial como una rama de la rama visceral del nervio vago.

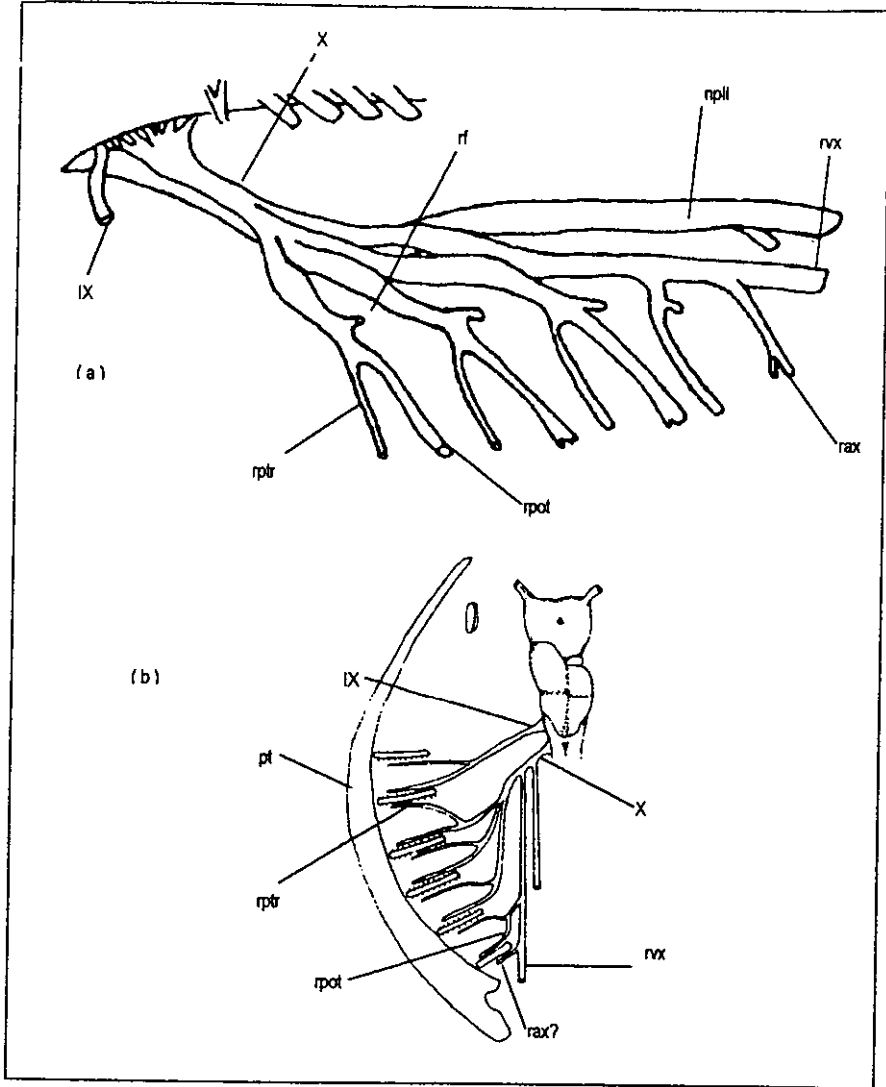


Fig. 23. a. *Raja eglanteria*. Vista lateral (Tomada de Sperry y Boord, 1993). b. *Urotrygon aspidorus*. Vista dorsal. IX = nervio glossofaríngeo; X = nervio vago; rpr = rama pretremática; rpot = rama posttremática; rf = rama faríngea; rvx = rama visceral del nervio vago; rax = rama accesoria del nervio vago; npil = nervio posterior de la línea lateral rax? = probablemente la rama accesoria del nervio vago; pt = protopterygion.

