

UNIVERSIDAD COMPLUTENSE. MADRID
DEPARTAMENTOS DE PARASITOLOGIA
Y PRODUCCION ANIMAL.

**"CONTRIBUCION AL CONOCIMIENTO DE LA
PARASITOFUNA DE PECES DE ACUARIO"**

Memoria que presenta para optar
al grado de Doctor, la licenciada
en Veterinaria, María Teresa
Salcedo Pérez.

Tesis Doctoral dirigida por el Prof. Dr. D. Luis M. Zapatero Ramos.

Madrid, Mayo de 1994.

D. ANTONIO R. MARTINEZ FERNANDEZ, CATEDRATICO Y DIRECTOR DEL DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA DE LA UNIVERSIDAD COMPLUTENSE. MADRID.

CERTIFICA: Que la licenciada en Veterinaria, María Teresa Salcedo Pérez, realizó el programa de tercer ciclo "Acuicultura", y el trabajo de investigación objeto de su tesis, bajo la dirección del Prof. Dr. D. Luis M. Zapatero Ramos, en este Departamento de Parasitología, para optar al grado de Doctor.

Y para que así conste, a los efectos oportunos, firmo el presente en Madrid a 9 de Mayo de 1994.



Antonio R. Martínez Fernández

Quisiera expresar mi inmenso agradecimiento al Dr. D. Luis M. Zapatero Ramos, Profesor Titular de Parasitología, director y tutor de esta tesis, por sus inestimables enseñanzas y orientaciones, desde mi incorporación a su equipo de investigación. Muchas gracias.

También quisiera constar mi agradecimiento al Prof. Dr. D. Antonio R. Martínez Fernández, Catedrático y Director del Departamento de Parasitología, por haber permitido la realización de este trabajo en dicho Departamento, y por sus observaciones que hicieron mejorar el mismo.

Deseo expresar mi gratitud a mi compañero y amigo, Isidro Sánchez Suárez, por los buenos ratos compartidos, su ayuda y por haberme acompañado en los momentos difíciles.

Doy las gracias a la Prof. Dra. Da. Catalina Castaño Fernández, siempre dispuesta a ofrecerme su ayuda, por su cuidadosa revisión del manuscrito.

Y por último dar las gracias a todos los Profesores Titulares, Profesores Titulares de Escuela Universitaria, Profesores Asociados y compañeros del Departamento de Parasitología de la Facultad de Farmacia, con los que siempre he podido contar, cuando los necesité, y por su magnífica disposición.

No quisiera dejar de agradecer al Dr. D. Ignacio García Mas y al Dr. D. Benigno Elvira, de la Facultad de Ciencias Biológicas de la U.C.M, y al Dr. D. Enrique Carbonell, de la Facultad de Ciencias Biológicas de Valencia, su desinteresada ayuda.

GRACIAS A TODOS

A mi familia y de un modo destacadísimo, a mis padres, sin cuyo apoyo, cariño y paciencia, no hubiera podido realizar esta tesis. A mi hermano, mi mejor amigo.

INDICE

| | |
|--|----|
| 1.- INTRODUCCION | 1 |
| 2.- REVISION BIBLIOGRAFICA. | 3 |
| 2.1.- REVISION BIBLIOGRAFICA DE PROTOZOOS | 5 |
| 2.1.1.- CLASE DINOFLAGELIDA Bütschli, 1885 | 9 |
| 2.1.1.1.- ORDEN BLASTODINIDA Chatton, 1906. | 11 |
| 2.1.1.1.1.- Familia OODINIDAE Chatton, 1919. | 11 |
| 2.1.2.- CLASE ZOOMASTIGOPHOREA Calkins, 1909 | 14 |
| 2.1.2.1.- ORDEN RETORTAMONADIDA Grassé, 1952. | 15 |
| 2.1.2.1.1.- Familia RETORTAMONADIDAE Wenrich, 1932. | 16 |
| 2.1.2.2.- ORDEN DIPLOMONADIDA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975. | 19 |
| 2.1.2.2.1.-Suborden DIPLOMONADINA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975. | 20 |
| 2.1.2.2.1.1.- Familia HEXAMITIDAE Kent, 1880. | 21 |
| 2.1.2.3.- ORDEN TRICHOMONADIDA Kirby, 1947 emend. Mattern & Honigberg, 1974. . | 25 |
| 2.1.2.3.1.- Familia TRICHOMONADIDAE Wenyon, 1926. | 26 |
| 2.1.3.- CLASE SPOROZOEIA Leuckart, 1879 | 30 |
| 2.1.3.1.- SUBCLASE COCCIDIA Leuckart, 1879. | 32 |
| 2.1.3.1.1.- ORDEN EUCCOCCIIDA Léger & Duboscq, 1910. | 32 |
| 2.1.3.1.1.1.- Suborden EIMERIINA Léger, 1911 | 33 |
| 2.1.3.1.1.1.1.- Familia EIMERIIDAE Minchin, 1903. | 34 |
| 2.1.4.- PHYLUM MYXOZOA Grassé, 1970. | 39 |
| 2.1.4.1.- CLASE MYXOSPOREA Bütschli, 1881. | 42 |
| 2.1.4.1.1.- SUBORDEN VARIISPORINA Lom & Noble, 1984. | 49 |
| 2.1.4.1.1.1.- Familia MYXIDIIDAE Thélohan, 1892. | 51 |
| 2.1.4.1.2.- SUBORDEN PLATYSPORINA Kudo, 191 | 55 |
| 2.1.4.1.2.1.- Familia MYXOBOLIDAE Thélohan, 1892. | 56 |
| 2.1.5.- CLASE OLIGOHYMENOPHOREA de Puytorac <i>et al.</i>, 1974. | 62 |
| 2.1.5.1.- SUBCLASE HYMENOSTOMATA Delage & Hérouard, 1896. | 63 |
| 2.1.5.1.1.- ORDEN HYMENOSTOMATIDA Delage & Hérouard, 1896. | 64 |
| 2.1.5.1.1.1.- Suborden OPHRYOGLENINA Canella, 1964. | 65 |
| 2.1.5.1.1.1.1.- Familia ICHTHYOPHTHIRIIDAE Kent, 1881 | 66 |

| | |
|---|-----|
| 2.2.- REVISION BIBLIOGRAFICA DE PLATELMINTOS. | 71 |
| 2.2.1.- CLASE MONOGENEA Carus, 1863. | 73 |
| 2.2.1.1.- ORDEN MONOPISTHOCOTYLEA Oehner, 1912. | 77 |
| 2.2.1.1.1.- Superfamilia DACTYLOGYROIDEA Yamaguti, 1963 | 81 |
| 2.2.1.1.1.1.- Familia ANCYROCEPHALIDAE Bykhovsky & Nagibina, 1978. | 83 |
| 2.2.1.1.1.2.- Familia DACTYLOGYRIDAE Bykhovsky, 1933 | 90 |
| 2.2.1.1.2.- Superfamilia GYRODACTYLOIDEA Johnston & Tiegs, 1922. | 95 |
| 2.2.1.1.2.1.- Familia GYRODACTYLIDAE Cobbold, 1864. | 96 |
| 2.2.2.- SUPERFAMILIA HEMIUROIDEA Looss, 1899. | 100 |
| 2.2.2.1.- Familia DEROGENIDAE Nicoll, 1910 | 105 |
| 2.2.2.1.1.- Subfamilia HALIPEGINAE Poche, 1926. | 106 |
| 2.2.3.- SUPERFAMILIA SCHISTOSOMATOIDEA Poche, 1907 | 108 |
| 2.2.3.1.- Familia SANGUINICOLIDAE Graff, 1907 | 109 |
| 2.2.3.1.1.- Subfamilia SANGUINICOLINAE Yamaguti, 1958 | 112 |
| 2.3.- REVISION BIBLIOGRAFICA DE NEMATODOS | 115 |
| 2.3.1.- PHYLUM NEMATODA Cobb, 1919 | 117 |
| 2.3.1.1.- CLASE SECERNENTEA Dougherty, 1958 | 120 |
| 2.3.1.1.1.- ORDEN SPIRURIDA Chitwood, 1933. | 121 |
| 2.3.1.1.1.1.- Suborden CAMALLANINA Chitwood, 1937. | 123 |
| 2.3.1.1.1.1.1.- Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920. | 125 |
| 2.3.1.1.1.1.1.1.- Familia CAMALLANIDAE Raillet & Henry, 1915. | 129 |
| 2.3.1.1.2.- CLASE ADENOPHOREA Chitwood, 1958. | 138 |
| 2.3.1.1.2.1.- ORDEN ENOPLIDA Chitwood, 1933. | 138 |
| 2.3.1.1.2.1.1.- Superfamilia TRICHINELLOIDEA Roman, 1965. | 139 |
| 2.3.1.1.2.1.1.1.- Familia TRICHURIDAE (Ransom, 1911) Raillet, 1915. | 141 |
| 2.4.- REVISION BIBLIOGRAFICA DE CRUSTACEOS. | 149 |
| 2.4.1.- CLASE CRUSTACEA Pennat, 1777 | 151 |
| 2.4.1.1.- Orden COPEPODA H. Milne Edwards, 1840 | 156 |
| 2.4.1.1.1.- Suborden POECILOSTOMATOIDA Thorell. 1859 | 160 |
| 2.4.1.1.1.1.- Familia ERGASILIDAE Nordmann, 1832 | 160 |
| 2.4.1.1.2.- Suborden CYCLOPOIDA Sars, 1903 | 163 |
| 2.4.1.1.2.1.- Familia LERNAEIDAE Cobbold, 1879 | 164 |

| | |
|--|-----|
| 3.- MATERIAL Y METODOS | 167 |
| 3.1.- MATERIAL BIOLÓGICO | 169 |
| 3.2.- MATERIAL DE LABORATORIO | 178 |
| 3.3.- TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS | 179 |
| 3.3.1.- NECROPSIA | 179 |
| 3.3.2.- ESTUDIO DE PROTOZOOS | 181 |
| 3.3.2.1.- Protozoos hemáticos | 181 |
| 3.3.2.2.- Protozoos no hemáticos | 181 |
| 3.3.3.- ESTUDIO DE LOS HELMINTOS | 183 |
| 3.3.3.1.- Recogida de los helmintos | 183 |
| 3.3.3.2.- Relajación, fijación y conservación de los helmintos | 183 |
| 3.3.3.3.- Tinción y montaje de los monogéneas | 185 |
| 3.3.3.4.- Tinción y montaje de digéneas | 188 |
| 3.3.3.5.- Tinción y montaje de los cestodos | 189 |
| 3.3.3.6.- Aclarado y montaje de los nematodos y acantocéfalos | 190 |
| 3.3.4.- ESTUDIO DE LOS CRUSTÁCEOS | 191 |
| 3.3.4.1.- Recogida de los crustáceos | 191 |
| 3.3.4.2.- Relajación, fijación y conservación de crustáceos | 191 |
| 3.3.4.3.- Aclarado y montaje de crustáceos | 192 |
| 3.3.5.- CALIBRADO Y MEDICIÓN DE LOS PARASITOS | 192 |
| 3.3.5.1.- Medidas de protozoos | 192 |
| 3.3.5.2.- Medidas de platelmintos | 194 |
| 3.3.5.3.- Medidas de nematodos | 194 |
| 3.3.5.4.- Medidas de crustáceos | 196 |
| 3.4.- ANÁLISIS ESTADÍSTICO | 196 |
| 4.- RESULTADOS | 199 |
| 4.1.- RESULTADOS DE PROTOZOOS | 201 |
| 4.1.1.- DISTRIBUCIÓN Y PORCENTAJES | 201 |
| 4.1.2.- CARACTERÍSTICAS DE LOS PROTOZOOS ENCONTRADOS .. | 207 |
| 4.1.2.1.- <u>Piscinoodinium pillulare</u> (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981. | 207 |
| 4.1.2.2.- <u>Spironucleus elegans</u> Lavier, 1936. | 213 |
| 4.1.2.3.- <u>Hexamita salmonis</u> Moore, 1922. | 223 |
| 4.1.2.4.- <u>Retortamonas</u> sp. | 229 |

| | |
|--|------------|
| 4.1.2.5.- <u>Trichomitus</u> sp. | 235 |
| 4.1.2.6.- <u>Goussia</u> sp. | 245 |
| 4.1.2.7.- <u>Mixobolus dispar</u> Thélohan, 1892. | 251 |
| 4.1.2.8.- <u>Myxobolus sachalinensis</u> Fujita, 1924. | 257 |
| 4.1.2.9.- <u>Henneguya</u> sp. 1. | 263 |
| 4.1.2.10.- <u>Henneguya</u> sp. 2. | 269 |
| 4.1.2.11.- <u>Henneguya</u> sp 3. | 275 |
| 4.1.2.12.- <u>Myxidium ophiocephali</u> Akhmerov, 1960 | 281 |
| 4.1.2.13.- <u>Myxidium</u> sp 1. | 287 |
| 4.1.2.14.- <u>Myxidium</u> sp 2. | 293 |
| 4.1.2.15.- <u>Myxidium batae</u> Sarkar, 1991. | 299 |
| 4.1.2.16.- <u>Henneguya</u> sp 4. | 305 |
| 4.1.2.17.- <u>Myxobolus</u> sp 1. | 311 |
| 4.1.2.18.- <u>Zschokkella cyprini</u> Quadri, 1962. | 317 |
| 4.1.2.19.- <u>Henneguya</u> sp 5. | 323 |
| 4.1.2.20.- <u>Myxobolus carassii</u> Klokacheva, 1914. | 329 |
| 4.1.2.21.- <u>Henneguya</u> sp 6. | 335 |
| 4.1.2.22.- <u>Ichthyophthirius multifiliis</u> Fouquet, 1876. | 341 |
| | |
| 4.1.3.- ILUSTRACIONES DE PROTOZOOS | 349 |
| | |
| 4.2.- RESULTADOS DE PLATELMINTOS. | 377 |
| | |
| 4.2.1.- DISTRIBUCION Y PORCENTAJES | 377 |
| 4.2.2.- CARACTERISTICAS DE LOS PLATELMINTOS ENCONTRADOS. 383 | |
| 4.2.2.1.- <u>Gyrodactylus medius</u> Kathariner, 1894. | 383 |
| 4.2.2.2.- <u>Datylogyus intermedius</u> Wegener, 1909. | 391 |
| 4.2.2.3.- <u>Datylogyus baueri</u> Gusev, 1955. | 397 |
| 4.2.2.4.- <u>Gussevia</u> sp. | 403 |
| 4.2.2.5.- <u>Cleidosiscus</u> sp. | 411 |
| 4.2.2.6.- <u>Sanguinicola</u> sp. | 419 |
| 4.2.2.7.- <u>Deropegus</u> sp. | 420 |
| 4.2.2.8.- Metacercarias de Echinostomatidos. | 429 |
| 4.2.2.9.- Metacercarias de Strigeoidea. | 437 |
| 4.2.2.10.- <u>Monticellia sorubim</u> (Woodland, 1937) Woodland, 1935. | 445 |
| 4.2.2.11.- Plerocercoides de <u>Vermaia</u> sp. | 451 |
| 4.2.2.12.- Pseudophyllidea sp 1. | 457 |
| 4.2.2.13.- Pseudophyllidea sp 2. | 463 |
| | |
| 4.2.3.- ILUSTRACIONES DE PLATELMINTOS | 469 |
| | |
| 4.3.- RESULTADOS DE NEMATODOS. | 495 |

| | |
|---|-----|
| 4.3.1.- DISTRIBUCION Y PORCENTAJES | 495 |
| 4.3.2.- CARACTERISTICAS DE LOS NEMATODOS ENCONTRADOS. | 497 |
| 4.3.2.1.- <u>Camallanus moravecii</u> Petter, Cassone & Franacce, 1974. | 497 |
| 4.3.2.2.- <u>Procamallanus (Spirocamallanoides)</u> sp. | 507 |
| 4.3.2.3.- <u>Camallanus cotti</u> Fujita, 1927. | 517 |
| 4.3.2.4.- <u>Procamallanus (Spirocamallanus)</u> sp. | 529 |
| 4.3.2.5.- <u>Capillaria pterophylli</u> Heinze, 1933. | 535 |
| 4.3.3.- ILUSTRACIONES DE NEMATODOS. | 543 |
| 4.4.- RESULTADOS DE ACANTOCEFALOS. | 569 |
| 4.4.1.- DISTRIBUCION Y PORCENTAJES. | 569 |
| 4.4.2.- CARACTERISTICAS DE LOS NEMATODOS ENCONTRADOS. | 571 |
| 4.4.2.1.- Cistanto de <u>Quadrigyrus</u> sp. | 571 |
| 4.4.3.- ILUSTRACIONES DE ACANTOCEFALOS | 577 |
| 4.5.- RESULTADOS DE CRUSTACEOS | 581 |
| 4.5.1.- DISTRIBUCION Y PORCENTAJES | 581 |
| 4.5.2.- CARACTERISTICAS DE LOS CRUSTACEOS ENCONTRADOS. | 583 |
| 4.5.2.1.- <u>Lernaea cyprinacea</u> Linneo, 1758. | 583 |
| 4.5.2.2.- <u>Dermoergasilus</u> sp. | 591 |
| 4.5.3.- ILUSTRACIONES DE CRUSTACEOS | 603 |
| 5.- DISCUSION | 615 |
| 5.1.- DISCUSION SOBRE PROTOZOOS | 617 |
| 5.1.1.- Sobre <u>Piscinoodinium pillulare</u> (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981. | 617 |
| 5.1.2.- Sobre <u>Spironucleus elegans</u> Lavier, 1936. | 617 |
| 5.1.3.- Sobre <u>Hexamita salmonis</u> Moore, 1922. | 618 |
| 5.1.4.- Sobre <u>Retortamonas</u> sp. | 619 |
| 5.1.5.- Sobre <u>Trichomitus</u> sp. | 619 |
| 5.1.6.- Sobre <u>Goussia</u> sp | 620 |
| 5.1.7.- Sobre <u>Mixobolus dispar</u> Thélohan, 1892. | 622 |
| 5.1.8.- Sobre <u>Myxobolus sachalinensis</u> Fujita, 1924. | 624 |
| 5.1.9.- Sobre <u>Henneguya</u> sp. 1. | 625 |
| 5.1.10.-Sobre <u>Henneguya</u> sp. 2. | 625 |
| 5.1.11.-Sobre <u>Henneguya</u> sp 3. | 625 |
| 5.1.12.-Sobre <u>Myxidium ophiocephali</u> Akhmerov, 1960. | 626 |
| 5.1.13.-Sobre <u>Myxidium</u> sp 1. | 627 |
| 5.1.14.-Sobre <u>Myxidium</u> sp 2. | 629 |

| | |
|--|------------|
| 5.1.15.-Sobre <u>Myxidium batae</u> Sarkar, 1991. | 630 |
| 5.1.16.-Sobre <u>Henneguya</u> sp 4. | 631 |
| 5.1.17.-Sobre <u>Myxobolus</u> sp 1. | 631 |
| 5.1.18.-Sobre <u>Zschokkella cyprini</u> Quadri, 1962. | 632 |
| 5.1.19.-Sobre <u>Henneguya</u> sp 5. | 633 |
| 5.1.20.-Sobre <u>Myxobolus carassii</u> Klokacheva, 1914. | 634 |
| 5.1.21.-Sobre <u>Henneguya</u> sp 6. | 634 |
| 5.1.22.-Sobre <u>Ichthyophthirius multifiliis</u> Fouquet, 1876. | 634 |
| 5.2.-DISCUSION SOBRE PLATELMINTOS | 636 |
| 5.2.1.- Sobre <u>Gyrodactylus medius</u> Kathariner, 1894. | 636 |
| 5.2.2.- Sobre <u>Datylogyus intermedius</u> Wegener, 1909. | 639 |
| 5.2.3.- Sobre <u>Datylogyus baueri</u> Gusev, 1955. | 641 |
| 5.2.4.- Sobre <u>Gussevia</u> sp. | 642 |
| 5.2.5.- Sobre <u>Cleidosiscus</u> sp. | 642 |
| 5.2.6.- Sobre <u>Sanguinicola</u> sp. | 644 |
| 5.2.7.- Sobre <u>Deropegus</u> sp. | 645 |
| 5.2.8.- Sobre Metacercarias de Echinostomátidos. | 646 |
| 5.2.9.- Sobre Metacercarias de Strigeoidea. | 647 |
| 5.2.10.-Sobre <u>Monticellia sorubim</u> (Woodland, 1937) Woodland, 1935 | 647 |
| 5.2.11.-Sobre Plerocercoides de <u>Vermaia</u> sp. | 648 |
| 5.2.12.-Sobre Pseudophyllidea sp 1. | 648 |
| 5.2.13.-Sobre Pseudophyllidea sp 2. | 649 |
| 5.3.-DISCUSION SOBRE NEMATODOS | 650 |
| 5.3.1.- Sobre <u>Camallanus moravecii</u> Petter, Cassone & Francke, 1974. | 650 |
| 5.3.2.- Sobre <u>Procamallanus (Spirocamallanoides)</u> sp. | 651 |
| 5.3.3.- Sobre <u>Camallanus cotti</u> Fujita, 1927. | 652 |
| 5.3.4.- Sobre <u>Procamallanus (Spirocamallanus)</u> sp. | 654 |
| 5.3.5.- Sobre <u>Capillaria pterophylli</u> Heinze, 1933. | 655 |
| 5.4.-DISCUSION SOBRE ACANTOCEFALOS | 656 |
| 5.4.1.- Sobre <u>Quadrigyus</u> sp. | 656 |
| 5.5.-DISCUSION SOBRE CRUSTACEOS | 657 |
| 5.5.1.- Sobre <u>Lernaea cyprinacea</u> Linneo, 1758. | 657 |
| 5.5.2.- Sobre <u>Dermoergasilus</u> sp. | 658 |
| 6.-CONCLUSIONES | 661 |
| 7.-BIBLIOGRAFIA | 665 |

INTRODUCCION

1. INTRODUCCION

La acuarofilia está experimentando en los últimos años un creciente interés y son numerosas las personas que poseen un acuario, bien sea como pasatiempo, como objeto decorativo, o con fines comerciales o educativos.

El acuario de agua dulce tropical tiene un 75 % del mercado, por delante del acuario de agua fría que ocupa un 20 %. El marino sólo dispone del 5 % restante del total del sector. En cuanto al tamaño, la tendencia es hacia un aumento de la capacidad, siendo los de 200-240 litros los más beneficiados.

El volumen de peces tropicales que se importan en España, es elevado. Según datos facilitados por la Asociación de Acuarofilia de Madrid y Aquarian, el 90% de los peces de acuario proceden de países orientales, siendo Singapur el principal proveedor. El 10 % restante proviene de países sudamericanos como Colombia y Brasil, y de otros del continente africano. En el sistema de comercialización oriental, los peces se crían en cautividad en granjas, mientras que en el sudamericano y africano los peces son capturados directamente de su hábitat, sea río o charca. Los peces marinos se obtienen directamente del mar. La facturación total del sector supuso, aproximadamente, 500 millones de pesetas, en el año 1992.

Los problemas patológicos que presentan son numerosos debido a múltiples factores entre los que destacan: las condiciones altamente estresantes de recogida y transporte hasta los países destinatarios, la dificultad de recrear artificialmente un medio próximo al original, y al hecho de que se reúnen en un volumen de agua restringido un número a menudo elevado de peces pertenecientes a una o varias especies.

Las enfermedades son causa de importantes pérdidas económicas, ya que ocasionan mortalidades masivas o progresivas, y provocan alteraciones estéticas en los peces que

influyen en su comercialización. Otro aspecto a considerar es el sanitario, dada la posible transmisión e importación a nuestro país de agentes patológicos hasta ahora desconocidos.

JUSTIFICACION DEL TRABAJO.

Dentro de las enfermedades, las de etiología parasitaria merecen especial atención, ya que los peces pueden estar afectados por numerosos parásitos pertenecientes a los distintos grupos zoológicos: protozoos, helmintos, moluscos, crustáceos, e hirudineos.

Como ya hemos reseñado anteriormente, el acuario constituye un medio idóneo para la propagación de epizootias sobre todo en el caso de aquellas ocasionadas por parásitos de ciclo directo, como ocurre en protozoos y monogeneas.

El grado de patogenicidad en los parásitos es variable dependiendo del hospedador, de la especie de parásito, y de los factores ambientales. Entre estos últimos, la temperatura se puede considerar el más importante, y en general, las parasitosis son más abundantes en aguas templadas, como son las necesarias en muchos acuarios. Büllock *et al.* (1971) y Michel (1981), destacan el peligro potencial para las especies autóctonas de incorporar parásitos ajenos a nuestros hábitats a través de peces parasitados asintomáticos.

OBJETIVOS.

La presente tesis tiene como objetivos:

- 1.- Aislamiento, identificación y descripción de la parasitofauna que aparece en los peces tropicales, tanto por su interés sanitario como taxonómico.
- 2.- Evaluación de la influencia zoogeográfica en las infestaciones.
- 3.- Revisión de la bibliografía de los grupos parasitarios encontrados.
- 4.- Estudio biométrico, estadístico e iconográfico de los parásitos observados.

REVISION BIBLIOGRAFICA

2. REVISION BIBLIOGRAFICA.

2.1. REVISION BIBLIOGRAFICA DE PROTOZOOS.

Siguiendo los trabajos de Levine *et al.* (1980) y de Lom *et al.* (1992) para los Myxozoa y Dinoflagelida, la clasificación de los protozoos encontrados en el presente trabajo es la siguiente:

Reino PROTISTA Haeckel, 1866

Subreino PROTOZOA Goldfuss, 1818 emend. Siebold, 1845

Phylum SARCOMASTIGOPHORA Honigberg & Balamuth, 1963

Subphylum MASTIGOPHORA Diesing, 1866

Clase DINOFLAGELIDA Bütschli, 1885

Orden BLASTODINIDA Chatton, 1906

Familia OODINIDAE Chatton, 1919

Género Piscinoodinium Lom, 1981

Clase ZOOMASTIGOPHOREA Calkins, 1909

Orden RETORTAMONADIDA Grassé, 1952

Familia RETORTAMONANIDAE Wenrich, 1932

Género Retortamonas Grassi, 1879

Orden DIPLOMONADIDA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975

Suborden DIPLOMONADINA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975

Familia HEXAMITIDAE Kent, 1880

Género Hexamita Dujardin, 1838

Género Spironucleus Lavier, 1936

Orden TRICHOMONADIDA Kirby, 1947 emend. Mattern & Honigberg, 1974

Familia TRICHOMONADIDAE Wenyon, 1926

Subfamilia TRICHOMONADINAE Chalmers & Pekkola, 1918
emend. Kirby, 1946

Género Trichomitus Swezy, 1915

Phylum APICOMPLEXA Levine, 1970

Clase SPOROZOEAE Leuckart, 1879

Subclase COCCIDIA Leuckart, 1879

Orden EUCCOCCIIDA Léger & Duboscq, 1910

Suborden EIMERIINA Léger, 1911

Género Goussia Labbé, 1986

Phylum MYXOZOA Grassé, 1970

Clase MYXOSPOREA Bütschli, 1881

Orden BIVALVULEAE Shulman, 1959

Suborden VARIISPORINA Lom & Noble, 1984

Familia MYXIDIIDAE Thélohan, 1892

Género Myxidium Bütschli, 1882

Género Zschokkella Auerbach, 1910

Suborden PLATYSPORINA Kudo, 1920

Familia MYXOBOLIDAE Thélohan, 1892

Género Myxobolus Bütschli, 1882

Género Henneguya Thélohan, 1892

Phylum CILIOPHORA Doflein, 1901

Clase OLIGOHYMENOPHOREA de Puytorac *et al.*, 1974¹

Subclase HYMENOSTOMATA Delage & Hérouard, 1896

Orden HYMENOSTOMATIDA Delage & Hérouard, 1896

Suborden OPHRYOGLENINA Canella, 1964

Familia ICHTHYOPHTHIRIIDAE Kent, 1881

Género Ichthyophthirius Fouquet, 1876

¹ Debido al número tan extenso de autores, de Puytorac, Batisse, Bohatier, Corliss, Deboux, Didier, Dragesco, Fryd-Versavel, Grain, Grolière, Hovasse, Iftode, Laval, Roque, Savoie & Tuffrau, responsables de este taxón incluido en la presente clasificación, hacemos referencia a esta autoridad como " de Puytorac *et al.*, 1974".

2.1.1. CLASE DINOFLAGELIDA Bütschli, 1885.

Considerada como orden entre otros autores por Levine *et al.* (1980) y Lee *et al.* (1985), como phylum por Taylor (1990) y como clase en los trabajos de Kabata (1985) y Lom & Dyková (1992). Este último autor, al basarse en criterios protozoológicos recientes, utiliza una taxonomía que será la seguida por nosotros en la presente revisión.

Los dinoflagelados han sido estudiados desde puntos de vistas muy variados: por una parte los botánicos los consideran algas, los zoólogos como protozoos y las formas fósiles han sido contempladas por paleontólogos. Uno de los primeros textos sobre estos organismos fue el de Schiller (1933, 1937). Monografías taxonómicas más recientes son las de Steidinger & Willians (1970), Taylor (1976) y Dodge (1983, 1982). Como catálogos de géneros destacan los de Loeblich & Loeblich (1966) y de especies los de Sournia (1973).

Bibliografía más específica es la encontrada sobre aspectos particulares de los dinoflagelados por Steidinger & Cox (1980). Acerca de la evolución por Taylor (1980). Loeblich (1982) sobre aspectos taxonómicos, Baden (1983) sobre toxinas y Steidinger (1983) sobre biología y especies tóxicas.

El primer dinoflagelado visto y descrito fue Noctiluca en 1753 por Baker. Müeller en 1770, descubrió abundantes formas microscópicas en agua dulce y marina. Desde entonces se produjo un lento pero constante aumento en las descripciones, siendo una de las más notables la de Ehrenberg que denominó a un gran número de protistas, principalmente microfósiles, a mediados del siglo XIX.

Las especies de agua dulce fueron recopiladas en una monografía, por primera vez, por Schilling a finales del siglo XIX. Hay que destacar la fuerte contribución, al inicio del siglo XX, de los trabajos de Klebs al conocimiento de estos organismos.

La frecuente asociación de muchos dinoflagelados con las mareas rojas, atrajo la atención hacia el efecto dañino y beneficioso de estas especies, así como su repercusión en la vida marina.

El actual conocimiento sobre la ultraestructura de este grupo, se debe a las investigaciones de Dodge (1973, 1983), con la contribución también destacable de otros autores como Cachon & Cachon (1987) y Greuet (1978).

De acuerdo con revisiones recientes los Dinoflagelados podrían considerarse ancestros de los ciliados. Como hemos mencionado anteriormente se han propuesto distintos esquemas de clasificación de estos organismos desde el punto de vista botánico y desde el zoológico. Ambos esquemas de clasificación resultan divergentes en algunos aspectos. Nosotros hemos optado por el esquema de clasificación protozooario propuesto por Lom & Dyková (1992). Así, siguiendo a este autor, estarían incluidos en el phylum Mastigophora Diesing, 1866.

Las características de los Dinoflagelados permanecen constantes independientemente de la posición taxonómica asignada.

Diagnosis

Biflagelados, unicelulares, fotosintéticos o no, con pared o sin ella. Trofozoítos con dos flagelos distintos, uno transversal dentro de una ranura ecuatorial (*cingulum*) y otro longitudinal en un surco ventral (*sulcus*). La célula presenta una cubierta con un

complejo de tres membranas, como es habitual, que puede estar cubierto a su vez por unas placas tecales que pueden llegar a representar una verdadera armadura. Uninucleados con la característica histoquímica, única entre los eucariotas, de contener cantidades inapreciables de histonas. Cloroplastos en las especies fotosintéticas. Reproducción sexual por isogamia o anisogamia. Presentan una gran variedad de formas y algunos de ellos una alta diferenciación interna. Cerca del 80% son formas libres planctónicas en el medio marino, existiendo también otras bentónicas y del medio dulceacuícola. Agrupa también a especies parásitas, mutualistas.

2.1.1.1. ORDEN BLASTODINIDA Chatton, 1906.

Entre otros autores, Kabata (1985) y Lom & Dyková (1992), consideran la existencia de este orden, en el que se agrupan las familias: Oodinidae Chatton, 1919 y Syndinidae Chatton, 1910. Ambas con representantes parásitos de peces.

Taylor (1990) incluye dentro de él, a las siguientes familias: Apodiniaceae, Blastodiniaceae, Cachonellaceae, Haplozoaceae, Oodiniaceae, Protoodiniaceae.

Diagnosis

Dinoflagelados en los que dentro del ciclo vital, el estadio parasitario predomina sobre el estadio de dinoespora. Carecen de teca.

2.1.1.1.1 Familia OODINIDAE Chatton, 1919.

Lom & Dyková (1992) incluyen en esta familia, los siguientes géneros parásitos de peces: Amyloodinium Brown & Hovasse, 1946; Piscinoodinium Lom, 1981;

Crepidoodinium Lom & Lawler, 1981.

El nombre de Oodinium todavía se utiliza entre los ictiopatólogos y acuaristas, aunque en realidad no debería emplearse al referirse a los peces, por tratarse del nombre de un género de dinoflagelado ectoparásito, exclusivamente, de invertebrados marinos.

Goldstein (1971) considera a Oodinium como integrante del reino vegetal, en particular de las algas verdes, sin considerarlos protozoos.

Diagnosis

Trofozoíto fijo a la superficie del hospedador por un elaborado órgano de fijación que puede o no tener proyecciones radiales que penetran en el hospedador. Con o sin cloroplastos. Forma de saco con un enorme episoma (epicono). Dinoesporas tipo gimnodinium o girodinium.

Género Piscinoodinium Lom, 1981.

Incluye una única especie P. pillulare (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981.

Es un ectoparásito patógeno de peces tropicales y de acuario, también observado en aguas frías y templadas, estando descrito en alevines de trucha y en anguilas cultivadas en Alemania. Invade principalmente piel, branquias y aletas. Se han citado casos de infección en epitelio intestinal y esofágico, incluso en la submucosa.

Es un parásito no específico. Se han descrito casos de resistencias en especial en peces tropicales, donde se pueden dar casos de mortalidades masivas junto con especies

no afectadas (Shaharom-Harrison *et al.*, 1990).

Diagnosis

Oodinidae. Trofante con un disco de fijación en el extremo de un corto pedúnculo. Disco con rizocistos que penetran y se fijan firmemente a las células epiteliales del hospedador. No existe estomopodo. Cloroplastos bien desarrollados y granos de almidón. Carece de vacuola digestiva. Teca sin placas. La división de los tomontes produce más de 256 gimnosporas con un estigma inconspicuo. Frecuente en peces de agua dulce.

Sinonimia

Piscinodinium pillulare (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981, es sinónima de Oodium limneticum Jacobs, 1946.

2.1.2. CLASE ZOOMASTIGOPHOREA Calkins, 1909.

Levine *et al.* (1980) incluyen la clase Zoomastigophorea Calkins, 1909, dentro del subphylum Mastigophora Diesing, 1866, perteneciente al phylum Sarcomastigophora Honigberg & Balamuth, 1963.

En los últimos años, dado el interés creciente que han suscitado los protozoos, ha existido un gran aumento en la actividad de creación y denominación de las clases, phyla y reinos. A este respecto, destaca la controvertida taxonomía propuesta por Cavalier & Smith (1993), que crea 18 phyla dentro del reino Protozoa. También hay que reseñar, entre otras, las investigaciones de Corliss (1984) y Margulis *et al.* (1990).

Margulis & Schuwartz (1982), Margulis *et al.* (1990) elevan a la categoría de phylum, la clase Zoomastigophora denominándola Zoomastigina y la mayoría de los ordenes considerados anteriormente, pasan al taxón de clase. Lom & Dyková (1992) consideran la subclase Mastigophora Diesing, 1866, como phylum y utiliza la clase Retortamonadea Grassé, 1952.

Protozoólogos y taxonomistas como Andersen, Corliss, Margulis, Merinfeld, Cavalier-Smith, Patterson y Silva han realizado intentos de aunar estas recientes corrientes taxonómicas, cuyos resultados son ahora aun prematuros. En el presente trabajo como ya hemos indicado anteriormente, seguiremos la taxonomía de Levine *et al.* (1980) al ser la que está reconocida por el Comité de Sistemática y Evolución de la Sociedad de Protozoología. Este Comité se reunirá en 1996, en un intento de aunar criterios.

Diagnosis

Se caracteriza por agrupar trofozoítos con uno o varios flagelos, sin cloroplastos.

Con presencia de formas ameboides en algunos casos, con o sin flagelos. En ciertos grupos se conocen fenómenos de sexualidad. Grupo polifilético.

2.1.2.1. ORDEN RETORTAMONADIDA Grassé, 1952.

El orden Retortamonadida fue creado por Grassé (1952) y aceptado por el Comité de Sistemática y Evolución de la Sociedad de Protozoología en 1980. Incluye una única familia, Retortamonadidae Wenrich, 1932, desde que la familia Cochlosoniidae Tyzzer, 1930, fue eliminada de este orden e incluida en el orden Parabasidida Kulda & Nohynkova, 1978.

Al conocimiento de los retortamonádidos han contribuido principalmente los trabajos de Grassé (1952), Levine (1973), Kulda & Nohynkova (1978). También hay que citar las investigaciones de Mackinnon (1916), Bishop (1931), Wenrich (1932), Kirby & Honigberg (1950) y Brugerolle (1977).

