

CAPÍTULO 16

Balantioides coli. Balantidiosis

Beatriz A. Osen

Generalidades

Balantioides coli es el protozoo ciliado más grande que parasita al hombre, siendo su reservorio natural el cerdo. No obstante, se lo ha hallado en otras especies como primates, ratas, cobayos, conejos y perros.

La balantidiosis es una enfermedad zoonótica parasitaria, cosmopolita, poco frecuente en el hombre, cuyo hábitat es el intestino grueso (colon y ciego). Puede cursar en forma asintomática o causar disentería balantidiana, enfermedad grave que en algunos casos puede llegar a la muerte, principalmente en países en desarrollo, donde las poblaciones presentan carencias nutricionales y además están poliparasitadas. La forma de transmisión es fecal-oral.

Fue descubierto por Malmtén en el año 1857 en dos personas con disentería y le dio el nombre de *Paramecium coli*, luego en 1863, Stein lo denominó *Balantidium*, nombre que se mantuvo hasta el año 2013, cambiando a *Neobalantidium* (Pomajbíková et al., 2013), debido a diferencias genéticas encontradas entre *B. coli* y otros *Balantidium*, y un año después (Chistiakova et al., 2014) proponen el nombre de *Balantioides*, como lo había designado Alexeieff en 1931. Este nombre es el que actualmente se utiliza en las bases de datos del GenBank y en nuevas publicaciones científicas (Ponce-Gordo & García Rodríguez, 2021).

Morfología

Presenta dos estadios evolutivos en su ciclo de vida: trofozoito y quiste.

El trofozoito, forma vegetativa, es de tipo ovoide, mide 40 a 70 μm de ancho por 50 a 200 μm de largo, su coloración es gris verdoso y presenta el cuerpo recubierto de cilios ubicados regularmente en filas, ligeramente oblicuas. Su estructura es similar a la de los flagelos, integrada por microtúbulos de forma cilíndrica y recta, dispuestos en pares ubicados uno en forma central y nueve periféricos. Estos microtúbulos se mueven sincronizadamente. Los cilios se originan de cinetosomas (ácido nucleico) subsuperficiales ubicados en filas simples y se interconectan por medio de fibrillas (cinetodesmas). La función de los cilios es de desplazamiento, incorporación

de sustancias alimenticias y como organelas táctiles, recibiendo la energía de la hidrólisis del ATP (Becerril, 2012).

A medida que se acercan a la extremidad anterior, se hacen más largos, rodeando una zona llamada peristoma, que presenta una invaginación denominada citostoma (boca), ubicada en posición apical o subapical, por donde ingresan las sustancias alimenticias. Si bien son organismos anaerobios, en su citoplasma se encuentran organelas semejantes a mitocondrias, sin presencia de crestas, que se asocian a hidrogenosomas, además se encuentran retículo endoplásmico, ribosomas y diferentes tipos de vacuolas.

Las vacuolas alimenticias contienen en su interior gránulos de polisacáridos, son del tipo fagocíticas para partículas grandes y pinocíticas para partículas pequeñas y solubles. Los peroxisomas son vesículas que contienen peroxidasa, que lo protege de los efectos nocivos de los compuestos oxidantes, como el peróxido de hidrógeno. Además, se encuentran lisosomas primarios que se originan del retículo endoplásmico y secundarios que surgen de la unión de estos con los fagosomas. Contiene también hialuronidasas, enzimas que digieren el ácido hialurónico de las células del hospedador. También presenta mucocistos, orgánulos en forma de barra que se hallan unidos a la membrana celular. Su presencia se relaciona con las cepas más patógenas. Estos, descargan enzimas hialuronidasa y betaglucoronidasa, las cuales catalizan la hidrólisis de mucopolisacáridos y contribuyen a la invasión de la mucosa del hospedador, aunque no llegan a digerir la capa de mucina que cubre el epitelio del intestino de un hospedador sano. Podrían además intervenir en la formación del quiste (Becerril, 2012).

