ISSN 0798 - 0639

UNIVERSIDAD DE ORIENTE - CUMANA, VENEZUELA / VOLUMEN 40 / Nº 1&2 - 2001

BOLETIN DEL INSTITUTO OCEANOGRAFICO DE VENEZUELA

BOLETÍN DEL INSTITUTO OCEANOGRÁFICO DE VENEZUELA
UNIVERSIDAD DE ORIENTE

Vol. 40 (nros. 1&2) 2001

CONTENIDO

Página

NIRCHIO, M., D. GONZÁLEZ & J. PÉREZ. Estudio citogenético de *Mugil curema* y *M. liza* (Pisces: Mugilidae): Regiones organizadoras del nucleolo. 3

DÍAZ, O. & I. LIÑERO. Poliquetos asociados a substratos artificiales sumergidos en la costa nororiental de Venezuela. II: Serpulidae y Spirorbidae. 9

FREITES, L. & M. NÚÑEZ. Cultivo suspendido de *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* (L., 1758) mediante los métodos de bolsas y aurículas ("Ear Hanging"). 21

FUENTES, M. Estudio geoquímico de carbohidratos, hidrocarburos, aceites y grasas de la Laguna de Chacopata, Estado Sucre, Venezuela. 31

PEÑA, T. & M. JIMÉNEZ. Comunidad de peces en tres praderas de *Thalassia testudinum* del Golfo de Cariaco, Estado Sucre, Venezuela. 39

CHARZEDDINE, L. & M. FARIÑAS. Propiedades bioactivas de algas marinas del nororiente de Venezuela. 49

LIRA, C., G. HERNÁNDEZ & J. BOLAÑOS. Cangrejos porcelánidos (Decapoda: Anomura) de las islas orientales de Venezuela. I. El género *Megalobrachium* STIMPSON, 1858, con dos adiciones a la carcinofauna venezolana. 55

FARIÑAS, M. & I. LIÑERO. Actividad antimicótica de extractos acuosos obtenidos a partir de invertebrados marinos. 67

MARCANO, J. & J. BOLAÑOS. Cangrejos Májidos (Decapoda: Brachyura: Majidae) de las aguas someras marinas venezolanas. 71

FUENTES, J., D. DEZÓN., C. GONZÁLEZ & E. GÓMEZ. Ciclo de vida de *Amyloodinium ocellatum* (BROWN, 1931) (Dinoflagellata: Oodinidae). 83

BALZA, M., M. GUTIERREZ & B. MARÍN. Descripción morfológica y crecimiento en los primeros estadíos larvarios de la sardina *Sardinella aurita* (VALENCIENNES, 1847) (Pisces: Clupeidae). 91

Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela, Univ. Oriente 40 (1&2): 83-89 (2001); 3 Figs.

CICLO DE VIDA DE *AMYLOODINIUM OCELLATUM* (BROWN, 1931) (DINOFLAGELLATA: OODINIDAE)

JOSÉ L. FUENTES ZAMBRANO[1],DÉBORAH E. DEZÓN[2], CÉSAR R. GONZÁLEZ[1] & EGLÉ GÓMEZ FERMÍN[1]

[1]*Escuela de Ciencias Aplicadas del Mar, Universidad de Oriente, Boca del Río, Isla de Margarita, Venezuela*
[2]*Instituto Universitario de Tecnología Eustacio Guevara, Acarigua, Estado Portuguesa, Venezuela.*