Diagnosis

Endocomensales o parásitos intestinales de vertebrados e invertebrados, de tamaño pequeño (5-20 μm), con 2 a 4 flagelos, uno de ellos asociado al área citostómica situada anteroventralmente. Citostoma bordeado por fibrillas. Núcleo anterior, cuerpo basal del flagelo íntimamente asociado con su superficie. Carecen de mitocondrias, aparato de Golgi y peroxisomas. División intranuclear abierta. Mitosis ahusada. Con formación de quistes.

2.1.2.1.1. Familia **RETORTAMONADIDAE** Wenrich, 1932.

Es la única familia del orden Retortamonadida Grassé, 1952 e incluye dos géneros: Retortamonas Grassi, 1879, y Chilomastix Alexeieff, 1912.

Grassé (1952) originalmente incluyó también a la familia Cochlosomidae Tyzzer, 1930, que posteriormente en base a la presencia de un axostilo y aparato parabasal (aparato de Golgi) y ausencia de citostoma fue separada del orden.

Blochmann (1895) estableció un esquema de clasificación de los flagelados basada en el número de flagelos, en ella, el género Retortamonas era situado en la familia Protomonadidae y Chilomastix en Polymastigidae.

Kudo (1966) siguiendo conceptos derivados del autor anteriormente citado, considera dos órdenes diferentes para cada género, por una parte Protomonadida Blochman, 1895, con la familia Retortamonadidae Wenrich, 1932, para Retortamonas y el orden Polymastigida Blochman, 1895, con la familia Chilomastigidae Wenyon, 1926, para Chilomastix.

Kulda & Nohynková (1978) sugieren la inclusión de la familia Retortamonadidae en el orden Trichomonadida por su similitud en las siguientes estructuras:

Aparato parabasal compuesto por un cuerpo argentófilo.

Fibra parabasal unida al complejo cinetosomal

Axostilo tubular y pelta en forma de media luna.

Las relaciones entre Retortamonas y Chilomastix fueron reconocidas por Alexeieff (1910), Mackinnon (1916), Wenrich (1932), Kirby & Honigberg (1950) y confirmado por los estudios ultraestructurales de Brugerolle (1973, 1977).

Alexeieff (1917) fue el primero en unificar este género en una única familia Embadomonadidae. Más tarde, Wenrich (1932), estableció la familia Retortamonadidae, basada en el nombre genérico correcto.

Levine *et al.* (1980), siguiendo los criterios taxonómicos utilizados por Grassé (1952), confirma la validez del orden Retortamonadida y de la familia Retortamonadidae con los dos géneros citados. Esta clasificación cuenta con la aceptación del Comité Taxonómico de Protozoólogos.

Diagnosis

Flagelados uninucleados con un área citostómica anteroventral visible. Dos o cuatro flagelos, uno de ellos recurrente y asociado al citostoma. Mitocondrias y aparato de Golgi ausentes. Todas las especies son parásitas.

Género Retortamonas Grassi, 1879.

Grassi (1879) dentro del orden Retortamonadida, consideró tres géneros: Monocercomonas, Retortamonas y Schedoacercomonas. En el primero incluyó flagelados muy variados como Trichomonas, formas con dos flagelos etc... creándose una gran confusión. Este mismo autor en un intento clarificador, posterior, subdivide el género Monocercomonas en cuatro subgéneros: Monocercomonas, Trichomonas, Retortamonas y Schedoacercomonas.

En 1911 Mackinnon creó el género Embadomonas para situar a unos organismos con dos flagelos encontrados en el intestino de Típulas (Dípteros).

Wenyon & O`Connor (1917) describieron otra especie de este mismo género, en el hombre, a la que denominaron Waskia intestinalis.

Grassé (1926) sugiere la creación de un nuevo género para adecuar los Monocercomonas de insectos.

Existieron grandes discrepancias en cuanto a la integración de los géneros creados por Grassi. Por una parte Wenyon (1926) pensó que el género Monocercomonas debería sustituir al género Retortamonas, mientras que Wenrich (1932) aceptó el género Monocercomonas pero libre de formas dudosas, como sugirió Grassé (1926).

En la actualidad se admite (Levine *et al.*, 1980; Margulis *et al.*, 1990; Lom *et al.*, 1992) el nombre genérico de Retortamonas para los individuos con dos flagelos, y Embadomonas y Waskia pasan a ser sinónimos.

Diagnosis

Cuerpo piriforme o fusiforme con dos flagelos: uno anterior libre y otro recurrente asociado al citostoma. El flagelo recurrente se extiende por todo el surco citosomal, emergiendo fuera de éste. Área citosomal oval y sostenida por dos fibras de longitud desigual. Entre las fibras, anteriormente, existe una membrana arqueada trapezoidal, en la parte superior del citostoma. La imagen del borde teñido de esta membrana, junto con ambas fibrillas laterales, puede dar la impresión de que existe una única fibrilla citosomal. El núcleo es esférico, situado en el margen anterior del cuerpo.

Sinonimia

Sinónimos: Embadomonas Mackinnon, 1911; Waskia Wenyon & O`Connor, 1917.

**2.1.2.2. ORDEN DIPLOMONADIDA Wenyon, 1926 emend.
Brugerolle, 1975.**

Siguiendo a Levine *et al.* (1980) este orden consta de dos subordenes, según sean monozoicos o diplozoicos respectivamente: Enteromonadina Brugerolle, 1975 emend. Kulda & Nohynkova, 1978, y Diplomonadina Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975.

Las familias y los géneros incluidos en estos subordenes queda reflejado en la siguiente clasificación:

Suborden ENTEROMONADINA Kulda & Nohynkova, 1978.

Familia ENTEROMONADIDAE Kulda & Nohynkova, 1978.

Género Enteromonas da Fonseca, 1915.

Género Trimitus Alexeieff, 1910.

Género Caviomonas Nie, 1950.

Suborden DIPLOMONADINA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975.

Familia HEXAMITIDAE Kent, 1880.

Género Treponemas Durjardin, 1810.

Género Hexamita Dujardin, 1838.

Género Spironucleus Lavier, 1936.

Género Octomitus Prowazek, 1964.

Género Giardia Kunstler, 1882.

Kudo (1966) basándose en los criterios taxonómicos de Blochmann (1895) consideró el orden Polymastigida Blochmann, 1895, donde agrupó a flagelados muy heterogéneos, uni o binucleados con tres a ocho flagelos, ausencia de membrana ondulante y presencia en algunos casos de axostilo. Este orden incluía ocho familias. En la familia Hexamitidae Kent, 1880, incluyó a los géneros Hexamita, Giardia, Treponema,

Gyromonas, Trigonomonas y Urophagus.

Diagnosis

Flagelados con uno o dos núcleos cada uno de ellos asociado a un sistema cariomastigonte con cuatro flagelos, uno de los cuales es típicamente recurrente y está asociado al citostoma o forma el eje intracelular en los géneros menos evolucionados. El citoesqueleto, sistema de fibras asociado a los flagelos, está formado por tres bandas de microtúbulos, una banda supranuclear, una banda infranuclear y una banda paralela al citostoma o al flagelo recurrente. Carecen de mitocondrias, aparato de Golgi y axostilo. La reproducción se realiza por fisión binaria. Forman quistes. Endocomensales, endoparásitos o de vida libre.

2.1.2.2.1. Suborden DIPLOMONADINA Wenyon, 1926 emend. Brugerolle, 1975.

Siguiendo la sistemática de Levine *et al.* (1980) y de Margulis *et al.* (1990) incluye a la familia Hexamitidae Kent, 1880, con dos subfamilias hexamitinae y giardiinae, cuyos géneros han sido citados anteriormente.

Wenyon (1926) fue el primero en realizar una buena recopilación de la literatura hasta ese momento existente de los diplomonádidos. Grassé (1952) dio una visión algo más completa.

Brugerolle *et al.* (1973, 1974, 1975) investigaron acerca de su ultraestructura, destacando por sus investigaciones sobre Trepomonas, Spiroucleus, Octomitus, Hexamita, Enteromonas y Giardia.

La literatura de los diplomonádidos esta dominada por los artículos sobre Giardia y giardiosis, destacando los trabajos de Erlandsen & Meyer (1984) y Meyer (1990). Lambl (1859) realizó una descripción de la forma, tamaño, y discos succionarios de Giardia intestinalis. Grassi (1881) informó acerca de los flagelos y núcleo de esta especie y citó la formación de quistes.

Los diplomonádidos de vida libre Trepomonas y Hexamita, este último con formas endocomensales y parásitas, fueron descritos por Dujardin (1841). Otras especies de vida libre fueron descritas por Lemmerman (1914) y Calaway & Lackey (1962).

La citología y taxonomía de los diplomonadidos de vida libre fue investigada por Bütsli (1878), Kent (1880-1882) y Klebs (1892) que creó el orden Distomata para agrupar a todos ellos. En 1910, Dangeard cambió este orden por Diplozoa, ya que la boca no está presente en todos los géneros.

Diagnosis

Flagelados con simetría axial binaria, dos cariomastigotes, cada uno de ellos integrado por un núcleo y cuatro cinetosomas adyacentes de los que emergen cuatro flagelos, uno de ellos recurrente, y las estructuras fibrilares del citoesqueleto. Reproducción por fisión binaria y formación de quistes. Se desconoce el ciclo sexual (Lom *et al.*, 1992). Incluye formas endoparásitas, endocomensales o de vida libre.

2.1.2.2.1.1. Familia HEXAMITIDAE Kent, 1880.

Existe mucha confusión en la taxonomía y nomenclatura de esta familia, antes de los trabajos de Levine *et al.* (1980) y Margulis *et al.* (1990) se incluía también al

género Trigomonas que contiene especies de vida libre.

Lavier en 1936 fue el primero en distinguir los géneros Hexamita Dujardin, 1838; Spironucleus Lavier, 1936, y Octomitus Prowazek, 1919 (sinónimo de Syndionita, Lavier) y aunque sus descripciones fueron vagas y en algunos casos incorrectas, su esquema ha sido plenamente confirmado por investigaciones posteriores (Kulda & Nohynkova, 1978).

Lom & Dykova (1992) citan la presencia de dos géneros de esta familia en peces, Hexamita y Spironucleus.

Diagnosis

Con las características del orden, los trofozoítos tienen simetría axial, dos cariomastigotes, cada mastigote lleva cuatro flagelos, uno de los cuales es recurrente y llevan estructuras fibrilares accesorias que comprenden generalmente: microtúbulos infranucleares, funículos y una lámina modificada en raicillas fibrilares. Carecen de mitocondrias y de aparato de Golgi. Incluye especies de vida libre, saprófitas y parásitas.

Género Hexamita Dujardin, 1838.

Las investigaciones morfológicas y estructurales de este género las realizaron, con microscopía óptica, principalmente, Wenrich (1932), Kirby & Honigberg (1950) y

Kulda & Lom (1964). Desde el punto de vista ultraestructural hay que destacar los trabajos de Brugerolle (1974).

Algunas especies son patógenas para peces y ostras como Hexamita salmonis y H. nelsoni respectivamente. La primera de ellas, ha sido probablemente denominada incorrectamente como H. truttae tal y como señalan las investigaciones de Kulda & Lom (1964). H. salmonis ha sido descrita como endocomensal de salmónidos que bajo condiciones adversas, dieta inadecuada, bajo contenido en oxígeno, superpoblación etc... adquiere un marcado carácter patógeno (Molnar, 1974; Lom & Dyková, 1992). Otras investigaciones han destacado su existencia en otros peces no salmonidos como Lota lota, Pterophyllum scalare, Shymphysodon discus, Betta splendens y Ctenopharyngodon idella donde se cita como responsable de cuadros de enteritis hemorrágica y necrosis focal en diversos órganos (Ferguson *et al.*, 1980; Poynton, 1986).

Se ha reseñado H. capelani Lavier, 1936, en gádidos. Kulda & Nohynkova (1978) sugieren que esta especie, junto con otras no denominadas, observadas en peces marinos, sean probablemente también H. salmonis. Esta afirmación implicaría la existencia de un rango de hospedadores muy amplio, que necesitaría una revisión.

Diagnosis

Cuerpo oval o piriforme, algunas veces aplanado dorsoventralmente. Dos núcleos ovales o esféricos situados en el margen anterior de la célula y yuxtapuestos por su porción aplanada. Dos tubos citostómicos longitudinales que se abren en el extremo posterior. Flagelo recurrente que sobresale caudalmente de los citostomas y continúa como flagelo libre. Agrupa a especies de vida libre o entozoicas de vertebrados e invertebrados.

Sinonimia

Sinónimos son: Dicercomonas Grassi, 1879; Hexamitus Butschli, 1878; Urophagus Klebs, 1892; Octomitus Prowazek, 1914; Octomastix Prowazek, 1917.

Género Spironucleus Lavier, 1936.

Los miembros de este género han sido frecuentemente descritos bajo el nombre genérico de Hexamita y Octomitus con una gran variedad de sinónimos.

La morfología de este género fue estudiada principalmente por Kulda & Lom (1964) y Brugerolle (1973) tanto en sus aspectos estructurales como ultraestructurales. Molnar (1974) describe a Spironucleus elegans Lavier, 1936, como potencialmente patógeno para peces de acuario Pterophyllum scalare y para barbos Barbus barbus a los que ocasiona enteritis.

S. elegans es un endocomensal del intestino posterior y recto de anfibios, considerándose a éstos como probable fuente de infección para los peces. El contagio de Pterophyllum scalare a través de Triturus vulgaris ha resultado satisfactorio en el 100 % de las experiencias, fallando en algunos ciprínidos europeos. Es posible que esto sea debido a una resistencia natural de estos animales o que el contagio requiera otro anfibio (Lom *et al.*, 1992). Pterophyllum scalare y Ctenopheryngodon idella son especies muy susceptibles de infestarse con Spironucleus y en ellas esta admitida la transmisión pez-peze.

De acuerdo con Kulda & Nohynkova (1978), dos Hexamitas descritas en peces marinos H. salpae Lavier, 1936 y H. phycidis Lavier, 1936, podrían tratarse, dada su

morfología, de Spironucleus. Actualmente ya se ha descrito S. torosa Poynton & Morrison, 1990, en el recto de Gadus morhua y Melanogrammus aeglefinus.

Diagnosis

Cuerpo alargado, disminuyendo su anchura gradualmente hacia el extremo posterior. Dos núcleos ligeramente espiralizados con forma de "s" próximos, adyacentes por su extremo apical, formando una especie de herradura en la parte anterior de la célula. Dos citostomas relativamente reducidos que corren próximos, longitudinalmente por la superficie del cuerpo abriéndose lateralmente en el extremo posterior, sin formar funículos manifiestos. Flagelos recurrentes con una parte libre, sobresalientes caudalmente por los citostomas. Incluye especies entozoicas de vertebrados y frecuentemente patógenas para peces, aves y roedores de laboratorio.

2.1.2.3. ORDEN TRICHOMONADIDA Kirby, 1947 emend. Mattern & Honigberg, 1974.

Siguiendo la taxonomía de Levine *et al.* (1980), Honigberg (1963, 1964) y Honinberg *et al.* (1969, 1981) consta de cuatro familias: Devescovichidae, Calonymphidae, Monocercomonadidae y Trichomonadidae. Las dos primeras, únicamente aparecen en el tubo digestivo de termitas.

Los detalles del sistema mastigonte se emplean para separar las distintas familias y géneros, así el número de flagelos anteriores, la presencia o ausencia de membrana ondulante y de costa permiten distinguir entre Trichomonadidae y Monocercomonadidae y diferenciar sus géneros.

Cleveland (1924, 1934, 1964) realizó algunas de las primeras y más meticulosas

investigaciones sobre estos organismos. Hollande *et al.* (1971) estudiaron su ultraestructura y Honigberg (1978a,b) revisó aquellos de importancia médica y veterinaria. Yamin (1979, 1981) ha realizado investigaciones sobre los que aparecen en termitas y cucarachas.

Diagnosis

Flagelados cariomastigotes con 4-6 flagelos, uno de los cuales es recurrente, y lleva asociada una membrana ondulante. Presentan un axostilo y pelta. El aparato de Golgi es de tipo Janicki (filamentos con una periodicidad tipo A) y se sitúa con cada sistema mastigonte. Carecen de mitocondrias, presentando hidrogenasas. En algunos casos una sola célula contiene varios cariomastigotes. Algunas especies forman quistes.

2.1.2.3.1. Familia TRICHOMONADIDAE Wenyon, 1926.

Honigberg (1963) reconoce tres subfamilias: Trichomonadinae Chalmers & Pekkola, 1918 emend. Kirby, 1946.; Tritrichomonadinae Honigberg, 1963, y Pentatriconoidinae Honigberg, 1963.

Posteriormente, Brugerolle (1975) realiza un amplio estudio ultraestructural de los ejemplares pertenecientes al orden Trichomonadida, fruto del cual es la creación de la subfamilia Trichomitopsinae, donde sitúa a los géneros Trichomitopsis Kofoid & Swezy, 1919, y Pseudotrypanosoma Grassi, 1917, quedando finalmente establecida la subdivisión de la familia en cuatro subfamilias.

La subfamilia Pentatriconoidinae carece de interés para nosotros ya que se encuentra en termitas.

Estudios cromatográficos realizados por Mehra sobre las hidrolasas de Tritrichomonas foetus, T. suis, Trichomonas gallinae, Tetratrichomonas gallinarum y T. buttreyi revelan que los géneros de ambas subfamilias están estrechamente relacionados.

Morgan (1944, 1946) y Trusell (1947) realizaron un listado de los hospedadores de las especies de trichomonádidos. La nomenclatura y las relaciones parásito-hospedador de muchas de ellas no están todavía claras. Se han observado en el ciego y colon de prácticamente todas las especies de mamíferos o aves examinadas y también en reptiles, anfibios, peces y muchos invertebrados. La mayoría son comensales pero algunos de ellos tiene un papel patógeno indiscutible.

Una especie del género Trichomonas Donné, 1836, fue observada por Lavier en 1936, en el intestino de Boops salpa de las costas Mediterráneas Francesas (Lom & Dyková, 1992).

Diagnosis

Cuerpo piriforme, con cuatro a seis flagelos, de los cuales uno es recurrente y está asociado a una membrana ondulante y unido a una costa. Axostilo y parabasal generalmente simples, salvo en los géneros más evolucionados. Se reproducen por fisión binaria longitudinal.

Subfamilia TRICHOMONADINAE Chalmers & Pekkola, 1918 emend. Kirby, 1946.

La subfamilia consta de cuatro géneros: Trichomonas Donné, 1836; Trichomitus Swezy, 1915; Tetratrichomonas Parisi, 1910; Pentatrichomonas Mesnil, 1902.

El origen de esta subfamilia parece derivarse directamente de Hypotrichomonas, ya que en muchos aspectos como flagelos anteriores, axostilo y cuerpo parabasal, Trichomitus se asemeja mucho a Hypotrichomonas. Aunque es evidente que Trichomitus, aparentemente está más próximo a la línea evolutiva principal, ostenta más características morfológicas de la citada subfamilia que Trichomonas, hay razones taxonómicas válidas (ver I. Code Zool. Nomencl.) para que permanezca dentro de la familia Trichomonadida, subfamilia Trichomonadinae.

Diagnosis

Individuos con tres a cinco flagelos, el flagelo recurrente total o parcialmente incorporado al margen de la membrana ondulante. Costa normalmente delgada. Capítulo del axostilo de complejidad variable, continuándose anteriormente en una pelta típica. Tronco del axostilo hialino, con forma de varilla, delgado o de diámetro moderado, sin apariencia tubular, ni gránulos axostilares y generalmente sin anillos periaxostilares, se proyecta por alguna distancia de la superficie posterior del cuerpo en una punta axostilar. Aparato de Golgi de estructura variable.

Género Trichomitus Swezy, 1915.

La especie tipo es Trichomitus batracorum (Perty, 1852) Honigberg, 1963, fue vista probablemente hace 250 años por Anthony van Leeuwenhoeck (Dobell, 1909). Parásito común del tubo digestivo posterior de muchas especies de ranas y sapos. Se encuentra citado en Rana temporaria, R. esculenta, R. dalmantica, R. perezi, R. pipiens e Hyla arborea. También se ha aislado en Bufo marinus de Australia (Delvinquier & Freeland, 1988).

No se ha citado hasta ahora ninguna especie de este género en peces (Lom & Dyková, 1992).

Diagnosis

Los trofozoítos poseen tres flagelos anteriores, membrana ondulante de longitud variable. Flagelo posterior libre. Costa relativamente delgada en muchos casos, fuertemente desarrollada en algunas especies. Capítulo del axostilo espatulado con forma de cuchara, continúa anteriormente en una pelta bien desarrollada. Tronco del axostilo de diámetro variable. Aparato de Golgi en muchas especies en forma de "V".

2.1.3. CLASE SPOROZOEAE Leuckart, 1879.

La primera mención de estos organismos se debe a Antony van Leeuwenhoek en 1674 que describió los ooquistes de Eimeria stiedae en el hígado de conejos, pero sin asignarles ningún nombre. Fue además, el primer protozoo parásito observado.

En 1839, Hake describe los ooquistes, pero los asocia con glóbulos producidos en el carcinoma hepático. Lindemann (1865) fue el primero en denominarlos, Monocystis stiedae, incluyéndolos en los Gregarina. En 1907, Kiskalt & Hartmann los incluyen dentro del género Eimeria.

En 1879, Leuckart estableció la clase Sporozoa dentro del phylum Protozoa, origen del actual phylum Apicomplexa. Incluyó en ella a Gregarina y Coccidia. Algunos autores posteriores añadieron Microspora, Myxozoa, Acetozoa, y varios organismos más. Ball en 1960 remarca que muchos de ellos carecen de esporas.

La sistemática de los Apicomplexa está continuamente cambiando. Las principales revisiones taxonómicas de estos organismos fueron las realizadas por Labbé (1896), Wenyon (1926), Grassé (1953), Pellérdy (1974), Levine (1980, 1988a,b).

El empleo del microscopio electrónico ha producido gran número de modificaciones, con una mejor definición de los Sporozoea, que también ha ayudado a la sistemática del grupo. Por ejemplo Toxoplasma y Sarcocystis son considerados actualmente Coccidia.

Levine (1970) establece el phylum Apicomplexa, que incluye a los protozoos que tienen un complejo apical, formado por uno o varios anillos polares, conoides, microne-mas, roptrias, y microtúbulos subpeliculares.

Levine (1980) y Schmidt & Roberts (1989) consideran dentro del phylum Apicomplexa, la clase Perkinsea Levine, 1978, y la clase Sporozoea Leuckart, 1879, con las subclases: Gregarina Dufour, 1828; Coccidia Leuckart, 1879 y Piroplasmia Levine, 1961. Esta será la taxonomía seguida en el presente trabajo.

Levine (1988b) señala la presencia de 4.516 especies dentro de este phylum, haciendo hincapié, en el progresivo aumento de este número.

Vivier & Desportes (1990) agrupan dentro del phylum Apicomplexa tres clases: Gregarina, Coccidia y Hematozoa. Dentro de esta última clase incluyen los ordenes: Haemosporidia y Piroplasmida.

En peces existen representantes de la subclase Coccidia y Piroplasmia (Lom & Dykova, 1992).

Diagnosis

Apicomplexa. Conoides, cuando están presentes, forman un cono completo. Locomoción por flexión corporal, deslizamiento u ondulación de crestas longitudinales. Flagelos, únicamente, en los microgametos de algunos grupos. Pseudópodos, generalmente ausentes, si existen se emplean para la alimentación y no en la locomoción. Monoexos o heteroxenos. Reproducción sexual y asexual. Presentan una secuencia de proliferación (merogonia), generación sexual (gamogonia) y formación de esporas (esporogonia). Los estadios infectivos son esporozoítos, formados en la esporogonia, móviles, vermiculares, protegidos por envolturas especiales resistentes (ooquistes y/o esporocistos). Se alimentan por osmosis, pinocitosis y/o a través de un citostoma. Todos parásitos.

2.1.3.1. SUBCLASE COCCIDIIDA Leuckart, 1879.

Siguiendo a Levine (1980) incluye a los siguientes ordenes, establecidos atendiendo a las características de la merogonia: Agamococcidiida Levine, 1979; Protococcidiida Kheisin, 1956 y Eucoccidiida Léger & Duboscq, 1910.

Otros autores como Lom & Dyková (1992), consideran como ordenes dentro de la subclase Sporozoea, con representantes parásitos de peces, al orden Adeleida Léger, 1911, y al orden Eimeriida Léger & Duboscq, 1911.

Diagnosis

Sporozoea. Gamontes generalmente presentes, pequeños, intracelulares, sin mucro o epimerito. Sიცigia con frecuencia ausente, si existe, los gametos son marcadamente anisógamos. Ciclo vital, formado por merogonias, una gametogonia y una esporogonia. En su mayoría parásitas de vertebrados.

3.1.3.1.1. Orden EUCOCCIDIIDA Léger & Duboscq, 1910.

Siguiendo a Levine (1980) pertenece a la subclase Coccidia, clase Sporozoea, phylum Apicomplexa. Incluye a los subordenes: Adeleina Léger, 1911; Eimeriina Léger, 1911 y Haemosporina Danilewsky, 1885.

La historia de los Eucoccidiida ha sido revisada principalmente por Stunkard (1969) y Levine (1973). Las especies parásitas de peces han sido recopiladas entre otros autores por Shulman & Shtein (1962), Pellérdy (1974), Lom & Dyková (1983, 1992) y Levine (1982, 1983, 1988a).

El desarrollo de los Eucoccidiida de los peces sigue el modelo tradicional con merogonias, gamogonia, oogonia y esporogonia. Se diferencia de los Eimeriidae de aves y mamíferos, en que en los peces, la esporogonia es frecuentemente endógena, aunque también puede ser exógena o de ambos modos dentro de una especie. El desarrollo endógeno puede calificarse de intracelular, extracelular, intercelular, intranuclear o epicelular (Davies & Ball, 1993).

Los Coccidia de los peces muestran los siguientes caracteres diferenciales con los de otras especies:

La pared del ooquiste es generalmente fina (13 μm en E. subepitelialis Lom, 1971; 3 μm en E. variabilis Thélohan, 1893).

Los ooquistes son esféricos, solo existen raras excepciones de ooquistes cilíndricos (E. southwelli Halawani, 1930, y E. quentini Boulard, 1977).

Carecen de micropilo, con la excepción de E. sinensis Chen, 1956.

Diagnosis

Sporozoea. Gamontes, pequeños, intracelulares, sin mucro o epimerito. Sin sicigia, si existe, los gametos son marcadamente anisógamos. Ciclo vital, formado por una merogonia, una gametogonia y una esporogonia. En su mayoría parásitas de vertebrados. Merogonia en vertebrados y/o invertebrados.

3.1.3.1.1. Suborden EIMERIINA Léger, 1911.

Diagnosis

Eucoccidiida. Macro y microgamonte desarrollados independientemente. Sin sicigia. Microgamonte productor de muchos microgametos. Cigoto inmóvil. Esporozoitos, dentro de los esporocistos de los ooquistes. Monoxenos o heteroxenos.

3.1.3.1.1.1. Familia EIMERIIDAE Minchin, 1903.

Hasta hace poco, todos los Coccidia parásitos de peces se incluían dentro del género Eimeria, familia Eimeriidae, aunque muchos de ellos difícilmente cumplían con las características y ciclos vitales del grupo.

Thélohan (1890) aisló del hígado de Gasterosteus aculeatus el primer Coccidia parásito de peces, Coccidium gasterostei Thélohan, 1890. Posteriormente este mismo autor cita Coccidium sardinae Thélohan, 1890; Coccidium cruciatum Thélohan, 1892, y Coccidium minutum Thélohan, 1892.

Labbé en 1896 transfiere a dos géneros creados por él, Goussia y Crystallospora, especies consideradas anteriormente, dentro del género Coccidium. Así Coccidium cruciatum y Coccidium minutum se incluyen en el género Goussia y Coccidium cristalloides Thélohan, 1893, en el género Crystallospora.

Goussia incluye a especies con esporocistos ovalados, con dos valvas, que se abren meridionalmente, para dejar salir los esporozoítos. Crystallospora agrupa a las que presentan esporocistos formados por dos valvas con forma de pirámide hexagonal, unidas en sus bases, formando una bipirámide.

Doflein (1909) reduce a sinónimos de Eimeria, tal y como Lom & Dykova (1981) describen, los géneros creados por Labbé.

Otros autores, como Léger & Hesse (1919) y Stankovitch (1920) continuaron usando el género Goussia.

Grassé (1953) y Reichenow (1953) incluyeron todos los coccidia de peces en el género Eimeria. Pellérdy (1974) recopiló, las especies conocidas hasta ese momento de Eimeria de peces.

Los géneros Goussia y Crystallospora fueron de nuevo utilizados por Dyková & Lom (1981), que a su vez creó el género Epieimeria, con las mismas características que Eimeria, diferenciándose por tener una merogonia y una gamogonia submembranosa o epicelular, y una esporogonia intracelular.

Levine en 1984, unió Epieimeria y Cryptosporidium dentro de la familia Cryptosporidae, pero esta fusión fue eliminada en 1988, por el mismo autor.

El género Calyptospora Overstreet, Hawkins & Fournie, 1984, fue creado para agrupar a las especies que entre otras características poseen esporocistos cubiertos de un fino velo sustentado por uno o varios esporopodia, proyecciones nudosas de la pared del esporocisto.

Los géneros Nucleoeimeria y Nucleogoussia se establecieron para las Eimeria y Goussia que no se desarrollan intracitoplásmicamente, dentro de la célula hospedadora, si no en el núcleo. Fueron creados por Daoudi (1987) y Daoudi *et al.* (1989), respectivamente.

Dos géneros hasta ahora no citados en peces, Cryptosporidium y Octosporella, se han descrito recientemente (Levine, 1988). Existen descripciones de Isospora en peces (Davronov, 1987). Hay también referencia a dos citas de Sarcocystis en peces (Fantham & Porter, 1943; Kent *et al.*, 1989).

Se conocen especies polixenas, Goussia carpelli infecta hasta 17 peces diferentes (Lukes *et al.*, 1991). En el ciclo vital de los coccidios de peces, la transmisión se realiza

de dos formas (Desser, 1981): directa por contaminación fecal, e indirecta, mediante un hospedador invertebrado, crustáceo, (Desser, 1981; Solangi & Overstreet, 1980). Algunas especies pueden presentar ambos tipos.

Existen autores, que consideran que falta una auténtica evidencia de un ciclo de vida realmente heteroxeno, aunque los hospedadores paraténicos se han visto implicados en la transmisión de algunas especies (Molnár, 1979; Kent & Hedrick, 1985; Luckes *et al.*, 1991).

En las pasadas dos décadas, el conocimiento de los coccidia de peces, ha experimentado un gran desarrollo gracias principalmente a los trabajos de Dyková & Lom (1981), Overstreet (1981) y Desser (1981).

Long & Joyner (1984) discuten el problema de la identificación de las especies de Eimeria haciendo especial hincapié en la limitación del uso de datos morfológicos derivados del ooquiste y la necesidad de emplear otras características.

Upton *et al.* (1984) establecen una clave taxonómica para la identificación de Eimeridae de peces de Norteamérica usando las características del ooquiste y esporocisto.

Lom & Dykova (1992) citan a los siguientes géneros de esta familia como parásitos de peces: Eimeria Schneider, 1875; Epieimeria Dyková & Lom, 1981; Goussia Labbé, 1986; Calyptospora Overstreet, Hawkings & Fournie, 1984; Isospora Schneider, 1881; Crystallospora Labbé, 1896; Octosporella Ray & Ragavachari, 1942.

Davies & Ball (1993) proponen un esquema de clasificación de los Coccidia de los peces, basado en los trabajos de Levine (1982, 1983, 1988) y que presenta como caracteres distintivos del anterior, la inclusión dentro de la familia Eimeriidae de únicamente los géneros: Eimeria, Epieimeria, Isospora y Octosporella. El género Goussia y Crystallospora pertenecen para estos autores a la familia Barrouxiidae Léger, 1911. Por

último el género Calyptospora pasa a formar la familia Calyptosporidae Overstreet, Hawkins & Fournier, 1984. Las familias se establecen atendiendo a las características del esporocisto y del ciclo vital.

Diagnosis

Eimeriina. Ooquistes sin o con, 1, 2, 4 o más esporocistos, cada uno con uno o más esporozoitos. Microgametos generalmente, con uno o dos flagelos. Desarrollo habitualmente, pero no siempre, en el endoplasma de las células del hospedador. Parásitos.

Género Goussia Labbé, 1896.

Como hemos apuntado, tradicionalmente todos los Coccidia de peces se consideraban pertenecientes al género Eimeria Schneider, 1875, teniendo en cuenta, sus características biológicas y estructurales.

En 1896, Labbé, crea el género Goussia, para agrupar a las especies con esporocistos ovales y dos valvas, que se abren meridionalmente, para eliminar los esporozoítos. Este género junto con Crystallospora Labbé en 1896, fueron reducidos a sinónimos de Eimeria por Doflein en 1909.

Autores como Leger & Hesse (1919) y Stankovitch (1920) continuaron empleando el género Goussia en la descripción de nuevas especies. Grassé (1953) y Reichenow (1953) consideraron ambos géneros como subgéneros de Eimeria. Estudios posteriores, entre los que cabe citar los de Pellérdy (1974) los consideran sinónimos de Eimeria.

Recientemente, Dyková & Lom (1981) y Overstreet *et al.*, (1984) propusieron un nuevo esquema de clasificación, basada principalmente en las características del esporocisto, y que tiene de nuevo en consideración a los géneros: Goussia, Eimeria, Epieimeria,

Goussia, Crytallospora y Calyptospora. Este esquema es actualmente vigente y seguido por gran número de autores.

Las dos valvas de los esporocistos de Goussia fueron observadas por primera vez, por Johannes Müller, en 1842, en G. gadi. En algunas especies, resulta difícil de ver en el microscopio óptico.

En estudios con microscopía electrónica, se ha observado un grueso anillo en la línea de sutura de las valvas de los esporocistos en G. subepithelialis, G. degiustii. Y un cinturón membranoso delgado, que incluso puede estar ausente en otras como G. carpelli o G. laureles.

Overstreet *et al.* (1984) basándose en estas características, propone que aquellas especies con el esporocisto membranoso deben de separarse dentro del subgénero Plagula. Estos mismos autores asignan el género Goussia con dos subgeneros Goussia y Plagula, dentro de la familia Calyptosporidae.

Lom & Dyková (1992) agrupan las especies según su localización: extraintestinal o intestinal. Considerando ellos mismos que puede resultar artificiosa, ya que hay especies como G. girellae Kent, Fournie, Sondgrass & Elston, 1988, que tienen localización intestinal y también, en hígado, branquias y bazo.

Diagnosis

Eimeriidae. Tetraesporocístico dizoico. Esporocistos sin cuerpo de Stieda. Dos valvas que se unen en un plano de sutura meridional. Merogonia, gamogonia y esporogonia, realizadas dentro de los tejidos del hospedador. Parásitos de Teleósteos y Condric-tios.

2.1.4. PHYLUM MYXOZOA Grassé, 1970.

La posición taxonómica de los myxosporidios en el reino animal ha sido objeto de considerable controversia. Fueron descubiertos en 1838 por el científico alemán Müller quien los denominó esporospermos. El término myxosporidio fue empleado por primera vez por Bütschli en 1880, quien además fue el primero en describir correctamente la fase de trofozoíto y su estructura.

En las siguientes décadas, se propusieron numerosas clasificaciones taxonómicas y se sugirieron hipótesis sobre su desarrollo y ciclos vitales. Estudios sobre su patogenicidad se llevaron a cabo después de la Segunda Guerra Mundial, no siendo hasta después de la década de los sesenta cuando se realizaron estudios serios sobre las características morfológicas y ultraestructurales de estos parásitos (El-Matbouli *et al.*, 1992).

Bütschli (1881) incluye a los myxosporidios en la clase Sporozoa, actual phylum Apicomplexa Levine, 1970.

Durante la mayor parte de su historia, Myxosporea y Microspora, formaron parte de la subclase Cnidosporidia Doflein, 1901, dentro de la clase Sporozoa.

En 1910, se considera a un nuevo grupo de organismos dentro de los Cnidosporidia, los Actinomyxidia descubiertos por Stolc en 1899. En posteriores clasificaciones, Myxosporea, Actinosporea y Microspora estuvieron muy relacionados, incluyéndose en los Cnidosporidia, debido a la presencia de esporas con filamentos polares y esporoplasmas ameboides.

Honigberg (1964) considera a los myxosporidios pertenecientes al phylum Protozoa, subphylum Cnidospora. El subphylum Cnidospora fue entonces separado del

subphylum Sporozoa Leuckart, 1879, dentro del cual se encuadraba. La clase Myxosporidea Bütshli, 1881, caracterizada por presentar esporas de origen multicelular fue incluida junto con la clase Microsporidea en el subphylum Cnidospora, y el orden Myxosporida Bütshli, 1881, caracterizado por presentar esporas con uno o dos esporoplasmas y uno a seis corpúsculos polares y valvas, se incluyó en la clase Myxosporidea.

Trabajos como los de Bykhovskaya *et al.* (1964) los consideraron pertenecientes al orden Myxosporida Bütshli, 1881, clase Cnidosporidia Doflein, 1881, subphylum Sporozoa Leuckart, 1879, sin considerar la clase Myxosporea.

