



Universidad Nacional Autónoma de México

CONTRIBUCION AL ESTUDIO HISTOLOGICO
DE LA ESPECIE *Pterygioteuthis giardi*
(MOLLUSCA: CEPHALOPODA)

T E S I S

Q u e p r e s e n t a
Ma. de los Angeles Aranda Macías

para obtener el Título de:

B I O L O G O

México, D. F.

1985



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

I N D I C E

- 1.0 Introducción
 - 1.1 Antecedentes
 - 1.2 Objetivo

- 2.0 Material y Métodos
 - 2.1 Colecta
 - 2.2 Trabajo en el Laboratorio
 - 2.2.1 Técnicas Histológicas
 - 2.2.2 Estudio microscópico de las laminillas

- 3.0 Resultados y Discusión
 - 3.1 Taxonomía
 - 3.2 Distribución
 - 3.3 Histología

- 4.0 Conclusiones

- 5.0 Bibliografía

1.0 INTRODUCCION

1.1 ANTECEDENTES

Los calamares representan uno de los recursos más importantes para la industria pesquera mexicana lo que es evidente al revisar los mapas de distribución publicados por Okutani (1980); sin embargo, nuestros conocimientos sobre ellos en las costas mexicanas son limitados.

De acuerdo con Cifuentes (1984), la captura anual de calamar en nuestro país es de 9,816 toneladas, cifra baja, tomando en cuenta el alto valor nutritivo de estos organismos, ya que, como el mismo autor señala, de cada cien gramos en peso neto contienen 78 g de calorías, 16.4 g de proteínas, 0.9 g de grasa, 12 mg de calcio, 119 mg de fósforo, 0.5 mg de hierro, y, 0.02 mg de tiamina.

Esto nos recuerda la gran importancia comercial de este recurso como una de las fuentes primordiales de alimento, rico en proteínas en el país; por lo que es necesario desarrollar un esfuerzo mayor en el estudio de los calamares, enfatizando en cuanto a su biología con el fin de acumular el suficiente conocimiento básico, sobre estos moluscos, e implementar su conveniente explotación.

Uno de los temas de mayor interés en la biología es el estudio de la histología. Es pertinente realizar y considerar este tipo de trabajos no sólo como descriptivos, plano en el que podrían brindarnos novedades, sino tam-

bién, como auxiliares para establecer relaciones filogenéticas entre los organismos, dependiendo de los tipos tisulares que presenten y su arreglo en las diferentes estructuras, contribuyendo, así, al estudio de la filogenia animal.

Entre los invertebrados el Phylum Mollusca es el segundo en abundancia y diversidad, la mayoría de los autores opinan que la clase Cephalopoda es la más especializada y altamente desarrollada por la organización de su complicada estructura y comportamiento.

La palabra Cephalopoda proviene del griego *kephale*; cabeza, y *podos*; pie. Según Donovan (1964), es un grupo que pudo haberse originado en el Cámbrico Inferior pero el primer fósil que indudablemente pertenece a un cefalópodo es *Plectronceras Kobayashi*, 1935, del Cámbrico Superior tardío de China.

Para Roper, Sweeney, Nauer (1983) los cefalópodos actuales se dividen en dos subclases: Nautiloidea y Coleoidea, dentro de la segunda encontramos cuatro ordenes Sepioidea Naef, 1916; Teuthoidea Naef, 1916; Octopoda Leach, 1918, y Vampyromorfa Pickford, 1939. Los calamares pertenecen al orden Teuthoidea con dos subordenes Myopsida Orbigny, 1945 y Oegopsida Orbigny, 1945.

Los teuthoideos son organismos con simetría bilateral, esquizocelomados, con fecundación dentro de la cavidad del manto, segmentación meroblástica con discoblástula y desarrollo externo directo.

Con respecto al molusco ancestral, propuesto por Barnes

(1977), presentan acortamiento del eje antero-posterior y extensión del eje dorso-ventral; por lo que el último, desde el punto de vista funcional y descriptivo, es considerado eje antero-posterior. Así, el término anterior se aplica a la cabeza y brazos, el posterior a la masa visceral, y los términos dorsal y ventral a las superficies superior e inferior funcionales.

El pie del molusco ancestral no puede reconocerse, ya que, se encuentra modificado en un embudo, localizado ventralmente entre la cabeza y el manto; y un "aparato braquial" que, unido a la región anterior de la cabeza, consta de ocho brazos, que se numeran por pares comenzando desde la región dorsal hacia la ventral por ambos lados, y dos tentáculos, que pueden estar ausentes.

La concha está reducida presentándose únicamente un gladio adherido a todo lo largo de la cara dorsal interna del manto que cubre a la masa visceral.

El sistema nervioso, desarrollado y especializado, se divide en central, rodeado por cartílago, y periférico. De las terminaciones nerviosas, especializadas en la recepción de sensaciones, destacan los ojos por su tamaño y complejidad.

El aparato respiratorio está constituido por dos branquias; el circulatorio es casi cerrado, con un corazón de dos aurículas y un ventrículo; el digestivo es completo con rádula y glándulas accesorias; el excretor presenta dos glándulas; y el reproductor está compuesto, generalmente, por una gónada, ductos genitales pareados y glándulas accesorias, además, en los machos un brazo se encuen

tra modificado para la reproducción, por lo que se le denomina hectocotilo.

Numerosos autores han estudiado la anatomía y fisiología de los cefalópodos pero, como podrá observarse, pocos se han avocado a su histología; en la que la mayoría de las descripciones no corresponden a organismos del orden Teuthoidea.

Según Fuset (1920) y Leake (1975) la epidermis de *Sepia* está formada por un epitelio simple cilíndrico que, añade Socastro (1970), presenta células caliciformes mas ó menos abundantes, dependiendo de la zona. Marthy (1974) menciona que aisló, de la epidermis de un teuthoideo, una aglutinina secretada por células glandulares que no detalla.

La dermis, descrita también para *Sepia*, fue definida por Fuset (op. cit.) como una capa conjuntiva muscular cuyo espesor puede variar, y presenta grandes cromatóforos. Posteriormente Pierantoni (1944) agrega una detallada descripción de los órganos luminosos denominados fotóforos y D'Ancona (1960) de los iridocistos. Socastro (op. cit.) remarca además del conjuntivo rico en fibras; vasos sanguíneos siempre venosos, que ya Cauvet (1885) consideraba análogos a los capilares de los vertebrados; terminaciones nerviosas, y haces de musculatura lisa laxa, que se engrosa sólo a nivel de las ventosas.

Los cromatóforos de los cefalópodos, han sido objeto de numerosos estudios especializados, de acuerdo con Cauvet (op. cit.) son células esféricas pigmentarias a cuya pared se adhiere una corona de músculos estriados, que

cuando se contraen confieren forma estrellada a la célula. Phisalix (1892), Fuset (op. cit.), Sereni y Young (1932), Borradaile y Potts (1938), Holmes (1955), Andrew (1959), y Cloney y Florey (1968), entre otros, puntualizan que la pared celular es una membrana elástica a la que se adhieren entre diez y treinta músculos radiales cuyo contenido celular es una sola clase de colorante; amarillo, rojo o pardo. Estas células son controladas por el sistema nervioso central, en especial por los ganglios subesofágicos, pudiendo además responder a estímulos locales. Se localizan por debajo de la epidermis y por encima de una capa de láminas conjuntivas de un blanco argentado, con irisaciones metálicas brillantes, los amarillos son superficiales, los rojos medios y los pardos profundos.

Los fotóforos de los oegopsidos fueron descritos y estudiados detalladamente por Pierantoni (op. cit.) quien los clasificó según su estructura y contenido en cerrados y abiertos. Los cerrados, frecuentes y característicos de las formas abisales, están constituidos por una fina y diáfana capa epitelial, bajo la cual se encuentran, una ó varias lentes frontales formadas por tejido conjuntivo muy transparente; en el centro, un manantial luminoso formado por un grupo de células cuyo plasma es rico en corpúsculos fosforescentes; y debajo de ellas, en la parte opuesta a la lente, un reflector formado por un casquete pluriestratificado de láminas iridiscentes delgadas y transparentes, y superpuestas a, un estrato de células opacas por estar provistas de un pigmento de coloración parda.

Los abiertos, característicos de los organismos de pro-

fundidad media y superficiales, presentan una estructura semejante a la de los anteriores pero el manantial fotógeno está constituido, generalmente, por colonias de bacterias luminosas contenidas en saquitos ó tubos de paredes epiteliales, con un rico sistema vascular, que desembocan al exterior.

Los iridocistos de los cefalópodos, menciona D'Ancona (op. cit.), son corpúsculos de guanina que por su naturaleza reflejan la luz, según Socastro (op. cit.) forman unas plaquitas que se disponen normalmente al eje de la célula, que es aplanada, y producen irisaciones. Barth y Broshears (1982) añaden que se localizan por debajo de los cromatóforos intensificando sus colores.

En los cefalópodos hay un tipo especial de fibras musculares cuyas células son fusiformes pero presentan estriaciones, son diferentes a las de los músculos esqueléticos de los vertebrados y artrópodos. Hoyle (1964) les dió el nombre de "fibras musculares lisas intermedias" ó "fibras pseudoestriadas" - último término que emplearemos en este trabajo para la descripción, se comportan como fibras estriadas típicas, pero difieren en que no hay bandas claras y oscuras perpendiculares al eje de la fibra, sino una estriación oblicua, mejor dicho helicoidal, a lo largo de dicho eje. Según Socastro (op. cit.) esta estriación especial fue descrita por Plenk (1933) y confirmada después en el microscopio electrónico por Hanson y Lowy (1955-1956). Millman (1967) distinguió dos tipos; fibras estriadas oblicuamente regulares, en las que las bandas A e I aparecen regularmente distribuidas y son propias de los cefalópodos, y fibras estriadas oblicuamente irregulares, propias de los lamelibranquios.

Por debajo de la dermis a nivel del manto se encuentra una gruesa capa muscular, de la que Bone, Pulsford y Chubb (1881) efectúan en *Sepia* y dos myopsidos estudios histológicos en bloque, ópticos y electrónicos concluyen do que está compuesta de una masa de fibras musculares pseudoestriadas circulares, divididas por fibras de músculo pseudoestriado radial, en bloques rectangulares más ó menos regulares, entre las que el tejido conjuntivo forma una trama entretrejida de fibras de colágena y elásticas en diferentes planos. Además, en *Sepia* se presentan dos haces de fibras musculares longitudinales uno por arriba y otro por debajo de la capa de fibras circulares, en contraste, los myopsidos sólo presentan estas fibras en la pequeña zona anterior del manto que está unida a la cabeza.

Igualmente, por debajo de la dermis a nivel de los brazos y tentáculos hay una gruesa capa muscular con un arreglo distinto. Diversos estudios se han efectuado sobre los brazos y tentáculos de los cefalópodos, Socastro (op. cit.) realizó una serie de estudios concluyendo que cada extremidad posee, lateralmente, una capa de músculos pseudoestriados oblicuos externos; una capa de músculos pseudoestriados longitudinales externos; y una capa de músculos pseudoestriados oblicuos internos seguidas, tanto en las caras laterales como en la oral y aboral, de una capa de músculos pseudoestriados longitudinales internos; una capa de músculos pseudoestriados transversales, y en el centro, un eje nervioso medular, con una zona de células gigantes y un vaso sanguíneo lateral.

Además, los brazos pueden presentar ganchos y ventosas

en la cara oral, que son de origen tegumentario, están cubiertas por un epitelio que puede llevar refuerzos en forma de anillos córneos, musculatura propia y un ganglio en su base que se encuentra unido al cordón nervioso central.

En 1888, Bather estableció la subclase Coleoidea en la que agrupó organismos que presentan concha interna, reducida ó ausente, quedando incluidos los calamares. Según Cauvet (op. cit.) la concha es secretada por la epidermis, Milne (1890) ya la denominaba pluma y Fischer (1895) gladio. Para Borradaile y Potts (op. cit.) representa el proóstraco de las antiguas conchas de los belemnites y funciona como endoesqueleto, para D'Ancona (op. cit.) la placa dorsal representa al proóstraco y la zona terminal cónica al fragmocono. tiene un aspecto pectinado y sirve como una estructura de soporte, sobre todo, para los músculos de las aletas.

Según Fuset (op. cit.), Pierantoni (op. cit.), Aron y Grassé (1947) y Borradaile y Potts (op. cit.), existe un esqueleto interno adicional constituido por un cartílago cefálico, que se amolda exactamente al sistema nervioso central, rodea a los bulbos oculares, a los estatocistos y es homólogo al cráneo de los vertebrados inferiores; otros cartílagos sostienen las bases de los brazos y tentáculos, y otros a las aletas.

El celoma de los teuthoideos es grande, dividido en un pericardio anterior que rodea al corazón, los corazones branquiales y comunica con la cavidad de los órganos renales, y un gonocelo posterior, mayor que contiene a las gónadas y al estómago.

De acuerdo a Bullock y Horridge (1965) el sistema nervioso de los cefalópodos está más desarrollado que en los artrópodos y es comparable al de los peces. El sistema nervioso central está formado por la fusión parcial de los ganglios cerebral, bucal, labial, subradular, pedal, pleurovisceral, braquial, óptico, olfatorio y peduncular y se divide en lóbulos que actúan como centros controladores que se encuentran concentrados alrededor del esófago. según Young (1961) en el cerebro de *Octopus* hay alrededor de 150 millones de neuronas de las que una gran proporción están implicadas en el aprendizaje.

Además, existen otros ganglios en la periferia; los bucales, inferiores y superiores; los ganglios estrellados; el ganglio gástrico, el cardiaco, el branquial, y los que se presentan en los cordones de los brazos.

Para estos autores, el sistema nervioso periférico del calamar se inicia en los lóbulos magnocelulares que se encuentran en la región subesofágica del cerebro de donde parten dos grandes neuronas multipolares conocidas como células gigantes de primer orden cuyos axones, que se anastomosan en la línea media, van a la región posterior del cerebro haciendo sinapsis con siete pares de neuronas unipolares gigantes de segundo orden, de las que seis pares inervan a los músculos retractores de la cabeza y el embudo y un par corre al ganglio estrellado haciendo sinapsis con las fibras gigantes de tercer orden que van a los músculos de la pared del manto.

La composición histológica es básicamente convencional, pero hay una gran diferenciación y elaboración de tejido en el neurópilo. A lo largo de la corteza, en ciertos

lugares, hay islas de células conformando un campo sináptico complejo. Las células nerviosas son típicas, las granulares ó globulares se presentan en las regiones superiores con un neurópilo denso y ordenado; las células gigantes están presentes en lugares definidos. Aunque la mayoría de las células son unipolares también hay multipolares, similares a las de los vertebrados, que casi siempre son heteropolares. Las células gliales están desarrolladas y especializadas. Los axones gigantes, en calamares, sólo se presentan en ciertas especies y según Keynes (1958) en *Loligo* pueden alcanzar un milímetro de diámetro. No se han observado vainas de mielina alrededor de la fibras.

De acuerdo con Cauvet (op. cit.) el olfato reside en unas papilas localizadas, a cada lado de la cabeza, detrás de los ojos e inervadas por los ganglios subesofágicos, para Leake (op. cit.) las papilas están cubiertas por un epitelio sensorio plegado pero el olfato está pobremente desarrollado. Bullock y Horridge (op. cit.) puntualizan que las células sensoriales se encuentran a profundidades variables, presentando procesos distales y un gran cuerpo accesorio en el soma; sus axones forman un nervio que produce el lóbulo olfatorio.

