Atlas Histológico del Pulpo del Sur

Enteroctopus megalocyathus

Erick R. Baqueiro Cárdenas, Sonia Medrano Correa
Instituto de Ciencias y Tecnología, Universidad Arturo Prat, Puerto Montt, Los Lagos,
Chile.

Presentación.

La idea de elaborar este trabajo surge del creciente interés en Chile en el cultivo de los cefalópodos, entre los cuales los pulpos del norte *Octopus mimus*, el pulpo del sur *Enteroctopus megalocyathus* y el pulpito *Robsonella fontanianus* presentan potencial de desarrollo, tanto por su calidad como adaptabilidad a cultivo.

Por otro lado conforme se ha desarrollado el cultivo también se han extendido las zonas de captura a lo largo del litoral del país, habiéndose detectado enfermedades y malformaciones que requieren de una comparación clara con los tejidos normales.

Aunque la microscopía electrónica en sus diferentes variaciones ofrece herramientas inigualables en la caracterización morfológica tisular, celular y ultra celular, no es una herramienta al alcance de todos, por lo que su aplicación a un documento como este que se espera sea usado por acuicultores, pescadores y académicos involucrados en asesoría y consultoría en el campo, no es adecuada; sin embargo cuando ha sido posible el acceso a documentos con imágenes de microscopía electrónica se hace referencia a ellos para que el lector, de estar interesado, pueda consultarlos. Al organizar un trabajo de este tipo, siempre surge la duda si abordarlo por tipo de tejido, donde se pueden presentar las similitudes y diferencias de cada tipo de tejido, o el describir los diferentes tejidos para cada órgano o sistema. Hemos optado por describir en una primera parte los diferentes tipos de tejidos: epitelios, conectivos, muscular, glandular y nervioso; mientras que en la segunda parte describimos la estructura de los diferentes órganos. Esperamos que pueda ser de utilidad a estudiantes y especialistas de diferentes disciplinas como biología de la reproducción, alimentación, etc. Conforme avanzamos en la investigación bibliográfica, nos hemos encontrado con numerosos artículos donde se describen estructuras muy específicas, tanto por microscopía óptica como electrónica para diferentes especies de cefalópodos, muchas

de las cuales son comparables a lo que hemos encontrado para *Enteroctopus megalocyathus* mismos que usaremos para discutir las diferencias y similitudes.

Introducción

El estado de salud de los organismos no siempre es evidente en observación macroscópica, en particular cuando se sospecha de la presencia de parásitos, quistes o tumores. De la misma manera, deficiencias alimenticias y daños causados por enfermedades solo pueden ser identificados a través de observaciones microscópicas de los tejidos afectados.

En el medio natural, así como en los sistemas de cultivo son comunes estados fisiológicos anormales y la presencia de parásitos o infecciones puede ser crónica, por lo que su presencia puede parecer normal cuando no se tiene referencia a los tejidos sanos del organismo. Siendo de particular importancia en acuicultura la identificación de enfermedades o parásitos en los organismos que son introducidos del medio natural como reproductores, así como su control en los cultivos y la identificación de señales de estrés causadas por deficiencias alimenticias, calidad del agua o aglomeración.

El contar con un atlas histológico de especies de importancia pesquera y acuícola permite tener un patrón de referencia a las condiciones normales de los tejidos y así poder corregir y prevenir daños mayores y pérdidas en los cultivos, o daños a las pesquerías al identificar las causas de deficiencias en la reproducción o reclutamiento (Baqueiro, *et al.* 2007).

En la actualidad existen varias técnicas para la observación microscópica, las cuales requieren de diversas técnicas de preparación de los tejidos para su observación. Las técnicas más empleadas para la detección de histo- y cito-patologías son la microscopía óptica y electrónica, tanto de barrido como transparencia; sin embargo, es la microscopía óptica la que está al alcance de los centros acuícolas y pesqueros.

Para poder observar los tejidos bajo el microscopio se requiere de la preparación de una sección delgada del tejido a observar, lo cual requiere de hacer cortes que van de 5 a 10 micrones de grosor, esto requiere del endurecimiento del tejido, lo cual se logra por congelación o inclusión en algún material de soporte que permita su corte. Con la congelación, aunque es más expedita, no siempre se logran secciones adecuadas para el diagnóstico, en particular en tejidos muy blandos (Luna, 1968; Howard y Smith, 1983); siendo preferida la técnica de inclusión ya sea en parafina o en resina sintética. Las secciones delgadas ya montadas sobre un porta objetos pueden ser observadas por técnicas

microscópicas que diferencian los tejidos como campo oscuro, contraste de fase o epifluorescencia o ser teñidas para dar color a las diferentes estructuras de acuerdo a su afinidad o reacción con diferentes sustancias (Sheehan y Hrapchak 1980).

El objetivo de este trabajo es contar con un atlas histológico de los tejidos sanos del pulpo *Enteroctopus megalocyathus* especie que está siendo sometidas a acondicionamiento acuícola (Pérez et al. 2006), con el propósito de contar con una herramienta que permita identificar la presencia de parásitos, enfermedades y alteraciones histo-citológicas causadas por el estrés que pueda causar las condiciones de confinamiento o medioambientales.

Materiales y Métodos.

Se emplearon seis ejemplares, tres machos y tres hembras de diferentes tamaños, con pesos de 300 g a 1200 g los cuales fueron anestesiados colocándolos en una bolsa de plástico en un refrigerador por 12 horas, procediendo a su disección. Las secciones del cuerpo, manto, brazos, sifón fueron fijadas inmediatamente en formol neutro, en agua marina al 10%. La masa visceral fue fijada en su totalidad en la misma solución, por tres días para facilitar el manejo y separación de los diferentes órganos, los cuales adquieren rigidez al fijarse. Secciones de diversas partes de cada órgano fueron cortadas y mantenidas en la misma solución, hasta su proceso por técnicas histológicas corrientes, de deshidratación para su inclusión en parafina (Luna, 1968). Se hicieron cortes de 7 μm , tiñéndose con hematoxilina de Harris – Eosina.