RESUMEN: En el presente trabajo se describe el ciclo de vida in vitro de *Amyloodinium ocellatum*, a partir del estadio parasitario obtenido de ejemplares juveniles de *Archosargus rhomboidalis* y *Bairdiella ronchus* capturados en la Laguna La Restinga, Isla de Margarita, Venezuela. En el ciclo de vida de *A. ocellatum* se distinguen tres etapas: el trofonte o etapa parasitaria, con una duración de 72 a 96 horas; el encapsulado o etapa reproductiva, donde ocurren seis divisiones sucesivas que originan en la última de ellas un total de 64 tomitos; y la dinospora o etapa dispersativa, que son células con la morfología típica de un dinoflagelado. Éstas últimas han de encontrar al hospedero en un lapso no mayor de 24 horas o de lo contrario mueren. El ciclo de vida tuvo una duración de 36 horas, incluyendo desde la primera división experimentada por el encapsulado hasta la obtención del nuevo trofonte. Durante los bioensayos los valores de temperatura, salinidad y oxígeno fueron respectivamente de: 24°- 27°C, 38‰, y 100% de saturación. Se señalan las descripciones, medidas y aspectos de cada uno de los diferentes estadios hallados.

ABSTRACT: The present work describes the life cycle of *Amyloodinium ocellatum*, from infected *Archosargus rhomboidalis* and *Bairdiella ronchus* juvenile fish, collected from La Restinga lagoon, Margarita Island, Venezuela. Three stage were clearly distinguished in the life cycle of *A. ocellatum*: the trofont or parasitic stage, which has a duration from 72 to 96 hours, the encapsulated or reproductive stage, where six ongoing divisions yield 64 tomites; and the dinospora or dispersative stage, which is a typical dinoflagellate. At this moment, the dinoflagellate must find the host within 24 hours otherwise they would die. The whole life cycle obtained under laboratory condition took place in 36 hours, that is from the first division up to the complete development of the new trofont. During the bioassays the values of temperature, salinity and dissolved oxygen respectively were: 24°C to 27°C, 38‰, and 100% saturation. Complete descriptions, including external characteristics and morphometry of each stage are presented.

INTRODUCCIÓN

Paralelo al creciente interés y a los avances en materia de cultivo de peces, se detecta la aparición con mayor frecuencia de enfermedades ocasionadas por diversos patógenos, que afectan el normal desarrollo de los organismos en cultivo, mermando la producción y ocasionando pérdidas económicas. En este sentido, ROBERTS (1981), señala que las altas densidades y la extemporaneidad de los factores físico – químicos, entre otros, conducen al desbalance en las condiciones de cultivo, lo cual favorece la aparición de enfermedades, entre otras las de etiología parasitaria.

Aunque no todas las especies de parásitos son productoras de enfermedades, la mayoría implican una serie de cambios desfavorables para el hospedador (PRIETO, 1987), muy especialmente los parásitos de ciclo directo como ciertos protozoos y metazoos (FUENTES & GÓMEZ, 2000).

Dentro de los principales grupos de parásitos que afectan a peces marinos y dulceacuícolas se encuentran los protozoos: ciliados, flagelados y esporozoos, que en oposición a las formas de vida libre viven en forma continua o discontinua en piel, branquias, tejidos y órganos internos.

Amyloodinium ocellatum (BROWN, 1931) BROWN, 1934 es un ectoparásito microscópico, unicelular, de características complejas, reflejadas en la similitud que posee con la célula animal y/o vegetal; motivo de divergencia taxonómica. Es un parásito inespecífico obligado de peces marinos, causa la denominada "enfermedad de los peces de coral", "enfermedad terciopelo" o "amyloodiniosis". Forma parte importante de un grupo de organismos conocidos como oodinoides. Estos han demostrado poseer un alto grado de adaptabilidad, confirmado por la existencia de cinco géneros análogos señalados a nivel mundial, para diferentes ambientes acuáticos (marinos, estuarinos y

dulceacuícolas), y especies de peces, inclusive anfibios: *Amyloodinium*, *Piscinoodinium*, *Crepidoodinium*, *Ichthyodinium* y *Oodinioides* (NOGA & LEVY, 1995).

Amyloodinium ocellatum puede alcanzar proporciones epizoóticas en acuarios (BROWN, 1934; NIGRELLI, 1936; BROWN & HOVASE, 1946; DEMPSTER, 1955; LAIRD, 1956; HOJGAARD, 1962) y en sistemas de cultivo (TAREEN, 1986; COLORNI & DIAMANT, 1992; CHEING & HUANG, 1993; ÁLVAREZ *et al.*, 1995), encontrándose ampliamente difundida en el mundo.

