

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS

"ESTUDIOS HISTOLOGICOS E HISTOQUIMICOS EN PECES DE LA COSTA BONAERENSE"



Autor: Alcira Ofelia Díaz.

Director: Dra. Adriana Lía Goldemberg.

Lugar de trabajo: Departamento de Biología. Facultad de Ciencias
Exactas y Naturales. Universidad Nacional de
Mar del Plata.

TESIS PARA OPTAR AL TITULO DE DOCTOR EN CIENCIAS VETERINARIAS

1987

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

Presidente

Dr. ANGEL LUIS PLASTINO

Vice Presidente

Ing. OMAR ALFREDO IGLESIAS

Secretario General

Ing. MARCELO RASTELLI

Secretario de Asuntos Académicos

Lic. JULIO CESAR BARANDIARAN

Secretario de Asuntos Jurídico-Legales

Dra. TERESA EDITH BENGARDINI

Secretario de Asuntos Económico-Financieros

Cr. ALDO HUGO ROSSI

Secretaria de Ext. Cultural y Difusión

Prof. SILVIA KNIGHT DE CARRIQUIRIBORDE

Guardasellos

Ing. Agr. ANDRES RINGUELET

Prosecretario General

Dr. GUILLERMO PABLO CASTELLARI.

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS

Decano

Méd.Vet.HORACIO N.GARCIA VALENTI

Vice-Decano

Dr.JORGE O.ERRECALDE

Secretario de Asuntos Académicos

Méd.Vet.ANDRES BALDO

Secretario de Supervisión Administrativa

Dr.JORGE OMAR KOLEFF

Directora de Enseñanza

Sra.CLELIA GIUFFRE

Directora de Biblioteca

Sra. ANA M.BERNARDI

DOCTORADO EN CIENCIAS VETERINARIAS

Cátedras

Profesores

Primer Año

| | |
|------------------------------|------------------------|
| Anatomía Descriptiva | Dra. Cristina Alonso. |
| Histología y Embriología | Dr. Julio Ottino. |
| Introducción a la Bioquímica | Dr. Angel Catala. |
| Introducción a la Biofísica | Dr. Miguel Angel Noia. |

Segundo Año

| | |
|----------------------|-----------------------------|
| Anatomía Comparada | Dra. Cristina Alonso. |
| Patología General | Dr. Alcides A. Martin. |
| Fisiología | Dr. Edmundo Rojas. |
| Microbiología | Dr. Juan Martino. |
| Genética y Biometría | Dr. Indalecio R. Quinteros. |

Tercer Año

| | |
|---------------------------------------|------------------------|
| Anatomía y Fisiología Patológica | Dr. Alcides A. Martin. |
| Semiología y Propedéutica | Dr. Jorge Andreatta. |
| Farmacología, Farmacot. y Terapéutica | Dr. Jorge Errecalde. |
| Medicina Operatoria | Dr. Pablo Videla. |
| Parasitología y Enf. Parasitarias | Dr. Eugenio Brandetti. |
| Zootecnia Gral y Agrostología C/A. | Dra. Liliana Lagreca. |

Cuarto Año

| | |
|-------------------------------------|-------------------------|
| Zootecnia Especial I Parte (O.S.C.) | Dr. Eduardo Marotta. |
| Zootecnia Especial II Parte (B.E.) | Dr. Benjamín Rodríguez. |
| Zootecnia Especial III Parte (A.P.) | Dr. Rodolfo Perotti. |
| Economía Agraria | Dr. Erico Panzoni. |
| Enfermedades Infecciosas | Dr. Enrique Fernández. |
| Patología Médica | Dr. Fortunato Iseas. |
| Patol. Quirúrgica y Podología | Dr. Francisco Boccia. |
| Patol. de Aves y Pilíferos. | Dr. Néstor Menéndez. |

Quinto Año

| | |
|--|-----------------------------|
| Tecnología y Sanidad de los Alimentos | Dr. María del A. Pennimpede |
| Higiene, Epidemiología y Salud Pública | Dr. Emilio Gimeno. |
| Inmunología General Aplicada | Dr. Enrique Pennimpede. |
| Reproducción Animal. | Dr. Jorge Ostrowski. |
| Clínica de Pequeños Animales | Dra. Lydia Pracca. |
| Clínica de Grandes Animales | Dr. Juan F. Renner. |

CARRERA DEL DOCTORADO EN BACTERIOLOGIA CLINICA E INDUSTRIAL

| | |
|-------------------------------|--|
| Parasitología Comparada | Bact. Raquel Feldman.Prof.adj. a c/c. |
| Micología Médica e Industrial | Dr. E.Reinoso. Prof. Adj. a c/c. |
| Bioestadística | Dra. A. Jensen. Prof. tit. |
| Animales de Laboratorio | Dra. C. Carbone Prof.adj. a c/c. |
| Microbiología Especial | Bact. C.Tesoriero. Prof.adj. a c/c. |
| Inmunología I Parte. | Dr. E. Pennimpepe Prof.tit. int. |
| Inmunología II Parte. | Dr. C. Gomez Prof.adj. a c/c. |
| Genética Microbiana. | Dra. G. de Antoni. Prof. tit. |
| Física y Química Aplicada | Dr. J. Carroza. Prof. tit. int. |
| Análisis Clínico I y II | Dr. N. Argeri. Prof. tit. int. |
| Salud Pública | Dr. O. Martino. Prof. tit. |
| Virología | Dra. M. Etcheverrigaray.Prof.adj.int.c/c |
| Microbiología Aplicada | Dra. Marta Tobia. Prof. adj. a c/c. |

A mi esposo

A mi hijita

AGRADECIMIENTOS.

A la Dra. A.Lía Goldemberg, directora de este trabajo, por su constante interés en mi formación científica, sus consejos, sus enseñanzas y fundamentalmente por su inagotable paciencia. A ella mi más profundo y sincero agradecimiento.

Al Departamento de Biología.

Al Dr. Julio F. Ottino, que como asesor científico de este trabajo me brindó su apoyo y estímulo constante.

Al Coordinador del Departamento de Biología, Dr. Luis Patronelli, por facilitarme los medios para el mecanografiado de este trabajo.

A la Dra. Alicia Flamini, que con su amistad y generosidad contribuyó a que se llevara a cabo la presente tesis.

A las Licenciadas Lidia Paron, Nora Vernerí y Viviana De Vincenti, por su ayuda, por los gratos momentos compartidos, en fin, por haberme enriquecido con su amistad.

A las ayudantes Licenciada Mariana Marcangeli y Gladys Petcoff, por el cariño y apoyo que me brindaron en todo momento.

A la Licenciada Natalia Blanchod por su colaboración.

A la Licenciada Elsa Barahona por sus oportunos consejos y por su comprensión.

A la Comisión de Investigaciones Científicas de la Pcia. de Bs.As. por haberme otorgado las Becas y facilitado los medios necesarios para esta investigación.

No quiero dejar de agradecer a todos aquellos compañeros que con su amistad y estímulo me ayudaron a seguir adelante.

INDICE.

| | |
|-----------------------------|-------|
| - LISTA DE TABLAS. | . xii |
| - LISTA DE FIGURAS. | xiii |
| - LISTA DE FOTOS. | xiv |
| INTRODUCCION. | 1 |
| MATERIALES Y METODOS. | 6 |
| Material para histología. | 7 |
| Fijación. | 7 |
| Inclusión en parafina. | 7 |
| Coloraciones. | 8 |
| Material para histoquímica. | 9 |
| P.A.S. | 10 |
| A.B.P.A.S. | 10 |
| Azul de Toluidina. | 10 |
| Sudan IV. | 11 |
| Fosfatasa ácida. | 11 |
| Fosfatasa alcalina. | 11 |
| Hemateína ácida. | 12 |
| Fast Green. | 12 |
| - SISTEMA DIGESTIVO. | 13 |
| - Introducción. | 13 |
| - Resultados. | 15 |
| - Tracto digestivo. | 15 |
| - Cavidad buco-faríngea. | 15 |
| - Lengua. | 17 |
| - Esófago. | 18 |
| - Estómago. | 19 |
| Intestino. | 22 |

| | |
|--|----|
| - Ciegos pilóricos. | 23 |
| - Discusión. | 25 |
| - GLANDULAS DIGESTIVAS ANEXAS. | 42 |
| Hígado. | 42 |
| - Introducción. | 42 |
| Resultados. | 44 |
| Hígado de merluza. | 44 |
| - Hígado de corvina. | 45 |
| - Vesícula biliar. | 46 |
| - Páncreas. | 47 |
| - Introducción. | 47 |
| - Resultados. | 47 |
| Páncreas de merluza. | 47 |
| - Páncreas de corvina | 49 |
| - Discusión. | 51 |
| SISTEMA RESPIRATORIO. | 60 |
| - Introducción. | 60 |
| - Resultados. | 62 |
| Branquias de merluza y corvina. | 62 |
| - Laminillas branquiales. | 63 |
| Irrigación. | 64 |
| - Discusión. | 66 |
| VEJIGA NATATORIA. | 75 |
| - Introducción. | 75 |
| - Resultados. | 77 |
| Vejiga natatoria de merluza y corvina. | 77 |
| - Discusión. | 80 |
| SISTEMA EXCRETOR. | 87 |
| - Introducción. | 87 |

| | |
|---------------------------------|-----|
| Resultados. | 90 |
| - Riñón opistonéfrico. | 90 |
| - Corpúsculo renal. | 90 |
| - Túbulo renal. | 92 |
| - Segmento del cuello. | 92 |
| - Primer segmento proximal. | 92 |
| Segundo segmento proximal. | 92 |
| - Segmento distal. | 93 |
| - Ducto colector. | 93 |
| - Ducto opistonéfrico. | 94 |
| - Tejido linfomieloide. | 94 |
| - Tejido interrenal y cromafin. | 95 |
| Tejido interrenal. | 95 |
| - Tejido cromafin. | 96 |
| - Corpúsculos de Stannius. | 96 |
| - Discusión. | 98 |
| - BIBLIOGRAFIA. | 111 |

LISTA DE TABLAS

| | |
|--|-----|
| I- Estudios histoquímicos en lengua (merluza y corvina). | 32 |
| II- Estudios histoquímicos en cavidad bucal-faríngea (merluza y corvina). | 33 |
| III- Estudios histoquímicos en esófago (merluza y corvina). | 34 |
| IV- Estudios histoquímicos en estómago (merluza y corvina). | 35 |
| V- Estudios histoquímicos en intestino (merluza y corvina). | 36 |
| VI- Estudios histoquímicos en hígado (merluza y corvina). | 56 |
| VII- Estudios histoquímicos en branquias (merluza y corvina). | 70 |
| VIII- Estudios histoquímicos en vejiga natatoria de merluza. | 83 |
| IX- Estudios histoquímicos en vejiga natatoria de corvina. | 84 |
| X- Estudios histoquímicos en riñón. (merluza y corvina). | 105 |

LISTA DE FIGURAS.

- | | |
|--|----|
| 1- Representación esquemática de los patrones de organización del parénquima hepático. | 55 |
| 2- Representación esquemática del arco branquial. | 69 |

LISTA DE FOTOS.

| | |
|--|-----|
| 1- Faringe de merluza. H.E. 125X. | 37 |
| 2- Lengua de merluza. H.E. 250X. | 38 |
| 3- Esófago de merluza. Tricrómico de Mallory 125X. | 39 |
| 4- Estómago fúndico de merluza. Tricrómico de Mallory. 250X. | 40 |
| 5- Intestino rectal de merluza (detalle) P.A.S. 504X. | 41 |
| 6- Hígado de merluza. H.E. 250X. | 57 |
| 7- Hígado de corvina. H.E. 200X. | 58 |
| 8- Páncreas de merluza. H.E. 125X. | 59 |
| 9- Branquias: arco branquial de corvina. Tricrómico de Masson. 200X. | 71 |
| 10- Branquias: arco branquial y filamentos de corvina. Tricrómico de Masson 250X. | 72 |
| 11- Branquias de merluza: corte transversal de un filamento. H.E. 250X. | 73 |
| 12- Branquias de merluza: detalle de laminillas secundarias. H.E. 800X. | 74 |
| 13- Vejiga natatoria de corvina. H.E. 250X. | 85 |
| 14- Vejiga natatoria de merluza. Tricrómico de Masson. 504X. | 86 |
| 15- Riñón opistonéfrico de corvina. H.E. 200X. | 106 |
| 16- Riñón de merluza. A.B.P.A.S. 250X. | 107 |
| 17- Riñón de merluza. H.E. 504X. | 108 |
| 18- Riñón de merluza. H.E. 312X. | 109 |
| 19- Riñón de merluza: Corpúsculos de Stannius. P.A.S. 100X. | 110 |

INTRODUCCION.

En la actualidad los peces óseos son el mayor grupo de animales vertebrados vivos, tanto por el número de individuos como por el número de especies. Se encuentran presentes en todo el planeta en aguas dulces y saladas.

En la República Argentina Merluccius hubbsi (merluza) y Micropogonias furnieri (corvina rubia) son dos especies marinas comercialmente importantes. En la pesca de altura la merluza constituye la especie de mayor importancia económica.

La merluza se distribuye en el Atlántico Sudoccidental desde los 34° hasta los 55° L.S. aproximadamente y desde la costa (en aguas patagónicas) hasta los 800m de profundidad. Desde el punto de vista ecológico es una especie demersal pelágica, habitante de aguas templado frías. El régimen alimentario es el de un pez carnívoro predador. Esta especie se caracteriza por realizar desplazamientos de gran amplitud tanto en el plano vertical como en el horizontal. (Angelescu et al., 1959).

La corvina es un pez costero demersal, de mares cálidos y templados. Se extiende hasta los 200m de profundidad sobre la plataforma continental, desde el sur de Brasil, 23°L.S.

hasta el norte de la Patagonia, 41°L.S. (López, 1963). Es un pez nadador nerfítico. El régimen alimentario es el de un pez omnívoro; su espectro trófico es amplio y está compuesto fundamentalmente por grupos bentónicos. (Di Bussolo, 1984).

La ubicación taxonómica de cada especie es:

Clase Osteichthyes.
Subclase Actinopterygii.
Infraclasse Teleostei.
Division III.
Superorden Acanthopterygii.
Orden Gadiformes.
Suborden Gadoidei.
Familia Merlucciidae.
Especie Merluccius hubbsi.

Clase Osteichthyes.
Subclase Actinopterygii.
Infraclasse Teleostei.
Division III.
Superorden Acanthopterygii.
Orden Perciformes.
Suborden Percoidei.
Familia Scianidae.
Especie Micropogonias furnieri.

El presente trabajo tiene por finalidad caracterizar las estructuras histológicas e histoquímicas normales de

los sistemas digestivo, respiratorio y urinario en Merluccius hubbsi (merluza) y Micropogonias furnieri (corvina rubia).

Como antecedentes de la investigación histológica en merluza destacamos los trabajos sobre anatomía microscópica del ovario de esta especie. Christiansen (1971) describió el ciclo del ovario sirviendo para establecer relaciones entre madurez, alimentación e índice hepático (Christiansen y Cousseau, 1971). Ciechowski (1967) realizó estudios en el modo de maduración de los ovocitos, su número en los ovarios de hembras de diferentes tallas y edades, carácter del desove y la duración del período de reproducción.

Christiansen (1982) correlacionó el número de fibras musculares blancas con la identificación de los diferentes grupos de merluzas presentes en la plataforma argentina.

Aunque no presentan un enfoque microscópico son trabajos clásicos los efectuados por Angelescu et al. (1959) sobre la biología y taxonomía de la merluza del Mar Argentino y sobre la alimentación de la misma especie en época invernal (Angelescu y Cousseau, 1969).

Destacamos también, los trabajos sobre biología general de la corvina realizados por Haimovici (1974, 1977).

El estudio histológico en el sistema digestivo de otros peces ha mostrado diferencias microscópicas con los mamíferos, como ser la ausencia de glándulas de Brunner en el intestino (Khanna y Mehrotra, 1971) y también diferencias entre especies, por ejemplo la presencia de glándulas en el esófago (Geistdoerfer, 1974). Por otro lado se han encontrado relaciones entre los hábitos alimenticios y caracte-

rísticas del aparato digestivo (Suyehiro, 1942; Al-Hussaini, 1949 a y b; Khanna y Mehrotra, 1971; Kapoor et al., 1975; Sis et al., 1979 y otros).

La arquitectura de las branquias ha atraído la atención de investigadores como Hossler et al. (1979 I y II), Rajbanshi (1977). La estructura básica de las branquias de la mayoría de las especies estudiadas tienen un patrón común. Las variaciones que presentan son morfométricas y pueden estar correlacionadas, según Hossler et al (1979 I) con el modo de vida del pez, o de acuerdo con Muir (1970) con factores filogenéticos. Existen estudios como los de Morgan (1974), Lewis (1979), Boyd et al. (1980) y Hughes y Mittal (1980) sobre la ultraestructura de las branquias en diferentes teleósteos.

La vejiga natatoria por otro lado, ha sido intensamente investigada desde los primeros trabajos de Fange (1953) sobre los mecanismos de transporte gaseoso, Kuhn et al. (1963) sobre secreción y reabsorción de gas pasando por aspectos fisiológicos, Alexander (1966), hasta llegar a la citoquímica y ultraestructura (Morris y Albright, 1979).

En el sistema excretor los estudios realizados abarcan aspectos parciales de la histología de diferentes especies de peces. Así las nefronas son analizadas por Kendall y Hinton (1974), Georgi y Beedle (1978), Groman (1982), etc. Se estudian las variaciones en la morfología de los corpúsculos renales de especies de agua dulce y salada (Colville et al., 1983). Las células yuxtglomerulares fueron investigadas en varias especies por Oguri y Sokabe (1974) y Oguri (1980 a y b).

En cuanto al tejido linfomieloide del riñón se ha determinado el desarrollo filogenético de los centros melanomacrófagos (Agius, 1980) y también el efecto del ayuno sobre esos centros en especies tanto de agua salada como dulce (Agius y Roberts, 1980).

Los estudios histológicos en el tejido endócrino renal van desde Nandi (1962) que clasificó de acuerdo a su ubicación al tejido interrenal a estudios histoquímicos en el mismo tejido (Yoakim y Grizzle, 1980) y ultraestructura de los tipos celulares de los corpúsculos de Stannius (Bonga et al., 1980).

Coincidimos con Felix Mainx (1957) en que: " no existe en biología una delimitación entre el punto de vista morfológico y los otros puntos de vista. Los más simples datos descriptivos señalan a menudo la función del órgano u otras relaciones fisiológicas. Todo dato anatómico y especialmente histológico y citológico, es, en alguna medida, anatómico funcional y así lleva a la fisiología o constituye su fundamento. El punto de vista morfológico tiene relaciones particulares con los problemas pertenecientes a la sistemática y a la evolución ".

Por lo tanto el objetivo de esta investigación, dirigido a estudiar las estructuras histológicas e histoquímicas normales de merluza y corvina, es un paso necesario para conocer la relación estructura-función y la histología comparada en estos peces.

MATERIALES Y METODOS.

Los ejemplares de Merluccius hubbsi fueron capturados en la plataforma argentina, el material fue fijado a bordo o mantenido en hielo desde su captura hasta su llegada al laboratorio.

Los ejemplares de Micropogonias furnieri fueron obtenidos en los espigones de Punta Iglesias y Playa Popular de la ciudad de Mar del Plata (pesca deportiva) y transportados al laboratorio dentro de las cuatro horas de su captura. Las corvinas vivas fueron sacrificadas por desmedulación (Amlacher, 1964).

En total se examinaron 80 ejemplares de Merluccius hubbsi y 40 de Micropogonias furnieri. El peso promedio para merluza fue de 576 ± 137 gr. y la talla de $43 \pm 3,8$ cm. En corvina el peso fue de 720 ± 110 gr. y la talla de $42 \pm 2,4$ cm.

Material para histología.

Fijación.

Las muestras fueron fijadas en formol cálcico al 10%, líquido de Bouin o Sanfelice.

Tiempos óptimos de fijación utilizados:

- a) formol cálcico 10%: 24 a 48 hs.
- b) Bouin: 3 a 24 hs.
- c) Sanfelice: 3 hs.

Las muestras fijadas a bordo con Bouin fueron lavadas en agua corriente por 4 hs y en 5 cambios de agua destilada (Love y Lavety, 1977). En el caso del Sanfelice, una vez fijadas las muestras se lavaron por 15 hs en agua corriente (Bello et al., 1981), es de destacar que este fijador se probó para muestras de órganos con músculo estriado no hallándose ventajas en su utilización.

Inclusión en parafina.

Deshidratación: con alcohol etílico de graduación creciente.

- a) alcohol 70°: dos cambios de 6 hs cada uno.
- b) alcohol 96°: dos cambios de 12 hs cada uno.
- c) alcohol 100°: dos cambios de 3 hs cada uno.

Aclaración: con xilol, dos baños de 1 a 3 hs cada uno.

Penetración de la parafina:

- a) parafina 42-44°C: 3 hs.
- b) parafina 56-58°C: dos cambios de 2,30 a 5 hs cada uno.

Los tiempos sufrieron pequeñas variaciones de acuerdo al tamaño de las muestras.

Las muestras se cortaron con micrótomos: a) tipo Minot y b) de deslizamiento. En ambos casos los cortes se hicieron de 3 a 5 micrones.

Coloraciones.

Los cortes fueron teñidos con las siguientes coloraciones (Herrero, 1954; Humason, 1962; Martoja y Martoja-Pierson, 1970; Di Fiore, 1984; Bassi et al., 1984):

1) Hematoxilina y eosina: que permite observar núcleos violetas (basófilos) y citoplasma rosado (acidófilo).

2) Tricrómico de Masson: que da como resultado: núcleos color azul negruzco, citoplasma rojo, fibras colágenas verdes, mucina verde y músculo rojo.

3) Tricrómico modificado de Masson: permite observar núcleos azul oscuro, músculo y elastina rojo, fibrina y calcio púrpura, cartilago hialino azul pálido, colágeno y mucus azul verdoso.

4) Tinción de Heindenhain Azan Mallory: permite observar núcleos color rojo, fibras colágenas y reticulares azul claro, citoplasma basófilo azul claro, citoplasma acidófilo rojo anaranjado y células cromofobas poco coloreadas o gris claro.

5) Tricrómico de Mallory: que da: núcleos, citoplasma, músculo, axones y la fibrina en distintos tono de rojo; las fibras colágenas y reticulares de azul; sustancia fundamental del conectivo azul; los hematíes amarillos; fibras elásticas

de rojo pálido o amarillo y el mucus de azul.

6) Técnica de orceína: para fibras elásticas que se tiñen de color pardo rojizo.

7) Impregnación argéntica de Gomori: para fibras reticulares que se tiñen de color negro con esta técnica.

Material para histoquímica.

Para realizar las reacciones histoquímicas se efectuaron cortes del material en un crióstato marca Cryocut II American Optical. Los cortes fueron de 10 a 15 micrones de espesor.

Las piezas fueron previamente sumergidas en nitrógeno líquido y mantenidas a -20°C aproximadamente. Este proceso tiene por finalidad obtener un congelado rápido que evite la formación de cristales de hielo que dañan las estructuras (Bello et al., 1981).

Las técnicas histoquímicas llevadas a cabo fueron:

| TECNICA | Para evidenciar |
|--|--|
| Acido peryódico de Schiff (P.A.S.). | polisacáridos. |
| Alcian Blue (A.B.) | mucopolisacáridos ácidos y sulfatados. |
| P.A.S.A.B. | |
| Azul de Toluidina. | metacromasia. |
| Sudan IV | lípidos. |
| Fosfatasa ácida | lisosomas. |

| | |
|--------------------|------------------------|
| Fosfatasa alcalina | membranas plasmáticas. |
| Hematefina ácida | fosfolípidos. |
| Fast Green | proteínas básicas. |

P.A.S.: es el test histoquímico para los hidratos de carbono. Los glúcidos y glucoproteínas se tiñen de rojo o rojo-púrpura con esta reacción (Chayen et al., 1973).