Las principales descripciones de los estatocistos son las de Hamlyn-Harris (1903), Klein (1931), y Young (1960), sin embargo ya Zernoff (1869) los define como auditivos, incluidos en el espesor del cartílago craneal y consistentes en un saco membranoso lleno de un líquido en el que nada un otolito blanco y cristalino. También para Andrew (op. cit) y Leake (op. cit.) son órganos auditivos, pero para Boycott (1960), así como, Maturana y

Sperling (1963) intervienen en equilibrio. Se dividen en tres regiones sensoriales: mácula, cresta y receptores dispersos. Estas zonas presentan diversos tipos de células ganglionares y sensoriales diferenciadas, así como numerosos nervios conectados con el sistema nervioso central.

Existen diversos trabajos sobre los ojos de los cefalópodos: Hensen (1865), Schobl (1878), Grenacher (1886), Lenhossek (1894), Hesse (1900), Merton (1905), Cajal (1917), Tompsett (1939) y Young (1960'), son algunos de los autores que se han avocado a su estudio. Son órganos pareados, grandes y muy desarrollados, de estructura similar a la de los vertebrados, capaces de formar imágenes y hay evidencia de que la mayoría poseen una visión en color. La forma del ojo es mantenida por una cubierta escleroide reforzada por cartílago a la que le sigue la retina que es un epitelio simple especializado, extenso y muy pigmentado, del tipo directo, es decir, con los fotoreceptores apuntando hacia la luz y nervios subyacentes. y está formada por varias capas, a saber: fibras nerviosas retinales, núcleos de células retinales, núcleos de las células de soporte, capa pigmentaria de células de soporte, segmentos sensorios de células retinales, y membrana limitante. La lente no contiene núcleos, según Brahma (1978) en *Loligo*, es secretada y soportada por el cuerpo ciliar. Los ojos son movidos mediante los músculos extrínsecos, y la lente, hacia adelante y atrás, por los músculos ciliares, para enfocar la imágen en la retina. El iris es una prolongación de los músculos ciliares.

Hess (1905) reporta que algunas especies poseen una man-

cha de visión más aguda, similar a la fovea, con 105,000 células por milímetro cuadrado. Este ojo y sus anexos son los que cuentan con mayor cantidad de nervios en el Reino Animal.

Además de los órganos sensoriales antes mencionados, autores como Steinach (1901), Moreno (1906), Baglioni (1909), Giersberg (1926), y Gray (1960), mencionan que en los brazos de los cefalópodos existen células que responden a estímulos luminosos, químicos y táctiles, estos últimos receptores también se encuentran en el manto, sólo se sabe que están conectados con los ganglios estrellados.

El aparato digestivo está doblado en U con sus extremos hacia la parte anterior del cuerpo. La boca se abre en el centro de los brazos prensiles, según Leake (op. cit.) está bordeada por un repliegue labial tapizado de papilas y encierra un par de mandíbulas quitinosas embebidas en músculo.

La faringe de los cefalópodos, menciona Andrew (op. cit.), presenta en su base una rádula con dientes bien desarrollados de estructura quitinosa, arreglados simétricamente en filas; tienen una poderosa musculatura y se originan en las células nacientes (sic.) localizadas en la zona posterior de la rádula.

El esófago corre por la línea media dorsal, en el calamar está compuesto por tres capas; la externa de músculo circular gruesa, la media de músculo longitudinal delgada y la interna que es un epitelio columnar, secreta un material cuticular de naturaleza quitinosa que se conti-

núa con el que recubre al estómago.

Para el mismo autor, el estómago está situado en el lado derecho de la región ventral y presenta cinco capas: un peritoneo externo formado por un epitelio ciliado plano, una capa delgada de fibras musculares oblicuas, una de músculo circular liso gruesa y un epitelio columnar que secreta una cutícula quitinosa.

El estómago conecta con un ciego largo, enrollado espiralmente, que se localiza en el lado izquierdo de la región ventral; Leake (op. cit.) menciona que en la cara interna superior de su pared contiene pliegues muy marcados en forma de hojas, en cuya luz se pueden encontrar áreas con epitelio ciliado y áreas con epitelio secretor de moco.

De acuerdo con Andrew (op. cit.), el intestino y recto presentan una pared consistente de: peritoneo, músculo circular liso, músculo longitudinal liso y un epitelio ciliado en el que hay intercaladas células globosas esparcidas. Aproximadamente a la mitad del recto hay una región de células que poseen protuberancias gruesas y que, según el mismo autor, parecen auténticos pseudópodos que contienen gránulos de comida ingerida. El ano se abre justo detrás del embudo.

Hay dos pares de glándulas salivales, para Andrew (op. cit.), *Loligo* las presenta relativamente simples, tubulares compuestas, con conducto de luz ancho y células columnares mostrando gránulos de secreción en los extremos distales. Para Cauvet (op. cit.) desembocan en la entrada del esófago y para Andrew (op. cit.) en la faringe

Este último autor señala que Henze (1905, 1906), encontró que en *Octopus* el par anterior secreta moco, en tanto que el posterior secreta además de moco enzimas proteolíticas y veneno.

Leake (op. cit.) indica que la glándula digestiva ó hepatopáncreas se divide en dos regiones morfológica y funcionalmente distintas que vacían sus productos por el mismo ducto. El hígado se localiza en la región anterior de la glándula y consiste en túbulos densamente empacados con luz hacia ductos anchos que se continúan con el ducto hepatopancreático, los túbulos están cubiertos por un epitelio de células columnares con núcleos basales y extremos distales granulares ó vacuolares, entre cuyas bases se encuentran células secretoras de calcio. Una delicada trama de tejido conjuntivo envuelve a las vesículas sanguíneas. El páncreas se localiza en la región posterior del hepatopáncreas, es una masa esponjosa de folículos cuyo epitelio presenta células bajas.

Según Andrew (op. cit.) el saco de la tinta se abre en el ano, tiene una glándula para la secreción de tinta cuya pared está formada por un capa externa de tejido conectivo; una capa media de músculo longitudinal y circular, y una capa interna de células epiteliales cuboidales ciliadas. La secreción se vierte en una "bolsa" de almacenaje formada por cuatro capas: las tres antes mencionadas y una capa de iridocistos entre la muscular y el epitelio ciliado. Un tubo largo conecta a este saco de la tinta con el extremo del recto en donde el flujo es controlado por un esfínter muscular. Según Hach, Duchon y Borovansky (1977) la tinta de *Loligo* está compuesta por melanosomas.

El aparato circulatorio está constituido por un corazón largo, consistente en un par de aurículas arteriales laterales, que son dilataciones de los vasos eferentes branquiales; un ventrículo ovoideo central, también arterial; un par de corazones branquiales venosos, que son dilataciones de los vasos aferentes branquiales, y un sistema arterial y otro venoso extensamente ramificados, existiendo arterias secundarias y capilares arteriales, así como, capilares venosos y venas. Tomando como inicio las laminillas branquiales, el sistema arterial, se continúa por los vasos eferentes branquiales que conectan con las aurículas y estas a su vez con el ventrículo de cuya zona anterior sale la aorta anterior ó cefálica, de paredes gruesas, que irriga al hepatopáncreas, tubo digestivo, manto, embudo y brazos, y de la zona posterior sale la aorta posterior abdominal que irriga los órganos genitales, la piel y los músculos. El sistema venoso está formado por una vena anterior ó cava superior; se bifurca en dos venas cavas inferiores que se dirigen posteriormente hacia las bases de las branquias, en donde dos dilataciones forman los corazones branquiales; además, hay una vena abdominal que se une a la vena cava en la bifurcación. De acuerdo a las palabras de Fuset (op. cit.), los sistemas de vasos se comunican en ciertos puntos por medio de una red de capilares, pero en otros, las arterias más pequeñas se abren en lagunas interviscerales, donde la sangre se hace venosa y después llega a los senos para volver por las venas a las branquias, esta es la razón por la cual Leake (op. cit.), entre otros, dice que el sistema circulatorio es casi cerrado.

Pierantoni (op. cit.) y Leake (op. cit.) describen al

aparato respiratorio: está compuesto por dos branquias, simétricamente dispuestas y suspendidas una a cada lado en la región ventral posterior de la masa visceral. Son pinniformes, con aspecto de plumas de ave, bipectinadas, con plegamientos secundarios y terciarios, están compuestas por filamentos flexibles no ciliados, con una extensa circulación capilar. Por el eje medio de cada branquia pasa el vaso eferente branquial y sobre el lado externo el vaso aferente branquial, capilarizándose en dos filas de laminillas branquiales decrecientes en longitud hacia el ápice.

Para Fuset, Borradaile y Potts, Pierantoni, Andrew, Bravo y Leake (op. cit.), el aparato excretor está formado por dos riñones de forma más ó menos triangular, de color pálido ó blanco con ápices anteriores, se localizan entre las dos branquias y el corazón y se comunican con el pericardio mediante dos orificios renopericárdicos. Están constituidos por dos glándulas arborescentes, secretoras de orina, de tejido esponjoso extendidas sobre los dos ramales de la vena cava que pasan por enmedio de los riñones; dos glándulas pericardicas, formadas por expansiones de las anteriores, y dos sacos urinarios simétricos, en los que se acumula la orina, que se conectan con el recto por medio de dos papilas renales.

Los calamares son dioicos y presentan dimorfismo sexual. Cada individuo posee una gónada localizada en la región posterior de la masa visceral, sostenida por un mesenterio y según Burukovsky (1978), caracterizada por constante asincronismo en la producción de células sexuales. Muchos trabajos se han publicado acerca de los aparatos reproductores de organismos myopsidos, pero pocos con énfa

sis histológico, entre ellos, Doring (1908), Williams (1909), Marchand (1913), Andrew (op. cit.), Fields (1965), Leake (op. cit.), Arnold y Williams-Arnold (1977), Grieb y Beeman (1978), y Knipe y Beeman (1978), en los que se basará la descripción.

El ovario contiene oogonias y oocitos en diversos grados de desarrollo, rodeados de células foliculares e irrigados por vasos sanguíneos. El oviducto presenta, en la región proximal, un embudo ciliado de pared delgada, y en la distal, una zona glandular con paredes gruesas y opacas. Cada glándula nidamental presenta luz central y una ámpula llamada glándula nidamental accesoria situada en la región anterior. El receptáculo seminal bucal es una bolsa cubierta por un epitelio columnar y células globulares secretoras.

El testículo es una masa sólida de túbulos seminíferos con pared delgada y elástica, irrigado por la aorta genital, en donde es producido el esperma que se presenta en un desarrollo continuo con espermatozoides maduros en la luz. El conducto deferente ciliado presenta, en la región proximal, un embudo ciliado, y, posteriormente una ámpula de paredes musculares con cilios y microvellosidades. El órgano espermatofórico presenta un tejido glandular complejo con luz. El saco espermatofórico ó de Needham tiene una pared delgada y una extensión muscular denominada pene.

1.2 OBJETIVO

Como se observó, el conocimiento histológico referente a los cefalópodos está poco desarrollado. Sólo se cuenta con descripciones parciales sobre la histología de los organismos de los ordenes Sepioidea, Octopoda, Teuthoidea myopsidos y pocos Teuthoidea oegopsidos. Por lo que el objetivo de este trabajo es contribuir a elaborar un marco histológico integral de un calamar, en base al estudio de la especie *Pterygioteuthis giardi* Fischer, 1895, (Cephalopoda: Teuthoidea) con el fin de colaborar al conocimiento de la histología del Phylum Mollusca.

2.0 MATERIAL Y METODOS

2.1 COLECTA

Los organismos utilizados en este trabajo provienen de colecciones de zooplancton obtenidas en el Pacífico mexicano, específicamente en la Plataforma Continental del Sur de Sinaloa por las campañas SIPCO en Abril y Agosto de 1981 y Enero de 1982 y, en el mar de Cortés por la campaña Cortés I en Marzo de 1982.

Para la colecta se utilizó un armazón bongo simétrico equipado con dos redes de 505 m de apertura de malla y un contador de flujo General Oceanics. Los arrastres fueron oblicuos y se realizaron a una velocidad entre 1.4 y 2 nudos. Las muestras fueron fijadas en formol al 5% y transferidas después a una solución de formol neutralizada con una solución saturada de borato de sodio. La colección se mantiene en el Laboratorio de Plancton del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la U.N.A.M., estación Mazatlán.

La clave, posición y datos de colecta de las estaciones de donde provienen los organismos empleados en este trabajo se presentan en la tabla y mapa No. I.

El número total de muestras revisadas fué de 35 provenientes de 26 estaciones. Se revisó completamente un frasco de cada muestreo, quedando el otro como testigo.

Para la identificación de la especie, además de las claves generales fueron de primordial importancia los trabajos de Fischer (1985), Fischer y Joubin (1906), Chun (1910) y Okutani y McGowan (1969).

De las campañas SIPCO se obtuvieron, 4 individuos pertenecientes a la especie *Pterygioteuthis giardi*. Del cruce ro Cortés I se colectaron 29 organismos de esta misma especie. El número de ejemplares por estación, longitud del manto y etapas de desarrollo se exponen en la tabla No. II.

Se seleccionó la especie *Pterygioteuthis giardi* bajo los siguientes criterios: por ser una especie de talla pequeña lo que facilita su manejo para las técnicas histológicas, y porque se obtuvieron ejemplares en diversas etapas de crecimiento, lo que puede dar lugar a estudios futuros de histología descriptiva del desarrollo, teniendo en cuenta que este trabajo se basó en organismos en estado adulto.

2.2 TRABAJO EN EL LABORATORIO

2.2.1 TECNICAS HISTOLOGICAS

Con el fin de estudiar los diferentes tejidos y sus componentes celulares, se utilizaron diversas técnicas histológicas, los organismos fueron fijados en una solución de formol al 5% y conservados en una solución de formol neutralizada con una solución saturada de borato de so-

dio. Antes de procesar a los organismos, se procedió a lavarlos de 6 a 12 horas con agua corriente y 6 horas con agua destilada.

Para la obtención de cortes se incluyó a los organismos completos en parafina, previa deshidratación y aclaración, como a continuación se indica:

1) Deshidratación en alcoholes etílicos graduales al 30%, 50%, 70%, 80%, 96% y absoluto, dos cambios de una hora en cada uno.

2) Aclaración, se efectuó sumergiendo a los organismos en aceite de cedro a diferentes concentraciones:

Alcohol etílico 2: Aceite de Cedro 1 ... 2 horas

Alcohol etílico 1: Aceite de Cedro 1 ... 2 horas

Alcohol etílico 1: Aceite de Cedro 2 ... 2 horas

Aceite de Cedro puro 12 horas

En este punto, se hizo una pausa con el fin de estudiar y fotografiar la morfología interna y anatomía general externa de los especímenes, visualizándose, en conjunto su organografía por transparentación.

3) Inclusión en parafina, se llevo a cabo sin paso previo por xilol, Langeron (1942, pp. 416,421); Patin (1962, pp. 28):

Inmersión en baño de parafina

(Merck, 7155 p.f. 51-53°C) 1 hora

Inmersión en baño de parafina 1 hora

Inclusión y solidificación en bloque

(método de Leuckart, Langeron (1942, pp. 427)).

4) Corte, se hicieron cortes seriados sagitales y transversales entre 6-10 m de grosor, en un microtomo rotatorio de marca American Optical, modelo Spencer 820. Los cortes se pusieron en un baño de flotación a 39°C con g.

latina U.S.P. (Baker, 2124), para asegurar su adhesión a los portaobjetos. Ya colocados los cortes en los portaobjetos, se pasaron ligeramente por la flama, Langeron (1942).

5) Desparafinado, se hizo con tolueno comercial (Baker, 9460), dos cambios de treinta minutos cada uno, Cajal (1939), Langeron (1942).

6) Hidratación, se introdujeron los cortes sucesivamente en alcoholes etílicos comerciales graduales; absoluto, 96%, 80%, 70%, 50% y 30%, y agua destilada, dos cambios de 1.5 minutos en cada uno.