En Venezuela GASPAR (1987) señala la existencia de este parásito en cultivos de "pámpanos" (*Trachinotus goodei* y *T. carolinus*) en la Isla de Margarita. Adicionalmente GÓMEZ & FUENTES (1997) y FUENTES & GÓMEZ (2000), lo refieren en *Archosargus rhomboidalis* capturados en la Laguna de La Restinga y en ejemplares en estanques de cultivos en la Universidad de Oriente, Boca de Río.

En el presente trabajo se describen las diferentes etapas del ciclo de vida de *A. ocellatum*, asimismo se discuten algunos aspectos que se suceden en la relación hospedero-parásito-ambiente.

MATERIALES Y MÉTODOS

Juveniles de *Archosargus rhomboidalis*_"Cagalona" y de *Bairdiella ronchus* "Cara care", fueron capturados, mediante red de pesca y de línea provista de anzuelo, respectivamente, en la Laguna de La Restinga (10° 57' y 11° 03' Lat. N y 64° 01' y 64° 12' Long. W), Isla de Margarita, noreste de Venezuela.

Con el fin de confirmar la presencia del dinoflagelado en los hospederos seleccionados, en el laboratorio se procedió al sacrificio de los peces, para luego realizar el respectivo examen parasitario. Las branquias fueron extirpadas separando cada uno de los arcos branquiales, y se realizaron raspados de la piel y de la cavidad bucal. Las muestras una vez obtenidas fueron observadas con ayuda de microscopio estereoscópico y microscopio compuesto. Para la identificación definitiva del protozoo, se empleó el sistema de clasificación propuesto por LOM & DYKOVA (1992).

Una vez constatada la infección, diez ejemplares de cada una de las especies de peces, fueron distribuidos por separado en acuarios de 30 l de capacidad con aireación continua, para promover la propagación y el aumento de la intensidad parasitaria y así proceder a la evaluación, caracterización y descripción del ciclo de vida del parásito.

Diariamente se determinó la salinidad, el oxígeno disuelto y la temperatura, para lo cual se empleó respectivamente: un salinómetro - refractómetro American Optical (apreciación 2‰), un oxigenómetro YSI (apreciación 0,10 mg 0_2 /l) y un termómetro (apreciación 0,1°C).

Transcurridos siete días, se procedió al sacrificio de los peces, con la finalidad de obtener un grupo de trofontes, los cuales fueron removidos de los filamentos branquiales utilizando para ello un pequeño pincel (PAPERNA, 1984), y colocándolos en cápsulas de Petri de cinco centímetros de diámetro, con agua de mar filtrada. Periódicamente, utilizando una pipeta Pasteur, se procedió a la toma de muestras de los estadios, junto con una porción del líquido que los contenía, colocándolas en un portaobjetos excavado, cubriendo la preparación con un cubreobjetos. Las observaciones se realizaron con un microscopio compuesto, y se procedió a cuantificar la duración, detallar, medir, describir y fotografiar cada uno de los estadios que se sucedieron.

Simultáneamente, para obtener peces libres de infección se trataron 20 ejemplares de cada una de las especies de pez, distribuidos en dos grupos de 10 ejemplares cada uno, en acuarios de 30 l de capacidad; utilizando para ello Flavisan (2,8 diamino-10-metil-acridinium y 2,8 diamino-acridina) según lo recomendado por GÓMEZ & FUENTES (1997). Para confirmar la ausencia del protozoo, luego del tratamiento, se tomó una muestra de cinco peces por acuario. Previo a la realización de este evento, se realizó un ensayo para verificar la efectividad del producto.

Para la infección y culminación del ciclo de vida, los restantes ejemplares fueron trasladados a dos acuarios de 20 l de capacidad c/u; con agua de mar tratada con luz UV, previo filtrado con filtro de arena y carbón activado. A estos acuarios se agregaron muestras que contenían el estadio dispersativo, obtenidos del grupo de peces proveedores, confirmándose el cierre del ciclo de vida del protozoo, en el momento en que se

comprobó la presencia de los trofontes en los nuevos hospedadores infectados.