Se observa la presencia de glucosa-6-fosfatasa en vesículas unidas al retículo endoplásmico o en la membrana y fosfatasa alcalina en la corteza de los cilios, cinetosomas, membranas nucleares, ciliares y en el retículo endoplásmico. Ambas actúan en la regulación de la glucosa, la que utilizan como fuente de energía.

Las vacuolas de excreción transportan y eliminan los metabolitos a través del citopigio (ano) ubicado en la parte más ancha del parásito, en el extremo opuesto al citostoma. Las vacuolas contráctiles, una ubicada en el centro y la otra en el extremo posterior próxima al citopigio, funcionan como orgánulos osmoreguladores.

Se alimenta de bacterias, detritos y sustancias alimenticias de la mucosa y de la luz intestinal y si llegan a los vasos sanguíneos pueden verse eritrocitos en su interior.

Viven en anaerobiosis, pero pueden sobrevivir en condiciones aerobias. Se desplaza por movimientos rotatorios sobre su eje y el movimiento de sus cilios, obteniendo la energía de la degradación de los polisacáridos almacenados en las vacuolas de su citoplasma.

Posee dos núcleos, el macronúcleo, trófico, regula las funciones de alimentación y regeneración, es de forma arriñonada (Kozubsky & Costas, 2017) y el micronúcleo, de forma redonda u ovalada, ubicado en la concavidad del anterior, almacena la información genética, e interviene en la reproducción.

El quiste es la forma de resistencia del parásito, redondeado, mide 50 a 55µm por 45 a 75µm. Posee una doble pared gruesa que lo protege de la desecación y de otros factores ambientales

estresantes, encierra un solo trofozoíto que conserva sus cilios, y se puede observar el macronúcleo en su interior, sobrevive por más tiempo en lugares húmedos y al abrigo de la luz del sol directo. Se elimina junto con las heces (Figura 1).

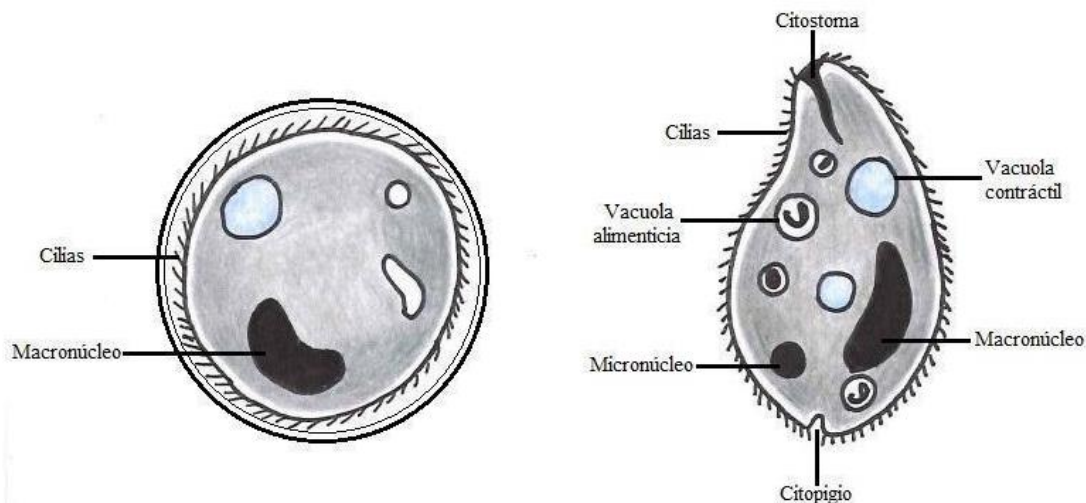


Figura 1. Esquema de quiste (izquierda) y trofozoíto (derecha) de *Balantioides coli*

La reproducción es de dos tipos: asexual (por fisión binaria) y sexual (por conjugación). Durante la fisión binaria se forma un surco transversal que divide a la célula madre en dos, se origina la división del núcleo seguida de la división del citoplasma, dando como resultado dos células hijas. La conjugación, a su vez, consta de varias etapas, en primer lugar, se unen dos organismos por medio de sus membranas plasmáticas, luego se desintegran los macronúcleos y el micronúcleo se divide una vez, posteriormente cada ciliado intercambia un núcleo con el otro y por último se separan. Cada protozoo ahora sintetiza un nuevo macronúcleo que se divide dos veces al mismo tiempo que lo hace el micronúcleo. Por último, cada par de núcleos se separa para formar un nuevo parásito. De esta manera, a partir de cada célula se forman cuatro nuevos ciliados. La conjugación le aporta al parásito mayor resistencia y mayor variabilidad genética (Kozubky & Costas, 2017).