7) Coloración, se realizaron las siguientes tinciones; Hematoxilina de Harris-Eosina alcoholica (HHa-Eos), Hematoxilina Férrica de Weigert-Eosina alcoholica (HWe-Eos) (20-30 minutos en hematoxilina), Tricrómicas de: Hören, Van Giesson, Gallego, Masson y Mallory, siguiendo la metodología reportada en Cajal (op. cit.), Langeron (op. cit.), Patin (op. cit.) y Sheehan-Hrapchak (1980).

2.2.2 ESTUDIO MICROSCOPICO DE LAS LAMINILLAS

El estudio de los organismos en bloque se realizó en un microscopio binocular estereoscópico marca Zeiss, y un fotomicroscopio estereoscópico modelo MSA marca Wild Hierbrugg, con equipo básico para luz incidente y transmitida y sistema de microfotografía automático.

Una vez procesados los organismos y obtenidos los cortes montados, se llevó a cabo la interpretación histológica en un microscopio óptico binocular modelo 1051 marca Amerinan Optical (Spencer), con sistema de enfoque micrométrico para cámara clara. Las fotografías fueron toma-

das en un fotomicroscopio II óptico binocular marca Zeiss, con equipo básico para luz transmitida.

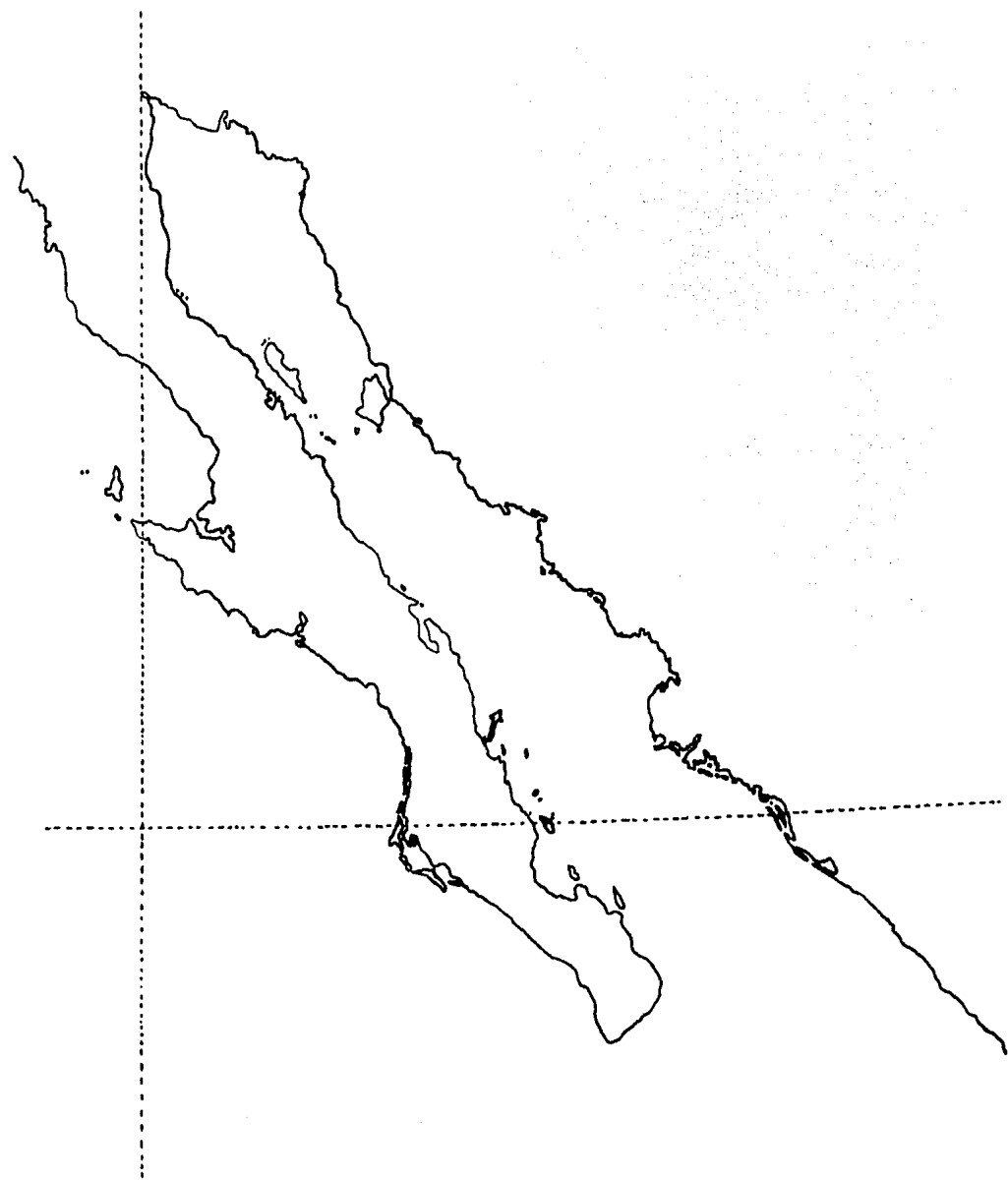
Los filtros usados fueron; en todas las fotografías el 80A, y dependiendo de las mismas, filtros de densidad de 0.5, 0.12 y 0.03, compensadores de polarización y el filtro 41 de fluorescencia. Las fotografías se tomaron en campo claro, contraste de fases y polarización.

Para el reporte de los resultados se siguió el criterio de Ham (1958), reconociendo cuatro tipos tisulares fundamentales; epitelial, conectivo, muscular y nervioso, y sus subclasificaciones.

Del estudio realizado de los organismos en bloque, después de la aclaración y disectados se obtuvo la morfología, anatomía y organografía general de los organismos, referidas en la diagnóstico y presentadas en las figuras No. 1, 2 y 3.

TABLA I

CRUCERO	ESTACION	FECHA	LATITUD N	LONGITUD O	PROFUNDIDAD ESTACION	PROFUNDIDAD ARRASTRE	HORA INICIAL	HORA FINAL	TIEMPO ARRASTRE
SIPCO I	3	24-IV-81	23°27'08"	107°05'06"	260 m	175 m	20:05	20:31	26'
SIPCO I	4	24-IV-81	23°15'07"	106°54'01"	405 m	160 m	22:08	22:25	17'
CORTES I	2	03-V-82	24°35'00"	108°21'00"	950 m	210/—	04:55	05:15	20'
CORTES I	6	03-V-82	24°56'00"	109°12'00"	3,000 m	193/185	23:18	23:44	26'
CORTES I	7	04-V-82	25°08'00"	109°47'00"	1,600 m	198/190	03:58	04:18	20'
CORTES I	11	04-V-82	26°00'00"	110°55'00"	910 m	211/190	21:50	22:13	23'
CORTES I	17	05-V-82	27°06'00"	111°00'00"	1,750 m	162/190	20:22	20:43	21'
CORTES I	53	12-V-82	24°29'30"	109°33'30"	1,070 m	228/190	20:44	21:04	20'
CORTES I	58	13-V-82	22°45'00"	108°55'30"	3,080 m	218/180	16:03	16:31	28'



Mapa No. 1. Localización de estaciones de colecta.
(Tomado: CETENAL, 1976).

TABLA II

CRUCERO	ESTACION	LONGITUD MANTO	ETAPA DE CRECIMIENTO (FOTOFORO)
SIPCO I	1	6.80 mm	Ventral
SIPCO I	4	3.30 mm	Anal
		2.90 mm	Anal
		2.75 mm	Anal
Cortés I	2	4.80 mm	Anal
	6	5.30 mm	Ventral
	7	19.00 mm	Branquial
		11.00 mm	Branquial
		7.00 mm	Ventral
		3.80 mm	Anal
		3.00 mm	Anal
	11	2.80 mm	Anal
	17	15.00 mm	Branquial
		7.00 mm	Ventral
		5.90 mm	Ventral
		5.00 mm	Ventral
		5.00 mm	Anal
		3.90 mm	Anal
		2.80 mm	Anal
		dañado	dañado
	36	2.00 mm	No fotóforo
	53	5.30 mm	Ventral
		4.00 mm	Anal
		3.90 mm	Anal
		3.20 mm	Anal
	58	3.30 mm	Anal
		7dañados	7 dañados

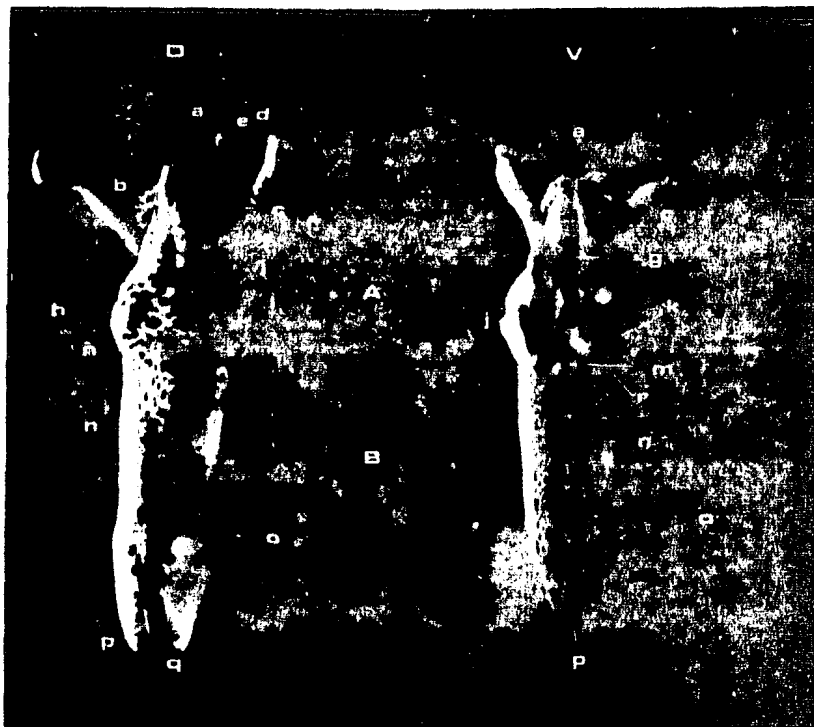


Fig. 1. Vista dorsal (D) y ventral (V) de un organismo con 19 mm de longitud de manto. (A) Región Anterior; (B) Región Posterior; (a) brazos; (b) membrana natatoria; (c) tentáculos; (d) carpus; (e) manus; (f) dactylus; (g) umbrella; (h) cabeza; (i) cromatóforos; (j) ojos; (k) fotóforos; (l) abertura semilunar del ojo; (m) embudo; (n) manto; (ñ) proyección anterior media del manto; (o) aletas; (p) borde posterior; (q) gladio; (r) proyección anterior lateral ventral del manto.



A

Fig. 2. Vista dorsal de un organismo con 15 mm de longitud de manto.

(A) Región Anterior
(B) Región Posterior

- (a) brazos
- (b) ventosas
- (c) mandíbulas
- (d) fotóforos
- (e) ojo
- (f) lóbulos ópticos
- (g) sistema nervioso central
- (h) manto
- (i) hígado
- (j) branquia
- (k) ciego
- (l) estómago
- (m) fotóforo pareado
- (n) aleta

B

Tec. Transparentación.



Fig. 3. Disección ventral de la masa visceral de un organismo con 19 mm de longitud de manto. (a) embudo; (b) cartílagos del embudo; (c) fotóforos pares; (d) fotóforos impares; (e) branquias; (f) músculos retractores del embudo; (g) intestino; (h) saco de la tinta; (i) oviducto; (j) glándulas nidamentales; (k) gónada.

3.0 RESULTADOS Y DISCUSION

3.1 TAXONOMIA

Pterygioteuthis giardi Fischer, 1895.

Pyroteuthis giardi Pfeffer, 1912.

Para la identificación de los ejemplares estudiados se utilizaron, además de las claves generales, los trabajos de: Fischer, 1895; Fischer y Joubin, 1906; Chun, 1910; y Okutani y McGowan, 1969.

La descripción sistemática de *P. giardi*, según Roper, Sweeney y Nauer (1983) es la siguiente:

Phylum Mollusca Cuvier, 1798.

Clase Cephalopoda Cuvier, 1798.

Subclase Coleoidea Bather, 1888.

Orden Teuthoidea Naef, 1916.

Suborden Oegopsida Orbigny, 1845.

Familia Enoploteuthidae Pfeffer, 1900.

Subfamilia Pyroteuthinae Pfeffer, 1912.

Género *Pterygioteuthis* Fischer, 1895.

Especie *P. giardi* Fischer, 1895.

Phylum Mollusca Cuvier, 1798 (según Fields, 1965).
Simetría bilateral (excepto en los Gastrópodos en donde la torsión y enrollamiento la modifican); no metamerizado (excepto en la clase Monoplacophora); generalmente, cuerpo con tres regiones: cabeza, pie y masa visceral, esta última cubierta por el manto que puede ó no secretar concha, de una, dos u ocho valvas; el tracto digestivo completo con rádula (excepto en bivalvos); respiración a

través de ctenidios, branquias externas, ó de la pared del manto.

Clase Cephalopoda Schneider, 1784 (según Fields, 1965). Cabeza prominente con ojos bien desarrollados; pie transformado en apéndices peribucales y embudo temporal ó permanente; concha, ausente ó presenta, interna ó externa; boca con rádula y mandíbulas quitinosas; ganglios típicamente agrupados en pares en la cabeza y protegidos por un cráneo cartilágino; desarrollo directo.

Subclase Coleoidea Berry, 1928 (según Fields, 1965). (Orden Dibranchiata Owen, 1836).

Concha homóloga, cuando se presenta, está enteramente encerrada por el manto, excepto en *Spirula*; ocho ó diez apéndices circunorales, con ventosas por lo menos en la fase juvenil; el embudo es un tubo permanente; ojos con lente cristalino e iris; piel con cromatóforos; presenta glándulas de veneno y saco de tinta; dos branquias y dos riñones en los grupos actuales.

Orden Teuthoidea Naef, 1928 (según Fields, 1965). (orden Decapoda Leach, 1818).

Ocho brazos regulares y dos tentáculos retráctiles con ventosas ó ganchos limitados a la pala tentacular; ventosas pedunculadas, con anillos córneos que pueden estar modificados en ganchos; en el manto, aletas laterales ó terminales; concha presente.

Suborden Oegopsida, Orbigny, 1845 (según Roper-Young-Voss, 1969).

Se distinguen por la ausencia de una membrana córnea sobre el ojo, que está en contacto directo con el agua de

mar. El integumento muscular de la cabeza rodea al ojo, formando un párpado oval capaz de contraerse como un esfínter.

Familia Enoploteuthidae Pfeffer, 1900 (según Young, 1972). Brazos con armadura biseriada consistente en ventosas y ganchos (ocasionalmente con puntas modificadas). En las palas tentaculares la armadura es tetraseriada, aunque las filas marginales pueden haberse perdido durante el crecimiento en algunas especies. Ganchos presentes en la pala tentacular. Ocho membranas bucales conectan con los márgenes dorsales del IV par de brazos. Fotóforos presentes.

Subfamilia Pyroteuthinae Pfeffer, 1912 (según Young, 1972). Glándulas nidamentales presentes. Fotóforos ausentes en el manto, cabeza y brazos. Fotóforos presentes en visceras e incluidos dentro de los tentáculos. Aletas con márgenes posteriores convexos.

Género *Pterygioteuthis* Fischer, 1895 (según Young, 1972). Oviducto izquierdo ausente. Ausencia de ganchos en la pala tentacular. Especie tipo: *Pterygioteuthis giardi* Fischer, 1895.

La descripción original de *P. giardi* fue realizada por Fischer, 1895, y ha sido modificada por: Fischer y Joubin, 1906; Chun, 1910; y Okutani y McGowan, 1969. La descripción anexada es la de estos últimos autores por considerarla más completa.