La prevalencia e intensidad parasitaria, en ambos grupos de peces (silvestres y cautivos), fueron determinadas siguiendo las recomendaciones propuestas por MARGOLIS *et al.* (1982) y de acuerdo a la metodología presentada por MORALES & PINO (1978). La prevalencia por lo tanto, resulta del cociente del número de hospederos infectados y el número de hospederos examinados, multiplicado por 100. Mientras que la intensidad es expresada mediante un intervalo, número mínimo y número máximo de los parásitos hallados en los hospederos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Amyloodinium ocellatum, registró para la especie *A. rhomboidalis* una prevalencia de 80 % y una intensidad parasitaria de 1 – 32 para los ejemplares silvestres de la Laguna La Restinga, y 100% de prevalencia y 8 – 169 de intensidad en los ejemplares donde se promovió la infección.

Para la especie *B. ronchus*, se registró una prevalencia de 76,66 % en la laguna en comparación con un 100% registrado en los acuarios, y una intensidad, en los peces silvestres, de 1 a 56 por 12 a 356 en los acuarios.

Los aumentos de prevalencia e intensidad parasitaria, registrados en los ejemplares donde se promovió la infección, es una consecuencia directa del lapso de infección del ectoparásito, lo cual evidencia el elevado potencial reproductivo y de infección y el daño que podrían llegar a ocasionar en los sistemas de cultivo. Así mismo, se evidencia, que a pesar de que todos los peces se encuentran sujetos a las enfermedades, aquellos que se encuentran en un medio natural, poseen menores posibilidades de adquirirlas. Es el hacinamiento de peces en presencia de estresantes, el factor desencadenante de un aumento en la incidencia y gravedad, en este caso de la amyloodiniosis.

Ciclo de vida

Amyloodinium ocellatum posee diferentes estadios a lo largo de su ciclo de vida; siendo particularmente característico el hecho de que presenta la morfología típica de los dinoflagelados, durante la etapa dispersativa.

Etapa parasitaria o trofonte:

Los trofontes de *A. ocellatum* (Fig. 1), constituyen el estadio vegetativo o estadio inmóvil de alimentación. Tiene forma esférica, ovoide o elíptica, la talla varía desde 55 hasta 264 μm (x = 100,2 μm) de largo y desde 33 hasta 176 μm (X = 61,2 μm) de ancho, coloración blanquecina o dorada, envuelto por una cubierta o cápsula pseudoquitinosa; en el citoplasma se encuentra un núcleo esférico grande en posición central, con numerosos cromatóforos, gránulos de almidón y vacuolas digestivas. A través de una abertura polar emerge un órgano de fijación compuesto por un pedúnculo corto, provisto de numerosos rizoides, los cuales emplea como "raíces" para penetrar y fijarse en las células del hospedador, y de un estomopodio: estructura que según LOM & LAWLER (1973) está especializada en la absorción de nutrientes; posee un corto flagelo, en la base de la abertura de la cápsula; y un estigma como órgano sensitivo. Cloroplastos ausentes.

El trofonte, hasta el proceso de absorción de los

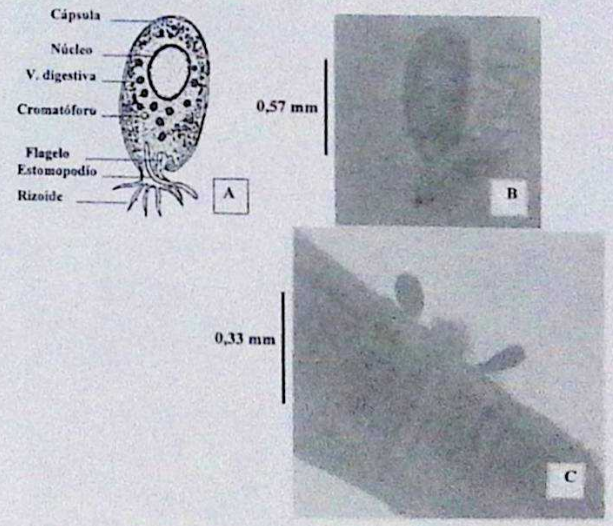


Fig. 1 Trofonte de *Amyloodinium ocellatum*, A) Diagrama; B) Fotomicrografía del trofonte desprendido (Aumento: 400 X); C) Fotomicrografía de trofontes adheridos a un filamento branquial (Aumento: 100 X)