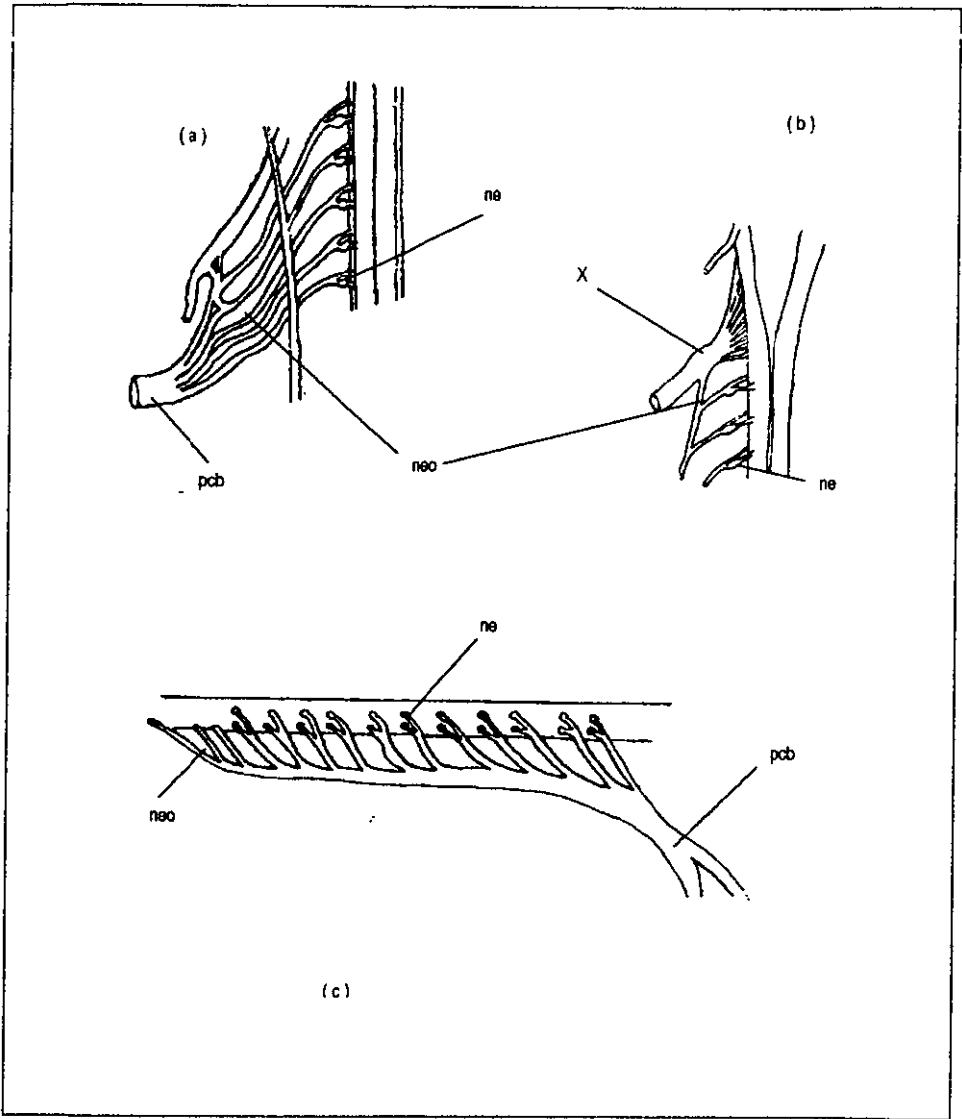


Fig. 24. a. b. *Squalus acanthias*. (Tomada de Rossenzweig, 1993). c. *Urotrygon aspidorus*. X = nervio vago; pcb = plexo cervicobraquial; nh = nervio hipobranquial; ne = nervios espinales; neo = nervios espino-occipitales.

Con respecto al nervio hipobranquial el cual está formado por la unión del nervios occipitococcipitales y los primeros nervios espinales en *Urotrygon aspidorus* no se observó su trayectoria, la cual en *Squalus acanthias* corre junto al plexo cervicobraquial inervando los músculos hipobranquiales (fig. 24b); probablemente en *Urotrygon aspidorus* este fusionado al plexo cervicobraquial.

Posterior al nervio hipobranquial se observó que *Urotrygon aspidorus* presentaba dos plexos (cervicobraquial y pectoral) presentes en *Hexanchus cinereus* y *Hexanchus maculatus* (Gilbert, 1967).