Se realizaron dos tipos de controles:

- a) control de la identificación de glucógeno (Martoja y Martoja Pierson, 1970): digestión por la ptialina.
- b) acetilación (Chayen et al, 1973): la acetilación bloquea las funciones 1-2 glicol e hidroxiamino primarias. De esta forma, pierden su reactividad al P.A.S. las estructuras que tienen estas funciones.

Alcian Blue (Martoja y Martoja Pierson, 1970; Chayen et al., 1973): a pH 2,5. Los mucopolisacáridos ácidos se colorean de azul con esta técnica.

Azul de Toluidina (Chayen et al., 1973; Humason, 1962): son colorantes metacromáticos aquellos que son capaces de virar su color y teñir a determinadas sustancias de un color diferente. La metacromasia es función del colorante empleado en relación con una sustancia capaz de ponerla de manifiesto. Los mucopolisacáridos ácidos se tiñen metacromáticamente.

Los principales colorantes metacromáticos son los

colores básicos de anilina del grupo de las tiazinas cuyas soluciones tiñen color azul o violeta y tiñen metacromáticamente de rojo.

El azul de toluidina es un colorante catiónico y se une a los sitios aniónicos. Si estos sitios aniónicos están bastante próximos entre sí, como en los polímeros polianiónicos, se agregan las moléculas del colorante. Su interacción sobre la superficie del polianión produce el desplazamiento en el espectro de absorción que crea el efecto metacromático.

No es una verdadera reacción histoquímica, sino solo una indicación de la existencia de mucopolisacáridos ácidos. A pH 5,6 se tiñen metacromáticamente polímeros ácidos con grupos carboxilos que a pH 4,2 dejan de reaccionar; a pH 4,2 se tiñen los grupos fosfatos.

Sudan IV (Martoja y Martoja Pierson, 1970): los lípidos se colorean de rojo. Se realizaron blancos con acetona.

Fosfatasa ácida: se utilizó el método de fosfato de plomo de Gomori modificado (Bitensky, 1962).

Se realizaron los blancos con fluoruro de sodio y sin sustrato. Como testigos se usaron riñones de laucha.

La actividad de la enzima se observa por depósitos negros o marrón negruzcos de sulfuro de plomo.

Fosfatasa alcalina: se usó el método de Gomori-Takamatsu modificado por Butcher y Chayen (1966 a).

La actividad de la enzima es mostrada por un precipi-

tado negro de sulfuro de cobalto.

En los blancos se reemplazó el glicerosfosfato de sodio por agua destilada.

Hematefina ácida (Baker, 1946): los fosfolípidos se colorean de azul.

Se utilizó la brominación como blanco de esta técnica histoquímica.

Fast Green (Chayen et al., 1973): las proteínas básicas se colorean de verde o verde azulado.

Como blancos se usó el método de de-aminación con ácido clorhídrico y nitrito de sodio.

Las fotografías fueron tomadas con película Fujicolor de 100 ASAS, en un microscopio Leitz NU2 Jena con disparador automático. Los filtros empleados fueron: C 311 y W 301.

SISTEMA DIGESTIVO.

Introducción.

Es sin lugar a dudas el sistema digestivo uno de los aspectos más estudiados de la histología de los peces. Estudios anatómicos e histológicos han sido realizados por Harder (1975) y por Anderson y Mitchum (1974) respectivamente. Al-Hussaini (1949 a y b), Geistdoerfer (1974), Kapoor et al. (1975) han estudiado la relación entre el aparato digestivo y sus hábitos alimentarios en diferentes teleósteos.

El sistema digestivo en los teleósteos tiene dos unidades funcionales: 1) un tracto alimentario que sirve para la asimilación de los nutrientes y 2) órganos extramurales que funcionan en el procesamiento de las sustancias orgánicas e inorgánicas contenidas en el tracto alimentario. (Geneser, 1986).

La estructura macroscópica e histológica del tracto digestivo varía con la función, por lo que se lo divide en una serie de secciones: boca, faringe, esófago, estómago e intestino. Las glándulas digestivas anexas están ubicadas fuera de la pared del tracto digestivo, pero están desarrolladas a partir de su revestimiento epitelial, por lo que tienen conductos excretorios que terminan en el tracto digestivo. Comprenden el hígado, el páncreas y la vesícula biliar que está relacionada con el sistema excretor del hígado.

Al igual que en el resto de los vertebrados la porción inicial del tubo digestivo -boca y parte superior de la faringe- y su estructura parietal varía, mientras que la porción del

esófago al ano, llamada canal alimentario, en mayor grado es un tubo con características histológicas comunes. Por ello la descripción del tracto digestivo se divide en tres secciones: a) cavidad buco-faríngea incluyendo la lengua, b) tracto esófago-gastro-intestinal y c) páncreas e hígado con vesícula biliar.

La corvina es un pez de dieta omnívora y si bien no siempre es posible relacionar los hábitos alimenticios del pez con la morfología del tracto alimentario, en el caso que nos ocupa es típico de la mayoría de los omnívoros: boca pequeña, esófago corto, estómago de tipo cecal, intestino relativamente largo con apéndices pilóricos.

El canal alimentario de la merluza refleja su condición de pez carnívoro, presenta una boca grande, cavidad bucal y faríngea también amplia, esófago corto expandible, un estómago largo y una sección intestinal relativamente corta.

Como en las otras clases de vertebrados las cuatro capas comunes al tracto digestivo desde el lumen a la periferia son: mucosa, submucosa, muscular y adventicia o serosa. (Bargmann, 1981).

Debido a que ambas especies poseen en gran medida características histológicas similares, se describirán en forma conjunta, haciendo resaltar los caracteres diferenciales. En cambio, en glándulas anexas como hay mayores diferencias, el análisis histológico se hará para cada especie separadamente.

Resultados.

Tracto digestivo.

Cavidad buco-faríngea.

La cavidad oral es muy diferente anatómicamente de la faringe, ya que esta última está rodeada lateralmente por las hendiduras branquiales. Sin embargo histológicamente son similares, presentan: a) mucosa, b) submucosa, c) muscular y d) adventicia.

La estructura histológica de la cavidad buco-faríngea de la merluza y la corvina es muy similar.

La mucosa tiene pliegues primarios y secundarios y está revestida por un epitelio estratificado de gran espesor similar a aquel que cubre la superficie externa del cuerpo y que forma pliegues terciarios. (Foto 1).

La presencia de numerosas células caliciformes se hace evidente a lo largo de la mucosa. Con la técnica de P.A.S. se determinó la existencia de dos tipos celulares: el tipo A y el tipo B. El tipo A es P.A.S. positivo y está ubicado en la porción apical del epitelio. El tipo B es P.A.S. levemente positivo y se encuentra en las capas más internas del epitelio. Estas células mostraron metacromasia con el Azul de toluidina a pH 4,2 y 5,6.

Se encuentran corpúsculos gustativos entre las células epiteliales de toda la cavidad buco-faríngea. Se hallan en mayor número en la corvina. Como en el resto de los vertebrados se describen en su estructura dos tipos celulares: sensoriales

y de soporte. (Foto 10),

La capa germinativa del epitelio se caracteriza por su gran actividad de fosfatasa alcalina. Hay asimismo gran actividad de fosfatasa ácida en la zona de la membrana basal.

El epitelio apoya sobre una lámina propia de tejido conjuntivo denso, con fibras que se ubican en forma paralela al mismo.

La mucosa carece de muscular de la mucosa pero igualmente se hace evidente una submucosa bien definida.

La submucosa está formada por tejido conjuntivo con abundantes fibras y vasos sanguíneos. Es de destacar la presencia de numerosos melanóforos en el conectivo. (Foto 1).

La capa muscular está constituida por fascículos de músculo estriado dispuesto en forma entremezclada y separados por tejido conjuntivo. Se evidenció la presencia de distintos tipos de fibras musculares estriadas. Se pusieron de manifiesto los lípidos de las fibras musculares y del tejido conjuntivo que las separa (Sudan IV).

La adventicia es la capa externa de tejido conjuntivo laxo, sumamente innervado e irrigado y muy rico en células adiposas.

Un tipo celular especial llamado células "rodlet" (Groman, 1982; Yasutake y Wales, 1983) o células en forma de "pera" (Hirji y Courtney, 1979) o "kolbenzellen" (Al-Hussaini, 1949) se encontró en el tejido conjuntivo de la cavidad buco-faríngea de la corvina. Se ubicaron, también en el resto del tubo digestivo, en branquias, en vejiga natatoria, en riñón y en bazo. Son células grandes redondeadas, con numerosos gránulos en su citoplasma y con núcleo central bien evidente. Los gránulos son P.A.S. negativos y se colorean de rojo con Tricrómico

de Gomori. Las células "rodlet" no se encontraron en merluza.

Lengua.

En contraste con los vertebrados superiores la lengua de los peces no es móvil por si misma, carece de fibras musculares estriadas y se mueve solo cuando lo hace el esqueleto visceral subyacente.

La mucosa presenta un epitelio estratificado escamoso de espesor variable, oscilando el número de capas entre 7 y 30.(Foto 2).

A diferencia de la lengua de los mamíferos, carece de papilas gustativas, pero sí se observan corpúsculos gustativos entre las células epiteliales, células caliciformes y células "sustancia alarma". Las células "sustancia alarma" son células grandes de forma esférica, con núcleo de ubicación central, se hallan entre las células epiteliales de la mucosa. Nunca se encuentran en la superficie y el contenido que poseen solo lo liberan cuando el epitelio es dañado.

Las células caliciformes mostraron positividad al P.A.S..

El epitelio apoya en una membrana basal con fuerte reacción positiva a la fosfatasa ácida. Por debajo encontramos el corión o lámina propia de tejido conjuntivo denso, formado por fibras colágenas y elásticas con disposición paralela al epitelio. Luego encontramos una capa de tejido conjuntivo areolar laxo que rodea a los elementos de cartílago hialino que forma parte del tejido esquelético de sostén del órgano.

Todas las variedades de tejido conjuntivo mostraron metacro-

masia (Azul de Toluidina pH 4,2 y 5,6 y Alcian Blue).

Esófago.

El esófago es corto y presenta repliegues primarios, secundarios y terciarios, lo que permite que la mucosa se expanda en el momento de la deglución.

La túnica mucosa es continuación de la de la faringe. La lámina epitelial de la túnica mucosa se compone de epitelio estratificado escamoso con abundantes células caliciformes. Siendo esta quizás la característica más significativa que nos permite hacer el diagnóstico diferencial con el esófago del resto de las clases de vertebrados. Encontramos los dos tipos de células caliciformes A y B; los cuales se colorean de forma manifiesta con el P.A.S. (Foto 3).

En la porción craneal del esófago hay numerosos corpúsculos gustativos entre las células epiteliales.

La membrana basal demostró escasa actividad de transporte (fosfatasa alcalina) lo que indudablemente guarda relación con la fisiología del órgano.

En la corvina la lámina propia está constituida por tejido conjuntivo denso con fibras que se disponen en forma paralela al epitelio solo por debajo de este. Además de las células conjuntivas comunes hay numerosos linfocitos.

En merluza no existe una verdadera lámina propia y está reemplazada por el estrato compacto de la submucosa rico en melanóforos y linfocitos. (Foto 3).

La muscular de la mucosa marca una diferencia entre las dos especies; en la corvina se presenta -pese a no ser continua- en forma evidente; la merluza, en cambio, carece de esta capa.

La muscular está muy desarrollada y está formada por dos capas de músculo estriado: una externa circular y una interna longitudinal dispersa en fascículos entre el conjuntivo de la submucosa. (Foto 3).

Rodeando la capa muscular se encuentra una banda serosa conjuntiva, que cambia anteriormente a una adventicia de tejido conjuntivo areolar cerca de la faringe.

La pared de los dos esófagos presenta coloración negra debido a la presencia de melanóforos esencialmente en el corión y en el conjuntivo intermuscular. En corvina se hace evidente la presencia de células "rodlet" en el tejido conjuntivo.

Estómago.

Al igual que el esófago, el estómago de merluza y corvina presenta pliegues muy marcados principalmente ubicados en sentido longitudinal, los cuales permiten la distensión en ancho del órgano al producirse la ingestión del alimento. Desde el punto de vista morfológico, merluza y corvina presentan estómago de tipo ciego.

El estómago posee las cuatro capas básicas del sistema digestivo: mucosa, submucosa, muscular y serosa. Las tres porciones del estómago presentan repliegues primarios y secundarios. La porción cardíaca y la fúndica poseen glándulas con caracte-

rísticas histológicas comunes. La porción pilórica carece de glándulas.

La túnica mucosa es gruesa, en estado fresco forma numerosos pliegues que desaparecen cuando el órgano se llena. Está formada por un epitelio de revestimiento y glándulas en la lámina propia.

El epitelio de revestimiento es simple y se invagina formando fositas o criptas gástricas. Está integrado por células cilíndricas con núcleos ovales en el tercio inferior. El citoplasma apical de las células está lleno de gránulos de mucígeno que se coloran con P.A.S. y también dan metacromasia con Azul de Toluidina: leve a pH 5,6 y marcada a pH 4,2. El epitelio superficial, es entonces al igual que en los mamíferos, un epitelio secretor.

Las células columnares cambian a cuboideas en la región del cuello de las glándulas. Estas se ubican en la lámina propia de la mucosa cardíaca y fúndica. Son tubulares simples y hacia la muscular de la mucosa se pueden ver curvadas o algo enrolladas, lo que indica que pueden ramificarse, pero en general son simples y perpendiculares a la superficie de la mucosa. Las células glandulares son cúbicas con un citoplasma que tiene gránulos acidófilos, presentan en su base una marcada actividad de fosfatasa alcalina y leve actividad a la reacción de fosfatasa ácida.

Encontramos solo un tipo celular, por lo que no pueden diferenciarse como ocurre en mamíferos, células parietales ni principales. Es por esto que las glándulas gástricas de los peces se hallan en un nivel de organización más primitivo que las

de los mamíferos. El pepsinógeno y el ácido son producidos por la misma célula. (Foto 4).

El píloro que carece de glándulas, posee una mucosa con pliegues abundantes y muy profundos, el epitelio de revestimiento es columnar simple con células caliciformes.

La lámina propia se compone de tejido conjuntivo laxo, muy rico en células, que ocupa el espacio existente entre las glándulas. Es un tejido ricamente vascularizado.

La muscular de la mucosa está bien desarrollada en ambas especies y soporta la capa profunda del corión glandular. En el píloro la ausencia de muscular de la mucosa no permite definir claramente una submucosa.

La submucosa es una capa compuesta por tejido conectivo rico en fibras y células. Contiene grandes vasos sanguíneos y nervios (células ganglionares). Esta zona da una marcada actividad de fosfatasa alcalina y ácida. Se observa, además, metacromasia en elementos celulares.

La túnica muscular está formada por dos capas de músculo liso, una interna circular y una longitudinal externa. El espesor de la capa muscular es más o menos constante en la región cardíaca y fúndica. Hacia el píloro la capa circular se hace más gruesa donde forma el esfínter pilórico que contribuye a regular la evacuación del estómago, la cual depende fundamentalmente de la contracción de la musculatura gástrica.

El músculo estriado del esófago termina en la unión esófago-gástrica, pero se encuentran fascículos de músculo estriado dentro del cardias.

La túnica serosa recubre todo el órgano. Está compuesta por

una capa de tejido conjuntivo laxo adherido a la capa muscular externa y recubierta por un mesotelio (peritoneo).

Intestino.

Al intestino se lo puede dividir en tres regiones: pilórica, media y rectal. En la zona pilórica de la corvina desembocan los ciegos pilóricos.

Las capas típicas de la pared intestinal son tres: mucosa, muscular y serosa.

Las tres regiones tienen una estructura similar, con diferencias menores en la forma de los pliegues, número de células caliciformes y grosor de la capa muscular.

La mucosa forma pliegues longitudinales que son de mayor tamaño en la primera porción, evidenciándose un acortamiento de los mismos en el intestino medio y posterior. Está tapizada por un epitelio cilíndrico simple con chapa estriada y células caliciformes. Las microvellosidades de las células absortivas son P.A.S. positivas, al igual que las células caliciformes. Estas células mostraron además una evidente metacromasia. Son más abundantes en el intestino medio, siendo menos numerosas en la porción inferior del intestino. (Foto 5).

Las únicas glándulas presentes en este órgano son las células caliciformes. Ni en merluza ni en corvina se vieron glándulas multicelulares en el intestino.

La capa subepitelial es de tejido conjuntivo rico en fibras y células, muy vascularizado. En corvina presenta células

"rodlet" como el resto del tracto alimentario.

La mucosa dio positividad a las reacciones de fosfatasa ácida y alcalina. Se demostró la presencia de lípidos en las tres porciones intestinales, siendo más importante su localización en el tejido conjuntivo del intestino rectal (Sudan IV).

Al carecer de muscular de la mucosa y siendo la lámina propia muy delgada, no podemos describir una submucosa.

La capa muscular está formada por dos capas de fibras musculares lisas, la interna circular y la externa longitudinal. Localizados entre las dos capas se encuentran células ganglionares del plexo de Auerbach.

Las proporciones relativas de la capa muscular cambian entre las secciones. Muestran un incremento a medida que nos acercamos al intestino rectal, sobre todo en la capa circular.

La serosa es una delgada capa de tejido conectivo recubierta por un mesotelio

Ciegos pilóricos.

La corvina posee ciegos o apéndices pilóricos, que son prolongaciones filiformes agrupadas en forma compacta que desembocan a nivel del intestino pilórico. Esta especie presenta apéndices pilóricos en número de 8 a 10.

Poseen las características histológicas generales del resto del intestino.

La mucosa tiene pliegues longitudinales muy estrechos. El epitelio de revestimiento es cilíndrico simple con un borde

apical P.A.S. positivo. Las células caliciformes son escasas.

La lámina propia es delgada y bien vascularizada. Presenta una evidente actividad lisosomal (fosfatasa ácida) y con Sudan IV se mostró la presencia de inclusiones lipídicas.

La muscular y la serosa mantienen la estructura histológica de las otras regiones intestinales.

DISCUSION.

La cavidad buco-faríngea presenta en corvina y merluza -como en el resto de los teleósteos- células caliciformes y corpúsculos gustativos en un epitelio estratificado cuyas funciones predominantes son producción de mucus y gustación del alimento respectivamente. La ausencia de glándulas salivales en los peces lleva a que las células caliciformes tomen su lugar secretando mucina (Bucke, 1971).

La técnica de P.A.S. nos permitió determinar la existencia de dos tipos celulares: el A y el B. El tipo A, P.A.S. positivo, se encuentra en las capas superficiales del epitelio. El tipo B, P.A.S. levemente positivo, se ubica en la zona profunda del epitelio. Esta clasificación podría relacionarse con la realizada por Groman (1982) en Morone saxatilis quien encontró también dos tipos celulares con diferente contenido en mucosustancias P.A.S. positivas. La secreción de las células caliciformes de merluza y corvina es compleja y corresponde a muco-sustancias neutras (P.A.S. positivas) y ácidas (Azul de Toluidina positivo a pH 4,2 y 5,6) tanto de tipo sulfatado como carboxilado.

Reifel y Travill (1977) establecen que la diversidad de tipos celulares mucosos hallada en la mayoría de los teleósteos, representarían dos niveles de maduración en la formación de la secreción mucosa.

La presencia de corpúsculos gustativos en la mucosa de la cavidad buco-faríngea ha sido reportada por varios autores en distintas especies de peces (Al-Hussaini, 1949; Grizzle y Rogers, 1964; Yasutake y Wales, 1983).

Khanna (1968) observó que los corpúsculos gustativos son abundantes en los peces que identifican su alimento por el sabor únicamente, mientras que son raros o están ausentes en aquellos que lo hacen mediante la visión. En corvina y merluza la presencia de corpúsculos gustativos y músculo estriado, nos indicaría la capacidad de selección de los alimentos en la porción inicial del canal alimentario.

La capa muscular presenta músculo estriado de tipo rojo, por lo que posee movimientos lentos y sostenidos para efectuar trabajos durante largos períodos sin agotarse, también orienta el pasaje de los alimentos por esta cavidad.

La lengua es tan solo un pliegue carnoso que se desarrolla a partir de la base de la cavidad bucal, entre los arcos mandibular e hioideo. El arco hioideo suele prolongarse hacia el interior de este pliegue y le sirve de soporte (Weichert, 1977). La movilidad se debe solo a la variación de la posición de ese arco. Carece de músculo estriado y presenta un soporte de cartilago hialino. El epitelio de revestimiento es similar al de la cavidad buco-faríngea y contribuye en la producción de mucus y en la gustación.

Romer (1973) la describe como una lengua primitiva.

El esófago es un conducto corto, con numerosos pliegues en su mucosa. Su principal función es conducir y lubrificar los alimentos (Angelescu y Gneri, 1949). Encontramos en él las células mucosas que ya vimos en cavidad buco-faríngea, estas células con su secreción participan en la protección y lubricación de la mucosa esofágica y en la formación del bolo alimenticio.

A la presencia de muscular de la mucosa debe el esófago de la corvina la formación de pliegues longitudinales que sobresalen en la luz del conducto. En merluza en cambio, al carecer de muscular de la mucosa, la disposición que adoptan las fibras conjuntivas en la lámina propia conduce al mismo resultado que en corvina: permitir la expansión del órgano en el momento de la deglución.

En el tercio superior del esófago se ubican corpúsculos gustativos, deducimos entonces que la sensibilidad gustativa está bien desarrollada.

Mehrotra y Khanna (1969) determinan que la presencia de corpúsculos gustativos no está ligada al régimen alimentario. Es así como se pueden encontrar en especies herbívoras (Cyprinus carpio), omnívoras (Mystus gulio) y también en carnívoras (Gadus morhua).

En las especies en estudio la coexistencia de corpúsculos y músculo estriado refuerza la posibilidad de selección de alimento a nivel esofágico.

La presencia de músculo estriado también está relacionada con el transporte rápido de los alimentos incluyendo presas forcejeantes hacia el estómago (Harder, 1975).

El estómago de merluza y corvina presentan, al igual que el esófago, pliegues muy marcados ubicados principalmente en sentido longitudinal, los cuales permiten la distensión del órgano en ancho al producirse la ingestión del alimento.

Harder(1975) clasificó los estómagos de los peces en tres tipos básicos: 1) rectilíneo: la región cardial y pilórica están en línea recta; 2) sifonal: la parte cardial se une a la pilórica por una curvatura o codo, lo que le da una forma de U; 3) cecal: la curva entre cardias y píloro está dilatada formando un ciego o fondo de saco, tiene forma de Y. El estómago de la merluza y la corvina puede ubicarse de acuerdo a esta clasificación dentro del tercer tipo.

Suyehiro (1942) establece una relación entre la anatomía del estómago y la alimentación, siendo el estómago de tipo cecal el típico de peces activos y predadores que capturan una gran cantidad de alimento en poco tiempo lo que coincidiría con las características de las especies en estudio.

Las regiones cardíaca y fúndica del estómago presentan un epitelio superficial y glándulas en la lámina propia. La zona pilórica carece de glándulas.

Cualquier tipo de correlación entre la aparición de glándulas gástricas y hábitos alimenticios no pudo ser establecido, la presencia de glándulas gástricas dependería más bien de la posición taxonómica (Geistdoerfer, 1974).