Se realizaron observaciones al microscopio, las imágenes digitales fueron tomadas con microscopio y cámara digital Leika, usando el programa LAS EZ para la digitalización, medición y anotaciones de las imágenes.

Epitelios.

Sin lugar a duda el epitelio del cuerpo de los cefalópodos es el órgano más evidente y menos entendido, como comentan Hanlon y Budelmann (1987) citando a “Wells (1978) La lista de órganos de los sentidos conocida en cefalópodos de ninguna manera se ha completado. Solo indica donde la gente se ha preocupado de ver”. Estos autores describen surcos sensoriales de células ciliadas en *Loligo* spp., mientras que Thompson y Voight (2003) describen el órgano eréctil del hectocotilo de *Octopus bimaculatus* con múltiples terminaciones nerviosas.

El cuerpo de *Enteroctopus megalocyathus* se encuentra cubierto por epitelio columnar mucoso y cúbico simple, con variaciones en la altura de las células entre la porción aboral y oral de los brazos y la umbela y manto, así como en las ventosas donde presentan una amplia especialización y entre la porción externa e interna (Fig. 1).

Roger *et al.* (1984) Reportan la epidermis del manto de *Octopus joubini* juvenil, de tipo cúbico con micro vellosidades, intercalando con células mucosas, siendo translúcida en pulpos sanos. Estructura similar a la reportada por Brocco *et al.* (1974) en juveniles de varios octópodos. Esta diferencia encontrada entre el epitelio de los juveniles y los adultos analizados, sugieren un cambio en la estructura de la epidermis de los octópodos durante su crecimiento, donde las células cúbicas de los juveniles son remplazadas por células columnares o un crecimiento de las células cúbicas hasta constituir el epitelio columnar de los adultos.

El epitelio oral y aboral del cuerpo y exterior del manto es columnar simple con células cuya altura varía entre 25 y 30 μm por 5 μm de ancho, alternando con células mucosas cuya altura es menor, 15 y 25 μm por 10 μm de ancho (Fig. 1 a y b). El epitelio en el interior del manto está constituido por células columnares ciliadas de 10 μm de altura por 5 de ancho, alternando igualmente con células mucosas (Fig. 1 c). Las ventosas presentan una modificación del epitelio columnar, con altura variable de 3 hasta 20 μm , formando surcos, con el ápice modificado formando cada célula una pequeña digitación con forma de anillo en su ápice (Fig. 1 d).

Las branquias representan el único otro epitelio en contacto directo con el medio exterior en la cavidad paleal, está formado por dos tipos de epitelio: cúbico simple en la porción apical (Fig 2 d) y columnar ciliado de 90 a 100 μm de largo por 15 μm de ancho en la porción laterales (Fig. 2 b y c), aunque estas se angostan hasta 5 μm en la porción apical.

La estructura columnar ciliada y glandular se repite en el tracto digestivo. El epitelio bucal columnar glandular está formado por células de 40 a 50 μm de largo por 5 a 8 μm de ancho, con núcleo central y citoplasma vacuolado, que secretan una capa de quitina que la recubre (Fig. 3 a). En el esófago y buche se continúa este epitelio columnar glandular con la cubierta de quitina, solo que la longitud de las células es mayor, alcanzando hasta 70 μm (Fig. 3 b y c), la capa de quitina alcanza aquí un grosor de 10 μm .

En el estómago se encuentra un epitelio similar, en estructura y tamaño de células (Fig. 3 d), con altura de 65 μm con cilios de 5 μm . En el ciego gástrico (Fig. 4) las células tienen una longitud variable entre 20 a 35 μm y aparente función diferente de acuerdo a su posición en las ramas espirales (Fig. 4 a y b) o con micro cilios (Fig. 4 c).

Mientras que el epitelio del intestino varía entre la porción proximal (Fig. 4 d) con células columnares con micro cilios, cuya longitud es de 20 a 35 μm por 5 de ancho, con micro vellosidades de 5 micras. Las cuales son claramente visibles en el asa intestinal donde las células son más altas, alcanzando hasta 40 μm (Fig. 4 e). En el intestino distal se diferencian dos tipos de epitelio con alturas diferentes, ambos con microcilios, pero el más alto con intensa actividad secretora (Fig. 4 f).

El oviducto (Fig. 5 a y b), presenta igualmente epitelio columnar ciliado, mucoso con células de 35 μm de altura por 5 μm , mientras que las células en el espermato ducto son más cortas, 20 μm de altura, ciliadas y no se observan células secretoras. Sin embargo, es notoria la presencia de parásitos a lo largo del espermato ducto.