Transmisión y formas de diseminación

El ciclo es directo fecal-oral. La transmisión puede ser cerdo-cerdo, cerdo-hombre u hombre-hombre, siendo esta última forma la menos frecuente. Se produce por la contaminación de alimentos, agua, manos con materia fecal que contenga las formas quísticas del parásito.

La forma de diseminación es a través del quiste, elemento de resistencia e infectante.

Se la considera una enfermedad ocupacional, vinculada al contacto estrecho con animales, por ejemplo, criadores de cerdos, veterinarios, empleados de mataderos.

Ciclo biológico

El ciclo es de tipo monoxénico. Los quistes (forma infectante) ingresan por vía oral al organismo por contaminación de agua, alimentos o por las manos del hospedador. Resisten los jugos gástricos y cuando llegan al intestino, por su acción sumada al pH alcalino, comienza el desenquistamiento por destrucción de la pared quística, emergiendo un trofozoíto que se desarrolla, se alimenta y se multiplica en la luz o en la mucosa del intestino grueso, produciendo ulceración de la misma. Cuando las condiciones se vuelven adversas deja de alimentarse, reduce su tamaño y comienza el enquistamiento, proceso que se produce en el colon y recto del hospedador. Los quistes son eliminados al exterior con las heces formadas, siendo infectantes en el momento de ser eliminados. Cuando las heces son diarreicas se eliminan trofozoítos, que pueden enquistar en el ambiente (Figura 2).