Con respecto al número de nervios que forman al plexo cervicobraquial se observó que la mayor complejidad fue encontrada en *Urotrygon aspidorus* con 21 nervios, siendo para *Squalus acanthias* 11 nervios(aunque solo los primeros cuatro o cinco nervios se unen por ramas cruzadas para formar un verdadero plexo, los demás pasan directamente a la aleta pectoral) (Northcutt, 1979) (fig.24), en *Hexanchus cinereus* 7 y en *Torpedo* 20 (Gilbert, *op cit.*); encontrando en batoideos la mayor complejidad en el plexo cervicobraquial (Weichert, 1970).

En relación al plexo pectoral la mayor complejidad ha sido encontrada en *Hexanchus cinereus* el cual involucra de 48 a 49 nervios y está formado considerablemente detrás de la cintura pélvica (Gilbert, *op cit.*).

Ambos plexos presentan el mismo patrón de inervación que en *Squalus acanthias* (Jarvik, 1980).

Al ser una red nerviosa compleja el plexo cervicobraquial y pectoral se presta a variaciones aún dentro de la misma especie. En la morfogénesis se presentan diferentes posibilidades de agrupamiento de las fibras nerviosas (Pirlot, 1976), lo cual puede explicar la variabilidad encontrada en *Urotrygon aspidorus*.

Con respecto a la inervación de la aleta pélvica la mayor complejidad se encontró en *Urotrygon aspidorus* con 15 nervios, siendo para *Squalus acanthias* 10 nervios uniéndose los últimos para formar el plexo lumbrosacral.

En *Urotrygon aspidorus* a diferencia de *Squalus acanthias* no se observó el nervio colector, el cual también está ausente en *Squatina* y *Raja* (Gilbert, *op cit.*).

CONCLUSIONES.

La técnica de Song y Parenti no es adecuada para organismos hipotremados de talla pequeña y media debido a que se tife la musculatura de la zona branquial, lo cual no permite una clara definición de los nervios dificultando así la descripción de los mismos.

Se describieron los nervios craneales glossofaríngeo y vago, los cuales estaban fuera de los objetivos planteados.

El patrón de inervación de los nervios craneales IX y X con respecto a las hendiduras branquiales es constante en organismos que presentan hendiduras branquiales pertenecientes a diferentes taxas, aun cuando exista una modificación en las estructuras inervadas.

Los nervios espinales de *Urotrygon aspidorus* presentan la metamerización característica del sistema nervioso periférico.

Urotrygon aspidorus presentó un patrón anatómico muy similar a *Squalus acanthias*, siendo pocas las variaciones encontradas, entre las que destacan:

1. Mayor complejidad numérica en la estructura de los plexos.
2. La presencia de un plexo pectoral del cual no se encontró información sobre la descripción de éste en *Squalus acanthias*, solamente en *Hexanchus maculatus* y *Hexanchus cinereus*.
3. La probable fusión del nervio hipobranquial con el plexo cervicobraquial.
4. La ausencia del nervio colector.

La realización del presente trabajo es el primer acercamiento que se tiene sobre la descripción anatómica completa de los nervios espinales de batoideos. Se espera que sea el principio de estudios posteriores donde la anatomía del sistema nervioso periférico sea una base para establecer posibles relaciones filogenéticas entre distintas especies de batoideos.

Apéndice 1. Medidas morfométricas.