Pterygioteuthis giardi Fischer, 1895
(según Okutani-McGowan, 1969).

El material de CalCOFI contenía 196 especímenes, cuyo tamaño iba desde etapas larvales tempranas hasta estados adultos.

Adolescentes: longitud del manto mayor de 20 mm.

Manto.- Es cónico, amplio en la región anterior y adelgazándose posteriormente hasta un punto extremadamente agudo que contiene el final posterior sólido del gladio. La anchura del manto es aproximadamente $1/3$ de la longitud dorsal del manto. El margen del manto se proyecta ligeramente hacia la línea media dorsal anterior formando un lóbulo triangular, y ventralmente hacia el medio posterior, presentándose una pequeña pero aguda proyección lateroventral a cada lado del embudo (Fig. 4a,b,c).

Aletas.- Son terminales, separadas entre sí en la extremidad posterior adherida al manto. Son ovals en contorno. Presentan un borde delgado en la región basal posterior de cada aleta, a la que se adhieren.

Cabeza.- Es ligeramente más ancha que la abertura del manto. Los ojos son grandes y tienen una abertura semilunar. La región de la "nuca" es lisa, excepto por un par de pequeñas proyecciones musculares en el borde posterior de la cavidad del embudo. El embudo es corto y cónico. La cavidad del embudo es profunda pero poco delimitada del área que la rodea. El órgano del embudo consiste en un par de almohadillas ovals.

Cartílagos.- Los del embudo son muy delgados y lanceolados con terminaciones puntiagudas (Fig. 7cè) El de la nuca es suboval con una constricción delgada en la región media y posteriormente estrechado (Fig. 5c).

Brazos.- Son desiguales, $1/2$ a $1/3$ de la longitud del manto, con quillas membranosas en sus lados aborales y ventosas o ganchos biseriados en las superficies orales. A lo largo del margen, de los lados con ventosas, hay numerosos filamentos musculares que están unidos por membranas muy delgadas. Las membranas natatorias en los lados ventrales de los brazos están mejor desarrolladas que las de los lados dorsales. Usualmente la fórmula de los brazos es 3 2 4 1 ó 3 4 2 1. La armadura consiste principalmente de cerca de 40 ventosas colocadas en doble hilera en cada brazo. Algunas de las ventosas (generalmente entre las hileras quinta y decimoprimeras, contando desde la base del brazo) en los brazos dorsal, segundo y tercero, son reemplazadas ocasionalmente por ganchos, pero la presencia de los ganchos es, aparentemente sin patrón consistente. Los anillos córneos de las ventosas tienen de 5 a 6 dientes en escuadra arreglados con grandes interespacios en los márgenes distales.

El brazo ventral izquierdo del macho está hectocotilizado; el brazo ventral derecho presenta ventosas vestigiales ó ninguna. El hectocotilo es proximalmente grueso, sin ventosas y ganchos. El lado ventral de este brazo tiene una almohadilla glandular alargada (Drüsenplover of Chun, 1910) que consiste en una mitad distal y otra proximal. La porción proximal es cilíndrica y pigmentada. La mitad distal consiste de dos almohadillas semilunares, sólidas y blancas arregladas longitudinalmente, con una placa quitinosas con dos puntas agudas y curvas entre ellas. La placa quitinosa está situada en una cavidad rodeada por las almohadillas mencionadas y un pliego glandular lamelar. (Zahnplatte und lamellares Drüsenfeld uf Chun, 1910) (Fig. 4b, d).

Tentáculos.- Son altamente contráctiles, con músculos accesorios fino adheridos a la superficie oral de las bases (Fig. 5a). La pala es lanceolada con cuatro series de ventosas; y más de quince ventosas en cada hilera.

Membrana bucal.- Es violeta pálido (en especímenes preservados) y está sostenida por 14 músculos muy finos conectados a la base del brazo. Tiene un margen libre octagonal y su superficie interna está excesivamente lamelada (Fig. 5a).

Gladio.- Es lanceolado del tipo Enopteuthidae. El raquis es delgado y tiene una punta sólida que sobresale posteriormente.

Fotóforos.- La vesícula óptica está ornamentada con 15 fotóforos de varios tamaños; únicamente 10 son visibles a través de la piel (Fig. 6a). Dos están en la superficie ventral, siete en la periferia anterior, y uno en la periferia posterior. Los otros cinco pequeños fotóforos están dispuestos en una hilera en la porción proximal del ojo (Fig. 6b). Hay cuatro órganos luminosos dispuestos en dos pares, y cuatro impares sobre el lado ventral de las vísceras. El primer par consiste en uno a cada lado del recto, y el segundo par está cerca de los dos corazones branquiales (Fig. 7oa, ob). Los cuatro órganos impares están localizados espaciadamente en una hilera media ventral; el primero es anterior a la base de las branquias, y del segundo al cuarto están posteriores a los órganos luminosos branquiales (Fig. 7, 1v, 4v). Un ejemplo de medición de estos fotóforos de un espécimen de 21 mm es: diámetro de órgano anal, 0.75 mm; órgano branquial, 1.35 mm; primer órgano ventral, 0.65 mm; segundo órgano ven-

tral, 0.30 mm; tercer órgano ventral, 0.15 mm; cuarto órgano ventral 0.08 mm.

Cromatóforos.- Están distribuidos más densamente sobre el lado dorsal del cuerpo que en el ventral. Son un poco rojizos con tinte dorado.

Etapas Fotóforo: longitud del manto menor de 20 mm.

El desarrollo y diferenciación de cada parte del cuerpo varía en algún grado entre los individuos. El desarrollo de algunos de los fotóforos sobre las vísceras, no obstante, indica bruscamente los cambios morfológicos desde las etapas larvales hasta las postlarvales (Figs. 8, 9; tabla No. III).

La secuencia morfológica del desarrollo ha sido descrita detalladamente por autores como Chun (1910) y Okutani y McGowan (1969) y ambos trabajos anexan ilustraciones.

El primer autor menciona que durante el crecimiento los brazos y la cabeza se hacen relativamente más largos y luego cortos, los tentáculos cada vez mas largos, el cuerpo se va estrechando y las aletas alargando.

Los dos últimos autores secuencian el crecimiento en cuatro diferentes etapas, basandose en la progresiva aparición de los fotóforos viscerales.

En cuanto a los adultos, el macho más grande del que se tiene registro (Clarke, M.R., 1966) tenía una longitud del manto de 1.7 cm (Chun, 1910) y la hembra más grande que tenía una longitud de manto de 2.0 cm (Voss, 1958).

En cuanto a la madurez, se capturaron machos de 1.6 y 1.7 cm de longitud del manto que contenía espermatozoides (Chun, 1910; Joubin, 1920) y una hembra de 1.9 cm ya se había apareado (Pfeffer, 1912).

P. giardi es depredado por *Tursiopsis truncatus* (cetáceo) ya que ha sido hallado en su estómago (Clarke, M.R., 1966), y además, se ha encontrado que los organismos colectados para este trabajo son depredados y depredan a quetognatos y copépodos.

Los organismos estudiados tienen cuerpo alargado fusiforme, regionalización cefálica anterior y visceral posterior, y coloración general perlada, en los organismos fijados (Fig. 1).

La región cefálica presenta en la zona anterior diez apéndices circunorales, con cromatóforos aborales, cuatro pares de brazos y un par de tentáculos largos.

La fórmula de los brazos es III II IV I, los cuatro pares poseen una prolongación membranosa simple en la cara aboral y además el I, II y III pares presentan otra membrana trabeculada ó festonada situada lateralmente en la cara oral, la que es mayor en el III II I par (Fig. 1Da, b).

La armadura es biserial y las ventosas llevan un refuerzo anular quitinoso con 5-8 denticiones que se proyectan hacia el centro de la misma. El I y II pares de brazos presentan ventosas en la zona proximal, ganchos en la media y ventosas en la distal; el III par, ventosas en la zona proximal y ganchos en la media; y el IV par carece de

ventosas y ganchos (Fig. 2b).

Los tentáculos se localizan entre el III y IV pares de brazos, la pala tentacular está bien desarrollada; en forma de lanza con sus tres regiones clásicas; carpus, con tres grandes ventosas asimétricas, formando el aparato fijador; manus, con cuatro hileras de ventosas simétricamente dispuestas y una delicada prolongación membranosa a cada lado de la superficie oral; y dactylus, unicamente con cuatro hileras de ventosas simétricas (Figs. 1c, d, e, f).

En la base de los brazos y rodeando a la boca, se localiza la umbrela de color violeta fuerte, alta con superficie interna muy lamelada y márgen distal libre y octagonal que se une dorsalmente al IV par de brazos, esta membrana rodea a la mandíbulas que se encuentran embebidas dentro de la boca (Figs. 1Vg, 2c).

La cabeza, más ancha que la abertura del manto y con numerosos cromatóforos en la cara dorsal, contiene dos grandes ojos, que abarcan las zonas laterales de la misma, ornamentados con diez fotóforos visibles desde el exterior; dos ventrales, uno posterior y siete anteriores. La membrana que cubre exteriormente a los ojos presenta una abertura semilunar delgada, en la región anterior con eje vertical, que los pone en contacto directo con el agua de mar (Fig. 1Dh, i, j, k, l).

En el organismo transparentado se observaron claramente las mandíbulas, la proyección cónica -hacia el centro- de los ojos, los lóbulos óptico, y el sistema nervioso central (Fig. 2c, e, f, g).

En el organismo disectado se apreciaron los cinco fotoforos internos de los ojos, y los estatocistos, como dos bolsas grandes transparentes posteriores al sistema nervioso central.

El embudo ó sifón libre del manto se localiza en el límite entre la región cefálica y la visceral, es corto, de forma triangular con ápice anterior truncado y vértices posteriores, cada uno con un cartílago longitudinal de canalización simple, correspondiente al cartílago recto del manto (Figs. 1m, 3a, b).

El manto de forma cilíndrico-cónica, cubre totalmente la región visceral; su cara dorsal, con grandes y numerosos cromatóforos color sepia, presenta una proyección triangular anterior media, y un par de aletas posteriores subterminales de contorno oval, convexas con radios divergentes desde su base y con un borde delgado posterior en su unión al manto (Fig. 1Dn, i, ñ, o, p).

El gladio puede observarse a través y a todo lo largo del manto como un raquis delgado que termina en una cauda puntiaguda sólida (Fig. 1Dq).

La cara ventral del manto, con cromatóforos pequeños, presenta una proyección media posterior y dos anteriores laterales, situadas una a cada lado del embudo (Fig. 1Vr).

En la disección ventral, de la región visceral, se observaron ocho fotoforos en primer plano; un par posterior a la base del embudo y lateral al saco de la tinta, el recto y el oviducto; otro par ventral a los corazones branquiales; y cuatro impares que corren por el eje medio, el primero anterior y el segundo, tercero y cuarto poste-

riores a los corazones branquiales (Fig. 3c, d).

Se observó un par de branquias laterales libres, posteriores al embudo, con una longitud aproximada de tres tercios de la longitud del manto y unidas, cada una, en su extremo posterior a un corazón branquial (Figs. 2j, 3e).

En la base del embudo se apreciaron lateralmente los músculos retractores del mismo, y en la línea media el intestino, el saco de la tinta y el oviducto. Hacia la parte posterior, un par de glándulas nidamentales bien desarrolladas, cubiertas por una capa de color sepia y enmarcadas por el primer y tercer fotóforos impares y el par branquial. Entre el tercero y cuarto fotóforos impares se apreciaba claramente una gónada femenina (Fig. 3f, g, h, i, j, k).

La disección dorsal, de la región visceral, reveló que ésta se encuentra cubierta por una capa de pigmento color sepia, que también envuelve ventralmente al hígado y al saco de la tinta. El hígado es una masa voluminosa de tejido que abarca aproximadamente hasta la mitad de la cavidad visceral; dorsal a éste corre el delgado esófago que se une, en la región posterior del hígado y dorsal y anterior del ciego, con un estómago alargado y voluminoso. Por último, el páncreas y el ciego se localizan posteriores al hígado, y ventrales y anteriores al estómago (Fig. 21, k, 1).

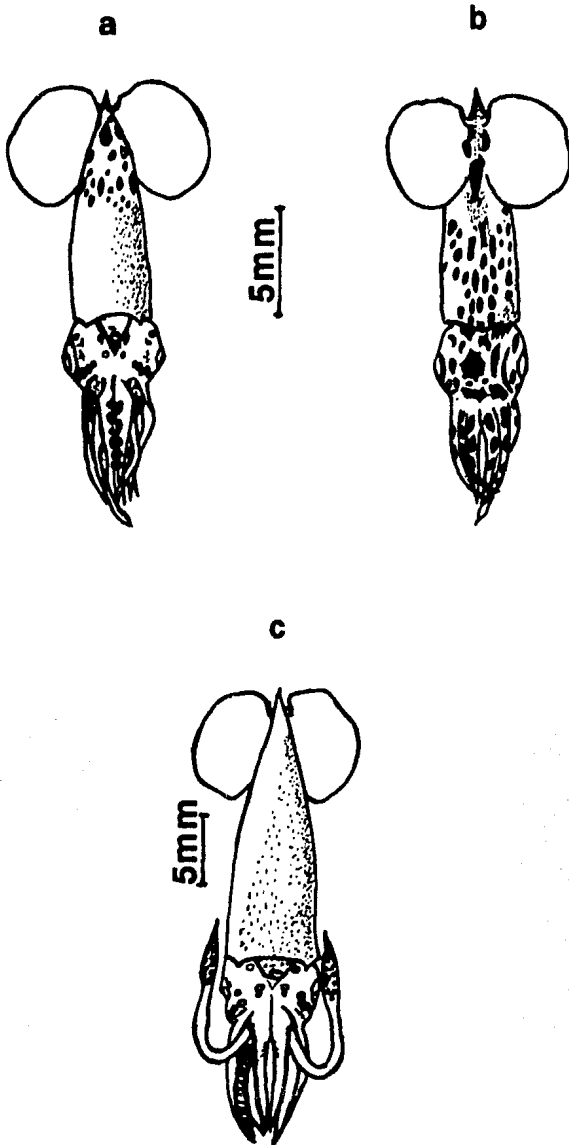


Fig. 4. (a) vista ventral de un organismo en etapa fotóforo branquial; (b) vista dorsal del mismo ejemplar; (c) vista ventral de un organismo ligeramente mayor. (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

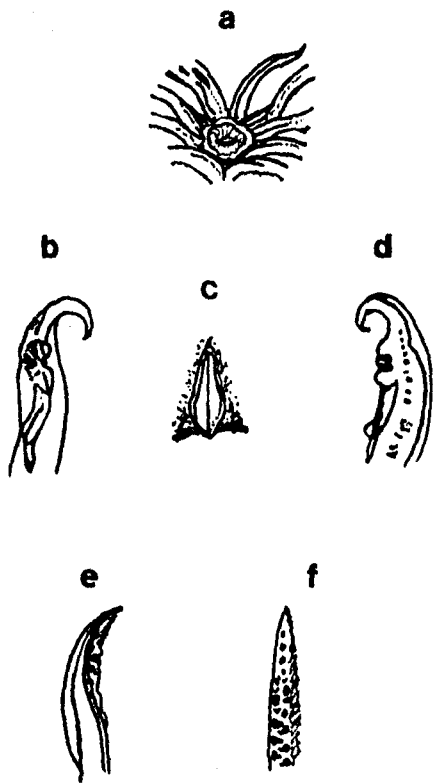


Fig. 5. (a) vista bucal de un ejemplar en etapa fotóforo ventral; (b) hectocotilo de un animal adulto; (c) cartilago nucal del espécimen en Fig. 3c; (d) vista lateral del hectocotilo en b; (e) II brazo izquierdo de un organismo en etapa fotóforo branquial; (f) tercer brazo derecho del mismo. (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