Después de un período de rápidos cambios de puntos de vista con respecto a los Cnidospora, se reconocieron las profundas diferencias estructurales y biológicas entre myxosporidios y microsporidios.

Dos revisiones de la taxonomía de los Cnidospora, realizadas por Sprague en 1966 y 1969, apuntaron que no existían afinidades reales entre los Myxosporidea y Microsporidea. El único parecido era la presencia de un filamento polar enrollado en las esporas, pero esta estructura era funcional y morfológicamente distinta en ambas clases y por tanto, esta característica, no debería usarse como criterio taxonómico válido.

Sprague (1969) propuso un esquema de clasificación que fue aceptado por Levine en 1970 y agrupaba en el subphylum Myxospora Sprague, 1969, a la clase Myxosporea Bütschli, 1881, con tres órdenes, Myxosporida Bütschli, 1881; Actinomyxida Stolc, 1889, y Paramyxida Chatton, 1911.

En 1977, Microspora pasó a ser considerado como un phylum independiente.

Levine *et al.* en 1980, realizaron una exhaustiva revisión taxonómica del phylum

Protozoa, que dió como resultado el desdoblamiento de este último en siete phyla independientes, de los cuales uno de ellos es el phylum Myxozoa Grassé, 1960. Este incluye a la clase Myxosporea Bütschli, 1881, y a la clase Actinosporea Noble, 1980.

Esta afirmación se ha mantenido en los últimos trabajos taxonómicos entre los que se encuentran los de Lom & Noble (1984), Mehlhorn (1988), Margulis *et al.* (1990) y Lom & Dykova (1992).

El avance decisivo hecho por Wolf & Markiw (1984) al clarificar el ciclo vital de Myxobolus cerebralis y demostrar que Actinosporea y Myxosporea son dos estadios vitales de un único organismo, permiten considerar la posibilidad de que la taxonomía del phylum Myxozoa deba de ser revisada. Posteriores estudios han demostrado que en otras especies de Myxobolidae, los actinosporea son un estadio evolutivo, infectivo, de los myxosporidios de los vertebrados (El-Matbouli *et al.*, 1992). Es muy probable que otras especies dentro de la clase Myxosporea sigan un ciclo vital parecido.

Diagnosis

Siguiendo a Lom & Noble (1984) y Lom & Dyková (1992), el phylum Myxozoa, se caracteriza por agrupar a parásitos, microscópicos, pluricelulares, con esporas formadas por 1-7 valvas originadas por la adhesión de varias células, 1 ó 2 germenes ameboideos infectivos (esporoplasma) y 2-7 cápsulas polares nematocísticas. Estas últimas contienen un filamento polar con función fijadora. En los estadios de trofozoíto también se aprecia una especialización morfológica y funcional de las células. La pluricelularidad excede del típico nivel unicelular de los protozoos, con células funcionalmente especializadas y diferentes morfológicamente que constituyen el soma (parte vegetativa) y el germen (parte germinativa). Durante el ciclo vital, presentan un estado "envolvente" de células germinativas encerradas en las somáticas y otro de espora multicelular, originada a partir de las células germinativas. Presentan autogamia o

copulación de gametos. Parásitos celozoicos y/o histiozoicos, principalmente, de peces, algunas veces de anfibios, reptiles e invertebrados.

2.1.4.1. Clase MYXOSPOREA Bütschli, 1881.

Como hemos mencionado anteriormente la clase Myxosporea Bütschli, 1881, fue considerada en los trabajos de Honigberg (1964) basándose, al igual que la de sus predecesores, casi exclusivamente en la morfología de la espora, en ausencia de otro tipo de caracteres diferenciales fiables.

Shulman (1959) propuso dos órdenes dentro de la clase Myxosporea Bütschli, 1881: Orden Bivalvulida Shulman, 1959, con esporas de dos valvas y el orden Multivalvulida Shulman, 1959, con esporas de tres o más valvas.

Dentro del Orden Bivalvulida Shulman, 1959, se incluyeron tres subórdenes:

Suborden Bipolarina Tripathi, 1948. Con cápsulas polares en los extremos opuestos de la espora, o con cápsulas polares ampliamente divergentes localizadas en el plano sutural.

Suborden Eurysporina Kudo, 1920. Con esporas con dos-cuatro cápsulas polares en un polo dispuestas perpendicularmente en el plano sutural.

Suborden Platysporina Kudo, 1920. Con dos cápsulas polares en un polo, en el plano sutural.

Esta clasificación que pretendía ser una taxonomía que reflejara también la filogenia de este grupo se mantuvo vigente durante 25 años y unió las clasificaciones de

Kudo (1930) y de Triparthi (1948) dejando totalmente de lado la propuesta por Meglitsch (1968).

Triparthi en 1948 consideró dentro del orden Mixosporida Bütschli, 1881, clase Cnidosporidia Doflein, 1901, dos subórdenes:

Suborden Unipolarina Triparthi, 1948. Con uno a seis cápsulas polares con filamentos fijos cerca o en superficie anterior de la espora.

Suborden Bipolarina Triparthi, 1948. Con dos cápsulas polares ampliamente separadas con los filamentos fijos en o cerca de cada extremo de la espora no en la superficie anterior.

La clasificación actual de la clase Myxosporea se basa en la revisión del trabajo de Shulman (1966) realizada por Lom et Noble, en 1984. Se apoya también básicamente en la morfología de la espora y se le han introducido cambios y mejoras para hacerla menos arbitraria, dejando en segundo plano una clasificación de tipo filogenético.

Los aspectos taxonómicos considerados son: número de valvas; número de cápsulas polares, su posición relativa en el plano de sutura y su orientación con respecto al polo en el que se abren; número de esporoplasmas; ornamentación de las valvas; tamaño de la espora y de sus componentes y tipo de sutura.

Lom en 1990, realizó unos cambios en la clasificación de Lom & Noble (1984) que son:

El género Hoferellus Berg, 1892, pasa de la familia Myxobolidae a formar parte de la familia Sphaerosporidae.

Desaparece el género Mitraspora Fujita, 1912, anteriormente

perteneciente a la familia Sphaerosporidae.

Dentro de la familia Myxobolidae, se incluyen dos nuevos géneros Lomosporus Sushma & Khera, 1988, y Spirosutura Chen & Hsieh, 1987.

Considera una nueva familia Septemcapsulidae Hsieh & Chen, 1984, con un único género Septemcapsula Hsieh & Chen, 1984.

En 1992, Lom & Dyková introducen más modificaciones a la clasificación realizada por ellos en 1990, quedando como se refleja a continuación:

CLASIFICACIÓN DE LOS MIXOSPORIDIOS (Lom *et al.*, 1992.)

Phylum MYXOZOA Grassé, 1970.

Clase MYXOSPOREA Bütschli, 1881.

Orden BIVALVULEA Shulman, 1959.

Suborden SPHAEROMYXINA Lom & Noble, 1984.

Familia SPHAEROMYXIDAE Lom & Noble, 1984.

Género Sphaeromyxa Thélohan, 1892.

Suborden VARIISPORINA Lom & Noble, 1984.

Familia MYXIDIIDAE Thélohan, 1892.

Género Myxidium Bütschli, 1882.

Género Zschokkella Auerbach, 1910.

Género Coccomyxa Léger & Hesse, 1907.

Familia ORTHOLINEIDAE Lom & Noble, 1984

Género Ortholinea Shulman, 1962.

Género Neomyxobolus Chen & Hsieh, 1960.

Género Triangula Chen & Hsieh, 1984.

Familia SINUOLINEIDAE Schulman, 1959.

Género Sinuolinea Davis, 1917.

Género Davisia Laird, 1953.

Género Myxoproteus Doflein, 1898.

Género Bipteria Kovalava, Zubchenko & Krasin, 1983.

Género Shulmania Kovalava, Zubchenko & Krasin, 1983.

Género Paramyxoproteus Wierzbicka, 1986.

Género Neobipteria Kovaleva, Gaevskaya & Krasin, 1986.

Género Noblea Kovaleva, 1989.

Familia FABESPORIDAE Naidenova, 1969.

Género Fabespora Naidenova & Zaika, 1969.

Familia CERATOMYXIDAE Doflein, 1899.

Género Leptotheca Thélohan, 1895.

Género Ceratomyxa Thélohan, 1892.

Género Meglitschia Kovaleva, 1988.

Familia SPHAEROSPORIDAE Davis, 1917.

Género Sphaerospora Thélohan, 1892.

Género Hoferellus Berg, 1898.

Género Wardia Kudo, 1919.

Género Palliatus Kovaleva & Dubina, 1979.

Género Myxobilatus Davis, 1944.

Familia CHLOROMYXIDAE Thélohan, 1892.

Género Chloromyxum Mingazzini, 1890.

Género Caudomyxum Bauer, 1948.

Género Agarella Dunkerly, 1915.

Familia AUERBACHIIDAE Evdokimova, 1973

Género Auerbachia Meglitsch, 1960.

Género Globospora Lom, Noble & Laird, 1975.

Familia ALASTOPORIDAE Shulman, Kovaleva & Dubina, 1979.

Género Alastospora Shulman et al, 1979.

Género Pseudoalastospora Kovaleva & Gaevskaya, 1983.

Familia PARVICAPSULIDAE Shulman, 1953.

Género Parvicapsula Shulman, 1953.

Género Neoparvicapsula Gaevskaya, Kovaleva & Shulman, 1982.

Suborden PLATYSPORINA Kudo, 1920.

Familia MYXOBOLIDAE Thélohan, 1892.

Género Myxobolus Thélohan, 1882.

Género Henneguya Thélohan, 1892.

Género Thelohanellus Kudo, 1933.

Género Unicauda Davis, 1944.

Género Dicauda Hoffman & Walker, 1978.

Género Phlogospora Quadri, 1962.

Género Neohenneguya Tripathi, 1953.

Género Trigonosporus Hoshina, 1952.

Género Neothelohanellus Das & Haldar, 1986.

Género Spirosuturia Chen & Hsieh, 1984.

Género Laterocaudata Chen & Hsieh, 1984.

Género Hennegoides Lom, Tonguthai & Dykova, 1991.

Género Tetrauronema Wu, Wang & Jiang, 1988.

Orden MULTIVALVULEA Shulman, 1959.

Familia TRILOSPORIDAE Schulman, 1959.

Género Trilospora Noble, 1939.

Género Unicapsula Davis, 1924.

Familia KUDOIDAE Meglitsch, 1960.

Género Kudoa Meglitsch, 1947.

Familia PENTACAPSULIDAE Naidenova & Zaika, 1970.

Género Pentacapsula Naidenova & Zaika, 1970.

Familia HEXACAPSULIDAE Shulman, 1959.

Género Hexacapsula Arai & Matsumoto, 1953.

Familia SEPTEMCAPSULIDAE Hsieh & Chen, 1984.

Género Septemcapsula Hsieh & Chen, 1984.

Como se puede apreciar, las variaciones introducidas son: en primer lugar, dentro de la familia Ortholineidae, incluyen el género Triangula, caracterizado principalmente, por presentar esporas triangulares, redondeadas, más ensanchadas anteriormente. Corpúsculos polares subesféricos y ser histiozoicos de peces de agua dulce.

En la familia Sinuolineidae, se contemplan tres nuevos géneros: Paramyxoproteus, que difiere de Bipteria en que presenta meridionalmente, una proyección valvar en forma de quilla dura. La línea de sutura discurre oblicuamente al plano de los dos corpúsculos polares. Se ha aislado de la vesícula urinaria de peces marinos. Noblea caracterizado por presentar dos engrosamientos adheridos, pero ligeramente levantados en el extremo anterior de la espora, así como dos membranas

ondulantes en forma de quilla a lo largo de la línea de sutura. Y por último, Neobipteria que presenta una extensión en forma de quilla a lo largo de la línea sutural. Como el género anteriormente citado, parásita la vesícula urinaria de peces marinos.

En la familia Ceratomyxidae figura un nuevo género Meglitschia, que difiere de Ceratomyxa en que la espora presenta forma de V, con los corpúsculos polares dispuestos casi axialmente en cada valva. Se ha observado en la vejiga natatoria de peces marinos.

Las familias Auerbachiiidae, Alatosporidae y Parvicapsulidae se incluyen en el suborden Variisporina; clase Myxosporea. En la taxonomía anterior se situaban dentro de la clase Actinosporea.

Dentro de la familia Myxobolidae se consideran 13 géneros introduciéndose: Laterocaudata con esporas de idéntica estructura a las del género Myxobolus excepto por la proyección, larga, fina y curvada, hendida al final, que se origina posterolateralmente en la línea sutural del borde de las valvas. Hennegoides que presenta esporas asimétricas con apéndices caudales no axiales. Tetrauronema con esporas del tipo de Myxobolus pero con un corto proceso posterior y 4 finas proyecciones dispuestas simétricamente. Por último el género Lomosporus ha pasado a ser sinónimo de Neothelohanellus.

Diagnosis

Se caracteriza por presentar trofozoítos, generalmente, de forma ameboide, que contienen su propio núcleo vegetativo y células germinativas productoras de esporas multicelulares. Los trofozoítos varían desde pseudoplasmodios uninucleados productores de una espora, hasta plasmodios macroscópicos que contienen numerosas esporas. La espora está formada por 1 ó 2 esporoplasmas, 1 a 7 (generalmente 2) cápsulas polares

y de 2 a 7 (frecuentemente 2) valvas unidas en la línea sutural. Presentan autogamia que se desarrolla en el esporoplasma antes o inmediatamente después de salir. Incluye parásitos histiozoicos (intercelulares, algunas veces intracelulares) o celozoicos de peces principalmente, ocasionalmente de anfibios y reptiles y excepcionalmente de invertebrados. Algunos inocuos pero otros, principalmente los histiozoicos, seriamente patógenos para peces.

2.1.4.1.1. SUBORDEN VARIISPORINA Lom & Noble, 1984.

Suborden creado por Lom & Noble (1984) y que reemplaza al suborden Bipolarina Tripathi, 1948 emend. Schulman, 1959 y al suborden Eurysporea Kudo, 1919 emend. Schulman, 1962.

Bipolarina y Eurysporea fueron dos subórdenes considerados por Shulman (1966) y que surgieron de una combinación de dos diferentes, por no decir opuestas, clasificaciones, la de Kudo (1930) y la de Tripathi (1948).

El suborden Bipolarina Shulman, 1959, era un grupo muy heterogéneo y tan difícil de definir como fue el suborden Unipolarina Tripathi, 1948, taxón actualmente no válido. Meglitsch (1960) realizó un intento fallido de clasificar las especies en base a la bi o unipolaridad.

Examinando las características del suborden Bipolarina dadas por Shulman (1966) se aprecia que algunas de ellas no se cumplen realmente en los géneros incluidos. Así afirma que las esporas son simétricas radialmente, lo cual no es del todo cierto para los géneros Davisia, Myxoproteus, Neomyxobolus, Ortholinea, Sinuolinea y Zschokkella incluidos en dicho suborden. También considera que las cápsulas polares están situadas

en los polos opuestos de la espora, afirmación poco válida para Davisia ophidii Zaika, 1965, y Sinuolinea sinuosa Shulman, 1953, como ejemplos más destacados. La verdadera bipolaridad solo puede observarse con algunas restricciones, en los géneros inicialmente incluidos por Tripathi (1948), Sphaeromyxa, Zschokkella, y especialmente Myxidium. Por último concluye estableciendo la confusa característica de que las cápsulas polares descansan al mismo tiempo, a nivel de la línea sutural y también perpendicularmente a él, incluyéndose de este modo un grupo muy heterogéneo de especies. Coccomyxa con una única cápsula polar en un extremo es incluida en este suborden, si bien no hay que olvidar su posible relación con el género Myxidium.

Lom & Noble (1984) apoyan la creación del suborden Variisporina, además de por las razones anteriormente citadas, por la descripción de Davisina newfoundlandia Yoshino & Noble, 1973, que puede considerarse como un eslabón entre los Bipolarina y Eurysporea.

Desde el punto de vista filogenético existen indicios que sugieren una posible transición entre Bipolarina y Eurysporea, por tanto ambos grupos pueden unirse en un único suborden que sería una buena contrapartida al relativamente homogéneo suborden Platysporina Kudo, 1919.

Diagnosis

El suborden Variisporina se caracteriza por presentar normalmente dos, algunas veces cuatro y raramente una cápsula polar que ocupa una muy variada posición dentro de la espora. Si se localizan en un polo de la espora, no descansan únicamente en el plano sutural o lo hacen en el plano perpendicular a él. La mayoría son parásitos celozoicos de peces marinos.

2.1.4.1.1.1. Familia MYXIDIIDAE Thélohan, 1892.

Shulman (1959) incluyó cuatro géneros en esta familia: Myxidium, Sphaeromyxa, Zschokkella y Coccomyxa.

Esta clasificación ha permanecido vigente hasta 1984 año en el que Lom & Noble realizaron una ingente revisión de la Clase Myxosporea que tuvo entre otras aportaciones la creación del Suborden Sphaeromyxina Lom & Noble, 1984, y de la Familia Sphaeromyxidae Lom & Noble, 1984, con un único género Sphaeromyxa Thélohan, 1892.

Esta innovación se realizó atendiendo a las peculiaridades del filamento polar, que a diferencia de cualquier otro myxosporea no es tubular, sino plano y ancho en la base, afilándose progresivamente hacia el extremo y disponiéndose plegado dentro de las cápsulas polares sin describir una espiral. A partir de esta revisión la familia incluye los géneros siguientes: Myxidium, Zschokkella y Coccomyxa.

Diagnosis

Presentan esporas de forma fusiforme, sigmoidea o semicircular. En vista lateral, pueden tener forma elipsoidal o también semicircular. Poseen dos (Coccomyxa una) cápsulas polares localizadas en ambos extremos de la espora con un terminal o ligeramente lateral foramen cápsular. La línea sutural es recta, curvada o sigmoidea. La mayoría son parásitos celozoicos raramente histiozoicos de peces marinos y de agua dulce.

Género Myxidium Bütschli, 1882.

La primera especie de este género descrita fue Myxidium lieberkühni Bütschli, 1882, en Alemania. Actualmente se han descrito más de una centena de ellas. Hay que destacar las descripciones rusas de Bykhovskhaya-Pavlovskaya *et al.* (1964) y de Shulman (1966).

Algunas especies muestran una alta especificidad de hospedador, pero otras se hallan ampliamente distribuidas, como es el caso de M. incurvatum, M. rhodei etc.

La eutrofización del medio junto con otros factores ambientales favorece la aparición y distribución de estos parásitos. También se ha comprobado que el estrés y la superpoblación predisponen a los peces a una mayor susceptibilidad a la infección por myxosporidios (El-Matbouli *et al.*, 1992). Los peces capturados en aguas profundas marinas presentan un mayor número de especies parásitas, debido probablemente a factores de índole ecológico y nutricional. La distribución y mantenimiento de los parásitos no está influenciada por la temperatura, salinidad y/o cambios de presión (Noble & Collard, 1970).

La patogenicidad de las infecciones por Myxidium sp., no está del todo aclarada aunque esta demostrada la acción patógena de M. giardi en el tejido renal y branquial de las anguillas Anguilla anguilla cultivadas (Hine & Boustead, 1974; Egusa *et al.*, 1974; El-Matbouli *et al.*, 1992). En la enfermedad renal del rodaballo Psetta maxima no está aún claro si M. incurvatum es el agente causal o simplemente oportunista secundario (Anderson *et al.*, 1976).

Las dos únicas revisiones de carácter mundial de este género son la de Kudo (1919) y la de Jayasri & Hoffman (1982). En esta última revisión se detalla la distribución geográfica, hospedadores y características definitorias de 116 especies del género Myxidium citadas hasta 1979.

Paperna *et al.* (1987) han realizado estudios ultraestructurales de los plasmodios de M. giardi y de las lesiones en la vejiga urinaria de los peces afectados. El-Matbouli *et al.* (1992) reúnen los aspectos biológicos, taxonómicos, patológicos y terapéuticos de las especies de myxoporidios más patógenas en agua dulce, incluyendo a la especie anteriormente citada.

Diagnosis

Esporas fusiformes, ocasionalmente arqueadas en forma de media luna o espiralizadas en forma de "s". Valvas lisas o estriadas. Línea sutural biseccionando la espora. Dos cápsulas polares, generalmente piriformes situadas en los extremos de la espora; foramen cápsular en el plano sutural en o cerca del extremo de la espora. Esporoplasma binucleado localizado entre las cápsulas polares. Típicamente celozoicos, con estadios vegetativos en forma de plasmodios. Un reducido número son también histiozoicos con formas quísticas vegetativas. Parásitos de peces de agua dulce y marinos, ocasionalmente de anfibios y reptiles. Cosmopolitas. Especie tipo M. lieberkuehni Bütschli, 1882.

Sinonimia

Sinónimo de Myxidium es Cystodiscus Lutz, 1889.

Género Zschokkella Auerbach, 1910.

La distinción entre las especies de Myxidium y las de Zschokkella resulta en algunas ocasiones difícil, ya que las dos características diferenciales básicas, morfología de las cápsulas polares y línea de sutura intervalvar, son complicadas de precisar. Casi

nunca las cápsulas polares son exactamente piriformes o esféricas y la abertura de estas es difícil de diferenciar.

Kudo (1919) realizó la descripción de cuatro especies de este género: Z. hildae Auerbach, 1910; Z. nova Klokacewa, 1914; Z. acheilognathi Kudo, 1916; Z. globulosa Davis, 1917. Este mismo autor en 1933 transfirió la especie Sphaeromixa ovata Dunkerly, 1921 al género Zschokkella bajo el nombre de Z. ovata.

Tripathi (1948) describió Z. russelli y Z. sturionis al estudiar los myxosporidios de los peces marinos de Plymouth.

Estudiando los peces de agua dulce de la India, Chakravarty en 1943 encontró Z. fossilae y Z. ilishae y Kumari (1969) reseña Z. labeonis y Z. ophicephali.

Nemeczek (1922) describe Z. rovigensis en peces escorpénidos del mar Adriático. Pogorelceva (1964) halla Z. dogieli en mugílidos del mar Negro.

En 1966 Sulman describe nueve especies de Zschokkella en USSR.

Rapacz *et al.* (1973) encuentra Z. floridanae en peces de la bahía de Biscayne en Florida. En 1976 Moser & Haldorson citan la presencia de Z. embiotocidis en peces marinos de la familia Embiotocidae en California. Posteriormente en 1977, Moser & Noble hallan seis especies más de Zschokkella en peces macrúridos del Atlántico y Pacífico, de ellas tres, Z. kudoj, Z. microcapsula, Z. meglitschi, fueron nuevas especies. Otra especie Z. flexuosasuturalis fue descrita por Evdokimova en el mismo año, en la vejiga urinaria de peces de la Costa Argentina.

En 1987 Wierzbicka, cita una nueva especie en Anguilla anguilla, Z. stettinensis.

Lom & Dyková (1992) agrupan distintas especies de Zschokkella de peces marinos y de agua dulce.

Diagnosis

Presentan esporas elipsoidales en vista sutural y ligeramente fusiformes o semicirculares en vista valvar, con extremos redondeados. Las cápsulas polares son casi esféricas y se abren generalmente subterminalmente en ambos extremos. Línea sutural habitualmente en forma de "S". Esporoplasma binucleado. Trofozoítos dispuestos como poliesporas con formación de pansporoblastos. Celozoicos en peces marinos y de agua dulce, algunas especies parasitan anfibios y reptiles. Especie tipo Z. hildae Auerbach, 1910.

2.1.4.1.2. SUBORDEN PLATYSPORINA Kudo, 1919.

Este suborden fue considerado por Shulman (1959) en sus trabajos taxonómicos y ha permanecido vigente hasta nuestros días en la revisión taxonómica de Lom & Dyková (1992).

Shulman (1962) incluye dos familias dentro de este suborden atendiendo a la presencia o ausencia de vacuola iodófila: Myxosomatidae Poche, 1913, y Myxobolidae Thélohan, 1892.

En los trabajos de Lom & Noble (1984) solo se considera la familia Myxobolidae suprimiéndose la familia Myxosomatidae al reducir el género Myxosoma a sinónimo de Myxobolus, como ya sugirieron Akhmerov (1960) y Walliker (1968). Consideran que la vacuola iodófila no es un carácter taxonómico lo suficientemente constante y estable

como para poder ser considerado como criterio taxonómico.

El género Agarella que constituía junto con el anterior, la familia Myxosomatidae, necesita para dichos autores, una redescrición y en trabajos de Lom *et al.* (1990, 1992) es considerado como perteneciente a la familia Chloromyxidae.

Diagnosis

Presentan esporas con las cápsulas polares, generalmente dos algunas veces una, situadas en un polo únicamente y dispuestas en el plano sutural. La espora es simétrica bilateralmente. Son parásitos histiozoicos de peces de agua dulce y presentan grandes poliesporos trofozoítos.

2.1.4.1.2.1. Familia MYXOBOLIDAE Thélohan, 1892.

Esta familia tal y como la consideró Shulman (1959) incluía los géneros siguientes: Hoferellus Berg, 1898; Phlogospora Quadri, 1964; Henneguya Thélohan, 1892; Neohenneguya Tripathi, 1952; Thelohanellus Kudo, 1933; Myxobolus Bütschli, 1882.

Lom & Noble (1984) incluyen además de los géneros anteriormente citados a: Unicauda Davis, 1944; Dicauda Hoffman & Walker, 1978 y Trigonosporus Hoshino, 1952. El género Myxobolus tal y como anteriormente hemos indicado se considera sinónimo del género Myxosoma.

En 1990 Lom introduce los géneros Lomosporus Sushama & Khera, 1988, y

Spirosuturia Chen & Hsieh, 1987. Por otra parte, sitúa al género Hoferellus Berg, 1892, en la familia Sphaerosporidae Davis, 1917.

En 1992 Lom, dentro de la familia Myxobolidae, considera un total de 13 géneros introduciéndose: Laterocaudata, con esporas de idéntica estructura a las del género Myxobolus excepto por la proyección, larga, fina y curvada, hendida al final, que se origina posterolateralmente en la línea sutural del borde de las valvas. Hennegoides que presenta esporas asimétricas con apéndices caudales no axiales. Tetrauronema con esporas del tipo de Myxobolus pero con un corto proceso posterior y 4 finas proyecciones dispuestas simétricamente. Por último el género Lomosporus pasa a ser sinónimo de Neothelohanellus.

Diagnosis

Caracterizada por presentar esporas aplanadas paralelamente al plano de sutura. La línea de sutura forma un anillo elevado que puede presentar largas proyecciones. Una de las dos cápsulas polares puede ser más pequeña que la otra. Dos géneros carecen por completo de dichas cápsulas. La mayoría de las especies presentan una vacuola iodófila. Histicos, formando frecuentemente quistes con numerosas esporas. Parasitan, generalmente, a peces de agua dulce.

Género Myxobolus Bütschli, 1882.

Lom & Noble (1984) consideraron el género Myxosoma como sinónimo de Myxobolus tal y como habían propuesto anteriormente autores como Akhmerov (1960) y Walliker (1969).

La diferenciación de los géneros Myxosoma y Myxobolus basada únicamente en la presencia o ausencia de la vacuola iodófila ha sido considerada como de insuficiente

valor taxonómico por numerosos trabajos. Akhmerov (1960) no reconoció el género Myxosoma, Walliker en 1969 propuso que el género Myxosoma debería ser abolido y considerarse un sinónimo de Myxobolus. Lom (1969) considera a Myxosoma como un género inválido. En 1984 Lom & Noble consideran sinónimos a los géneros Myxosoma y Myxobolus basándose en que la presencia o ausencia de la vacuola iodófila, carece de suficiente valor taxonómico para separar dos géneros. Con esta sinonimia algunas especies del primer género se convirtieron en homónimas y fue necesario una red denominación.

Landsberg & Lom (1991) realizaron una completa revisión del género Myxobolus citándose un total de 453 especies.

Diagnosis

Presentan esporas ovoides o elipsoidales en vista valvar o biconvexas en vista sutural. Valvas lisas. Dos cápsulas polares generalmente piriformes, excepcionalmente una de las cápsulas puede desaparecer, en cuyo caso la que permanece no se sitúa axialmente. El margen sutural puede extenderse en un reborde en forma semicircular. Esporoplasmas binucleados, a menudo con vacuolas iodófilas. Trofozoítos poliesporas con formación de pansporoblastos. Histiozoicos de peces de agua dulce, algunas veces de peces marinos y ocasionalmente de anfibios. Especie tipo M. muelleri Bütschli, 1882.

Sinonimia

Sinónimos de Myxobolus son Myxosoma Thélohan, 1892; Lentospora Plehn, 1905; Gyrospora Quadri, 1962; Falcieplatycauda Wyatt, 1979; Disparospora Akhmerov, 1954 y Rudicapsula Kalavati & Narasimhamurti, 1984.

Género Henneguya Thélohan, 1892.

Thélohan creó el género Henneguya en 1892. Davis en 1944, lo divide en dos géneros, Henneguya para aquellas especies con apéndice caudal bifurcado y Unicauda para las que no está bifurcado. Además de estos dos géneros con características similares, en el mismo año, estableció un nuevo género Myxobilatus por presentar las dos cápsulas polares dispuestas a ambos lados de la línea de sutura intervalvar.

Tripathi (1952) ignoró los trabajos de Davis, e hizo referencia a especies de Henneguya y Unicauda como Henneguya. Tripathi en 1952, crea un nuevo género Neohenneguya con dos pares de apéndices, uno anterior y otro posterior.

Kudo (1966) no acepta el género Myxobilatus alegando que la observación de la línea intervalvar es excesivamente difícil.

Las obras clásicas de Bykhovskaya-Pavloskaya *et al.* (1964), Dogiel (1965) y Shulman (1966) no citan ninguna especie de Unicauda. De hecho, el último autor, considera a Unicauda como sinónimo de Henneguya.

Davis (1944) se basó en las observaciones de Ward (1919) y Gurley (1893) para diferenciar Henneguya y Unicauda, según las cuales, el apéndice caudal de Unicauda se tiñe con dificultad con Giemsa y se disuelve con ácido sulfúrico concentrado, teniendo por lo tanto una composición química diferente a la de la espora. Abolarin (1971) demuestra, que si bien es cierta la dificultad tintorial con Giemsa, la disolución con sulfúrico no se produce. Afirma también, que el apéndice caudal, se puede mostrar sin bifurcación con iodo, pero que con tinciones de hematoxilina férrica ésta aparece claramente. Concluye su trabajo afirmando que Henneguya y Unicauda deberían ser sinonimizados como Henneguya, corroborando la afirmación de Kudo (1966) anteriormente citada, descartando el género Myxobilatus.

Trabajos posteriores de Lom & Noble (1984) y Lom & Dyková (1992) dan una validez total a los tres géneros anteriormente considerados.

En los últimos años se han registrado numerosos trabajos sobre la presencia de Henneguya spp. en distintos tejidos de peces, destacando los de Hall & Iversen (1967), Joy (1972) y Landsberg (1986).

Numerosos patólogos de peces consideraron conveniente separar estas especies atendiendo al lugar de infección, así se consideraban: interlamelar, intracapilar, visceral y cutánea.

Meyer empleó los términos interlamelar, intralamelar, visceral, cutánea, adiposa y de la vejiga natatoria.

Minchew (1977) en un trabajo sobre Henneguya spp., de peces ictalúridos llega a la conclusión, de que las formas interlamelares e intracapilares no pueden ser separadas, atendiendo a ningún criterio taxonómico, poniendo en duda la validez sistemática de los criterios anteriores.

Boyce *et al.* (1985) cita los problemas comerciales ocasionados por H. zschokkei Gurley, 1894, en las piscifactorías de salmónidos infectadas, al producir un aspecto lechoso en el músculo. Duhamed *et al.* (1986) describen un cuadro de granulomatosis branquial asociado a la presencia de H. exilis Kudo, 1929.

Thatcher (1991) recopila las Henneguya spp. citadas hasta la fecha en peces del Amazonas.

Diagnosis

Esporas redondeadas, elipsoidales o fusiformes en vista valvular, biconvexas en vista sutural. Cada valva se continúa en una proyección caudal, que pueden estar superpuestas. Valvas lisas. Dos cápsulas polares, algunas veces muy alargadas. Esporoplasma binucleado frecuentemente con inclusiones esféricas polisacarídicas. Trofozoítos poliesporos con formación de pansporoblastos. Histiozoicos de peces de agua dulce, algunas veces de peces marinos. Especie tipo H. psorospermica Thélohan, 1895.

2. 1. 5. CLASE OLIGOHYMENOPHOREA de Puytorac *et al.*, 1974.

Levine *et al.* (1980) incluyen esta clase dentro del phylum Ciliophora Doflein, 1901, junto a las clases Kinetofragminophorea de Puytorac *et al.*, 1974, y Polymenophorea Jankowski, 1967, y la consideran formada por las subclases Hymenostomata Delage & Hérouard, 1896, y Peritrichia Stein, 1859. Como criterio taxonómico toman, principalmente, las características de la ciliatura oral y corporal y la forma de reproducción.

Small & Lynn (1985) teniendo en cuenta razones didácticas, más que estrictamente taxonómicas, citan como subclases de Oligohymenophorea a: Peritrichia, Plagiopylia, Astomatia, Hymenostomatia y Apostomatia. Estas subclases se establecen en base principalmente a las características de la ciliatura oral.

Diagnosis

Ciliophora. Aparato de ciliatura oral, formado por una membrana paraoral en el lado derecho de la abertura de la cavidad bucal, y en general tres membranelas, peniculi o policinetias, en el lado izquierdo. Estomatogénesis paracinetal o bucocinetal. Citostoma usualmente en el fondo de la cavidad bucal, abierto dentro de una inconspicua citofaringe. Cuerpo cubierto uniformemente por cilios o con ciliatura reducida, en ambos casos, claramente diferenciable de la ciliatura oral. De vida libre, ectozoicos o endoparásitos.

2.1.5.1. SUBCLASE HYMENOSTOMATA Delage & Hérouard, 1896.

Siguiendo a Levine *et al.* (1980) dentro de esta subclase se incluyen los órdenes: Hymenostomatida Delage & Hérouard, 1896; Scuticociliatida Small, 1967, y Astomatida Schewiakoff, 1896.

Small & Lynn (1985) consideran únicamente a los ordenes Hymenostomatida y Scuticociliatida, ya que para estos autores Astomatida es una subclase de la clase Oligohymenophorea.

Lom & Dyková (1992) citan representantes de estos dos órdenes como parásitos de peces.

El ciclo vital puede ser complejo. Algunas especies de Hymenostomas, como Tetrahymena patula experimentan transformaciones de microstoma a macrostoma (Corliss, 1979), generalmente relacionadas con escasez de suplemento bacteriano en el medio.

Diagnosis

Oligohymenophorea. Ciliatura corporal, frecuentemente fuerte y uniforme. Estructuras orales ventrales, en una cavidad oral, cuando existe, o en un infundíbulo, profundo. Cinetodesmas normalmente, presentes y conspicuos. Formas sesiles y pedunculadas, colonias y quistes, relativamente raros. Formas predominantes de agua dulce.

Sinonimia

Homoiotricha, Tetrahymenophora

2.1.5.1.1. Orden HYMENOSTOMATIDA Delage & Hérouard, 1896.

Este orden está formado por los siguientes subórdenes (Levine *et al.*, 1980): Tetrahymenina Fauré-Fremiet, 1956; Ophryoglenina Canella, 1964 y Peniculina Fauré-Fremiet, 1956.

Este mismo criterio fue establecido con anterioridad por Corliss (1976, 1979). En la clasificación de Fauré (Corliss, 1961) se reconocían tres subórdenes también: Tetrahymenina, Pleuronematina y Peniculina. De ellos, Pleuronematina ha sido transferido en su totalidad al orden Scuticociliatida Small, 1967, y se ha adicionado Ophryoglenina.

Lynn & Didier (1978) en sus trabajos elevan el suborden Peniculina al taxón de orden.

Small & Lynn (1985) consideran únicamente a los subórdenes Tetrahymenina y Ophryoglenina.

Incluye a los géneros probablemente, más estudiados de todo el phylum, Paramecium y Tetrahymena.

Como parásitos de peces se encuentran citadas especies pertenecientes a los subórdenes: Tetrahymenina y Ophryoglenina (Lom & Dyková, 1992).

Diagnosis

Cavidad bucal bien definida, equipada con una membrana paraoral y tres membranelas o peniculi. Base de la infraciliatura con 3-4 filas de cinetosomas. Área oral en la superficie ventral, en general, en la mitad anterior del cuerpo. Con ciclos vitales polimórficos. La mayoría habitan aguas dulces.

Sinonimia

Hymenostomatorida, Hymenostomida, Hymenostomina

2.1.5.1.1.1. Suborden OPHRYOGLENINA Canella, 1964.

La literatura de los miembros de este grupo no es demasiado extensa. Destacan las publicaciones de Corliss (1961), Kahl (1931) y Mugard (1949). La biología y estructura de estos organismos, ha sido recopilada en la monografía de Canella & Rocchi-Canella (1976). Sobre la taxonomía, morfología y biología en general, cabe citar entre otras, las obras de Roque & de Puytorac (1968), Savoie (1961, 1962a,b, 1968). Estudios ultraestructurales han sido realizados por Grassé & Mugard (1961), de Puytorac (1969) y Roque & de Puytorac (1968). Finalmente trabajos relativos a aspectos fisiológicos, incluidos medios de cultivo, han sido publicados por Metenier (1971) Rouyer & Rouyer-Mugard (1967, 1969), Rouyer-Mugard & Renaud (1972), Rouyer-Mugard & Rouyer (1974).