rizoides y del estomopodio, a través de una abertura en la cápsula; tuvo una duración de 72 a 96 horas. Tal proceso de absorción, se llevó a cabo, en un lapso no mayor de 20 minutos, después del desprendimiento del trofonte de los filamentos branquiales del hospedador; y se constituye el siguiente estadio denominado encapsulado, como resultado del cierre total de la cubierta o cápsula.

Etapa reproductiva o encapsulado:

Durante el estadio encapsulado ocurren numerosas y sucesivas divisiones celulares, único modo de reproducción (fisión binaria) que efectúa el parásito.

Previo a la primera división del encapsulado y posterior al cierre de la cubierta; durante 20 a 25 minutos la célula experimenta un cambio de forma, pasando de ovoide a alargada. Conjuntamente, el citoplasma del organismo se hace más oscuro, denso y sufre un estrangulamiento (Fig. 2).

Este proceso de preparación, constituye el paso previo para que ocurra la 1ra división celular de *A. ocellatum*, formándose dos células idénticas o tomitos dentro del encapsulado. Cada tomito mide desde 15,4 hasta 19,4 µm de largo por 8,8 hasta 16,8 µm de ancho. La 2da división origina la formación de cuatro tomitos, cada uno desde 26,4 - 28,6 µm por 20,4 - 22,0 µm de ancho. En la 3era división se forman ocho tomitos, c/u desde 43,6 - 59,4 µm por 32,8 - 48,4 µm. La cuarta división con 16 tomitos, de tamaño entre 50,6 - 85,8 µm por 28,6 - 50,6 µm de ancho. En la 5ta división, se forman 32 tomitos, c/u de 74,8 - 88,0 µm por 48,4 - 63,8 µm. Por último, en la 6ta de las divisiones observadas, da lugar a la formación de 64 tomitos, c/u de 89,4 - 92,4 µm por 58,6 - 75,8 µm (Fig. 3).

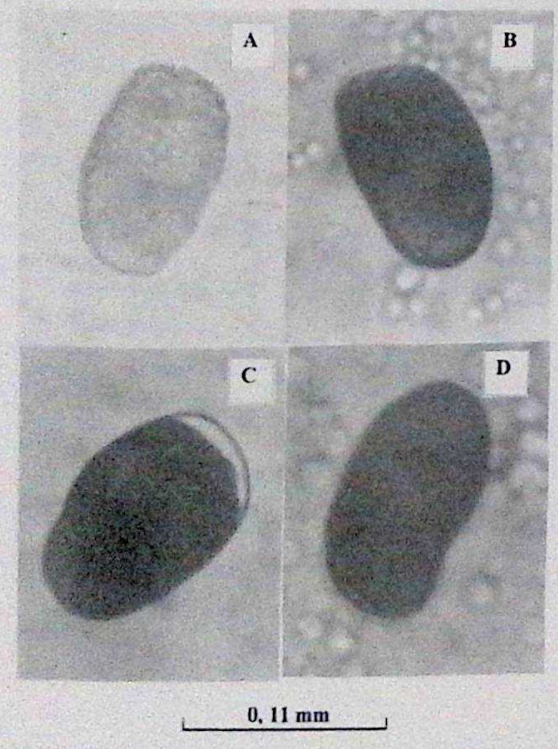


Fig. 2. Encapsulado y proceso de preparación celular previo a la primera división de *A. ocellatum* (aumento: 400 X); A) Encapsulado temprano; B) y C) Alargamiento del encapsulado, y oscurecimiento y estrangulamiento del citoplasma; D) Inicio de la 1ra división celular.

