

71. SOBOLEV, A. A. and BELOGUROV, O. I. (1968). Predstaviteli roda *Spinitectus* u okeanicheskoi ryby (A member of *Spinitectus* in an oceanic fish). *Sb. Parazity ziotnykh i restenij* (Moskva), 4: 59-62.
72. SOOD, M. L. (1968). Some nematode parasites from freshwater fishes of India. *India J. Helminth.*, 20: 83-110.
73. SPALL, R. D. (1970). The endoparasitic helminths of fishes from Lake Carl Blackwell, Oklahoma. *Proc. Okla. Acad. Sci.*, 49: 91-99.
74. STEWART, F. H. (1914). Studies in Indian Helminthology. I. *Rec. Indian Mus.*, 10: 165-193.
75. TRAVASSOS, L., ARTIGAS, P. and PEREIRA, C. (1928). Fauna helmintologica dos peixes de agua doce do Brasil. *Archos Inst. biol. S. Paulo*, 1: 5-67.
76. TROWBRIDGE, A. H. and HEFLEY, H. M. (1933-1934). Preliminary studies on the parasite fauna of Oklahoma anura. *Proc. Okla. Acad. Sci.*, 14: 16-19.
77. VAZ, Z. and PEREIRA, C. (1934). Contribuicao ao conhecimento dos nematoides de peixes fluviais do Brasil. *Archos Inst. Biol. S. Paulo*, 5: 87-103.
78. VERMA, S. C. and AGRAWAL, M. P. (1932). A new species of *Spinitectus* a nematode from India. *Rec. Indian Mus.*, 34: 263-268.
79. VOTH, D. R. and LARSON, O. R. (1968). Metazoan parasites of some fishes from Goose River, North Dakota. *Am. Midl. Nat.*, 29: 216-224.
80. WARD, H. B. and MAGATH, T. B. (1917). Notes on some nematodes from freshwater fishes. *J. Parasit.*, 3: 57-64.
81. WILLIAMS, H. H. (1960). A list of parasitic worms, including 22 new records, from marine fishes caught off the British Isles. *Ann. Mag. nat. Hist.*, Ser. XIII, 2: 705-715.
82. XA KY. (1971). Nekotorye vidy nematod iz presnovodnykh ryb severnogo vietnama. (Some species of Nematoda from freshwater fishes of North Vietnam). *Parazitologiya*, 5: 241-250.
83. YAMAGUTI, S. (1935). Studies on the helminth fauna of Japan. Part 9 (1). Nematodes of fishes. I. *Jap. J. Zool.*, 6: 337-386.
84. YORKE, W. and MAPLESTONE, P. A. (reprinted 1963). *The Nematode Parasites of Vertebrates*. Hafner Publishing Co. New York, 1926.
85. ZEDER, J. H. G. (1800). *Erster Nachtrag zur Naturgeschichte der Eingeweidewurmer mit Zusätzen und Anmerkungen herausgegeben*. xx + 320 pp. Leipzig.

Universidad de Córdoba
Facultad de Veterinaria
Cátedra de Parasitología y Enfermedades parasitarias
Córdoba (España)

ULTRAESTRUCTURA DE LAS FASES INTESTINALES DE *ISOSPORA LACAZEI* LABBE 1893 EN *CARDUELIS CARDUELIS*

por

HERNANDEZ RODRIGUEZ, S.; CALERO CARRETERO, R.; BECERRA
MARTELL, C.; DOMINGUEZ DE TENA, M.; MORENO MONTAÑEZ, T.;
MARTINEZ GOMEZ, F.

SUMMARY

An ultrastructural study is made of the intestinal phases of the life cycle of *Isoospora lacazei* by way of experimental inoculations in *Carduelis carduelis*. A chronological study is made of the different evolutive stages, characterised by the appearance of merozoites inside the macrophages between 144-168 hours p. i.

The merozoites are characterised by their possession of two membranes, one or two micropores, 26 subpellicular microtubules, conoid, two pre-conoidal rings two, anterior polar rings, one posterior polar ring and two rhoptries of strong electronic density in their whole length, surrounded by a membrane.

The microgametocytes show a unit membrane and their nuclei are irregular and peripheric. An abundance of mitochondria exist adjacent to them.

The macrogametocytes are surrounded by two unit membranes, without micropores. The endoplasmic reticulum is abundant, forming many groups, in which swellings of osmiophilic material are observed in its interior. We have only observed type II granulations. The other typical inclusions present in other *Eimeriidae* do not appear such as lipidic and amilopectine and wall forming bodies I.

The mitochondria of all the stages of the parasite are of tubular type.

(Recibido el 16-XII-75)

REV. IBER. PARASITOL. Vol. 36 (1-2), 1976.

INTRODUCCION

El ciclo evolutivo de las especies del género *Isospora* no ha sido estudiado en extensión y profundidad hasta fechas muy recientes, habiéndose puesto de manifiesto la existencia de formas evolutivas extra-intestinales, localizadas en órganos y células del S.R.E. (Frenkell, 3).

Box (1) estudia el ciclo de *Isospora* sp. inoculada experimentalmente a *Serinus canarius* y describe la presencia de formas "atoxoplásmicas" en hígado, bazo y pulmón, asignándoles el papel de fases evolutivas asexuales.

El aspecto ultraestructural de estos ciclos ha sido muy poco investigado, por lo que estimamos de interés, continuando una anterior aportación, la publicación de nuestros trabajos realizados en jilgueros (*Carduelis carduelis*) y referidos exclusivamente a las fases intestinales de su ciclo evolutivo.