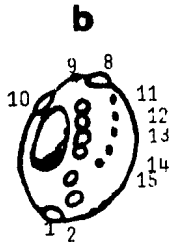
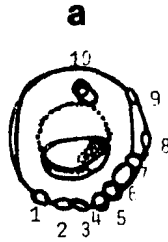


Fig. 6. (a) vista lateral del ojo derecho en un espécimen en etapa fotóforo ventral, mostrando los fotóforos -el sistema de numeración de los fotóforos es de Chun (1910)-; (b) vista ventral del mismo ojo. (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

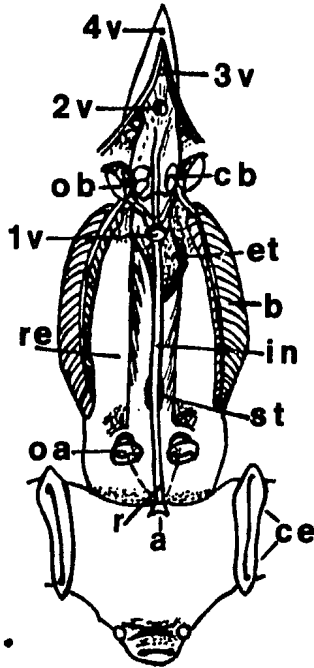


Fig. 7. Arreglo de los fotóforos viscerales de un ejemplar en etapa fotóforo ventral. (ce) cartílago del embudo; (a) ano; (r) recto; (oa) órgano anal; (st) saco de la tinta; (re) retractor del embudo; (in) intestino; (b) branquia; (et) estómago; (1v) primer órgano ventral; (ob) órgano branquial; (cb) corazón branquial; (2v, 3v y 4v) segundo, tercer y cuarto órgano ventral, respectivamente (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

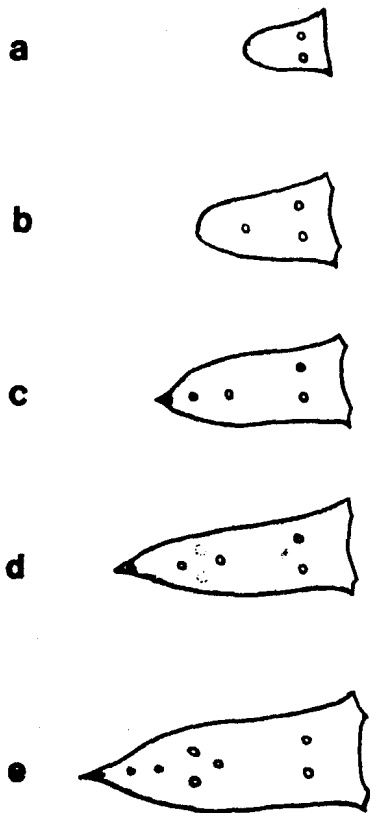


Fig. 8. Desarrollo de los fotóforos viscerales. (a) 1.21 mm de longitud dorsal del manto (LM); (b) 2.9 mm de LM; (c) 3.8 mm de LM; (d) 4.7 mm de LM; (e) 5 mm de LM (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

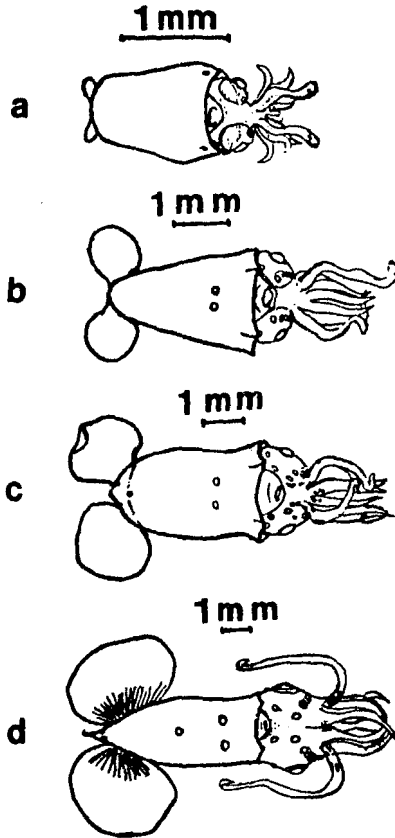


Fig. 9. Vista ventral de cuatro organismos en diferentes etapas. (a) no fotóforos; (b) fotóforos anal; (c) fotóforo anal, ligeramente más desarrollado; (d) fotóforo ventral (Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

TABLA III

CAMBIOS MORFOLOGICOS EN DIFERENTES ETAPAS FOTOFORO DE Pterygioteuthis giardi

CARACTERISTICA	ETAPA FOTOFORO BRANQUIAL (Fig.3,a,b,c,7,a)	ETAPA FOTOFORO VENTRAL (Fig.7,b,c,d,8,a)	ETAPA FOTOFORO ANAL (Fig.7,e,8,b,c)	ETAPA FOTOFORO AUSENTE (Fig.8,d)
Longitud del manto	10.0-20.0 mm	5.0-10.0 mm	2.5-5.0 mm	2.5 mm
Forma del manto	Conicocilindrica 3 veces más largo que ancho	Cónica 2-2.5 veces más largo que ancho	Campana menos de 2 ve- ces largo que ancho	Campana menos de 2.5 veces largo que ancho
Aletas	Ovales	Ovales	Ovales	Ovales, pero un poco en escuadra
Brazos	Similares al adulto	Nunca con ganchos	Sin ganchos	IV par último en de- sarrollarse 3>2>1>4; 2>3>1>4
FOTOFOROS EN VISCERAS				
Branquial	Presentes	Presentes pero in- maduros (no pigmentados)	Ausentes	Ausentes
Anal	Presentes	Presentes	Presentes	Usualmente ausentes
Ventral	3 - 4	1 - 3	0	0
Cromatoforos	Están pobremente desarrollados en el manto, pero se presentan en los lados dorsales de la porción basal de los tentáculos.			Ninguno

(Tomado: Okutani-McGowan, 1969).

3.2 DISTRIBUCION

Los reportes de captura de *P. giardi* son numerosos (Clarke, M.R., 1966) y probablemente es cosmopolita en mares tropicales y templados (Clarke, A.H., 1962). En Bermudas, *P. giardi* habita en la masa superficial de agua, en la capa superior a los 600 m, se encuentra por debajo de la termoclina, en donde la temperatura y la salinidad permanecen casi uniformes, entre los 18°C y 19°C, y 36.2 ‰ de salinidad, el nivel de oxígeno se encuentra generalmente entre 4.5 y 5.5 ml/L (Gibbs-Roper-Brown-Goodyear, 1971).

En cuanto a su distribución horizontal (Clarke, M.R., 1966), según diferentes autores, este pequeño calamar ha sido capturado en el Atlántico Norte, tanto al oeste (Voss, 1956, 1958, 1960; Gibbs-Roper, 1970), como al este (Fischer-Joubin, 1906; Pfeffer, 1912; Chun, 1913; Joubin, 1920), en Sudáfrica (Massy, 1925), Océano Indico (Chun, 1910), al este de la India (Adam, 1954), Queensland y Nueva Gales del Sur (Allan, 1945), Nueva Zelanda (Massy, 1916), Islas Galápagos y este del Pacífico (Hoyle, 1904; Robson, 1948), y además en la parte sur de Sud-América (Carcelles-Williamson, 1951).

Se ha capturado ceraca de la superficie (Massy, 1916), con redes abiertas hasta 2,500 m (Chun, 1910) y con redes cerradas, en las Bermudas, durante el día a 260 m y entre 327 y 475 m de profundidad, durante la noche entre los 50 y 175 m. Obteniéndose una mayor captura en la franja localizada entre los 50 y 60 m de profundidad (Gibbs-Roper, 1970). Estos organismos realizan una migración

vertical diaria de 250-300 m, sin mostrar aparente segregación por tamaños durante el día ó la noche (Roper-Young, 1975).

Con respecto al horario, se obtiene una captura de un poco más de diez veces en la noche que durante el día; lo que podría deberse a que en el día los organismos eluden la red por las grandes intensidades de luz ó a que existe una gran dispersión de los individuos (Roper-Young, 1975).

3.3 HISTOLOGIA

Los cortes sagitales de los organismos completos brindaron panorámicas de la organización general de la anatomía interna y de los detalles histológicos de cada sistema (Fig. 10).

El sistema tegumentario presentó una epidermis constituida por epitelio simple, plano en la cara aboral y en la región proximal de los brazos, en los tentáculos, el embudo, el manto y las aletas (Fig. 11a), y cilíndrico con células caliciformes en la umbrela, la cara oral y membranas natatorias de los brazos, las ventosas y los ganchos (Fig. 25b).

La dermis se observó compuesta por tejido conectivo laxo con algunas fibras elásticas y predominancia de colágena, también presentó algunas fibras musculares lisas, capilares sanguíneos, cromatóforos, fotóforos e iridocistos. Encontrándose gruesa en los brazos y en la umbrela, y muy delgada en la cabeza, el embudo, el manto y las aletas (Figs. 11 y 12).

Los fotóforos de los ojos y los impares de la masa visceral son del tipo cerrado, se encontraron sostenidos por un epitelio externo posterior, de la zona proximal a la distal constan, lateral y posteriormente, de una capa pigmentaria y una serie de capas de láminas conectivas anucleadas que son más delgadas en la región anterior; en el centro una matriz en la que se distinguen claramente los núcleos pero no los límites celulares; y en la zona anterior una serie de lentes conectivas anucleadas cu

biertas por un epitelio estratificado plano no queratinizado distal. La estructura es similar a la descrita por Pierantoni, para *Charybditeuthis maculata*, excepto por este último epitelio (Fig. 13).

Los fotóforos pares también son cerrados, pero presentan una estructura diferente a la de los anteriores, están compuestos por un epitelio simple plano externo, una capa pigmentaria delgada, una capa delgada de láminas conectivas, un epitelio simple plano y, en el centro, una matriz en la que se distinguen claramente los núcleos pero no los límites celulares (Fig. 14).

Dentro de los derivados tegumentarios se encontraron los ganchos, las ventosas, el gladio, las mandíbulas y la rádula, los dos últimos serán descritos dentro del aparato digestivo.

Los ganchos y las ventosas están formados por un epitelio cilíndrico con refuerzos quitinosos, que cortados transversalmente muestran una estructura hexagonal. En las ventosas el refuerzo quitinoso termina en pequeños dientes y además hay una capa conectiva delgada, una muscular gruesa, un ganglio nervioso y un pie con el que se une al tegumento del brazo; a nivel de la dermis en la base del pie se localizó un refuerzo muscular (Fig. 15).

El gladio está unido casi a todo lo largo de las caras dorsal y ventral, a una delgada capa de músculo longitudinal excepto en una pequeña zona ventral, posterior a las aletas, en las que hay un epitelio simple cúbico que no se encontró reportado en la bibliografía (Fig. 16).

El tejido muscular que se observó formando la pared del cuerpo es pseudoestriado, en el embudo, el manto y las aletas está formado por una capa externa delgada de músculo longitudinal; una capa gruesa de fibras musculares circulares, divididas por fibras radiales en bloques más ó menos regulares; y una capa interna delgada de músculo longitudinal. En las aletas estas capas se encontraron tanto en la cara dorsal como en la ventral (Figs. 16 y 17).

La musculatura de los brazos y tentáculos presentó a los dos lados de la cara oral una capa de músculos oblicuos externos; una de músculos longitudinales externos, y una de músculos oblicuos internos, a las que les siguen en todas las caras, una capa gruesa de músculos longitudinales internos, divididos por proyecciones que parten de la capa de músculos transversales, que es la más interna. Las membranas natatorias también presentaron una gruesa capa muscular de fibras longitudinales entre las que hay musculatura oblicua (Fig. 18).

El embudo presenta en sus caras internas, dorsal y ventral, un epitelio pseudoestratificado con gran cantidad de células caliciformes (Fig. 19).

El sistema de sostén constituido por cartílago hialino, lo encontramos rodeando el sistema nervioso central, en donde recibe el nombre de cefálico, y a todo lo largo de la base de las aletas formando un eje medio al que se unen las capas musculares de las mismas (Figs. 10, 16 y 20).

El sistema nervioso central se observó formado por ganglios fusionados colocados alrededor del esófago cuyos

límites solo se pudieron establecer por divisiones internas constituidas por neuronas. Su estructura presentó una corteza en la que se distinguen dos capas de células, una externa de neuronas gigantes y una interna de neuronas granulares, y una médula con neurópilo bien definido (Fig. 20).

Los lóbulos ópticos presentaron una zona de células gigantes, capa granular externa, capa plexiforme, capa granular interna y neurópilo central salpicado de neuronas (Fig. 21).

Los ganglios periféricos, de los que no se detectaron el cardíaco y el branquial, así como en los ejes nerviosos de los brazos se observaron la corteza y la médula bien definidas (Fig. 18).

Dentro de los órganos de los sentidos, encontramos: al órgano olfatorio, los estatocistos y los ojos, no habiéndose localizado los receptores luminosos, químicos y táctiles de los brazos y el manto, sus características histológicas fueron las siguientes: el órgano olfatorio, reniforme, constituido por un epitelio simple cilíndrico, plegado, con núcleos basales y un gran cuerpo accesorio en el soma, se encontró revestido por un epitelio simple plano (Fig. 24ñ).

Los estatocistos presentaron una pared externa de cartílago, un epitelio simple plano, y un espacio lleno de endolinfa hacia el que se proyectan un sistema complejo de crestas y una serie de membranas otolíticas ondulantes, que atraviesan a los órganos desde la región anterior a la posterior en diferentes planos sagitales y al-

turas dorsoventrales. Su epitelio es cilíndrico en el ápice de las crestas, y cilíndrico ciliado en las membranas otolíticas ondulantes y en unas proyecciones laterales, a manera de montículos, que se encuentran en las bases del sistema de crestas y membranas. La descripción no coincide totalmente con la realizada por otros autores por lo que es recomendable hacer más estudios para aclarar la estructura fina (Figs. 22 y 23).

Los ojos presentan una cubierta conectiva que se interrumpe a nivel del cristalino, una segunda capa media formada en la parte posterior por un cartílago escleroide y el resto por el cuerpo ciliar (Fig. 24).

La capa interna la forma la retina con las siguientes capas: fibras nerviosas retinales, núcleos de células retinales, núcleos de células de soporte, pigmentaria de células de soporte, segmento sensorio de las células retinales y membrana limitante (Fig. 24 y 26).

El cuerpo ciliar secreta, sostiene y mueve al cristalino anucleado, está formado por un epitelio simple cilíndrico plegado, formando vellosidades epiteliales con núcleos apicales que son soportadas por un eje y una base gruesa de músculo liso (Fig. 25).

El iris está formado por unas proyecciones musculares del cuerpo ciliar. En lugares indefinidos de cada ojo hay un plegamiento interno de la esclerótica que conlleva a un plegamiento de la retina ó de la retina y el cuerpo ciliar (Fig. 26).

El aparato digestivo es completo y presenta musculatura lisa. En la boca sobresalen los extremos distales de las mandíbulas quitinosas enmarcados por una serie de papilas externas que se encontraron formadas por una capa anterior de epitelio simple cilíndrico con chapa y núcleos basales, a medida que desciende hacia la base de las papilas, contiene gran cantidad de células caliciformes. Por debajo del epitelio se observó una capa conectiva delgada y una capa muscular gruesa (Fig. 27 y 28).

Las mandíbulas presentaron una capa externa quitinosa a la que le sigue una capa conectiva laxa delgada y una capa muscular gruesa (Fig. 28).