El epitelio superficial de tipo columnar simple, posee un citoplasma apical P.A.S. positivo debido a los gránulos de mucígeno presentes en las células. El mucus secretado cumpliría el rol de protección de la superficie estomacal.

Las glándulas gástricas de tipo tubular simples o ramificadas representan el epitelio glandular. Solo identificamos en ellas un tipo celular que produciría el ácido clorhídrico y el pepsinógeno: la célula oxíntico-péptica. Esto nos muestra un nivel de organización inferior a los mamíferos, que son la única clase de vertebrados donde se diferencian la célula productora de ácido: la célula parietal, de la productora de zimógeno: la célula principal. Las aves, los reptiles, los anfibios y los peces poseen solo células oxíntico-pépticas (Geistdoerfer, 1974, 1981; Hodges, 1974; Kapoor et al., 1975; Luppa, 1976; Chou, 1977; Farag, 1982; Vernerì, 1985; De Vincenti, 1985; Cabero, 1987).

La porción pilórica carece de glándulas. Ha sido comparada con el estómago muscular de las aves -molleja- debido a la gruesa capa muscular que posee, que le permitiría actuar en la trituración y mezcla de los alimentos (Verma et al., 1974; Moitra y Ray, 1979).

El material P.Á.S. positivo presente en el citoplasma apical del epitelio de revestimiento del estómago es mayor en la zona superficial y disminuye hacia el fondo de las criptas. Esto indica una mayor diferenciación y concentración de secreciones en las células superficiales que en las profundas. Domitrovic (1983) encuentra la misma característica en el epitelio secretor del sábalo y lo adjudica a un proceso de renovación epitelial que se produce a partir de las células profundas, que serían las células madres (Geistdoerfer, 1974, 1981; Sis et al., 1979; Groman, 1982).

La corvina posee un intestino relativamente largo, mientras que el de la merluza es más corto (Di Bussolo, 1984). Esta característica concuerda con lo establecido generalmente acerca de la longitud del intestino y los hábitos alimenticios, así los peces carnívoros tendrían una longitud mínima de intestino, los omnívoros tendrían una longitud mayor y esta llegaría a ser máxima en herbívoros (Khanna y Mehrotra, 1971; Sis et al., 1979).

La presencia en ambas especies de repliegues mucosos notablemente desarrollados indica la naturaleza absorptiva del intestino.

El epitelio de revestimiento, cilíndrico simple con chapa estriada incrementa la superficie de absorción del epitelio. La marcada actividad de fosfatas alcalina en la chapa estriada muestra la importancia de los procesos llevados a cabo a ese nivel (Georgopoulou et al., 1985).

Las glándulas multicelulares intestinales, tales como las criptas de Lieberkuhn de los vertebrados superiores, están ausentes en la mayoría de los teleósteos. Están presentes, por ejemplo, en algunas especies de las Familias Gadidae y Macrouridae (Geistdoerfer, 1973).

Las únicas glándulas ubicadas en corvina y merluza son las células caliciformes, encontradas a lo largo de todo el intestino y en los ciegos de la corvina. Se evidencian rápidamente con las técnicas de P.A.S., Alcian Blue y Azul de Toluidina.

La mucina cumpliría un rol emulsificante del alimento en la primera porción intestinal y lubricaría la materia fecal

en el intestino posterior. En teleósteos se describe un aumento de las células caliciformes y de la mucina secretada cuando hay parásitos o cuerpos extraños (Mawdesley-Thomas, 1969).

La corvina al igual que otras especies (pargo, pescadilla común, pescadilla real, sábalo, etc) posee ciegos pilóricos. La presencia de los apéndices pilóricos aumenta la superficie de absorción del intestino. Khanna y Mehrotra (1970) establecen que los apéndices pilóricos más que un carácter ligado al régimen alimentario constituye un carácter taxonómico.

Su ausencia en algunas especies es contrastada con la presencia de más de 100 en otras (Suyehiro, 1942) y no parece tener ningún tipo de relación con cualquier otro apéndice cecal, tales como el apéndice vermiforme en el hombre y los ciegos de los mamíferos (Rahimullah, 1947).

Algunos autores prefieren el nombre de apéndices intestinales dado que se originan a partir del intestino pilórico y se asemejan a él en su estructura histológica (Geistdoerfer, 1974, 1981; Domitrovic, 1983).

Varias funciones se le han adjudicado a los ciegos: reservorio accesorio de alimento, absorción de carbohidratos y grasas, resorción de agua e iones inorgánicos y reservorio de bacterias (Geistdoerfer, 1974; Kapoor et al. 1975; Reifel y Travill, 1979).

TABLA I: Estudios histoquímicos en lengua.
(merluza y corvina).

| TECNICA | Epitelio | Conectivo | Músculo | Cartilago |
|--------------------|----------|-----------|---------|-----------|
| P.A.S | - | - | - | - |
| A.B.P.A.S. | - | + | - | - |
| Azul de Toluidina | - | + | - | + |
| Hematefina ácida | + | - | + | - |
| Fosfatasa ácida | - | + | - | - |
| Fosfatasa alcalina | + | | - | - |
| Sudan IV | - | + | - | - |

+ positivo
 - negativo.

TABLA II: Estudios histoquímicos en cavidad buco-faríngea (merluza y corvina).

| TECNICA | Epitelio | Cél.calici-formes | | Corion | Submucosa | Muscular |
|--------------------|----------|-------------------|-----|--------|-----------|----------|
| | | A | B | | | |
| P.A.S. | - | + | + - | - | | + |
| A.B.P.A.S. | - | + | + | - | - | - |
| Azul de Toluidina | - | + | + | - | - | - |
| Hemateína ácida | + | - | - | - | - | + |
| Fosfatasa ácida | + | - | - | - | - | |
| Fosfatasa alcalina | + | - | - | - | - | - |
| Sudan IV | - | - | - | - | + | + |

+ positivo.

+ - debilmente positivo.

- negativo.

TABLA III: Estudios histoquímicos en esófago.
(merluza y corvina).

| TECNICA | Epitelio | Cél.calici- formes | Corion | Submucosa | Muscular |
|--------------------|----------|-----------------------|--------|-----------|----------|
| P.A.S. | - | + | - | - | + |
| A.B.P.A.S. | - | + | - | - | - |
| Azul de Toluidina | - | + | - | - | - |
| Hemateína ácida | + | - | - | + | + |
| Fosfatasa ácida | + | - | + | + | - |
| Fosfatasa alcalina | - | - | - | - | - |
| Sudan IV | - | - | - | - | + |

+ positivo.

- negativo.

**TABLA IV: Estudios histoquímicos en estómago.
(merluza y corvina).**

| TECNICA | Epitelio | Corion | Submucosa | Muscular |
|--------------------|----------|--------|-----------|----------|
| P.A.S. | + | - | - | - |
| A.B.P.A.S. | + | - | - | - |
| Azul de Toluidina | + | - | - | - |
| Fast Green | + | - | - | - |
| Fosfatasa ácida | +- | - | + | - |
| Fosfatasa alcalina | + | - | + | - |
| Sudan IV | - | + | - | - |
| Hemateína ácida | + | - | + | + |

+ positivo.

+- debilmente positivo.

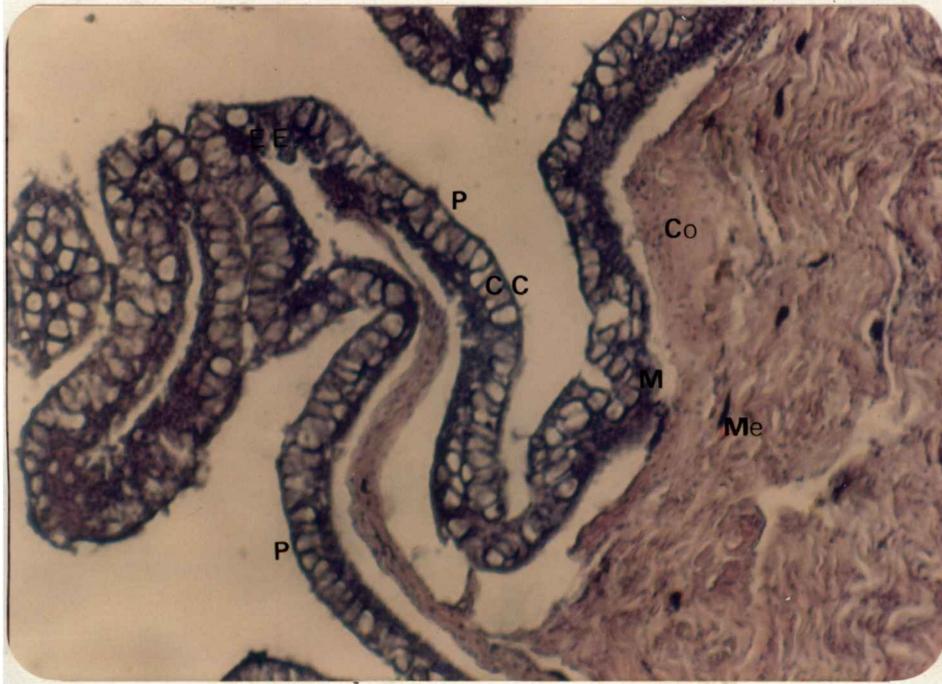
- negativo.

TABLA V: Estudios histoquímicos en intestino.
(merluza y corvina).

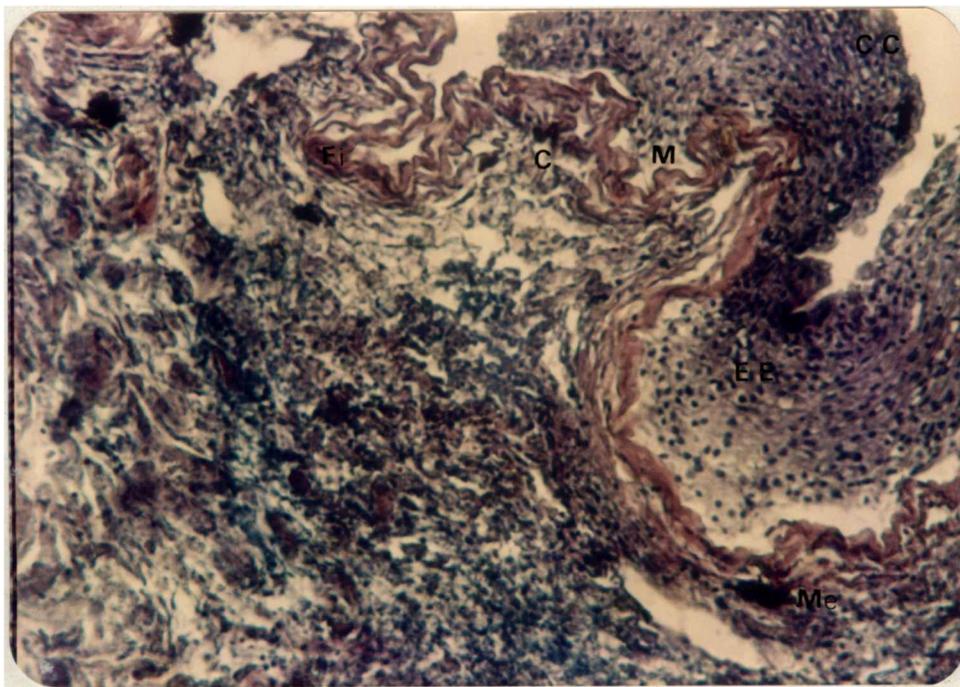
| TECNICA | Epitelio | Cél. calici- formes | Corion | Muscular |
|--------------------|----------|------------------------|--------|----------|
| P.A.S. | - | + | - | - |
| A.B.P.A.S. | - | + | - | - |
| Azul de Toluidina | - | + | - | - |
| Hemateína ácida | + | - | + | + |
| Fosfatasa ácida | + | - | + | - |
| Fosfatasa alcalina | + | - | + | - |
| Sudan IV | + | - | + | - |

+ positivo.

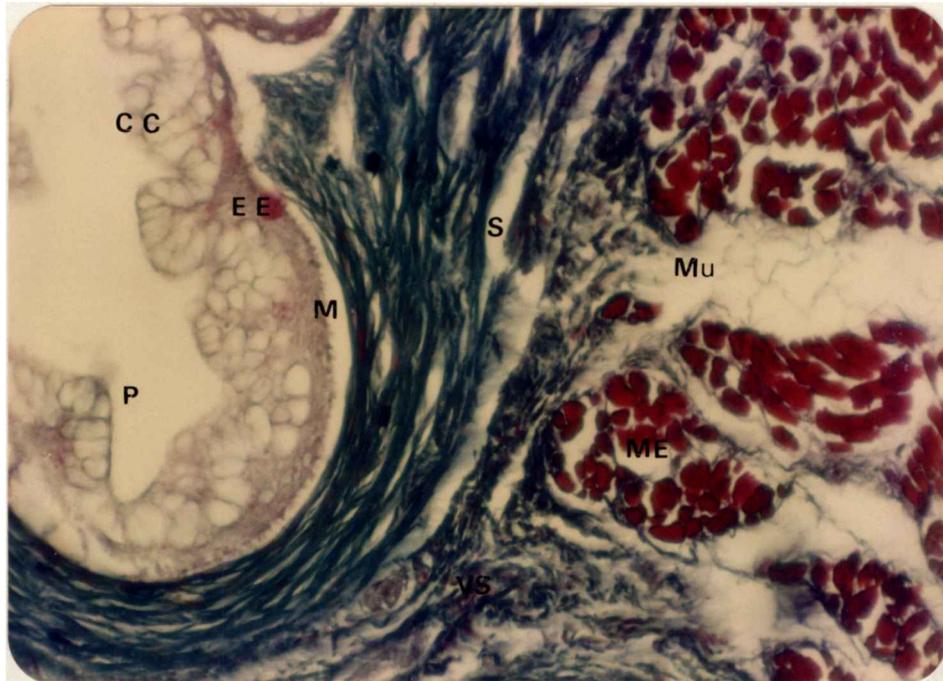
- negativo.



**Foto 1: Faringe de merluza. Mucosa (M): pliegues (P), epitelio estratificado (E.E.), células caliciformes (C.C.), corion (Co), melanóforos (Me).
H.E. 125X.**



**Foto 2: Lengua de merluza. Mucosa(M): epitelio estratificado(E.E.), células caliciformes(C.C.), corion(Co), melanóforos(Me), fibras conjuntivas(Fi.).
H.E. 250X.**



**Foto 3: Esófago de merluza. Mucosa(M): pliegues(P), epitelio estratificado(E.E.), células caliciformes(C.C.). Submucosa(S): vasos sanguíneos(V.S.). Muscular(Mu): músculo estriado (M.E.).
Tricrómico de Mallory. 125X.**

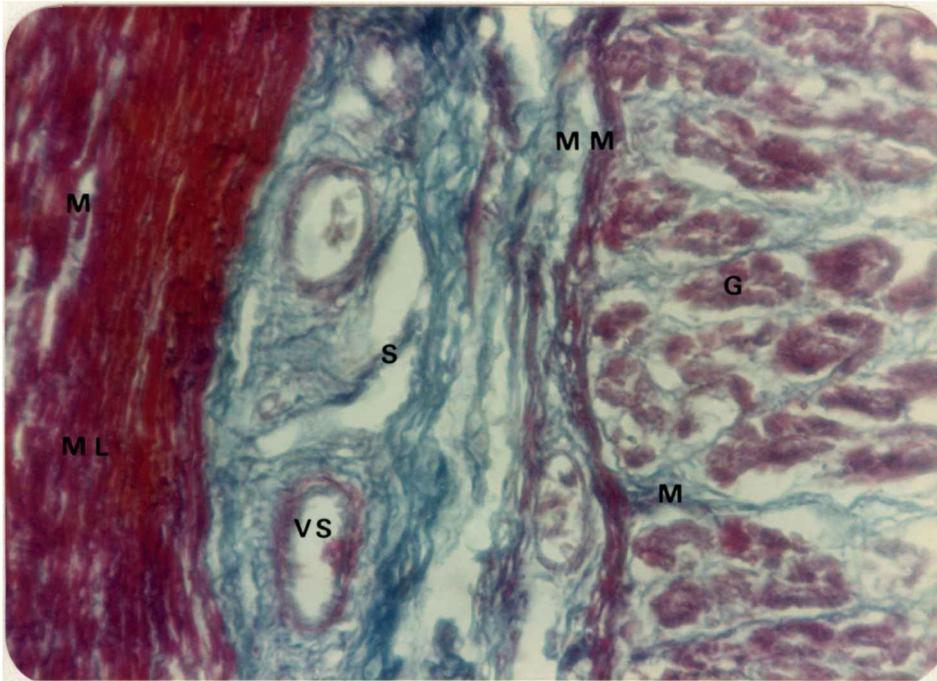
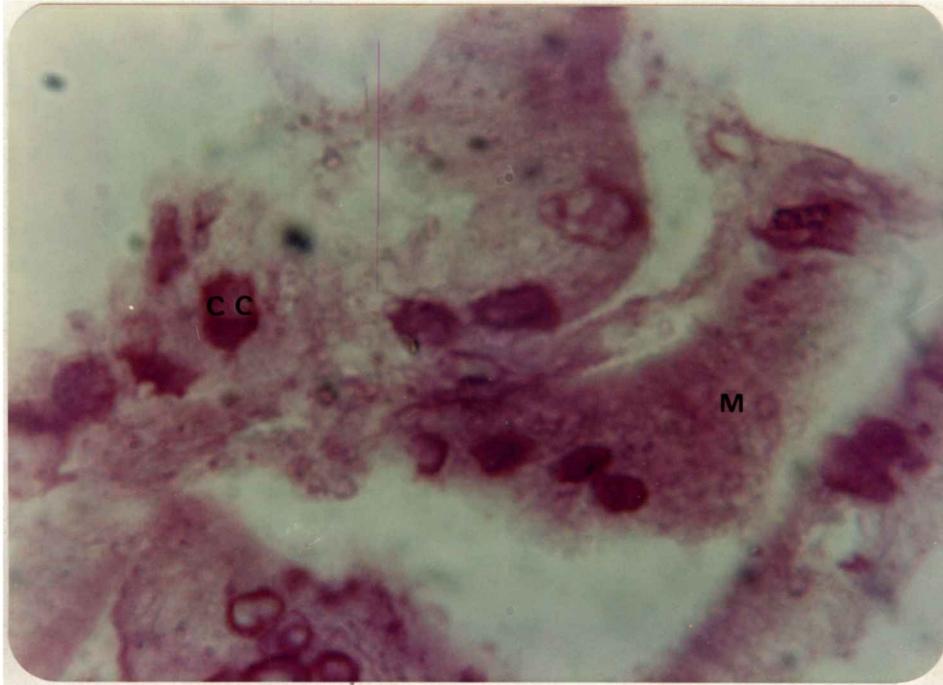


Foto 4: Estómago fúndico de merluza. Mucosa(M): glándulas(G), muscular de la mucosa(M.M). Submucosa(S): vasos sanguíneos (V.S.). Muscular(M): músculo liso(M.L.). Tricrómico de Mallory. 250X.



**Foto 5: Intestino rectal de merluza(detalle). Mucosa (M) : células caliciformes(C.C.).
P.A.S. 504X.**

Glándulas digestivas anexas.

Hígado.

Introducción.

El hígado se ubica en la región antero-superior de la cavidad del cuerpo. Se halla rodeado por el epitelio peritoneal (mesotelio) y por una cápsula de tejido conjuntivo. Esta cápsula está formada por estratos de fibras colágenas y elásticas. En el hilio penetran al hígado la arteria hepática y la vena porta, mientras que sale el conducto hepático común (Lagler et al., 1977).

El hígado tiene una irrigación especial, puesto que recibe sangre arterial y venosa. La sangre venosa ingresa al hígado por la vena porta que viene desde el tracto gastro-intestinal, el bazo y el páncreas. La sangre arterial es entregada por la arteria hepática.

De los tres patrones de organización del parénquima hepático que han sido descritos, el de la corvina y merluza corresponden al tercero. El primer patrón es el "muralium" originalmente descrito por Elias y Bengelsdorf (1952). En el, los hepatocitos están ordenados radialmente alrededor de una vena central, en láminas interconectadas las cuales poseen dos células de espesor. Capilares sinusoides alineados separan cada

lámina y apoyan sobre una red de fibras reticulares. El canalículo biliar está ubicado entre hepatocitos adyacentes. Este patrón llamado también "trabecular" es el característico de los mamíferos y aves. (Fig. 1, c).

El segundo patrón fue descrito por Mugnaini y Harboe (1967). En los hepatocitos se ordenan en túbulos y un canalículo biliar forma el centro del mismo. Los capilares sinusoides forman una extensa red alrededor de la periferia de los túbulos de hepatocitos. Este patrón ha sido hallado en el hag-fish (Clase Agnatha, Subclase Cyclostomata, Familia Myxinidae).

El tercer patrón fue descrito por Langer (1979) y por Chapman (1981). Es el modelo "tubular" donde los hepatocitos están ordenados en láminas anastomosadas como en anillos alrededor de la vena central. La superficie externa de los tubos está rodeada de capilares sinusoides. Los canalículos biliares son intercelulares y no se ubican en el centro del túbulo como en el patrón de segundo tipo. Las especies en estudio presentan este patrón de organización, que también se encuentra en otros peces marinos, en peces de agua dulce y en reptiles. (Fig. 1, b)

A diferencia de lo que ocurre en vertebrados superiores, en merluza y corvina el parénquima no tiene lobulillos ordenados por el ducto biliar y por vasos sanguíneos. Las estructuras identificadas en este trabajo como lobulillos son en realidad subdivisiones de los lóbulos del hígado. De ahí que los contornos lobulillares sean difusos pero posibles de identificar en merluza por las venas centrales y las tríadas hepáticas y en corvina por el hepatopáncreas y el tejido conectivo asociado.

Si bien no podemos hablar de verdaderas tríadas hepáticas, encontramos a menudo conductos en asociación con vasos sanguíneos a los que damos ese nombre.

Resultados.

Hígado de merluza.

El hígado de merluza carece de hepatopáncreas. Es característico la variación de color del hígado fresco en esta especie, que va desde el rosado al rojo vinoso. Esto sin duda está relacionado principalmente con diferencias en el contenido de glucógeno y grasa del órgano.

Los hepatocitos son células grandes poliédricas, con núcleos esféricos de ubicación central. El citoplasma varía considerablemente de aspecto como consecuencia del estado funcional cambiante de esta célula. Así es que el citoplasma se tiñe con las técnicas comunes irregularmente, alternando regiones claras y densas de localización variable en la célula. Las zonas claras representan áreas de acumulación de glucógeno y lípidos y las densas representan zonas de abundante retículo endoplásmico rugoso.

Cuando las células poseen abundantes inclusiones de grasa y glucógeno sus núcleos y citoplasmas aparecen condensados. Dan las reacciones de P.A.S. y Sudan francamente positivas.

Las paredes de los sinusoides son tan finas que las células endoteliales son poco detectables a bajos aumentos. (Foto 6).

La presencia de lisosomas en todos los sectores del parénquima hepático es evidenciada por la actividad de la fosfatasa ácida. Rodeando los vasos sanguíneos se observó actividad de fosfatasa alcalina.

Los ductos biliares más pequeños poseen un epitelio cuboidal rodeado por una capa de tejido conjuntivo con fibras. Estos conductos pequeños conectan con ductos mayores que a su vez desembocan en el conducto mayor que sale del hígado. Los ductos de más tamaño están formados por epitelio cilíndrico simple ciliado, que apoya sobre una capa de tejido conectivo con algunas fibras musculares lisas. (Foto 6).