MATERIAL Y METODOS

Empleamos para nuestras experiencias diez lotes de jilgueros (*Carduelis carduelis*) de tres animales cada uno, previa comprobación de la ausencia de coccidios parásitos mediante exámenes coprológicos durante siete días consecutivos.

La inoculación experimental, de 50.000 ooquistes aproximadamente por ave, se efectúa a partir de una población pura obtenida con un solo ooquiste aislado de jilgueros infestados naturalmente, y de acuerdo con las técnicas habituales.

Los animales se sacrifican por lotes, de 24 en 24 horas. Las porciones empleadas para el estudio corresponden a fragmentos de intestino a nivel de flexura duodeno-yeyunal. Estas muestras se fijan en glutar-aldehído tamponado al 5% y se post-fijan en tetróxido de osmio, realizándose la deshidratación con la escala de acetonas. La inclusión definitiva se verifica en Durcupan A.C.M. (Araldit). Los ultracortes se obtienen en un ultramicrotomo LKB III, y las preparaciones se observan en un microscopio Philips 300.

RESULTADOS

Las observaciones realizadas con microscopía electrónica a nivel intestinal nos han permitido comprobar las siguientes fases evolutivas:

24 horas p. i.: esquizontes con dos o tres núcleos en el interior de una vacuola parasitófora en las células del epitelio intestinal.

48 horas p. i.: esquizontes maduros, con merozoitos, contenidos en una vacuola parasitófora muy manifiesta, en las células intestinales de absorción.

72 horas p. i.: merozoitos albergados en el interior de macrófagos. Estos macrófagos atraviesan la membrana basal de las células epiteliales, recogiendo así los merozoitos, que son incluidos en su citoplasma, y, en numerosas ocasiones, abarcados por el núcleo de la célula hospedadora. Dichos macrófagos atraviesan por diapedesis la membrana basal y se sitúan en la lámina propia.

95-120 horas p. i.: las mismas formas parasitarias que en el lote anterior, aunque se pueden observar también macrófagos parasitados en el interior de los vasos sanguíneos. (Fig. 4).

144-168 horas p. i.: no se observan formas parasitarias.

192 horas p. i.: aparición de gametocitos en el epitelio, situados en el interior de vacuolas parasitóforas.

ESQUIZONTES Y MEROZOITOS DE PRIMERA GENERACION

Los esquizontes observados en el epitelio intestinal, de 11 por 10 μ m, presentan a las 24 horas p. i. de dos a tres núcleos, algunos de ellos en estado de mitosis. (Fig. 1).

La evolución del esquizonte permite la observación de merozoitos, de 6,5 por 2,5 μ m, en escaso número, rodeados por un complejo pelicular formado por una membrana externa, que presenta unidad de membrana, y otra interna, más osmiófila, constituida a su vez por dos unidades de membrana. La membrana externa se muestra ondulada en gran parte de su recorrido (Fig. 2), tanto en cortes transversales como longitudinales.

En el extremo anterior del merozoito se encuentra el conoide, que en cortes longitudinales aparece constituido por trozos en forma de arco. Por delante de él se hallan dos anillos preconoidales y una gran cantidad de micronemas, que según el ángulo de corte se nos muestran como estructuras alargadas o circulares. Los micronemas no tienen una densidad electrónica uniforme, correspondiendo la parte más osmiófila a su zona central. Los rhoptrios, en número de dos, se localizan en la parte apical del merozoito.

En el citoplasma aparecen escasas mitocondrias y algunas vesículas. El retículo endoplásmico está también representado en pequeñas zonas. No hemos comprobado la presencia del complejo de Golgi.

El hialoplasma, de densidad electrónica casi uniforme, es compacto y homogéneo, con gran cantidad de ribosomas libres.

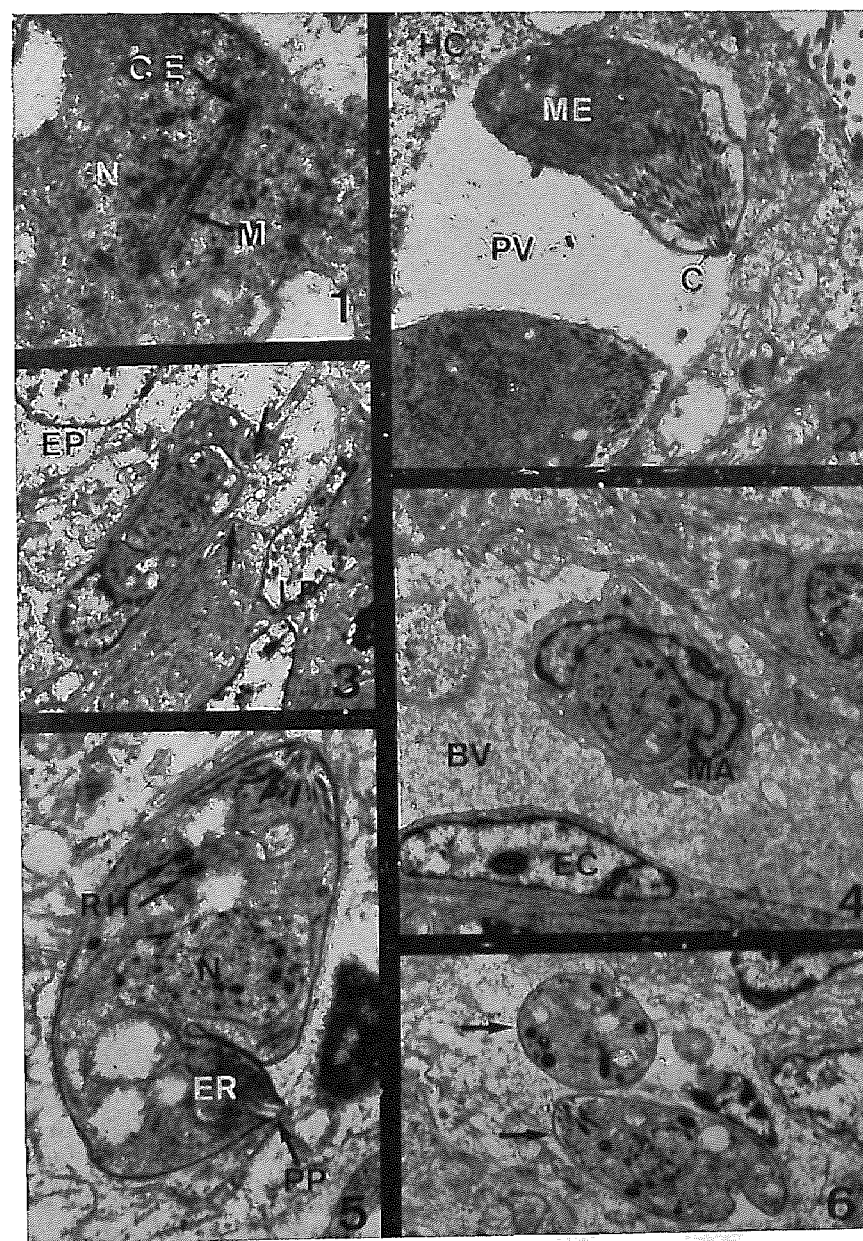
El núcleo es también homogéneo, con la cromatina agrupada en gruesos grumos.