1. Longitud total	25	20,7	24,9	18,0	17,2	31	24,4	23,8	27,2	34,6	32,7	28,1	31,2	28,7	29	38	28,5	22,5
2. Longitud del disco	11,9	13,8	12,4	9,9	9,1	16,4	11,8	12,1	13,8	17,4	16,1	14,8	16,2	13,2	14,7	20,1	12,8	10,9
3. Ancho del disco	14,5	17	15,9	11	11,3	18,6	16,2	19,2	17	21,8	19,9	17,8	20,8	15,9	17,7	23,7	19,2	13,9
4. Diámetro del disco	0,5	0,7	0,9	0,4	0,5	0,8	0,5	0,6	0,7	0,8	0,8	0,8	0,8	0,8	0,7	1	0,7	0,6
5. Distancia interorbital	2,2	1,9	1,9	1,5	1,5	3,2	2,9	3,1	2,3	2,8	2,7	3,3	2,9	3,5	2,5	3	2,2	1,6
6. Preorbital del morro	2,5	4	3,7	2,7	2,4	5,2	3,7	3,9	4,6	5	5	4,8	5	3,9	4,3	5,8	4	3,5
7. Distancia interescapular	2,3	2,2	2	1,3	1,3	2,4	2	1,9	2,3	2,8	3,2	3,2	2,9	2,9	2,1	2,9	2,2	1,8
8. Distancia morro-escapula	17,7	19,6	18,4	11,8	12,5	23,3	17,4	17,7	20,3	25,1	23,8	21,3	23,1	20,6	19,7	27,9	19	16,6
9. Distancia boca-cloaca	9,8	9,5	8,5	5,6	5,8	10,8	8,4	7,7	9	12,3	11,8	9,5	10,7	9,7	9	13	9,2	7,4
10. Distancia morro-oreja	11,3	12,5	11,4	7,5	8	14,9	11	11,1	12,5	15,7	15,8	13,2	14,1	13,2	12,3	17,2	12,2	10,5
11. Distancia morro-cloaca	12,3	13,5	12	8,5	8,4	15,3	11,5	11,2	13,2	16,8	16,4	13,8	14,7	13,9	13	18,6	13,1	10,7
12. Longitud caudal	12,7	13,6	13,2	8,1	8,8	16,1	12,9	12,6	14	17,7	16,9	13,3	17,2	15,3	15,2	19,9	14,1	11,6
13. Preoral del morro	3,9	3,2	3,3	2,9	2,7	4,5	3,4	3,2	3,8	4,7	4,8	4,8	4,5	4,1	3,8	5,2	3,9	3,3
14. Distancia intermaxilar	1,6	1,8	1,4	0,9	0,4	2,2	1,3	1,4	2,3	2	1,9	1,7	1,8	2,1	2,2	1,8	1,9	1,9
15. Distancia boca hendido	ra 1a	1,4	1,6	1,4	1	1,1	2,2	1,5	1,8	1,9	2,2	2,2	1,9	1,8	2,1	1,7	2,6	1,3
16. Distancia boca hendido	ra 2a	1,9	2,2	2	1,3	1,5	2,8	2,2	2	2,4	3	2,8	2,5	2,7	2,1	3,2	2,4	1,8
17. Distancia boca hendido	ra 3a	2,5	2,7	2,7	1,7	1,9	3,3	2,7	2,4	3	3,7	3,4	3,1	3	3,2	2,7	3,8	2,4
18. Distancia boca hendido	ra 4a	2,9	3,2	3,1	2	2,2	4	3,3	2,9	3,5	4,4	4	3,6	3,7	3,8	3,2	4,6	2,8
19. Distancia boca hendido	ra 5a	3,4	3,8	3,5	2,2	2,4	4,5	3,8	3,3	4	4,9	4,6	4,1	4,1	4,3	3,7	5,3	3,1
20. Distancia interbranco	1a	3,2	3,4	3,5	2,9	2,7	4,1	3,2	3,2	3,7	4,8	4,4	3,6	4,3	3,8	3,6	5,1	3,7
21. Distancia interbranco	2a	3	3,3	3,2	2,7	2,6	3,8	2,8	3,1	3,5	4,5	4	3,3	4	3,5	3,4	4,7	3,5
22. Distancia interbranco	3a	2,7	2,9	3	2,2	2,3	3,5	2,5	2,7	3,2	4,1	3,7	3	3,6	3,1	3,1	4,2	3,1
23. Distancia interbranco	4a	2,2	2,3	2,4	1,8	1,9	2,8	2,2	2,3	2,6	3,8	3,2	2,5	3	2,5	2,6	3,5	2,4
24. Distancia interbranco	5a	1,8	1,8	1,8	1,5	1,6	2,3	1,8	1,8	2,1	2,7	2,8	2,1	2,3	2	2	2,7	1,8
25. Ancho de la boca	1,6	1,6	1,5	1	1,1	2,2	1,7	1,4	1,7	2	2,1	1,6	1,6	1,9	1,7	2,2	1,8	0,5
26. Longitud del gonopodio	po	2,5	2,4		0,7	0,6	2,7	2,2		2,8				2,9	2,8			2,8
27. Ángulo del morro	108	111,5	115	120	114	109	119,5	118,5	108,5	114,5	112	118	108,5	110,5	112,5	113	110	110
Masa	104,3	94	78,7	24,1	30,8	177,3	81,1	82,3	118,2	281,5	228,8	128,8	208,8	150,1	128,8	351,5	116,3	81,2
Sexo	m	m	h	m	m	m	m	h	m	h	h	h	h	m	m	h	m	h