No hemos encontrado centros melano-macrófagos entre el parénquima hepático. (ver sistema excretor).

Hígado de corvina.

El hígado de la corvina presenta lobulillos irregulares que están separados por el hepatopáncreas y asociados con tejido conectivo.

Los hepatocitos son células poliédricas, con núcleo central prominente. En la corvina también vemos variabilidad en la forma y tamaño de los hepatocitos de acuerdo al almacenamiento de glucógeno y lípidos. Aunque nunca llega a ser tan significativa como en merluza.

Los ductos biliares diseminados entre el parénquima hepático están recubiertos con epitelio cuboidal a columnar simple. El epitelio apoya sobre una capa de tejido conjuntivo fibroso. (Foto 7).

La presencia de lisosomas es evidente en todo el parénquima hepático.

Destacamos, entonces en corvina la presencia de hepatopáncreas (ver páncreas). El tejido pancreático rodea siempre a una vena y a veces está acompañado también por una arteria o ducto biliar. Esta organización recuerda la tríada portal presente en los mamíferos. (Foto 7).

Muchas ramas de la arteria hepática y de la vena porta se hallan aisladas entre el parénquima hepático. Lo mismo ocurre con los ductos biliares que sin embargo están en menor cantidad que en merluza.

Entre el tejido hepático se encuentran centros melano-macrófagos.

Vesícula biliar.

La vesícula posee las cuatro capas básicas del canal alimentario: mucosa, submucosa, muscular y serosa.

La mucosa está compuesta por un epitelio cilíndrico simple. Estas células aparecen cuboidales cuando la vesícula está distendida.

La submucosa es de tejido conjuntivo denso. Le sigue la capa muscular formada por fibras musculares lisas que no siguen una disposición precisa.

Por fuera la serosa de tejido conjuntivo laxo y un mesotelio.

Páncreas.

Introducción.

El páncreas es una glándula mixta, con funciones exócrinas y endócrinas. Su desarrollo y ubicación anatómica varía ampliamente en los diferentes grupos de peces.

En los elasmobranquios, el páncreas es relativamente compacto, a menudo bilobulado, en cambio en los teleósteos es muchas veces difuso (Lagler et al., 1977).

En varios acantopterigios (peces óseos superiores) hay nodulos de tejido pancreático de diferentes tamaños en el omento -tejido suspensor del intestino- y dispersión del páncreas dentro del hígado para formar el hepatopáncreas.

Resultados.

Páncreas de merluza.

En merluza, el páncreas es un órgano compacto. La porción exócrina se presenta en forma de glándula acinosa compuesta y la porción endócrina está representada por islotes -muy similares a los islotes de Langherans de los vertebrados superiores-.

La porción exócrina está rodeada por una cápsula de tejido conjuntivo rico en fibras, que envía ramificaciones al interior de la glándula separando los acinos glandulares y formando lobulillos.

La forma y el tamaño de los segmentos terminales o acinos es variable, los hay esferoidales y otros complejos terminales alargados en forma de maza. Sus núcleos son redondeados y se encuentran en el tercio inferior de la célula. Se demarcan dos zonas bien manifiestas, la basal bien basófila y la apical con gránulos acidófilos, lo que coincidiría con las características de una célula productora de proteínas.

También se han localizado células centro-acinosas.

La porción excretora está integrada por una cantidad importante de conductos. Estos son de diferentes dimensiones, los pequeños poseen un epitelio cúbico simple vacuolado, lo que indica actividad secretora. Los conductos de mediano tamaño, tienen un epitelio cilíndrico alto con cilias, la capa media es de tejido conjuntivo denso con fibras musculares lisas. Los de mayor tamaño tienen evaginaciones tubulares y epitelio estratificado. (Foto 8).

El epitelio de la porción excretora reacciona positivamente al P.A.S., lo que confirma una posible función secretora.

Como en los vertebrados superiores, el páncreas de merluza carece de células mioepiteliales. La ausencia de estas células explicaría la gran cantidad de nervios que se hallan en el tejido conectivo interacinoso.

La porción endócrina, significativamente importante en relación a la exócrina, está constituida por muchos islotes de diferentes tamaños. (Foto 8).

Como en el resto de los vertebrados, la glándula endócrina es de tipo reticular, formada por cordones celulares entre los que se ubican numerosos capilares sanguíneos.

Con los diferentes tricrómicos hemos identificado dos tipos celulares: unas con afinidad por la fucsina aldehídica y otras con afinidad por el ácido fosfotúngstico-hematoxilina.

Páncreas de corvina.

En corvina observamos el páncreas exócrino disperso dentro del hígado constituyendo el hepatopáncreas. Está formado por cordones de células cilíndricas con núcleos basales que siempre rodean a un vaso sanguíneo. Las células tienen las características de las que producen proteínas.

Se evidencian por su marcada basofilia que resalta en relación al parénquima hepático que los rodea. También en corvina encontramos células centro-acinosas que conformarían la primera porción del sistema de conductos excretores. Esta porción se vacía en conductos mayores con epitelio simple cúbico o cilíndrico bajo, que puede aparecer escamoso si el conducto está distendido. Los conductos mayores se distinguen de los anteriores, por la capa de tejido conjuntivo que rodea al epitelio. Son los conductos interlobulares.

El páncreas endócrino, formado por islotes, se halla localizado a lo largo del mesenterio constituyendo los cuerpos de Brockman. Lo mismo ocurre en otros teleósteos del orden Perciformes.

La porción endócrina, así ubicada, está invariablemente asociada con páncreas exócrino.

La glándula endócrina posee las características de las de tipo reticular.

No hemos identificado tipos celulares con las técnicas histológicas realizadas.

DISCUSION.

La estructura histológica del hígado de la corvina y la merluza es semejante a la descrita por Langer (1979) y muestra una posición intermedia entre la unidad tubular primitiva (Mugnaini y Harboe, 1967) y el patrón "muralium" propuesto por Elias y Bengelsdorf (1952).

Ambas especies carecen de un hígado lobulado clásico, ordenado por el ducto biliar vascular como aparece en vertebrados superiores. Siendo en ellas los "lobulillos" subdivisiones de los lóbulos del hígado, estando separados por hepatopáncreas y conjuntivo asociado en corvina y por las venas centrales y las "tríadas hepáticas" en merluza.

Dentro de los "lobulillos" el ordenamiento del parénquima es tubular como se observa con el M.O. En contraste con el túbulo clásico del primitivo hag-fish, el centro del túbulo de la merluza y corvina es un sinusoides con sinusoides adicionales localizados alrededor de la periferia de la unidad tubular. El canalículo biliar está ubicado entre células adyacentes dentro del túbulo, más que en el centro del mismo como fue descrito para el hagfish (Eurell y Haensly, 1982). Estos autores establecen que el arreglo del parénquima hepático de los peces, puede ser explicado por las tendencias evolutivas. A través de la evolución el canalículo puede ser desviado de una posición tubular central a una posición interce-

lular, permitiendo a los hepatocitos adicionales contactarse con los sinusoides. Estas estructuras se convirtieron más tarde en el arreglo "muralium" de los vertebrados superiores, favoreciendo un contacto mayor entre los sinusoides.

En el hígado de corvina las venas rodeadas por tejido acinoso pancreático pueden ser identificadas como ramas de la vena porta y las que no están recubiertas por ese tejido son probablemente venas centrales. En esta especie la presencia de ductos biliares solitarios -rodeados por parénquima hepático- puede representar o a una forma remanente del hígado más antiguo donde el hepatocito no está presente o a una transición a ductos como en mamíferos superiores, donde también falta el hepatopáncreas (Bucke, 1971; Anderson y Mitchum, 1974; Groman, 1982).

El hígado de merluza manifestó una marcada variación cíclica en su peso debido a la acumulación y/o desgaste lipídico. Christiansen y Cousseau (1971) confirman esa variación cíclica como una de las características del hígado de esta especie. El aumento de volumen hepático está condicionado por la intensidad de la alimentación. A dos momentos de ingestión abundante (marzo-abril y octubre-noviembre) siguen dos de elevación de los índices hepáticos. El aumento de estos índices mantiene una intensa relación con los índices de madurez. Así es que encontramos importantes diferencias en los caracteres de los hepatocitos de acuerdo al momento del ciclo en que se hallara el animal. Las variaciones citoplasmáticas se deben a la presencia o no de inclusiones de grasa y glucógeno.

En corvina en cambio la variación en el contenido de inclusiones en las células hepáticas, no resultó tan marcada.

Las secreciones pancreáticas no han sido identificadas totalmente en peces (Lagler et al., 1975).

En los teleósteos se han encontrado varias enzimas pancreáticas: proteasas, amilasas, quitinasa y lipasas entre otras. Como en los vertebrados superiores ellas funcionan en los procesos digestivos que se realizan en la luz del intestino (Goldstein, 1983).

En la merluza el páncreas es un órgano compacto, esta característica no usual en teleósteos también es descripta por Bucke (1971) en Esox lucius y por Clarke y Witcomb (1980) en Anguilla anguilla. La corvina, en cambio, al igual que otros teleósteos (Ictalurus punctatus, Sparus pagrus, Micropogon undulatus, etc.) posee hepatopáncreas.

La gran cantidad de conductos de la porción excretora es un carácter diferencial en merluza. Si bien Harder (1975) describe la presencia de células caliciformes en los ductos excretorios de varias especies de teleósteos, no hemos encontrado este tipo celular en los conductos de merluza y corvina.

La porción endócrina del páncreas de la merluza está formada por los islotes, que poseen las características generales de los islotes de Langherans de los mamíferos. Quizás sea importante destacar como carácter diferencial el número de islotes -son muy numerosos en la merluza- y la diferencia de tamaño entre los mismos en esta especie.

Grizzle y Rogers (1964) y Yasutake y Wales (1983) descri-

ben cuatro tipos celulares en el páncreas endócrino: las células A que producen glucagón, las B que producen insulina, las D y las X que solo fueron encontradas en algunas especies de peces.

Groman (1982) en el Morone saxatilis describe dos tipos celulares: las células beta productoras de insulina, localizadas centralmente dentro del islote, con citoplasma con gránulos finos, con núcleo excéntrico y afinidad por la fucsina aldehídica; las células alfa productoras de glucagón localizadas periféricamente en los islotes, con núcleos redondos con nucléolos evidentes y gránulos grandes con afinidad por el ácido fosfotúngstico-hematoxilina.

En merluza hemos identificado dos tipos celulares coincidiendo con Groman.

En corvina no se identificaron tipos celulares, en esta especie la porción endócrina forma los cuerpos de Brockman, ubicados a lo largo del mesenterio como ocurre en otras especies de los Ordenes Siluriformes y Perciformes (Grizzle y Rogers, 1964; Groman, 1982).

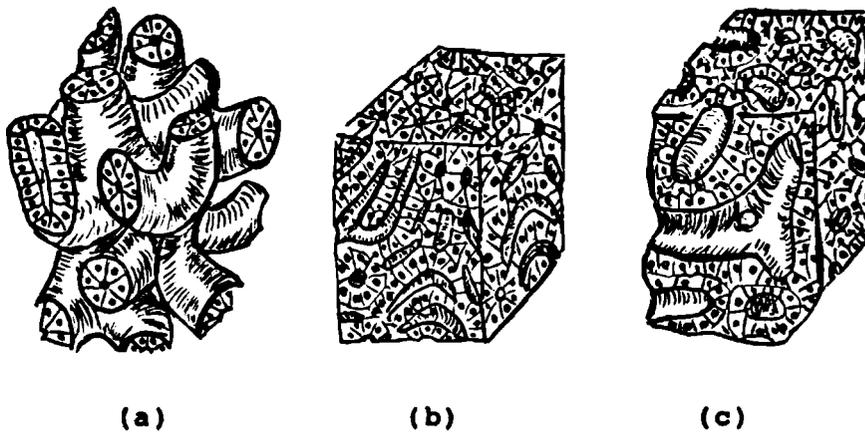


Fig. 1: Representación esquemática de los patrones de organización del parénquima hepático.

(a) patrón tubular primitivo; (b) patrón tubular de Langer y Chapman y (c) patrón "muralium" de Elias y Bengelsdorf.

(Según Eurell y Haensly, 1982).

**TABLA VI: Estudios histoquímicos en hígado.
(merluza y corvina).**

| TECNICA | PARENQUIMA | ESTROMA |
|--------------------|------------|---------|
| P.A.S. | + | - |
| Azul de Toluidina | - | - |
| Hemateína ácida | + | + |
| Fosfatasa ácida | + | + - |
| Fosfatasa alcalina | + | + - |
| Sudan IV | + | - |

+ positivo.

+ - debilmente positivo.

- negativo.

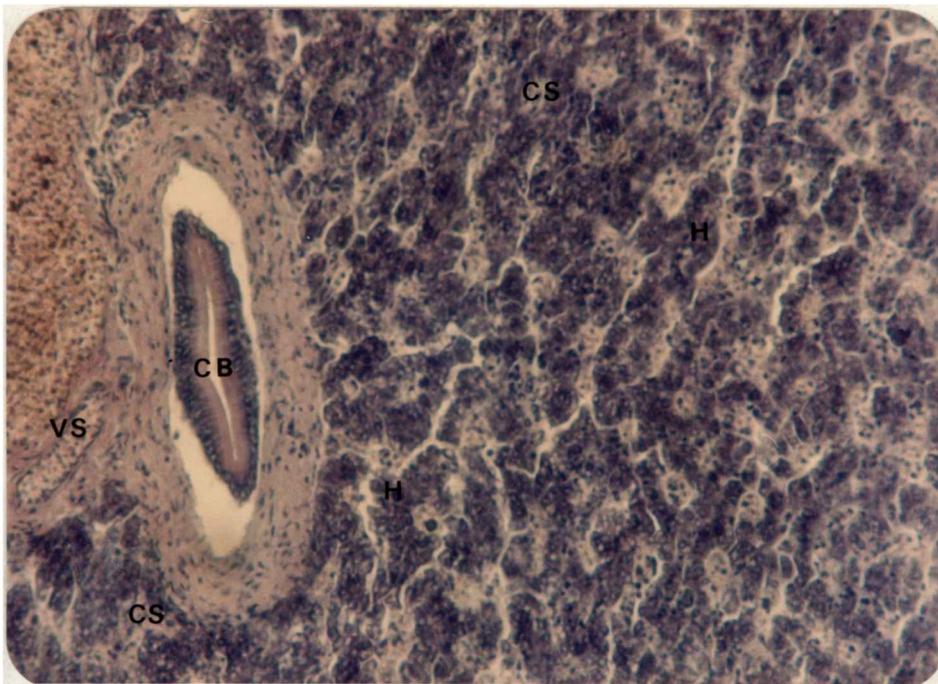
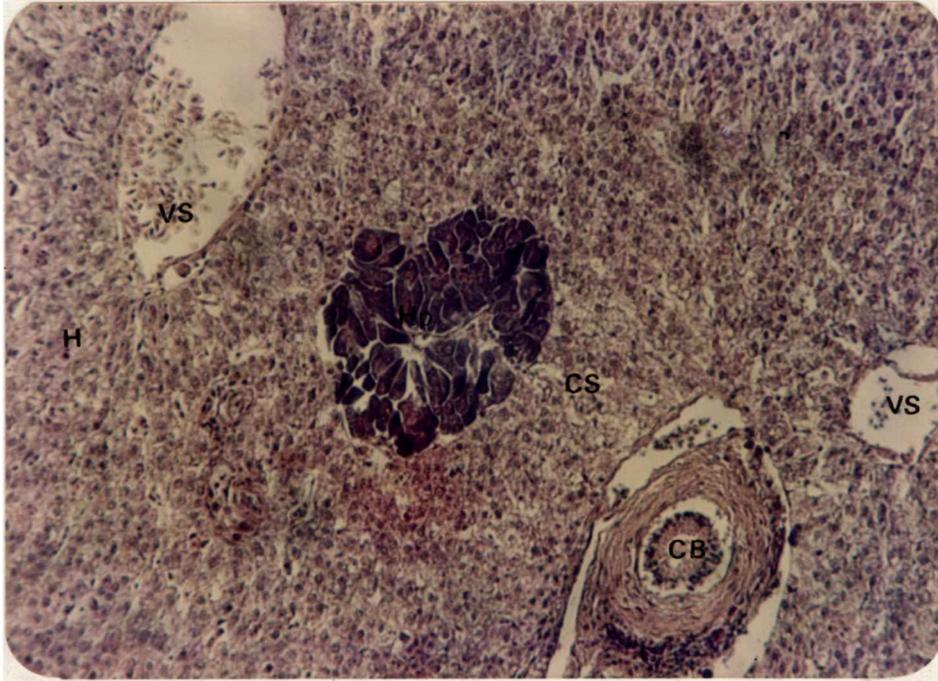


Foto 6: Hígado de merluza. Hepatocitos(H), conducto biliar(C.B.), vasos sanguíneos(V.S.), capilares sinuspides(C.S.). H.E. 250X.



**Foto 7: Hígado de corvina. Hepatocitos(H), conducto biliar(C.B.), hepatopáncreas(Hp), vasos sanguíneos(V.S.), capilares sinusoides(C.S.).
H.E. 200X.**

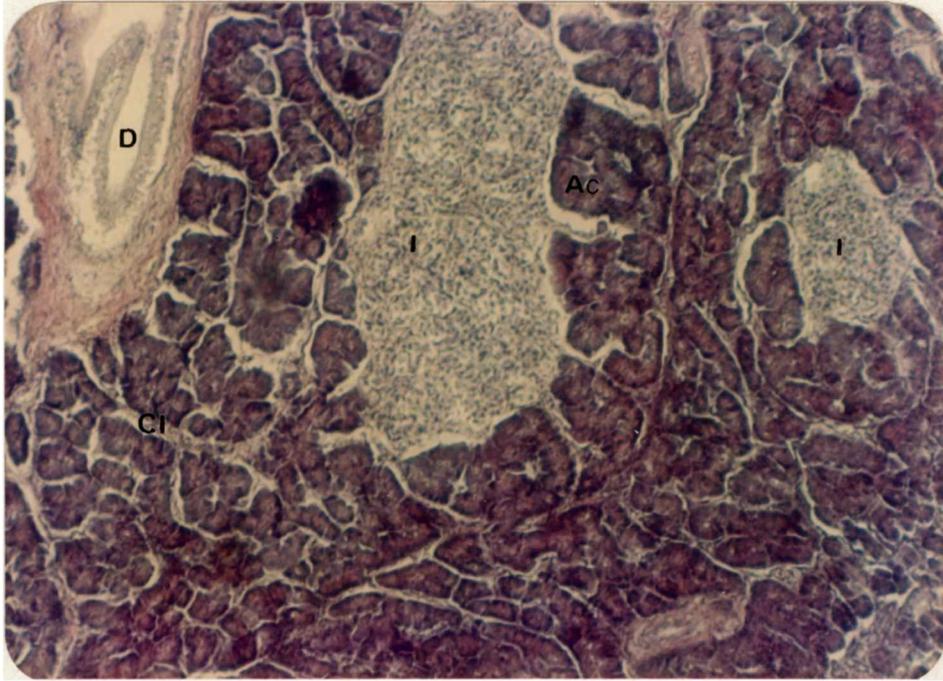


Foto 8: Páncreas de merluza. Acinos (Ac), ducto (D), tejido conjuntivo interlobulillar (C.I.). Porción endócrina: islotes (I). H.E. 125X.

SISTEMA RESPIRATORIO.

Introducción.

Las branquias internas constituyen la estructura respiratoria general de los vertebrados acuáticos por debajo del nivel de anfibios.

Son las superficies de intercambio gaseosos principales. También intervienen en la osmorregulación y excreción de productos metabólicos nitrogenados (Laurent y Dunel, 1978).

Para que el intercambio de gases sea adecuado, es necesario tener una alta velocidad de flujo de agua y también un extenso contacto entre el agua y las branquias. Esto se consigue gracias a la estructura anatómica del aparato branquial. En merluza y corvina como en el resto de los osteichthyes el aparato branquial se caracteriza por poseer cinco hendiduras branquiales, protegidas por un opérculo. Poseen cuatro pares de branquias ubicadas a cada lado de la región cefálica, a lo largo del margen caudo lateral de los huesos bilaterales (hipo, cerato, epi y faríngeo o basi-branquial). Estos huesos componen el aparato visceral. (Harder, 1975). (Fig. 2).

Los arcos branquiales forman el soporte principal de las branquias, de ellos salen dos filas de filamentos branquiales o laminillas primarias que constituyen una holobranquia. Cada hilera se denomina hemibranquia. Cada uno de los filamentos sostiene en los lados dorsal y ventral un grupo de laminillas secundarias parecidas a hojas que se proyectan en ángulo recto

al eje del filamento y son paralelas entre sí (Lagler et al., 1977; Lewis, 1979). (Fig. 2).

En las dos especies estudiadas solamente el primer arco branquial presenta branquiespinas en su faz dorsal externa, en tanto que internamente presenta una hilera de mamelones revestidos por dentículos. El resto de los arcos branquiales poseen mamelones en su faz supero-interna y externa.

De acuerdo a la clasificación de Harder (1977) las branquiespinas son del tipo biserial-dimórfica-monocántica.

Resultados.

Branquias de merluza y corvina.

Los tejidos respiratorios de merluza y corvina son esencialmente los mismos que la mayoría de los otros teleósteos.

Los tejidos que componen los arcos branquiales son la continuación básica de la aorta ventral, el revestimiento de la mucosa bucal y los elementos esqueléticos del branquiocráneo. (Foto 9).

El epitelio que reviste a los arcos, es un epitelio estratificado húmedo con células caliciformes y con corpúsculos gustativos. Da positiva la reacción de hemateína ácida. Las células del epitelio también muestran gran actividad a la fosfatasa ácida. Las células caliciformes se identificaron por su reacción positiva al P.A.S.. El epitelio apoya sobre una lámina propia de tejido conjuntivo denso.

La submucosa rica en vasos sanguíneos, se demarca por debajo del corión. Esta submucosa se ve reducida lateralmente a lo largo del arco a una capas de tejido conjuntivo denso y a paquetes de fibras de músculo estriado. Son los músculos abductores y aductores que ayudan a mantener las branquias en posición favorable para la respiración. (Foto 10).

El músculo abductor se presenta a lo largo del arco branquial lateral externo, entre la base del radio branquial del filamento y el hueso del arco branquial. El músculo aductor es par y está ubicado entre las hemibranquias. Los músculos abductores y aductores pueden reunir o separar las series de

filamentos de cada holobranquia.

El soporte esquelético está formado por cartílago hialino y hueso mixto.

El hueso mixto está formado por cartílago hialino, hueso acelular, tejido conjuntivo areolar y tejido conjuntivo denso. Este hueso posee un periostio diferente con células cartilaginosas fusiformes y osteoblastos irregulares. El hueso mixto se halla tanto en los arcos branquiales como en las branquiespinas.

El cartílago hialino se presenta en placas alternadas con vasos sanguíneos. Da metacromasia con el Azul de Toluidina y con el Alcian-Blue-P.A.S.. Da positiva la reacción con el P.A.S. (Foto 10).

Laminillas branquiales.

Los filamentos o laminillas primarias están sostenidos por los radios branquiales de cartílago hialino. Contienen dada la irrigación que presentan, los siguientes elementos celulares: linfocitos, melanocitos, granulocitos, células endoteliales y células epiteliales.

Los filamentos están recubiertos por epitelio estratificado escamoso. Recordemos que los filamentos poseen una función de soporte de las laminillas secundarias y son estas las que cumplen con el intercambio gaseoso. (Foto 11).