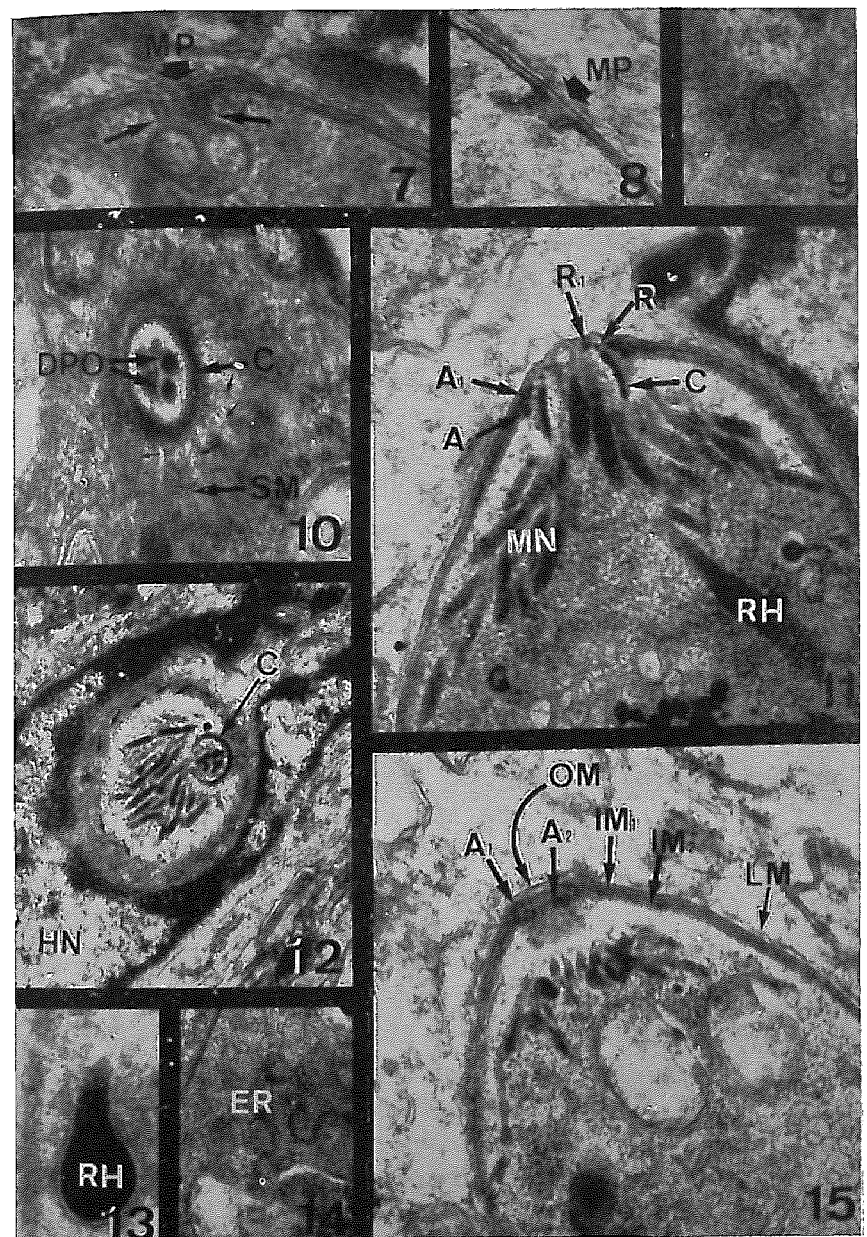
Estos merozoitos al abandonar la vacuola parasitófora e ingresar en un macrófago, sufren una transformación en lo que respecta a los orgánulos citoplasmáticos y a su hialoplasma, haciéndose perfectamente diferenciable estas estructuras, en tanto que su tamaño es semejante al de los que se encuentran en el epitelio.