Endotelios

Las venas y arterias están recubiertas en su interior por epitelio fibroso (Fig. 6 a) o simple (Fig. 6 f), excepto la aorta dorsal que está recubierta por columnar simple de 10 μm de altura. En la masa bucal, los sacos de la rádula y mandíbula (Fig. 6 d y e) se encuentra epitelio columnar ciliado, especializado en el movimiento de estas estructura, con altura de 65 μm en el saco de la mandíbula y 40 μm en el saco de la rádula,

El endotelio de los ductos de la glándula de la tinta presenta abundantes células de moco (Fig. 7 a) con altura de 35 μm , mientras que el ducto de la glándula digestiva presenta estructura esponjosa, constituido por conectivo reticular compacto (Fig. 7b). El espermato ducto en su porción proximal presenta epitelio simple (Fig. 7 d), mientras que el ducto de la glándula salival posterior está formado por conectivo fibroso compacto (Fig. 7e)

Conectivo

Aparentemente se ha puesto mayor atención a la estructura y función del conectivo en cefalópodos que al epitelio. Thompson y Kier (2001) analizan los cambios ontogénicos en el conectivo del manto de *Sepioteuthis lessoniana* Lesson, 1830 durante el crecimiento, asociándolos a adaptaciones cinéticas y de almacenamiento de energía. Bairati et al. (2003)

describen la estructura del tejido conectivo en *Sepia officinalis*, *Octopus vulgaris* y *Loligo pealii* encontrando similitudes tanto en estructura como en distribución en manto y brazos. Coincidiendo con lo que reportan otros autores, hemos encontrado que el tejido conectivo es el más variado y probablemente especializado en los cefalópodos, variando desde conectivo laxo (Fig. 6 a) que recubre ductos y órganos internos, hasta conformar una estructura compleja con el tejido muscular y glandular. Constituye la estructura esquelética básica del cuerpo, reforzado con fibras de colágeno formando el tejido reticular fibroso (Fig. 6 b), donde las fibras se acomodan sin ningún orden aparente; hasta el conectivo fibroso (Fig. 6 c) en el que las fibras se encuentran arregladas en forma paralela dando ya sea un soporte basal o de interconexión generalmente asociado a fibras o paquetes musculares (Fig. 6 d).

Muscular

La estructura muscular de los cefalópodos ha sido estudiada por diversos autores desde Cuvier (1817 cit. Kier y Stella, 2007) en sus Memorias sobre la anatomía de los Cefalópodos, hasta los trabajos de Kier y Stella (2007) con aplicación en robótica como modelo de esqueleto “muscular-hidroestático”; de la misma manera la estructura del manto, aunque no ha sido objeto de estudio directo en octópodos, en los calamares ha sido ampliamente estudiada en relación a su función en la locomoción (Pakard y Trueman, 1974).

En *E. megalocyathus* al igual que en otras especies de cefalópodos, se encontraron fibras musculares aisladas entre el tejido conectivo así como paquetes musculares, la Figura 9 presenta la estructura muscular de diversos órganos.

La piel del cuerpo, tanto de brazos como del manto, como se ha mencionado al describir el tejido conectivo presenta fibras y paquetes musculares, asociados a cromatóforos en la porción aboral (Fig. 1 a) y a las ventosas en la porción oral en los brazos (Fig. 1 d). A lo largo del todo el tracto digestivo se pueden observar fibras y paquetes musculares, iniciando por la masa bucal que es un complejo muscular especializado en el movimiento de la mandíbula y rádula (Fig 9 a). El esófago presenta fibras musculares longitudinales y anulares (Fig. 8 f), mientras que el buche presenta además de las fibras musculares longitudinales, paquetes anulares bien diferenciados. El estómago (Fig. 8 e) es una estructura muscular con fibras radiales, longitudinales, transversas y anulares.

Asociada a las diferentes funciones de cada órgano se pueden observar fibras y paquetes musculares; Los corazones branquiales presentan en una matriz de conectivo fibroso, paquetes musculares en (Fig. 8 b), la glándula de la tinta presenta una triple capa de paquetes musculares (Fig. 8 c) que tienen la función de la expulsión de la tinta. El espermatoducto presenta una gruesa pared muscular donde la capa interna anular es la más conspicua, asociada a una capa longitudinal periférica (Fig. 8 d). El corazón es una estructura muscular conformada por cuatro paquetes musculares fuertes que dan a las paredes una estructura asimétrica (Fig. 9 b), cuya función es apoyada por la aorta (Fig. 9 c y d) y las arterias (Fig. 6 b y c). Diferentes autores (Boucaud-Camou y Boucher-Rodoni, 1983; Garri y Ree, 2002) han mencionado de la limitante del arco cerebral periesofágico que limita el tamaño de las partículas ingeridas, sin embargo, este presenta una cierta capacidad de dilatación, como lo demuestra la presencia de fibras musculares dentro del tejido cartilaginoso de la masa cefálica (Fig. 9 e y f).

El cuerpo propiamente dicho, conformado por el manto y los brazos, está constituido por paquetes musculares conformando un esqueleto muscular. En las figuras 10 a y b se observa en corte tangencial y longitudinal de un brazo la estructura tubular del esqueleto muscular, conformado por una capa periférica longitudinal de paquetes musculares y otra capa longitudinal interior que rodea el tubo neural, ambas unidas por paquetes musculares radiales, entre los que corren fibras longitudinales que dan una estructura de capas concéntricas (Fig. 10 b). En la porción oral de los brazos la capa periférica exterior se comunica con fibras radiales a la periferia de las ventosas (Fig. 10 c y d), estructura similar en otras especies de cefalópodos (Kier y Smith, 1990, 2002). Las ventosas están constituidas por fibras radiales, entrecruzadas por fibras transversales, conformando paquetes musculares compactos (Fig. 10 e). El manto está constituido por dos capas longitudinales, oral y aboral, unidas entre sí por septos musculares, entre los que corren paquetes longitudinales (Fig. 10 f y g). Una alteración a esta estructura, que como se ha mencionado según Kier y Stella (2007) es igual para cualquier nivel de los brazos y para todos los decápodos, se presenta en la ligula del ectocotilio que presenta una estructura esponjosa (Thompson y Voight, 2003) conformada por conectivo reticular laxo, muy vascularizado con abundantes fibras musculares aisladas (Fig. 10 h y g).

Glandular

Dada la presencia de células mucosas en el tegumento y branquias, así como la presencia de células secretoras a lo largo del tracto digestivo, reproductor, excretor y sistema nervioso podríamos asegurar que los cefalópodos son un complejo glandular.