Las laminillas secundarias están compuestas por un epitelio plano que apoya sobre una membrana basal, una delgada capa de tejido conjuntivo y por células pilares que sostienen al epitelio respiratorio. Las células pilares rodean a

los sinusoides sanguíneos. (Foto 12).

La fosfatasa alcalina aparece localizada en las laminillas secundarias y en los vasos del filamento. Hay asimismo gran actividad de fosfatasa ácida en esa zona lo que evidencia la presencia de lisosomas. También hay positividad a la hematefina ácida.

Las laminillas presentan en el epitelio células mucosas y células clorhídricas o ionocitos.

Las células mucosas son redondas, grandes, con núcleos excéntricos y vacuolas mucosas. Se ubican en el espacio entre el epitelio respiratorio y las células pilares. Se identifican por la reacción positiva al P.A.S.. También dieron reacción positiva al Alcian Blue.

Las células clorhídricas, son más esféricas que otras células epiteliales, muy acidófilas se ubican cerca de la base de las laminillas.

En corvina debemos destacar la presencia de células "rodlet" en el tejido conjuntivo de las laminillas secundarias (son descriptas en sistema digestivo).

Irrigación.

Los vasos sanguíneos que pasan a través de los arcos branquiales envían ramificaciones a los filamentos, a partir de los cuales surgen vasos aun menores en las laminillas secundarias.

Se identificaron elementos que hacen a las vías de circulación nutricia y funcional. (Foto 11).

De la vía funcional que conduce la sangre venosa a las laminillas secundarias para el intercambio gaseoso, localizamos la arteria branquial aferente, las arterias aferentes y eferentes del filamento y los sinusoides de las laminillas secundarias.

La arteria aferente del filamento se ubica cerca del cartilago del radio branquial, mientras que la eferente está más alejada de la misma estructura.

De la circulación nutricia, arterio-venosa, distinguimos el seno venoso central, que es una extensa malla de senos sanguíneos situados entre el cartilago del radio branquial y la arteria eferente del filamento. Este seno venoso está más desarrollado en la base de los filamentos que en la porción media o apical.

DISCUSION.

Las branquias cumplen función respiratoria, osmorreguladora y excretora (Eckert y Randall, 1983).

Para que el intercambio de gases sea adecuado es necesario tener una alta velocidad de flujo de agua y también un extenso contacto entre el agua y las branquias. Esto se consigue gracias a las estructura anatómica e histológica del sistema branquial (Schmidt-Nielsen, 1976).

Los músculos estriados, abductores y aductores mantienen a las holobranquias en una posición favorable para realizar el intercambio gaseoso, de modo que regulan la presión y el flujo de agua.

El verdadero proceso respiratorio tiene lugar en las laminillas secundarias. Ellas constituyen las unidades funcionales respiratorias y se corresponden con los alvéolos pulmonares de los mamíferos (Rajbanshi, 1977; Cohen, 1979).

La morfología de las laminillas secundarias de merluza y corvina es similar a la que presentan otros peces teleósteos.

La presencia de fosfatasa alcalina en las laminillas secundarias y en los vasos del filamento está indudablemente vinculada con los intensos procesos de intercambio que tienen lugar a ese nivel.

El intercambio gaseoso tiene lugar en los sinusoides sanguíneos de las laminillas, que están revestidos por células endoteliales respiratorias. Boyd et al. (1980) establecen que ese endotelio es más delgado que el de los pulmones de mamíferos.

Las células mucosas de las branquias de los teleósteos pro-

ducen una película que protege las branquias contra la abrasión física y también actúa como agente antibacteriano (Boyd et al, 1980; Lewis, 1979, Morrison, 1979, Hughes y Wright, 1970).

Las células clorhídricas poseen todas las características de las células que transportan iones. Sardet et al. (1979) las llaman también "células ricas en mitocondrias" debido a la importancia de esos organoides en estas células. Los mismos autores demuestran la presencia en los ionocitos de un extenso retículo tubular.

La distribución de las células clorhídricas varía en peces de agua dulce o salada. En los de agua salada forman un complejo de dos -o más- células relacionadas por medios de unión entre sí (son uniones débiles que crean vías de resistencia baja). (Hossler et al., 1979 I y II). En los peces de agua dulce cada célula clorhídrica está rodeada por células respiratorias (Sardet et al., 1979).

En general las células clorhídricas son más grandes y numerosas en los peces eurihalinos y su número aumenta con el ascenso de la salinidad del ambiente. (Hossler et al., 1979 I y II).

El flujo de sangre en las laminillas secundarias va en sentido contrario al del agua y así el intercambio gaseoso a través de las superficies respiratorias se logra eficientemente.

Es un sistema en contra corriente que facilita la transferencia de oxígeno a la sangre (Gordon, 1979).

La presencia de dos vías vasculares independientes fue confirmada en las especies en estudio. La identificación de la arteria aferente y eferente del filamento que hacen a la vía funcional (arterio-arterial) y del seno venoso central que

pertenece a la circulación nutricia (arterio-venoso) nos permitieron evidenciar las dos vías vasculares. (Muir, 1970; Al-Kadhomy, 1984; Kenneth, 1979).

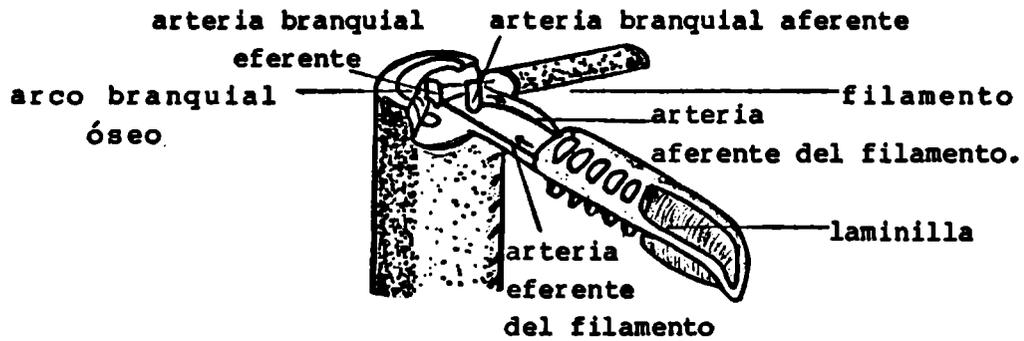
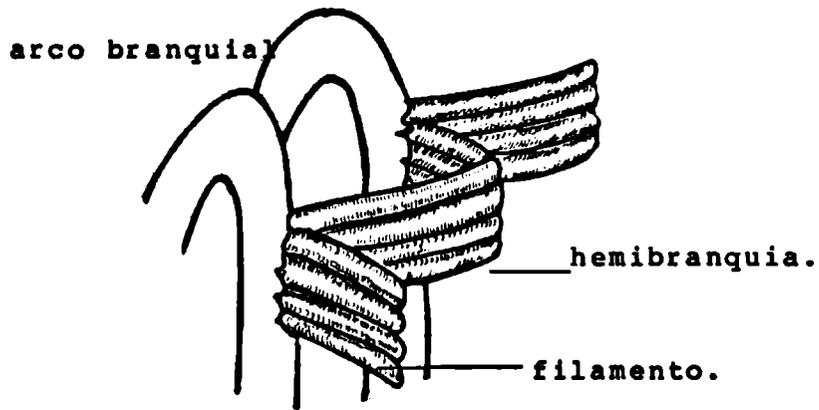


Fig.2: Esquema del arco branquial.
 (Según Lagler et al., 1977)

**TABLA VII: Estudios histoquímicos en branquias.
(merluza y corvina).**

| TECNICA | LAMINILLAS SECUNDARIAS | | | |
|--------------------|------------------------|----------|-------------------|------------------|
| | epitelio | m.basal. | vasos sanguíneos. | células mucosas. |
| Fosfatasa alcalina | + | + | + | - |
| Fosfatasa ácida | + | - | + | - |
| Hemateína ácida | + | + | + | - |
| P.A.S | - | + | + | + |
| Alcian Blue | - | - | - | + |
| Azul de Toluidina | - | - | - | - |

+ positivo.

- negativo.

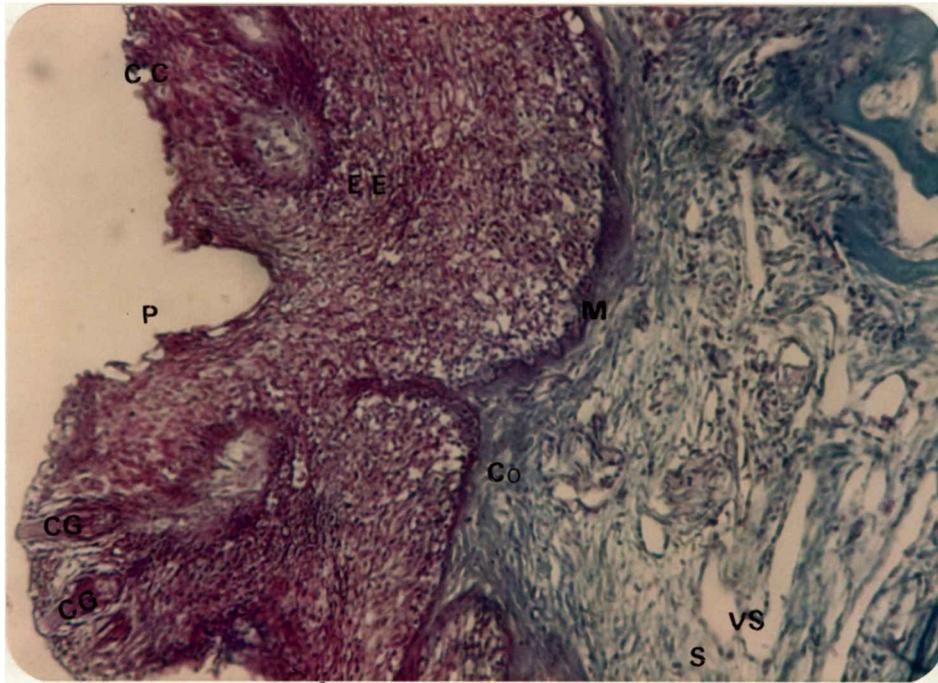


Foto 9: Branquias: Arco branquial de corvina. Mucosa(M): pliegues (P), epitelio estratificado(E.E.), células caliciformes (C.C.), corpúsculos gustativos(C.G.), corion(Co). Submucosa: vasos sanguíneos(V.S.). Tricrómico de Masson. 200X.

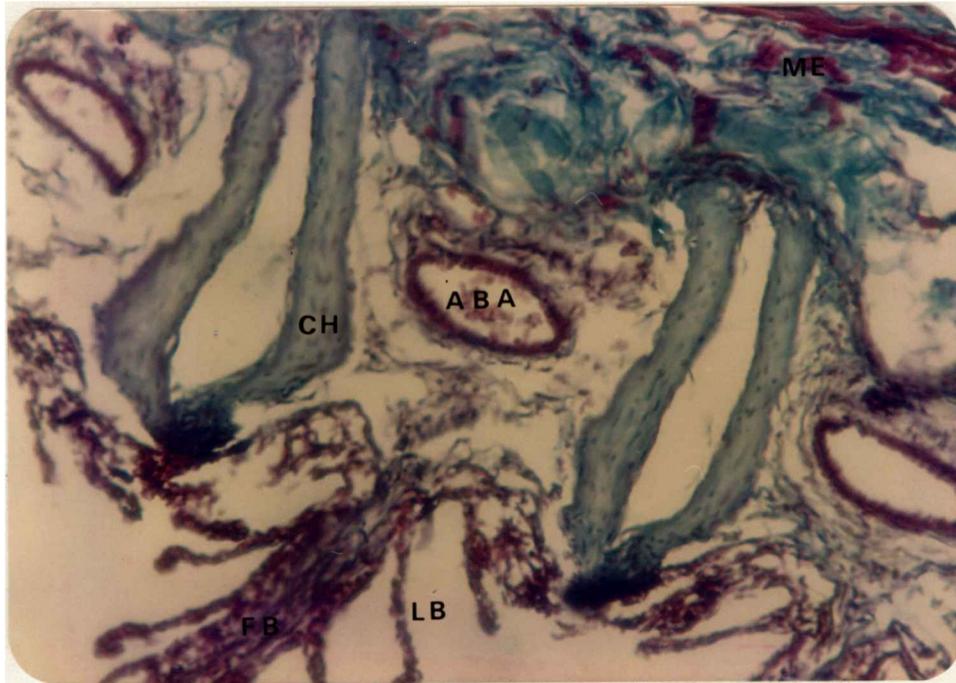
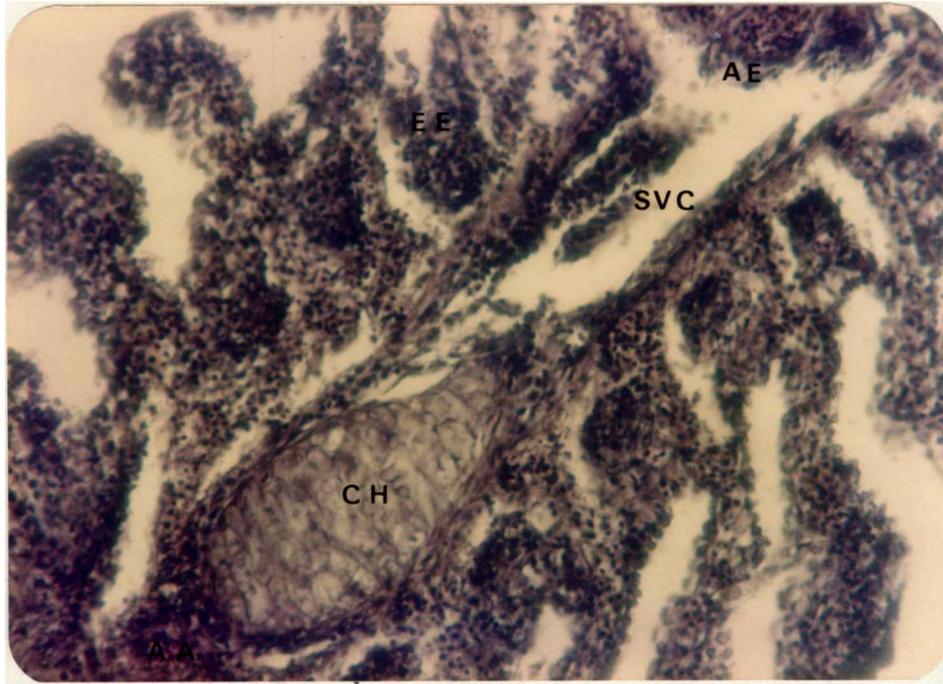


Foto 10: Branquias: Arco branquial y filamentos de corvina. Arterias branquiales aferentes (A.B.A.), cartílago hialino (C.H.), músculo estriado (M.E.). Filamentos branquiales (F.B.), laminillas branquiales (L.B.). Tricrómico de Masson. 250X.



**Foto 11: Branquias de merluza: corte transversal de un filamento.
Epitelio estratificado(E.E.), cartílago hialino(C.H.),
arteria aferente(A.A.), arteria eferente(A.E.), seno venoso
central(S.V.C.).
H.E. 250X.**

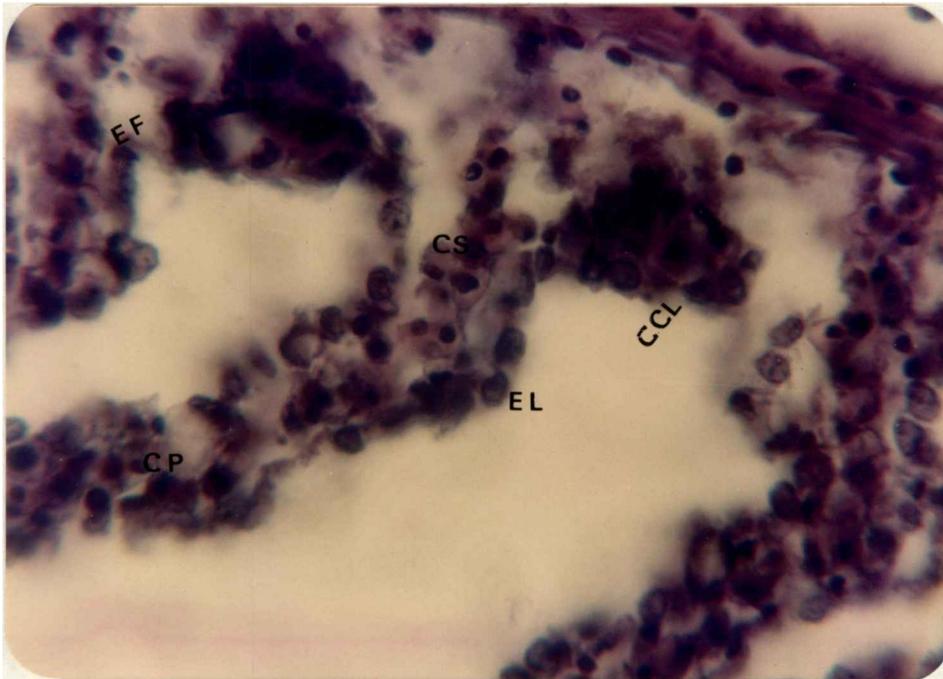


Foto 12: Branquias de merluza: Detalle de laminillas secundarias. Epitelio del filamento(E.F.), epitelio de las laminillas (E.L.), células pilares(C.P.), células clorhídricas(C.Cl.) células sanguíneas(c.S.). H.E. 800X.

VEJIGA NATATORIA.

Introducción.

La vejiga natatoria es un órgano exclusivo de los peces óseos y alcanza su máximo desarrollo entre los Acanthopterygii.

En general la vejiga natatoria de los teleósteos apenas interviene en la respiración y es principalmente un órgano hidrostático o de equilibrio capacitándolos para nadar a distintos niveles con muy poco esfuerzo. También funciona como órgano productor de sonidos y como resonador en la percepción de sonido.

Se ubica entre el tubo alimentario por un lado y la columna vertebral y los riñones por otro.

Embriológicamente se origina como una evaginación de la pared antero-dorsal del tubo digestivo. Durante su desarrollo penetra a través del peritoneo y se forma luego la vejiga natatoria propiamente dicha. No está entonces ubicada en la cavidad del cuerpo sino que es retroperitoneal. El peritoneo la cubre ventralmente en forma de un fino epitelio (mesotelio) que frecuentemente contiene cristales de guanina siendo por lo tanto de color blanco o plateado (Harder, 1975). Está irrigada por la arteria celiaca y el regreso venoso se realiza a través de las venas porta y postcardinal.

La vejiga natatoria en el pez adulto puede permanecer conectada al tubo digestivo mediante el ducto neumático, en este caso se dice que es una vejiga de tipo fisóstoma. Pero

la mayoría de las veces pierde la comunicación con el tracto digestivo, ya que la parte proximal del conducto degenera y la parte distal se modifica en una estructura de reabsorción, en este caso se dice que es una vejiga de tipo fisoclista. (Lagler et al, 1977).

La transferencia de gases a la vejiga natatoria se lleva a cabo por medio del complejo secretor de gases que está formado por la glándula de gas y la rete mirabile. La rete está bien desarrollada en la mayoría de los fisoclistos, mientras que en los fisóstomos es menos importante.

Dentro de las vejigas fisoclistas encontramos: a) vejigas parafisoclistas: en ellas la parte reabsorbente y la secretora no están netamente diferenciadas; b) vejigas eufisoclistas: en ellas la región de reabsorción y de secreción están separadas; algunas poseen diafragma o un esfínter muscular (el oval).

La merluza y la corvina poseen vejigas natatorias del tipo eufisoclista sin diafragma ni oval diferenciado. Son vejigas unicameradas de gran tamaño, que se extienden por todo el largo de la cavidad del cuerpo.

Cousseau y de la Vega (1986) nos aportan datos anatómicos actualizados. Así en merluza la glándula de gas y la rete forman una estructura compacta que ocupa las 3/4 partes de la longitud de la superficie ventral del órgano. En corvina la glándula de gas y la rete se extienden sobre las 3/4 partes anteriores de la pared ventral, teniendo la particularidad que se desprenden con facilidad del resto de las capas del órgano. Encontramos en esta última especie la presencia

de músculos sonoríficos que se presentan como dos grandes estructuras laminares dispuestas lateralmente a la vejiga natatoria sobre la pared del cuerpo. El gran tamaño del complejo secretor de la merluza se debe indudablemente a los importantes desplazamientos verticales que sufre esta especie.

Resultados.

Vejiga natatoria de merluza y corvina.

El complejo de secreción de gas de la vejiga natatoria de la merluza y la corvina se compone de tres capas: capa interna, capa media o túnica fibrosa y capa externa o serosa.

La capa interna está formada por un epitelio simple secretor, la rete mirabile y una lámina propia. (Foto 13).

El epitelio secretor presenta células cúbicas de forma y tamaño regular, con núcleos grandes basófilos de cromatina laxa. Las células dan positivas las reacciones de P.A.S. y Alcian Blue. Con la técnica de hemateína ácida se colorean de marrón oscuro por lo que se deduce que poseen lípidos diferentes al grupo de los fosfolípidos que presentan con esta técnica color azul oscuro. En corvina además se observa sobre el epitelio una cubierta acelular rica en fosfolípidos y que también reacciona con el Azul de toluidina metacromáticamente.

El epitelio está íntimamente asociado con la rete mirabile siendo una de las características más importantes de la glándula de gas en las vejigas fisoclistas. La rete mirabile está formada por numerosos capilares rectos y paralelos

que aumentan la superficie de la vejiga. Histológicamente los capilares tienen la estructura típica, con una capa de células endoteliales y una membrana basal. Es manifiesta la reacción positiva al P.A.S. de esas membranas en los capilares. También se observó actividad de fosfatasa alcalina a ese nivel y metacromasia.

En merluzase determinó la presencia de lípidos en el tejido conjuntivo que se ubica entre los capilares de la rete mirabile.

La lámina propia, formada por tejido conjuntivo laxo, es muy delgada y transcurre por debajo de la rete y está "perforada" por los capilares de la misma.

En la lámina propia de la corvina se observaron numerosas células ganglionares -Sistema Nervioso Autónomo-.

La túnica media, es a este nivel donde se presentan las diferencias más marcadas entre las dos especies por lo tanto la trataremos por separado:

Merluza: la túnica media la podemos dividir en esta especie en a) submucosa y b) capa fibrosa.

La submucosa sobre la que apoya la túnica interna se compone de tejido conjuntivo relativamente laxo, en el que se encuentran numerosos vasos sanguíneos. Estos vasos van a formar la pared de la rete mirabile. En la zona más profunda se observan numerosos grupos de células ganglionares.(Foto 14).

La zona fibrosa es una gruesa capa de tejido conjuntivo fibroso, se encuentra por fuera de la submucosa bordeada a cada lado por una delgada capa de músculo liso.

El tejido conectivo de la zona fibrosa tiene abundantes fibras colágenas que forman haces ondulados en una sola orientación -característica distintiva de estas fibras-. Se colorean de rosado con la eosina, de verde con el Tricrómico de Masson y de azul con el de Mallory. Dieron positiva la reacción de P.A.S., lo que nos permite inferir que estamos en presencia de una variedad de colágeno, en el que posiblemente se forme una cubierta de matriz amorfa (causa de esa coloración P. A.S. positiva). No ubicamos fibras reticulares en esta capa.

Corvina: a diferencia de lo que ocurre en merluza, carece de submucosa y la túnica interna apoya directamente sobre la capa fibrosa.

La zona fibrosa está formada por tejido conjuntivo denso con fibras colágenas abundantes que se disponen en dos capas fácilmente diferenciables por su orientación. Las fibras colágenas de ambas capas son perpendiculares entre sí. Como en merluza dan positiva la reacción de P.A.S..