Dentro de la cavidad bucal encontramos una papila interna con las mismas características que las externas pero de mayor grosor; por detrás de ella, a nivel de la faringe, está la rádula conformada por varias hileras de dientes quitinosos adyacentes a un epitelio estratificado, posterior, embebido en músculo (Figs. 28 y 29).

El esófago se encontró revestido por una capa serosa compuesta por epitelio simple plano; una musculatura lisa formada por una capa circular externa y una capa longitudinal interna; la submucosa está ausente y la mucosa es un epitelio simple cúbico secretor de una cubierta quitinosa delgada que limita su luz. El epitelio simple plano, no mencionado por otros autores, se encontró a todo lo largo del esófago (Fig. 30).

El estómago presentó una serosa con epitelio simple plano externo y una gruesa capa conectiva; una capa muscular oblicua; submucosa ausente, y mucosa con epitelio simple cilíndrico ciliado que secreta una capa gruesa de

quitina que limita la luz (Fig. 31).

El ciego presenta una serosa delgada que posee un epitelio simple plano externo, la muscular y la submucosa están ausentes y la mucosa presenta lámina propia de tejido conectivo y epitelio simple cilíndrico ciliado con células caliciformes, en la cara posterior se halla plegado en forma de hojas (Fig. 32).

El intestino tiene una serosa de epitelio simple plano externo y una capa conectiva delgada; una muscular con una capa externa de músculo circular y una interna de músculo longitudinal, submucosa ausente, y mucosa de epitelio simple cilíndrico ciliado, con núcleos alargados basales y con escasas células caliciformes. A diferencia de lo reportado para *Sepia* por Andrew, en *P. giardi* el intestino y el recto sí se encuentran diferenciados (Fig. 33).

El recto presentó un epitelio simple plano externo, una gruesa capa muscular y un epitelio cúbico con delgada capa de quitina. El ano se observó con las mismas capas que el recto, sólo que el epitelio interno se encuentra modificado, formado por células que presentan proyecciones hacia la luz del tubo y que Andrew las vió a la mitad del recto (Fig. 34).

Las glándulas anexas que se estudiaron fueron las glándulas salivales, el hígado, el páncreas y la glándula de la tinta.

El segundo par de glándulas salivales presenta un epitelio simple plano externo, una capa de tejido conectivo delgada y un epitelio simple cilíndrico con núcleos basa

les y gránulos de secreción distales, la luz del conducto es ancha y en ella se aprecian claramente los gránulos secretados, a diferencia de lo que reportan Cauvet (op. cit.) y Andrew (op. cit.), desembocan al final del primer tercio del esófago (Fig. 35).

El hígado y el páncreas vierten sus productos por el mismo tubo. El hígado está cubierto por una capa externa de epitelio simple plano, no habiéndose observado la membrana basal, a la que le sigue un epitelio glandular simple cúbico con células caliciformes, los núcleos son basales y los extremos distales vacuolares con gránulos de secreción. El tejido hepático se encontró formado por acúmulos de células a manera de lobulillos; la secreción se vierte en conductos estrechos que desembocan en tubos más anchos y luego en el ducto hepatopancreático, a diferencia de lo reportado por otros autores que señalan que la secreción se vierte directamente a tubos anchos que se comunican con el ducto hepatopancreático (Fig. 36).

El páncreas externamente tiene un aspecto lobulado, formado por unidades secretoras alveolares cuyas paredes están formadas por epitelio plano ó cúbico, dependiendo del momento funcional. El revestimiento de la glándula corresponde a una serosa delgada (Fig. 37).

La glándula de la tinta tiene un epitelio simple cúbico cuyas células mostraron gránulos de secreción en los extremos distales, ésta se encuentra rodeada por una bolsa anterior de epitelio simple plano con tabicaciones de epitelio simple cúbico, que la atraviesan de la región dorsal a la ventral. Andrew la describe formada por cuatro capas (Figs. 10 y 38).

El aparato circulatorio, en el sistema arterial, tanto la aorta anterior como la posterior, presentaron una túnica externa ó adventicia constituida de epitelio simple plano; una túnica media con una capa externa de músculo liso oblicuo y una interna de músculo longitudinal que contiene fibras elásticas entremezcladas, y una túnica interna ó íntima de tejido conectivo laxo, fibras colágenas y un epitelio simple plano interno (Fig. 39).

El sistema venoso está estructurado por vasos de diferentes calibres cuyas paredes están formadas por una capa de epitelio simple plano (Fig. 40).

El corazón, presenta un epicardio consistente en un epitelio simple plano; un miocardio con capa externa de músculo oblicuo con estriaciones muy finas, una interna de músculo longitudinal con fibras elásticas, y un endocardio de tejido conectivo y un epitelio simple plano (Fig. 41).

Los corazones branquiales están compuestos por un epicardio de epitelio simple plano; un miocardio con una capa delgada de fibras musculares circulares, cuyas estriaciones no se observaron, y una capa gruesa de fibras musculares longitudinales, y un endocardio de epitelio simple plano (Fig. 42).

Las branquias se apreciaron como una serie de plegamientos que sufren los vasos aferentes y eferentes branquiales, éstos presentan una capa adventicia de epitelio simple plano externo y una delgada capa conectiva; una túnica media de músculo pseudoestriado longitudinal, y una íntima de epitelio simple plano. Al sufrir el primer

plegamiento, estos vasos conservan únicamente un epitelio simple plano a manera de endotelio, a través del cual debe llevarse a cabo el intercambio gaseoso. Es la primera vez que se reporta que los vasos branquiales presentan una túnica media de músculo pseudoestriado (Fig. 43).

El aparato excretor está constituido por dos glándulas de tejido esponjoso, cada una se extiende sobre una vena cava inferior, está formado por un epitelio simple plano externo que recubre al epitelio simple cúbico plegado, existiendo isomorfismo en algunas células, que está en contacto directo con el contenido sanguíneo, la excreción se vierte en un saco renal formado por una serosa delgada. Las glándulas pericardicas no se localizaron (Fig. 44).

Entre las estructuras que pudieron observarse del aparato reproductor se encontraron racimos de células en diversos grados de desarrollo cada uno presentó una capa de cutícula externa a la que le siguen capas de músculo estriado, con localización radial, e interna e intercaladamente las células sexuales. Además, la zona proximal del oviducto presentó un epitelio simple cilíndrico cilado (Fig. 45).

plegamiento, estos vasos conservan únicamente un epitelio simple plano a manera de endotelio, a través del cual debe llevarse a cabo el intercambio gaseoso. Es la primera vez que se reporta que los vasos branquiales presentan una túnica media de músculo pseudoestriado (Fig. 43).

Entre las estructuras que pudieron observarse del aparato reproductor se encontraron racimos de células en diversos grados de desarrollo cada uno presentó una capa de cutícula externa a la que le siguen capas de músculo estriado, con localización radial, e internamente las células sexuales. Además, la zona proximal del oviducto presentó un epitelio simple cilíndrico ciliado (Fig. 44).

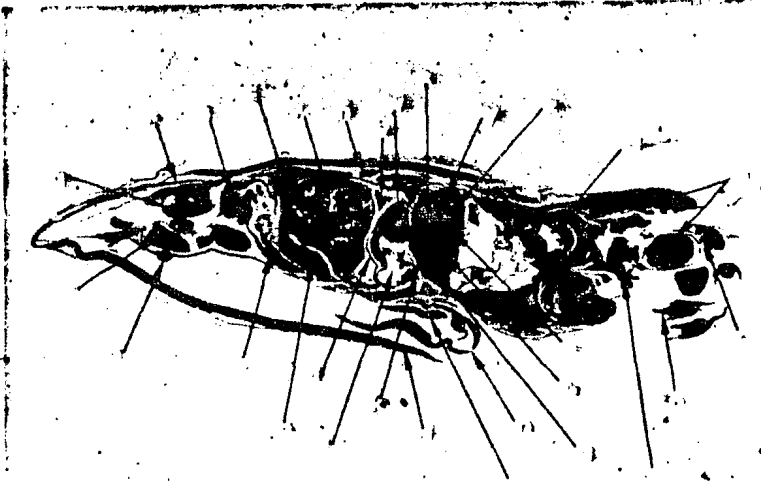


Fig. 10. Sección mediasagital. (a) brazos; (b) ventosas; (c) membrana natatoria; (ch) membrana bucal; (d) masa bucal; (e) lóbulo anterior basal; (f) ganglio y nervio pedal; (g) cartilago; (h) embudo; (i) epitelio del embudo; (j) manito; (k) nervio anterior infundibular; (l) cavidad del estotocisto; (ll) nervio paleovisceral; (m) glándula y saco de la tinta; (n) intestino; (ñ) ganglio estrellado; (o) fotóforo; (p) corazón; (q) estómago; (r) gladio; (s) ciego; (t) páncreas; (u) hígado; (v) 2° par de glándulas salivales; (w) ganglio paleovisceral; (x) lóbulo vertical; (y) lóbulo frontal superior; (z) lóbulo frontal inferior. Tec. Mallory.



Fig. 11. Corte transversosagital de brazo. (a) epitelio; (b) ventosa; (c) refuerzo quitinoso; (d) conectivo; (e) cromatóforos; (f) músculo; (g) médula nerviosa. Tec. Van Giesson 32.25 X.



Fig. 12. Acercamiento de 11e. (a) cromatóforos; (b) músculo longitudinal; (c) músculo circular; (d) músculo transversal. Tec. Van Giesson con contraste de fases 160 X.



Fig. 13. Potóforo, corte longitudinal. (a) epitelio; (b) ca
 pa pigmentaria; (c) reflectores; (d) substancia luminosa;
 (e) lentes; (f) epitelio estratificado plano. Tec. HHa-Eos
 51.2 X.



Fig. 14. Potóforo branquial. (a) epitelio; (b) capa pigmen-
 taria; (c) conectivo; (d) epitelio; (e) substancia luminosa
 Tec. HHa-Eos 32.25 X.



Fig. 15. Ventosa, corte transversal.
(a) epitelio; (b) conectivo; (c) músculo;
(d) refuerzo quitinoso; (e) ganglio
basal. Tec. Mallory 102.4 X.



Fig. 16. Inserción de la aleta en el manto y el gladio. (A) Manto; (B) Aleta; (C) Gladio; (a) músculo longitudinal -azul-; (b) músculo transversal -anaranjado-; (c) músculo circular; (d) cartílago; (e) epitelio secretor del gladio. Tec. Hematoxilina con polarización 40 X.



Fig. 17. Brazo, corte longitudinal. (a) Epitelio del tegumento; (b) musculatura longitudinal pseudostriada; (c) musculatura transversal pseudostriada. Tec. HHa-Eos 60 X.

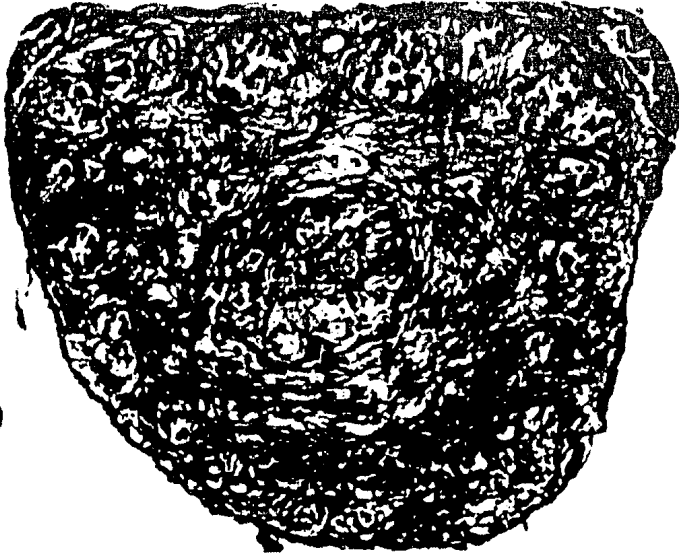


Fig. 18. Brazo, corte transversal. (a) musculatura oblicua externa; (b) musculatura longitudinal externa; (c) musculatura oblicua interna; (d) musculatura longitudinal interna; (e) musculatura transversal; (f) capa de neuronas; (g) zona de fibras gigantes; (h) neurona gigante; (i) neurófilo. Tec. Mallory 64 X.

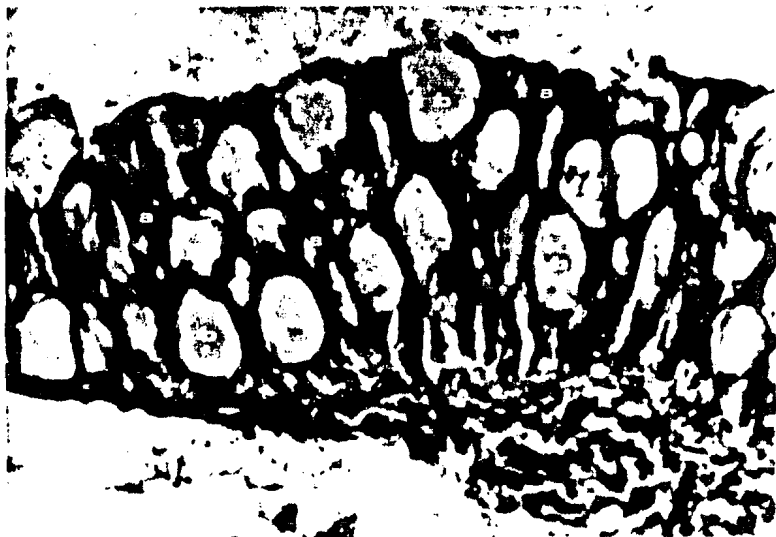


Fig. 19. Epitelio del embudo. (a) núcleos de células epiteliales; (b) Células caliciformes. Tec. H&E-Eos X.



Fig. 20. Cartilago y ganglio pedal. (a) cartilago; (b) corteza; (c) neurópilo; (d) nervio pedal. Tec. Mallory 160 X.



Fig. 21. Lóbulo óptico, corte sagital. (A) Corteza; (B) Médula; (a) zona de células gigantes; (b) capa granular externa; (c) capa plexiforme; (d) capa granular interna; (e) neurópilo; (f) neuronas. Tec. Mallory 20.48 X.



Figs. 22 y 23. Estatocisto. (A) Región Anterior; (D) Región Dorsal; (a) músculo; (b) hígado; (c) epitelio; (d) cartilago; (e) epitelio; (f) endolinfa; (g) epitelio basal de la cresta; (h) epitelio de la membrana ondulante; (i) cresta; (j) base conectiva de la cresta; (k) ápice epitelial de la cresta. Tec. Masson 51.2 X, y 40 X respectivamente.



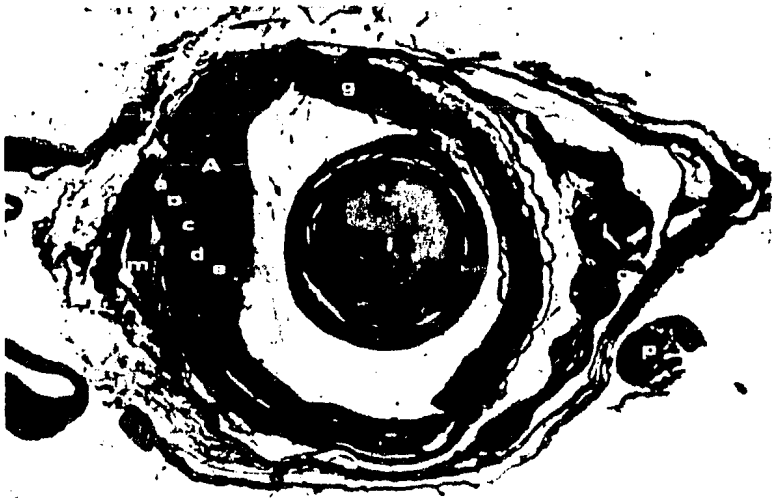


Fig. 24. Ojo y órgano olfatorio, corte transversal. (A) retina; (a) fibras nerviosas retinales; (b) núcleos de células retinales; (c) núcleos de células de soporte; (d) capa pigmentaria de las células de soporte; (e) segmento sensorio de células retinales; (f) membrana limitante; (g) cuerpo ciliar; (h) fibras de cristalino; (i) cristalino; (j) iris; (k) cartílago esclerótico; (l) cubierta conectiva; (m) ganglio óptico; (n) conectivo; (ñ) órgano olfatorio; (o) fotóforos; (p) brazo. Tec. HWe-Eos 12.80 X.