En el sistema digestivo en la masa bucal se encuentran tres glándulas, las salivales anteriores o peribucuales conformadas por un solo tipo de folículo de 150 a 200 μm formados por células columnares glandulares de 30 por 10 μm (Fig. 11 e - f). La glándula de la rádula que se encuentra dentro del saco radular (Fig. 11 a), formada por folículos en forma de racimo de 200 a 300 μm de largo por 50 a 100 μm de ancho constituidos por células cúbicas de 25 por 25 μm (Fig. 11 b) y la glándula del pico con folículos de forma circular de 50 a 100 μm de diámetro, con células cúbicas de 20 μm de alto por 10 de ancho con núcleo basal y citoplasma vacuolado (Fig. 11 c).

Inmediatamente por detrás de la masa cefálica se encuentran las glándulas salivales posteriores o esofágicas, denominadas glándulas de veneno por Ducros (1972) y Morales (1973) constituidas por dos tipos de células las que conforman los folículos o divertículos glandulares, con diámetro 50 μm a 200 μm , cuyas células presentan una intensa actividad secretora con longitud de poco más de 25 μm por 5 μm de ancho y las que conforman los ductos, con células de 10 por 5 μm , alternando células ciliadas con células glandulares, formando epitelio cúbico complejo (Fig. 12 a - c). En esta glándula se observó frecuentemente la presencia de quistes de parásitos apicomplexos en el tejido conectivo entre los divertículos glandulares (Fig. 12 d y e).

El tracto digestivo se encuentra recubierto a todo lo largo de epitelio columnar ciliado y glandular (Fig. 3 y 4), ya sea con función secretora o de absorción (Ver sección de epitelios). La glándula digestiva o hepato-páncreas es un complejo glandular compuesto por tres secciones claramente diferenciadas, tanto a nivel macroscópico como microscópico (Fig. 13). La glándula de la tinta claramente diferenciada del resto de la glándula digestiva, localizada en posición ventral posterior con un conducto de evacuación propio que desemboca en la cloaca, está formada por un saco en cuyo interior se encuentra una red de filamentos de dos células de grueso (Fig. 13 b y e), células de 20 μm de alto por 5 μm de ancho. La sección dorsal posterior, denominada, porción pancreática (Morales, 1973; Garri y Ré, 2002; Zamora y Olivares, 2004) (Fig. 13 a y c) que conforma al alrededor de un 20 %

del volumen total de la glándula digestiva, a nivel macroscópico presenta una coloración y estructura característica, está conformada por folículos de 100 a 350 μm , con amplia luz, bordeados por epitelio cúbico glandular, con núcleo basal y citoplasma granular fino, con altura promedio de 25 μm y de 5 a 7 μm de ancho (Fig. 13 f); por último la porción hepática (Fig. 13 a y c), los folículos de esta son de mayor tamaño fluctuando entre 200 y 600 μm , con células muy altas que dejan ver escasa luz en los folículos, su altura llega a alcanzar los 120 μm producto de la actividad secretora (Fig 13 d).

El sistema circulatorio-renal igualmente es un complejo glandular. El sistema excretor se ha mencionado que consiste de dos estructuras (Hochberg, 1982; Witmer y Martin, 1973; Furuya et al. 2004), una con función renal propiamente dicha y la otra con la función de mantener la presión osmótica de la cavidad pericárdica. La glándula branquial (Dilly y Messenger, 1972) que se encuentra anexo al vaso aferente del corazón branquial la cual presenta a menor aumento (100x) una estructura de conectivo reticular, con numerosos granos (Fig. 14 a, b y c) sin embargo a mayor aumento (400x) se observa la estructura vacuolar de estas células, de forma irregular con diámetro entre 30 y 40 μm , los gránulos oscuros aparentemente son quistes de parásitos con diámetro que varía entre 10 y 35 μm . El riñón o apéndices del corazón branquial que según Winter y Martin (1973) definen dos funciones para los diferentes tipos de células una de excreción moviendo urea del celoma al corazón branquial, y otra la de mantener la presión osmótica pericárdica (Fig. 14 a, d y g). Células que conforman dos tipos de estructuras: estructuras dendriformes que se proyectan de la pared pericárdica (Fig. 14 d) constituidas por epitelio cúbico simple, glandular (Fig. 14 e y f) de solo 15 μm de altura. Los apéndices propiamente dichos que conforman la porción renal tienen una longitud de 200 a 250 μm (Fig. 14 a y g), con células tipo flamígeras de 40 a 45 μm de largo por 5 μm de ancho (Fig. 14 h).

El sistema reproductor tanto en machos como en hembras es un complejo glandular que va desde la secreción de mucus, cemento y nutrientes por las paredes del oviducto (Fig. 5 a y b), hasta glándulas accesorias con diversas funciones (Froesch y Marthy, 1975). La glándula del oviducto tiene una estructura compleja constituida por tres secciones radiales (Peterson, 1959; Froesch y Marthy, 1975) (Fig. 15 a). De acuerdo a estos autores la porción periférica y central que constituyen la glándula oviductal que tiene la función de recubrir con nutrientes al ovulo en la formación del huevo. En la figura 15 b y c se observa

la estructura del epitelio de esta glándula, constituida por dos tipos de células glandulares y ciliadas. La mucoproteína que constituye la cápsula del huevo se forma en las paredes del ovario (Fig. 15 a y d). El cemento de fijación de las cápsulas es sintetizado en la porción periférica de la glándula del oviducto, mientras que en la porción central se sintetiza un mucopolisacárido que actúa como polimerizador del cemento (Peterson, 1959). En la figura 15 d, e y f se observa la sección de la espermateca, donde se almacenan los espermatozoides los cuales se fijan a la pared por acrozoma donde son alimentados por varios meses hasta alcanzar la hembra la madurez (Froesch y Marthy, 1975).