La túnica serosa: es la capa peritoneal que cubre solamente la porción ventral de la vejiga natatoria. Es una túnica delgada de tejido conjuntivo laxo bien inervada e irrigada. Externamente está recubierta por un mesotelio.

DISCUSION.

La vejiga natatoria de la merluza y la corvina cumpliría con la función básica de órgano hidrostático. En la corvina le sumamos la función de órgano productor de sonido.

Como órgano hidrostático la vejiga natatoria secreta y reabsorbe gases (oxígeno, nitrógeno, dióxido de carbono), a fin de reducir el peso del pez y de esta forma emplear un mínimo de energía en mantener su posición en el medio marino (Lagler et al., 1977; Schmit-Nielsen, 1983).

La secreción de gases llevada a cabo a través de una estructura vascular especializada: el complejo de secreción, típico de las vejigas fisoclistas. Este complejo secretor está constituido por la rete mirabile y el epitelio glandular, está ubicado en toda la región ventral de la vejiga de merluza y en la región ventro-anterior de la vejiga de corvina. (Kuhn et al., 1963; Alexander, 1966; Morris y Albright, 1979).

La rete mirabile forma un sistema en contra corriente que es comparado con el del cuerpo coroideo del ojo (Fahlén, 1965; Grizzle, 1979; Groman, 1980). Es un sistema de intercambio por contra corriente típico que depende de la difusión pasiva. Este sistema incrementa la cantidad de gases disponibles para las células epiteliales, con lo cual permite que estos se concentren en la vejiga natatoria (Phleger et al., 1973).

En estudios realizados sobre la vejiga natatoria fisoclista de Opsanus tau L. (Morris y Albright, 1979) se observó que las células epiteliales tenían cuerpos lamelares, al igual que las células epiteliales de los pulmones de los mamíferos, aves, reptiles, anfibios y peces pulmonados. Estos cuerpos lamelares se caracterizan por presentar lípidos y fosfolípidos. Similares resultados se encuentran en las células alveolares tipo II del pulmón de mamíferos (Sorokin, 1966; Meban, 1972) y de Polypterus ornátipinnis (Marquet et al., 1974). O'Hare (1974) describe la presencia de una capa extracelular que reviste el epitelio en los pulmones de mamíferos, la misma característica es descrita por Morris y Albright (1979) en peces. Esta cubierta presenta lípidos y fosfolípidos. También se ha detectado fosfatidil-etanolamina y fosfatidil-serina en la cubierta extracelular de Coryphaenoides acrolepis, pez marino de profundidad (Phleger et al., 1973, 1977).

Si bien en este trabajo no hemos determinado la presencia de cuerpos lamelares en el epitelio, dado que no se realizaron estudios de ultraestructura, se pudo distinguir en corvina una capa extracelular sobre las células epiteliales. Esta capa resultó formada por fosfolípidos y mucopolisacáridos ácidos.

Los fosfolípidos podrían actuar como una película surfactante, al igual que en los pulmones de mamíferos reduciendo la tensión superficial (Bargmann, 1981).

La vejiga natatoria está directamente involucrada en la producción de sonido en peces óseos, de las familias Sciaeni-

dae, Melanonidae, Triglidae, Batrachoidae. Estos presentan músculos estriados, que se originan en la pared de la vejiga, los que vibran generando sonido, debido a los cambios de volumen del órgano (Lagler et al., 1977).

En la corvina se encontró músculo estriado ubicado simétricamente hacia los laterales de la vejiga y adheridos a la pared abdominal, estos músculos serían los responsables de la emisión de sonido.

En los estudios histológicos realizados en otras especies se observan diferencias en la disposición de las fibras musculares. Así en Carassius auratus (Morris y Albright, 1979) y en Morone saxatilis (Groman, 1980) las fibras musculares se disponen en una capa muscular bien definida separada de la lámina propia. En cambio en Ictalurus punctatus (Grizzle, 1979) las fibras musculares se presentan aisladas en la submucosa.

En merluza, las fibras musculares forman capas bien definidas a ambos lados de la zona fibrosa. En corvina determinamos la ausencia de fibras musculares lisas.

Tanto la secreción como la reabsorción de gases por la vejiga natatoria, son controlados por el Sistema Nervioso Autónomo. Lagler et al. (1977) establecen que la vejiga está inervada por ramas del nervio vago y por el ganglio celiacomesentérico. Se ha determinado que la reabsorción de gas es estimulada por catecolaminas y que la secreción se produce por ausencia de este estímulo (Fahlén, 1965).

TABLA VIII: Estudios histoquímicos en vejiga natatoria de merluza.

| TECNICA | TUNICA INTERNA | | | TUNICA MEDIA | |
|---------------------------------------|--------------------|---------|---------------|--------------|---------|
| | epitelio glandular | rete | lámina propia | submucosa | fibrosa |
| P.A.S. | + | + | + | + | + |
| A.B.P.A.S. | + | + | + | + | + |
| Azul de Toluidina pH 5,6 pH 4,2 | - - | + +- | - - | - - | - - |
| Hemateína ácida | + | + | - | - | - |
| Fosfatasa ácida | - | - | + | + | - |
| Fosfatasa alcalina | - | + | - | - | - |

+ positivo.

+- debilmente positivo.

- negativo.

TABLA IX: Estudios histoquímicos en vejiga natatoria de corvina.

| TECNICA | TUNICA INTERNA | | | | TUNICA FIBROSA |
|--|----------------------|-----------------------|------|------------------|----------------|
| | cubierta acelular | epitelio glandular | rete | lámina propia | |
| P.A.S. | - | + | + | + | + |
| A.B.P.A.S. | - | + | + | + | + |
| Azul de Toluidina pH 5,6 pH 4,2 | + | - | + | - | - |
| | +- | - | +- | - | +- |
| Hemateína ácida | + | + | + | - | - |
| Fosfatasa ácida | - | - | - | + | + |
| Fosfatasa alcalina | - | - | + | - | - |

+ positivo.

+- debilmente positivo.

- negativo.

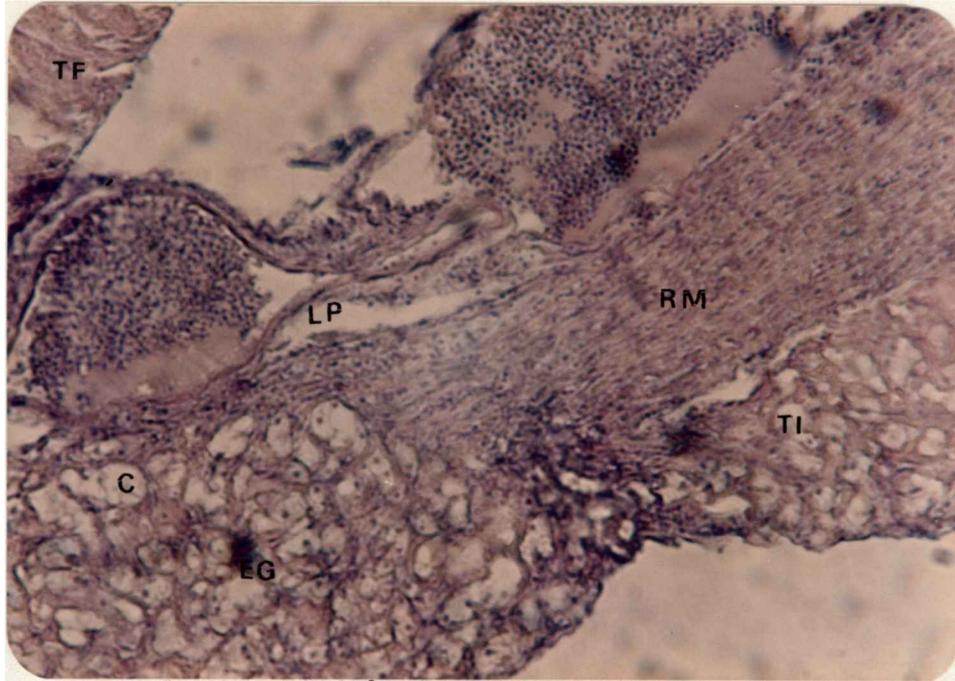


Foto 13: Vejiga natatoria de corvina: Túnica interna(T.I.):
epitelio glandular(E.G.), capilares(C.), rete mira-
bile(R.M.), lámina propia(L.P.). Túnica fibrosa(T.F.).
H.E. 250X.

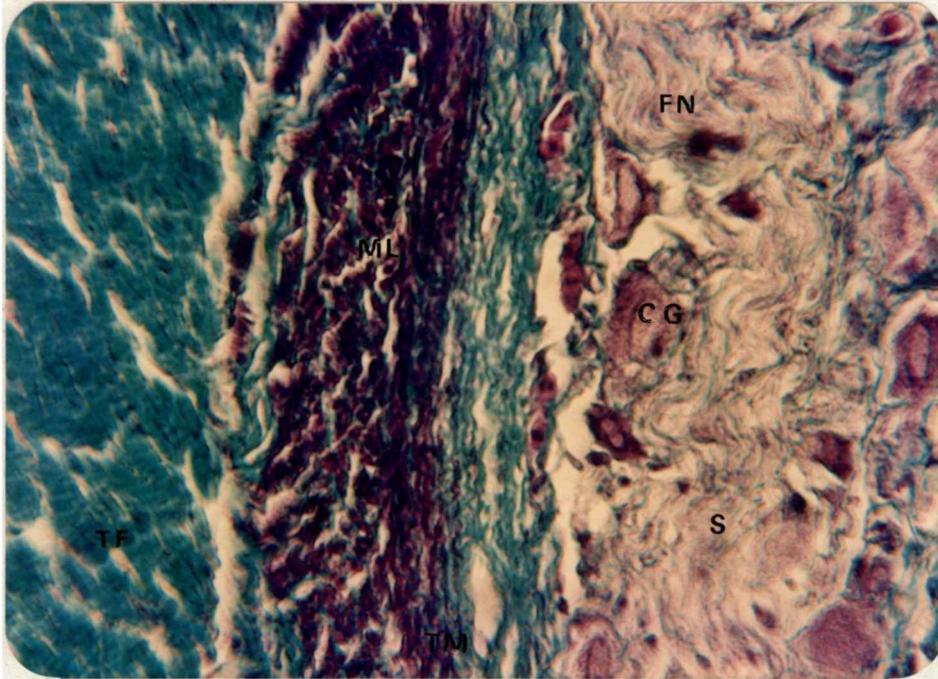


Foto 14: Vejiga natatoria de merluza: Túnica media(T.M.):sub-
mucosa(S.), células ganglionares(C.G.), fibras nervio-
sas(F.N.), fibras musculares lisas(M.L.). Túnica fi-
brosa(T.F.).
Tricrómico de Masson. 504X.

SISTEMA EXCRETOR.

Introducción.

Los riñones están sin duda dentro de los órganos más importantes de los vertebrados. En los teleósteos junto con la piel, la mucosa intestinal, el hígado y el epitelio de las branquias mantiene el equilibrio osmótico entre el pez y su medio ambiente.

Los teleósteos marinos que no tienen la necesidad de filtrar agua y reabsorber sal en el mismo grado que sus iguales de agua dulce, tienen glomérulos de tamaño reducido (en algunos están ausentes) y no tienen túbulo distal en la mayoría de los casos. La principal función del riñón de los teleósteos marinos es la excreción de iones divalentes (Goldstein, 1982).

En la merluza y la corvina, como en el resto de los teleósteos, los riñones presentan: 1) tejido excretor -nefronas-; 2) tejido hematopoyético; 3) tejido endócrino con sus diferentes estructuras: a- corpúsculos de Stannius
b- tejido interrenal
c- células cromafines.

Una reseña del riñón de los anamniotas permitirá interpretar mejor las estructuras estudiadas en este sistema:

Se admite hoy de un modo general que los precursores de los vertebrados poseían un órgano excretor, al que se le ha dado el nombre de arquinefros y holonefros. La porción anterior del riñón arquinéfrico se presenta en el embrión de la mayoría de los vertebrados como una estructura transitoria a la que suele

dársele el nombre de pronefros. Puede suceder: a) que perdure en estado adulto en cuyo caso se le da el nombre de riñón de cabecera o cefálico (en mixinoideos y algunos teleósteos) b) que se transforme enteramente en una masa de tejido hematopoyético en el adulto.

La importancia del pronefros estriba principalmente en el papel que desempeña en la formación del conducto arquinéfrico que subsiste aun cuando desaparezca el pronefros.

El resto del riñón, posterior a la región pronéfrica se llama opistonefros y es en realidad la parte más importante ya que funciona como riñón adulto en las lampreas, en la mayoría de los peces y en los anfibios.

Es común emplear el término mesonefros para designar al opistonefros, sin embargo el opistonefros de los anamniotas no es completamente comparable al mesonefros del embrión de los amniotas. Los tres tipos de riñones -pronefros, mesonefros y metanefros- que aparecen en los embriones de los amniotas representan estructuras derivadas de diferentes niveles del arquinefros primitivo, que se suceden en un orden antero-posterior. El opistonefros ocupa en realidad una región que en los amniotas corresponde tanto al riñón mesonéfrico como al metanéfrico. (Weichert, 1977; Pirlot, 1976).

Los riñones de los peces presentan una gran diversidad morfológica pero su ubicación es esencialmente similar. Ocupan una posición dorsal en todas las especies, se ubican por encima de la cavidad del cuerpo ventralmente a la columna vertebral y a la aorta dorsal, justo por fuera del peritoneo (Lagler et al., 1977).

En el caso de los teleósteos no existe comunicación entre los testículos y los riñones opistonéfricos.

En la corvina se encuentra un "riñón cefálico" con tejido hematopoyético o linfomieloide y muy pocos túbulos renales y un riñón del tronco -opistonefros- con tejido excretor y linfomieloide.

La merluza no muestra diferencias histológicas netas entre el riñón cefálico y el del tronco. El cefálico sería la continuación anterior del riñón del tronco, ambos están compuestos por tejido excretor y tejido linfomieloide.

Resultados.

Riñón opistonéfrico.

En ambas especies el parénquima renal no presenta corteza y médula como ocurre en los mamíferos.

El opistonefros de la merluza y de la corvina presenta una cápsula de tejido conectivo con fibras abundantes.

La unidad funcional renal es como en el resto de los vertebrados el nefrón. Por su habitat la merluza y la corvina presentan un nefrón con glomérulos típicos del ambiente marino (pequeños y con menor cantidad de células sanguíneas).

Cada nefrón está formado por un corpúsculo renal y una porción tubular.

Corpúsculo renal: representa la primera porción engrosada del nefrón. Por ser las dos especies de habitat marino sus corpúsculos renales son escasos y pequeños. Su ubicación no está determinada a una zona sino que están dispersos en todo el riñón. Es característico el hecho de encontrar corpúsculos de diferentes tamaños, unos sumamente pequeños y los otros de dimensiones un poco mayores. El diámetro de los corpúsculos

es: corvina: corpúsculos grandes: $52,5 \pm 5,3 \mu\text{m}$

corpúsculos chicos: $41,3 \pm 2,4 \mu\text{m}$

merluza: corpúsculos grandes: $58,5 \pm 3,4 \mu\text{m}$

corpúsculos chicos: $40,5 \pm 3,5 \mu\text{m}$

La cantidad de corpúsculos es menor en merluza que en corvina, por lo que se hacen de fácil ubicación en esta especie.

(Foto 15).

Al igual que en los otros vertebrados el corpúsculo se compone de un ovillo capilar, el glomérulo, rodeado por una cápsula de Bowman. Esta última está formada por una capa externa u hoja parietal y una capa interna u hoja visceral que está en contacto directo con el glomérulo. El glomérulo está formado por numerosos capilares compuestos por células endoteliales. El epitelio visceral formado por podocitos está separado de los capilares por una lámina densa, resultado de la fusión de las membranas basales del endotelio y del epitelio. Ante el tratamiento con P.A.S., las membranas basales tienen una reacción fuertemente positiva que las pone en evidencia.

Entre las dos láminas de la cápsula del glomérulo se delimita el espacio de Bowman. La luz del espacio es continua con la del túbulo renal.

Las células yuxtaglomerulares que en teleósteos son consideradas homólogas a las de los mamíferos, fueron halladas en Micropogonias furnieri no pudiéndose identificar en Merluccius hubbsi.

Como en los mamíferos las células yuxtaglomerulares provienen de la modificación de las células musculares lisas de la túnica media de la arteriola aferente y se individualizaron dentro de la pared arterial cerca del glomérulo. Su aspecto es hipertrófico, con un citoplasma granular, con un núcleo prominente y de forma irregular. La coloración que permite ubicarlas más nítidamente es el Tricrómico de Mallory, por la afinidad que presentan con el Orange G.

En el interior de la luz de los capilares glomerulares distinguimos las células rojas sanguíneas, cuyo bajo número es

normal en los teleósteos marinos.

No fueron distinguidas células mesangiales en merluza ni en corvina.

Túbulo renal: conecta el corpúsculo con los ductos colectores, que vierten la orina en los ductos opistonéfricos. Cada túbulo renal posee distintas variaciones morfofisiológicas que pueden ser descriptas como segmentos.

En las nefronas de las especies en estudio hemos distinguido cinco segmentos tubulares: 1) segmento del cuello, 2) primer segmento proximal, 3) segundo segmento proximal, 4) segmento distal y 5) tubo colector.

Segmento del cuello: surge de la transformación de las células de la capa parietal de la cápsula de Bowman a la altura del polo urinario. Es un segmento corto, de células cuboidales basófilas, con núcleos redondeados ubicados centralmente. No presenta ribete en cepillo.

Primer segmento proximal: presenta células cúbicas altas o columnares con núcleos basales de cromatina laxa. El citoplasma es levemente acidófilo. En algunos cortes pudo distinguirse una mayor acidofilia basal respecto a la supranuclear. Posee una luz relativamente amplia y un importante ribete en cepillo P.A.S. positivo. Se pusieron en evidencia los lisosomas presentes en el citoplasma de este segmento (fosfatasa ácida). La fosfatasa alcalina aparece localizada en el ribete en cepillo. (Foto 16).

Segundo segmento proximal: está formado por células cúbicas con ribete en cepillo -menor que el del segmento anterior-.

Los núcleos son de ubicación central o apical y de cromatina en gránulos gruesos. El citoplasma es fuertemente acidófilo. El borde apical reacciona con el P.A.S. y con el Alcian Blue. La luz tubular es de diámetro menor que la del segmento primario. (Foto 16).

Segmento distal: se lo ha encontrado en algunos cortes en mínima proporción. Posee un epitelio columnar bajo o cúbico con células acidófilas. Los núcleos pueden ser de ubicación basal o central. Una de las características de este segmento es que durante la fijación se retrae más que los otros. Carece de borde en cepillo.

Ducto colector: desde su inicio hasta la unión con los ductos opistonéfricos, su epitelio varía de columnar bajo a pseudoestratificado. Posee núcleos redondos basales o centrales y citoplasma basófilo. Los límites celulares son generalmente nítidos. Está rodeado por una capa de tejido conjuntivo que va aumentando de grosor en los túbulos mayores, en los cuales se presentan algunas fibras musculares lisas asociadas al conectivo. Progresivamente, también, va aumentando el diámetro tubular y la luz. En su interior se observan microvellosidades, pero no un ribete en cepillo, que dan una reacción notablemente positiva la A.B.P.A.S. De manera similar a los túbulos proximales primarios y secundarios, se observó en los colectores algunas secciones muy positivas ante las fosfatasas ácida y alcalina, y otras con reacciones más débiles.

Suelen verse células intercalares entre las células epiteliales, poseen núcleos aplanados y escaso citoplasma. (Foto 15).

Ducto opistonéfrico.

Posee un epitelio columnar pseudoestratificado, con núcleos basales, rodeado de tejido conjuntivo fibroso con fibras musculares lisas. (Foto 17).

Tejido linfomieloide.

El tejido linfomieloide es otro de los elementos presentes en el parénquima renal. Coincidiría su presencia con la intervención del riñón de los teleósteos en la formación de elementos sanguíneos. (Foto 18).

Se ubica en la corvina en el riñón cefálico y entre el tejido excretor del riñón del tronco. En la merluza se localiza entre el tejido excretor de su riñón.

Este tejido está formado por cuatro tipos celulares: hemoblastos, eritroblastos, linfocitos y macrófagos.

Los eritroblastos se encuentran en distintos estadios de maduración y son difíciles de identificar.

Los macrófagos, contienen melanina y lipofucsina, pigmento de color amarillo-ladrillo, fagocitados por la célula. Los macrófagos se agrupan en centros que reciben el nombre de centros melano-macrófagos.

Estos centros se ubican cerca de ramas venosas y a menudo alrededor de ellos se hallan numerosos linfocitos.

La merluza se caracteriza por la abundancia de estos centros, no así la corvina que los posee en menor cantidad.

Los melano-macrófagos son positivos a la fosfatasa ácida y negativos a la fosfatasa alcalina.

Se evidenció metacromasia (Azul de Toluidina) en el tejido hemopoyético que rodea los centros melano-macrófagos y los túbulos renales.

Tejido interrenal y cromafin.

Los tejidos interrenales y cromafin de los teleósteos son los homólogos a la corteza y médula adrenal de los mamíferos, respectivamente y se hallan separados entre sí.

Tejido interrenal.

El tejido interrenal se localiza en Micropogonias furnieri en el riñón cefálico, íntimamente asociado con la vena cardinal posterior y sus ramificaciones. En Merluccius hubbsi al no estar individualizado un riñón cefálico la ubicación es más difusa pero siempre en relación con los vasos cardinales.

El tejido interrenal está compuesto por cordones anastomosados de células de forma cuboidal o columnar, que se ven marcadamente acidófilas en comparación con el tejido linfomieloide que las rodea. Los cordones celulares están penetrados por fibras nerviosas y sinusoides sanguíneos o tributarios de la vena cardinal posterior cuyos endotelios se ponen en contacto con el citoplasma de las células interrenales.

Se suele distinguir el tejido interrenal aún en los preparados corrientes de Hematoxilina y Eosina. (Foto 18).

Las células interrenales poseen núcleos pequeños y uniformes.

Se evidenció la presencia de lípidos en las células, las cuales presentaron metacromasia y dieron franca positividad al P.A.S.

Tejido cromafin.

En las especies en estudio se ubica en estrecha asociación con el tejido interrenal y siempre en relación con las venas cardinales y sus tributarias a lo largo del riñón.

Sus células son epiteliales, de forma irregular, con citoplasma pálido y grandes núcleos redondeados o más o menos irregulares, ubicados centralmente.

Las células cromafines son más grandes e irregulares que las del tejido interrenal.

Solo un tipo celular cromafin pudo ser distinguido en merluza y corvina con los métodos histológicos que utilizamos.

Corpúsculos de Stannius.

Los corpúsculos de Stannius -así llamados en honor a su descubridor- son cuerpos glandulares presentes en el riñón opistotónico de los teleósteos. (Foto 19).

En corvina y merluza son típicas glándulas endócrinas, de tipo reticular, con cápsula y cordones celulares apoyados sobre membranas basales ricas en fibras de reticulina y con gran cantidad de capilares en el tejido conectivo que hay entre las

células. Ese tejido conjuntivo es muy escaso y solo se pone en evidencia con las técnicas tricrómicas.

En las especies en estudio solo se identificó un tipo celular en los corpúsculos. Estas células son P.A.S. positivas y mostraron poca actividad lisosómica.

DISCUSION.

A diferencia de lo descrito para mamíferos (Weichert, 1977; Greep y Weiss, 1978; Bargmann, 1981) y para aves (Hodges, 1974) en el riñón de Merluccius hubbsi y de Micropogonias furnieri no fueron identificadas una corteza y una médula. Estos mismos resultados han sido mencionados por Groman (1982) para Morone saxatilis y por Kendall y Hinton (1974) para Ictalurus punctatus.