De acuerdo con PAPERNA (1984), el potencial de reproducción del tomito, y el número de divisiones antes de la esporulación, está determinado por la talla y la edad del trofonte. Esta correlación pudo establecerla, determinando el tiempo que el trofonte demora en desarrollar y desprenderse de las células branquiales o epiteliales del hospedador, lo cual representa la edad, y midiendo la longitud del mismo. De esta forma, para aquellos tomitos obtenidos de trofontes con un promedio de 60 µm de longitud; de 72 a 96 horas de vida, después del desprendimiento del hospedador, se observan de cinco a seis divisiones antes de la esporulación. Lo cual, según el autor, representa la capacidad usual de división. Lo anterior, se ajusta a lo observado en el presente estudio, durante el proceso de división experimentado por los trofontes de *A. ocellatum*.

No obstante, PAPERNA (1984) señala, que siete divisiones son excepcionalmente obtenidas de trofontes de mayor tamaño (95 a 100 µm), y de mayor edad, es decir desprendidos de su hospedero después de 96 a 120 horas, en este caso se obtendrán 128 tomitos.

Etapa dispersativa o dinospora:

La dinospora constituye el estadio activo del parásito, en el cual, nada en la búsqueda de su próximo hospedador y adopta la morfología típica de un dinoflagelado.

Posee una longitud de 4,5 a 5,0 µm, caracterizada por ser atecada, con una membrana resistente lisa y sin ornamentación. Presenta dos flagelos, para la natación, que emergen en sitios cercanos entre sí en la región

ventral; uno transversal que se aloja en el cingulum, y el otro emerge desde el sulcus y se extiende hacia atrás de la célula.

Este estadio se obtiene, a partir del proceso de liberación por rompimiento de la pared de la cápsula, una vez culminada la 6ta división celular. Se estimó un número de 64 dinosporas en cada cápsula, lo cual concuerda con lo señalado por PAPERNA (1984), no obstante, BROWN (1934), NIGRELLI (1936) y CHENG (1978); señalan un número total de 256 dinosporas para el momento de la esporulación.

Una vez colocadas las dinosporas en los acuarios con peces previamente desparasitados de *A. ocellatum*, con Flavisan (1,80 ml/l por 18 h), se confirmó la nueva infección del protozoo, al observarse, en los filamentos branquiales , después de transcurridas 36 horas a partir del inicio de la fisión binaria, numerosos trofontes tempranos. Después de cuatro días de inducida la infección, se pudo constatar la presencia de trofontes ya desarrollados y listos para el desprendimiento e iniciación del nuevo ciclo reproductivo.

Adicionalmente, se pudo confirmar el planteamiento realizado por MARTTY (1982), en relación con la vida de las dinosporas, de que las mismas deben encontrar su próximo hospedador en un lapso no mayor de 24 horas, ya que de lo contrario mueren.

Relación hospedero – parásito - ambiente.

A pesar de que no se comprobó la presencia del parásito en la piel, la alta incidencia del mismo, en el tejido branquial, provocó una gran producción de *mucus* en los ejemplares de *A. rhomboidalis* y *B. ronchus* sometidos a confinamiento.

De acuerdo con BROWN (1934); BROWN & HOVASSE (1946) y LAWLER (1977), los signos clínicos de la amyloodiniosis incluyen: anorexia, depresión, disfunsión respiratoria e irritación branquial. La piel puede también sufrir irritación, como consecuencia del elevado número de organismos parasitando un mismo hospedero, lo cual le confiere al pez una apariencia aterciopelada, producción de mucosidad excesiva y cambios en el comportamiento (natación irregular y escamas que producen destellos), con la consecuente muerte del organismo afectado (BUNKLEY-WILLIAMS & WILLIAMS, 1995).