Esta transformación consiste en la apreciación de unas estructuras mas diferenciadas que las encontradas en el epitelio, con una forma variable que depende de la presión a que son sometidos por los macrófagos. Es frecuente ver invaginaciones en las membranas, debidas posiblemente a esta misma causa. (Fig. 5).

El complejo pelicular también está constituido por una membrana externa con una unidad de membrana de unos 13 a 15 nm, y otra interna, osmiófila, en la que se aprecian dos unidades de membrana y de 17,5 a 20 nm. (Fig. 15).

A nivel de estas membranas encontramos uno o dos microsporos que son soluciones de continuidad de las mismas, y que hemos observado en distintos grados de evolución. En reposo (Fig. 8) aparecen como dos trozos muy osmiófilos dirigidos perpendicularmente hacia el interior, y cuyo fondo no se encuentra revestido por ningún tipo de membrana. El microporo





presenta un diámetro de 70 a 90 nm. En actividad, el fondo de saco aparece limitado por una membrana que corresponde a la externa del merozoito, en la que se encuentran materiales y substancias.

La membrana interna también se halla interrumpida en otras zonas. Una, en la parte apical, en donde sufre unos engrosamientos para formar los anillos polares anteriores, en número de dos (Fig. 11), y otra en la parte distal, para formar un poro o anillo posterior (Fig. 5). Los cortes transversales del anillo posterior muestran la figura de dos anillos concéntricos con un diámetro para el círculo interno de 70 a 80 nm, y de 125 a 145 nm para el externo. (Fig. 9). En el centro geométrico se aprecia una estructura osmiófila a modo de conducto.

Por debajo del complejo pelicular, y adosados a él, existen 26 microtúbulos subpeliculares que arrancan del conoide y se dirigen hacia el extremo posterior. Estos microtúbulos tienen un diámetro de 18 a 20 nm. (Fig. 12).

En el extremo anterior el conoide presenta, en cortes longitudinales, dos trozos muy densos a los electrones, que se encuentran algo arqueados. Su longitud es de 250-260 nm, teniendo su diámetro anterior de 290 a 300 nm y el posterior 370. Por delante del conoide existen dos estructuras puntiformes osmiófilas que constituyen dos anillos preconoidales (Fig. 11).

Los rhoptrios, de gran densidad electrónica, son piriformes y se encuentran rodeados por una unidad de membrana. (Fig. 13). Están constituidos por una parte distal, muy compacta y muy osmiófila, de unos 430 nm de diámetro y una parte proximal, más estrecha, de menor densidad electrónica, y que desemboca en el complejo apical. (Fig. 10).

En la parte anterior se encuentran igualmente los micronemas, que ocupan un cuarto del volumen celular del parásito. Son estructuras dielectrónicas de 60 a 75 nm (Fig. 11).

Las mitocondrias presentan prolongaciones digitiformes cuyas crestas corren en sentido del eje mayor, por lo que podríamos encuadrarlas como mitocondrias tubulares. Su matriz es densa a los electrones y presenta una unidad de membrana.

El retículo endoplásmico está representado en sus dos versiones. El R. E. rugoso está formado por membranas paralelas, y se distribuye irregularmente por todo el volumen celular en

forma de estratos concéntricos (Fig. 14) con gran cantidad de ribosomas situados principalmente en la porción anterior del parásito. El R. E. liso se localiza preferentemente en la parte anterior.

El complejo de Golgi, en forma de sacos paralelos, se puede apreciar en las proximidades del núcleo.

En el citoplasma encontramos escasas inclusiones de naturaleza protéica y lipídica.

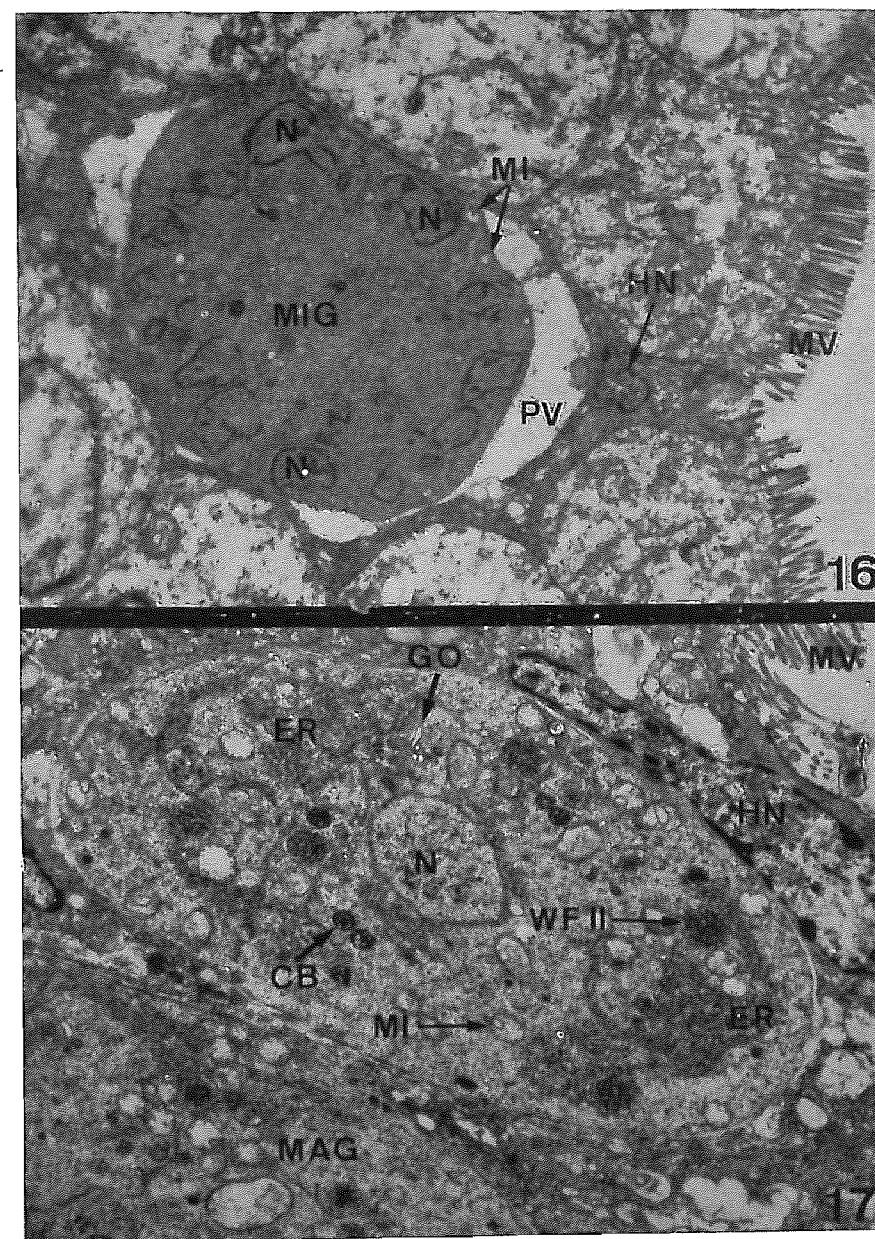
El núcleo está situado en la zona central del merozoito y su volumen es bastante grande en relación con el parásito. Los ácidos nucleicos aparecen agrupados en grumos de gran densidad electrónica que, a menudo, se disponen en contacto con la membrana nuclear en la que se observan algunos poros nucleares. El nucleolo es muy manifiesto y de gran densidad electrónica.