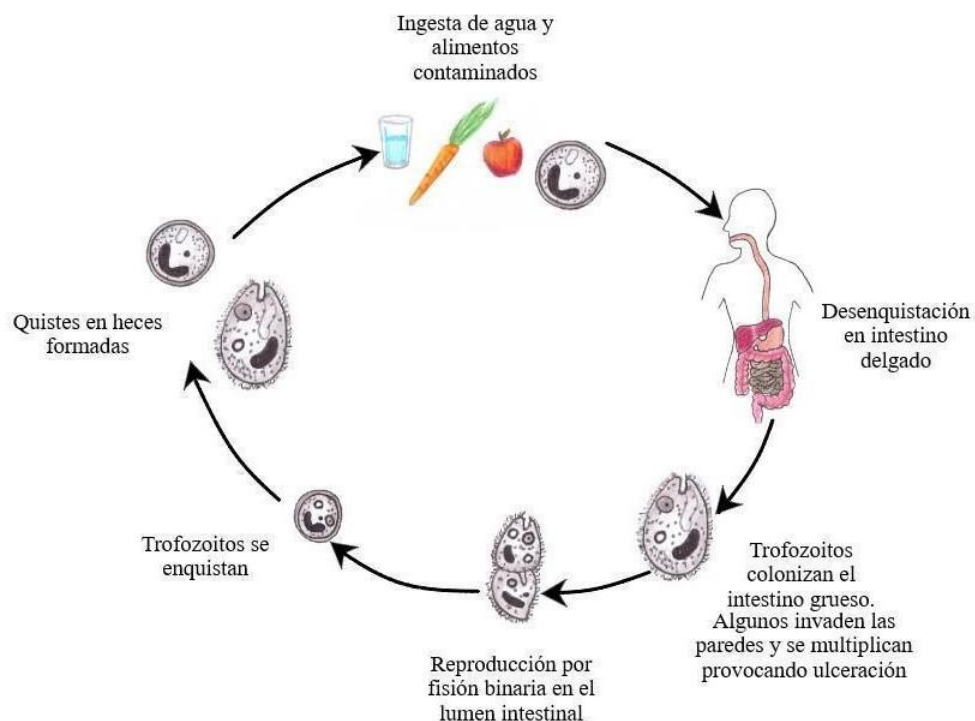


Figura 2. Ciclo biológico de *B. coli*

Patogenia y signología clínica

El hábitat normal es el intestino grueso, región cecal y rectosigmoidea principalmente, donde puede vivir en equilibrio con el hospedador, como comensal debido a la presencia de la flora intestinal, el pH alcalino y una dieta rica en carbohidratos. En ocasiones puede invadir la mucosa y producir patología, principalmente cuando existen lesiones previas, distensiones abdominales, malnutrición, alcoholismo o inmunocompromiso (HIV/SIDA).

Se conocen tres formas de presentación de la enfermedad (Schuster et al., 2008):

1) Asintomática, los hospedadores actuarían como reservorios, portadores y diseminadores de la enfermedad.

2) Balantidiosis aguda, llamada “Disentería balantidiana”, con diarrea explosiva cada 20 minutos, presencia de heces pastosas, sanguinolentas, espumosas, mucosas, con pérdida de peso, tenesmo, dolor tipo cólico en la zona cecal, borborigmos. Puede haber hemorragia y perforaciones intestinales por invasión de la mucosa y submucosa, dando lesiones superficiales (pequeñas) o profundas (amplias), favorecidas por el movimiento del protozoo (rotación sobre su eje y el movimiento de las cilias), su gran tamaño y la producción de enzimas histolíticas, principalmente hialuronidasa. Las ulceraciones de la mucosa se asemejan a las lesiones por *Entamoeba histolytica*, son de forma irregular, necróticas, hiperémicas y pueden confluir haciéndose más extensas. Cuando se produce perforación intestinal, aparecen cuadros de peritonitis con síntomas como fiebre, deshidratación, vómitos y compromiso del estado general, debido a las infecciones bacterianas que se suman al cuadro, pudiendo producir la muerte del paciente. La balantidiosis fulminante puede llegar hasta el 30% de mortalidad.

Puede ocasionar infecciones en otras partes del organismo cuando se producen ulceraciones, ocasionando enfermedades abdominales, pulmonares, hepáticas, genitourinarias, medulares, o cerebrales.

3) Balantidiosis crónica, con diarrea no hemorrágica intermitente, seguida de períodos de constipación, puede haber dolor abdominal inespecífico, cólicos, halitosis, anorexia, cefalea, astenia. Aunque las lesiones intestinales son muy escasas.

Muchas veces actúa como patógeno secundario, ya que la sintomatología presente corresponde a otras comorbilidades (leucemia, trastornos hepáticos, renales, intestinales, autoinmunes, diabetes, psoriasis, infecciones virales o bacterianas).

Distribución Geográfica

Es cosmopolita, predominando en zonas tropicales, subtropicales, especialmente en áreas dedicadas a la crianza de cerdos. La prevalencia en humanos no es tan alta como la de otros protozoos, se calcula de 0,02 a 1% en el mundo, pudiendo variar según las regiones.

Existen zonas donde la prevalencia es mayor, como América Latina (zona del altiplano de Bolivia 6 a 29%), Filipinas, Papúa, Nueva Guinea (28%), Irán Occidental, y Oriente Medio.

Con respecto a la prevalencia en animales, esta varía según el hospedador y si está en cautiverio o en vida silvestre, siendo mayor en los primeros. En cerdos y jabalíes es similar en todo el mundo (30 a 100%), en avestruces y ñandúes (15 a 80%), en camellos (43 a 53%) y en África (hasta 15%). En el ganado vacuno y búfalos (Asia 3,7 a 54,7%), en primates no humanos, las prevalencias varían según la especie, el tipo de vida (cautiverio o silvestre) y el continente estudiado (Ponce-Gordo & García Rodríguez, 2021).

Especies

Las especies representativas en los mamíferos son *B. coli* (humano), *B. suis* (cerdo).

Balantioides coli se ha descrito en una amplia gama de mamíferos, incluidos los seres humanos, los primates no humanos (gorila, chimpancé, babuino, macaco), los cerdos, jabalíes, bovinos, búfalos, ovejas, cabras, elefantes, camellos, equinos, roedores y aves. Existen otras especies intestinales en otros mamíferos y en peces, crustáceos, insectos y anfibios.