En la figura 16 se presentan diferentes estadios tempranos de maduración de óvulos, fase I y II huevos unidos a la pared del ovario (Fig 16 a y b); en la figura 16 c muestra la vascularización del óvulo en formación y al óvulo rodeado por células de la pared folicular. Una vez que el óvulo se desprende de la pared folicular continua el crecimiento de las células foliculares formando invaginaciones en el óvulo (Fig. 16 d), las cuales continúan con la secreción de vitelo al interior del óvulo (Fig. 16 e). Solo un extremo de la gónada está constituida por epitelio germinal, mientras que la mayor parte de su pared lo forma epitelio ciliar glandular (Fig. 16 a y f). No hay un criterio definido para determinar la maduración gonadal en hembras de octópodos; mientras que Khallahi (2001) propone cinco estadios, dos de previtelogénesis, tres de vitelogénesis y uno de post desove; Olivares et al. (2001) describen nueve estadios. Ya anteriormente Ishiyama et al. (1999) habían definido ocho etapas.

En machos son identificadas las siguientes estructuras: el testículo, vasos deferentes proximales, sistema glandular del espermatóforo o vesícula seminal, glándula del espermatóforo o próstata, vaso deferente distal, saco del espermatóforo o glándula de Needham y ducto terminal o espermatoducto (Mann et al. 1970). Los espermatozoides al salir del testículo son recubiertos por muco-polisacáridos en las glándulas del espermatóforo (Fig. 17), la cual presenta diferentes estructuras: Figura 17 a - c, glándula nutricional o saco espermático (Mann et al. 1970) que aporta los nutrientes que acompañan al paquete de espermatozoides en el espermatóforo; fig 17 e – g, glándula formadora del espermatóforo; fig. 17 h y i, pared glandular del espermatoducto en cargada de la formación de la testa del espermatóforo.

Los espermatozoides maduran en forma sincrónica. En los organismos inmaduros toda la luz de los folículos está ocupada por espermatozoitos (Fig. 18 b), estos maduran en forma concéntrica en los folículos (Fig. 18 c y d), ocupando la porción central los espermatozoides maduros (Fig. 16 d). Al igual que para las hembras no hay un criterio definido para definir los estadios de maduración del macho; mientras que Ishiyama et al. (1999) definen ocho etapas para los machos; Otero et al. (2007) define cuatro.

Sistema nervioso.

El sistema nervioso de los octopodos es reconocido como el más complejo de los invertebrados. Integrando en una masa cefálica todos los componentes ganglionares de los moluscos, con el desarrollo de una estructura compleja de estos, asociada al desarrollo de los diversos órganos sensoriales y motores (Young, 1971). La masa cefálica se encuentra protegida por un cartílago (Fig. 22 a y b) el que le da protección y rigidez. Rigidez que, según se ha mencionado, limita el tamaño de las partículas que el pulpo puede ingerir dado que el esófago ha quedado constreñido por la masa cefálica. Sin embargo, aquí se muestran evidencias de fibras musculares y colágenas en la pared ventral del cartílago que sugieren la posibilidad de expansión y contracción de este (Fig. 9 e, f y 20 c).

Tansey (1980) presenta la estructura de la masa cefálica de *Octopus vulgaris* (Fig. 19) destacando los lóbulos bucales, frontales, verticales, subverticales y ópticos; En la figura 20 se presenta el corte de algunos de estos; mientras que en la figura 21 se presentan detalles de la estructura de la corteza neuronal y medular de los mismos. La corteza cerebral es claramente visible en el lóbulo frontal, vertical y bucal inferior (Fig. 20 a, b y c), el detalle de la estructura neuronal se presenta en las figuras 21 b, c y e. La sección medular se diferencia en las láminas 20 a y c por su textura, sin embargo la tinción de tricromo (Fig. 20 b, d y f) presenta claramente dos estructuras diferentes que Tansey (1980) define como raíz de los nervios, aunque Young (1964) los define como tractos; en la figura 21 b, c y e se aprecian dos estructuras diferentes de corteza; mientras que en la figura 21 b se puede apreciar sección del tracto nervioso y en la figura 21 d se constata la estructura esponjosa de la porción medular. La estructura del lóbulo ocular es muy diferente, destacándose la función glandular que se le ha atribuido, lo cual se aprecia en la figura 21 a.

De la masa encefálica salen los cordones neurales que enervan la masa visceral y los brazos. En los brazos el cordón neural forma el eje central de estos, de donde irradian

inervaciones a la musculatura y piel (Graziadei, 1965). En la figura 22 c y d se observa que se mantiene la misma estructura de la masa cefálica, una corteza neuronal y médula fibrosa, con irradiaciones nerviosas que se internan en el tejido.

El ojo de los cefalópodos es sin duda el más evolucionado de los invertebrados, con grandes similitudes al de los vertebrados (Yamamoto et al. 1965), con una estructura compleja para su movilidad (Baudelman y Young, 1984, 1993). Pero sin embargo perfectamente adaptado para la visión acuática con una pupila horizontal, cristalino esférico, formado por dos lentes plano-convexos, la retina al igual que en el ojo de los vertebrados ocupa la parte dorsal del ojo, sin embargo en los cefalópodos, está expuesta en forma directa a la acción de la luz (Yamamoto et al. 1965). Al igual que el ojo humano el del pulpo tiene un párpado una cornea y pupila que es de forma oblonga horizontal (Ogura et al. 2004). La cornea está constituida por conectivo reticular laxo, fuertemente pigmentada en su cara interior (Fig. 23 a). Por detrás del cristalino existe un humor vítreo. El interior del ojo está bordeado por tres capas de células, la primera o interna, del centro del ojo hacia su periferia está constituida por epitelio columnar con fuerte pigmentación en su base interna (Fig. 23 c y d), seguida por una capa de células glandulares pigmentarias que al igual que la anterior concentran el pigmento hacia la porción interior (Fig. 23 c y e), y por último una capa columnar compuesta, bordeada por conectivo fibroso (Fig. . 23 c y f). En la porción posterior al frente de la primera capa columnar pigmentada se localiza la retina, constituida por rabdómeros (Yamamoto et al. 1965) (Fig g y h).