Kudo (1966) ignora este suborden, y considera dentro del suborden Tetrahymenina a las familias: Ophryoglenidae, Tetrahymenidae, Cohnillembidae y Philasteridae. En la primera familia incluye los géneros: Ophryoglena e Ichthyophthirius.

Dos familias erigidas originalmente por Kent en 1881, se reconocen actualmente,

(Levine *et al.*, 1980; Lom & Dyková, 1992) como integrantes de este suborden, Ichthyophthiriidae y Ophryoglenidae. La primera produce hasta más de 2.000 tomitos dentro del tomonte y Ophryoglenidae de 4 a 128 tomitos. El género que incluye un mayor número de especies es Ophryoglena, pero el que está más ampliamente distribuido y el más patógeno es Ichthyophthirius. Sus miembros causan la enfermedad del punto blanco en peces de agua dulce.

Lom & Dyková (1992) citan especies pertenecientes a ambas familias como parásitas de peces.

Diagnosis

Hymenostomatida. Cavidad bucal abierta en el fondo de un área prebucal profundamente deprimida, que está cubierta por el extremo anterior de las cinetias del lado derecho. El aparato oral incluye 3 organelas ciliares, en la izquierda, y estructuras asociadas denominadas "Watchglass organelle" (Levine *et al.*, 1980) u organelas de Lieberkühn (Small & Linn, 1985). Tamaño relativamente grande, con ciclo vital polimorfo y complejo: con trofontes o formas histiófagas; formas proliferativas quísticas, tomontes, en las que se producen tomitos, que tras la ruptura del quiste se denominan terontes, estado migratorio que inicia de nuevo el ciclo.

2.1.5.1.1.1. Familia ICHTHYOPHTHIRIIDAE Kent, 1881.

Dentro de esta familia se encuentran dos géneros parásitos de peces (Lom & Dykova, 1992): Ichthyophthirius Fouquet, 1876, e Ichthyophthiriodes Roque & Puytorac, 1967.

Kudo (1966) y Schmidt & Roberts (1977) ignoran esta familia e incluyen al género Ichthyophthirius junto con otros en la familia Ophryoglenidae.

Corliss (1979) incluye a Ichthyophthirius, Ichthyophthiriodes y Cryptocaryon Brownm, 1951, dentro de esta familia. Cryptocaryon ha sido considerado tradicionalmente como la contrapartida a Ichthyophthirius en el medio marino. Este género es considerado por Lom & Dykova (1992) como *incertae sedis*, basándose en los conocimientos hasta ahora parciales de la ciliatura bucal, cuya estructura es totalmente diferente a la de Ichthyophthirius. El ciclo vital por el contrario es muy semejante. A la vista de estos resultados proponen la necesidad de realizar más estudios sobre la taxonomía de este género. Canella (1972) analizó ya la controvertida taxonomía de este organismo.

Diagnosis

Ophryoglenina. Trofozontes histiófagos en la superficie corporal de peces de agua dulce, con un tamaño que puede llegar hasta 1 mm. Más de 2.000 tomitos dentro del tomonte. Cosmopolitas.

Sinonimia

Son sinónimos: Cryptocaryonidae, Ichthyophthiridae, Ophryoglenidae (parcialmente).

Género Ichthyophthirius Fouquet, 1876.

Dentro del género Ichthyophthirius sólo se encuentra actualmente, una especie I. multifiliis Fouquet, 1873. Este ectoparásito obligado se ha aislado en casi todas las especies de peces teleósteos de agua dulce y se cita como uno de los protozoos más

patógenos dentro de las piscifactorias (Goven *et al.*, 1980; Rogers & Gaines, 1975) siendo más susceptibles los alevines (Pillay, 1968). Las epizootias rara vez ocurren en aguas libres (Kozel, 1976). Lom & Dyková (1992) apuntan la posibilidad de que una cita de Ichthyophthirius multifiliis con macronúcleo espiral aislado de peces del Congo por Nigrelli *et al.* (1976) sea en realidad otra especie de este género.

Wagner (1960) basándose en Mugard situó I. multifiliis en la familia Ophryoglenidae, al igual que Kudo (1966) y Schmidt & Roberts (1977). Corliss (1979) lo sitúa en la posición taxonómica actual dentro del suborden Ophryoglenina, familia Ichthyophthiridae.

Kudo (1966) consideró la existencia de I. marinus Sikama, 1938, caracterizado por: un tamaño menor que I. multifiliis (450-360 μm), macronúcleo constreñido en 4 porciones típicas, carecer de organelas de Lieberkühn y parasitar peces marinos. Esta especie se considera actualmente sinónima de Cryptocarium irritans Brown, 1951. McCartney *et al.* (1985) hacen referencia a I. pyriformis que basándonos en Lom & Dyková (1992) posiblemente sea un sinónimo de Tetrahymena pyriformis (Ehrenberg, 1830).

Los primeros trabajos sobre el género Ichthyophthirius se deben a Buschkiel (1936), Mugard (1949) y Corliss (1961).

Son destacables las investigaciones sobre taxonomía y citología del género, realizadas por Canella & Rocchi-Canella (1976), Hauser (1972, 1973), Mosevich (1965). Importantes estudios sobre la fisiología y patología son los llevados a cabo por Hines & Spira (1974), Nigrelli *et al.* (1976), Ewing *et al.*, (1985, 1986).

Merecen mención especial los estudios con microscopía electrónica de I. multifiliis realizados por Chapman & Kern (1983), Chapman (1984), McCartney *et al.*

(1985) y Geisslinger (1987).

Diagnosis

Ichthiophthiridae. Trofante ovoide con ciliatura corporal uniforme, pudiendo alcanzar 1 mm de diámetro. Vestíbulo inconspicuo. Citostoma cerca del extremo anterior. Ciliatura oral con un débil desarrollo de las organelas ciliares. Citoplasma con vacuolas contráctiles que poseen su propio microporo en la película. Macronúcleo con forma de herradura. Micronúcleo subsférico. Organela de Lieberkühn, con gránulos de DNA (Lom & Dyková, 1992), refráctil, en la pared de la cavidad bucal. Citopigio permanente en la parte posterior. Cosmopolita. Ectoparásito obligado de peces teleósteos de agua dulce.

2.2. REVISION BIBLIOGRAFICA DE PLATELMINTOS.

Para el encuadre taxonómico de los Monogeneas encontrados en la presente tesis, se han seguido los trabajos de Yamaguti (1963a), Bykhowsky & Nagibina (1978), Schmidt & Roberts (1989), Kritsky & Boeger (1989) y Thatcher (1991). Para el de los Digenea, nos hemos basado en los trabajos de Schmidt & Roberts (1989), que siguen principalmente la sistemática de La Rue (1957). También se ha considerado a Yamaguti (1971) y Gibson & Bray (1979) para los taxones inferiores. Quedando de la siguiente manera:

Phylum PLATHELMINTHES Gegenbaur, 1859¹

Clase MONOGENEA Carus, 1863

Orden MONOPISTHOCOTYLEA Odhner, 1912

Superfamilia DACTYLOGYROIDEA Yamaguti, 1963

Familia ANCYROCEPHALIDAE Bykhowsky & Nagibina, 1978

Género Gussevia Kohn & Paperna, 1964

Género Cleidodiscus Mueller, 1934

Familia DACTYLOGYRIDAE Bykhowsky, 1933

Subfamilia DACTYLOGYRINAE Bykhowsky, 1933

Género Dactylogyrus Diesing, 1850

Superfamilia GYRODACTYLOIDEA Johnston & Tiegs, 1922

Familia GYRODACTYLIDAE Cobbold, 1864

Subfamilia GYRODACTYLINAE Monticelli, 1892

Género Gyrodactylus Nordmann, 1832.

Clase TREMATODA Rudolphi, 1808

Subclase DIGENEA van Beneden, 1858

Orden OPISTHORCHIATA La Rue, 1926

Superfamilia HEMIUROIDEA Looss, 1899

Familia DEROGENIDAE Nicoll, 1910

Subfamilia HALIPEGINAE Poche, 1926

Género Deropegus McCauley & Pratt, 1961

Orden STRIGEATA La Rue, 1926

Superfamilia SCHISTOSOMATOIDEA Poche, 1907

Familia SANGUINICOLIDAE Graff, 1907

Subfamilia SANGUINICOLINAE Yamaguti, 1958

Género Sanguincola Plehn, 1905

¹ Según Beauchamp, P. De. (1961) Généralités sur les Plathelminthes. En: Grassé, P.P. Traité de Zoologie. Tome IV, première fascicule. Ed. Masson. Paris.

2.2.1. CLASE MONOGENEA Carus, 1863.

El término "Monogenea" se debe a Carus (1863), aunque se atribuye erróneamente a van Beneden (1858), quien utilizó el término "monogénèses" en sentido vernacular (Price, 1937).

Tradicionalmente (Dawes, 1956; Yamaguti, 1963a) se ha venido considerando a los monogenea como un orden de la clase Trematoda Rudolphi, 1808, dentro del phylum Plathelminthes, junto con los órdenes Digenea van Beneden, 1858 y Aspidogastrea Faust & Tang, 1936.

Bykhowsky en 1937, teniendo en cuenta la ontogenia, propuso un sistema filogenético para la clasificación de los platelmintos, separando por un lado los trematodos digenéticos y por otro la superclase Cercomeromorphae, que comprendía la subsuperclase Monogenoidei, con las clases Monogenoidea y Gyrocotyloidea, y la subsuperclase Cestoidei con la clase Cestoidea. En 1957 el mismo autor, eleva los Monogenoidea al rango de Clase y la divide en dos subclases: Polyonchoinea y Oligonchoinea. Estos últimos más primitivos que los Polyonchoinea.

En el IV Congreso Internacional de Parasitología, ICOPA IV, Varsovia, 1978, se aceptó el uso de clase Monogenea.

Actualmente la mayoría de los zoólogos y parasitólogos aceptan el punto de vista de Bykhowsky considerando a los Monogenea y Trematoda como dos clases independientes (Schmidt & Roberts, 1989; Thatcher, 1991; Mehlhorn, 1988).

Llewellyn (1963) realizó una excelente revisión sobre el desarrollo larvario de los monogeneas y su filogenia, cuya extensión sobrepasa, los objetivos de esta tesis.

Justine *et al.* (1985) incluyen características ultraestructurales del espermatozoide, en la estimación de posibles relaciones entre las familias de Monogenea.

Malmberg (1990) propone una nueva taxonomía de la clase Monogenea basada en análisis filogenéticos del opisthaptor, a los que se suman datos sobre el hospedador y el tipo de espermatozoides y oncomiracidios. Coincide con Bykchowsky (1937, 1957) en conservar las subclases Oligoinchoinea y Polyonchoinea e introduce una nueva subclase Articulonchoinea Malmberg, 1990, que agrupa a los monogeneas más primitivos, con dos superórdenes Proanchorea Malmberg, 1990, y Anchorea Malmberg, 1990. Dentro de Poligonchoinea crea nuevos superórdenes.

La gran mayoría de monogeneas son ectoparásitos branquiales o cutáneos. Algunos muestran una localización inusual, así: Diplectanotrema Johnston & Tiegs, 1922, se localiza en esófago, Acolpenteron Fischthal & Allison, 1940, en vejiga urinaria y uréteres y las especies del género Enterogyrus Paperna, 1963, en el tracto intestinal proximal (estómago) de peces de la familia Cichlidae (Pariselle *et al.*, 1991).

La adaptación de estos monogeneas al mesoparasitismo sugiere la posibilidad de estudios comparativos con dactilogíridos branquiales principalmente en cuanto a las modificaciones del haptor, tegumento, fisiología, especificidad de hospedador, ciclo vital y poder de infestación.

Diagnosis

Vermes de tamaño pequeño, 0,1-12 mm, raramente exceden de 3 cm, sin segmentar, aplanados dorsoventralmente, con simetría bilateral, acelomados. Hermafroditas. Parásitos del medio acuático, tanto de vertebrados como ocasionalmente de

invertebrados (Palombi, 1949). Se localizan generalmente en las branquias, piel, cavidad bucofaríngea, o en órganos comunicados directa o indirectamente con el exterior como fosas nasales, ojos, oídos, cloaca, vejiga urinaria etc., excepcionalmente en el oviducto de seláceos.

El extremo posterior está modificado en un órgano de adhesión muscular, el opisthaptor o haptor, de forma más o menos discoidal generalmente provisto de ganchos, *hamuli*, ventosas y/o pinzas de fijación. Puede llevar órganos adhesivos accesorios, en forma de placas armadas, pliegues o apéndices. Los *hamuli* pueden llevar asociados glándulas adhesivas y sus reservorios. El prohaptor es el órgano adhesivo anterior representado por ventosas pares o impares, pseudoventosas pares o surcos adhesivos, y ocasionalmente por estructuras glandulares llamadas órganos cefálicos, que se abren al exterior a través de los conductos glandulares en los márgenes laterales del extremo anterior. Las manchas oculares, cuando las presentan, son pares y se localizan, también, en el extremo anterior.

La boca terminal o subterminal, puede estar o no rodeada por una ventosa o provista de ventosas pares, intrabucales. Faringe bien desarrollada, excepcionalmente ausente, y un intestino generalmente bifurcado, confluyendo posteriormente. Rara vez el intestino es un simple tubo medio sin dividir.

El aparato excretor esta formado por protonefridios y un sistema de largos conductos y canales que se abren al exterior a través de dos poros en la superficie dorsal del cuerpo, a nivel de la faringe.

Los testículos son por lo regular, redondos u ovoides, algunas veces lobulados. Presentan uno, dos o varios, de acuerdo con la especie. Cada testículo tiene un vaso eferente que se expande o se fusiona en el conducto eyaculador. Por lo general, tienen glándulas prostáticas unicelulares. La vesícula seminal recibe los conductos prostáticos

y de otras glándulas y a través del órgano copulador se abre en el atrio genital. El órgano copulador puede estar formado por un pene muscular, provisto ocasionalmente de pequeños ganchos o por un tubo esclerotizado sin o con pieza accesorio.

El ovario es siempre único y se encuentra usualmente en posición anterior a los testículos. El oviducto recibe los conductos vitelino, vaginal y genitointestinal. Se puede encontrar un receptáculo seminal, ya sea como una simple protuberancia del oviducto, o como un saco especial, con un conducto separado del oviducto. Las glándulas vitelinas son muy abundantes y se extienden por todo el parénquima. Puede o no haber vagina, ocasionalmente doble. Las aberturas vaginales son dorsales, ventrales o laterales. La porción terminal está esclerotizada en algunas especies, y en otras, el poro vaginal es múltiple o rodeado de espinas. Diclidophora merlangi carece de vagina ocurriendo una impregnación hipodérmica de esperma (MacDonald & Caley, 1975).

El canal genito-intestinal se encuentra presente en la mayoría de los Polyopisthocotylea. Es una conexión entre el oviducto y una parte del intestino o una de sus ramas. Se desconoce su función, se postula que representa un vestigio de un mecanismo según el cual, los huevecillos eran pasados al intestino para ser expulsados por la boca, y otra teoría afirma que los materiales de reproducción excedentes son digeridos y absorbidos en el intestino (Rohde, 1975). Dawes (1968) considera este canal como probablemente homólogo al canal de Laurer de los digeneas.

El ootipo es una expansión muscular del oviducto y contribuye a la formación del huevo recibiendo los conductos de las glándulas de Mehlis, que lo rodean. La forma de los huevecillos está aparentemente determinada por las paredes del ootipo (Kearn, 1971, 1985). Utero generalmente pequeño. Los huevos presentan una forma muy variada, esférica, oval, piramidal etc, la mayoría de ellos tienen opérculo y filamento en uno o en los dos extremos. El filamento puede tener propiedades adhesivas y servir para la fijación al hospedador y sustratos.

Con la excepción de los Gyrodactylidae que son vivíparos, los monogeneas tienen usualmente ciclos biológicos directos, simples, en los que participan, un huevo, el oncomiracidio y el adulto. La temperatura influye en la velocidad de desarrollo de los huevos, así puede durar entre 6 y 20 semanas, si la temperatura es menor de 50 °F, frente a las 3 semanas habituales. Dos especies de Gastrocotídeos no infestan directamente a sus hospedadores definitivos (Llewellyn, 1968).

Sinonimia:

Son sinónimos : Polystomea Leuckart, 1856; Pectobothrii Burmeister, 1856; Cryptocoela Johnston, 1865; Ectoparasitica Lang, 1888; Eterocotylea Monticelli, 1892; Heterocotylea Braun, 1893; Monogenetica Haswell, 1893 y Heterocotylida Lahille, 1918.

2.2.1.1. ORDEN MONOPISTHOCOTYLEA ODHNER, 1912.

Odhner en 1912 propuso una división del orden Monogenea en dos subórdenes: Monopisthocotylea y Polyopisthocotylea, basándose en la ausencia o presencia del canal genito-intestinal y en las características del opisthaptor. Muchos investigadores, como Sproston (1946), Baer & Euzet (1961), Yamaguti (1963), Schmidt & Roberts (1989) siguieron este criterio.

Fuhrmann (1928) estableció una división tripartita del orden en Gyrodactyloidea, Capsaloidea y Polyopisthocotylea.

Dawes (1956) sugirió que debido a la dificultad que existe en la determinación de la presencia o ausencia del pequeño canal génito-intestinal de los vermes, desde un punto de vista práctico, sería preferible adoptar un criterio de identificación basado en

las estructuras del opisthaptor. Así, si el opisthaptor es un disco sencillo, similar o no a una ventosa, los vermes pertenecerían a Monopisthocotylea y si está compuesto de dos o más ventosas o pinzas, el verme podría ser adscrito a Polyopisthocotylea.

En la clasificación de Bykhowsky (1957), la clase Monogenea comprende dos subclases: Polyonchoinea, cuyas larvas poseen 14-16 ganchos marginales y Oligonchoinea, con larvas provistas de 10-12 ganchos. En cuanto a los Monopisthocotylea, los limitó a la categoría de suborden, dentro de los Polyonchoinea.

Llewellyn (1963, 1968, 1972) no establece una verdadera clasificación, sino que se limita a describir las relaciones evolutivas de las familias, que deberían servir de base a una nueva sistemática.

Este autor no utiliza el término Monopisthocotylea y considera que los monogeneas han evolucionado a partir de un "protomonogenea" inicial, del que se desarrollaron dos troncos: el tronco "dactilogirídeo" y un segundo tronco, más correctamente un grupo de troncos, del que se ramificaron dos líneas: la línea girodactílida de Monogenea vivíparos y la segunda línea de formas ovíparas. Esta última, por su parte, produciría dos ramas: monocotílidos y poliopistocotilíneos, incluyendo esta última los polistomátidos y todos los Monogenea superiores.

Tanto Bykhowsky como Lewellyn opinan, independientemente, que las clasificaciones basadas en la de Spronton, que utilizan casi exclusivamente caracteres del adulto, no son aceptables en la actualidad. Ambos admiten que la evolución de los Monogeneas está basada en cambios en sus haptores, que el número de ganchos de la larva es un carácter sistemático importante y que la evidencia ontogenética es el criterio más importante para el establecimiento de la clasificación del grupo.

Dichos autores ven el origen de los monogeneas en términos semejantes, por la

adaptación de los turbelarios rabdocelos al parasitismo en los primeros vertebrados, seguido de la aparición de un disco de sujeción o haptor de tipo udonélico. Pero difieren en que según Bykhowsky, los primeros órganos de unión eran espículas o ganchos marginales solamente, y el haptor era simétrico bilateralmente, mientras que, para Lewellyn, el primer órgano de sujeción era un disco sin ganchos, en el que éstos aparecerían más tarde, en número de 16, distribuidos octodiametralmente. Por otro lado, los puntos de vista de los dos autores sobre la interpretación de los ganchos marginales y *hamuli* son también diferentes.

Autores como Nagibinia (1979), Mamaev & Lebedev (1977) y Gusev (1978, 1979a, 1979b) siguen el sistema de Bykhowsky. Nagibina analiza y defiende dicho sistema, colocando algunas familias, cuyo desarrollo embriológico era desconocido en 1957, en Polyonchoinea u Oligonchoidea. Gusev recapitula las objeciones a la clasificación de Bykhowsky y refuta la interpretación de Lewellyn de los ganchos marginales. Dicho autor considera el sistema de Bykhowsky más aceptable, aunque necesite algunas correcciones.

Más recientemente, las investigaciones de Lambert (1980a, 1980b) sobre los oncomiracidios y la morfogénesis del haptor de los monogeneas parecen confirmar el sistema de Lewellyn, al menos en lo que se refiere a la originalidad de los Gyrodactylidea, que se separan de los otros Monopisthocotylea. En cambio, los estudios de Lambert sobre la quetotaxia larvaria contradicen la clasificación de Bykhowsky, en el sentido de que los Polystomatidae, que este último autor aísla de los Polyopisthocotylea, deben incluirse, sin duda, en este grupo.

Como conclusión de su trabajo, Lambert propone un esquema sobre la evolución de los monogenea, que en su opinión, podrá servir de base para una nueva sistemática. Además, conserva el término Monopisthocotylea, debido a que la quetotaxia ha demostrado la existencia de dos tipos larvarios esenciales que corresponden a la

distinción clásica Monopisthocotylea-Polyopisthocotylea, aunque, naturalmente, excluyendo los Gyrodactylidea.

En 1990 Malmberg, apoyándose en análisis filogenéticos basados en la ontogenia del opisthaptor y en las características de los hospedadores, espermatozoides y oncomiracidios propone una nueva taxonomía que mantiene a las subclases Oligonchoinea y Polyonchoinea de Bykhowsky a las que añade la subclase Articulonchoinea Malmberg, 1990, con los superórdenes Proanchorea y Anchorea, establecidos atendiendo a las características de los ganchos marginales. Crea también nuevos superórdenes: Medihaptanchorea, Laterohaptanchorea, Mixanchorea, Ananchorea y Pedunculanchorea. El primero de ellos pertenece a la subclase Oligonchoinea, y los restantes a Polyonchoinea. Dentro del orden Ananchorea Malmberg, 1990, se incluyen también las nuevas familias: Anonchopteridae, Acolpentronidae y Anacanthoridae.

Beverley-Burton & Suriano (1980), Beverley-Burton (1984), (1986) hacen hincapié en la importancia de la morfología del aparato copulador en la sistemática filogenética de los Monogenea.

Beverley-Burton & Klassen (1988, 1990) realizan análisis filogenéticos (cladísticos) basados en caracteres morfológicos binarios o múltiples de los monogenea Ancyrocephalidae con el objeto de obtener datos para elaborar una hipótesis sobre sus relaciones filogenéticas y una posible coevolución parásito-hospedador. Los caracteres considerados son: tamaño del haptor, forma y orientación del *hamulus*, número, forma y articulación de las barras transversas, forma, número y disposición de los ganchos, esclerotización del cirro, forma de la base del cirro, forma del astil del cirro, filamento espiral del cirro, forma y posición/fijación de la pieza accesoria, posición de la vagina y curso del vaso deferente.

Diagnosis

Opisthaptor simple, provisto únicamente de *hamuli* y ganchos, sin ventosas o grapas. El haptor larvario se mantiene, con solo ligeras modificaciones, en el adulto. Prohaptor representado por órganos cefálicos o áreas glandulares, o bien por ventosas o pseudoventosas fuera de la boca. Boca sin ventosas orales. Ojos normalmente presentes. Asas intestinales, ramificadas o no, pudiendo estar unidas posteriormente. Uno, dos, tres o numerosos testículos, generalmente postováricos. Complejo prostático. Bolsa del cirro presente o ausente. Cirro simple o complejo, con o sin pieza accesoria. Poro o poros genitales, ventrales, mediales, submediales o laterales. Ovario pre o postesticular. Canal genito-intestinal ausente normalmente. Ovíparos o vivíparos. Huevos con prolongaciones en uno o ambos polos. Vagina presente o ausente. Receptáculo seminal formado como una dilatación del conducto vaginal. Poro excretor simétrico, cerca del extremo anterior. Parásitos de peces.

2.2.1.1.1. Superfamilia DACTYLOGYROIDEA Yamaguti, 1963.

La superfamilia Dactylogyroidea fue creada en 1963 por Yamaguti para agrupar a los monogeneas pertenecientes a las familias Protogyrodactylidae Johnston & Tiegs, 1922; Calceostomatidae (Parona & Perugia, 1890) Poche, 1926; Diplectanidae Bykhowsky, 1957; Bothitrematidae Bykhowsky, 1957; y Dactylogyridae Bykhowsky, 1933.

Le Brun *et al.* (1986) basándose en el desarrollo postlarvario del haptor consideran dentro de esta superfamilia siete familias: Ancyrocephalidae Bykhowsky & Nagibina, 1978; Tetraonchidae Bykhowsky, 1957; Pseudodactylogyridae Le Brun, 1986; Dactylogyridae Bykhowsky, 1933; Heteronchocleididae Bykhowsky, 1957; Calceostoma-

tidae Poche, 1926, y Diplectanidae Bykhowsky, 1957.

Kritsky & Boeger (1989) tras un análisis filogenético cladístico de familias y subfamilias, incluidas en la superfamilia Dactylogyroidea sugieren dos posibilidades, que necesitan futuros estudios. Por una parte postulan que algunas de las subfamilias de la familia Ancyrocephalidae deben de ser consideradas también como familias independientes, así Linguadactyloidinae Thatcher & Kritsky, 1983; Linguadactylinae Bykhowsky, 1957; Hareocephalinae Young, 1968; Ancylo-discoidinae Gussev, 1961 y Anacanthorinae Price, 1967 pasarían al taxón de familia dentro de la superfamilia Dactylogyroidea.

Pseudomurraytrematinae Kritsky, Mizelle & Bilques, 1978; Heterotesiidae Euzet & Dossou, 1979 y Pseudodactylogyrinae Ogawa, 1986 fueron ya consideradas como familias por Euzet & Dossou (1979), Beverley-Burton (1984) y Le Brun *et al.* (1986) respectivamente. La segunda opción contempla el encuadre de Heterotesiidae como subfamilia y Ancyrocephalidae como un sinónimo de Dactylogyridae.

Dichos autores concluyen su trabajo destacando la considerable diversidad morfológica de las especies que forman la familia Ancyrocephalidae y que indudablemente comprende grupos con un ancestro distinto al de la familia Dactylogyridae.

Spencer & Gibson (1990) incluyen al género Pseudodactylogyrus en la familia Ancyrocephalidae sin considerar la familia Pseudodactylogyridae.

Diagnosis:

Monopisthocotylea. Glándulas cefálicas presentes, generalmente, en grupos simétricos cerca de la faringe, cuyos conductos se abren en el margen anterior o anterolateral de los lóbulos cefálicos. Opisthaptor discoide o bilobulado, con un par o dos de *hamuli* y barra transversal esclerotizada, ocasionalmente pueden faltar. Placas

acesorias presentes o ausentes. Ganchos marginales haptorales larvarios usualmente presentes. Intestino bifurcado, unido o no, posteriormente. Testículo único o múltiple, normalmente postovárico. Cirro con o sin pieza accesoria. Vitelaria bien desarrollada, coexistiendo con las ramas intestinales. Vagina presente o ausente. Ovíparos.

2.2.1.1.1.1. Familia ANCYROCEPHALIDAE Bykhowsky & Nagibina, 1978.

Creplin (1839) describió Ancyrocephalus paradoxus en las branquias de Lucioperca lucioperca iniciando de este modo el estudio de la subfamilia Ancyrocephalinae. Wegener en 1910 establece esta especie como tipo, del género Ancyrocephalus.

Johnston & Tiegs (1922) describen nuevos géneros pertenecientes a esta subfamilia, tras el estudio de distintas especies de peces de Australia.

Durante los años 1932-1938 los autores americanos, entre los que destacan Mueller y Mizelle describen nueve géneros más con cuarenta y nueve especies, obtenidas del estudio de las branquias de peces de agua dulce. La gran variedad morfológica, junto con estudios insuficientes, producen que diferentes autores atribuyen reiteradamente, las mismas especies a distintos géneros. De este modo Ancyrocephalus aculeatus van Cleave & Mueller, 1932, pasa a los géneros Urocleidus (Mueller, 1934), Cleidodiscus (Mizelle & Regensberger, 1945) y Urocleidus (Yamaguti, 1963). Onhocleidus acer Mueller, 1936, ha sido trasladado a los géneros Pterocleidus (Mueller, 1937), Urocleidus (Mizelle & Hughes, 1938) y Haplocleidus (Yamaguti, 1963).

Mizelle & Hughes (1938) tras una revisión de los Ancyrocephalinae americanos, llegan a la conclusión de que sólo son auténticos, los géneros Cleidodiscus Mueller,

1934 ; Urocleidus Mueller, 1934 y Actinocleidus Mueller, 1937.

Investigadores posteriores, sin considerar las conclusiones anteriores, siguen describiendo nuevos géneros, basándose en mínimas diferencias estructurales. Ante tal situación su diagnosis se torna cada vez más imprecisa.

Durante la expedición al Mar Meridional de la China y al Mar Amarillo (1957-1960), se recopiló abundante información, sobre los representantes marinos de Ancyrocephalinae.

En 1978 Bykhowsky & Nagibina elevan, la hasta entonces subfamilia Ancyrocephalinae; familia Dactylogyridae, a familia Ancyrocephalidae. Para estos autores incluye a las subfamilias Ancyrocephalinae Bykhowsky, 1937; Ancylodiscoidinae Gusev, 1961; Linguadactylinae Bykhowsky, 1957, y Hareocephalinae Young, 1968.

La diversidad morfológica de las especies que forman la familia Ancyrocephalidae es considerable (Kritsky & Boeger, 1989). Agrupa a los monogéneos de las siguientes subfamilias: Ancyrocephalinae Bykhowsky, 1937; Linguadactyloidea Thatcher et Kritsky, 1983; Linguadactylinae Bykhowsky, 1957; Hareocephalinae Young, 1968; Ancylodiscoidinae Gusev, 1961 y Anacanthorinae Price, 1967; Pseudomurraytreminatinae Kritsky, Mizelle et Bilques, 1978; Pseudodactylogyrinae Ogawa, 1986. Estas dos últimas subfamilias fueron ya consideradas como familias independientes por Beverley-Burton (1984) y Le Brun *et al.* (1986) respectivamente.

Como hemos mencionado anteriormente, Kritsky & Boeger (1989) tras un análisis filogenético cladístico, postulan que algunas de las subfamilias de la familia Ancyrocephalidae deben de ser consideradas también como familias independientes, así Linguadactyloidea Thatcher & Kritsky, 1983; Linguadactylinae Bykhowsky, 1957; Hareocephalinae Young, 1968; Ancylodiscoidinae Gusev, 1961 y Anacanthorinae Price,

1967 pasarían al taxón de familia dentro de la superfamilia Dactylogyroidea.

Pseudomurraytrematinae Kritsky, Mizelle & Bilques, 1978; Heterotesiidae Euzet & Dossou, 1979, y Pseudodactylogyrinae Ogawa, 1986, fueron ya consideradas como familias por Euzet & Dossou (1979), Beverley-Burton (1984) y Le Brun *et al.* (1986) respectivamente. Spencer & Gibson (1990) incluyen a Pseudodactylogyrus dentro de la familia Ancyrocephalidae, sin considerar a la familia Pseudodactylogydae, como hemos citado anteriormente.

Kritsky & Boeger (1989) proponen en su trabajo una segunda opción que contempla el encuadre de Heterotesiidae y el regreso de Ancyrocephalidae al taxón de subfamilias de la familia Dactylogyridae.

En ambos casos, tanto si se considera Ancyrocephalidae como Ancyrocephalinae, la diversidad morfológica de las especies encuadradas es indudable. Del mismo modo, es patente que comprende grupos con un ancestro distinto, al de la familia Dactylogyridae.

Beverley-Burton & Klassen (1990) llevan a cabo una aproximación a la sistemática de esta controvertida familia, a través de un análisis filogenético cladístico, de este estudio surgieron 13 taxones, de los cuales tres (El grupo con la barra articulada, Ligictaluridus y Onhocleidus) fueron reconocidos como monofiléticos. Otros tres (Aethycteron, Lyrodiscus y Salsuginus) parecían también monofiléticos. Tres (Leptocleidus, Macrohaptor y Tetracleidus) se consideraron géneros monotípicos y en cuatro grupos no se encontró un nexo de unión. Estos últimos incluyen especies consideradas como *incertae sedis* y aquellas asignadas a los géneros Aristocleidus Mueller, 1936; Urocleidus Suriano & Beverley-Burton, 1981; Cleidodiscoides Mayes & Miller, 1973, y Cleidodiscus Beverley-Burton & Suriano, 1980. Concluyen su investigación resaltando la necesidad de realizar futuros trabajos sobre la taxonomía de

esta familia.

Malmberg (1990) incluye esta familia dentro del superorden Pedunculanchorea Malmberg, 1990, establecido atendiendo a las características del *hamuli* y ganchos marginales.

Diagnosis:

Opisthaptor con dos pares de *hamuli* y generalmente con 14 ganchos marginales, sin placas accesorias. Ojos presentes o ausentes. Intestino bifurcado o no. Testículo unitario, algunas veces dividido en dos o más secciones, generalmente entre las ramas intestinales, postecuatoriales. Cuando presentan vesícula seminal, está formada por una dilatación del vaso deferente. Cirro tubular o no, con o sin pieza accesorio. Poro genital postbifurcación. Ovario redondeado u ovalado, a veces lobulado. Vagina presente o ausente. Vitelaria coexistiendo con el intestino. Parásitos de peces marinos y de agua dulce.

Género Gussevia Kohn & Paperna, 1964.

Kohn & Paperna (1964) proponen el género Gussevia para las especies de Ancyrocephalinae caracterizadas por presentar vagina abierta en el lado derecho, cirro espiralizado y pieza accesorio en el extremo distal del cirro, nunca articulada basalmente. Designan como especie tipo G. spirallocirra Kohn & Paperna, 1964, de Pterophyllum scalare (Cichlidae) e incluyen G. minuta Kohn & Paperna, 1964, aislada de Poecilia reticulata y dos especies más descritas anteriormente por Jain (1958) en la India, G. rhynchobdelli (= Urocleidus rhynchobdelli) y G. xenentodoni (= Urocleidus xenentodoni).

Posteriormente, Gussevia minuta fue considerada un sinónimo de Urocleidoides reticulatus Mizelle & Prize, 1964, por Kritsky & Thatcher (1983) basándose en la definición que de este último género hizo Mizelle *et al.* (1968). Como consecuencia de esto transfieren G. spiralcirra y G. minuta al género Urocleidoides al tener prioridad temporal. G. rhynchobdelli y G. xenentodoni fueron incluidos provisionalmente por los mismos autores en el género Urocleidus.

Mizelle & Kritsky (1986) tras el estudio de numerosas especies de Urocleidoides proponen el género Longihaptor con una única especie L. longihaptor, caracterizado por tener el *hamulus* ventral adornado por un fuerte filamento situado en un conspicuo lóbulo haptoral posterior y el par 5 de ganchos marginales diferencial.

Kritsky *et al.* (1986a) analizando una amplia colección de especies de Ancyrocephalinae, entre las que se encontraba Gussevia spilarocirra y otras especies parásitas de cíclidos de Sudamérica, incluyen L. longihaptor Mizelle & Kritsky, 1969, en el género Gussevia. Basándose en la comparación de las especies tipo, Cleidodiscus bulbus Rogers & Rawson, 1969, fue considerada también como sinónimo de G. longihaptor. Estos mismos autores, estudiando los paratipos de Urocleidoides alij, U. cichlasomatis y U. dobosi todos ellos descritos por Molnar *et al.* (1974), llegan a la conclusión, de que pertenecen al género Gussevia.

Trinidactylus cichlasomatis Molnar & Fernando, 1974, es para estos mismos autores, otro miembro del género Gussevia.

Las características que permiten diferenciar claramente el género Gussevia Kohn & Paperna, 1964, de cualquier otro género del complejo Urocleidoides, (Ancyrocephalus, Urocleidoides, Urocleidus etc) son según Kritsky *et al.* (1986a):

Haptor con dos lóbulos, anterior y posterior.

Hamulus ventral modificado con un filamento bien desarrollado.

Gónadas sobresolapadas.

Par 5 de ganchos marginales modificado, y dispuesto en el lóbulo haptoral posterior con el *hamulus* ventral.

Cirro con las espiras enrolladas en el sentido agujas del reloj.

Todas las especies parasitan a peces de la familia Cichlidae.

Diagnosis:

Cuerpo fusiforme, dividido en región cefálica, tronco, pedúnculo y haptor. Tegumento fino y liso. Lóbulos cefálicos con glándulas cefálicas unicelulares, agrupadas posterolateralmente a la faringe. Dos pares de manchas oculares equidistantes, siendo las posteriores ligeramente mayores que las anteriores. Faringe esférica muscular/glandular. Esófago presente. Intestino bifurcado, no ramificado y soldado en la parte posterior. Gónadas solapadas, situadas entre los ciegos intestinales. Testículos dorsales al ovario. Vesícula seminal formada por una dilatación del vaso deferente. Glándulas prostáticas indistinguibles o ausentes. Cirro formado por una base de la cual emerge un tubo generalmente espiralizado, en sentido de las agujas del reloj, con un número de anillos variable que puede incluso no llegar a uno. Pieza accesoria compleja, fijada al extremo distal del cirro. Poro genital común medioventral próximo al nivel de la bifurcación intestinal. Útero delicado. Pueden presentar un receptáculo seminal anterior al ovario. Vagina de localización variable, izquierda, ventral o usualmente en el lado derecho. Vitelaria bien desarrollada, coexistente con las ramas intestinales. Haptor con dos lóbulos, anterior y posterior, armados con un par dorsal y otro ventral de *hamuli*. Dos barras transversales sin articular entre sí. Siete pares de ganchos con la típica distribución de los Ancyrocephalynae, (pares 1, 2, 3, 4, 6, 7 similares, descansando en el lóbulo anterior, y el par 5 ligeramente modificado y normalmente mayor, asociado al lóbulo posterior). Parásitos branquiales de peces Cichlidae.