En búfalos y en algunas especies de macacos coexisten infecciones con otros ciliados similares imposibles de diferenciar por su morfología, como es la *Buxtonella* sp., que debiera realizarse mediante análisis genéticos (Ponce Gordo et al., 2021).

Diagnóstico

Anamnesis

Antecedentes epidemiológicos, entre otros, dedicación a crianza de cerdos, vivienda en ámbito rural y oficio. Sumado a los signos y síntomas clínicos presentados por el paciente.

Diagnóstico de laboratorio

Examen directo de materia fecal

Preparados húmedos a 40x, en heces diarreicas, frescas o con conservantes para trofozoítos. Estos se reconocen fácilmente por su tamaño, forma y movilidad, se deben estudiar varias muestras porque la eliminación es intermitente (Imagen 1).



Imagen 1. Trofozoíto de *Balantioides coli*. 40X

Método de concentración de trofozoítos

Método de Baermann Especialmente en áreas endémicas o para seguir la evolución del paciente.

Concentración de materia fecal. Se realiza sobre heces firmes colectadas en forma seriada, 3 muestras en días alternados, sobre una solución de formol al 10%. Se realizan métodos de sedimentación clásicos, en búsqueda de quistes (Imagen 2). Los métodos de flotación (sacarosa o solución de cloruro de sodio sobresaturado) pueden utilizarse, pero no se recomiendan, ya que la presión osmótica puede distorsionar la forma de los quistes (Atías et al., 1998).

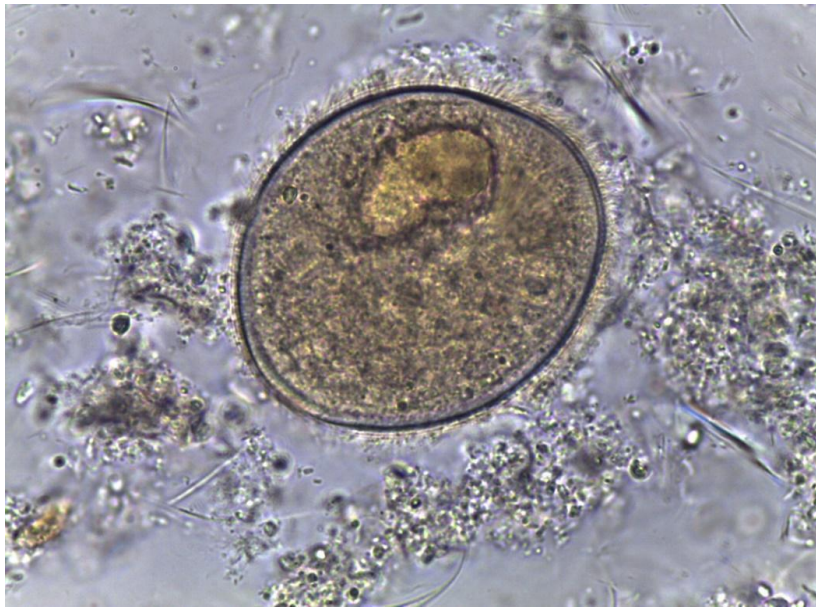


Imagen 2. Quiste de *Balantioides coli*

Métodos complementarios

Se realiza rectosigmoidoscopia, para observar lesiones de la mucosa y obtener muestras para examen parasitológico directo y estudios histopatológicos. Para observar trofozoítos y verles detalles morfológicos se utilizan coloraciones como la de Hematoxilina férrica, Giemsa o Tricrómica. También pueden aplicarse tinciones a base de plata, especialmente utilizadas en estudios de investigación. Los quistes pueden producir fluorescencia bajo luz UV a 340-380nm.

Para la realización de distintos estudios, fenotípicos y genotípicos, se puede cultivar a *Balantioides coli* en forma similar a *Entamoeba histolytica*.