El cristalino está constituido por capas que de acuerdo a diversos autores se constituyen igual que en los vertebrados (Zampighi et al. 1982; Pearce y Zwaan, 1970; Al-khudari et al. 2007) por capas de células que secretan fibras y muco-proteínas, y aunque en el ojo humano se ha determinado la tasas y periodos de crecimiento (Urs et al. 2009) no así en los cefalópodos, en los que se constata una formación continua de capas que van disminuyendo en grosor conforme se alejan del centro (Fig. 24).

Referencias.

Al-Khudarin, S., S. T. Donohue, W. M. Al-Ghoul y K. J. Al-Ghoul. 2007. Age-related compaction of lens fibers affects the structure and optical properties of rabbit lenses. BMC Ophthalmology 7: 1-14 Doi: 10.1186/1471-2415/7/19

- Bairati, A., M. Comazzi y M. Gioria. 2003. An ultrastructural study of connective tissue in mollusc integument III Cephalopoda. *Tissue & Cell* 35:155-168
- Baqueiro Cárdenas, E., L. Frenkiel, A. Zetina Zarate and D. Aldana Aranda. 2007. Coccidian (Apicomplexa) parasite infecting *Strombus gigas* Linné, 1758 Digestive gland. *Journal of shellfish research* 34 (1); 4-8.
- Baudelman, B. U. y J. Z. Young, 1984. The statocyst-oculomotor system of *Octopus vulgaris*; Extraocular eye Muscles, eye muscle nerves, statocyst nerves and the oculomotor centre in the central system. *Philosophical transactions of the Royal Society of London, Series B, Biological Science*. 206: 150-189.
- B. U. Budelmann, B. U. y J. Z. Young. 1993. The Oculomotor System of Decapod Cephalopods: Eye Muscles, Eye Muscle Nerves, and the Oculomotor Neurons in the Central Nervous System. *Philosophical Transactions: Biological Sciences*. 340: 93-125.
- Boucaud-Camou E. and E. Boucher-Rodoni. 1983. Feeding and digestion in Cephalopods. *The Mollusca Vol. 5. Physiology, Part 2. Capítulo 3*: 149-187.
- Brocco, S. L., R. M. O'Clair, and R. A. Cloney. 1974. Cephalopod Integument: The Ultrastructure of Kelliker's Organs and Their Relationship to Setae. *Cell Tiss. Res.* 151: 293-308
- Dilly P. N. y J. B. Messenger 1972. The Branchial Gland: A Site of Haemocyanin Synthesis in Octopus. *Z. Zellforsch.* 132: 193—201.
- Ducros, C. 1972. Etude ultrastructurale de l'innervation des glandes salivaires postérieures chez *Octopus vulgaris*. II. Innervation de la musculature du canal et des glandes. *Z. Zellforsch.* 132, 51-65.
- Froesch, D., H. J. Marthy. 1975. The Structure and Function of the Oviducal Gland in Octopods (Cephalopoda). *Proceedings of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*, Vol. 188, No. 1090: 95-101.
- Furuya, H., M. Ota, R. Kimura y K. Tsuneki. 2004. Renal Organs of Cephalopods: A Habitat for Dicyemids and Chromidinids. *Journal Of Morphology* 262: 629-643.
- Garri, R., M. y E. Ree. 2002. Morfología del aparato digestivo de *Enteroctopus megalocyathus* y *Loligo sanpaulensis* (mollusca, cephalopoda). *Iheringia, Sér. Zool., Porto Alegre*, 92(2): 81-91.

- Graziadei, P. 1965. Muscle Receptors in Cephalopods, Proceedings of the Royal Society of London. Ser. B, Biological Sciences, 61: 392-402.
- Hanlon, R. T., B.U. Budelmann. 1987. Why Cephalopods are Probably Not "Deaf". The American Naturalist, Vol. 129, No. 2: 312-317.
- Hochberg, F. G., Jr. 1983. The "kidneys" of cephalopods: A unique habitat for parasites. Molluscan Biology, 23, 121 - 134.
- Howard, D. W. y C. S. Smith. 1983. Histological Techniques for Marine Bivalve Molluscs. NOAA Technical Memorandum NMFSF/NEC-25 Woods Hole, Massachusetts, USA.
- Ishiyama, V.; B. Shiga y C. Talledo. 1999. Biología reproductiva del pulpo *Octopus mimus* (Mollusca: Cephalopoda) de la región de ataruni, Arequipa, Perú. Rev. Peru. biol. 6(1): 110-122
- Kier W. M. y A. M. Smith. 1990. The Morphology and Mechanics of *Octopus* Suckers, Biol. Bull. 178: 126- 136.
- Kier W. M. y A. M. Smith. 2002. The Structure and Adhesive Mechanism of *Octopus* Suckers. Integr. Comp. Biol., 42:1146–1153.
- Kier W. M. and M. P. Stella. 2007. The Arrangement and Function of Octopus Arm Musculature and Connective Tissue. Journal of Morphology 268:831–843.
- Luna, G. L., 1968. Manual of Histologic staining methods of the Armed Forces Institute of Pathology. Tercera Ed. McGraw-Hill Book Co. New York: 258 pp.
- Mann T., A. W. Martin y J. B. Thiersch. 1970. Male Reproductive Tract, Spermatophores and Spermatophoric Reaction in the Giant Octopus of the North Pacific, *Octopus dofleini* martini. Proceedings of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences, Vol. 175, No. 1038: 31-61.
- Morales, E., 1973. Contribución al estudio de la morfología, estructura y anatomía microscópica de la región visceral de *Pteroctopus tetracirrhus* D. Ch. (Octopoda, Incirrata). Inv. Pesq. 37(2): 353-518.
- Ogura A., K. Ikeo and T. Gojobori. 2004. Comparative analysis of gene expression for convergent evolution of camera eye between Octopus and Human. Genome Res. 14: 1555-1561 doi: 10.1101/gr.2268104.