Sinonimia:

Sinónimos: Ancyrocephalus Creplin, 1839; Urocleidoides Mizelle & Price, 1964. Ambos parcialmente.

Género Cleidodiscus Mueller, 1934

Mizelle & Price (1964), fueron los primeros en señalar la existencia de este género en Sudamérica al aislarlo de las branquias de Serrasalmus nattereri procedentes del Amazonas. Hasta este momento solo se había citado en América del Norte y Central.

Price & Schlueter (1967) consideran este género muy similar a Urocleidus Mueller, 1934, del que se diferencia, en que Cleidodiscus presenta la pieza accesoria, articulada en la base del cirro, mientras que Urocleidus presenta ambas estructuras sin articular.

Se requieren minuciosas investigaciones para aclarar la taxonomía de estos parásitos y posiblemente muchas especies incluidas en este género, deban de ser incorporadas a otros de la familia Ancyrocephalidae, como sería el género Ancyrocephalus (Price, 1967; Spencer & Gibson, 1990).

Diagnosis:

Cuerpo fusiforme con el haptor bien diferenciado. Varios pares de órganos cefálicos. Dos pares de manchas oculares equidistantes, siendo las posteriores mayores que las anteriores. Faringe esférica. Intestino bifurcado, no ramificado y soldado

posteriormente. Gónadas solapadas, entre los ciegos intestinales con los testículos frecuentemente postováricos. Cirro con una pieza accesoria articulada en su base. Vagina generalmente presente en el lado izquierdo. Vitelaria bien desarrollada formando dos bandas laterales que se entremezclan con las ramas intestinales. Haptor con dos pares de *hamuli*, dorsal y ventral y dos barras transversales sin articular. Siete pares de ganchos, de similar tamaño y morfología, con la típica distribución de los Ancyrocephalinae, descrita anteriormente.

Sinonimia:

Sinónimos: Leptocleidus Mueller, 1936; Tetracleidus Mueller, 1936. Parcialmente.

2.2.1.1.1.2. Familia DACTYLOGYRIDAE Bykhowsky, 1933.

Bykhovskaya-PavlovsKaya *et al.* (1964) consideran como parásitos de peces de agua dulce de la URSS, integrantes de esta familia, a los géneros: Dactylogyrus Diesing, 1850; Falciunguis Akhmerov, 1952; Dogielius Bykhovskii, 1936; Ancylodiscoides Yamaguti, 1937; Bykhowskyella Akhmerov, 1952; Ancyrocephalus Creplin, 1839; Acolpenteron Fischthal & Alison, 1940, y Pseudoacolpenteron Bykhowsky & Gussev, 1955. Agrupados en tres subfamilias Dactylogyrinae, Ancylodiscoidinae y Ancyrocephalinae.

Yamaguti (1963a) incluye las subfamilias Dactylogyrinae, Ancyrocephalinae, Geneticoenterinae y Linguadactylinae. Estas dos últimas parasitan a peces marinos.

Le Brun *et al.* (1986) crean la familia Pseudactylogyridae basándose en la

marginales y 1-2 pares de *hamuli*, que pueden también estar ausentes. Barra conectiva situada usualmente entre los *hamuli*. Puede presentar otras estructuras esclerotizadas adicionales. Extremo cefálico provisto de glándulas cefálicas, formadas por 1-3 pares de cortos procesos, generalmente tentaculares. La mayoría con dos pares de manchas oculares, raramente un par. Ramas intestinales ciegas o fusionadas posteriormente, en la mayoría de los casos sin crecimientos laterales. Ovario usualmente redondeado. Conducto vaginal único. Glándulas vitelógenas pares, altamente desarrolladas. Útero normalmente ausente, en el ootipo se encuentra un único huevo, cada vez. Testículos impares. Órgano copulador esclerotizado, formado por un tubo y un aparato de soporte. Poro genital masculino, ventral o submedial. Huevos ovales, con un corto pedículo, sin filamento. Parásitos de peces de agua dulce y marinos.

Subfamilia DACTYLOGYRINAE Bykhowsky, 1933.

Siguiendo a Yamaguti (1963) agrupa a los siguientes géneros, establecidos, principalmente, atendiendo a las características de las estructuras esclerotizadas del opisthaptor: Neodactylogyrus Price, 1938; Paradactylogyrus Thaper, 1948; Microncotrema Yamaguti, 1958; Microncotrematoides Yamaguti, 1963; Falciunguis Achmerov, 1952; Dogielius Bykhowsky, 1936, y Dactylogyrus Diesing, 1850.

Thatcher (1991) considera dentro de esta subfamilia, a los siguientes géneros parásitos de peces de agua dulce Neotropicales: Trinidactylus Hanek, Molnar & Fernando, 1974; Anacanthorus Mizelle & Price, 1965, y Anacanthoroides Kritsky & Thatcher, 1976. Se establecen atendiendo principalmente a las características del opisthaptor y del metratermo.

quetotaxia larvaria y en la morfogénesis del haptor, para individualizar al género Pseudodactylogyrus, de la familia Dactylogyridae. Spencer & Gibson (1990) incluyen al género Pseudodactylogyrus en la familia Ancyrocephalidae sin considerar la familia Pseudodactylogyridae.

Como hemos indicado anteriormente, Bykhowsky & Nagibina (1978) elevan, la hasta entonces subfamilia Ancyrocephalinae familia Dactylogyridae, a familia Ancyrocephalidae.

Schmidt & Roberts (1989) incluyen esta familia dentro del orden Capsaloidea.

Spencer & Gibson (1990) añaden los siguientes géneros, creados con posterioridad, a la revisión de Yamaguti, sin considerar subfamilias: Aplodiscus Rogers, 1967; Bivaginogyrus Gusev & Gerasev, 1985; Dactylogyroides Gusev, 1963; Dicrof-dactylogyrus Lu & Lang, 1981; Gussevianus Akhmerov, 1964; Leptonchides Chen, 1987; Markewitschiana Allamuratov & Koval, 1966; Pellucidhaptor Price & Mizelle, 1964; Singhiogyrus Venkatanarsaiah & Kulkarni, 1980; Skrjabinonchus Akhmerov, 1964, y Thaparogyrus Gusev, 1976.

Malmberg (1990) incluye como hemos mencionado antes, la familia Dactylogyridae dentro del superorden Pedunculanchorea Malmberg, 1990.

Thatcher (1991) en su trabajo sobre Monogenoidea de peces de agua dulce Neotropicales, considera dentro de la familia Dactylogyridae, las subfamilias: Dactylogyrinae, Linguadactyloidinae y Ancyrocephalinae.

Diagnosis

Adultos de talla pequeña. Disco de fijación formado por 7 pares de ganchos

Diagnosis

Dactylogyridae. Opisthaptor con un par de *hamuli* sostenido por una o dos barras conectivas y 12-14 ganchos marginales. Carece de otras estructuras esclerotizadas del haptor. Manchas oculares. Cuatro lóbulos cefálicos. Ramas intestinales unidas o no posteriormente. Testículos y ovario redondeados o alargados, el primero posterior al segundo. Vagina presente.

Género Dactylogyrus Diesing, 1850.

Este género creado por Diesing en 1850, ha experimentado varios cambios taxonómicos desde su origen, numerosas especies han sido reagrupadas en nuevos géneros.

Price (1938) estableció el género Neodactylogyrus, que diferenció de Dactylogyrus exclusivamente por la presencia de dos barras esclerotizadas, dorsal y ventral entre los hamuli del haptor.

Yamaguti (1963a), Hoffman (1970) y Lambert (1977) aceptan esta distinción y transfieren muchas especies de Dactylogyrus a Neodactylogyrus. Otros autores como Mizelle & Donahue (1944), Prize (1967) y Gusev (1976) no consideran este último género por razones de claridad taxonómica.

Thapar (1948) creó el género Paradactylogyrus, caracterizado por la presencia de una estructura quitinizada impar, *onchium*, localizada centralmente en el haptor. El resto de la anatomía era igual a la de Dactylogyrus.

Tripathi (1959) considera a Paradactylogyrus como un subgénero de Dactylogyrus. Yamaguti (1963a) los considera como géneros separados. Monaco & Mizelle (1955), Bykhowsky (1957), Price (1967) y Gusev (1976) consideran este género como sinónimo de Dactylogyrus, ya que para ellos, la estructura impar crea confusiones taxonómicas innecesarias.

En 1965, Gusev crea el género Pseudodactylogyrus para agrupar a los monogéneos parásitos branquiales de Anguilliformes. El género se diferencia de Dactylogyrus por presentar una orientación opuesta (ventral-dorsal) del único par de *hamuli* y por la ausencia de la estructura R asociada al segundo par de ganchos. Imada & Murogs (1978) y Lambert (1980a,b) mediante estudios larvarios, muestran que el plan general de organización es similar al de los Dactylogyridea, dentro del cual se encuadran. Le Brun *et al.* (1986) crean la familia Pseudodactylogyridae, con el género Pseudodactylogyrus, que individualizan de la familia Dactylogyridae, basándose para ello, en la quetotaxia larvaria y en la morfogénesis del haptor. Ogawa (1984) describe una especie de Pseudodactylogyrus en Gobiidae, ampliándose de esta forma el espectro de hospedadores. Como hemos citado anteriormente, Spencer & Gibson (1990) incluyen al género Pseudodactylogyrus en la familia Ancyrocephalidae sin considerar la familia Pseudodactylogyridae.

Diagnosis:

Dactylogyridae. Dactylogyrinae. *Hamuli* sostenido por una única barra esclerotizada. 14 ganchos marginales. Vaso deferente, generalmente, describiendo una vuelta alrededor de las ramas intestinales. Vesícula seminal formada por una simple dilatación del vaso deferente. Dos reservorios prostáticos. Cirro normalmente tubular con una pieza accesoria. Vagina simple, excepcionalmente doble, con o sin estructuras de soporte esclerotizadas. Apertura submarginal. Ovíparos. Parásitos de teleósteos de agua dulce.

2.2.1.1.2. Superfamilia GYRODACTYLOIDEA Johnston & Tiegs, 1922.

Thoney & Hargis (1991) consideran que agrupa a numerosas especies que abarcan un amplia área geográfica, tanto en el medio marino como en agua dulce. Muchas de ellas, se han citado como patógenas para un variado rango de hospedadores, que incluye Ciprínidos, Poecílidos, Ictalúridos y Pleuronéctidos entre otros. Su viviparidad, con un ciclo vital corto 1-3 días, ocasiona el desarrollo de epizootias en breves períodos de tiempo.

Dawes (1956) consideró que esta superfamilia estaba formada por tres familias: Dactylogyridae, Calceostomatidae y Gyrodactylidae.

En 1963, Yamaguti incluye una única familia, Gyrodactylidae Cobbold, 1964, dentro de la superfamilia Gyrodactyloidea.

Arai (1992a) sin considerar los trabajos de Yamaguti, agrupa a tres familias: Gyrodactylidae, Protogyrodactylidae y Dactylogyridae.

Diagnosis:

Monopisthocotylea. Cuerpo fusiforme con el haptor bien diferenciado. Glándulas cefálicas presentes, agrupadas simétricamente cerca de la faringe. Intestino bifurcado, generalmente, sin soldar posteriormente, con o sin ramificar. Testículo único, normalmente postovárico. Cirro simple o complejo. Puede existir pieza accesoria. Ovario post o pretesticular. Canal genito-intestinal ausente. Los poros genitales femenino y masculino pueden encontrarse separados. Vitelaria débilmente desarrollada,

normalmente sin coexistir con las ramas intestinales. Vagina ausente. Haptor con forma de disco o bilobulado, usualmente con un par o dos de *hamuli* sustentados por una, dos o más raramente tres barras transversales. Ganchos marginales larvarios presentes. Vivíparos.

2.2.1.1.2.1. Familia GYRODACTYLIDAE Cobbold, 1864.

Yamaguti (1963a) considera que esta familia agrupa a cuatro subfamilias: Isancistrinae Fuhrmann, 1928; Macrogyrodactylinae Yamaguti, 1963; Gyrdicotylinae Vercammen-Grandjean, 1960, y Gyrodactylinae Monticelli, 1892.

Malmberg (1990) tras su estudio filogenético, incluye la familia Gyrodactylidae dentro del superorden Anchorea Malmberg, 1990, junto a las familias : Ooegyrodactylidae Harris, 1983; Tetraonchochoididae Bykhowsky, 1951; Bothitrematidae Bykhowsky, 1957 y Sundanonchidae Malmberg, 1990.

Diagnosis:

Cuerpo alargado, pequeño, con dos órganos cefálicos y sin ojos. Intestino bifurcado, en general sin soldar posteriormente. Órgano copulatorio masculino armado con una fila de diminutas espinas. Ovario usualmente posttesticular. Vitelaria simétrica alrededor o debajo de la parte posterior del intestino, raramente más extendida. Vagina ausente. Haptor bien desarrollado normalmente con un par de *hamuli*, ganchos marginales y excepcionalmente sin barra conectiva. Vivíparos. Parásitos branquiales y cutáneos de peces, anfibios, cefalópodos y crustáceos.

Sinonimia:

Amphibdellidae Carus, 1885.

Subfamilia GYRODACTYLINAE Monticelli, 1892.

Siguiendo a Yamaguti (1963a) esta subfamilia agrupa a 4 géneros: Gyrodactyloides Bykhowsky, 1947; Metagyrodactylus Yamaguti, 1963; Paragyrodactylus Gvozdev & Martekhov, 1953 y Gyrodactylus Nordmann, 1832.

Thatcher (1991) atendiendo a las características del opisthaptor, embrión y bolsa del cirro, consideran los siguientes géneros parásitos de peces de agua dulce del Amazonas: Oogyrodactylus Harris, 1983; Paragyrodactyloides Szidat, 1973; Phanerothecium Kritsky & Thatcher, 1977 y Gyrodactylus Nordmann, 1832.

Diagnosis:

Gyrodactylidae. Cabeza bilobulada, con un par de órganos cefálicos. Haptor con un par de *hamuli* y 16 ganchos marginales sin estar separados en dos grupos. Parásitos de peces, anfibios o crustáceos.

Género Gyrodactylus Nordmann, 1832.

Las primeras observaciones de estos monogeneas en Norte América se deben a Atkins (1901), Pratt (1919), Moore (1923), y Embody (1924) que los citaron en

piscifactorías de Salmónidos. Los estudios se centraron en los aspectos patológicos y terapéuticos, refiriéndose al agente causal como Gyrodactylus sp. o G. elegans Nordmann, 1832.

Estudios taxonómicos posteriores como los de Mueller (1936) que comparaban estas especies, con las descritas en ciprínidos de Europa, llevaron a considerar dos variedades dentro de G. elegans: la A encontrada en Carassius auratus y la B procedente de Salmónidos.

Yin & Sproston (1948) las consideraron como subespecies. Ergens (1966) y Ergens & Ogawa (1978) establecen que G. elegans es un parásito específico del género Abramis y por tanto las variedades o subespecies anteriormente consideradas, resultaban inválidas.

Dadas las dificultades taxonómicas existentes en este género numerosos autores contemporáneos como Hicks & Threlfall (1973), Hare & Frantsi (1974), Heckman (1974), Hare & Burt (1975), Bell & Margolis (1976), y Wood (1979) en sus trabajos sobre monogeneas vivíparos de Salmónidos en Norteamérica han vuelto a emplear únicamente los términos Gyrodactylus o Gyrodactylus sp.

Cone *et al.* (1983) reconocen la existencia de cinco especies en Norte América: Gyrodactylus salmonis Yin & Sproston, 1948; G. nerkae Cone, 1983; G. colemanensis Mizelle & Kritsky, 1967 específicas de salmónidos y G. avalonia Hanek & Threlfall, 1969; G. brevis Crane & Mizelle, 1967, consideradas como accidentalmente adquiridas, de peces no Salmónidos.

Nicola *et al.* (1987) llevan a cabo una revisión de las especies de Gyrodactylus parásitas de Centrárquidos en Norte América.

Nagasawa *et al.* (1989) recopilan en su trabajo las especies de Gyrodactylus obtenidas en peces de agua dulce de Japón.

Thatcher (1991) cita G. bullatarudis Kritsky & Fritts, 1970; G. costaricensis Kritsky & Fritts, 1970, y G. neotropicalis Kritsky & Fritts, 1970, como parásitos de peces Neotropicales.

Hay que destacar el trabajo de Ergens (1977), que propone una estandarización en la terminología de las diferentes estructuras y órganos de las especies de Gyrodactylus. Ergens (1980, 1988, 1990, 1991, 1992b), Ergens & Gelnar (1988) y Ergens & Scholz (1992a) describen numerosas especies de Gyrodactylus en la zona Paleártica.

Shinn *et al.* (1993) describen técnicas de SEM (scanning electron microscopy) seguidas de digestiones y extracciones enzimáticas y sonicación, para el estudio de las piezas esclerotizadas del haptor de los Gyrodactylus.

Diagnosis:

Gyrodactylinae. Opisthaptor con un par de *hamuli* y dos barras esclerotizadas, dorsal y ventral. 16 ganchos marginales. Faringe compuesta por dos zonas con 8 células cada una. Esófago corto. Ramas intestinales simples. Testículos mediales. Cirro espinado distalmente. Poro genital submedial, postfaringeo. Ovario medial posttesticular. Útero conteniendo un embrión con la próxima generación en su interior. Parásitos branquiales y cutáneos de peces marinos y de agua dulce.

2.2.2. SUPERFAMILIA HEMIUROIDEA Looss, 1899.

La superfamilia Hemiuroidea, se encuadra dentro del orden Opisthorchiata; subclase Digenea; clase Trematoda; phylum Plathelminthes. Es un grupo que incluye especies de morfología y hábitat (tracto gastrointestinal, vesícula biliar, vejiga natatoria, cavidad corporal) muy diversos. Muestra de esta variación, es la gran confusión en los taxones dentro de la sistemática de este grupo.

Se han aislado fundamentalmente de teleósteos marinos, pero también en peces de agua dulce, elasmobránquios, y ocasionalmente en anfibios y reptiles.

La superfamilia fue erigida, bajo el nombre de Hemiurida, por Dollfus (1923) y comprendía a las familias Hemiuridae, Accacoeliidae y Syncoeliidae. Anteriormente, Looss (1907, 1908) describió numerosas especies de hemiúridos y estableció los criterios básicos para posteriores estudios de este grupo, entre los que cabe citar por su importancia los de Odhner (1911), Poche (1926) y Führmann (1928). Estos trabajos iniciales basaban la taxonomía en criterios morfológicos del adulto y dividían a la superfamilia en un pequeño número de familias, aunque no siempre indicando la relación existente entre ellas. Odhner (1911), por ejemplo, agrupó tres familias, Hemiuridae, Azygiidae y Didymozoidae. Desde Odhner, el grupo ha sido subdividido, condensado y subdividido de nuevo en varias ocasiones.

La historia de la sistemática de los Hemiuroidea ha sido recogida por Chauhan (1954), Skrjabin & Guschanskaja (1954, 1956, 1960) y más recientemente por Gibson & Bray (1979) y Stunkard (1973), aunque este último autor ha omitido la importante contribución de Manter & Pritchard (1960a,b) y Mehra (1962). La tabla 1 muestra un resumen de las taxonomías más recientes de los Hemiuroidea.

Tabla 1.- Clasificaciones de los Hemiuroidea

| Rue (1957) | Skrjabin & Guschanskaja (1956, 1958, 1960) |
|--|---|
| Hemiurata | Hemiurata (1960) |
| HEMIUROIDEA | HEMIUROIDEA |
| Bathycotylidae | Accacoeliidae |
| Didymozoidae | Aerobiotrematidae |
| Dinuridae | Bathycotylidae |
| Halipegidae | Dinuridae |
| Hemiuridae | Elytrophallidae |
| Isoparorchiiidae | Halipegidae |
| Lecithasteridae | Haploplanchnidae |
| Lecithochiriidae | Hemiuridae |
| Ptychogonimidae | Isoparorchiiidae |
| | Lampritrematidae |
| Azygiata | Lecithasteriidae |
| | Lecithochiriidae |
| AZYGIOIDEA | Ptychogonimidae |
| Azygiidae | Sclerodistomidae |
| Bivesiculidae | Syncoeliidae |
| | Azygiata (1958) |
| TRANSVERSOTREMATOIDEA | AZYGIOIDEA* |
| Transversotrematidae | Azygiidae |
| (Algunas familias se han omitido por falta de información del ciclo vital) | Hirudinellidae |
| | Liocercidae |
| | Xenoperidae |
| | Superfamilia |
| | Aphanhysteridae |
| | Botulidae |
| | Prosthogonotrematidae |

* En 1956 incluido en Hemiurata

Tabla 1.- Clasificaciones de los Hemiuroidea

| Manter & Pritchard (1960) | Mehra (1962) |
|---------------------------|---------------------|
| HEMIUROIDEA | HEMIUROIDEA |
| Accacoeliidae | Accacoeliidae |
| Aerobiotrematidae | Arnolidae |
| Didymozoidae | Bathycotylidae |
| Hemiuridae | Hemiuridae |
| Hirudinellidae | Hirudinellidae |
| Isoparorchiidae | Isoparorchiidae |
| Prosogonotrematidae | Lampritrematidae |
| Syncoeliidae | Oesophagicolidae |
| Azygiata | Prosogonotrematidae |
| Azygiidae | Ptychogonimidae |
| Ptychogonimidae | Sclerodistomidae |
| | Syncoeliidae |

Tabla 1.- Clasificaciones de los Hemiuroidea

| Yamaguti (1971) | Gibson & Bray (1979) |
|-------------------------|----------------------|
| HEMIUROIDEA | HEMIUROIDEA |
| Bathycotyliidae | Accacoeliidae |
| Botulidae | Azygiidae |
| Hemiuridae | Bathycotyliidae |
| Hirudinellidae | Bunocotyliidae |
| Lampritrematidae | Derogenidae |
| Mabiaramidae | Dicysarcidae |
| Prosogonotrematidae | Hemiuridae |
| Ptychogonimidae | Hirudinellidae |
| Sclerodistomidae | Isoparorchiiidae |
| | Lecithasteridae |
| ACCACOELIOIDEA | Ptychogonimidae |
| | Sclerodistomoididae |
| Accacoeliidae | Syncoeliidae |
| ISOPARORCHIOIDEA | |
| Aerobiotrematidae | |
| Albulatrematidae | |
| Cylindrorchiidae | |
| Dictysarcidae | |
| Isoparorchiiidae | |
| Peloroelminthidae | |
| Tetrasteridae | |
| Superfamilia | |
| Azygiidae | |
| Aphanhysteridae | |
| Syncoeliidae | |

La clasificación que nosotros hemos seguido en este estudio es la de Gibson & Bray (1979) y se basa en la morfología del adulto asociada con la funcionalidad de diversos órganos y sistemas. En la nomenclatura se ha seguido el artículo 36 del Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.

Diagnosis

Digeneas pequeños o grandes, con la cutícula más o menos gruesa, generalmente sin espinas, pero que puede presentar ocasionalmente pequeñas escamas. Ecsoma presente o ausente. Parénquima fuertemente refráctil, probablemente debido a la presencia de sustancias, en la actualidad desconocidas, frente a las secreciones ácidas del estómago del hospedador. Ventosa oral, faringe y acetábulo bien desarrollados. Ciegos terminando en o cerca del extremo posterior, unidos o no. Uroprocton presente excepcionalmente. Testículos dobles, en la parte anterior o posterior del cuerpo pero generalmente anteriores al ovario. Vesícula seminal y *pars* prostática libres en el parénquima o dentro de una bolsa. Bolsa del cirro y/o hermafroditica presente o ausente. Conducto eyaculador, atrio genital y conducto hermafroditico con un desarrollo variable. Conductos masculino y femenino unidos o abiertos separadamente, dentro del atrio genital. Poro genital común generalmente cerca del extremo anterior, excepcionalmente lejos de él. Ovario único, postesticular, ocasionalmente pretesticular y excepcionalmente intertesticular (*Bathycotylidae*). Receptáculo seminal presente o ausente. Canal de Laurer presente o ausente. Vitelaria tubular, filiforme, digitiforme, compacta, o con forma de roseta, excepcionalmente folicular (*Ptychogonimidae*), generalmente postovárica. Ramas uterinas alcanzando o no, el extremo posterior del cuerpo. Huevos normalmente pequeños, numerosos y embrionados. Vesícula excretora con forma de Y. Casi exclusivamente parásitos de del tracto digestivo de peces marinos y de agua dulce.

Sinonimia

Son sinónimos, *Azygioidea* Lühe, 1909; *Accacoelioidea* Odhner, 1911; *Isoparorchioidea* Travassos, 1922.

2.2.2.1. FAMILIA DEROGENIDAE Nicoll, 1910.

Según Gibson & Bray (1979) incluye tres subfamilias: *Gonocercinae* Skrjabin & Guschanskaja, 1955; *Halipeginae* Poche, 1926 y *Derogeninae* Nicoll, 1910, establecidas básicamente atendiendo a la disposición de los testículos con respecto al ovario y vitelaria.

Yamaguti (1971), como hemos indicado antes, no considera esta familia y es dentro de la familia *Hemiuridae* Lühe, 1901, donde incluye a las subfamilias anteriormente mencionadas. Este autor en total considera veinticinco subfamilias dentro la familia *Hemiuridae*.

Diagnosis

Cuerpo normalmente pequeño, alargado, sin ecsoma. Cutícula lisa. Ventosa oral y faringe desarrollada. Esófago corto. Ventosa ventral generalmente prominente, más o menos pedunculada, cerca del extremo anterior. Fosa preacetabular presente en algunos casos. Ciegos intestinales, rara vez unidos posteriormente. Dos testículos diagonales o simétricos, normalmente en la parte posterior del cuerpo. Vesícula seminal de pared fina, oval, alargada o tubular, sin dividir en porciones, en la parte posterior del cuerpo, ocasionalmente parcial o totalmente incluida en el saco hermafrodítico. Pars prostática usualmente tubular, algunas veces vesicular y otras contenida dentro del saco hermafrodítico. Conducto eyaculador corto o ausente, a menudo dentro del saco

hermafrodítico. Saco hermafrodítico normalmente presente, ocasionalmente ausente, pequeño y oval, débilmente desarrollado, que puede incluir total o parcialmente la pars prostática y el conducto seminal. Conducto hermafrodítico normalmente presente y corto. Atrio genital presente o ausente, normalmente pequeño. Ovario oval, pre o postesticular. Glándulas de Mehlis generalmente postováricas. Poseen generalmente canal de Laurer, abierto dorsalmente al exterior o a través del órgano de Juel, a menudo dilatado proximalmente formando un rudimentario receptáculo seminal, que ocasionalmente puede alargarse hasta formar un receptáculo seminal canalicular aparentemente funcional. Órgano de Juel ausente o presente. Receptáculo seminal uterino normalmente presente. Útero extendiéndose o no, posteriormente a la vitelaria. Huevos numerosos, con o sin filamentos, raramente con una espina. Vitelaria formando una o dos masas, lisas o lobuladas, pre o postovárica, simétricas, oblicuas o en tándem. Vesícula excretora en forma de Y. Parásitos del intestino y estómago de peces marinos y de agua dulce, ocasionalmente aislado en reptiles y anfibios.

Sinonimia

Son sinónimos: Halipegidae Poche, 1926; Liocercidae Ejsmont, 1931.

2.2.2.1.1. Subfamilia HALIPEGINAE Poche, 1926.

Incluye los géneros Allotangiopsis, Genarchopsis, Chenia, Magnibursatus, Thometrema, Anguillotrema, Halipegus, Tyrrhenia, Monovitella, Tangiopsis, Arnola y Deropegus. Algunos de ellos están muy próximos, diferenciándose básicamente por la presencia o ausencia de filamentos en los huevos o por el grado de unión entre las masas vitelinas (Gibson & Bray, 1979).

Yamaguti (1971) considera solamente dentro de esta subfamilia a los géneros: Genarchella, Genarchopsis, Halipegus, Indoderogenes, Gonocercella, Deropegus y Tangiopsis.

Diagnosis

Cuerpo engrosado o alargado, sin ecsoma. Ventosa oral subterminal, seguida de una faringe pequeña. Esófago muy corto. Ventosa ventral grande, ecuatorial o pre o postecuatorial. Ciegos unidos o no, posteriormente. Testículos simétricos o diagonales postacetabulares. Vesícula seminal tubular o sacular, situada posteriormente a la bifurcación intestinal. Pars prostática corta, tubular o algunas veces bulbosa, rodeada de células prostáticas. Bolsa del cirro puede estar desarrollada. Conducto hermafrodítico corto, bifurcado o no, parcial o totalmente encerrado en la bolsa hermafrodítica o cono genital. Atrio genital abierto cerca de la bifurcación intestinal, excepcionalmente globular o espinoso. Ovario cerca del extremo posterior. Vitelaria dividida en dos masas compactas o con lobulaciones, generalmente postováricas. Útero entre los ciegos, pudiendo sobrepasar a los ramas intestinales lateralmente. Huevos filamentosos o no. Parásitos del estómago o esófago de peces de agua dulce rara vez de peces marinos y anfibios.

Sinonimia

Son sinónimos: Arnolinae Yamaguti, 1958; Monovitellinae Ataeu, 1970.

Género Deropegus McCauley & Pratt, 1961.

Diagnosis

Cuerpo alargado, lanceolado, a menudo ligeramente comprimido o constreñido en la región del acetábulo. Ventosa oral subterminal. Prefaringe y esófago ausente o

muy cortos. Ciegos engrosados, terminando en el extremo posterior, sin unirse. Ventosa ventral grande, situada en la mitad anterior del cuerpo. Testículos en tándem, oblicuos o simétricos, cercanos al borde posterior de la ventosa ventral. Vesícula seminal sacular. Pars prostática tubular o fusiforme, pero nunca bulbosa. Conducto eyaculador corto, uniéndose al metratermo para formar el conducto hermafrodítico. Ovario submedial, postesticular. Canal de Laurer presente, aparentemente abierto dorsalmente, y ligeramente dilatado proximalmente formando un rudimentario receptáculo seminal. Organó de Juel presumiblemente ausente. Ramas uterinas sin llegar al extremo posterior, alguna rama puede alcanzar la vitelaria. Vitelaria formando dos masas, compactas, oblicuas o simétricas cerca del extremo posterior. Huevos sin filamento polar. Parásitos de peces de agua dulce y anfibios. Especie tipo: Deropegus aspina (Ingles, 1936) McCauley & Pratt, 1961.

Sinonimia

Son sinónimos: Parahalipegus Wooton & Powell, 1964; Halipegus Looss, 1899.

2.2.3. SUPERFAMILIA SCHISTOSOMATOIDEA Poche, 1907.

Pertenece al orden Strigeata, subclase Digenea e incluye a las familias: Aporocotylidae, Sanguinicolidae, Schistosomatidae y Spirorchiidae (Schmidt & Roberts, 1989).

Skrjabin (1960) consideró el suborden Schistosomatata Skrjabin & Schulz, 1937, con dos superfamilias Schistosomatoidea Stiles & Hassall, 1926, y Sanguinicoloidea Skrjabin, 1951.

Azimov (1970) incluyó todos los vermes sanguíneos dentro del orden Schistosomatida Skrjabin & Schulz, 1937, en vez de considerarlos pertenecientes al orden Strigeata, donde también se agrupan digenea no hemáticos. Según este autor, estaría formado por dos subordenes:

Schistosomatata Skrjabin & Schulz, 1937, con las familias de esquistosomas de mamíferos y de aves.

Sanguinicolata Skrjabin & Schulz, 1937, con los vermes sanguíneos de peces y de tortugas.

Bayssade-Dufour (1981) propone que la clasificación de los esquistosomas debe tener en cuenta, el ciclo biológico, los caracteres morfológicos de los adultos, en especial el número de testículos del macho, información sobre los miracidios y los hospedadores intermediarios. Con todo ello, este autor propone que los esquistosomas se agrupen en la superfamilia Schistosomatoidea creada por Poche en 1907.

Diagnosis

Cercaria con ramas caudales cortas, sin faringe, con ventosa oral reemplazada por un órgano protractil de penetración. Con o sin manchas oculares. Adultos, parásitos del sistema vascular de peces, reptiles, mamíferos y aves.

2.2.3.1.- FAMILIA SANGUINICOLIDAE Graff, 1907.

Siguiendo a Yamaguti (1971) incluye las siguientes subfamilias, establecidas principalmente, en base a las características de los testículos, ovario y útero: Sanguinicolinae Yamaguti, 1958; Chimaerohemecinae Yamaguti, 1971; Cardicolinae Yamaguti, 1958; Paracardicolinae Yamaguti, 1970; Deontacylinae Yamaguti, 1958 y Psettariinae Yamaguti, 1958.

Odhner (1911) incluyó a los Sanguinicolidae, vermes de la sangre, dentro de los Trematodos; desde ese momento han surgido numerosos esquemas de clasificación. Stunkard (1922) refiriéndose a ellos afirmó, que eran el grupo más variado y diverso.

Smith (1972) en su estudio taxonómico sobre vermes hemáticos, que incluye a los Sanguinicolidae, resaltó la clasificación de Price (1967) y la confusión existente a nivel de familias y subfamilias.

La clasificación de Price (1967) se basó en la presencia o ausencia, en las fases larvarias de cercómeros armados con ganchos. Con el nombre de Schistosoma parece referirse únicamente a los vermes de la sangre de los mamíferos y aves, sin considerar la relación entre éstos y los de reptiles y peces.

Smith (1972) denunció las discrepancias que han surgido entre los diversos autores al clasificar los trematodos hemáticos. Así Nicoll en 1934 y Yamaguti en 1958, reconocen dos familias: Aporocotylidae y Sanguinicolidae. Van der Land (1967) consideró la familia Aporocotylidae sinónima de Sanguinicolinae. Azimov (1970) solo admitió la familia Sanguinicolidae. Yamaguti (1958), como hemos mencionado anteriormente, acepta las familias Aporocotylidae y Sanguinicolidae, subdividiendo a esta última en varias subfamilias: Sanguinicolinae, Cardicolinae, Deontacylinae y Psettariinae. Este mismo autor en 1970 introduce una nueva subfamilia Paracardinicolinae donde incluye los géneros Cardicola y Neoparacardicola, y, en 1971, erigió la subfamilia Chimaeroemecinae para el género Chimaeroemecus.

Lebedev & Parukhin (1972) en la subfamilia Sanguinicolinae encuadran a los géneros Sanguicola y Selachoemecus no admitiendo las subfamilias Paracardicolinae y Chimaeroemecinae de Yamaguti (1970, 1971).

Maillard & Ktari (1978) redescubrieron los caracteres de la Subfamilia e

integraron en ella al género Hyperandrotrema.

Posteriormente han seguido apareciendo clasificaciones generales de Trematodos en las que los autores siguen sin ponerse de total acuerdo en cuanto al rango sistemático y número de familias en que pueden encuadrarse. Olsen (1974) y Cheng (1978) consideran solo la familia Sanguinicolidae, mientras que Yamaguti (1975), Combes (1981, 1982) y Smith & Roberts (1977, 1989) incluyen a dos familias: Sanguinicolidae y Aporocotylidae. Schmith & Roberts adoptan en muchos casos la clasificación de La Rue (1957), que actualmente es la más ampliamente aceptada.

Diagnosis

Digenea generalmente sin ventosas. Cuerpo lanceolado con o sin estriaciones, espinas o denticulaciones marginales o submarginales. Sin farínge. Esófago estrecho y largo. Intestino en forma de X o H con las ramas anteriores cortas y las posteriores de longitud variable, pero sin llegar en ningún caso a alcanzar el extremo posterior. Testículo único o doble o dividido en múltiples ramas o folículos, algunas veces cilíndrico, sin dividir, situado entre el ovario y la bifurcación intestinal. Bolsa del cirro presente o ausente. Vesícula seminal generalmente presente. Poros genitales femenino y masculino separados. Poro masculino dorsal, submarginal, posterior al poro femenino. Ovario medial o submedial, multilobulado o con dos alas, postecuatorial en o cerca del extremo posterior. Receptáculo seminal presente o ausente. Sin canal de Laurer. Vitelaria profusamente desarrollada, extendiéndose desde cerca del extremo anterior hasta cerca del extremo posterior, a nivel de los testículos, ovario o poro genital. Útero situado en la zona postovárica o postesticular, ocasionalmente entre los testículos y el ovario. Huevos sin opérculo, de pared fina. Vesícula excretora en forma de V o Y. Parásitos del aparato circulatorio de peces marinos y de agua dulce. Hospedador intermediario moluscos.

2.2.3.1.1. Subfamilia SANGUINICOLINAE Yamaguti, 1958.

Creada por Yamaguti en 1958 para agrupar a los géneros: Sanguinicola Plehn, 1905, y Paradeontacylix McIntosh, 1934.