Respecto a los macrófagos que actúan de hospedadores, no podemos precisar si capturan activamente a los merozoitos, o bien penetran estos merced a su propia actividad, pero es preciso hacer constar que en ninguna de nuestras observaciones hemos podido encontrar parásitos en estado de degeneración. En nuestras observaciones hemos comprobado que son los macrófagos los que atraviesan la membrana basal para invadir los territorios epiteliales, donde se aprecian estas células móviles con parásitos en su interior. Posteriormente retornan por diapedesis a lámina propia (Fig. 3), donde se hallan en gran cantidad.

Los merozoitos intracelulares se encuentran rodeados por una unidad de membrana elaborada por la célula, que tiene menor densidad electrónica que las del complejo pelicular del parásito. En muchos territorios se aprecia contacto entre las membranas del parásito y la de la célula hospedadora, por lo que la vacuola parasitófora es muy poco notable.

En ninguno de los macrófagos parasitados hemos encontrado estadios que indiquen fases evolutivas del parásito. Esto, unido a su hallazgo en la luz de vasos sanguíneos nos hace pensar en ulteriores multiplicaciones extraintestinales, pensamiento que será objeto de posteriores experiencias.

La presencia de dos o más merozoitos en el interior de un macrófago y en distintas vacuolas parasitóforas (Fig. 6) la es-



timamos ocasionada por la adquisición de dichas formas parasitarias durante su permanencia en los territorios epiteliales.

GAMETOCITOS

A partir de las 192 horas se pueden apreciar gametocitos en el interior de las células epiteliales. En un principio son prácticamente indiferenciables, pero a medida que evolucionan se pueden observar las típicas estructuras que los identifican.

Los microgametocitos (Fig. 16), de 15 por 11 μm , tienen forma elipsoide o redondeada y están rodeados por una unidad de membrana. El R. E. aparece en escasa cantidad, si bien existen numerosas mitocondrias tubulares localizadas preferentemente en la periferia y en las proximidades de los núcleos. El hialoplasma es compacto, presentando una densidad electrónica uniforme. Los núcleos se encuentran en la zona periférica, tienen forma irregular y su cromatina se distribuye contactando con la envoltura nuclear.

Los macrogametocitos (Fig. 17), de 8 a 12 μm de longitud por 6 a 8 de anchura, se encuentran rodeados por dos membranas, externa e interna, ambas con unidad de membrana. Se caracterizan porque tienen gran cantidad de R. E. rugoso agrupado en parcelas donde produce zonas dielectrónicas. Entre las membranas del R. E. se observan numerosas dilataciones en las que existe un material osmiófilo, material que se va acumulando hasta constituir los cuerpos formadores de la pared tipo II, de aspecto esponjoso y con diámetro de 0,6 a 0,7 μm . Por lo que respecta a las granulaciones de tipo I, no hemos podido comprobar su presencia. Lo mismo sucede con las inclusiones lipídicas y de amilopectina. Sin embargo existen unas estructuras redondas muy osmiófilas que identificamos como sustancias paracristalinas. En las proximidades del núcleo se encuentra un complejo de Golgi. Las mitocondrias, como en las anteriores formaciones parasitarias, son tubulares. El núcleo presenta escasas condensaciones cromatínicas. El nucleolo es muy manifiesto y ocupa una gran parte del volumen nuclear.

DISCUSION

Los merozoitos encontrados en el interior de una vacuola parasitófora en las células epiteliales presentan una ultraes-

estructura semejante a los de distintas especies de *Eimeria*, si bien debemos resaltar la carencia casi absoluta de elementos citoplasmáticos. Las ondulaciones de la membrana externa que hemos observado en esta fase evolutiva son parecidas a las halladas en esporozoitos de *Isospora canis* por ROBERTS et al. (10), que les asignan una funcionalidad relacionada con la motilidad.