- Otero, J. , A. F. González, M. P. Sieiro y A. Guerra. 2007. Reproductive cycle and energy allocation of *Octopus vulgaris* in Galician Waters, NE Atlantic. *Fisheries Research* 85: 122-129.
- Pakard, A. y E. R. Trueman, 1974. Muscular activity of the mantle of *Sepia* and *Loligo* (Cephalopoda) during respiratory movements and jetting, and its physiological interpretation. *J. Exp. Biol.* 61: 411- 419.
- Pearce, L. T. and J. Zwaan. 1970. A light and electron microscopic study of cell behavior and microtubules in the embryonic chicken lens using Colcemid. *J. Embryol. Exp. Morph.* 23; 491-507.
- Pérez, C. M, D. A. López, K. Aguila y M. L. González. 2006. Feeding and growth in captivity of *Octopus Enteroctopus megalocyathus* Gould, 1852. *Aquaculture Research* 37: 550-555.
- Peterson, P. R. 1959. The anatomy and histology of the reproductive systems of *Octopus bimaculatus*. *Journal of Morphology.* 104: 61-87.
- Roger, T., J. Hanlon, W. Forsythe y K. M. Cooper, 1984. Fatal Penetrating skin ulcers in laboratory-reared Octopuses. *J. Invertebrate Pathology* 44: 67-83.
- Sheehan, D. y H. B. Hrapchak. 1980. *Theory and practice of histotechnology*, 2d Ed. Battelle Press, Ohio.
- Tansey, E. M. 1980. Aminergic Fluorescence in the Cephalopod Brain. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*,. 291: 127-145.
- Thompson, J. T. y J. R. Voight. 2003. Erectile tissue in an invertebrate animal: the *Octopus* copulatory organ. *J. Zool., Lond.* 261, 101–108.
- Thompson, J. T. y W. M. Kier. 2001. Ontogenetic changes in fibrous connective tissue organization in the oval squid, *Sepioteuthis lessoniana* Lesson, 1830. *Bioll. Bull.* 202: 136-153.
- Urs, R., F. Manns, A. Ho, D. Borja, A. Amelinckx, R. Jain, R. Augusteyn, J.M. Parel y J. Smith. 2009. Shape of the isolated ex-vivo human crystalline lens. *Vision Research* 49: 74–83
- Witmer, A. y A. W. Martin. 1973. The Fine Structure of the Branchial Heart Appendage of the Cephalopod *Octopus dofleini* Martini. *Z. Zellforsch.* 136: 545-568.

Yamamoto, T., K. Tasaki, Y. Sugawara, y A. Tonosaki, 1965. Fine structure of the octopus retina. The journal of Cell Biology.5: 345-359.

Young, J. Z. 1971. The anatomy of the nervous system of octopus. Oxford University Press: London. 1971.

Zamora C. M. y A. Olivares P. 2004. Variaciones Bioquímicas E. Histológicas Asociadas Al Evento Reproductivo De La Hembra De *Octopus Mimus* (Mollusca: Cephalopoda). Int. J. Morphol., 22(3):207-216.

Zampinghi, G., S. A. Simon, J. D. Robertson, T.J. McIntosh and M. J. Costello. 1982. On the structural organization of isolated bovine lens fiber junctions. The Journal of Cell Biology 93: 175-189.

Figura 1. Epitelios del manto. a, epitelio aboral de brazo; b, epitelio oral de la umbela; c, epitelio interno del manto; d, epitelio de las ventosas.

Figura 2. a, Sección de árbol branquial; b, sección de ramas blanqueales; c, detalle de sección lateral de las ramas blanqueales; d, ápice de rama branquial.

Figura 3. a, Epitelio bucal; b, epitelio del esófago; c, epitelio del buche; d, epitelio del estomago. Flechas capa protectora de quitina.

Figura 4. a, Ciego gástrico; b, detalle de surcos celulares; c, células con micro cilios del ciego gástrico; d, intestino proximal; e, asa del intestino, inserción detalle de micro cilios; f, Intestino distal nótese la diferente altura entre las caras del intestino y el epitelio micro ciliado, así como las vacuolas en la porción apical en el epitelio de mayor altura.

Figura 5. a, Sección transversal del oviducto distal; b, detalle de un pliegue del oviducto distal mostrando células glandulares el epitelio y un parásito posible Aplosporídeo; c, detalle de corte longitudinal de espermatoducto donde se aprecian numerosos parásitos no identificados; d , sección longitudinal de la porción terminal del intestino distal donde el epitelio columnar ha sido remplazado por un epitelio simple estratificado y se observa un engrosamiento del tejido muscular.

Figura 6. Endotelios. a, y f, Vena en glándula digestiva, endotelio simple; b y c, arteria en glándula digestiva y pared intestinal, endotelio cúbico simple, muscular; d y e, columnar ciliado del pico y rádula, respectivamente.