Lebedev & Parukhin (1972) consideran también esta subfamilia pero encuadran dentro de ella a los géneros Sanguinicola y Selachohemecus. Este último género es incluido por Yamaguti dentro de la subfamilia Cardinicolinae Yamaguti, 1958.

Diagnosis

Sanguinicolidae. Cuerpo lanceolado, más o menos delgado con los extremos redondeados. Pueden presentar, posteroventralmente, un grupo de ganchos con forma de espinas de rosa. Esófago largo. Intestino con forma de H o X con las ramas posteriores cortas o largas, pero sin llegar en ningún caso a alcanzar el extremo posterior. Testículos dispuestos en dos columnas regulares o sinuosas, en la zona media entre la bifurcación intestinal y el ovario. Bolsa del cirro presente o ausente. Poros genitales dorsales, en el tercio posterior del cuerpo. Poro femenino medial o anteromedial al poro masculino. Ovario medial, bi o multilobulado en el primer tercio o cuarto de la longitud del cuerpo o más cerca del extremo posterior. Vitelaria lateral al esófago, intestino y testículos. Útero en la zona postovárica.

Género Sanguinicola Plehn, 1905.

Erickson & Wallace (1959) realizaron un estudio sobre las especies conocidas de Sanguinicola aportando información sobre las características más importantes tales como longitud, espinación, relación entre la longitud total, y la distancia de los ciegos intestinales al extremo anterior del cuerpo, número de ciegos intestinales, número de testículos, relación entre la longitud total y la distancia del ovario al extremo posterior,

forma de los huevos.

Thulin (1980) realizó estudios con microscopía electrónica de barrido y de transmisión, para la determinación de las especies de Sanguinicolidae. De momento la determinación de las especies sigue realizándose en base a la observación microscópica óptica de los caracteres morfológicos de las diversas fases, sobre todo adultos, y del estudio de sus ciclos vitales.

Hoffman *et al.* (1985) describieron una nueva especie Sanguicola fontinalis del sistema circulatorio de Salvelinus fontinalis y Rhinichthys cataractae.

Diagnosis

Sanguinicolidae. Sanguinicolinae. Cuerpo lanceolado, con estriaciones o denticulaciones marginales finas, excepto en ambos extremos. Esófago largo, ocasionalmente dilatado fusiformemente. Intestino con forma de X, algunas veces dividido en cinco ramas. Testículos dispuestos en dos filas, en la zona media, entre el ovario y el intestino. Bolsa del cirro presente. Poro genital masculino dorsal, medial o submedial, cerca del poro uterino en el extremo posterior. Ovario compacto o dividido en dos alas simétricas en la mitad posterior del cuerpo. Vitelaria lateral al esófago, intestino y testículos, algunas veces lateral o posterior al ovario. Conducto vitelino unido al germiducto justo anteriormente al ovario. Útero pobremente desarrollado, conteniendo únicamente un huevo cada vez, abriéndose enfrente o anterior al poro masculino. Huevos con proyecciones laterales, conteniendo un miracidio. Parásitos del sistema vascular de peces de agua dulce.

Sinonimia

Son sinónimos: Janickia Rasin, 1929; Plehniella Szidat, 1951.

2.3. REVISION BIBLIOGRAFICA DE NEMATODOS.

El encuadre taxonómico de los nematodos encontrados en el presente trabajo, se ha realizado siguiendo las claves de la C.A.B. (1992) a partir del taxón orden, y a Maggenti (1970)¹, Willians & Jones (1994) en los taxones superiores. Los trabajos de Petter (1979a, 1979b) y Moravec & Scholz (1991) se han utilizado para los Camallanidae.

Phylum NEMATODA Cobb, 1919

Clase SECERNENTEA (= PHASMIIDIA) Dougherty, 1958

Orden SPIRURIDA Chitwood, 1933

Suborden CAMALLANINA Chitwood, 1937

Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920

Familia CAMALLANIDAE Railliet & Henry, 1915

Subfamilia CAMALLANINAE Yeh, 1960

Género Camallanus (Railliet & Henry, 1915) Yeh, 1960

Subfamilia PROCAMALLANINAE Yeh, 1960

Género Procamallanus Baylis, 1923

Subgénero Spirocamallanoides Moravec & Sey, 1988

Subgénero Spirocamallanus Olsen, 1952

Clase ADENOPHOREA (= APHASMIDIA) Chitwood, 1958

Orden ENOPLIDA Chitwood, 1933

Superfamilia TRICHINELLOIDEA Roman, 1965

Familia TRICHURIDAE (Ransom, 1911) Raillet, 1915

Subfamilia CAPILLARIINAE Raillet, 1915

Género Capillaria Zeder, 1800

¹ Maggenti (1970) en: The organization of Nematodes. Academic Press. 1976. 439 pp.

2.3.1. PHYLUM NEMATODA Cobb, 1919.

Los nematodos son un grupo extremadamente grande y diverso, que incluye 256 familias (Anderson, 1984). La mayoría son de vida libre y ocupan múltiples ambientes, que van desde los fondos marinos hasta los desiertos. Los representantes parásitos exhiben una gran variedad de hospedadores tanto del reino animal como vegetal.

Anderson (1984) sugiere que los nematodos que parasitan a los peces derivan de los nematodos terrestres parásitos de vertebrados, así cerca de tres cuartas partes de las 17 familias encontradas en peces, se citan también en estos últimos. Basa su hipótesis en la ausencia de alguna superfamilia única de peces, y en la existencia de sólo 5 familias exclusivas de peces.

Son numerosas las clasificaciones que se han propuesto para los nematodos, dada la amplia difusión y diversidad que presentan.

Probablemente el intento más completo de clasificación fue el de Chitwood (1933). Las principales categorías de la taxonomía de Chitwood, modificada por Chitwood & Wehr (1934), Chitwood (1958) y Chitwood & Chitwood (1974) son:

Phylum Nematoda

Clase Secernentea (Phasmodia)

Orden Rhabditida

Suborden Rhabditina

Suborden Tylenchina

Suborden Strongylina

Suborden Ascaridina

Orden Spirurida

Suborden Camallanina

Suborden Spirurina

Clase Adenophorea (Aphasmidia)

Orden Chromadorida

Suborden Monhysterina

Suborden Chromadorina

Orden Enoplida

Suborden Enoplina

Suborden Dorylaimina

Suborden Dioctophymatina

Skrjabin *et al.* (1940, 1954, 1971) establecen su sistemática basándose en la de Chitwood, anteriormente citada, a la que incorporan el orden Ascaridida.

Levine (1980) sigue el esquema de clasificación de los autores anteriores, con la novedad de que considera el orden Camallanorida independiente del Spirurida y dentro de este considera 5 superfamilias: Spiruricae, Acuariicae, Thelaziicae, Physaloptericae y Filariicae.

Maggenti (1976, 1981) realiza un amplísimo estudio, sobre los nematodos, tanto parásitos como de vida libre, encuadrando a los Nematoda como phylum.

Mehlhorn (1988) y Schmidh & Roberts (1989) utilizan en sus taxonomías el phylum Nematoda.

Otros clasificaciones como las de Yorke & Maplestone (1926), Hyman (1951) y Yamaguti (1961) consideran diferentes taxones. Hay que destacar, dentro de los diferentes enfoques taxonómicos, la utilización del phylum Nematelminthes. Paramonov (1962, 1964, 1970) siguiendo este criterio, establece la siguiente sistemática:

Phylum Nematelminthes

Clase Nematoda

Subclase Adenophorea

Orden Chromadorida

Orden Enoplida

Subclase Secernentea

Orden Rhabditida

Orden Tylenchida

Kaestner (1965) discute en sus trabajos si Nematoda es una clase del phylum Nematelminthes y reserva el nivel de subclase para Phasmodia y Aphasmodia, distinguiendo un total de 13 ordenes.

Anderson *et al.* (1974, 1992) también emplean el phylum Nematelminthes pero considerando otros ordenes, siendo su clasificación:

Phylum Nematelminthes

Clase Nematoda

Subclase Adenophorea

Orden Enoplida

Subclase Secernentea

Orden Rhabditida

Orden Strongylida

Orden Oxyurida

Orden Ascaridida

Orden Spirurida

Mehlhorn & Piekarski (1993) incorporan un nuevo subphylum, el Nematoda, dentro del phylum Nematelminthes y Adenophorea y Secernentea son encuadradas dentro del taxón, clase, coincidiendo así con los taxonomistas reseñados anteriormente, que consideran a Nematoda como phylum.

Williams & Jones (1994) en su obra sobre parasitología de peces, emplean el phylum Nematoda, de acuerdo entre otros, con Maggenti (1976, 1981), Fagerholm (1982), Inglis (1983), Mehlhorn (1988) y Schmidh & Roberts (1989)

Básicamente es admitido por todos los autores, la presencia de dos clases o subclases, según consideren a Nematoda como clase o phylum, la Secernentea que incluye a la mayoría de los nematodos, con canales excretores y fasmídios y la Adenophorea que carece de dichas características.

2.3.1.1. CLASE SECERNENTEA Dougherthy, 1958.

Los nematodos, como hemos mencionado anteriormente, se dividen en todas las clasificaciones, en dos grupos, Adenophorea y Secernentea, de acuerdo con la presencia o ausencia de:

Esticocitos, que dispuestos longitudinalmente forma el esticosoma.

Papilas caudales.

Trofosoma, órgano de reserva, aparentemente sincitial, originado por una transformación del esófago.

Fasmídios, glándulas sensoriales pares, situadas lateralmente en la región caudal.

Huevos con tapones polares.

Los principales estudios sobre los Adenophorea y Secernentea de peces, son los llevados a cabo por Fagerholm (1982), Moravec (1980, 1982), Moravec & Amin (1978), Moravec & Nagaswa (1989), Moravec & Scholz (1991).

Siguiendo a Willians & Jones (1994) en peces, se citan tres importantes ordenes, dentro de esta clase: Oxyurida, Ascaridida y Spirurida.

Diagnosis

Papilas caudales casi siempre numerosas. Sistema excretor con canales laterales y canal terminal alineado con la cutícula. Fasmidios presentes. Esófago de forma variable, nunca formado por esticocitos. Huevos sin tapones polares y muy raramente operculados en un polo. Estadio infestante para el hospedador final, la larva de tercer estado.

2.3.1.1.1. Orden SPIRURIDA Chitwood, 1933.

Siguiendo las claves de la Commonwealth Agricultural Bureaux (C.A.B.) Anderson *et al.* (1974, 1992), el orden Spirurida incluye los subordenes, Camallanina y Spirurina establecidos en base a la presencia o ausencia de ganchos cefálicos y a la naturaleza del esófago, con glándulas uni o multinucleadas, de la larva.

Yamaguti (1961) emplea el orden Spiruridea Diesing, 1861 sin considerar ningún suborden e incluye en él a las siguientes familias: Acuariidae Seurat, 1913; Ancyracanthidae, Raillet, 1916; Camallanidae Raillet & Henry, 1915; Cucullanidae

Cobbold, 1864; Gnathostomatinae Lane, 1923; Haplonematidae Sudarikov & Ryzhikov, 1952; Hedruridae Railliet, 1916; Physalopteridae Leiper, 1908; Rhabdochonidae Skrjabin, 1946; Rictulariidae Railliet, 1916; Salobrellidae Freitas, 1941; Seuratidae Railliet, 1916; Skrjabimuridae Gnedina, 1933; Spiruridae Oerley, 1885; Tropisuridae Yamaguti, 1961 (= Tetrameridae Travassos, 1914) y Thelaziidae Railliet, 1916.

Mehlhorn (1988) dentro del orden Spirurida considera 3 superfamilias Spiruroidea, Physalopteridae y Filaiioidea y un orden aparte, Camallanida con las superfamilias Dracunculoidea Camallanoidea.

Williams & Jones (1994) considera seis superfamilias, dentro de este orden, de importancia en peces: Habronematoidea, Camallanoidea, Physalopteroidea, Dracunculoidea, Thelazoidea y Gnathistomatoidea.

Diagnosis

Nematodos, secernentea, con el extremo anterior simétrico bilateralmente. Sin papilas labiales laterales externas. Generalmente con numerosas papilas caudales, casi siempre, en posición ventral o ventro-lateral. Carecen frecuentemente de ventosa preanal. Esófago dividido en una porción anterior muscular, más reducida, que la porción posterior glandular, esta división en ocasiones es inapreciable. Sistema excretor con canales laterales y un canal terminal alineado con la cutícula. Presencia de fasmidios. Huevos sin tapones polares, raramente operculados. El estadio infestante para el hospedador final es el inicio de la larva de tercer estadio. Parásitos generalmente, del aparato digestivo anterior (esófago, estómago, y raramente del duodeno) de vertebrados. Los estadios larvarios preinfestantes para el hospedador final se desarrollan totalmente en el interior del hospedador intermediario.

La mayoría de las hembras de Spirurida producen huevos con una larva de primer estadio completamente desarrollada (larva considerablemente especializada en los Filarioidea) que sólo evoluciona al tercer e infestante estadio en los tejidos del hospedador intermediario, artrópodo (Linstow, 1909). Los miembros de Gnathistomatoidea son una excepción y los huevos depositados sin embrionar se desarrollan hasta segundo estadio larvario y eclosionan en el agua. En la transmisión acuática y terrestre los crustáceos y las larvas de insectos actúan como hospedadores intermediarios.

2.3.1.1.1. Suborden CAMALLANINA Chitwood, 1937.

El suborden Camallanata fue establecido por Chitwood en 1933, pero este mismo autor en 1937 propuso nuevos nombres para algunos subórdenes de nematodos, incluidos los Camallanata, que pasaron a denominarse Camallanina. Skrjabin & Schulz (1940) reinstauran el nombre original Camallanata, el cual ha sido también utilizado por algunos taxonomistas posteriores entre los que cabe citar a Ivashkin *et al.* (1977).

Chitwood incluye en el suborden dos superfamilias: Camallanoidea Travassos, 1920 y Dracunculoidea Cameron, 1934. Estas dos superfamilias se establecieron atendiendo al desarrollo de la cavidad bucal, características y localización de la papilas labiales y son consideradas también por autores posteriores entre los que cabe citar a Anderson *et al.* (1974, 1992).

Ivashkin (1977) incluye a la superfamilia Anguillicoloidea para agrupar a los Camallanina con boca bien desarrollada o reducida pero cuyos machos carecen de espículas.

Schmidt & Roberts (1989) consideran el orden Camallanata al que consideran

una transición entre los Spirurata, principalmente parásitos del tracto digestivo y los Filariata, parásitos de tejidos. Incluye a las familias Anguillicolidae, Camallanidae, Dracunculidae, Oceanicucullanidae, Philometridae, Phlyctainophoridae, Skrjabillanidae y Tetanonematidae. Camallanidae y Philometridae son parásitos comunes de peces y Dracunculidae tiene un interés médico elevado.

Diagnosis

La diagnosis original se estableció como sigue: Spirúridos. Carentes de pseudolabio, así como generalmente de labios. Pueden presentar 6 labios rudimentarios. Boca o estoma formado por dos valvas laterales. Glándulas esofágicas mononucleares, la glándula dorsal se abre anteriormente al tercer grupo de núcleos radiales (Chitwood, 1937).

Ivashkin (1977) los define como Spirurida. Glándulas esofágicas mononucleares. Labios ausentes o rudimentarios. Pseudolabios ausentes. Boca bien desarrollada o rudimentaria. Esófago dividido en dos partes, una muscular anterior y otra posterior glandular. Vivíparos. Crustáceos como hospedadores intermediarios. Larvas con fasmidios en forma de largas bolsas. Parásitos de vertebrados, principalmente de peces.

Anderson *et al.* (1974, 1992) los define como nematodos que presentan larvas sin ganchos cefálicos, cola generalmente larga y afilada con fasmidios conspicuos, conteniendo anchas cavidades y poros prominentes. Glándulas esofágicas uninucleadas excepto en Philonema. Incluye parásitos intestinales, de vertebrados poiquiloterms, y de otros órganos, en toda clase de vertebrados. Los hospedadores intermediarios son copépodos.

2.3.1.1.1.1. Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920.

La superfamilia Camallonoidea fue establecida por Travassos, 1920, e incluía a las familias Camallanidae Raillet & Henry, 1915; Cucullanidae Cobbold, 1864 y Dacnitooididae Travassos, 1920.

Baylis & Daudney (1922) y Yorke & Maplestone (1926) agrupan a las familias Cucullanidae y Camallanidae dentro de la superfamilia Spiruroidea.

Baylis & Daubney (1926) en su taxonomía, no mencionan la presencia de superfamilias. El orden Filarioidea se establece para incluir a las familias Filariidae, Philometridae (=Dracunculidae), Spiruridae, Camallanidae, Cucullanidae y Gnathostomatidae.

Tornquist (1931) publicó una monografía sobre las familias Camallanidae y Cucullanidae de importancia elevada, en la que realizó, un detallado análisis de la historia y sistemática de ambas familias, así como de su morfología e histología. Estos trabajos constituyeron la culminación de la tendencia cada vez más acusada, de disociar Camallanidae y Cucullanidae. Como caracteres distintivos de ambas familias considera:

La relación entre los tamaños de los ejemplares de ambos sexos.

La morfología de las papilas cervicales.

El número de células de los conductos excretores

La forma del esófago posterior, la disposición y estructura de las glándulas esofágicas.

La longitud de las espículas.

El tipo de reproducción (Camallanidae = vivíparos; Cucullanidae = ovíparos).

La presencia o ausencia de bolsa caudal.

Tornquist concluye sus trabajos, sugiriendo que la familia Cucullanidae debería

incluirse, en la superfamilia Spiruroidea Railliet & Henry, 1915. Esta propuesta no fue aceptada.

Chitwood & Wehr (1934) no mencionaron en sus trabajos a la superfamilia Camallanoidea y consideran que Camallanidae y Cucullanidae pueden estar relacionados con Thelaziidae. En la clasificación de Chitwood se reinstaura la superfamilia Camallanoidea y se sitúa cerca de la Dracunculoidea.

Skrjabin *et al.* (1954, 1968) incluyen a la familia Cucullanidae dentro de la superfamilia Camallanoidea y es considerada junto con la superfamilia Dracunculoidea, integrantes del suborden Camallanata. Estos autores realizaron la siguiente clasificación:

Suborden CAMALLANATA Chitwood, 1936

Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920

Familia CAMALLANIDAE Railliet & Henry, 1915

Familia CUCULLANIDAE Cobbold, 1864

Superfamilia DRACUNCULOIDEA Cameron, 1934

Familia DRACUNCULIDAE Stiles, 1907

Familia TETRANONEMATIDAE Skrjabin & Schikhobalova, 1948

Familia ANGUILLICOLIDAE Yamaguti, 1935

Yamaguti (1961) en su sistemática establece que las familias Camallanidae y Cucullanidae, pertenecen al orden Spirurida. La mayoría de las especies de la superfamilia Dracunculoidea, pasan a formar parte, del orden Philometridea Yamaguti, 1961. Con la familia Tetranonematidae con un único género y especie establece un nuevo orden Tetranonematidea Yamaguti, 1961.

Ivashkin (1962) elimina a la familia Cucullanidae de la superfamilia

Camallanoidea, estableciendo una nueva superfamilia Cucullanoidea Ivashkin, 1962, incluida en el suborden Camallanata.

Inglis (1967) coloca a la familia Cucullanidae en la superfamilia Seuratoidea Chabaud *et al.*, 1959, suborden Ascaridata Skrjabin, 1915.

Skrjabin *et al.* (1968) establece el suborden Cucullanata Skrjabin & Ivaschkin, 1968, integrado por la superfamilia Cucullanoidea Ivaschkin, 1962 y Gnathostomatoidea Skrjabin & Ivaschkin, 1968.

Le-Van-Hoa *et al.* (1968) sin considerar los trabajos anteriormente citados, establece la superfamilia Cucullanoidea, en vez de la Seuratoidea.

Ivashkin *et al.* (1977) establece la siguiente clasificación:

Suborden CAMALLANATA Chitwood, 1936

Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920

Familia CAMALLANIDAE Raillet & Henry, 1915

Superfamilia DRACUNCULOIDEA Cameron, 1934

Familia DRACUNCULIDAE Stiles, 1907

Familia PHILOMETRIDAE Baylis, 1926

Superfamilia ANGUILLICOLOIDEA Sobolov & Ivashckin, 1977

Familia ANGUILLICOLIDAE Yamaguti, 1935

Familia PHILOMETRIDAE Baylis, 1926

Familia PHLYCTAINOPHORIDAE Roman, 1960

Familia SKRJABILLANIDAE Schigin, 1958

Familia TETRANONEMAQTIDAE Skrjabin, 1948

Anderson (1992) (C.A.B) establece la siguiente taxonomía que será la que nosotros consideremos:

ORDEN SPIRURIDA Chitwood, 1933

Suborden CAMALLANINA Chitwood, 1937

Superfamilia CAMALLANOIDEA Travassos, 1920

Familia CAMALLANIDAE Raillet & Henry, 1915

Superfamilia DRACUNCULOIDEA Cameron, 1934

Familia DRACUNCULIDAE Stiles, 1907

Familia PHILOMETRIDAE Baylis, 1926

Familia ANGUILLICOLIDAE Yamaguti, 1935

Familia MICROPLEURIDAE Linstow, 1906

ORDEN ASCARIDIDA Raillet & Henry, 1915

Superfamilia SEURATOIDEA Chabaud, 1959

Familia SEURATIDAE (Hall, 1916) Raillet, 1906

Familia QUIMPERIIDAE (Gendre, 1928) Baylis, 1930

Familia CUCULLANIDAE Cobbold, 1864

Diagnosis

Camallanina, con 8 papilas cefálicas. Boca hexagonal, bien desarrollada de paredes finas, algunas veces engrosada, formando valvas quitinosas. Labios ausentes o rudimentarios. Sin pseudolabios. Papilas labiales internas finas. Parte anterior del esófago muscular, parte posterior glandular. Macho con espículas. Gubernáculo presente o ausente. Vulva situada en la mitad del cuerpo. Vivíparos. Parásitos del tracto digestivo de peces, anfibios y reptiles (Baker, 1987). Crustáceos como hospedadores intermediarios (Fusco, 1980).

Moravec *et al.*, (1993) realizaron una revisión sistemática de las superfamilias Camallanoidea y Dracunculoidea, de peces del río Paraná (Brasil), que incluye la descripción de nuevas especies (Guyanema raphiodoni Moravec, Kohn & Fernandes, 1993).

2.3.1.1.1.1.1. Familia CAMALLANIDAE Raillet & Henry, 1915.

La familia Camallanidae se estableció en 1915 por Raillet & Henry para un único género Camallanus.

Baylis & Daubney (1922) describen una nueva especie C. prashadi, que difería de las anteriormente descritas, por presentar, en la superficie lateral de las paredes de la cápsula bucal, engrosamientos marrón-rojizos. Estos hallazgos se consideraron de suficiente importancia, como para establecer con ellos un nuevo género Camallanides Baylis & Daubney, 1922.

Yorke & Maplestone (1926) observaron, que la cápsula bucal de C. cyathopharynx Baylis, 1923 estaba dividida en una porción anterior y otra posterior de casi igual tamaño. Esta característica, no se presentaba en las restantes especies del género, estableciendo otro nuevo género Paracamallanus Yorke & Maplestone, 1926. La familia Camallanidae estaba pues integrada por los siguientes géneros: Camallanus, Camallanides, Procamallanus y Paracamallanus.

Olsen en 1952 realizó un estudio de la cápsula bucal de las especies de Procamallanus, los resultados de estos estudios llevaron a la creación de dos géneros claramente diferenciados Procamallanus, con la superficie interna de la cápsula bucal lisa, y Spirocamallanus con un engrosamiento espiralizado en su cápsula bucal.

Ali (1956) establece un nuevo género Neocamallanus con ausencia de varillas o tridentes en la cápsula bucal.

Yeh (1960) atendiendo a las características de la cápsula bucal, espículas y hospedador establece dos subfamilias: Camallaninae, cuya cápsula bucal está formada por dos valvas laterales, y que incluye a los géneros: Camallanus, Camallanides, Paracamallanus, Serpinema, Zeylanema, Neocamallanus y Piscilania. Y la subfamilia Procamallaninae, cuya cápsula bucal es completa, sin valvas, y carece de tridentes, incluyéndose los géneros Procamallanus y Spirocamallanus.

Chabaud (1975) reconoce las subfamilias anteriormente citadas e incluye dentro de la subfamilia Camallanidae cinco géneros: Paracamallanus, Camallanus, Oncophora, Serpinema y Camallanides. Los géneros Zeylanema Yeh, 1960, y Neocamallanus Ali, 1956, no son reconocidos.

Petter (1979a, 1979b) siguiendo básicamente la clasificación de la C.A.B, reconoce la presencia de las dos subfamilias anteriormente citadas y los mismos géneros considerados por Chabaud.

Este mismo autor, establece que dentro de la familia Camallanidae, la única característica válida a nivel genérico es la morfología y estructura de la cápsula bucal debido a su importancia filogenética. La subfamilia Procamallaninae comprende para este autor tres géneros: Procamallanus Baylis, 1923; Spirocamallanus Olsen, 1952, y Malayocamallanus Jothy & Fernando, 1970.

Numerosos autores, entre ellos Moravec & Sey (1988) consideran a Spirocamallanus como un subgénero de Procamallanus ya que para ellos la ornamentación de la cápsula bucal no es un aspecto lo suficientemente uniforme como para justificar la creación de un género.

Diagnosis

Camallanoidea. Boca hexagonal o con una hendidura estrecha , fuertemente esclerotizada y formada por dos valvas o continua. Labios ausentes o rudimentarios. Sin pseudolabios. Pueden presentar un anillo exterior de papilas cefálicas, formado por 4 papilas grandes y 4 rudimentarias y un anillo interno, con 6 papilas muy pequeñas. Esófago con una porción muscular anterior y otra glandular posterior. Los machos pueden presentar alas caudales y papilas pedunculadas. Generalmente dos espículas de diferente tamaño. Gubernáculo ausente o presente. Hembras con el útero con ramas opuestas. Vulva situada en el medio del cuerpo. Vivíparos. Parásitos del intestino de peces, anfibios y reptiles. Crustáceos y moluscos como hospedadores intermediarios y paraténicos (Bartlett & Anderson, 1985).

Sinonimia

Sinónimo de Cucullanidae Cobbold, 1884.

Subfamilia CAMALLANINAE Yeh, 1960.

Como hemos mencionado anteriormente, Yeh (1960), atendiendo a las características de la cápsula bucal, espículas y hospedador, establece dos subfamilias en la familia Camallanidae: Camallaninae, cuya cápsula bucal está formada por dos valvas laterales, y que incluía a los géneros: Camallanus, Camallanides, Paracamallanus, Serpinema, Zeylanema, Neocamallanus y Piscilania. Y la subfamilia Procamallaninae, cuya cápsula bucal es completa, sin valvas, y carece de tridentes, incluyéndose los géneros Procamallanus y Spirocamallanus.

Chabaud (1975) reconoce las subfamilias anteriormente citadas, pero introduce una serie de modificaciones dentro de los géneros considerados. Para este autor, la

subfamilia Camallanidae incluiría cinco géneros: Paracamallanus, Camallanus, Oncophora, Serpinema y Camallanides. Los géneros Zeylanema Yeh, 1960 y Neocamallanus Ali, 1956, no fueron reconocidos.

Petter (1979a) siguiendo básicamente la clasificación de la C.A.B, reconoce la presencia de las dos subfamilias anteriormente citadas y los mismos géneros considerados por Chabaud. Este mismo autor, establece que dentro de la familia Camallanidae la única característica válida a nivel genérico, es la morfología y estructura de la cápsula bucal debido a su importancia filogenética.

Diagnosis

Camallanidae. Cápsula bucal con valvas laterales, boca con forma de hendidura estrecha. Tridentes presentes o ausentes.

Género Camallanus (Railliet & Henry, 1915) Yeh, 1960.

Müeller (1779) situó a la especie tipo de Camallanus , C. lacustris Zoega, 1776, dentro del género Cucullanus Müeller, 1777, junto a otras especies, que actualmente se consideran pertenecientes a Camallanus , y a verdaderas especies de Cucullanus.

Dujardin (1845) estableció que el género Cucullanus era muy heterogéneo, e incluyó en él, a numerosas especies con coloración rojiza en vida, cápsula bucal con valvas laterales, alas caudales en los machos y vulva situada en la mitad anterior del cuerpo. Está inclusión fue errónea, de acuerdo con las características prioritarias del género Cucullanus.

Railliet & Henry (1915) establecieron el género Camallanus para agrupar a las especies, erróneamente, situadas por Dujardin en Cucullanus.

El género Camallanus originalmente contenía 9 especies. Este número fue rápidamente incrementándose. Tornquist (1931) aborda de nuevo la heterogeneidad del género, estableciendo que las especies podían dividirse en dos grupos, atendiendo al hospedador que parasitaban. El conocimiento posterior de los ciclos vitales de algunas especies, tampoco contribuyeron a clarificar la heterogeneidad del grupo.

Yeh (1960) llevó a cabo un amplio estudio sobre la estructura de las cápsulas bucales de los Camallaninae y considera al género Neocamallanus Ali, 1956, como sinónimo de Camallanus. Allí consideraba a Neocamallanus muy relacionado con el anterior género del cual distinguía, únicamente, por la ausencia de tridentes o varillas.

Tal y como hemos citado anteriormente, Petter (1978, 1979a) reconoce al género Camallanus, y a los géneros Paracamallanus, Oncophora, Serpinema y Camallanides dentro de la subfamilia Camallaninae y analiza las características esenciales a luz de su valor evolutivo.

Diagnosis

Camallaninae. Cápsula bucal con engrosamientos paralelos internos. Tridente presente o ausente. Sin una cavidad esclerotizada entre el final de las valvas y el inicio del esófago. Espículas casi del mismo tamaño. Parásitos de peces y anfibios.

Sinonimia

Cucullanus Müller, 1977; Neocamallanus Ali, 1956; Zeylanema Yeh, 1960. Los tres géneros parcialmente.

Subfamilia PROCAMALLANINAE Yeh, 1960.

Yeh (1960), como se ha indicado anteriormente, al referirse a la familia Camallanidae, establece dos subfamilias según el tipo de cápsula bucal que presenten, la Camallaninae, cuya cápsula bucal está formada por dos valvas laterales. Y la subfamilia Procamallaninae, cuya cápsula bucal es completa, sin valvas, y carece de tridentes. Dentro de esta última incluye a los géneros Procamallanus y Spirocamallanus.

Chakravarty & Majumdar (1960) publicaron un estudio sobre la taxonomía de los nematodos de la familia Camallanidae, dividiéndola en dos subfamilias: Camallaninae y Neocamallaninae, esta última sinónima de Procamallaninae y que incluía a los géneros Procamallanus e Indocamallanus.

Siguiendo los criterios de Ivachkin *et al.* (1977) y Chabaud (1975) los géneros Indocamallanus Chakravarty *et al.*, 1963, (= Neocamallanus Chakravarty *et al.*, 1961) y Thelazo Pearse, 1933, creados básicamente, atendiendo a las características del aparato copulador del macho y a la presencia o ausencia de alas caudales, no son reconocidos.

Ivashkin *et al.* (1977) consideran también, dos géneros dentro de esta subfamilia, Spirocamallanus Olsen, 1952, y Procamallanus Baylis, 1923.

Petter (1979b) teniendo en cuenta, las investigaciones de Campana-Rouget (1961) que demostraban que el único carácter que marca la evolución filogenética del grupo y por tanto el que tiene importancia taxonómica a nivel de género, es la cápsula bucal, considera que existen tres géneros dentro de la subfamilia: Procamallanus Baylis, 1923 (= Neocamallanus (Ali, 1957) Chakravarty, Majumdar & Sain, 1961 ; = Indocamallanus ChaKravarty, Majumdar & Sain, 1963)); Spirocamallanus Olsen, 1952

y Malayocamallanus Jothy & Fernando, 1970. Y propone la creación de un nuevo género Onhocamallanus Petter, 1979.

Las características diferenciales de estos géneros señaladas por el citado autor son:

Cápsula bucal internamente lisaProcamallanus.

Cápsula bucal con crestas transversales interrumpidas y tres proyecciones quitiniformes en el fondo de la cápsulaOnhocamallanus.

Cápsula bucal con crestas espirales.....Spirocamallanus.

Cápsula bucal con crestas longitudinales. Parásitos de Symbranchiformes de aguas dulces de Malasia.....Malayocamallanus.

Numerosos autores, entre los que cabe citar a Moravec & Sey (1988), consideran que la ornamentación interior de la cápsula bucal no representa un carácter taxonómico lo suficientemente estable como para justificar la creación de distintos géneros y establecen únicamente subgéneros dentro de Procamallanus.

Diagnosis

Camallanidae. Cápsula bucal completa con o sin engrosamientos internos. Tridentes ausentes.

Sinonimia

Neocamallaninae Chakravarty & Majumdar, 1960.

Género Procamallanus Baylis, 1923.

Skrjabin *et al.* (1971) recogen la clasificación adoptada por Chabaud (1975) e Ivachkin *et al.* (1977), y consideran como característica básica del género Procamallanus el presentar una cápsula bucal continua, con la superficie interior lisa.

Petter (1979b) teniendo en cuenta, la evolución filogenética del grupo, reflejada en la cápsula bucal, establece como hemos citado anteriormente, el género Procamallanus con la superficie interior de la cápsula bucal lisa.

Moravec & Sey (1988) y Moravec & Scholz (1991) entre otros autores no consideran que las características de la superficie interna de la cápsula bucal, tengan el suficiente peso, como para establecer distintos géneros y dentro de Procamallanus establecen cuatro subgéneros:

Cápsula bucal con la superficie interna lisa sin ningún tipo de ornamentación.....Procamallanus Baylis, 1923.

Cápsula bucal con la superficie interna ornamentada con puntosPunctocamallanus Moravec, 1991.

Cápsula bucal con engrasamientos internos espirales, presentes tanto en el macho como en la hembra.....Spirocamallanus Olsen, 1952.

Cápsula bucal con engrosamientos internos espirales solo en la hembra y cápsula bucal lisa en los machos.....Spirocamallanoides
Moravec & Sey, 1988.

A la vista de estos estudios, el examen de numerosas especies de Procamallanus debería de realizarse.

En el presente estudio seguiremos los trabajos de estos últimos autores al adecuarse a las características de los ejemplares obtenidos.

Diagnosis

Procamallaninae. Cápsula bucal redonda en sección transversal, generalmente más larga que ancha, ensanchada en la zona media. Superficie interna de la cápsula de aspecto variable con o sin engrosamientos espirales, según los subgéneros. Boca normalmente hexagonal con 6 procesos rudimentarios en el margen. Extremo cefálico con 4 grandes papilas submediales y anfidios situados ligeramente más próximos a la boca que las papilas. Esófago dividido en una porción anterior muscular y otra posterior glandular.

Sinonimia

Cucullanus Müeller, 1777 (en parte); Camallanus Raillet & Henry, 1915 (en parte); Thelazo Pearse, 1933; Neocamallanus (Ali, 1957) Chakravarty, Majumdar & Sain, 1961 ; Indocamallanus ChaKravarty, Majumdar & Sain, 1963).

2.3.1.2. CLASE ADENOPHOREA Chitwood, 1958.

Diagnosis

Papilas caudales ausentes o poco numerosas. Sistema excretor sin canales laterales y conducto terminal sin alinear con la cutícula. Sin fasmidios. Esticosoma y/o trofosoma. Huevos generalmente sin embrionar, con tapones polares. Larva de primer estadio frecuentemente con estilete y generalmente infestante para el hospedador final.

2.3.1.2.1. Orden ENOPLIDA Chitwood, 1933.

Siguiendo la clasificación de Anderson, C.A.B. (1992) el orden Enoplida incluye tres superfamilias: Dioctophymatoidea, Trichinelloidea y Muspiceoidea.

Andrassy (1976) dentro del orden consideró tres subordenes Enoplina, Oncholaimina y Tripylina.

Se han propuesto esquemas taxonómicos que difieren del citado anteriormente, muestra de ellos son, la consideración por Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.* (1964) del orden Trichocephalida Skrjabin & Shullts, 1928, que agrupa dentro del suborden Trichocephalata a la familia Capillariidae, de interés en nuestros trabajos. Y Schmidt & Roberts (1989) que consideran en su taxonomía el orden Trichurata, dentro del cual se encuadra a la familia anteriormente citada.

Williams & Jones (1994) siguiendo a Anderson (1992), incluyen también la superfamilia Trichinelloidea dentro del orden Enoplida, considerando las familias Trichuridae y Cystoosidae, parásitas de peces.

Diagnosis

Nematodos con sedas cefálicas. Papila labial anterior con sedas. Glándulas caudales y glándulas esofágicas abiertas, dentro de la cavidad bucal.

2.3.1.2.1.1. Superfamilia TRICHINELLOIDEA Roman, 1965.

La estructura del esófago permite distinguir, a esta superfamilia, de otros nematodos. El esófago consta, de una parte anterior, corta, muscular y de una larga porción posterior, glandular, denominada esticosoma. Esta última esta formada por un estrecho tubo compuesto de miofilamentos alrededor del cual existe una cutícula secretora de células epiteliales. Junto al tubo hay de una o tres filas de grandes células glandulares desnudas (esticocitos) cada una de las cuales se comunica a través de un único poro con la cutícula que delimita la luz del esófago (Wu, 1955; Wright *et al.*, 1985).