Lo que caracteriza el ciclo que estudiamos es el transporte de los merozoitos por parte de los macrófagos a otros territorios, sin que encontremos en ningún caso parásitos en degeneración, transporte que tiene lugar por el interior de los vasos sanguíneos. Este aspecto del ciclo ha sido observado anteriormente en el canario por Box (1) por medio de microscopia óptica. Existen otros parásitos afines que aparecen en macrófagos, como ocurre con *Benoitia jellisoni* (SENAUD et al., 19), aunque en este caso si se observa en el interior de dichas células un tipo de reproducción caracterizado por una endiodiogenia. Igualmente MEHLORN y SCHOLTYSECK (7), han observado merozoitos de *Toxoplasma gondii* en el interior de monocitos.

Los elementos ultraestructurales hallados en los merozoitos son semejantes a los de otros *Eimeriidae*. Estas formas parasitarias se encuentran rodeadas por un complejo pelicular constituido por dos membranas, externa e interna, tal como describen ROBERTS et al. (10) en esporozoitos de *I. canis*. Las soluciones de continuidad que presenta la membrana interna, microporos, anillos polares anteriores y posterior, aparecen en numerosas especies de *Eimeria* e *Isospora*. En *I. lacazei* existen dos anillos polares anteriores, lo mismo que en *I. canis* (ROBERTS et al., 10), *E. ninakholyakimovae* (KELLEY y HAMMOND, 6) y *E. callospermophili* (ROBERTS et al., 9). En la mayoría de las especies de *Eimeria* existe un solo anillo polar, como ocurre en *E. pragensis* (SENAUD y CERNA, 17), *E. alabamensis* (SAMPSON y HAMMOND, 11), *E. ferrisi* (CHOBOTAR et al., 2), etc. En cuanto al anillo polar posterior, aparece en casi todos los merozoitos de *Eimeria* e *Isospora*. La carencia de una membrana que revista el interior del microporo inactivo es un hecho que ha sido observado en macrogametos de *Klossia halicina* (VOLKMAN, 22) y en trofozoitos de *Coleotropha durchoni* (VIVIER y PORCHET-HENNERE, 21).

En el complejo apical podemos observar el conoide, estructura que, salvo pequeñas diferencias, es constante en todos los

Apicomplexa. La presencia de dos anillos preconoidales en *I. lacazei* ha sido descrita anteriormente en otros coccidios. Concretamente en *I. canis* por ROBERTS (10) y *E. callospermophili* (9), *T. gondii*, *Sarcocystis tenella* (SENAUD, 10) y *E. rufae* (HERNANDEZ, 5).

Hemos encontrado 26 microtúbulos subpeliculares, cantidad encontrada igualmente en *I. canis* (ROBERTS et al., 10). SCHMIDT et al. (12) encuentran de 18 a 22 en merozoitos de *Isospora sp.* En las distintas especies del género *Eimeria* se encuentran en número variable, que oscila desde 22, en *E. bovis* (SHEFFIELD y HAMMOND, 20), hasta 26 en *E. magna* (SENAUD y CERNA, 18). Uno de nosotros (HERNANDEZ, 5) ha descrito 22 en *E. rufae*. La funcionalidad de los microtúbulos no se conoce con certeza, relacionándola algunos autores con la motilidad, en tanto que otros le asignan un papel de citoesqueleto.

Los rhoptrios y micronemas que hemos descrito en los merozoitos de *I. lacazei* son semejantes a los de otros *Eimeriidae*, si bien la parte más estrecha de los rhoptrios que describimos en nuestro trabajo, de menor densidad electrónica que la parte distal, sigue siendo una estructura compacta, no alveolar, a diferencia de lo que sucede en algunas *Eimerias* (*E. magna*, *E. bovis*, *E. rufae*, etc.).

Las demás estructuras que aparecen en nuestros merozoitos, núcleo, complejo de Golgi, mitocondrias y retículo endoplásmico se encuentran en los demás *Eimeriidae*, aunque debemos señalar la gran cantidad de retículo endoplásmico rugoso en forma de estratos concéntricos que aparece en la porción posterior del merozoito de *I. lacazei*.

Los gametocitos aparecen recubiertos por una unidad de membrana, como sucede en casi todos los miembros de la familia.

En *E. stiedae*, *E. bovis* y *E. auburnensis* (HAMMOND et al., 4) se ha descrito la existencia de una gran cantidad de núcleos periféricos, con numerosas mitocondrias que se colocan adyacentes a los mismos. En nuestras observaciones hemos comprobado estas características, si bien el citoplasma de *I. lacazei* es compacto y homogéneo, en tanto que el de otras especies de *Eimeria* se presenta con numerosas vesículas y gran cantidad de Retículo endoplásmico.

Las membranas que envuelven a los macrogametos están compuestas por dos unidades de membrana semejantes a las halladas por PELSTER (8) en macrogametos de *I. felis* e *I. rivolta*, y por SCHOLTYSECK et al. (14) y (15) en *E. bovis* y *E. maxima* respectivamente. Las inclusiones lipídicas y de amilopectina que se encuentran en numerosos macrogametos de *Eimeriidae* no han sido encontradas por nosotros. Las granulaciones tipo II, de aspecto esponjoso, que hemos descrito en este trabajo, se hallan también en *E. perforans* (SCHOLTYSECK et al., 15) y en *E. tenella* (SCHOLTYSECK et al., 13), entre otros, mientras que los macrogametos de *I. felis* e *I. rivolta* presentan una estructura compacta. En todos los casos, los cuerpos formadores de la pared tipo II son producidos en dilataciones del R. E. cuyas membranas envuelven completamente a este tipo de inclusiones. Las granulaciones de tipo I no han sido encontradas por nosotros.