Fig. 25. Cuerpo ciliar. (a) epitelio; (b) fibras de cristalino; (c) músculo. HHa-Eos 54 X.



Fig. 26. Retina y esclerótica. (a) plegamiento de la esclerótica; (b) fibras nerviosas retinales; (c) núcleos de células retinales; (d) núcleos de células de soporte; (e) capa pigmentaria de las células de soporte; (f) segmento sensorio de células retinales; (g) membrana limitante; (h) segmento del cristalino. Tec. Mallory 102.4 X.



Fig. 27. Papila bucal externa. (A) Epitelio; (a) núcelos de células epiteliales; (b) célula caliciforme; (c) conec-tivo. Tec. Mallory 160 X.



Fig. 28. Masa Bucal. (A) Papila Externa; (B) Papila Interna; (C) Mandíbulas; (D) Rádula; (a) músculo; (b) papilas, epitelio anterior; (c) papilas, epitelio posterior; (d) conectivo; (e) epitelio secretor de las mandíbulas; (f) quitina; (g) epitelio secretor de la rádula; (h) 1^{er} par de glándulas salivales; (i) luz del esófago; (j) ganglios bucales. Tec. HNa-Eos 16 X.



Fig. 29. Dientes de la rádula. Tec. Mallory con polarización 40 X.



Fig. 30. Esófago. (a) epitelio; (b) músculo circular; -anaranjado-; (c) músculo longitudinal -azul-; (d) epitelio; (e) cutícula; (f) luz del tubo; (g) sistema nervioso central. Tec. NHa-Eos con polarización 64 X.



Fig. 31. Estómago. (a) epitelio; (b) capas musculares; (c) epitelio; (d) cutícula; (e) luz del tubo; (f) contenido alimenticio. Tec. NHa-Eos 64 X.



Fig. 32. Ciego. (a) epitelio; (b) conectivo; (c) pliegues; (d) epitelio; (e) células caliciformes; (f) moco; (g) luz del tubo. Tec. H&A-Eos 64 X.



Fig. 33. Intestino. (a) músculo; (b) epitelio; (c) cilios; (d) luz del tubo. Tec. H&A-Eos con contraste de fases 460 X.

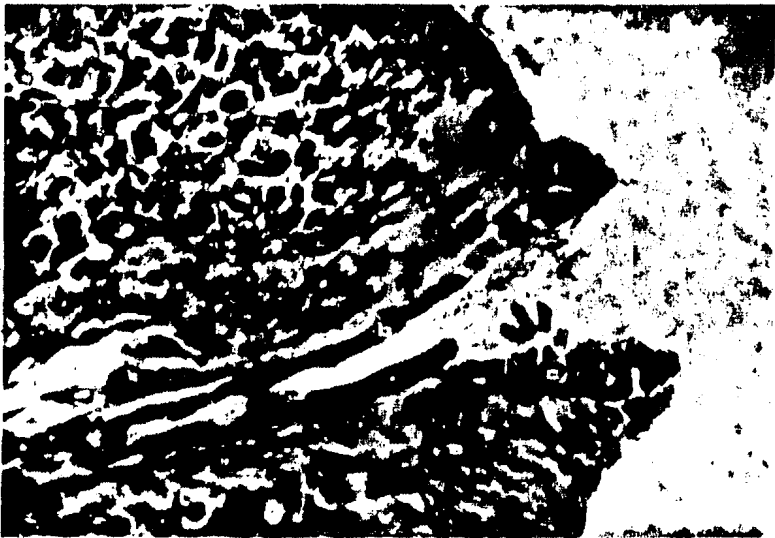


Fig. 34. Recto-Ano. (a) músculo; (b) epitelio; (c) protuberancias; (d) apertura del ano; (e) cutícula. Tec. Van Giesson con contraste de fases 160 X.

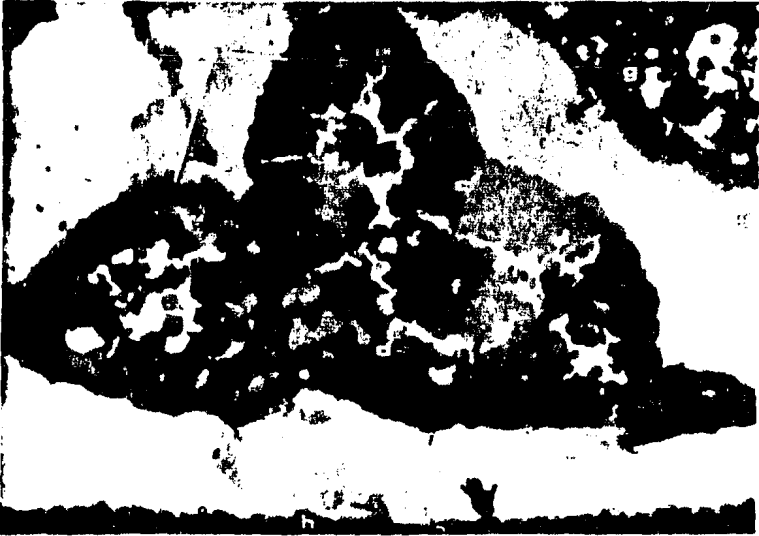


Fig. 35. 20º par de glándulas salivales. (a) epitelio; (b) conectivo; (c) epitelio; (d) citoplasma con gránulos de secreción; (e) gránulos secretados; (f) conducto de la glándula; (g) hígado; (h) esófago. Tec. MHa-Eos 102.4 X.

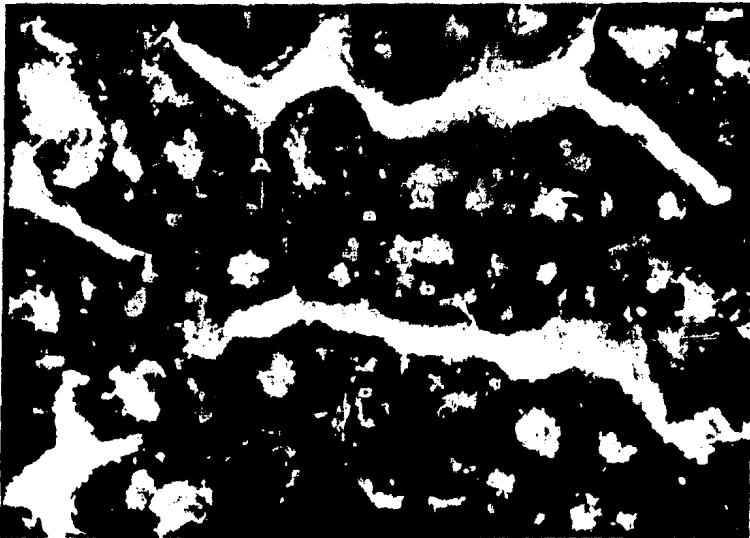


Fig. 36. Hígado. (A) epitelio; (a) núcleos basales; (b) gránulos de secreción; (c) citoplasma vacuolado; (d) célula caliceiforme; (e) luz del conducto. Tec. Masson 160 X.



Fig. 37. Páncreas. (a) epitelio; (b) conectivo; (c) epitelio; (d) luz del conducto. Tec. HNa-Eos X.

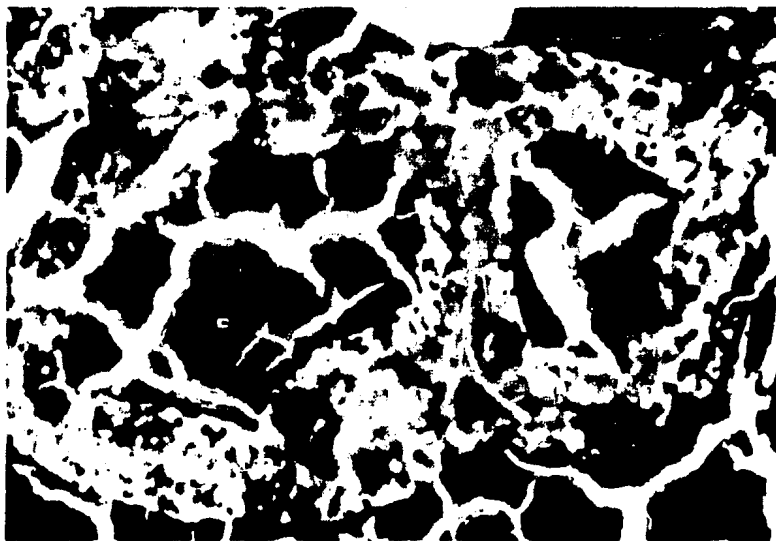


Fig. 38. Glándula de la Tinta. (a) núcleos de las células epiteliales; (b) gránulos de tinta en el citoplasma; (c) luz del conducto con tinta. Tec. HNa-Eos con contraste de fases 400 X.



Fig. 39. Aorta Anterior ó Cefálica. (a) epitelio; (b) músculo circular; (c) músculo longitudinal; (d) epitelio; (e) contenido sanguíneo. Tec. HHa-Eos 160 X.

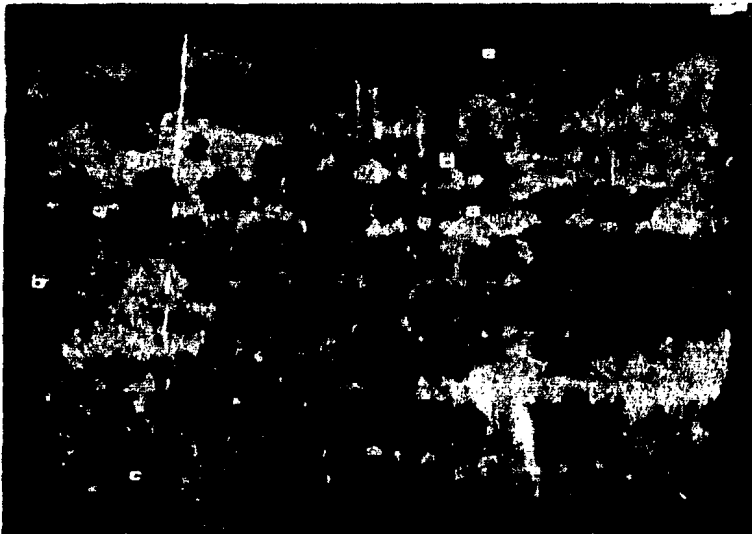


Fig. 40. Vaso. (a) epitelio; (b) contenido sanguíneo; (c) páncreas; (d) capa conectiva; (e) hígado. Tec. HHa-Eos 160 X.

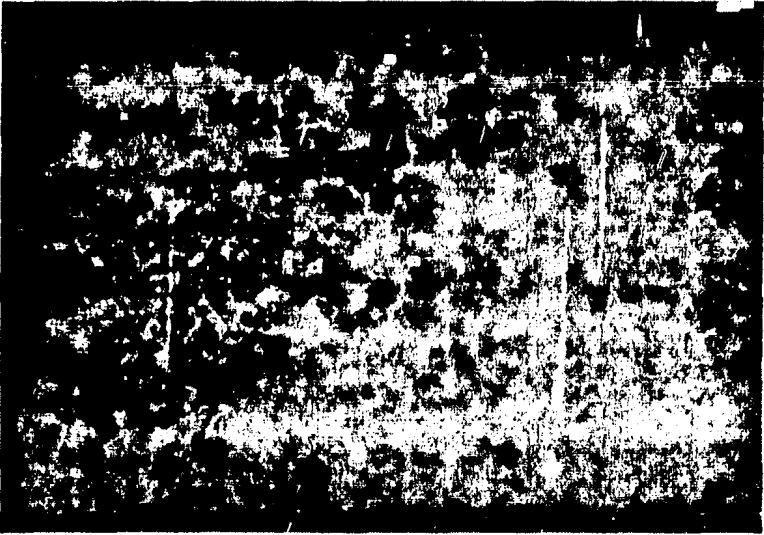


Fig. 41. Corazón, corte longitudinal. (a) epitelio; (b) músculo transversal; (c) músculo longitudinal; (d) epitelio; (e) luz del corazón. Tec. H&E-Eos 64 X.



Fig. 42. Corazón Branquial, corte transversal. (a) epitelio; (b) músculo circular; (c) músculo longitudinal; (d) epitelio; (e) luz del tubo; (f) branquia. Tec. H&E-Eos 102.4 X.



Fig. 43. Branquia. (a) plegamiento primario; (b) plegamiento secundario; (c) plegamiento terciario; (d) epitelio; (e) vaso dorsal; (f) músculo. Tec. HHa-Eos 25.2 X.



Fig. 44. Aparato excretor. (a) tejido excretor; (b) contenido sanguíneo; (c) cavidad de la bolsa excretora; (d) pared de la bolsa excretora; (e) corazón branquial; (f) branquia; (g) vaso; (h) pared del estómago. Tec. HHa-Eos 25.2 X.



Fig. 45. Gónada. (a) cutícula; (b) músculo estriado; (c) óvulos. Tec. Van Giessen con contraste de fases 40 X.



Fig. 43. Branquia. (a) plegamiento primario; (b) plegamiento secundario; (c) plegamiento terciario; (d) epitelio; (e) vaso dorsal; (f) músculo. Tec. HHa-Eos 25.2 X.



Fig. 44. Gónada. (a) cutícula; (b) músculo estriado; (c) óvulos. Tec. Van Gieson con contraste de fases 43 X.

4.0 CONCLUSIONES

- El sistema tegumentario presentó diferentes tipos de células epiteliales y grosor de la epidermis y dermis, que fueron descritas, dependiendo de la zona.
- En los fotóforos de los ojos y los impares de la masa visceral se observó un epitelio frontal estratificado plano, no reportado en la bibliografía revisada.
- Se describen por primera vez otra clase de fotóforos cerrados, el tegumento y capas musculares de las membranas natatorias.
- Se encontró un repliegue de la esclerótica, en los ojos, que no ha sido mencionado por otros autores y se dió la estructura fina del cuerpo ciliar.
- Se describieron los epitelios adyacentes al gladio, a las mandíbulas y la rádula, así como, los diferentes epitelios existentes en el tubo digestivo.
- Se encontró musculatura pseudoestriada en los vasos branquiales y músculo estriado en los ovarios.
- Se describió por vez primera la histología de: páncreas, corazón, corazones branquiales, glándulas excretoras y la pared del saco renal.