Figura 7. a, endotelio del ducto de la glándula de la tinta; b, endotelio del ducto de la glándula digestiva; c, endotelio interno de la aorta; d; endotelio interno del espermatoducto; e, endotelio del ducto de la glándula salival posterior.

Figura 8. a, Pared del buche, ;b, pared del corazón branquial; c, pared de la glándula de la tinta; d, espermatoducto; e, estomago; f, esófago.

Figura 9. a, Vista parcial de la masa bucal, al centro saco de la mandíbula; b, sección del corazón; c, estructura muscular de la aorta; d, detalle de musculatura estriada en la capa interna de la aorta; e, musculatura del arco cerebral periesofágico , f, detalle de la musculatura del arco cerebral periesofágico.

Figura 10. Musculatura. a, sección transversal del brazo; b, sección longitudinal del brazo; c, musculatura de fijación de las ventosas; d, detalle de ejes transversales del brazo; e, detalle de la musculatura radial de la ventoso; f, paquetes musculares del manto; g, detalle de los paquetes musculares del manto, nótese fibras musculares que van de la capa periférica a la central; h, estructura esponjosa del ectocotileo; i, detalle de la estructura esponjosa del ectocotileo, nótese abundante vascularización y fibras musculares dispersas.

Figura 11. a, glándula de la rádula; b folículos de la glándula de la rádula; c, folículos de la glándula del pico o mandíbula; d, glándula salival peribucal o anterior; e y f, detalle de los folículos de la glándula peribucal.

Figura 12. Glándula salival periesofágica o posterior. a, folículos y ductos salivales; b, detalle de folículo y corte transversal de ducto, nótese presencia de células ciliadas y glandulares; c corte longitudinal de ducto; d, presencia de parásitos apicomplexos en conectivo de la glándula salival; e, detalle de quistes de parásitos de apicomplexos.

Figura 13. a, Estructura de la glándula digestiva, sección posterior dorsal; b, estructura de la glándula digestiva y glándula de la tinta; c, glándula digestiva porción superior folículos pancreáticos, porción inferior folículos hepáticos, d, folículos hepáticos, e, glándula de la tinta, f, folículo pancreático.

Figura 14. Sistema circulatorio y excretor. a) Glándula branquial y riñón, b) glándula branquial, c) detalle de glándula branquial con , los puntos negros son posibles quistes de parásitos apicomplexos, d) estructura de la glándula pericárdica, a la derecha riñón, izquierda ramas osmoreguladoras.

Figura 15. Tracto reproductor Femenino. a, Glándula del oviducto; b, epitelio ciliado de la porción o glándula periférica; c, detalle del epitelio ciliado de la glándula periférica; d, oviducto y espermateca; e, detalle de la espermateca; f, fragmentos de espermatofo en la espermateca.

Figura 16. Ovogénesis inicial. a, Ovocitos en formación con ovocitos aun fijos a la pared del ovario; b y c; detalle de la fijación del ovocito al epitelio germinal; d, diversas etapas de maduración de los ovocitos; e; detalle de ovocito en fase II; f, epitelio de la porción no germinal de la gónada.

Figura 17. Tracto reproductor masculino. a, sacao espermatofórico o glándula nutricional; b y c, epitelio glandular del saco esepmatofórico; d, saco espermatofórico y secciones del canal espermático; e, glándula de Knidham; f, detalle de la glándula de Knidham; g y h, epitelio glandular del canal espermático

Figura 18. Desarrollo gonádico en machos. a, folículos inmaduros; b, detalle de espermatocitos en maduración; c y d, folículos en gametogénesis con gametos en diferentes estadios en capas concéntricas.

Figura 19. Anatomía del cerebro de *Octopus vulgaris* (tomado de Tansey, 1980). (art.ceph.l., arteria cerebral lateral; b.a., lóbulo basal anterior; b.d., lóbulo basal posterior; b.med., lóbulo basal medio; buc.p., lóbulo bucal posterior; buc.s., lóbulo bucal superior; c.opt.ven., cartilago craneal; fr.i., lóbulo frontal inferior; fr.s. lóbulo frontal superior; pe.l.p., lóbulo pedal lateral posterior; pe.p., lóbulo pedal posterior; subfr., lóbulo subfrontal; subv., lóbulo subvertical; tr.opt., tracto óptico; v., lóbulo vertical).

Figura 20. Tejido nervioso. a, Sección del lóbulo frontal ; b, Sección del lóbulo verical; c, a la izquierda se observan los lóbulos olfatorios, a la derecha el lóbulo bucal inferior; d, lóbulo inferior; e, lóbulo óptico; f, detalle de la estructura del lóbulo lateral.

Figura 21. Detalle de la porción central del lóbulo óptico; b, Corteza de lóbulo anterior; c, detalle de estructura neuronal de la corteza; d, detalle de la médula central del lóbulo anterior; e, detalle de estructura neuronal.; f, estructura de conectivo fibroso que amortigua al lóbulo óptico.

Figura 22. *a, Sección del cartilago cerebral; b, detalle de la estructura del cartilago celular; c, eje neural del brazo; d, detalle de la inervación muscular a partir del eje neural.*

Figura 23. Estructura del ojo. a, detalle de capa pigmentada en la unión entre la capa exterior e interior del ojo; b, glándula del ojo; c, estructura de la porción interna del ojo formada por tres capas; d, detalle de la capa interna; e, detalle de la capa intermedia; f, detalle de la capa externa; g, estructura de la retina; h, detalle de la retina.

Figura 24. Característica del cristalino. *A, vista de los cristales anterior y posterior del cristalino; b, núcleo del cristalino del lente interior, en la porción superior se observa la unión entre los lentes; c y d, estructura laminar concéntrica.*