El extremo anterior de esta superfamilia contiene casi exclusivamente al esticosoma y es generalmente, mucho más estrecho que la porción posterior, que contiene los órganos reproductores. La condición extrema, la representa Trichuris.

Afectan a un amplio rango de hospedadores, y muy pocas especies, se localizan en el bazo o hígado (Calodium hepaticum sinónimo Capillaria hepatica) la gran mayoría se asocia con los epitelios, como Wright (1989) apuntan en su excelente revisión.

Los huevos, generalmente, poseen una gruesa cubierta con estructuras polares en forma de tapón, que les dan forma de limón o barril. Son usualmente ovopositados sin embrionar (Capillaria y Trichuris) pero en otros géneros embriona en el útero (Trichinella)._____

El hospedador final resulta infestado, por el primer estadio larvario, aunque en

algunos casos, se precisa de un hospedador intermediario (ej. Oligoquetos).

Antes de su creación por Roman en 1965, las especies incluidas en ella, se agruparon en diferentes taxones, prueba de ello, Yorke & Maplestone (1926) consideraron a la superfamilia Trichuroidea Raillet, 1916, con tres familias: Trichuridae Raillet, 1915; Trisomoididae Yorke & Maplestone, 1926, y Trichinellidae Ward, 1907.

La diagnosis de la superfamilia era: Eunematoda, con el extremo anterior filiforme. Esófago en forma de tubo delicado que se extiende por el centro de una cadena de finas células. Macho con una delicada espícula o carece de ella.

Algunos autores, como Vicente *et al.* (1985) siguen considerando a la superfamilia Trichuroidea en sus trabajos.

Yamaguti (1961) en su obra, no considera ninguna superfamilia y crea el orden Trichuridea Yamaguti, 1961 (= Trichinelloidea Hall, 1916) para agrupar entre otras a la familia Trichuridae Raillet, 1915, donde incluye la subfamilia Capillarinae y Trichurinae.

Anderson & Bain (1982), considerando ya a la superfamilia Trichinelloidea, la dividen, en tres familias, atendiendo a la localización de la vulva, viviparidad u ovoviparidad, forma del intestino y presencia o ausencia de ano. Las familias consideradas son: Trichuridae (Ransom, 1911) Raillet, 1915; Trichinellidae Ward, 1907, y Cystoosidae Skrjabin, 1923.

Este mismo esquema es el considerado por C.A.B. (1992) y será el seguido por nosotros.

Diagnosis

Nematodos. Enoplida. Con el intestino de forma normal, tubular, o modificado en forma de saco o trofosoma. Ano presente o ausente. Vulva de posición variable, cerca del anillo nervioso, al final del esófago o cerca de la región media de este. Uno, dos o tres esticosomas. Huevos con o sin una envoltura membranosa, y filamento polar. Hembras ovíparas o vivíparas.

2.3.1.2.1.1.1. Familia TRICHURIDAE (Ransom, 1911) Raillet, 1915.

Desde el punto de vista taxonómico, estos nematodos representan un grupo de helmintos frecuentemente problemático, debido principalmente al inadecuado conocimiento morfológico de las especies, cuyo estudio resulta muchas veces pobre, ya que muchas de ellas, se han descrito únicamente, basándose, en las características de la hembra e incluso de los huevos. Incluye las formas evolutivamente más primitivas.

La situación es complicada por las sustanciales diferencias de opinión entre diversos autores y el distinto valor taxonómico asignado a varias características de estos nematodos. Así, entre otros, Moravec (1980) y Skrjabin *et al.* (1957) no tienen en cuenta, a la familia Trichuridae y consideran la familia Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936.

Yorke & Maplestone (1926) consideraron a la familia Trichuridae Raillet, 1915, en la que establecieron dos subfamilias :

Trichurinae Ransom, 1911, con los géneros: Trichuris Roederer, 1761; Sclerotrichum Rud, 1819; Oncophora Diesing, 1851.

Capillariinae Raillet, 1915, con los géneros: Capillaria Zeder, 1800; Hepaticola

Hall, 1916; Eucoleus Dujardin, 1845.

Vicente *et al.* (1985) en sus trabajos, no considera ninguna subfamilia y establece los géneros integrantes de la familia Trichuridae, en base principalmente, a las características morfológicas de la vaina espicular y espícula. Así, considera a los géneros Capillaria Zeder, 1800; Freitascapillaria Moravec, 1982; Pseudocapillaria Freitas, 1959; Paracapillaria Mendonça, 1963, y Capillostrongyloides Lent & Freitas, 1935.

Anderson (1992) considera dentro de la familia Trichuridae tres subfamilias: Trichurinae Ranson, 1911, con un único género Trichuris Roederer, 1761.

Trichosomoidinae Hall, 1916, con los géneros Anatrichosoma Smith & Chitwood, 1954; Trichosomoides Raillet, 1895.

Capillariinae Raillet, 1915, con los géneros Aonchotheca Baruscapillaria; Calodium; Capillaria; Eucoleus; Pearsonema; Schulmanela.

Diagnosis

Trichinelloidea. Esticocitos de forma similar, alineados a lo largo de toda la longitud del esófago, o alargados en la zona anterior y cortos en la posterior, dispuestos irregularmente en esta última zona. Uno o tres esticosomas. Cuerpo normalmente filiforme, pero ocasionalmente expandido postesofágicamente. Intestino de forma tubular. Ano presente. Vulva cerca del extremo posterior del esófago. Ovíparos. Extremo posterior del macho curvado, ventral o dorsalmente, o sin curvar. Espícula, generalmente, bien desarrollada. Cirro, usualmente presente, con una cuticularización variable, con o sin espinas o tubérculos. Cloaca con una fina pared muscular, anterior

y posterior, al punto de salida de la espícula o con una gruesa pared anterior al punto de salida de la espícula y delgada posteriormente. Huevos embrionados o sin embrionar, sin envoltura membranosa o filamento polar. Parásitos de la piel y vísceras de vertebrados.

Sinonimia

Trichocephalidae Baird, 1853; Trichosomidae Leiper, 1912.

Subfamilia CAPILLARIINAE Raillet, 1915.

La clasificación de esta subfamilia, es una de las más difíciles e insatisfactorias dentro de los nematodos. Hay aproximadamente 300 especies descritas de Capillaria y parasitan un amplio rango de hospedadores desde peces, mamíferos y aves. Han sido numerosos los intentos de establecer los géneros integrantes, pero ninguno de ellos, ha tenido una acogida unánime o ha tenido un completo sentido biológico.

Skrjabin *et al.* (1957) en una de las más intensas descripciones de Capillarinae reconoce 5 géneros: Capillaria, Hepaticola, Thominx, Skrjabinocapillaria y Eucoleus.

Anderson & Bain (1982) discuten los caracteres elegidos para diferenciar los distintos géneros, presencia o ausencia de espículas, cirro con o sin espinas o tubérculos y establecen como sinónimos de Capillaria cuatro de los géneros descritos por Skrjabin *et al.* (1957), junto con 16 géneros más propuestos hasta 1978.

Moravec (1982) reconoce el estado de confusión de la subfamilia y propone provisionalmente 16 géneros y 5 subgéneros, con los cuales el propone la creación de una clave. Desafortunadamente no todas las especies conocidas en Capillarinae pueden asignarse a los géneros considerados por Moravec.

Anderson (1992) basándose fundamentalmente, en la sistemática de Moravec, anteriormente mencionada, y en la de Skrjabin *et al.* (1957) para aquellas especies no mencionadas por Moravec, incluye los siguientes géneros, dentro de la subfamilia Capillariinae: Aonchotheca, Baruscapillaria, Calodium, Capillaria, Eucoleus, Pearsonema, Schulmanella.

Diagnosis

Trichinelloidea. Trichuridae. Cuerpo filiforme, aunque excepcionalmente, puede presentar, un engrosamiento posterior. Región esofágica, generalmente, menor que la postesofágica. 20-60 esticocitos en una o tres filas. Extremo caudal del macho recto o curvado ventralmente. Suelen presentar un cirro, a menudo variablemente cuticularizado. Cloaca con una pared muscular delgada, anterior y posteriormente, al punto de salida de la espícula. Huevos generalmente sin embrionar. Parásitos de la piel, vísceras, bazo, sistema respiratorio y excretor de vertebrados .

Género Capillaria Zeder, 1800.

El género Capillaria fue creado en 1800 por Zeder, para agrupar a pequeños nematodos filiformes que parasitaban a vertebrados. Comprende un gran número de especies. Yamaguti (1961) lista 37 especies parásitas de peces, 13 de anfibios, 104 de aves y 88 de mamíferos. Debido al gran tamaño de este género se han realizado varios

intentos de dividirlo en pequeñas unidades. Por ejemplo, Hall en 1916, crea el género Hepaticola para separar a especies de Capillaria a las que les faltaba la espícula, pero Freitas & Lent (1936) observaron que la especie tipo poseía espícula, pasando a ser sinónimo de nuevo de Capillaria.

Butterworth (1976, 1980) y Butterworth & Beverly-Burton (1977) discuten el valor de los criterios empleados en la identificación de distintas especies de Capillaria de mamíferos y concluyen que el extremo caudal del macho es el más certero. Caracteres tales, como la longitud total y la del esticosoma, tienen validez únicamente, para algunas especies. Esto es aplicable también, a las Capillaria spp. de peces de agua dulce.

Moravec (1980) de las 11 especies de Capillaria descritas en peces de agua dulce, en Europa y tras su estudio detallado, llega a la conclusión de que solo 4 de ellas, son válidas: C. brevispicula Linstow, 1873; C. salvelini Polyansky, 1952; C. petrusckewskii Shulman, 1948; C. tuberculata Linstow, 1914. Las restantes especies son consideradas, por este autor, como sinónimas.

Bell & Beverley-Burton (1981) redesciben correctamente y aportan una clave taxonómica, para las Capillaria spp. de peces de agua dulce de Norte América.

Vicente *et al.* (1985), como hemos citado anteriormente, en base principalmente, a las características morfológicas de la vaina espicular y espícula, considera a los géneros:

Capillaria, con la vaina espicular espinosa.

Freitascapillaria, con la vaina espicular no espinosa y sin espícula.

Pseudocapillaria, con la vaina espicular no espinosa, con espícula, y bolsa membranosa ausente o reducida.

Paracapillaria, con la vaina espicular no espinosa, con espícula y bolsa membranosa bien desarrollada y sustentada por dos radios, a lo largo del margen de la bolsa.

Capillostrongyloides, con la vaina espicular no espinosa, con espícula y bolsa membranosa bien desarrollada y sustentada por dos lóbulos redondeados.

Moravec *et al.* (1993) vuelven a considerar el género Pseudocapillaria tal como hemos citado anteriormente para referirse a una Capillaria de peces Channa gachua con la vaina espicular sin espinas, reducida generalmente, no excediendo posteriormente a los lóbulos caudales y con espícula.

Diagnosis

Trichinelloidea. Trichuridae. Capillariinae. Cuerpo filiforme y boca simple. Cutícula con bandas bacilares ventrales, dorsales y laterales. Esófago largo, incrementando su anchura posteriormente. Machos con el ano terminal o subterminal. Pueden presentar, pequeñas alas caudales membranosas o una estructura en forma de bursa en el extremo posterior. Una única espícula o carecer de ella, pero siempre, una vaina o envoltura de la espícula, con o sin espinas en su superficie. Hembra con la vulva cerca del final del esófago. Ovíparos. Huevos de cascara gruesa, con forma de limón y tapones en cada extremo.

Sinonimia

Trichosoma Rudolphi, 1819; Trichosomum Creplin, 1829; Liniscus Dujardin, 1845; Calodium Dujardin, 1845; Eucoleus Dujardin, 1845; Thominx Dujardin, 1845; Hepaticola Hall, 1916; Capillostrongyloides Freitas & Lent, 1935; Skrjabinocapillaria Skarbilovitsch, 1946; Aonchotheca Lopez-Neyra, 1947; Gessyella Freitas, 1959; Pterothominx Freitas, 1959; Pseudocapillaria Freitas, 1959; Ritaklossia Freitas, 1959;

Pearsonema Freitas & Mendonça, 1960; Orthothominx Freitas & Silva, 1960; Paracapillaria Mendonça, 1963; Schulmanella Ivashkin, 1964; Armocapillaria Gagarin & Nazarova, 1966; Paratrichosoma Ashford & Müller, 1978. Algunos parcialmente.

2.4. REVISION BIBLIOGRAFICA DE CRUSTACEOS.

El encuadre taxonómico de los crustáceos encontrados, siguiendo a Kabata (1979, 1981) y Grabda (1991), es el siguiente:

Phylum ARTHROPODA Siebold & Stannius, 1845

Subphylum MANDIBULATA Snodgrass, 1938

Clase CRUSTACEA Pennat, 1777

Orden COPEPODA H. Milne Edwards, 1840

Suborden POECILOSTOMATOIDA Thorell, 1859

Familia ERGASILIDAE Thorell, 1859

Género Dermoergasilus Ho & Do, 1982

Suborden CYCLOPOIDA Sars, 1903

Familia LERNAEIDAE Cobbold, 1879

Género Lernaea Linnaeus, 1746

2.4.1. CLASE CRUSTACEA Pennat, 1777.

La clasificación de los crustáceos es inestable y está sujeta a múltiples variaciones, según los distintos autores, McLaughlin (1980) considera a la clase Crustácea como superclase, mientras que Kabata (1979), Parker (1982), Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.*, (1964), Yamaguti (1963b) y Grabda (1991), entre otros, los mencionan como clase, siendo este encuadre taxonómico el seguido en el presente trabajo.

Algunos crustáceos parásitos se conocen desde la más remota antigüedad, aunque el hecho de que sean crustáceos, o aún artrópodos no fue reconocido hasta los primeros años del siglo XIX.

Aristóteles y Plinio señalaron la presencia en atún y pez espada, de parásitos grandes, que ahora se reconocen como copépodos lernascéridos. Rondelet (1554) representa un atún con uno de los copépodos localizado cerca de la aleta pectoral.

En 1746, Linneo estableció el género *Lernaea*. En la última mitad del siglo XVIII y principios del XIX se describieron otros copépodos, pero tenían tan pocas características obvias de artrópodos, que muchos de ellos, fueron clasificados como gusanos, moluscos gasterópodos, moluscos cefalópodos y anélidos.

Oken (1816) asoció estos animales con otros copépodos parásitos, de tal manera que fueron reconocidos como tales.

Basándose en importantes observaciones de Surriray, en las que mencionaba el parecido de estos organismos, nada más eclosionar del huevo, con los Cyclops, De Blainville (1882) consideró definitivamente a estos animales como crustáceos.

Los crustáceos parásitos de peces son numerosos, así dentro del Orden Copépoda, se incluyen más de 2.000 especies. La especificidad de hospedador es baja, salvo en algunos como Salmincola sp. que solo parasita a Salmónidos, Dichelesthium oblongum a Acipenséridos y Achtheres percarum a Centrárquidos.

El daño que ocasionan al hospedador es muy variado, dependiendo de la edad, talla y estado fisiológico del pez y del parásito, así como de la localización, pero de un modo general se pueden agrupar en:

Atrofia de los tejidos blandos, por la simple presencia.

Daño mecánico causado por los órganos de fijación.

Daño causado al alimentarse de los líquidos y fluidos corporales.

El parasitismo acarrea una serie de modificaciones que hace que en muchos casos sean difícilmente reconocibles, como crustáceos. Estas modificaciones son:

Reducción y/o modificación de los apéndices locomotores (periópodos).

Desarrollo de estructuras para la fijación.

Cambios en las proporciones corporales, con un mayor desarrollo de los órganos reproductores.

Fusión de los somitos corporales con pérdida de la metarización externa.

Reducción de los órganos sensoriales.

Reducción de las fases de vida libre.

Reducción e incluso desaparición de todos los órganos de la cavidad corporal.

A la hora de determinar y clasificar los crustáceos parásitos, hay que tener en cuenta:

Forma del cuerpo y segmentación.

Tipo de segmentación.

Proporciones corporales.

Naturaleza del aparato de fijación.

Estructura de los sacos ovígeros.

Características del macho, siempre que sea posible.

Diagnosis

Agrupar a animales difíciles de definir, debido a la gran diversidad de estructuras morfológicas, hábitats, comportamientos y tipos de desarrollo que presentan.

McLaughlin (1980) considera como características básicas las siguientes:

Presencia de un exoesqueleto quitinoso, que puede ser fino, casi membranoso y transparente, o grueso, impregnado de carbonato de calcio.

Cuerpo dividido en somitos de origen mesoblástico, con el exoesqueleto generalmente diferenciado en un tergo dorsal, un esternón ventral y dos pleuras laterales. Cada segmento porta generalmente un par de apéndices. La mayor división corporal está representada por la cabeza, generalmente con cinco segmentos fusionados y una región presegmental (acron) portadora de los ojos. Tórax con un número variable de somitos en los taxones primitivos, generalmente ocho en los taxones altos, algunos de los cuales están total o parcialmente fusionados con la cabeza, formando el denominado cefalotórax. Abdomen con un número también variable de segmentos, seis o siete en los taxones altos, excluyendo el telson.

Caparazón definido como una reduplicación del integumento del borde posterior

de la cabeza, extendiéndose posteriormente sobre el cuerpo y/o anteriormente sobre la cabeza, algunas veces fusionado con los terguitos de uno o varios somitos torácicos, o más extensamente encerrando parte o la totalidad del cuerpo.

Apéndices cefálicos constituidos por: primer par de antenas o anténulas; segundo par de antenas o antenas; mandíbulas; primer par de maxilas o maxílulas; segundo par de maxilas o maxilas. El céfalon algunas veces contiene una o más de las siguientes estructuras adicionales: rostro; nauplios u ojos compuestos; labro y labio; epistoma y un par de maxilípedos (apéndices torácicos modificados en los segmentos fusionados con la cabeza).

Apéndices torácicos pares, típicamente birrámeos, con un exopodito externo y un endopodito interno, cada uno de ellos con un número variable de segmentos, según la especie y el apéndice. Ambos nacen del protopodito, que puede tener lóbulos externos (exitos) o lóbulos internos (enditos) o estructuras ramificadas (epípodos). El protopodito puede en algunas ocasiones diferenciarse en basipodito y coxipodito, raramente se puede apreciar precoxa.

Apéndices abdominales pares que en los Malacostraceos son birrameos. Los primeros cinco pares se denominan pleópodos y el sexto par urópodo. Los dos primeros pares están modificados como apéndices copuladores o gonópodos, generalmente en los machos. Ocasionalmente pueden estar reducidos o ausentes.

Presencia de telson, lóbulo terminal del cuerpo, con o sin apéndices. En los Malacostraceos casi nunca se observan apéndices. El telson no se considera un verdadero segmento.

El desarrollo de los crustáceos es raramente directo y en la mayoría de los casos sufren metamorfosis jalonadas por mudas. La larva pelágica típica se denomina nauplio

y presenta la región cefálica más sencilla. Posee tres pares de apéndices: anténulas, antenas y mandíbulas. En las fases posteriores dos segmentos, portadores de las maxíbulas y maxilas coalescen con el protocefalon formándose el típico cefalotórax.

El tracto digestivo está bien desarrollado, la boca está limitada en su parte superior por un labro y presenta en la parte inferior un labio o unas pequeñas lengüetas denominadas paragnatos. El estómago puede ser particularmente complejo en los crustáceos superiores (molino gástrico). En el intestino medio desemboca el hepatopáncreas y presenta divertículos laterales de naturaleza glandular.

La sangre de la gran mayoría de los crustáceos contiene hemocianina (azul). Algunas especies, que contienen eritrocruorina, tienen la sangre de color rojo.

El sistema excretor está representado por metanefridios modificados en forma de glándulas pares, antenales y maxilares, cuya abertura se sitúa en la base de los apéndices correspondientes.

El sistema nervioso es el típico de los artrópodos, doble cadena ganglionar ventral que puede acortarse a causa de una concentración ganglionar (Branchiura). El cerebro comprende un protocerebro preoral, un deutocerebro y un tritocerebro postoral pudiendo existir modificaciones.

Los órganos de los sentidos están representados por ojos bien desarrollados de dos tipos: compuestos, por lo general un par y ojos medios típicos de las larvas nauplio y que pueden persistir en algunos adultos.

Se pueden observar estatocistos, órganos interoceptivos restringidos a los Malacostráceos, consistentes en pequeñas fosetas tapizadas de sedas y que contienen granos de arena (Decápoda) o bien un cuerpo calcáreo de secreción (Mysidacea). Se

sitúan en el artejo basal de las anténulas o en el endopodito del sexto pleópodo. Presentan pelos y sedas sensoriales distribuidas sobre el cuerpo, sensibles a la resistencia del agua frente a los movimientos, mientras que otros son quimiorreceptores.

Los crustáceos son por lo general dioicos, si bien algunos Cirrípedos, varios crustáceos poco evolucionados, y ciertas formas parásitas son hermafroditas. El dimorfismo sexual es bastante acusado. La partenogénesis es frecuente en los crustáceos menos evolucionados. La mayoría son ovíparos y casi todos llevan la puesta consigo, a veces en una bolsa incubadora o bien fija a los pleópodos o en los pereiópodos.

La larva típica de los crustáceos es la ya mencionada nauplio. Es común en los crustáceos poco evolucionados, en los más evolucionados es una fase que tiene lugar dentro del huevo siendo la que eclosiona una larva más desarrollada. Los ciclos vitales varían mucho dentro de los diferentes grupos de crustáceos. Después del estadio de nauplio le siguen otros verdaderamente destacables como son: cypris de percebes, filosoma de langosta, larva erictoide y alima de gambas mantis y zoea y megalops de cangrejos.

Los crustáceos son ubicuos, viven en todas las profundidades y niveles marinos y de aguas dulces, con temperaturas de 0 a 55 °C, en aguas alcalinas y en aguas saladas, en campos, árboles y montañas.

2.4.1.1. ORDEN COPEPODA H. Milne Edwards, 1840.

La mayoría de los crustáceos parásitos pertenecen al grupo de los Copépodos.

Grupo muy heterogéneo que abarca desde organismos epizoicos y comensales, hasta parásitos propiamente dichos. Estos últimos son en su mayoría ectoparásitos de la superficie corporal y de cavidades como la bucal, branquial, nasal y de la línea lateral.

Kabata (1970, 1981) considera que las especies que se introducen profundamente dentro del cuerpo del hospedador deben de denominarse mesoparásitas. Finalmente algunas formas son verdaderos endoparásitos.

Más de 2.000 especies de copépodos son parásitos de peces marinos y de agua dulce. Muchos de ellos tienen una enorme importancia económica, ya que su presencia en los peces afectados ocasiona serias lesiones que pueden llegar incluso a la muerte. Ergasilus sieboldi, Lernaea cyprinacea, L. esocina y Tracheliastes maculatus entre otras, causan serias epizootias en peces de cultivo.

Filogenéticamente, los copépodos son un grupo heterogéneo. Su proceso evolutivo parte probablemente de diversos ancestros, dada la inmensa variedad morfológica que exhiben y que en nada se asemeja a la de los copépodos de vida libre. Debido a esta característica resulta difícil, muchas veces, su encuadre taxonómico.

El primer copépodo parásito descrito en 1746, pertenecía al género Lernaea y su hallazgo se debe a Linnaeus, quien en su edición de "Systema Naturae" de 1758 denominó a la especie encontrada en carpas europeas, como Lernaea cyprinacea.

Müller en 1785 observó Caligus. Otros géneros datan del final del siglo XVIII y principio del XIX y fueron citados por autores europeos como Hermann (Dichelesthium), De la Roche (Condracanthus), Oken (Clavella, Pennella), Blainville (Lernaepoda, Lernanthropus, Lernentoma, Lernaecocera) etc.

En 1913 los escoceses Thomas y Andrew Scott publicaron un trabajo sobre los parásitos copépodos de las Islas Británicas. Wilson estudio los de Norte América. Estos autores contribuyeron decisivamente al conocimiento de estos parásitos. Yamaguti investigó sobre copépodos de peces de Japón, de Borneo y Célebes y del Atlántico Norte, fruto de estos estudios fueron varias publicaciones y el establecimiento de una sistemática que actualmente no es aceptada por todos los copepodólogos (Yamaguti, 1963). Este autor establece seis órdenes según la morfología y los caracteres biológicos: Cyclopidea Yamaguti, 1963; Caligidea Stebbing, 1919; Lerneopodidea Yamaguti, 1963; Andreinidea Yamaguti, 1963; Philichthyidea Yamaguti, 1963 y Sarcotacidea Yamaguti, 1963.

La anatomía interna de estos parásitos estudiada por Claus, Wilson, no es utilizada como criterio taxonómico actualmente, debido a la falta de información de algunas de las especies.

La biología de los copépodos parásitos ha sido revisada recientemente por Raibaut (1986) y Kabata (1981). Este mismo autor estudió los efectos patógenos de estos crustáceos sobre los peces y estableció un esquema de clasificación (Kabata 1970, 1979, 1981), basado principalmente en la estructura del aparato bucal, considerando tres subórdenes: Poecilostomatoida Thorell, 1859; Siphonostomatoidea Thorell, 1859, y Cyclopoida Sars, 1903. Grabda (1991) adopta esta misma sistemática que será la seguida en la presente tesis. La sistemática de Yamaguti (1963b) resulta actualmente obsoleta y en parte, no es aceptada por los copepodólogos (Möller, 1986).

Diagnosis

Los copépodos usualmente son pequeños crustáceos sin caparazón. Las formas libres típicas tienen un cuerpo claramente metamerizado con 16 segmentos. La cabeza

está fusionada con los segmentos anteriores formando el cefalotórax, seguido de 4-5 segmentos torácicos libres y 5 abdominales que terminan en dos ramas caudales (furca).

El cefalotórax contiene 7 pares de apéndices segmentados: primer par de antenas o anténulas; segundo par de antenas; mandíbulas; primer par de maxilas o maxílulas; segunda maxila; maxilípedos y primer par de apéndices natatorios. Los segmentos torácicos libres están provistos de un par de apéndices natatorios birrameos, siendo el quinto par unirrameo. El abdomen carece de apéndices. La cabeza lleva un único ojo tipo nauplio.

Los copépodos son dioicos. La hembra porta los huevos en los sacos ovíferos que pueden ser únicos (Calanoida y Harpacticoida) o pares (Cyclopoida) fijados al segmento genital.

La adaptación al parasitismo, como hemos comentado anteriormente, ha acarreado una serie de modificaciones que hacen que la morfología típica de los copépodos de vida libre sea difícil de reconocer, la segmentación externa y frecuentemente los apéndices han desaparecido, desarrollándose por el contrario los órganos de fijación.

Los machos están frecuentemente poco modificados, siendo generalmente menores que las hembras e incluso enanos.

El ciclo vital de los copépodos parásitos consta de menos fases larvarias que el de sus congéneres de vida libre. En los copépodos parásitos los estadios larvarios, particularmente los nauplios, son escasos. Por el contrario el número de huevos producidos es mayor que el de los copépodos de vida libre.

Algunos copépodos parásitos son extremadamente grandes en comparación con las especies de vida libre. Por ejemplo Pennella balaenopterae puede alcanzar los 60 cm

de longitud, mientras que la talla media de los copépodos de vida libre es de 1-2 mm.

2.4.1.1.1. Suborden POECILOSTOMATOIDA Thorell, 1859.

Este suborden incluye especies de vida libre, comensales y parásitas. Estas últimas presentan relativamente pocos cambios morfológicos con respecto a los de vida libre, especialmente los machos. El cuerpo está metamerizado con un cefalotórax ovoide y un abdomen delgado terminado en una furca. Los apéndices bucales no forman un órgano de succión; el segundo par de antenas termina en una fuerte uña. Cada mandíbula está formada por un segmento basal corto y fuerte y un segmento distal crescente que a ambos lados presenta sedas. Las antenas son unirrameas. Los apéndices natatorios son los típicos de los copépodos. Pueden presentar una curvatura o flexión entre el 5 y el 6 somito torácico, aunque también puede haber desaparecido. Los sacos ovígeros están formados por varias filas de huevos esféricos. Los nauplios y copepoditos son de vida libre.

2.4.1.1.1.1. Familia ERGASILIDAE Nordmann, 1832.

Este grupo de copépodos comprende aproximadamente 130 especies (Margolis & Kabata, 1988) y puede considerarse recientemente adaptada al parasitismo dado el hecho de que son únicamente las hembras las que ejercen una acción parasitaria, los machos son de vida libre durante todo su ciclo vital, y es escaso el grado de modificación morfológica con relación a otros copépodos de vida libre.

Son dos los cambios morfológicos inducidos por el parasitismo, por una parte el gran desarrollo del segundo par de antenas que actúa como órgano de fijación, y por otra la presencia de un tronco pregenital para almacenaje de los productos reproductivos.

Yamaguti (1963b) consideró la existencia de once géneros, dentro de esta familia, basándose en la morfología de los segmentos corporales, de las antenas, y de los apéndices torácicos. Estos géneros son: Markewitschia Yamaguti, 1963; Nipergasilus Yin, 1956 (= Yamagutia Fryer, 1956); Macrobrachinus Hesse, 1871; Megabrachinus Hesse, 1871; Sinergasilus Yin, 1949; Pseudergasilus Yamaguti, 1936; Thersitina Norman, 1905 (= Thersites Pagenstecher, 1861); Neoergasilus Yin, 1956; Ergasilus Nordmann, 1832; Paraergasilus Markewitsch, 1937 (= Trigasilus Fryer, 1956) y Ergasiloides Sars, 1909.

Roberts (1970) realizó una amplia revisión de las especies del género Ergasilus aisladas en peces en Norte América.

Ho & Do (1982) describieron dos nuevos géneros: Dermoergasilus Ho & Do, 1982, que incluye especies consideradas como integrantes del género Ergasilus anteriormente y Diergasilus Do, 1981.

Margolis & Kabata (1988) engloba también, como pertenecientes a esta familia, dos géneros que parasitan invertebrados Ostricola Wilson, 1933, y Teredophilus Harding, 1964.

Oldewage & van As (1988a) han realizado una destacable clave para la identificación de los Ergasilidae de peces Africanos.

Boeger & Thatcher (1990) crean un nuevo género Prehendorastrus dentro de esta familia formado por dos nuevas especies P. bidentatus y P. monodontus parásitas de Siluriformes de Brasil.

Diagnosis

Cuerpo expandido en la región cefalotorácica, estrechándose posteriormente. Segmentos torácicos bien definidos, el quinto puede estar muy reducido e incluso fusionado con el genital. El tamaño de este último difiere solo ligeramente del de los torácicos y abdominales adyacentes. El abdomen de la hembra presenta 3 segmentos, el de los machos 4. Furca bien desarrollada, con sedas. Primer par de antenas formado por 5-6 segmentos que pueden portar también setas. Segundo par de antenas modificado para la fijación al hospedador, y formado por 3-4 segmentos terminados en 1-3 uñas. La hembra carece de maxilípedos. Los 4 primeros pares de apéndices natatorios son birrameos, el 5 par es unirrameo con 1-2 segmentos con sedas, o puede faltar completamente. Huevos dispuestos en varias filas en el interior de sacos ovígeros. Machos generalmente similares a la hembra pero con maxilípedos y de vida libre.

Género Dermoergasilus Ho & Do, 1982.

Etimológicamente, el nombre del género Dermoergasilus (dermo=piel) hace referencia a la presencia de una membrana cuticular desprendible que recubre el segundo par de antenas.

Este género fue propuesto en 1982 por Ho & Do para acomodar en él a Ergasilus amplectens Dogiel & Akhmerov, 1952; E. coleus Cressey, 1970, y E. semicoleus Cressey, 1970, que a juicio de estos autores presentaban unas características que claramente lo diferenciaban del género Ergasilus Nordmann, 1832, al que pertenecían anteriormente. Estas características son además de la membrana que recubre el segundo par de antenas, la posesión de un proceso digitiforme en la rama caudal y la presencia de una única seda en el segundo segmento endopodal de los apéndices 2 y 3.

Oldewage & van As (1988b) describen una nueva especie Dermoergasilus mugilis

Oldewage & van As, 1988, en Mugflidos de Sudafrica, que se suma a las tres citadas originalmente.

Diagnosis

Forma del cuerpo típicamente cyclopoide expandida anteriormente como en Ergasilus. Somitos metasomales distinguibles decreciendo la anchura posteriormente. Quinto segmento pedígero pequeño, inconspicuo. Abdomen con 2 o 3 pequeños somitos. Rama caudal pequeña portando un proceso digitiforme caudal, dos sedas cortas y una larga. Primer par de antenas con 5 o 6 segmentos. Segundo par con 4 segmentos y recubierto con una membrana cuticular hialina desprendible y de longitud variable. Apéndices bucales típicos de Ergasilus. Cuatro primeros pares de apéndices natatórios birrameos. Cada rama está formada por tres segmentos, excepto el exopodito del cuarto par que consta de 2. Una única seda interna en el segmento medio del endopodito de los apéndices 2 y 3. Quinto apéndice unirrameo con un único segmento que lleva 3 sedas.

2.4.1.1.2. Suborden CYCLOPOIDA Sars, 1903.

Diagnosis

Incluye copépodos de vida libre y parásitos tanto marinos como de agua dulce, caracterizados según McLaughlin (1980) por presentar anténulas con 10-16 artejos, frecuentemente geniculados en el macho. Antenas birrameas, con el exópodo reducido. Mandíbula generalmente birramea. Maxílula también birramea. Maxila y Maxilípedos unirrameos. Curvatura o flexión entre el 5 y 6 segmento torácico excepto en Lernaedidae

2.4.1.1.2.1. Familia LERNAEIDAE Cobbold, 1879.

Yamaguti (1963b) considera seis subfamilias dentro de esta familia basándose principalmente en la morfología del tronco, apéndices natatorios y sacos ovígeros: Lernaesoleinae, Lernaestinae, Therodamasinae, Peniculinae, Lernaenicinae y Lerneocerinae.

De estas subfamilias Lernaestinae Yamaguti, 1963, engloba seis géneros : Lernaea Linnaeus, 1746; Taurocheros Brian, 1924; Afrolernaea Fryer, 1956; Areotrachelus Wilson, 1924 (= Leptotrachelus Brian, 1903); Silvestria Brian, 1902; Dysphorus Kurtz, 1924 y Lernaegiraffa Zimmermann, 1922.

Kabata (1979, 1985), Möller (1986) y Grabda (1991) entre otros autores no reconocen a estas subfamilias e incluyen como integrantes de la familia Lernaestidae a los géneros Lernaea Linnaeus, 1746; Dysphorus Kurtz, 1924; Lamproglena Nordmann, 1832; Taurocheros Brian, 1924; Lernaegiraffa Zimmermann, 1922 y Opistholernaea Yin, 1960.

Diagnosis

Cuerpo de las hembras sexualmente maduras alargado, casi cilíndrico, sin segmentar, dividido en tres regiones: cefalotórax, que incluye la cabeza y los segmentos torácicos 1-2. Torác libre constreñido en forma de cuello y tronco o torso expandido posteriormente. Abdomen corto, sin segmentar con una pequeña furca. El comienzo del abdomen viene determinado por el lugar donde se fijan los sacos ovígeros. Cabeza con ramas o excrecencias córneas simples con las que se fija en los tejidos del hospedador. Cuatro pares de apéndices torácicos birrameos. Huevos dispuestos en varias filas longitudinales en el interior de sacos ovígeros. Machos cyclopoides, parecidos a las

generalmente de vida libre. Parásitos de peces marinos y de agua dulce, ocasionalmente puede presentarse en cetáceos.

Género Lernaea Linnaeus, 1746.

El género Lernaea presenta una distribución mundial y un amplio rango de hospedadores, entre peces de agua dulce. Se trata de un género muy antiguo cuya primera cita, Lernaea cyprinacea fue realizada por Linnaeus en 1758 (La primera referencia en la literatura es anterior al uso de la nomenclatura binomial).

Los ejemplares descritos por Linnaeus se obtuvieron de Ciprínidos de Suiza, y desde ese momento, se han producido numerosas citas en el resto de Europa (Hargins, 1950). Posteriormente se describieron en Asia, como L.elegans Leigh-Sharpe, 1925, que tradicionalmente se ha venido considerando como sinónima de L.cyprinacea Linnaeus, 1758. Esta especie y dos formas más han sido consideradas por Hu (1948) como subespecies de L. cyprinacea. Otros autores las consideran especies independientes (Eiras, 1994).

En Africa L. barnimiana Hartmann está extendida en la totalidad del continente considerándose muy relacionada con L. cyprinacea hasta el punto de que resulta dudosa su separación.

Durante el proceso evolutivo de este género se admite que L. barnimiana evolucionó aisladamente en Africa, mientras que L. cyprinacea se extendió a lo largo de Eurasia, y tal y como Harding (1950) considera, L. carassi Tidd es sinónima de la anterior pero en el Continente Americano (Fryer, 1961).

Aunque está demostrada que la morfología de las anclas del extremo cefálico de Lernaea es muy variable, incluso dentro de una misma especie, y que se encuentra afectada por la presencia de hueso y otros tejidos duros durante su desarrollo dentro del

hospedador (Harding, 1950; Fryer, 1961), ésta sigue siendo la base para la identificación de estos copépodos (Shariff & Sommerville, 1989).