5.0 BIBLIOGRAFIA

- Adam, W. 1954. Cephalopoda. 4. Cephalopodes a l'exclusi6n des generes *Sepia*, *Sepiella* et *Sepioteuthis*. Siboga Exped. (55c): 121-198.
- Alexandrowics, J.S. 1927. Contribution a letude des muscles, des nerfs et du m6chanisme de l'accomodation de l'oeil des C6phalopodes. Arch. Zool. exp. g6n. 66: 71-134.
- Allan, J. 1945. Planktonic Cephalopod larvae from the eastern australian coast. Rec. Aust. Mus. 21: 317-350.
- Andrew, W. 1959. Textbook of Comparative Histology. Oxford University Press. New York. pp. 56, 84, 188-197, 323-324, 392, 429, 475-476, 510-512, 553-554, 587, 617.
- Arnold, J.M. and L.D. Williams-Arnold. Cephalopoda: Decapoda. en: Reproduction of Marine Invertebrates, de; Giese A.C. and J.S. Pearse. Academic Press. New York. pp. 243-290.
- Aron, M. and P. Grass6. 1947. Precis de Biologie Animale. Masson et Cie., Ed. Paris, France. pp. 544, 740-745, 750-751.
- Baglioni, S. 1909. Zur Kenntnis der Leistungen einiger Sinnesorgane (Gesichtssinn, Tastasinn und Geruchssinn) und des Zentral-nervensystems der Zephalopoden und Fische. Z. Biol. 53: 255-286.
- Barnes, R.D. 1977. Zoologia de los Invertebrados. Inter-americana. M6xico. pp. 58-68, 307-313, 398-417.
- Barth, R.H. and Broshear, R.E. 1982. The Invertebrate World. Saunders College Publishing. U.S.A. pp. 288-303

- Bather, F.A. 1888. Shell-growth in Cephalopoda (Siphonopoda). Ann. Mag. nat. Hist. (6), I, 298-310.
- Bone, Q.; A. Pulsford and A.D. Chubb. 1981. Squid mantle muscle. Jour. Mar. Biol. Ass. U. K. 61 (2):285-299.
- Borradaile, L.A. and F.A. Potts. 1938. The Invertebrata. The MacMillan Co.. New York. pp. 587-602.
- Boycott, B.B, 1960. The functioning of the statocysts of *Octopus vulgaris*. Proc. roy. Soc. (B), 152:78-87.
- Brahma, S.K. 1978. Ontogeny of lens crystallins in marine cephalopoda. J. Embryol. exp. Morphol. 46:111-118.
- Bravo, M. 1963. Apuntes sobre Zoología de Invertebrados. Facultad de Ciencias, U.N.A.M. México.
- Bullock, T.H. and G.A. Horridge. 1965. Structure and Function in the Nervous Systems of Invertebrates. W.H. Freeman and London, United Kingdom. pp. 1434-1508.
- Burukovsky, R.N. 1978. An approach to the construction of sexual maturity scales of ovaries in squids. Fifth Meeting on the Investigation of Molluscs. Journal Announcement. 11 (1-2):133.
- Cajal, S.R. 1917. Contribución al conocimiento de la retina y centros ópticos de los Cefalópodos. Trab. Lab. Invest. biol. Univ. Madr. 15:1-82.
- Cajal, S.R. y J.F. Tello-Muñoz. 1939. Histología Normal y de Técnica Micrográfica. Ed. Científica Médica. Barcelona. pp. 99-100, 104-105, 107- 108, 824 p.
- Carcelles, A.R. y S.I. Williamson. 1951. Catálogo de los moluscos marinos de la provincia Magellanica. Revta. Ints. nac. Ivest. Cienc. nat. Mus. argent. Bernardino Rivadavia, Cien. Zoológicas. 2:225-383.

- Cauvet, D. 1885. Nouveaux éléments D'Histoire Naturelle Médicale. Tome premier. Librairie J.B. Bailliére el Fils, Ed. Imprimerie Charles Schuchardt. Genève. pp. 412-418.
- CETENAL. 1976. Mapa: Estados Unidos Mexicanos: Zona Económica Exclusiva. Escala 1:5,000,000. Proyección cónica conforme Lambert, paralelos base: 7°40' y 38°20'.
- Cifuentes, J.L. 1984. Los moluscos como alimento actual y futuro. Revt. Soc. Mex. Malacología. (en prensa).
- Clarke, A.H. Jr. 1962. Annotated list and bibliography of the abyssal marine molluscs of the world. Bull. Nat. Mus. Can. Bull. 181. Biol. Ser. (67):83.
- Clarke, M.R. 1966. A review of the systematics and ecology of oceanic squids. Advances in Marine Biology. 4:177, 180-182, 245-248, 260-261, 267.
- Cloney, R.A. und E. Florey. 1968. Zeit.f. Zellforsch. 89-250
- Chun, C. 1910. Die Cephalopoden. Wiss. Ergebn. dt. Tiefsee-Exped. "Valdivia". 18:1-552.
- Chun, C. 1913. Cephalopoda from the "Michael Sars". North Atlantic deep sea expedition, 1910. Rep. Scient. Results Michael Sars N. Atlant. deep sea Exped. 3:1-21.
- D'Ancona, H. 1960. Tratado de Zoología. Tomo II. Ed. Labor. Barcelona pp. 729-733, 755-763.
- Donovan, D.T. 1964. Cephalopod Phylogeny and Classification. Biol. Rev. 39:259-287.
- Doring, W. 1908. Uber Bau und Entwicklung des weiblichen Geschlechts apparatus bei myopsiden Cephalopoden. Z. Wiss. Zool. 91:112-189.

- Fields, W.G. 1965. The structure development, food relations, reproduction and life history of the squid Loligo opalescens Berry. Fish. Bull. Calif. Dep. Fish Game. (131):1-108.
- Fischer, H. 1895. Note preliminaire sur le *Pterygioteuthis giardi*, Cephalopode nouveau recueilli dans le cours de l'expedition scientifique du "Talisman" (1883). J. Conch. Paris 43:5-11.
- Fisher, H.; L. Joubin. 1906. Notes sur les Cephalopodes captures au cours des expedition du "Travailleur" et du "Talisman". Bull. Mus. Hist. nat. 12:202-205.
- Fisher, W. 1978. FAO Species Identification Sheets for Fishery Purposes. Western Central Atlantic (Fishing Area 31). Rome, FAO. 6: 1-6.
- Fuset T., J. 1928. Manual de Zoologia. Libreria Bosch, Ed. Imprenta Clarasó. Barcelona. pp. 420-430.
- Gibbs, R.H. Jr. and C.F.E. Roper. 1970. Ocean Acre: Preliminary report on vertical distribution of fishes and Cephalopods. pp. 119-133, in G.B. Farquhar, ed., Proceedings of an International Symposium on Biological Sound Scatering in the Ocean. Dep. Navy, Maury Center Report 005. Washington, D.C.
- Gibbs, R.H. Jr.; C.F.E. Roper; D.W. Brown and R. Goodyear. 1971. Biological studies on the Bermuda Ocean Acre, I: station data methods and equipment for cruises 1 through 11, October 1967-January 1971. Smithsonian Institution. 62 p.
- Giersberg, H. 1926. Uber den chemischen Sinn von *Octopus vulgaris*. Z. verqrl. Physiol. 3:827-838.

- Gray, J.A.B. 1960. Mechanically excitable receptor units in the mantle of *Octopus* and their connexions. J. Physiol. 153:573-582.
- Grenacher, H. 1886. Abhandlungen zur vergleichenden Anatomie des Auges. I. Die Retina der Cephalopoden. Abh. naturf. Ges. Halle. 16:207-256.
- Grieb, T.M. and R.D. Beeman. 1978. A study of spermatogenesis in the spawning population of the squid, *Loligo opalescens*. Fish. Bull. Calif. Dep. Fish. Game. Fish Bull. 169:11-21.
- Hach, F.; J. Duchon, and J. Borovansky. 1977. Ultrastructural and biochemical characteristics of isolated melanosomes. Folia. Morphol. (Prague). 25 (4):407-410.
- Ham, A.W. 1958. Tratado de Histología. Interamericana. México. pp. 175, 445-449, 530-534.
- Hamlyn-Harris, R. 1903. Die statocysten der Cephalopoden. Zool. Jb. (Anat.). 18-327-358.
- Hanson, J and Lowy, J. 1955. Structure and function of the contractile apparatus in the muscles of invertebrate animals. en: G.H. Bourne Ed. pp. 135-265.
- Hanson, J and Lowy, J. 1960. Structure and function of muscle. Academic Press. New York and London.
- Hensen, V. 1865. Ueber das Auge einiger Cephalopoden. Z. wiss. Zool. 15:155-242.
- Hess, C. 1905. Beiträge zur Physiologie und Anatomie des Cephalopoden-Auges. Pflüg. Arch. Ges. Physiol. 109: 393-439.
- Hesse, R. 1900. Untersuchungen über die Organe der Lichtempfindung bei niederen Thieren. VI. Die Augen einiger Mollusken. Z. wiss. Zool. 68:379-477.

- Holmes, W. 1955. Los cambios de color en los Cefalópodos. Endeavour. XIV,54:78-82.
- Hoyle, G. 1964. Muscle and neuromuscular physiology. en: Physiology of Mollusca, de: Wilburg, K.M. and C.M. Yonge. I, 313-335.
- Hoyle, W.E. 1904. Reports on the Cephalopoda. Reports on the Dredging operations... carried on by U.S. fish commission steamer "Albatros" during 1891. XXIX and reports on the scientific results of the expedition to the tropical Pacific... U.S. fish commission steamer "Albatros" from August 1899 to March 1900. V. Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 43:1-71.
- Joubin, L. 1920. Cephalopodes provenant des campagnes de la "Princesse Alice" (1898-1916) (3e. serie). Résult. Camp. scient. Prince Albert I. 54:1-95.
- Keynes, R.D. 1958. The nerve impulse and the squid. Sci. Am. (58):1-9.
- Klein, K. 1931. Die nervenendigungen in der statocyste von *Sepia*. Z. Zellforsch. 14:481-516.
- Knipe, J.H. and R.D. Beeman. 1978. Histological observations on oogenesis in *Loligo opalescens*. Fish. Bull. Calif. Dep. Fisch. Game. Fisch Bull. 169: 23-33.
- Langeron, M. 1942. Precis de Microscopie. Masson et Cie, Ed. Paris, pp. 416, 417, 420, 421, 427, 478, 601. 1340 p.
- Leake, D.L. 1975. Comparative Histology. Academic Press, New York, pp. 288-320.
- Lenhossek, M. 1894. Zur kenntnis der netzhaut der Cephalopoden. Z. wiss. Zool. 58:636-660.
- Marchand, W. 1913. Studien uber Cephalopoden. II. Uber die spermetophoren. Zoologica (Stuttgart). 26: 171-200.

- Marshall, A.J. y W.D. Williams. 1980. Zoología Invertebrados. Reverté. Barcelona. pp.786-818.
- Marthy, H.J. 1974. Evidence and significance of a haemagglutinin from the skin of Cephalopods. Z. Immun.-Forsch. Bd. 148, (3): 225-234.
- Maturana, H.R. and S. Sperling. 1963. Unidirectional response to angular acceleration recorded from the middle cristalline nerve in the statocyst of *Octopus vulgaris*. Nature. Lond. 197:815-816.
- Massy, A.L. 1916. Mollusca. 2. Cephalopoda. Br. Antart. Terra Nova. Exped. 1910. Zoology. 2:141-176.
- Massy, A.L. 1925. On the Cephalopoda of the Naval Museum. Ann. Naval Mus. 5: 201-229.
- Merton, H. 1905. Über die retina von *Nautilus* und einigen dibranchiaten Cephalopoden. Z. wiss. Zool. 79: 325-396.
- Millmann, B.M. 1967. Mechanism of Contraction in Molluscan Muscle. Am. Zoologist. 7:583-591.
- Milne-Edwards, M.A. 1890. Zoologie methodique et descriptive. Masson et C^{ie}, Ed. Paris. pp. 356-359.
- Moreno, J.M. 1906. Las terminaciones nerviosas sensitivas en las ventosas del pulpo común. Rev. Acad. Madr. 4:99-102.
- Naef, A. 1916. Systematische uebersicht der Mediterranean Cephalopoden. Pubbl. Staz. Zool. Napoli. 1:11-19.
- Naef, A. 1922. Die fossilen tintenfische. Jena: Fisher.
- Naef, A. 1928. Die Cephalopoden. Fauna und Flora die Golfe von Neapel. 35:1-347.

- Okutani, T. 1980. Breve descripción de los calamares existentes en aguas mexicanas. Pesca. México. 64 p.
- Okutani, T. and J.A. McGowan. 1969. Systematics, distribution and abundance of the epiplanktonic squid, (Cephalopoda, Decapoda). larvae of the California current april, 1954-march, 1957). Bull. Scripps. Inst. Ocean. 14: 15-21.
- Patin, C.F.A. 1962. Notes on Microscopical Technique for Zoologists. Cambridge Univ. Press. pp. 28, 41-43, 44-45.
- Pfeffer, G. 1900. Synopsis der Oegopsiden Cephalopoden. Mitt. naturh. Mus. Hamb. 17:146-198.
- Pfeffer, G. 1912. Die Cephalopoden der plankton expedition. Zugleich eine monographische ubersicht der Oegopsiden Cephalopoden. Ergebnisse der Plankton Expedition der Humbolt-Stiftung. 2:1-815.
- Phisalix, C. 1892. Recherches physiologiques sur les chromatophores des Cephalopodes. Arch. Physiol. norm. et path. Bd. 4(5):209-224.
- Pierantoni, U. 1944. Tratado de Zoología. Ed. Labor, S.A. Barcelona. pp. 704-715, 719-721.
- Robson, G.C. 1948. The Cephalopoda Decapoda of the "Arcturus" oceanographic expedition, 1925. Zoologica. New York. 33:115-132.
- Roper, C.L.; M. Sweeney and C.E. Nauer. 1983. Cephalopods of the world. An illustrated and annotated species world catalogue. FAO Spec. Synopsis No. 125 Vol. 3.
- Roper, C.F.E. and R.E. Young. 1975. Vertical distribution of pelagic Cephalopods. Smith. Contr. Zool. (209):12-13

- Roper, C.F.E.; Young, R.E. and Voss, G.L. 1969. An illustrated key to the families of the order Teuthoidea (Cephalopoda). Smith. Contr. Zool. (13):3,6.
- Schobl, J. 1878. Ueber die blutgefasse des auges der Cephalopoden. Arch. mikr. Anat. 15:215-243.
- Sereni, E. and J.Z. Young. 1932. Nervous degeneration and regeneration in cephalopods. Publ. Staz. Zool. Napoli. XII:173-208.
- Sheehan, D.C. and B.B. Hrapchak. 1980. Theory and Practice of Histotechnology. Ed. Mosby Co. St. Louis. pp.62. 481 p.
- Socastro, M.E. 1970. Contribución al conocimiento de la Anatomía braquial de los Cephalopodos. Serie A (113). Publicaciones de la Facultad de Ciencias (Madrid). 78 p. 38 fig.
- Steinach, E. 1901. Uener die lokomotorische Funktion des Lichtes bei Cephalopoden. Pflüg. Arch. ges. Physiol. 87:38-41.
- Tompsett, D.H. 1939. *Sepia*. Liverpool mar. Biol. Comm. Men. 32: 1-184.
- Voss, G.L. 1956. A checklist of the Cephalopoda of Florida. Q. Jl. Flo. Acad. Sci. 19:274-282.
- Voss, G.L. 1958. The Cephalopods collected by the R/V "Atlantis" during the West Indian cruise of 1954. Bull. mar. Sci. Gulf. Caribb. 8:369-389.
- Voss, G.L. 1960. Bermudan Cephalopods. Fieldiana Zool. 39:419-446.

- Williams, L.W. 1909. Anatomy of *Loliigo pealii*. Brill. Leiden. 92 p.
- Young, J.Z. 1960. The visual system of *Octopus*. I. Regularities in the retina and optic lobes of *Octopus* in relation to form discrimination. Nature. Lond. 186:836-839.
- Young, J.Z. 1960. The statocysts of *Octopus vulgaris*. Proc. roy. Soc. (B). 152:3-29.
- Young, J.Z. 1961. Learning and discrimination in the *Octopus*. Biol. Rev. 36:32-96.
- Young, R.E. 1972. The systematics and aeral distribution of the Cephalopods from the seas off Southern California. Smith. Contr. Zool. (97):1-159.
- Zernoff, D. 1869. Uber das Geruchsorgan der Cephalopoden. Bull. Soc. nat. Moscou (Biull. Imp. Moskov. Obshek.). 42:71-90.