Con respecto a la identificación genética del parásito, no se realiza como práctica de rutina, pero debería realizarse cuando se halla en hospedadores diferentes, cuando presenta localizaciones extraintestinales o cuando la especie hospedadora puede presentar ciliados similares, por ejemplo, bovinos y primates no humanos que se encuentren parasitados por *Buxtonella* sp. (Ponce-Gordo & García Rodríguez, 2021).

Post-mortem

Necropsia y exámenes histológicos.

Tratamiento

El tratamiento de elección para la balantidiosis es Tetraciclina y Metronidazol.

Tetraciclinas: Adultos: 500 mg c/6 hs. 10 días. Niños: 40 mg/kg peso c/6 hs. 10 días (máximo de 2 gr diarios).

Metronidazol: Adultos: 750 mg c/8 hs. 5 días. Niños: 35-50 mg/kg peso c/8 hs. 5 días (máximo de 2 gr diarios).

Otras drogas que se utilizan:

Paramomicina: Adultos: 1500 mg/ c/6 u 8 hs. 5 a 7 días. Niños: 25 mg/kg c/6 u 8 hs. 5 a 7 días.

Iodoquinol: Adultos: 650 mg c/8 hs. 20 días. Niños: 40 mg/kg 3 dosis.

Doxiciclina: 100 mg/día 10 a 14 días en portadores y 20 días en pacientes sintomáticos, principalmente inmunosuprimidos.

Profilaxis

Una de las acciones más importantes es la educación sanitaria para la salud. Evitar el contacto estrecho entre cerdos y humanos. Evitar que los cerdos entren a zonas de cultivo. Contar con una adecuada eliminación de excretas, tanto humanas como de animales, principalmente cerdos, para evitar la contaminación de fuentes de agua potable y de los alimentos (Atías et al., 1998). No utilizar lodos procedentes del procesamiento de aguas residuales como abono. Promover la higiene personal y de los alimentos que se manipulen o consuman. Contar con disponibilidad de agua potable.

Importancia en salud pública

Se pone de manifiesto el importante potencial de transmisión zoonótica del parásito, debido a la gran cantidad de hospedadores reservorios y la facilidad de su mecanismo de transmisión.

Otros ciliados parásitos

Los tricodínicos son protozoos ciliados que afectan tanto a peces de agua dulce como marinos, pudiendo ocasionar grandes pérdidas en las piscifactorías principalmente cuando invaden

en forma masiva y coexisten con factores estresantes como: sobrepoblación de individuos, malnutrición, baja concentración de oxígeno, altos porcentajes de amoníaco libre, principalmente en la crianza de peces a jaula. Siendo los principales protozoarios asociados a la translocación de los peces destinados a cultivo.

Se reconocen más de 300 especies parásitas o simbioses de especies acuáticas. Son los protozoarios más frecuentes, ubicándose en las branquias, aletas y sobre la superficie de la piel, produciendo enfermedades que van de moderadas a graves, llegando a ocasionar altos índices de mortalidad. (Rodríguez et al., 2019).

Trichodina sp. presenta mayor diversidad de especies, siendo menor en *Paratrachodina* sp. de la que solo se conocen alrededor de 10.

Se identifican por la morfología del disco adhesivo, los dentículos y el espiral ciliar adoral, que tienen valor sistémico.

Trichodina sp. posee un disco adhesivo con forma de plato o sombrero, que presenta dentículos entrelazados, integrando un esqueleto con forma de corona en el centro. Los dentículos tienen hojas anchas, rectangulares, con bordes paralelos. Los rayos, prominentes, se dirigen hacia atrás y presentan una ciliatura adoral en forma de espiral mayor a 360° (Martorelli et al., 2005).

Paratrachodina africana. Este género fue propuesto por Lom (1963) y posteriormente descrito en Europa, Asia, África y América. En América del Sur se lo encuentra principalmente en Brasil, afectando la cría de Tilapia.