Apéndice 2

ORGANISMO TIPO

Squalus acanthias

Nervio glossofaríngeo.

Se origina de la superficie ventrolateral del mielencéfalo y entra en la cápsula ótica a través de un foramen situado caudalmente al meato interno acústico. El nervio subsecuentemente cruza el piso de la cápsula ótica y deja el neurocráneo por su región occipital pasando a través del foramen del nervio glossofaríngeo. Inmediatamente distal a su emergencia del foramen exhibe un ganglio (petroglosal), distal a este ganglio el nervio da origen a 4 ramas: la dorsal, la faríngea, pretremática, posttremática.

La rama pretremática esta distribuida en la pared craneal de la primera hendidura branquial, la rama posttremática pasa por debajo de la cara lateral de la primera hendidura branquial.

La rama faríngea cursa junto con la rama pretremática a corta distancia, seguidamente se dirige a la pared de la faringe y la rama dorsal que se distribuye a los órganos de la línea lateral, y casi siempre la piel de la región supratemporal.

Nervio vago.

Inerva los arcos branquiales IV-VII y las restantes 4 hendiduras branquiales. Se origina de la superficie caudolateral del mielencéfalo y entra en la parte caudal de la cápsula ótica a través de un foramen en la superficie interna del condrocráneo, emerge de este a través del foramen del nervio vago X por su región occipital. Una vez emergiendo del foramen, el nervio pasa en el techo de la faringe. En primer

lugar da origen a 4 ramas branquiales los cuales están distribuidos en los restantes arcos viscerales y hendiduras branquiales.

Cada branquia sigue el patrón del nervio glossofaríngeo teniendo un ganglio sensitivo del cual surgen ramas postremáticas, pretremáticas y faríngeas. Las fibras viscerosensitivas de la última rama branquial están distribuidas en la superficie caudal de la última hendidura branquial y las fibras motoras de la última rama branquial forman un pequeño nervio accesorio que se dirige al músculo cucularis.

Los nervios occipitales en *Squalus acanthias* son variables en número; siendo dos el número más constante, pero en algunos casos se observan dos nervios bien desarrollados y uno más rudimentario, pudiéndose encontrar en un mismo organismo una diferencia en el número entre los lados de la cabeza.

El nervio hipobranquial está formado por la unión de los nervios occipitales y los primeros nervios espinales, después de pasar dorsalmente la cara dorsal de la rama visceral del vago y detrás de la hendidura visceral, el nervio hipobranquial regresa ventralmente y cruza a lo largo del piso de la cavidad oral inervando los músculos hipobranquiales.

En las regiones de las aletas pares las ramas ventrales de los nervios espinales inervan los músculos de las aletas pares estando unidos más o menos unos con otros formando un plexo. El plexo cervicobraquial consiste en once nervio pasando de la médula a la aleta. Sólo los primeros 4 o 5 de estos situados en la cara dorsal de la bolsa formada por el sinus cardinal posterior, están unidos para formar el plexo; las ramas posteriores pasan directamente dentro de la aleta. El plexo lumbrosacral se puede observar como un cordón blanco que pasa dentro de la base de la aleta, el cual está más o menos embebido en tejido conectivo, siendo el número de 10 nervios los que inervan las aletas, siendo solo los últimos los que están unidos para formar el plexo. El primer nervio de los 10 es el denominado nervio colector.