Los corpúsculos renales en las especies que estudiamos se hallan dispersos en todo el riñón, su número es escaso y su tamaño pequeño, característica que corresponde a especies de habitat marino.

Estos datos son coincidentes con los resultados obtenidos por Colville et al. (1983) en su estudio comparativo de corpúsculos en Salmo gairdneri de agua dulce y similares adaptados al agua de mar. En estos últimos halló corpúsculos renales más pequeños, con menor número de células sanguíneas. Ambos cambios estructurales son indicadores de profundas alteraciones en la función renal, al adaptarse al medio marino.

En corvina y merluza, el espacio de Bowman no resultó tan pequeño como el descrito para el Salmo gairdneri de ambiente marino.

Las células yuxtaglomerulares en los teleósteos son consideradas homólogas a las de los mamíferos (Yasutake y Wales, 1983) y controlarían parcialmente por medio de la renina el flujo sanguíneo. A diferencia de algunos ordenes de mamíferos

en los teleósteos , las células yuxtaglomerulares son P.A.S. positivas, como fue reportado por Oguri (1980, a y b).

Con el tricrómico de Mallory los gránulos de estas células toman en teleósteos el orange G y en mamíferos la fucsina.

No existe coincidencia sobre la presencia de las células yuxtaglomerulares en algunas especies. Mientras Krishnamurthy y Bern (1969) declaran su ausencia en algunas especies de la Familia Salmonidae, Oguri y Sokabe (1974) reportan lo contrario en todas las especies del orden Salmoniformes que estudiaron. En nuestro trabajo fueron identificadas en Micropogonias furnieri no hallándose en Merluccius hubbsi.

Si bien de Ruitter (1980, 1981) indica la presencia de células mesangiales en teleósteos, no fueron identificadas en merluza ni en corvina.

Un túbulo opistonéfrico típico se compone de un cuello estrecho adyacente al corpúsculo renal y de las porciones secretoras y colectoras.

Para todas las especies de teleósteos a cuya bibliografía hemos tenido acceso, fue descrito el segmento del cuello. En mamíferos, las distintas especies presentan variaciones en estructura y presencia, por ejemplo, no existe en la rata y en el hombre está formado por un epitelio plano simple, semejante al de la lámina parietal de la cápsula de Bowman (Greep y Weiss, 1978). Por su parte en aves, se presenta más como una constricción del túbulo proximal que como un verdadero segmento (Hodges, 1974).

El primer segmento proximal presenta una mayor acidofilia basal respecto a la apical, como fue encontrado en Morone saxatilis por Groman (1982), en Salmo gairdneri por Yasutake y Wales (1983) y en Ictalurus punctatus por Kendall y Hinton (1974).

Si bien existen semejanzas entre el primer segmento proximal de merluza y corvina con la pars convoluta del túbulo proximal de los mamíferos; no podemos inferir similitud funcional alguna entre los dos. La presencia de ribete en cepillo abundante podría indicar que se lleva a cabo un proceso de reabsorción.

La función del segundo segmento proximal es la secreción de iones divalentes, tal como fue sugerido por Anderson y Mitchum (1974). Esto coincide con la notable acidofilia que presenta este segmento, característica importante en células secretoras de iones.

Un segmento intermedio entre el proximal secundario y el colector fue descrito en algunas especies de agua dulce por Yasutake y Wales (1983), Kendall y Hinton (1974) y Grizzle y Rogers (1964).

No fue visto este segmento intermedio en la merluza ni en la corvina, coincidiendo con Groman (1982) para especies que transcurren la mayor parte de su vida en ambiente marino. Esto nos daría un punto de aproximación en lo que se refiere a la presencia o ausencia del segmento, de acuerdo con la salinidad del medio ambiente en que la especie desarrolla su existencia.

Si bien en mamíferos y aves el asa de Henle ocupa el

mismo sitio que el segmento intermedio en teleósteos, no hay ningún tipo de comparación fisiológica posible, ya que el segmento intermedio está presente en especies que no necesitan concentrar la orina.

El segmento distal se encuentra en mínima proporción por lo que fue difícil de individualizar. Anderson y Mitchum (1974) le asignan la función de conservar sales, al ser las especies en estudio de habitat marino se explicaría su escaso número.

El ducto colector muestra las mismas características histológicas que los de otras especies (Salmo gairdneri, Ictalurus punctatus, Polyodon spathula, etc.)

Las células intercalares se ubican en los distintos segmentos, se hallan más frecuentemente en el ducto colector. Algunos investigadores sugieren que estas células son células viajeras de la sangre. (Grizzle y Rogers, 1964).

En los teleósteos la mayor parte de la formación y diferenciación de eritrocitos y leucocitos se realiza en el tejido linfomieloide del riñón.

Forman parte de este tejido los macrófagos agrupados en centros conteniendo melanina. Son característicos de varias especies de peces y fueron llamados por Agius (1980) centros melano-macrófagos.

Agius y Roberts (1980) establecen que el factor que contribuye en mayor medida a la acumulación de pigmentos dentro de estos agregados celulares es el catabolismo celular y este fenómeno podría ser común a todas las especies independientemente de la edad del ejemplar.

Los centros melano-macrófagos de las especies en estudio son P.A.S. negativo en coincidencia con lo encontrado en el Salmo gairdneri por Agius y Roberts (1980) y a diferencia de lo hallado por Groman (1980) para el Morone saxatilis y por Tokumaru y Ferri (1970) para dos especies de Ictalurus punctatus y Cyprinus carpio.

Agius (1980) establece que la frecuente aparición de los linfocitos rodeando los centros melano-macrófagos sugiere un eventual rol inmunológico en procesos antigénicos.

En apoyo a esta probable función de inmunidad debe tenerse en cuenta la íntima conexión de los centros con las ramas venosas. (Agius y Roberts, 1980; Blanchod, 1987).

El mismo Agius teoriza que los centros serían análogos de los centros germinales de aves y mamíferos.

El tejido interrenal es considerado el homólogo de la corteza adrenal de los mamíferos (Anderson y Mitchum, 1974). Tal como en mamíferos, dos tipos de corticoesteroides son secretados al torrente sanguíneo: glucocorticoides y mineralocorticoides que actúan sobre el metabolismo de los hidratos de carbono y la osmorregulación respectivamente (Lagler et al., 1977).

Por la homología con la corteza adrenal de vertebrados superiores y por comprobaciones aisladas llevadas a cabo en teleosteos, los corticoesteroides actuarían sobre el catabolismo de las proteínas, la liberación de linfocitos y de anticuerpos. A estas funciones de las hormonas interrenales se

le agregan efectos sobre el comportamiento durante la reproducción y el desove, crecimiento, etc. (Groman, 1982; Yasutake y Wales, 1983).

La escasez de lisosomas en estas células podría ser una característica universal de las células interrenales de los teleósteos, completamente diferente al resto de los vertebrados e incluso a los de otros grupos de peces, donde las células están repletas de lisosomas (Jung et al., 1981).

El tejido cromafin de los teleósteos es considerado el homólogo de la médula adrenal de los mamíferos (Anderson y Mitchum, 1974).

La ubicación de las células cromafines en merluza y corvina, coincide con la hecha por Groman (1980) para el Morone saxatilis, con la de Yasutake y Wales (1983) para el Salmo gairdneri y con la realizada por Yoakim y Grizzle (1980) para el Pimephales promelas.

Estos últimos autores describen en la Familia Cyprinidae dos tipos de células cromafines, las células claras que producen adrenalina y las oscuras que secretan noradrenalina. Solo un tipo celular se distingue en merluza y corvina con los métodos histológicos usados: células epiteliales de forma irregular, con citoplasma pálido y grandes núcleos ubicados en el centro de la célula.

Los corpúsculos descritos por Stannius en 1829, se ubican en merluza y corvina en el riñón opistonéfrico.

Son de forma esférica, a diferencia de lo que ocurre en

Salmónidos (Yasutake y Wales, 1983), Fundulus heteroclitus y Carassius auratus, donde poseen una conformación multilobulada. (Bonga et al., 1980).

En varias especies ha sido comprobada la existencia de dos tipos celulares: tipo I, P.A.S. positivo para el cual se demostró actividad hipocalcémica; tipo II, P.A.S. negativo, al cual se le atribuye una acción de regulación hidromineral en agua dulce. (Bonga et al., 1980).

En merluza y corvina hay un solo tipo celular, que correspondería al tipo I. Esta conclusión está respaldada por el hecho de ser P.A.S. positivas, reacción característica de este tipo celular y porque sólo células de este tipo fueron encontradas al analizar ultraestructuralmente corpúsculos de Stannius provenientes de especies estenohalinas de agua de mar. Por otra parte, las células del segundo tipo se hallan en especies de agua dulce o eurihalinas que pasan la mayor parte de su vida en agua dulce (Oguri y Sokabe, 1974).



TABLA X: Estudios histoquímicos en riñón.
(merluza y corvina).

| TECNICA | Primer seg. proximal | | Segundo seg. proximal | | T.colector |
|--------------------|----------------------|------------|-----------------------|------------|------------|
| | Ribete | Citoplasma | Ribete | Citoplasma | |
| P.A.S. | + | - | + | - | - |
| A.B.P.A.S. | - | - | + | - | - |
| Azul de Toluidina | | - | - | - | |
| Fosfatasa ácida | - | + | - | + | + |
| Fosfatasa alcalina | + | + | + | + | + |
| Sudan IV | - | - | - | - | - |
| Fast Green | + | + | + | + | + |
| Hemateína ácida | + | + | + | + | + |

+ positivo.

- negativo.

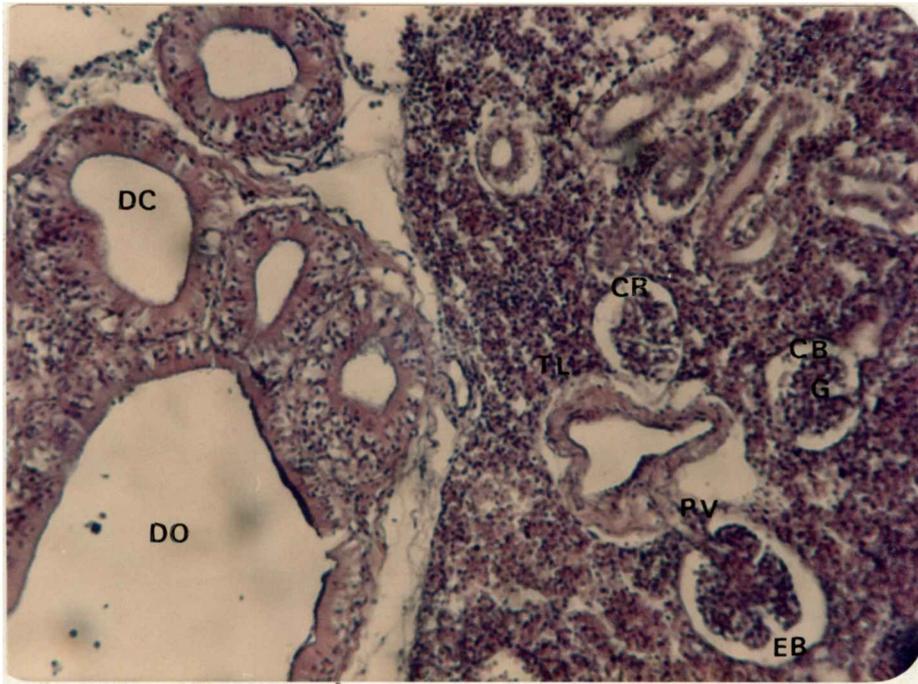


Foto 15: Riñón opistonéfrico de corvina. Corpúsculos renales.
(C.R.): cápsula de Bowman(C.B.), espacio de Bowman
(E.B.), glomérulo(G.), polo vascular del corpúsculo
(P.V.). Ductos colectores(D.C.), ducto opistonéfrico
(D.C.). Tejido linfomieloide(T.L.).
200X. H.E.

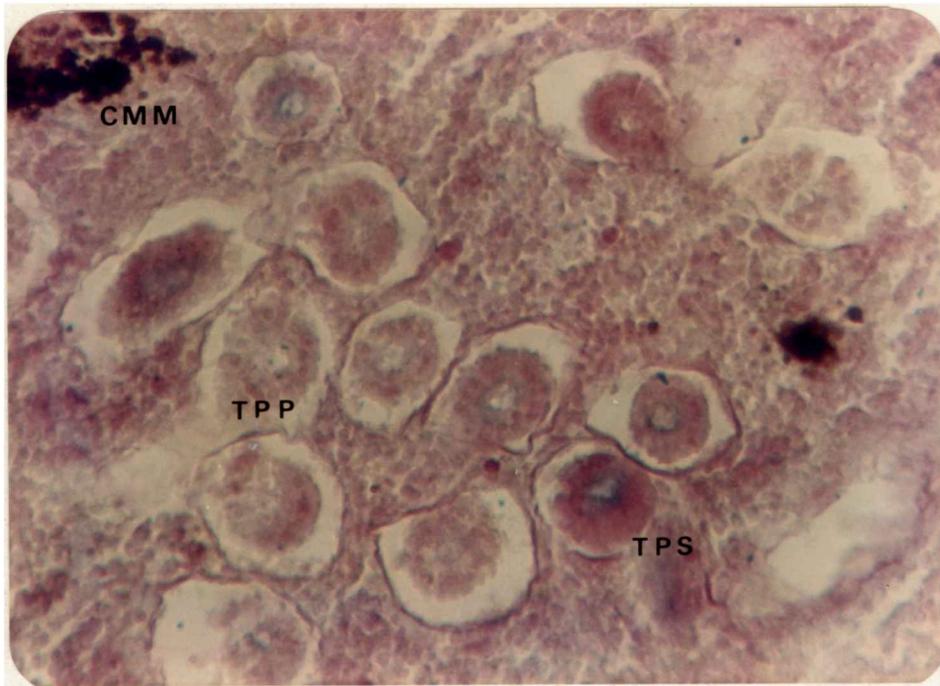


Foto 16: Riñón de merluza. Porción tubular: túbulos proximales primarios (T.P.P.), túbulos proximales secundarios (T.P.S.). Centro melano-macrófago (C.M.M.). A.B.P.A.S. 250X.

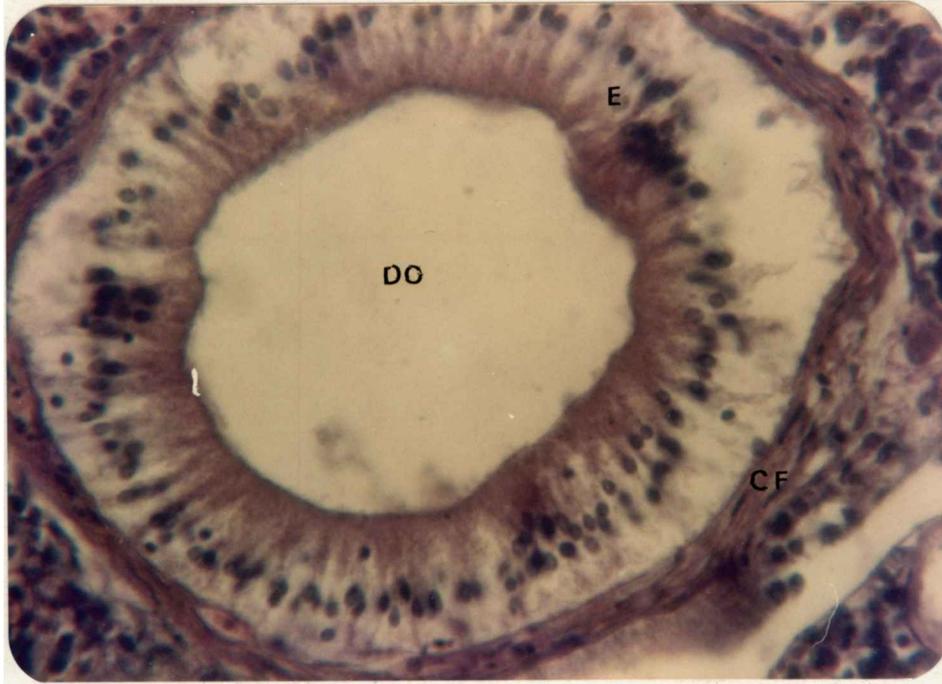


Foto 17: Riñón de merluza. Ducto opistonéfrico(D.O.): epitelio (E.), capa fibrosa(C.F.).
H.E. 504X.

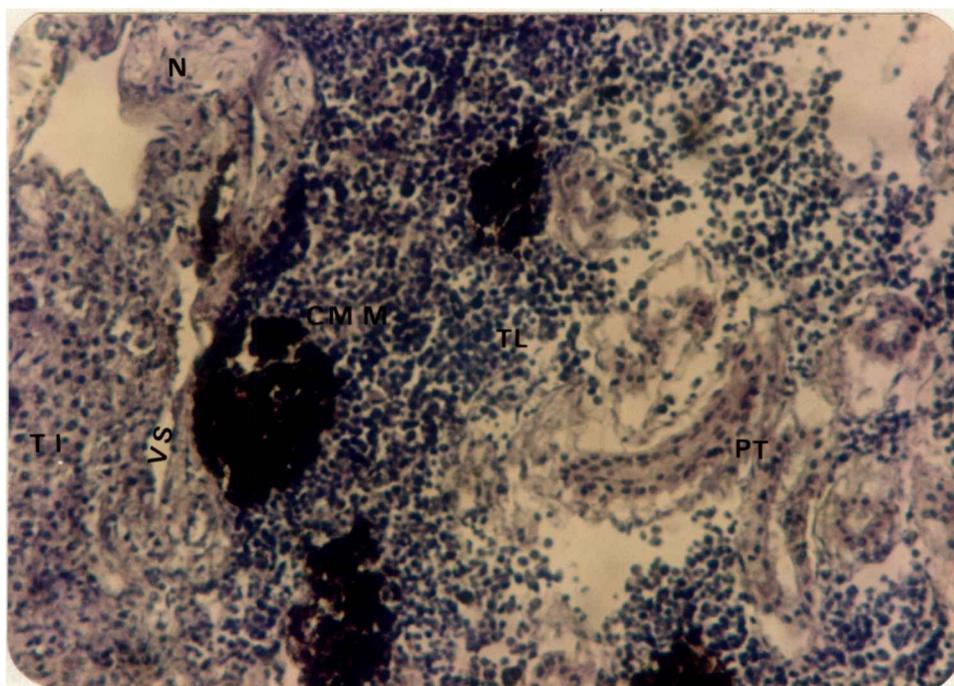


Foto 18: Riñón de merluza: Porción tubular (P.T.). Tejido linfomieloide (T.L.), centros melano-macrófagos (C.M.M.). Tejido interrenal (T.I.). Nervios (N.). Vasos sanguíneos (V.S.). H.E. 312X.

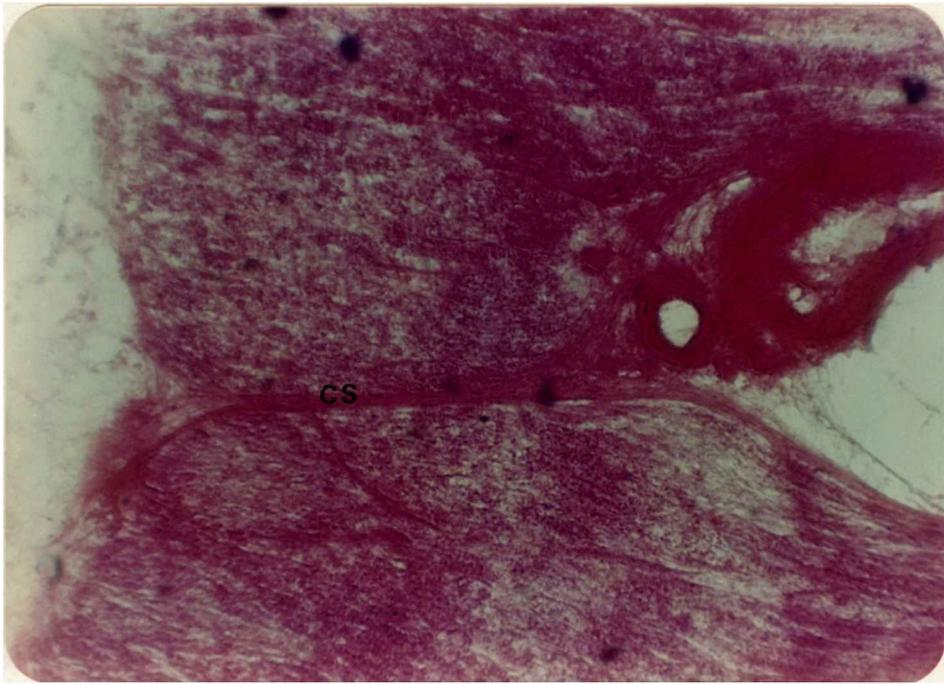


Foto 19: Riñón de merluza: Corpúsculos de Stannius(C.S.).
P.A.S. 100X.

Biblioteca Facultad de Ciencias Veterinarias La Plata

Pedido... O/S

Procedencia... Sección de Parasitología

Precio... Fecha: Mayo/90

BIBLIOTECA
FACULTAD CIENCIAS VETERINARIAS

BIBLIOGRAFIA.

- Agius, C. 1980. Philogenetic development of melano macrophage centers in fish. Jour. of Zool. (London). 191: 11-31.
- Agius, C. y Roberts, R.J. 1980. Effects of starvation on the melano macrophage centers of fish. J.Fish Biol. 19: 161-169.
- Alexander, R.McN. 1966. Physical aspects of swimblader function. Biol.Rev. 41: 141-176.
- Al-Hussaini, A.H. 1949 a. On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their feeding habits: anatomy and histology. Quart.J.Microscop.Sci. 90: 109-139.
- Al-Hussaini, A.H. 1949 b. On the functional morphology of the alimentary tract in some fish in relation to differences in their feeding habits: cytology and physiology. Quart.J.Microscop.Sci. 90: 323-354.
- Al-Kadhomy, N.K. 1984. Vascular pathways in the gill filaments of the flounder Platichthys flesus, L. J.Fish Biol. 24: 105-114.

- Amlacher, E. 1964. Manual de enfermedades de los peces.
Ed. Acribia. Zaragoza.
- Anderson, B.G. y Mitchum, D.L. 1974. Atlas of trout histology. Wyoming Game and Fish Commission Bulletin 13.
- Angelescu, V. y Gneri, F.S. 1949. Adaptaciones del aparato digestivo al régimen alimenticio en algunos peces del Río Uruguay y del Río de La Plata. Rev.Inst.Nac.Invest. Cs.Nat.Anexo Museo Argentino Cs. Nat."Bernardino Rivadavia". (Bs.As.). Cienc.Zool., 1(6): 161-272.
- Angelescu, V.; Gneri, F.S. y Nani, A. 1959. La merluza del Mar Argentino (Biología y taxonomía). Secretaría Marina. Ser.Hid.Naval, Bs.As., Pub. H 1004: 1-224.
- Angelescu, V. y Cousseau, M.B. 1969. Alimentación de la merluza del Talud Continental Argentino, época invernal (Merluccidae, Merluccius merluccius hubbsi). Bol.Inst. Biol.Mar., Mar del Plata, 19: 1-78.
- Baker, J.R. 1946. The histochemical recognition of lipine Quart.J.Micr.Sci. 87: 441-470.
- Bannister, L. 1966. Is Rhabdospora thelohani (Laguesse) a sporozoan parasite or a tissue call of lower vertebrates, Parasitology 56: 633-638.