El hallazgo de sustancias paracristalinas en el macrogameto de *I. lacazei* es un hecho que no ha sido descrito por otros autores.

La vacuola parasitófora que envuelve esta forma parasitaria es poco manifiesta, y en ella no se encuentra ningún tipo de elementos tubulares semejantes a los descritos en *E. perforans* y *E. maxima* por SCHOLTYSECK (15) y *E. auburnensis* por HAMMOND y sus colaboradores (4).

RESUMEN

Se realiza un estudio ultraestructural de las fases intestinales del ciclo evolutivo de *Isospora lacazei* mediante inoculaciones experimentales en *Carduelis carduelis*.

Se relaciona la cronología de las diferentes etapas evolutivas, caracterizada por la aparición de merozoitos en el interior de macrófagos entre las 144-168 horas "post inoculatio".

Los merozoitos se caracterizan por poseer dos membranas, uno o dos microporos, 26 microtúbulos subpelliculares, conoide, dos anillos pre-conoidales, dos anillos polares anteriores, un anillo polar posterior y dos roptrios de gran densidad electrónica en toda su longitud, rodeados por una membrana.

Los microgametocitos presentan una unidad de membrana y sus núcleos son irregulares y periféricos. Existen abundantes mitocondrias adyacentes a ellos.

Los macrogametocitos están rodeados por dos unidades de membrana, sin microporos. El retículo endoplásmico es muy abundante y se

encuentra agrupado por parcelas, observándose dilataciones con material osmiófilo en su interior. Solo hemos observado granulaciones de tipo II, pero en ningún caso hemos encontrado otras inclusiones típicas de *Eimeriidae*, como son las lipídicas, de amilopectina, o las granulaciones tipo I.

Las mitocondrias de todas las formas parasitarias son del tipo tubular.

REFERENCIAS

- 1.—BOX, E. D. (1970). *Atoxoplasma* associated with an *Isospora* oocyst in canaries. *J. Protozool.*, 17: 391-396.
- 2.—CHOBOTAR, B., E. SCHOLTYSECK, J. SENAUD y V. ERNST (1975). A fine structural study of asexual stages of the murine coccidium *Eimeria ferrisi* Levine and Ivens, 1965. *Z. Parasitenk.*, 45: 291-306.
- 3.—FRENKEL, J. K. (1974). Advances in the biology of Sporozoa. *Z. Parasitenk.*, 45: 125-162.
- 4.—HAMMOND, D. M., E. SCHOLTYSECK y M. L. MINER, (1967). The fine structure of microgametocyte of *E. perforans*, *E. stiedae*, *E. bovis* and *E. auburnensis*. *J. Protozool.*, 53: 235-247.
- 5.—HERNANDEZ RODRIGUEZ, S. (1975). Descripción del ciclo evolutivo de *Eimeria rufae* n. sp. (Apicomplexa, *Eimeriidae*) parásito de *Alectoris rufa* al microscopio óptico y electrónico. Publicaciones Servicio Reprografía Univ. Córdoba, Córdoba.
- 6.—KELLEY, G. L. y D. M. HAMMOND, (1972). Fine structural aspects of early development of *E. ninakohlyakimovae* in cultured cells. *Z. Parasitenk.*, 38: 271-284.
- 7.—MEHLHORN, H. y E. SCHOLTYSECK, (1974). Cytological studies on host-parasite relationships in Sporozoa (*Eimeria*, *Toxoplasma*, *Sarcocystis*, *Frenkelia*, *Hepatozoon*, *Plasmodium* and *Babesia*) by means of different methods. *Microscop. Acta*, 75: 429-451.
- 8.—PELSTER, B. (1973). Fine structure of the macrogametes of *Isospora felis* and *I. rivolta*. *Z. Parasitenk.*, 41: 29-46.
- 9.—ROBERTS, W. L. y D. M. HAMMOND, (1970). Ultrastructural and cytological studies of sporozoites of four *Eimeria* species. *J. Protozool.*, 17: 76-86.
- 10.—ROBERTS, W. L., J. L. MAHRT y D. M. HAMMOND, (1972). The fine structure of the sporozoites of *I. canis*. *Z. Parasitenk.*, 40: 183-194.
- 11.—SAMPSON, J. R., D. M. HAMMOND, (1972). Fine structural aspects of development of *E. alabamensis* schizonts in cell cultures. *J. Parasitol.*, 58: 311-322.
- 12.—SCHMIDT, K., M. R. L. JOHNSTON y W. E. STEHBENS (1967). Fine structure of the schizont and merozoite of *Isospora* sp. (Sporozoa, *Eimeriidae*) parasitic in *Gehyra variegata* (Reptilia, Gekkonidae). *J. Protozool.*, 14: 602-608.
- 13.—SCHOLTYSECK, E., R. GÖNNERT y A. HABERKORN (1969). Die Feinstruktur der Makrogameten des Hühnercoccids *E. tenella*. *Z. Parasitenk.*, 33: 31-43.