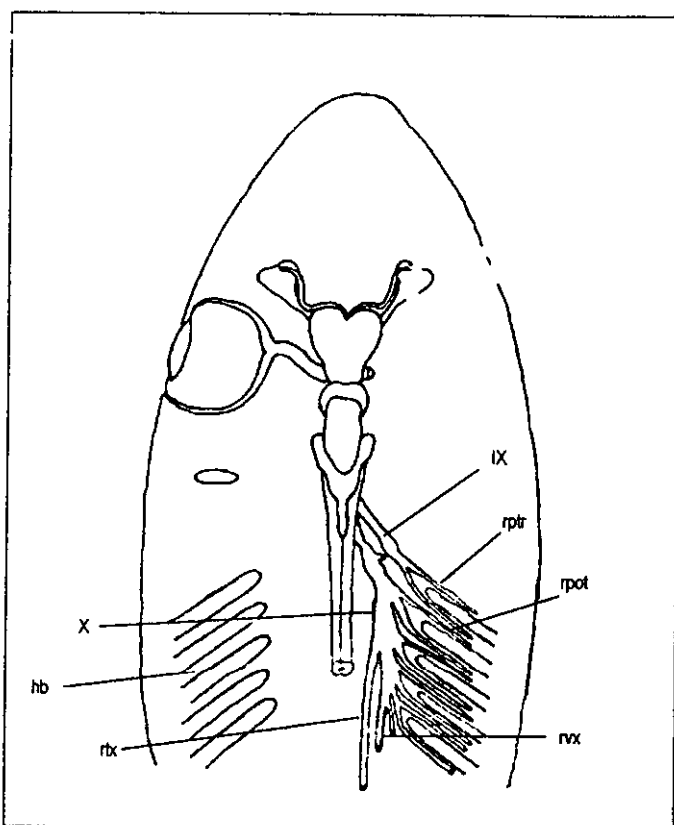


Fig. 20. Encéfalo de *Squalus acanthias*. IX = nervio glossofaríngeo; X = nervio vago; rptr = rama pretrématica; rpot = rama posttrématica; rlx = rama lateral del nervio vago; rvx = rama visceral del nervio vago; hb = hendiduras branquiales (Tomado de Walker, 1980).

BIBLIOGRAFIA

- Álvarez, J. Del Villar. 1979. Anatomía Comparada Básica. Edit. Trillas. pags 523-525,536-537
- Ashley L.M. y R. B., Chiasson. 1988. Laboratory Anatomy of the Shark. 5^a Edición. Edit. Wn. C. Brown Publishers. USA. pags 61-70,88-112
- Bauchot R., R. Platel y J. M. Ridet. 1976. Brain-Body Weight Relationships in Selachii. COPEIA (2): 305-310
- Bohensky, 1981. Photo Manual and Dissection Guide of the Shark. Edit. Avery Publishing Group, Inc. New Jersey. pags 91-96
- Boord R. L. y R. G. Northcutt. 1982. Ascending Lateral Line Pathways to the Midbrain of the Clearnose Skate, *Raja eglanteria*. The Journal of Comparative Neurology. 207: 274-282
- Compagno, L. J. V. 1977. Phyletic Relationships of Living Sharks and Rays. Amer. Zool. 17:303-322
- Eckert R. 1994. Fisiología Animal. Mecanismos y adaptaciones. 3^a. Edición. Edit. Interamericana-Mc Graw Hill. pag 220
- Espinosa, P. H. 1993. Riqueza y Diversidad de Especies. Ciencias, número especial. 7: 77-84
- Feirabend H. K. P., H. Choufer y S. Ploeger. 1998. Preservation and Staining of the Myelinated Nerve Fibers. A Companion to Methods in Enzymology 15: 123-131
- Filipsky, G. T. y M. V. H. Wilson. 1984. Sudan black b as a Nerve for Whole Cleared Fishes. COPEIA: 200-208
- Filipsky, G. T. y M. V. H. Wilson. 1985. Staining Nerves in Whole Cleared Amphibians and Reptiles Using sudan black B. COPEIA (2): 500-502
- Freihofer, W. C., 1966. The Sihler Technique of Staining Nerves for Systematic Study Specially of Fishes. COPEIA (1): 204-208
- Freihofer, W. C. y L. J. V. Compagno. 1977. Additional Notes on the Use of the Sihler Technique of Staining Nerves of Small, Whole Specimens Fishes and Other Vertebrates. COPEIA. (3): 587-588
- Gilbert, P. W., R. F. Mathewson, y D. P. Rall, 1967. Sharks, Skates and Rays. The John Hopkins Press. USA. pags. 221-248.