Presentan forma de disco (Valladão et al., 2013) cuyo diámetro es de 17 a 29 µm, con una parte central estrecha, delgada, redondeada, una ciliatura adoral de 270° y una parte alargada en forma de hoja paralela a la parte central del dentículo adyacente. La hoja se asemeja a un triángulo equilátero con la parte superior mirando hacia la parte central del disco, el borde derecho es cóncavo y el izquierdo convexo. Desde la parte central del disco sale una porción fina en forma de espina, que se ubica en forma paralela a la parte central del dentículo vecino, formando un anillo, considerándose una estructura de soporte. Los rayos son rectos, salen en forma centrípeta, tienen forma de dedos cortos, por cada dentículo salen 5 a 6 espigas radiales. Posee macronúcleo de forma arriñonada y micronúcleo redondeado (Kazubski & Tantawy, 1986) (Imagen 3).

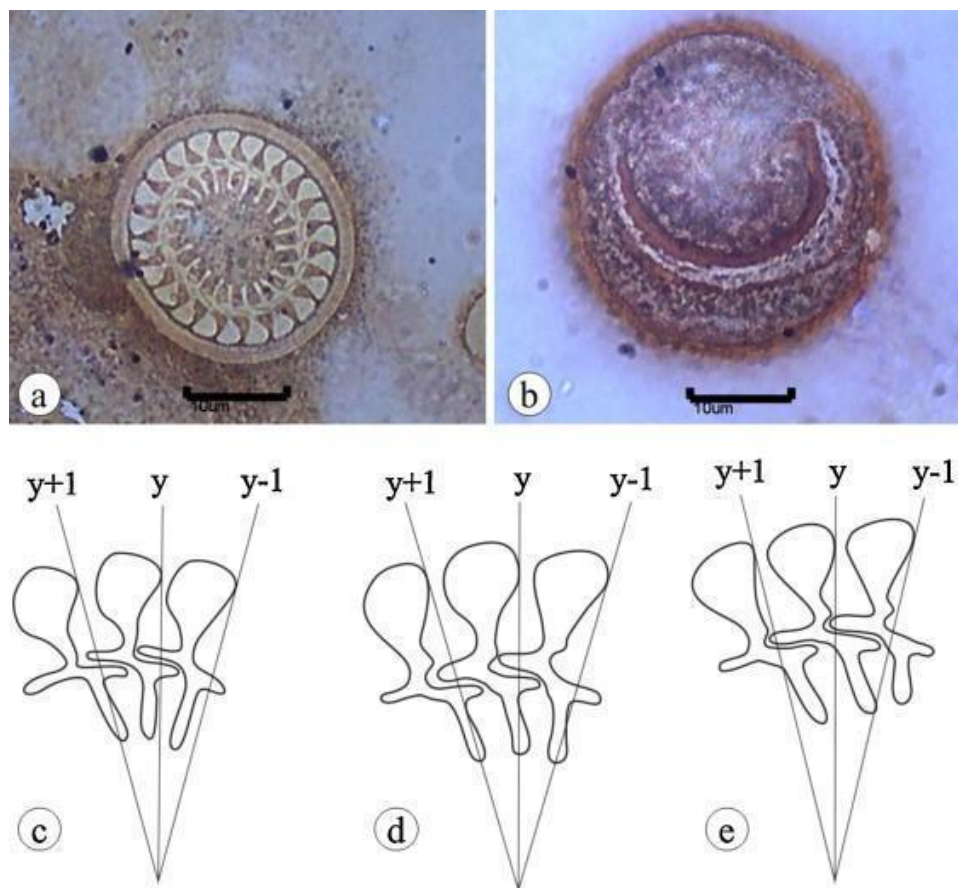


Imagen 3. *Paratrachodina africana* Kazubski y El-Tantawy (1986) impregnadas de plata de Klein en tilapia del Nilo cultivadas que muestran discos adhesivos (a) y cilindros adorales (b). Barra de escala = 10 µm. Dibujo esquemático de los denticulos de *P. africana* en la tilapia del Nilo cultivada que muestra variaciones morfológicas (c – e).

Sintomatología y patogenia

Cuando la infestación es moderada los peces no presentan cambios visibles, en cambio cuando la infestación es masiva se produce disminución de sus movimientos y pérdida de apetito, apareciendo palidez de mucosas, desprendimiento de escamas, acumulación de mucosidad en las bolsas de las branquias y áreas necróticas que toman un color blanquecino (Tafur Zeballos et al., 2017).