Poddubnaya (1973) ha puesto en duda la validez taxonómica de los caracteres hasta ahora considerados, al obtener tres especies distintas de Lernaea, infestando tres hospedadores diferentes con larvas de L. elegans Leigh-Sharpe, 1925, obtenidas del mismo saco ovífero.

En la actualidad, se está investigando sobre la morfología y caracteres morfométricos de las larvas y del adulto de Lernaea con vistas a poder establecer un método más fiable de identificación sin que hasta el momento se hayan obtenido datos reveladores (Shariff & Sommerville, 1989).

Schäperclaus (1992) analiza los aspectos patológicos y terapéuticos de Lernaea sp.

Diagnosis

Cuerpo cilíndrico expandido posteriormente. Extremo anterior con un par o dos de ramificaciones simples o bifurcadas denominadas anclas. Primer par de antenas, cilíndrica, con 3-4 segmentos, segundo par de antenas con 2-3 segmentos terminando en una fuerte uña. Probóscide, cónica, muy corta. Mandíbula sin dientes. Primera maxila nodular con una diminuta proyección cónica quitinosa. Segunda maxila terminada en dos fuertes uñas. Maxilípedos con tres segmentos. Cuatro pares de apéndices torácicos birrameos, considerablemente separados entre si, el primero de los cuales se sitúa justamente detrás de la cabeza. Cada rama consta de tres segmentos. El quinto par es unirrameo, situándose directamente sobre la parte anterior del poro genital. Parásitos de la superficie corporal de peces de agua dulce y ocasionalmente de anfibios.

MATERIAL Y METODOS

3. MATERIAL Y METODOS.

3.1. MATERIAL BIOLÓGICO.

En la presente tesis, se han estudiado un total de 1.382 peces de Acuario pertenecientes a las siguientes familias (Sterba, 1987):

Familia ALESTIDAE

Género Arnoldichthys Myers, 1926

A. spilopterus Boulenger, 1909.(Characin de ojos rojos)

Familia APTERONOTIDAE

Género Apteronotus

A. albifrons Linnaeus, 1758.(Duende negro)

Familia BAGRIDAE

Género Parauchenoglanis Boulenger, 1911

P. macrostoma Pellegrin, 1909.(Pez gato moteado africano)

Familia BELONTIIDAE

Género Colisa

C. lalia Hamilton-Buchanan, 1822.(Gourami azul)

Género Betta

B. splendens Regan, 1909.(Betta luchador)

Género Trichogaster

T. leerj Bleeker, 1852.(Gourami perlado)

T. microlepis Günther, 1861.(Gourami luz de luna)

T. trichopterus trichopterus Pall as, 1777.(Gourami azul)

Familia CALLICHTHYIDAE

Género Corydoras Lacépède, 1803

C. paleatus Regan, 1910. (Cory pigmentado)

C. arcuatus Elwin, 1939. (Pez payaso fétido)

C. baderi Geisler, 1969. (Cory baderi)

C. melanistius melanistius Regan, 1912. (Cory vela negra)

C. rabauti La Monte, 1941. (Cory de Rabaut)

Género Dianema Cope, 1871

D. longibarbis Cope, 1872. (Pez gato escotillón)

Familia CENTROPOMIDAE

Género Chanda

Ch. ranga Hamilton-Buchanan, 1822. (Pez cristal)

Familia CHARACIDAE

Subfamilia TETRAGONOPTERINAE

Género Astyanax Baird & Girard, 1854

A. fasciatus Cuvier, 1819. (Tetra plateado)

Género Hemigrammus Gill, 1858

H. rodwayi Durbin, 1909. (Tetra dorado)

Género Hyphessobrycon Durbin, 1908

H. erythrostigma Fowler, 1943. (Tetra corazón sangrante)

Género Moenkhausia Eigenmann, 1903

M. oligolepis Günther, 1864. (Tetra cristal)

Subfamilia CHERODONTINAE

Género Cheirodon Girard, 1854

C. axelrodii Valenciennes, 1849. (Tetra cardenal)

Género Paracheirodon Gery, 1960

P. innesi Myers, 1936. (Tetra neón)

Género Thayeria Eigenmann, 1903

T. obliqua Eigenmann, 1908. (Pingüino rayado corto)

Familia CICHLIDAE

Género Aequidens Eigenmann & Bray, 1894

A. pulcher Gill, 1858. (Acara azul)

Género Apistogramma Regan, 1913

A. cactuoides Hoedeman, 1951. (Ciclido enano cactus)

Género Cichlasoma Swainson, 1839

C. meeki Brind, 1918. (Boca de fuego)

Género Papiliochromis Kullander, 1977

P. ramirezi (Microgeophagus ramirezi) Myers & Harry, 1948.

(Pez carnero)

Género Pterophylum Heckel, 1840

P. scalare Lichtenstein, 1823. (Pez ángel)

Género Symphysodon Heckel, 1840

S. aequifasciata Pellegrin, 1903. (Disco)

Familia COBITIDAE

Subfamilia COBITINAE

Género Acanthopthalmus van Hasselt, 1823

A. kuhli Kuhli Cuvier & Valenciennes, 1846. (Locha Kuhli)

Familia CYPRINIDAE

Subfamilia RASBORINAE

Género Brachydanio Weleer & Beaufort, 1916

B. rerio Hamilton-Buchanan, 1822. (Danio cebra)

Género Rasbora Bleeker, 1860

R. heteromorpha Duncker, 1904. (Rásbora arlequin)

Subfamilia CYPRININAE.

Género Barbus Cuvier, 1817

B. tetrazona tetrazona (Capotea tetrazona) Bleeker, 1855.

(Barbo tigre)

Género Carassius Jarocki, 1822

C. auratus auratus Linnaeus, 1758. (Carpa dorada)

Género Labeo Cuvier, 1817

L. bicolor Smith, 1931. (Tiburón cola roja)

Familia DORADIDAE

Género Acanthodoras Bleeker, 1863.

A. spinosissimus Eigenmann & Eigenmann, 1888. (Pez gato hablador)

Familia ELECTROPHORIDAE

Género Elektophorus

E. electricus Linnaeus, 1766. (Anguila electrica)

Familia GASTEROPELECIDAE

Género Carnegiella Eigenmann, 1909

C. strigata Günther, 1864. (Pez hacha marmoreo)

Familia HELOSTOMATIDAE

Género Helestoma

H. tenmincki Cuvier & Valenciennes, 1831. (Gourami besador)

Familia LORICARIIDAE

Subfamilia ANCISTRINAE

Género Ancistrus Kner, 1853

A. dolichopterus Kner, 1854. (Hocico espinoso de aleta grande)

A. temmincki Cuvier & Valenciennes, 1840. (Hocico espinoso de Temmink)

Subfamilia HYPOSTOMINAE

Género Hypostomus Lacépède, 1803

H. plecostomus Linnaeus, 1758. (Pleco)

Subfamilia HYOPTOPOMITINAE

Género Otocinclus Cope, 1871

O. affinis Steindachner, 1877. (Pez gato chupador mediano)

Subfamilia LORICARIINAE

Género Farlowella Eigenmann & Eigenmann, 1889

F. acus Kner, 1853. (Pez gato varilla)

Familia MASTACEMBELIDAE

Género Mastacembelus

M. erythrotaenia Bleeker, 1850. (Anguilla espinosa)

Familia MORMYRIDAE

Género Gnathonemus Gill, 1862

G. petersii Günter, 1862. (Nariz de elefante)

Género Pollimyrus

P. nigripinnis (Ballena oscura)

Familia NANDIDAE

Género Badis

B. badis Hamilton-Buchanan, 1822. (Badis)

Familia POECILIIDAE

Género Gambusia

G. affinis affinis Baird & Girard, 1853. (Pez mosquito)

Género Phallichthys

Ph. auratus pittieri Meck, 1912. (Viuda iridescente)

Género Poecilia

P. reticulata Peters, 1859. (Gupy)

P. velifera Regan, 1914. (Molly de aleta vela)

Género Xiphophorus

X. maculatus Günther, 1866. (Xipho)

Familia PIMELODIDAE

Género Sorubim Spix, 1829

S. lima Bloch & Schneider, 1806. (Pez gato de nariz de pala)

Familia RHAMPHICHTHYIDAE

Género Eigenmania

E. virescens Valenciennes, 1849. (Pez cuchillo verde)

Familia SERRASALMIDAE

Subfamilia MYLINAE

Género Mylossoma Eigenmann & Kennedy, 1903

M. duriventre Cuvier, 1818.(Monjita)

Familia SILURIDAE

Género Kryptopterus Bleeker, 1858

K. bicirrhis Cuvier & Valenciennes, 1839.(Pez gato de cristal)

Familia TETRAODONTIDAE

Género Tetraodon

T. mbu Boulenger, 1899. (Soplador gigante)

Los peces analizados fueron suministrados por importadores con instalaciones en San Sebastian de los Reyes, Hortaleza y por minoristas de distintos acuarios de Madrid, entre los que cabe citar: Payaso, Tropipez, Triton, Acuarios-Ponzano, Acuarios-Galileo.

Los animales, siempre que fue posible, se transportaron al laboratorio vivos, en bolsas de plástico cerradas herméticamente y conteniendo aproximadamente un tercio de agua y dos tercios de oxígeno. Una vez allí, se procedió a su instalación, por especies, en acuarios de 20 l, con termostato AQUAMATIC 25 W, filtro exterior EHEIM tipo 2213 y aireador RENA 301 R, con el fin de mantenerlos vivos hasta su posterior estudio. Un escaso número de peces fue examinado tras su conservación con formol o congelación.

El número de ejemplares examinados de cada especie (57 especies) y su país de origen se muestran en la siguiente tabla:

| ESPECIE | Nº EJEMPLARES | PAIS |
|--|---------------|-----------------|
| <u>Acanthodoras spinosissimus</u> | 6 | Perú |
| <u>Acanthopthalmus kuhli Kuhli</u> | 9 | Singapur |
| <u>Aequidens pulcher</u> | 18 | Singapur |
| <u>Ancistrus dolichopterus</u> | 21 | Brasil |
| <u>Ancistrus temmincki</u> | 29 | Colombia |
| <u>Apistogramma cacatuoides</u> | 26 | Brasil |
| <u>Apteronotus albifrons</u> | 2 | Colombia |
| <u>Arnoldichthys spilopterus</u> | 36 | Nigeria |
| <u>Astyanax fasciatus</u> | 10 | Perú |
| <u>Badis badis</u> | 23 | Singapur |
| <u>Barbus tetrazona tetrazona</u> | 26 | Singapur |
| <u>Betta splendens</u> | 14 | Singapur |
| <u>Brachydanio rerio</u> | 25 | Singapur |
| <u>Carassius auratus auratus</u> | 60 | Singapur |
| <u>Carnegiella strigata</u> | 36 | Colombia |
| <u>Cichlasoma meeki</u> | 24 | Singapur |
| <u>Colisa lalia</u> | 35 | Singapur |
| <u>Corydoras arcuatus</u> | 10 | Colombia/Brasil |
| <u>Corydoras baderi</u> | 22 | Colombia |
| <u>Corydoras melanistius melanistius</u> | 20 | Colombia |
| <u>Corydoras paleatus</u> | 25 | Colombia |
| <u>Corydoras rabauti</u> | 17 | Colombia/Brasil |
| <u>Chanda ranga</u> | 31 | Singapur |
| <u>Cheirodon axelrodii</u> | 75 | Colombia/Brasil |
| <u>Dianema longibarbis</u> | 6 | Colombia |
| <u>Eigenmania virescens</u> | 13 | Colombia |
| <u>Elektophorus electricus</u> | 20 | Nigeria |
| <u>Farlowella acus</u> | 15 | Perú |

| ESPECIE | Nº EJEMPLARES | PAIS |
|--------------------------------------|---------------|---------------|
| <u>Gambusia affinis affinis</u> | 40 | España |
| <u>Gnathonemus petersii</u> | 15 | Nigeria |
| <u>Helestroma tenmincki</u> | 22 | Brasil |
| <u>Hemigrammus rodwayi</u> | 28 | Colombia |
| <u>Hyphessobrycon erythrostigma</u> | 9 | Brasil |
| <u>Hypostomus plecostomus</u> | 25 | Singapur |
| <u>Kryptopterus bicirrhis</u> | 6 | Singapur |
| <u>Labeo bicolor</u> | 3 | Singapur |
| <u>Mastacembelus erythrotaenia</u> | 5 | Singapur |
| <u>Moenkhausia oligolepis</u> | 18 | Singapur |
| <u>Mylossoma duriventre</u> | 15 | Brasil |
| <u>Otocinclus affinis</u> | 17 | Colombia |
| <u>Papiliochromis rapirezi</u> | 15 | Singapur |
| <u>Paracheirodon innesi</u> | 60 | Singapur |
| <u>Parauchenoglanis macrostoma</u> | 32 | Nigeria |
| <u>Phallichthys auratus pittieri</u> | 3 | Brasil |
| <u>Poecilia reticulata</u> | 74 | Singapur |
| <u>Poecilia velifera</u> | 25 | Singapur |
| <u>Pollimyrus nigripinnis</u> | 8 | Nigeria |
| <u>Pterophylum scalare</u> | 62 | Sing/Colm/Esp |
| <u>Rasbora heteromorpha</u> | 24 | Singapur |
| <u>Sorubim lima</u> | 7 | Perú |
| <u>Symphysodon aequifasciata</u> | 40 | Singapur |

| ESPECIE | Nº EJEMPLARES | PAIS |
|-------------------------------------|---------------|-----------------|
| <u>Tetraodon mbu</u> | 9 | Nigeria |
| <u>Thayeria obliqua</u> | 25 | Singapur |
| <u>Trichogaster microlepis</u> | 36 | España/Singapur |
| <u>Trichogaster leeri</u> | 23 | Singapur |
| <u>T. trichopterus trichopterus</u> | 32 | Singapur |
| <u>Xiphophorus maculatus</u> | 50 | Singapur |

3.2. MATERIAL DE LABORATORIO.

El material empleado para la observación, aislamiento, recolección, fijación, tinción, dibujo y microfotografiado de los parásitos encontrados ha sido:

- Material de disección.
- Cubetas de tinción.
- Platina eléctrica.
- Lupa binocular NIKON SMZ-10.
- Microscopio OLYMPUS B.H.C.
- Micrómetro ocular OLYMPUS O.S.M.
- Portaobjetos calibrado ZEISS 005.
- Equipo fotográfico automático OLYMPUS PM-10-35-A.
- Cámara clara OLYMPUS.

3.3. TECNICAS PARASITOLOGICAS.

En el presente estudio se han seguido entre otros, los trabajos parasitológicos de Ash *et al.* (1987), Arai (1992a,1992b,1992c), Alvarez Pellitero (1979), Reinchenback-Kinkle (1982), Fuchs (1983), Quinteiro (1990), Thatcher (1991) y Ortega (1991).

3.1.2. NECROPSIA.

Los peces, dado su pequeño tamaño, se sacrifican mediante un corte limpio efectuado detrás de la cabeza. La sangre obtenida de este corte y/o de la ablación del pedúnculo caudal, se empleó para su observación microscópica directa en busca de parásitos hemáticos, y realización de frotis. Después se reconoce macroscópicamente la superficie externa del pez, con ayuda de la lupa binocular, y se realizan extensiones microscópicas, con solución salina al 0,9 %.

Posteriormente, las branquias se someten a un minucioso examen, previa sección del opérculo de forma que queden en su mayor parte visibles. Para ello:

- Los arcos branquiales se extraen uno a uno, numerándose en el sentido antero-posterior, disponiéndose en placas de Petri con solución salina al 0,9 %.
- Se observan bajo la lupa binocular y al microscopio, desprendiéndose los parásitos adheridos mediante agujas enmangadas muy finas.

A continuación se inicia el reconocimiento de los órganos internos. A tal fin, se practica con la tijera un corte que comienza por encima del ano y discurre sagitalmente hacia delante hasta la cavidad pericárdica. La porción de pared corporal así delimitada se desprende, y deja a la vista los órganos contenidos en la cavidad abdominal, realizándose:

- Comprobación del estado general de la cavidad abdominal y detección de las fases larvarias de helmintos presentes, ya sea libres o adheridas a las vísceras.
- Extracción del tracto digestivo y glándulas anejas, para su observación macroscópica independiente.
- Improntas de los órganos compactos (hígado, bazo y riñón).
- Corte y frotis de órganos huecos (vesícula biliar, vejiga urinaria, vejiga natatoria, corazón, estómago e intestino).
- Observación del contenido gastroentérico mediante lupa binocular en una placa de Petri con solución salina al 0,9 %. Previamente el tubo digestivo se divide en las siguientes tres partes para analizarlas por separado:
 - Esófago, estómago y ciegos pilóricos, si los presenta.
 - Intestino anterior.
 - Intestino posterior.
- Extracción y examen de los globos oculares y las gónadas, en los ejemplares en los que están desarrolladas.
- Observación por compresión de una porción de la musculatura.

Para la puesta en evidencia de posibles vacuolas iodófilas en los myxosporidios, de interés taxonómico, siempre que sea posible se emplea Lugol (Roberts, 1978), cuya composición es:

Yoduro potásico 10 g.
Yodo 5 g.
Agua destilada 100 ml.

El método de la Tinta China, se utiliza para observar la morfología de la envoltura mucoide de las esporas de myxosporidios en fresco, consiste en :

Tinta china 1 parte.
Suspensión de esporas . . 4 partes.

Los ooquistes de coccidios, siempre que exista suficiente número, se dejan que esporulen, para ello:

- Se disponen en un porta con una gota de solución del 2,5 % de Dicromato Potásico, sellándose con D.P.X. para mantener el estado de humedad.
- Después de la esporulación se observan al microscopio, donde se dibujan y miden.

Si el número no lo permite se fotografian y miden directamente.

3.3.2. ESTUDIO DE PROTOZOOS.

3.3.2.1. Protozoos hemáticos.

Se realiza un examen directo de sangre en fresco, para ver los posibles parásitos existentes. Posteriormente se preparan frotis sanguíneos, que se tiñen por el método May-Grünwald-Giemsa.

3.3.2.2. Protozoos no hemáticos.

Los protozoos observados en piel, branquias, contenido gastro-intestinal, hígado, riñón, vesícula biliar etc., tras su examen directo, se tiñen siguiendo la técnica de Giemsa modificada por Suárez-Peregrín, que proporciona unas imágenes muy nítidas de los protozoos, sobre todo de los trofozoítos. Consiste en :

- Extensión de la muestra en un porta con unas gotas de suero sanguíneo.
- Secado al aire.
- Fijación con metanol absoluto durante 5-20 minutos dependiendo de la muestra.
- Tinción con Giemsa (Solución acuosa al 17,5 %) durante 20 minutos.
- Lavado con agua y secado al aire.

En el caso de los myxosporidios, cuando el número de esporas que obteníamos era elevado, se realizaba sobre la misma preparación la extrusión del filamento polar mediante la adición de una gota de solución de Urea al 10 %.

3.3.3. ESTUDIO DE LOS HELMINTOS.

3.3.3.1. Recogida de los helmintos.

Se realiza en una placa de Petri, con solución salina al 0,9 % y bajo la lupa binocular. El tracto digestivo se abre longitudinalmente con ayuda de agujas enmangadas, disgregándose a continuación su contenido para dejar libres los helmintos. Posteriormente, se raspa cuidadosamente la mucosa para observar y separar los posibles estadios larvarios enquistados.

En la recogida de los ejemplares se emplean agujas enmangadas, pincel o una pipeta Pasteur provista de un bulbo de goma, dependiendo del tamaño del parásito.

Los vermes aislados se lavan con solución salina al 0,9 % y se observan "*in vivo*" bajo el microscopio, para reconocer y esquematizar detalles de ciertas estructuras, que pueden modificarse después de la fijación y tinción.

3.3.3.2. Relajación, fijación y conservación de los helmintos.

Los monogeneas, antes de la fijación, se someten a una relajación provocada, durante 30-40 minutos, que nos permite separarlos de los arcos branquiales a los que están unidos por el opisthaptor. Como relajantes se emplearon:

- Una solución de formol muy diluida al 0,025 %
- Una solución acuosa de Cloroetano 4g/l (Arai, 1992a).

Para la fijación y conservación se emplearon formol al 10 % tamponado con fosfato y líquido de Bles (A.F.A) cuya composición es:

| | |
|---------------------------------|------------|
| Ácido acético glacial | 2 partes. |
| Formalina | 10 partes. |
| Alcohol de 95° | 50 partes. |
| Agua destilada | 40 partes. |

Los digenea, adultos y metacercarias, se fijaron y conservaron empleando la solución de Bouin, compuesta por:

| | |
|----------------------------------|------------|
| Ácido pícrico saturado | 75 partes. |
| Formalina | 25 partes. |
| Ácido acético glacial | 5 partes. |

También se usó el líquido de Bles (A.F.A), anteriormente descrito. Ambos fijadores se emplean calentados hasta 50-60 °C para facilitar la relajación de los parásitos.

Previamente a la fijación de los cestodos, adultos o fases larvarias, se procedió a su relajación. Para ello se colocan en el refrigerador en una placa de Petri con agua del grifo durante varias horas, en ningún caso se deben de superar las 24 horas, ya que se producen cambios degenerativos (Arai, 1992a). Posteriormente se fijan y conservan en formol al 10 % tamponado con fosfato, hasta el momento de su tinción y montaje.

Para la fijación y relajación de los nematodos se emplea alcohol de 70°, a una temperatura de 70-75 °C aproximadamente, agitándose durante 8 a 10 segundos, suavemente para que queden más estirados. Los que no se montan en el momento se

guardan, debidamente etiquetados con alcohol de 70° y cubiertos de una fina capa de glicerina para evitar la evaporación.

En los acantocéfalos la muerte y relajación se produce en agua destilada a 4 °C durante 24 horas para provocar la evaginación de la probóscide. Posteriormente se fijan en alcohol de 70° y se conservan, hasta su montaje, igual que los nematodos.

3.3.3.3. Tinción y montaje de los monogeneas.

Una vez fijados, se montan temporalmente en medio acuoso sobre un portaobjetos desengrasado. Como líquidos de montaje se pueden utilizar medios con un IR moderado como son: Lactofenol (1,44), Ácido láctico (1,44) o Glicerina (1,46), con los que no es necesario deshidratar.

Con una aguja enmangada se coloca, con cuidado, el verme en la posición adecuada y finalmente se desliza encima el cubreobjetos.

Como líquido de montaje se utilizó lactofenol de Amman, cuya composición es la siguiente:

| | |
|------------------------------|-----------|
| Cristales de fenol | 1 parte. |
| Ácido láctico | 1 parte. |
| Glicerina | 2 partes. |
| Agua destilada | 1 parte. |

Al lactofenol le añadíamos un colorante. Los colorantes que se utilizaron fueron el Verde Rápido y Azul de Algodón en una proporción del 0,05 %. Con esto, consigui-

mos que se tiñeran sobretodo las estructuras esclerotizadas de los monogeneas como son: los *hamuli*, barra transversal, ganchos marginales, vagina y aparato copulador.

Cuando el número de monogeneas encontrados lo permitía, se procedía a la realización de un montaje permanente y tinción con Carmín Clorhídrico y/o Tricrómico, de algunos ejemplares, para facilitar la puesta en evidencia de las estructuras internas.

Para ello, los vermes se extraen del líquido fijador-conservador, se colocan en Placas de Petri con agua durante aproximadamente 1 hora para que eliminen el fijador y se tiñen con Carmín Clorhídrico, obtenido de la siguiente forma:

Carmín N° 40 Merck 5 g.

A. Clorhídrico concentrado 5 g.

Agua destilada 5 ml.

Dejar macerar 1 hora y añadir :

Alcohol 90° 200 ml.

Por último se hierve suavemente hasta su completa disolución.

Los monogeneas permanecen en el carmín durante un tiempo de 12-24 horas, pasadas las cuales se procede a la decoloración en alcohol de 70° con clorhídrico al 2%, añadido gota a gota, para facilitar la obtención de la óptima coloración de los vermes. Se considera que la decoloración ha sido adecuada cuando los bordes del ejemplar aparecen ligeramente rosáceos.

También hemos utilizado la técnica de tinción del Tricrómico de Gomori (Kritsky *et al.*, 1986). Como hemos descrito anteriormente se procede a la eliminación del fijador, para posteriormente introducir los ejemplares durante 10 minutos en el colorante, formado por :

Cromotrope 2R 0,6 g.

Verde claro Sf 0,15 g.

Verde rápido Fcf 0,15 g.

A. Fosfotúngstico 0,7 g.

A. Acético Glacial 1 ml.

Se mezcla en un matraz y se deja reposar 30 minutos
añadiéndose:

Agua destilada 100 ml.

Pasado este tiempo se sacan los vermes del colorante y se dejan aproximadamente 3 segundos en alcohol-ácido, obtenido de mezclar :

Alcohol 90° 995,5 ml.

A. Acético Glacial 4,5 ml.

Posteriormente se lavan con alcohol absoluto, dos veces, durante 4-5 minutos.

El montaje se efectúa en un medio anhidro, para ello es necesario la total deshidratación y el aclarado con agentes de IR elevado: Xileno o Tolueno.

Para la deshidratación, se dispone una cadena formada por varios alcoholes, en escala ascendente de graduación: 70°- 85°-90°- 96°- Absoluto. El parásito permanece 15 - 30 minutos como mínimo, en cada uno de ellos, dependiendo del grosor y tamaño.

Tras esto, se pasa rápidamente el verme a Xilol para su transparentación, procurando que no se rehidrate, donde permanece 15 - 30 minutos como mínimo.

Por último, se procede al montaje de los monogoneas entre porta y cubreobjetos con bálsamo de Canadá o en polímeros sintéticos con disolvente orgánico. Para ello se coloca sobre el portaobjetos una gota grande de D.P.X., a la que se traslada, lo más rápidamente posible, un ejemplar transparentado. Se pone el cubreobjeto y se extrae por presión el líquido de montaje sobrante. Si falta líquido de montaje se termina de llenar por capilaridad.

3.3.3.4. Tinción y Montaje de Digeneas.

Se elimina el líquido conservador, introduciendo los vermes en una Placa de Petri con agua durante 1-2 horas, pasadas las cuales se procede a su tinción con Carmín alumbre-acético (Quinteiro, 1990) durante 24 horas. Este colorante se obtiene de la mezcla de una parte de Carmín Alumbre con tres partes de ácido Acético Glacial al 40%, dejándolo reposar 24 horas antes de utilizarlo.

La fórmula del Carmín alumbre es la siguiente:

Alumbre potásico 30 g.
Carmín N° 40 Merck 20-30 g.
Agua destilada 400 ml.
Se hierve una hora y se filtra.

También se ha empleado Carmín Clorhídrico, anteriormente descrito, obteniéndose resultados satisfactorios. Una vez teñidos los ejemplares se procede a su decoloración en alcohol de 70° con clorhídrico al 2% añadido gota a gota hasta que la cutícula aparece rosácea. Las operaciones de deshidratación y transparentado se realizan de la misma forma antes indicada

Las técnicas anteriormente descritas se han empleado también, con resultados satisfactorios, en la tinción de las metacercarias.

3.3.3.5. Tinción y montaje de los cestodos.

Tras ser extraídos del líquido conservador, los cestodos se colocan en agua, un tiempo variable, nunca superior a las 24 horas y se introducen en el colorante, en el cual permanecen 24 horas. El colorante que utilizamos fue el carmín clorhídrico alcohólico, descrito anteriormente.

Tras la coloración, el segundo paso es la diferenciación en alcohol clorhídrico. Para ello se deposita el verme teñido en una placa de Petri con alcohol de 70° al que se le va añadiendo, gota a gota, solución de clorhídrico al 2%. Esta operación debe realizarse bajo la lupa binocular para poder observar el momento óptimo de decoloración, que coincide generalmente con la aparición de una tonalidad rosada del parásito. Una excesiva coloración es perjudicial, ya que impide que resalten suficientemente las estructuras internas del helminto.

La duración de la decoloración depende mucho del tamaño y el grosor del cestodo con el que se esté trabajando. Aquellos helmintos más grandes y gruesos requieren no sólo un mayor tiempo de permanencia en el diferenciador sino, a menudo una mayor proporción de clorhídrico.

El montaje se realiza en un medio anhidro, y para ello es necesario seguir los pasos de deshidratación y aclarado, tal y como hemos descrito al referirnos a los monogeneas.

Por último, se procede al montaje del cestodo entre porta y cubreobjetos con bálsamo de Canadá o en polímeros sintéticos con disolvente orgánico. Cuando empleamos bálsamo de Canadá, el secado se puede efectuar en estufa para evitar el color amarillento que pudiera adquirir la preparación.

3.3.3.6. Aclarado y montaje de los nematodos y acantocéfalos.

En este caso se pasa directamente del fijador al líquido de montaje de base acuosa, en nuestro caso lactofenol de Amman. Con este tipo de técnica se obtiene un adecuado aclarado de los nematodos y se facilita el estudio morfológico, al permitir situar el ejemplar del modo deseado.

En ocasiones, se utilizó en combinación con el líquido de montaje, el colorante Azul de Algodón al 0.05 % o unas gotas de Lugol al 5 %, como contraste, para resaltar estructuras de interés.

En los primeros días se observan con nitidez las estructuras cuticulares. Más tarde se pueden observar los órganos internos con mayor claridad. Con esta técnica el aclarado no es excesivo ni la preparación permanente.

Finalmente, los parásitos, una vez estudiados, medidos y clasificados, se separan por especies y se conservan en alcohol de 70°.

3.3.4. ESTUDIO DE LOS CRUSTACEOS.

3.3.4.1. Recogida de los crustáceos.

Para la recogida de los crustáceos se siguen dos técnicas distintas, según la localización y naturaleza de estos parásitos. Cuando están en branquias, los arcos branquiales se extraen uno a uno, numerándose en el sentido antero-posterior, disponiéndose en placas de Petri con solución salina al 0,9 %. Posteriormente se observan bajo la lupa binocular, desprendiéndose cuidadosamente, mediante agujas enmangadas finas.

En el caso de que se sitúen en la superficie corporal, generalmente cerca de la base de las aletas, se realiza un corte amplio de la piel y músculo, alrededor de la zona de inserción del crustáceo. De este modo, se asegura la integridad del aparato de fijación. A continuación, se procede a la dislaceración del músculo, cuidadosamente y bajo la lupa binocular, hasta liberar la totalidad del parásito.

En algunos casos la recolección de los ejemplares tuvo lugar después de la fijación en alcohol de 70°. Para ello se introducen en él los arcos branquiales. En ambos casos hay que tener un cuidado extremo de no dañar al parásito.

3.3.4.2. Relajación, fijación y conservación de crustáceos.

En los crustáceos como fijador y conservador se utilizó alcohol de 70°, calentado hasta aproximadamente 50-60°C, para favorecer la relajación de los ejemplares.

3.3.4.3. Aclarado y montaje de crustáceos.

Una vez fijados, se montan temporalmente en medio acuoso sobre un portaobjetos desengrasado. Se pasan directamente del fijador al líquido de montaje, en nuestro caso lactofenol de Amman, por lo que no era necesaria la deshidratación. Al lactofenol le añadíamos un colorante, Azul de Algodón (0,05 %) para conseguir una mejor diferenciación de las estructuras esclerotizadas.

El crustáceo se coloca, con la aguja enmangada muy fina o con pincel, en la posición adecuada y se deja un tiempo variable, dependiendo del grosor para que se aclare, antes de su estudio microscópico.

3.3.5. CALIBRADO Y MEDICIÓN DE LOS PARASITOS.

Para efectuar la medición de los protozoos, helmintos y crustáceos encontrados, utilizamos el microscopio al que se le había acoplado un micrómetro ocular, previamente calibrado.

3.3.5.1. Medidas de Protozoos.

Las medidas de los Sarcomastigophora y Ciliophora, se realizaron en preparaciones teñidas.

Dependiendo de la naturaleza de cada individuo, se tomaron las siguientes mediciones, según Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.*, (1964), Krishnamurthy & Shete (1981) y Lom & Dyková (1992):

- Longitud y anchura del trofozoíto.
- Longitud de la proyección axostilar.
- Longitud de los flagelos anteriores, siendo numerados según la longitud de los mismos.
- Longitud de los flagelos recurrentes.
- Longitud y anchura del o los núcleos.

En los Apicomplexa las medidas se realizaron en fresco, basándonos en Pellérdy (1974):

- La longitud y anchura del ooquistes, de los esporocistos y de los esporozoítos.
- Presencia de residuo ooquistico y/o esporocístico.
- Presencia de cuerpo de Stieda.

Siguiendo a Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.* (1964), las medidas efectuadas en los myxosporidios, tanto en preparaciones en fresco como teñidas fueron:

- Longitud, anchura, y grosor de la espora.
- Longitud y anchura de las cápsulas polares.
- Longitud del filamento polar, previamente extruido.
- Longitud del proceso caudal.
- Presencia de proceso intercapsular.
- Presencia de estriación valvar.

3.3.5.2. Medidas de Platelminos.

Para los monogeneas se realizaron básicamente las siguientes medidas, tomadas de Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.* (1964) y Kritsky & Boeger (1989):

- Longitud y anchura máximas del cuerpo, y del haptor si éste estaba muy diferenciado.
- Longitud y anchura de la faringe.
- Longitud del aparato copulador.
- Longitud total, longitud del proceso externo, del proceso interno, de la parte basal, de la hoja, de la abertura externa e interna de los *hamuli*.
- Longitud y anchura de las barras transversales.
- Número y longitud de los ganchos marginales.

En los trematodos seguimos principalmente las medidas de Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.* (1964) y de Gibson & Bray (1979) considerándose:

- Longitud y anchura corporal.
- Longitud y anchura de las ventosas oral y ventral (acetábulo).
- Longitud y anchura de la faringe.
- Longitud y anchura de los testículos, bolsa del cirro, vitelaria y ovario.
- Longitud y anchura de los huevos.

3.3.5.3. Medidas de Nematodos.

Las medidas que se realizaron en los Camallanidae, machos y hembras, fueron las siguientes, tomadas de Moravec & Sey (1988), Moravec & Nagasawa (1989) y Moravec *et al.* (1993):

- Longitud y anchura total.
- Longitud y anchura de la cápsula bucal.
- Longitud del esófago muscular y glandular.
- Longitud de las espículas.
- Número de papilas.
- Presencia de alas caudales.
- Distancia al extremo anterior de la vulva, anillo nervioso y poro excretor.
- Longitud de la cola.

En el género Capillaria tuvimos en cuenta los trabajos de Moravec & Gut (1982), midiéndose en machos y hembras:

- Longitud y anchura máxima.
- Longitud del esófago muscular y del esticosoma.
- Número de esticocitos.
- Distancia al extremo anterior de la vulva , anillo nervioso y poro excretor.
- Longitud, anchura y grosor del huevo.
- Longitud y anchura de la espícula.
- Presencia de vaina espicular.
- Longitud de la cola.

3.3.5.4. Medidas de crustáceos.

En los crustáceos seguimos principalmente los trabajos de Ho & Do (1982), Oldewage & van As (1988a), así como a Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.* (1964) en las medidas que realizamos, que fueron las siguientes:

- Longitud y anchura corporales.
- Longitud y anchura de los segmentos torácicos II, III, IV y genital.
- Longitud de los urópodos, abdomen, seda caudal.
- Longitud de los segmentos integrantes del par I y II de antenas.
- Longitud y anchura de los sacos ovíferos.

3.4. ANALISIS ESTADISTICO.

Se realizaron análisis estadísticos de las muestras examinadas, empleándose los métodos habituales descritos por Sokal & Rohlf (1979). Calculándose la media aritmética y la desviación típica.

Asimismo, se utilizaron la prevalencia y la intensidad de parasitación para las diferentes especies parásitas estudiadas.

En Parasitología, el concepto de prevalencia se refiere a la relación existente entre el número de individuos de una especie de hospedadores infestados con un determinado parásito, y el número total de hospedadores examinados, expresándose habitualmente en términos de porcentaje. En la literatura Rusa y de otros países del Este de Europa el término " extensión" hace referencia a este concepto (Margolis *et al.*, 1982).

Este índice, por tanto, incluye dentro del mismo comportamiento a todos los individuos hospedadores infestados, independientemente del número de parásitos de una especie en cuestión que transportan. Para subsanar este defecto, se recurre a otro dato ecológico importante, que es el de la "carga parasitaria" o "intensidad de parasitación".

La intensidad de infestación o de parasitación es el número de individuos de una especie parásita en particular presentes en cada individuo hospedador parasitado de una muestra de una población hospedadora dada. Si consideramos que el conjunto de los parásitos de una misma especie presentes en un hospedador, constituye una infrapoblación, la intensidad será pues el efectivo de esa infrapoblación. La intensidad es, a veces, designada con el término de "carga parasitaria". Con frecuencia se expresa mediante un intervalo numérico.

La intensidad media es, en cambio, la media de las intensidades de parasitación individuales de los hospedadores parasitados de una muestra de una población hospedadora. Dicho de otra manera, se trata del cociente entre el número total de individuos de una especie parásita concreta en una muestra de una especie hospedadora, y el número de individuos infestados. Se refiere al número medio de individuos de una especie parásita determinada por hospedador infestado en una muestra.

La elaboración de las gráficas con las que se representan el número y porcentaje de parasitación, etc., se realizó aplicando HARVARD GRAPHICS ver 3.0 y ver WINDOWS 1.0. En los cálculos estadísticos empleamos los programas de MICROSTAT y LOTUS 1,2,3 ver 3.0.

ABRIR CAPÍTULO 4