González, I. M. 1996. Filogenia de Doce Especies de Batoideos (Chondrichtes: Batoidomorpha) de México con Base en la Anatomía del Cráneo. Tesis Maestría en Ciencias. UNAM.

Goodrich, E. S. 1986. Studies on the Structure and Development of Vertebrates. Edit. University of Chicago Press. USA. pags. 720-785

Grassé, P. P. 1977. Zoología. Vertebrados. Anatomía Comparada. Edit. Toray-Masson. Tomo II. pag. 354

Hall, W. Z. 1992. An Introduction to Molecular Neurobiology. Edit. Sinauer Associates, Inc. USA. pags 281-309

Hildebrand, M. 1988. Analysis of Vertebrate Structure. 3a Edición. Edit. John Wiley & Sons, Inc. USA. pags 337-350

Hollister, G. 1934. Clearing and Dyeing Fish for Bone Study. Zoologica, vol XII (10): 89-101

Hyman, L. H. 1942. Comparative Vertebrate Anatomy. Edit. University of Chicago Press. pags: 456-477

Jarvik, E. 1980. Basic Structure and Evolution of Vertebrates. Vol.I. Academic Press Inc. pags. 4,5

Kluge, A. G. 1977. Chordate Structure and Function. 2ª Edición. Edit. Macmillan Publishing Co., Inc. New York. pags 469-481

Koster D. M. 1983. Central Projections of the Octavolateralis Nerve of the Clearnose Skate, *Raja eglanteria*. The Journal of Comparative Neurology. 221: 199-215

Kurihara, T., Sakuma M. and T. Gojobori. 1997. Molecular Evolution of Myelin Proteolipid Protein. Biochemical and Biophysical Research Communications 237: 559-561

Lynch, M. J., R. S. Stanley, L.D. Mellar, P. D. Spare, M. J. H. Inwood. 1977. Métodos de Laboratorio. 2ª Edición. Edit. Interamericana. México. pag 1323

Maruska K. P. y T. C. Tricas. 1998. Morphology of the Mechanosensory Lateral Line System in the Atlantic Stingray, *Dasyatis sabina*: The mechanotactile Hypothesis. Journal of Morphology. 238: 1-22

Mateu, L. 1987. La mielina. Investigación y Ciencia. No.131. pags 83-93

Miyake, T. and J. D. McEachran. 1988. Three new species of the stingray genus *Urotrvaon* (Mvliobatiformes: Urolophidae) from the Eastern Pacific. *Bulletin of Marine Science* 42 (3): 366-375

Miyake T. y J. D. McEachran. 1991. The Morphology and Evolution of the Ventral Gill Arch Skeleton in Batoid Fishes (Chondrichthyes: Batoidea). *Zoological Journal of the Linnean Society*. 102: 74-100

Miyake, T., McEachran, J. D., Walton, P. J. and B. K. Hall. 1992. Development and Morphology of Rostral Cartilages in Batoid Fishes (Chondrichthyes: Batoidea), with Comments on Homology within Vertebrates. *Biol. J. of the Linn. Soc.* 46: 259-298

Montagna, W. 1981. *Anatomía comparada*. Edit. Omega. España. pags 366, 321

Montes-Dominguez, H. M. 1996. Relaciones de Parentesco y Similitud Entre 8 Especies de la Superfamilia Dasyatoidea (Pisces: Batoidea). Tesis Biología. E.N.E.P. Iztacala. UNAM.

Nelson, J. S. 1994. *Fishes of the World*. John Wiley & Sons, Inc. pags

Nilson, S. 1997. The Autonomic Nervous System of the dog and the dogfish: A Comparative Approach. *Acta Physiologica Scandinavica*. Vol 161. Sup 638. pags 39-46.