En el tejido branquial se observan alteraciones proliferativas, con hiperplasia e hipertrofia de las células que revisten los filamentos branquiales, dando lugar a la fusión de lamelas secundarias, comprometiendo la capacidad respiratoria. (Valladão et al., 2013). Además, este protozoo produce el desprendimiento de la capa epidérmica y la presencia de infiltrado de tipo mononuclear y eosinófilo, con células con contenido de melanina entre la dermis y la hipodermis.

La presencia de los parásitos en las branquias y las lesiones que producen aumentan la susceptibilidad a las infecciones bacterianas.

Tratamiento

Se pueden realizar baños químicos con formalina a 170-250 ppm durante 60 minutos (recomendación aprobada por la FDA), en caso de no haber eliminado todos los parásitos, se pueden realizar baños continuos de 25 ppm, repitiendo las veces que sea necesario hasta la eliminación total (Tafur Zeballos et al., 2017).

Referencias

- Atías, A. (1998). *Parasitología médica*. Chile. Edit. Mediterráneo. 616 pp.
- Becerril Flores, M. A. (2012). *Parasitología Médica*. México. Edit. Mc. Graw Hill Interamericana.
- Chistyakova, L.V., Kostygov, A.Y., Kornilova, O.A. & Yurchenko, V. (2014). Reisolation and re-description of *Balantidium duodeni* Stein, 1867 (Litostomatea, Trichostomatia). *Parasitology Researches*. 113, 4207-4215.
- Kazubski, S.L., & El-Tantawy, S.A.M. (1986). The ciliate *Paratrichodina africana* sp. n. (Peritricha, Trichodinidae) from Tilapia fish (Cichlidae) from Africa. *Acta Protozoologica*. 25(4), 433-438.
- Kozubsky, L. & Costas, M.E. (2017). *Parasitología humana para bioquímicos. Parásitos intestinales*. Facultad de Ciencias Exactas. La Plata. Series: Libros de Cátedra. Recuperado de: <https://libros.unlp.edu.ar/index.php/unlp/catalog/view/886/877/2916-1>.
- Martorelli, S. & Cardillo, F. (2005). Primer Registro de una Trichodina en el Ctenóforo *Mnemiopsis mccradyi* para el Atlántico Sudoccidental. XVII Congreso Latinoamericano de Parasitología, IV Congreso Argentino de Parasitología. Parasitologia Latioamericana Vol 60 (2) Número Extraordinario.:346-347
- Pomajbíková, K., Oborník, M., Horák, A., Petrželková, K. J., Grim, J. N., Levecke, B., ... & Modrý, D. (2013). Novel insights into the genetic diversity of *Balantidium* and *Balantidium*-like cyst-forming ciliates. *PLoS Negl Trop Dis*, 7(3), e2140.
- Ponce-Gordo, F. & García-Rodríguez, J.J. (2021). *Balantioides coli*. *Research in Veterinary Science*. 135: 424-431.
- Rodrigues, F.S., Assane, I.M., Valladão, G.M.R., Paula, F.G.D., Andrade, C.L., Moraes, A.P.D., ... & Pascoal, L.M. (2019). First report of Trichodinella and new geographical records of trichodinids in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) farmed in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28(2): 229-237.
- Schuster, F.L. & Ramirez-Avila, L. (2008). Current world status of *Balantidium coli*. *Clinical microbiology reviews*, 21(4): 626-638.
- Tafur Zeballos, L. & Cotrina, M. (2017). Identificación de parásitos en paiches "Arapaima gigas" juveniles. *Scientia Agropecuaria*. 8 (4): 305-314.
- Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L. & Pilarski, F. (2013). *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. *Veterinary Parasitology*. 197(3-4): 705-710.

Reino Protista

Clado Amebozoa

Phylum Eusea

Clado Archamoebae

Orden Mastigoamoebida

Familia Entamoebidae

Género *Entamoeba*

Género *Iodamoeba*

Género *Endolimax*