- 14.—SCHOLTYSECK, E., D. M. HAMMOND y J. V. ERNST, (1966). Fine structure of the macrogametes of *E. perforans*, *E. stiedae*, *E. bovis* and *E. auburnensis*. *J. Parasitol.*, 52: 975-987.
- 15.—SCHOLTYSECK, E., H. MEHLHORN y D. M. HAMMOND, (1971). Fine structure of macrogametes and oocysts of coccidia and related organisms. *Z. Parasitenk.*, 37: 1-43.
- 16.—SENAUD, J., (1967). Contribution à l'étude des Sarcosporidies et des Toxoplasmes. *Protistologica*, 3: 167-232.
- 17.—SENAUD, J. y Z. CERNA, (1968). Etude en microscopie électronique des merozoites et de la merogonie chez *E. pragensis*. Coccidie parasite de l'intestin de la souris (*Mus musculus*). *Ann. Stat. Biol. Besse-en-Chandesse*, 3: 221-242.
- 18.—SENAUD, J. y Z. CERNA, (1969). Etude ultrastructurale des merozoites et de la schizogonie des Coccidies (Eimeriina): *E. magna* de l'intestin des lapins et *E. tenella* des caecums des poulets. *J. Protozool.*, 16: 155-165.
- 19.—SENAUD, J., H. MEHLHORN y E. SCHOLTYSECK, (1974). *Besnoitia jellisoni* in macrophages and cysts from experimentally infected laboratory mice. *J. Protozool.*, 21: 715-720.
- 20.—SHEFFIELD, H. G. y D. M. HAMMOND, (1966). Fine structure of first-generation merozoites of *E. bovis*. *J. Parasitol.*, 53: 596-606.
- 21.—VIVIER, E. y E. PORCHET-HENNERÉ, (1965).—Ultrastructure de stades végétatives de la Coccidie *Coleotropha durchoni*. *Protistologica*, 1: 89-104.
- 22.—VOLKMANN, B. (1967).—Vergleichend elektronenmikroskopische und lichtmikroskopische Untersuchungen an verschiedenen Entwicklungsstadien von *Klossia helicina*. *Z. Parasitenk.*, 29: 89-113.

ABREVIATURAS EMPLEADAS EN LAS FIGURAS

A₁ y A₂, anillos polares anteriores; BV, vaso sanguíneo; C, conoide; CB, substancia paracristalina; CE, centrocono; DPO, conducto distal de los rhoptrios; EC, célula endotelial; EP, epitelio; ER, retículo endoplásmico; GO, complejo de Golgi; HC, célula hospedadora; HN, núcleo de la célula hospedadora; IM, IM₂, membrana interna; LM, membrana limitante de la vacuola parasitófora; LP, lámina propia; M, microtúbulo; MA, macrófago; MAG, macrogametocito; ME, merozoito; MI, mitocondria; MIG, microgametocito; MP, microporo; N, núcleo; OM, membrana externa; PP, anillo posterior; PV, vacuola parasitófora; R₁, R₂, anillos preconoidales; RH, rhoptrio; SM, microtúbulos subpelliculares; WF II, granulación formadora de la cubierta del ooquiste.

EXPLICACION DE LAS FIGURAS

- Fig. 1.—Núcleo de un esquizonte en proceso de división. 24 horas p.i. × 20980.
- Fig. 2.—Célula epitelial con un esquizonte maduro en su interior. Vacuola parasitófora muy manifiesta. La membrana externa del me-

- rozoito se encuentra ondulada en gran parte de su recorrido. 48 horas p.i., × 13650.
- Fig. 3.—Merozoito en el interior de un macrófago localizado por encima de la membrana basal de las células epiteliales. 72 horas p.i., × 5410.
- Fig. 4.—Macrófago parasitado, en el interior de un vaso sanguíneo. 96 horas p.i., × 15000.
- Fig. 5.—Sección longitudinal de un merozoito en el que se aprecia una invaginación en las proximidades del núcleo, y engrosamientos osmíofilos en la parte distal de la membrana interna que estructuran el anillo posterior. × 17390.
- Fig. 6.—Dos merozoitos en distintas vacuolas parasitóforas dentro de una misma célula hospedadora. × 7925.
- Fig. 7.—Detalle de un microporo activo. Su fondo se encuentra recubierto por la membrana externa del merozoito. × 69700.
- Fig. 8.—Microporo inactivo de un merozoito. Su fondo de saco no aparece recubierto por membranas. × 54700.
- Fig. 9.—Corte transversal del anillo posterior. × 54100.
- Fig. 10.—Sección transversal de un merozoito en la zona del conoide. Se aprecian los conductos distales de los rhoptrios, y microtúbulos dispuestos radialmente. × 38500.
- Fig. 11.—Corte longitudinal de la parte anterior de un merozoito. Se comprueba la presencia del complejo apical formado por dos anillos polares anteriores, dos anillos preconoidales, el conoide, gran cantidad de micronemas y un rhoptrio. × 39000.
- Fig. 12.—Corte oblicuo de la porción anterior de un merozoito alojado en un macrófago. × 23100.
- Fig. 13.—Detalle de la porción distal de un rhoptrio rodeado por una membrana. × 34300.
- Fig. 14.—Retículo endoplásmico de un merozoito formando estratos concéntricos. × 28000.
- Fig. 15.—Sección longitudinal de un merozoito. Se observan los anillos polares anteriores, la membrana limitante de la vacuola parasitófora y las dos membranas de que consta la membrana interna. × 42750.
- Fig. 16.—Microgametocito en el interior de su vacuola parasitófora en una célula intestinal de absorción. Los núcleos se localizan en la periferia. El núcleo de la célula hospedadora se encuentra entre el parásito y el borde microvillar. × 7500.
- Fig. 17.—Macrogametocito. La vacuola parasitófora es muy poco notable. Se observan aglomeraciones zonales de R.E., en cuyas inmediaciones se hallan las granulaciones formadoras de la pared del ooquiste tipo II. × 11650.