Nishikawa, K. C. 1987. Staining Amphibian Peripheral Nerves with sudan black B: Progressive vs Regressive Methods. *COPEIA* (2): 489-491

Norris, H. W., y S. P. Hughes. 1920. The Cranial, Occipital and Anterior Nerves of the Dogfish. *J. Comp. Neurol.* 31: 293-395

Northcutt, R. G. 1977. Elasmobranchs Central Nervous System Organization and its Possible Evolutionary Significance. *Amer. Zool.* 17: 411-429

Northcutt, R. G. 1979. The Comparative Anatomy of the Nervous System and the Sense Organs. In Hymann's *Vertebrate Anatomy*, Wake, M. H. University of Chicago Press. USA. pag: 615-769.

Northcutt, R. G. 1984. Evolution of the Vertebrate Central Nervous System: Patterns and Processes. *Amer. Zool.*, 24: 701-716

Northcutt, R. G. 1989. Brain Variation and Phylogenetic Trends in Elasmobranch Fishes. *The Journal of Experimental Zoology Supplement* 2:83-100

Paniagua, R. y M. Nistal. 1983. *Introducción a la Histología Animal Comparada*. Atlas-libro de la estructura microscópica de los animales. Edit. Labor. España. pag 84

- Pirlot, P. 1976. *Morfología Evolutiva de los Cordados*. Ediciones Omega. Barcelona. pags. 747
- Romer, A. S. y T. S. Parsons. 1981. *Anatomía Comparada*. Edit. Interamericana. pag 332
- Rossenzweig, J. L. 1993. *Anatomy of the Shark Text and Dissecting Guide*. Brouwn Publishers. USA. pags 98-110
- Ruiz Calderón, A. 1993. *Contribución al Estudio Osteológico de Elasmobranchios Hipotremados del Golfo de México a través de la Técnica de Transparentación*. Tesis Prof. Biología. E.N.E.P. Iztacala UNAM.
- Sarnat, H. B. y M. G. Netsky. 1981. *Evolution of the Nervous System*. 2ª Edición. Edit. Oxford University Press, Inc. U.S.A.
- S.I.C. 1976. *Catálogo de Peces Marinos Mexicanos*. Secretaría de Industria y Comercio. pag 462
- Song, J. Y L. R. Parenti. 1995. *Clearing and Staining Whole Fish Specimens for Simultaneous Demonstration of Bone, Cartilage, and Nerves*. COPEIA (1): 114-118
- Sperry D. G. Y R. L. Boord. 1993. *Organization of the Vagus in Elasmobranchs: Its Bearing on a Primitive Gnathostome Condition*. Acta Anat. 148: 150-159
- Valenzuela, M. A. 1993. *Edad y Crecimiento de las Tres Principales Especies de Cazón de la Sonda de Campeche*. Tesis Prof. Biología E.N.E.P. Iztacala UNAM.
- Walker, W. F. 1980. *Vertebrate Dissection*. 6ª Edición. Edit. Saunders College Publishing. U.S.A.
- Weichert, C. K.. 1970. *Anatomy of Chordates*. 4ª. Edición. Edit. McGraw Hill. USA. pag. 638
- Wenhuis N. R., H. J. Ten Don Kelaar. y C. Nicholson. 1998. *The Central Nervous System of Vertebrates*. Vol. I. Edit. Springer. pag. 556
- Wourms, J. P. 1977. *Reproduction and Development in Chondrichthyan Fishes*. Amer. Zool., 17:379-410
- Yañez-Arancibia, A. 1978. *Taxonomía, Ecología y Estructura de las Comunidades de Peces en Lagunas Costeras en Bocas Efémeras del Pacífico de México*. Centro Cienc. del Mar y Limnol. 2:1-306
- Young, J. Z. 1980. *La Vida de los Vertebrados*. Edit. Omega. Barcelona. pags 152,153

Zavala, G. 1993. Descripción de la Captura de Tiburones Durante la Temporada de Pampanillo 1991-1992 en Chachalacas Veracruz, México. Tesis Prof. Biología E.N.E.P. Iztacala UNAM.