- Barber, L.D. y Westermann, J.E.M. 1975. "Rodlet cells" in Catostomus commersonii (Teleostei:Pices): secretory cell or parasite? *Experimentia*, 31: 924-925.
- Bargmann, W. 1981. *Histología y Anatomía Microscópica Humanas*. Ed. Celcius.
- Bassi, M.S.C.de; Fernández Surribas, J. y von Lawzewitsch; I. *Microscopía y Técnicas histológicas. Lecciones de histología veterinaria*. Ed. Hemisferio Sur. 1984.
- Bello, A.; Luft, J. y Pigott, G. 1981. Improved histological procedure for microscopic demonstration of related changes in fish muscle tissue structure during holding and freezing. *J. Food Sc.*, 46: 733-737.
- Bitensky, L. 1962. The demonstration of lysosomes by the controlled temperature freezing-sectioning method. *Quart. J. Micros. Sci.*, 103: 205-9.
- Blanchod, N.N. 1987. Comunicación personal.
- Bloom, W. y Fawcett, D. 1983. *Tratado de histología*. Ed. Labor.
- Bonga, S.E.W.; van der Meij, J.C.A. y Pang, P.K.T. 1980. Evidence for two secretory cell types in the Stannius Bodies of the teleost Fundulus heteroclitus and Cara-

- ssius auratus. Cell. Tiss.Res. 212: 295-306.
- Boyd, R.B.; De Vries, A.L.; Eastman, J.T. y Pietra; G.G.
1980. The secondary lamellae of the gills of cold water (high latitude) teleost. Cell.Tiss.Res. 213: 361-510.
- Bucke, D. 1971. The anatomy and histology of the alimentary tract of carnivorous fish the pike Esox lucius L. J.Fish Biol. 3: 421-431.
- Butcher, R.G.y Chayen, J. 1966 a. Quantitative studies on the alkaline phosphatase reaction. J.Roy.micr.Soc., 85: 111-17.
- Butler, P.J.; Metcalfe, J.D.; Ginley, S.A. 1986. Plasma catecholamines in lesser spotted dogfish and rainbow trout at rest during different levels of exercise. J.Exp.Biol. 123: 409-421.
- Cabero, J.L. 1987. Participación de los microtúbulos en la secreción ácida de mucosas gástricas aisladas de Bufo arenarum Hensel. Seminario para la Lic.Cs.Biol. UNMDP.
- Ciechomski, J.D. de. 1967. Carácter del desove y fecundidad de la merluza argentina, Merluccius merluccius hubbsi del sector bonaerense. Bol.del Inst.Biol.Mar. 13: 1-30.
- Clarke, A.J. y Witcomb, D.M. 1980. A study of the histology

- and morphology of the digestive tract of the common eel (Anguilla anguilla). J.Fish Biol. 16: 159-170.
- Cohen, A.B. 1979. Lung metabolism: cells. Lung cell biology. Federation proceedings. 38: 2635-2636.
- Colville, T.P.; Richards, R.H. y Dobbie, J.W. 1983. Variations in renal corpuscular morphology with adaptation to sea water in rainbow trout, Salmo gairdneri Richardson. J.Fish Biol. 23: 451-456.
- Cousseau, M.B. y Cotrina, C.P. 1980. Observaciones sobre diferencias morfológicas entre la merluza común (Merluccius hubbsi) y merluza austral (Merluccius polylepis) Rev. de Inv. y Des. Pesq. 2. MDP: 47-56.
- Cousseau, M.B. y de la Vega, J. 1986. Morfología y significado de la vejiga natatoria de los peces óseos. Seminario para la Lic. Cs. Biol. UNMDP.
- Crockett, D.R., Gerst, J.W. y Blankenship, S. 1973. Absence of yuxtaglomerular cells in the kidneys of elasmobranch fishes. Comp.Biochem.Physiol. 44: 673-675.
- Croker, B.P.; Bossen, E.H.; Brinn, N.T. y Hammond, F.A. 1983. A fixative for use in muscle histochemistry. J.Histochem.Cytochem. 31: 110-112.

- Chapman, G.B. 1981. Ultrastructure of the liver of the fingerling rainbow trout Salmo gairdneri Richardson. J. Fish Biol. 18: 553-567.
- Chayen, J., Bitensky, L.; Butcher, R. 1973. Practical histochemistry. John Wiley and sons Ed.
- Christiansen, H.E. 1971. Descripción histológica del ciclo del ovario de la merluza. Bol.Inst.Biol.Mar. 20: 1-42.
- Christiansen, H.E. 1977. Obtención de láminas histológicas como variante al método por congelación. Physis, Bs.As, C, 36(92): 347-348.
- Christiansen, H.E. 1982. Variaciones en el número de miocélulas de la musculatura blanca de la merluza (Merluccius hubbsi) en la plataforma argentina. Rev.Invest.Des.Pesq. INIDEP. Mar del Plata 3: 95-105.
- Christiansen, H.E. y Cousseau, M.B. 1971. La reproducción en la merluza y su relación con otros aspectos biológicos de la especie. Bol.Inst.Biol.Mar. 20: 43-74.
- Chou, L.M. 1977. Anatomy, Histology and Histochemistry of the alimentary tract of Gehyra mutilata. J. of Herpetology. 11(3): 349-357.
- de Ruiter, A.J.H. 1980. Changes in glomerular structure after

sexual maturation and sea water adaptation in males in the euryhaline teleost Gasterosteus aculeatus L. Cell. Tiss. REs. 206: 1-20.

de Ruiter, A.J.H. 1981. Testosterone-dependent changes in vivo and in vitro in the structure of the teleost Gasterosteus aculeatus L. Cell. Tiss. Res. 291: 253-266.

De Vincenti, V.C. 1985. Histología e histoquímica del canal alimentario de Liolaemus multimaculatus (Reptilia, Lacertilia, Iguanidae). Seminario para la Lic. Cs. Biol. UNMDP.

Di Bussolo, R.A. 1984. Estudio comparativo de la ecomorfología del sistema digestivo de algunas especies de la familia Scienidae del sector norte del Mar Argentino. M.S. MDP. 51pp.

Di Fiore, M.S. 1984. Diagnóstico histológico. Ed. El Ateneo.

Domitrovic, H. 1983. Histología del tracto digestivo del sábalo (Prochilodus platensis) Holmberg, 1880, Pisces Prochilodontidae. Physis. Bs.As. Secc. B, 41(101): 57-67.

Eckert, R. y Randall, D. 1983. Animal physiology. Ed. W.H. Freeman and Company. San Francisco.

- Eddy, F.B. 1982. Osmotic and ionic regulation in captive fish with particular reference to Salmonids. *Comp. Biochem. Physiol.* 73: 125-241.
- Elias, H. y Bengeldorf, H. 1952. The structure of the liver of vertebrates. *Acta anat.* 14: 297-337.
- Eurell, J.A. y Haensly, W.E. 1982. The histology and ultrastructure of the liver of Atlantic croaker Micropogon undulatus L. *J. Fish Biol.* 21: 113-125.
- Fahlén, G. 1965. Histology of the posterior chamber of the swimbladder of Argentina. *Nature.* 207: 94-95.
- Fänge, R. 1953. The mechanisms of gas transport in the euphysoclist swimbladder. *Acta physiol. scand.* 30(110): 1-113.
- Farag, A.A. 1982. Histological studies on the mucosal epithelium of the alimentary tract of agamid lizard Uromastyx philbyi. *Ann. Zool. (Agra).* 19(1): 1-24.
- Geistdoerfer, P. 1974. Histologie du tube digestif de Coelorrhynchus coelorhynchus et de Chalinura mediterranea (Macrouridae, Gadiformes, Pisces). *Bull. Mus. Hist. Nat. Paris*, 3(222). *Zoologie* 150: 641-666.
- Geistdoerfer, P. 1981. Morphologie et histologie de l'

appareil digestif. *Cybium* 3, 5(4): 3-22.

Geneser, E. 1984. *Histología*. Ed. Médica Panamericana.

Georgi, T.A. y Beedle, D. 1978. The histology of the excretory kidney of paddlefish, *Polyodon spathula*. *J. Fish Biol.* 13: 587-590.

Georgopoulou, V.; Sire, M.F.; Vernier, J.M. 1985. Macromolecular absorption of proteins by epithelial cells of the posterior intestinal segment and their intracellular digestion in the rainbow trout. Ultrastructural and Biochemical study. *Biol. Cell.* 53: 269-282.

Goldstein, H. y Lange, C. 1982. Anatomía del aparato digestivo del mero, *Acanthistius brasilianus* (Valenciennes) (Pisces, Serranidae). *Physis (Bs.As.)*. A, 41(100): 7-15.

Goldstein, L. 1982. *Fisiología comparada*. Ed. Nueva Ed. Interamericana.

Gomori, G. 1952. *Microscopic histochemistry*. University Press, Chicago.

Gordon, M.S. 1979. *Fisiología animal*. Compañía ed. Continental S.A. México.

- Greep, R.O. y Weiss, L. 1978. Histología. Ed. El Ateneo.
- Grizzle, J. y Rogers, W. 1964. Anatomy and histology of the channel catfish. Auburn Univ., Agricultural Experiment Station.
- Groman, D. 1982. Histology of the stripped bass. American Fisheries Society. Monograph 3.
- Haimovici, M. 1974. Resultados preliminares sobre la biología y crecimiento de la corvina rubia (Micropogon opercularis) del area de Mar del Plata. CARPAS/6/74 Tec. 9.
- Haimovici, M. 1977. Idade, crescimento e adpectos gerais da biologia da corvina rubia Micropogon opercularis (Quoy e Gaimard, 1824) (Pisces, Scianidae) Atlantica, Rio Grande, 2(1): 21-49.
- Ham, A.W. 1983. Tratado de Histología. Ed. Argentina Interamericana.
- Harder, W. 1975. Anatomy of fishes. E.Schweizerbert'schs Verlagsbuchhandlung (Nagele v. Obermiller), Stuttgart West Germany.
- Herrero, J.A. 1954. Manual de técnicas histológicas. Ed. Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.

Hesthagen, I.H. y Koefoed, J.H. 1979. A note on the existence of a well-developed swimbladder in the bottom goby Pomatus chistus minutus. J.Fish Biol. 14: 225-228.

Hirji, K. y Courtney, W. 1979. "Pear-shaped" cells in the digestive tract of the perc Perca fluviatilis (L). J.Fish Biol. 15: 469-472.

Hodges, R.D. 1974. The histology of the fowl. Academic Press.

Hossler, F.E.; Ruby, J.R. y Mc. Ilwain, T.D. 1979 I. The gill arch of the Mullet, Mugil cephalus. J.Exp.Zool. 208: 379-398.

Hossler, F.E.; Ruby, J.R. y Mc. Ilwain, T.D. 1979 II. The gill arch of the Mullet, Mugil cephalus. Modification in surface ultrastructure and Na, K, ATPase content during adaptation to various salinities. J.Exp.Zool. 208: 398-406.

Hughes, G.M. y Mittal, A.K. 1980. Structure of the gills of Barbus sophor (Ham) a cyprinid with tertiary lamellae. J.Fish Biol. 16: 461-467.

Humason, G.L. 1962. Animal Tissue Techniques. W.H.Freeman and Company Ed. San Francisco and London.

Jung, B.; Moritz, M.E. y Bertchtold, J.P. 1981. Fine structure and function of interrenal (adrenocortical) cells of dexamethasone-treated trout (Salmo fario L.). Cell Tiss. Res. 214: 641-649.

Kapoor, B.G. 1957. The morphology and histology of the alimentary tract of a plankton-Feeder Gadusia chapra (Hamilton). Ann.Mus.Civ.Stor.Nat.Giacomo Doria. 70: 8-32.

Kapoor, B.G.; Smit, H. y Verighina, I. 1975. The alimentary tract and digestion in teleosts. Act.Mar.Biol. (13) 109-239.

Karnaky, K.J.; Ernst, Jr.S.A., y Philpott, C.W. 1976 a. Teleost chloride cell.I. Response of pupfish Cyprinodon variegatus gill, Na, K-ATpase and chloride cell fine structure to various salinity environments. J.Cell Biol. 70: 144-156.

Karnaky, K.J.; Kinter, Jr.L.B.; Kinter, W.B. y Sterling C.E. 1976 b. Teleost chloride cell.II. Autoradiographic localization of gill Na, K-ATpase in killifish Fundulus heteroclitus adapted to low and high salinity environments. J.Cell Biol. 70: 157-177.

Kendall, M.W. y Hinton, D.E. 1974. Renal tubular morphology in channel catfish (Ictalurus punctatus) kidney.

- J.Fish.Res.Board of Canada. 31(3): 346-348.
- Kenneth, R.O. 1979. The linear cable theory as a model of gill blood flow. J.Theor.Biol. 81: 377-389.
- Khanna, S. y Mehrotra, B. 1971. Morphology and histology of the teleostean intestine. Anat.Anz. 129: 8.1-18.
- King, R.J. 1979. Utilization of alveolar epithelial type II cells for the study of pulmonary surfactant. Fed. Proceedings. 38: 2637-2643.
- Kon, Y; Hashimoto, Y; Kitagawa, H; Kudo, N.y Muraskami, K. 1986. Immunohistochemical demonstration of yuxtaglomerular cells in tha kidneys of domestic mammals and fowls. Jpn.J.Vet.Res., 34:111-123.
- Krishnamurthy, V.G. y Bern, H.A. 1969. Correlative histologic study of corpuscles of Stannius and the yuxtaglomerular cells of teleost fishes. Gen.Comp.Endocrinol. 13: 313-335.
- Kuhn, W.; Ramel, H.J. y Marti, E. 1963. The filling mechanism of the swimbladder. Experientia. 19: 497-511.
- Lagler, K.F.; Bardach, J.E.; Miller, R.R. y May Passino, D.R. 1977. Ichthyology. John Wiley and Sons. New York.

- Langer, M. 1979. Histologische Untersuchungen an der Teleosteerleber. I. Der Aufbau des Leberparenchyms. Z. Mikrosk. Anat. Forsh. 93: 829-848.
- Lewis, S.V. 1979. A scanning electron microscope study of the gills of the air-breathing catfish, Clarias batrachus L. J. Fish Biol. 15: 381-384.
- López, R.B. 1963. Peces marinos de la República Argentina Cons. Ped. Inv., End. Rec. Nat. Argentina. 7, 3: 105-209.
- Love, R.H. y Lavety, J. 1977. Wateriness of white muscle: a comparison between cod (Gadus morhua) and jelly cat (Lycichthys denticulatus). Marine Biol. 43: 117-121.
- Luppa, H. 1976. Histology of the digestive tract. Biology of reptiles. Tome 6. Chapter 3. Ed. Carl Gans.
- Mahajan, C.L. y Dheer, J.M.S. 1980. An autoradiographic and cytochemical study of erythropoiesis in a fresh water fish, Channa punctatus, Blach. J. Fish Biol. 17: 641-648.
- Mainx, F. 1957. Fundamentos de la Biología. Ed. Univ. Nac. Autónoma de México. pp 23.
- Marcangeli, M.C.J. 1987. Comunicación personal.

- Marquet, E.; Sobel, H.J. y Schwarz, R. 1974. Ultracytochemistry of the lung of Polypterus ornatipinnis . Cell Tiss.Res. 155: 437-447.
- Martoja, R. y Martoja-Pierson, M. 1970. Técnicas de histología animal. Ed. Toray.Masson S.A.
- Mawdesley-Thomas, L. 1969. Furunculosis in the godfish Carrassius auratus (L). J.Fish Biol. 1: 19-23.
- Meban, C. 1972 a. Cytochemical study of the granular pneumocytes in hamster lung. J.Anat. (London). 11: 293-302.
- Moitra, S.K. y Ray, A.K. 1979. The comparative morpho-histology and anatomy of the digestive sistem of two Indian freshwater perches, Ambassius nama(Ham) and Ambassius ranga(Ham) in relation to their feeding habits. Zool.Jb.Anat. 102: 142-169.
- Morgan, M. 1974 b. Development of secondary lamellae of the gills of the trout, Salmo gairdneri (Richardson) Cell Tiss.Res. 151: 509-523.
- Morris, M.S. y Albright, J.T. 1977. Cytochemical study of the lamellar bodies in the swimbladder of the toad fish Opsanus tau L. Cell Tiss.Res. 185: 77-87.

- Morris, M.S. y Albright, J.T. 1979. Ultrastructure of the swimbladder of the gold fish, Carassius auratus. Cell Tiss.Res. 198: 105-117.
- Morrison, C.M. 1979. A dense cell in the epithelium of the gill lamellae of the brook trout, Salvenilus fontinalis (Mitchill). J.Fish Biol. 15: 601-605.
- Mugnaini, E. y Harboe, S.B. 1967. The liver of Myxine glutinosa: a true tubular gland. Z.Zellforsch.Mikrosk. Anat. 78: 314-369.
- Muir, B.S. 1970. Contribution to the study of blood pathways in teleost gills. Copeia 1: 19-28.
- Murray, C.K. y Gibson, D.M. 1980. Histology of the blue whiting. Advances in fish Science and Technology. Fishing News Books Ltd.Farnham, Surrey. 503-507.
- Nakao, T. 1977. Electron microscopic studies of coated membranes in two types of gill epithelial cells of lamprey. Cell Tiss.Res. 178: 385-396.
- Nandi, J. 1962. The structure of the interrenal gland in teleost fishes. University of California. Publications in Zoology. 65: 129-212.
- Nishimura, H. y Imai, M. 1982. Control of renal function

- in fresh water and marine teleosts. Federation Proceedings. 41: 2355-2360.
- Oguri, M. 1976. Histochemical observations on the dark brown pigment granules found in the kidney tissue of rainbow trout. Bull.Jpn.Soc.Sci.Fish. 42: 1223-1227.
- Oguri, M. 1980 a. Presence of yuxtaglomerular cells in trout kidneys. Bull.Jpn.Soc.Sci.Fish. 46: 295-297.
- Oguri, M. 1980 b. An histological investigation on the yuxtaglomerular cell granules in fish kidneys. Bull.Jpn.Soc.Sci.Fish. 46: 797:800.
- Oguri, M. y Sokabe, H. 1974. Comparative histology of the corpuscles of Stannius and the yuxtaglomerular cells in the kidneys of teleost. Bull.Jpn.Soc.Sci.Fish. 40: 545-549.
- O'Hare, K.H. 1974. Fine structural observations of ruthenium red binding in developing and adult rat lung. Anat.Rec. 178: 267-288.
- Phleger, C.F. y Holtz, R.B. 1973. The membranous lining of the swimbladder in deep sea fishes. Morphology and chemical composition. 56: 4B. Comp.Bioch.Phys.
- Phleger, C.F.; Holtz, R.B.; Grimes, P.W. 1977. Membrane

- biosynthesis in swimbladder of deep sea fishes Coryphaenoides acrolepis and Antimora rostrata Comp. Bioch. Phys. 56: 1B.
- Pirlot, P. 1976. Morfología evolutiva de los cordados. Ed. Omega S.A.
- Pritchard, J.B. y Miller, D.S. 1980. Teleost kidney in evaluation of xenobiotic toxicity and elimination. Federation Proceedings 39: 3207-3212.
- Rahimullah, M. 1945. A comparative study of the morphology, histology and probable functions of the pyloric ceca in Indian fishes together with a discussion of their homology. Proc. Indian Acad. Sci. B 21: 1-37.
- Rajbanshi, V.K. 1977. The architecture of the gill surface of the catfish Heteropneustes fossilis (Bloch): SEM study. J. Fish Biol. 10: 325-329.
- Reifel, C.W. y Travill, A.A. 1979. Structures and carbohydrate histochemistry of the intestine in ten teleostean species. J. Morphol. 162(3): 343-360.
- Roberts, R.J. 1975. Melanin-containing cells of teleosts fish and their relation to disease. Pag. 399-428 in W.E. Ribelin and G. Migaki, eds. The pathology of fishes University of Wisconsin. Press. Madison.

- Royo, A.L. y Silvoza, J.M. 1969 b. Estudio biológico de la merluza (Merluccius merluccius hubbsi) del sector patagónico. Campaña exploratoria Sur 69.I. Patagonia. Secc. Biol. Proyecto de Desarrollo Pesquero. MDP. Argentina. Ser. Inf. Téc. Pub. 18: 1-40.
- Royo, A.L. y Capezzani, D.A.A. 1971. Características morfométricas y merísticas de la merluza argentina (Merluccius merluccius hubbsi). Inv. Pesq. 35(2): 589-637.
- Rombout, S.H.W.M.; Rademakers, L.H.P.M. y Van Hees, J.P. 1979. Pancreatic endocrine cells of Barbus conchonis (Teleostei Cyprinidae) and their relation to the enteroendocrine cells. Cell Tiss. Res. 203: 9-23.
- Romer, A.S. 1973. Anatomía comparada (vertebrados). Ed. Interamericana México.
- Ross, L.G. 1979. The haemodynamics of gas resorption from the physoclist swimbladder: the structure and morphometrics of the oval in Pollachius virens (L). J. Fish Biol. 14: 261-266.
- Sardet, C.; Pisam, M. y Maetz, J. 1979. The surface epithelium of teleostean fish gills. Cellular and junctional adaptations of the chloride cell in relation to salt adaptation. J. Cell Biol. 80: 96-117.

- Schmit-Nielsen, K. 1983. Fisiología animal. Adaptaciones y medio ambiente. Ed.Omega.
- Sis, R.; Ives, P.; Jones, D.; Lewis, D. y Haenlly, W. 1979. The microscopic anatomy of the oesophagus, stomach and intestine of the channel catfish, Ictalurus punctatus J.Fish Biol 14: 179-186.
- Sorokin, S.P. 1966. A morphological and cytochemical study on the great alveolar cell. J.Histochem.Cytochem. 14: 884-897.
- Stott, F.C. 1982. Notes on the biology of the Patagonian hake, Merluccius hubbsi (Marini) the southern blue whiting, Micromisistius australis (Norman) and others in the Falkland Islands shelf area. J.Fish Biol. 21: 705-714.
- Suyehiro, Y. 1942. A study of the digestive system and feeding habits of fish. Jpn.J.Zool. 10: 1-303.
- Tokumaru, M. y Ferri, A. 1970. Histochemistry of the pigments found in the liver, spleen and kidney of fresh water fish. Revista Brasileira de Biología. 30: 163-171.
- Verma, S.R.M.P.; Tyagi, y Dalela, R.C. 1974. Morphological variations in the stomach of few teleost in relation

to food and feeding habits. Gegenbaurs Morph.Jahrb.
120(3): 367-380.

Veneri, N.A. 1985. Histología e histoquímica en el aparato digestivo de la corvina (Micropogonias furnieri) Seminario para la Lic.Cs.Biol. UNMDP.

Watanabe, T. 1982. The cells with intracitoplasmatic calcium rich granules in the kidneys of Salmonids fishes Bull.Jpn.Soc.Sci.Fish 48: 15-20.

Weichert, C.K. 1977. Elementos de anatomía de los cordados. Ed. Mc.Graw-Hill.

Yasutake, W. y Wales, J. 1983. Microscopic anatomy of salmonids: an atlas. U S. Departament of interior. Fish and Wild life service resource Publication 150. Washington.

Yoakim, E.G. y Grizzle, M. 1980. Histological, histochemical and ultrastructural studies on the interrenal and cromafin cells of the fathead minnow, Pimephales promelas Rafinesque. J.Fish Biol. 17: 477-494.

Ziswiler, V. 1978. Zoología especial. Vertebrados. Tomo I. Anamniotas. Ed. Omega.



**Artículo 11: La Facultad no se hace solidaria de las opiniones
vertidas en una Tesis.**