La excesiva producción de mucus, paradójicamente, puede ser también la causa de la muerte de los peces afectados por amiloodiniosis, ya que una excesiva producción, por parte del hospedero infectado, ocasiona además de irritación, una disfunción del epitelio de los filamentos branquiales, lo cual induce a dificultades en el libre intercambio gaseoso pudiendo morir los peces por asfixia. De allí que LAWLER (1980) refiere que la muerte ocasionada por *A. ocellatum* es usualmente atribuida a la anoxia del pez, pudiendo ocurrir en un lapso de 12 horas. Según RIGOS *et al.* (1998), *A. ocellatum* ocasionó una mortalidad del 100%, en un lapso de 48 h, en juveniles de *Puntazzo puntazzo* cultivados.

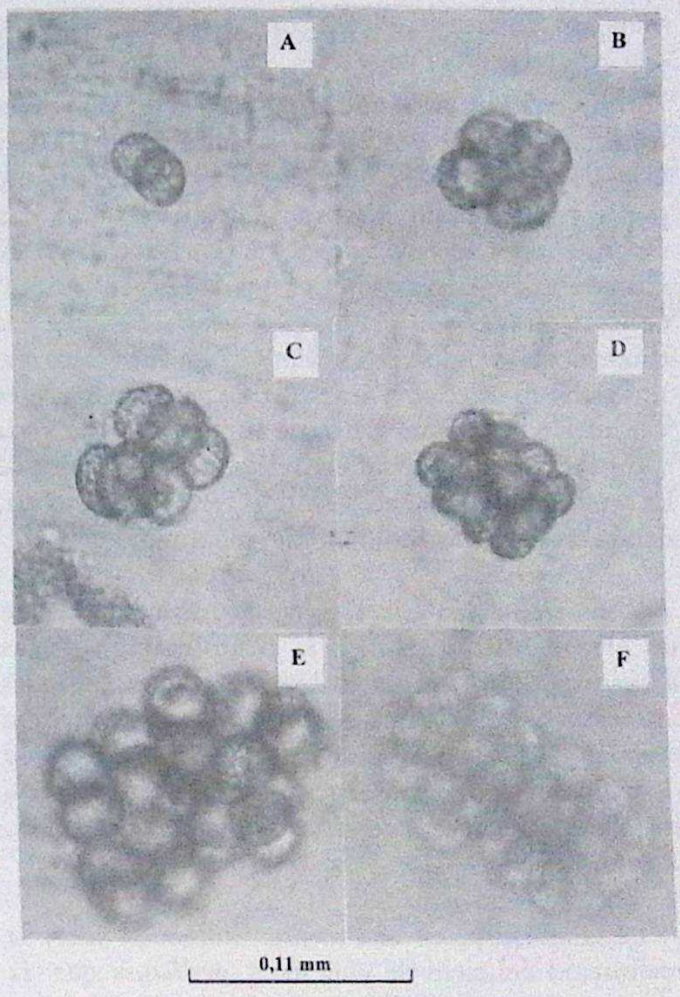


Fig. 3. Divisiones sucesivas de *A. ocellatum*, dentro del encapsulado (aumento 400 X), A) 1ra división, dos tomitos; B) 2da división, cuatro tomitos; C) 3ra división ocho tomitos; D) 4ta división, 16 tomitos; E) 5ta división, 32 tomitos; F) 6ta división, 64 tomitos.

Conjuntamente con la elevada producción de mucus, se pudo apreciar una gran cantidad de pequeños trombos, en varios de los filamentos branquiales examinados; posiblemente debido a la forma en que el parásito se fija en las células de sus hospederos y a la elevada intensidad parasitaria registrada. En tal sentido, NOGA & LEVY (1995) afirman que durante graves infecciones (más de 200 trofontes por filamento branquial), además de serias hiperplasias, se puede observar: inflamación y lesiones hemorrágicas que culminan en una necrosis.

Durante las experienci s, los parámetros de temperatura, salinidad y oxígeno fueron respectivamente de: 24°C a 27°C, 38‰, y 100% de saturación.

De acuerdo con lo señalado por PAPERNA (1984) y por NOGA & LEVY (1985), la temperatura registrada se corresponde con el rango óptimo para la división de los tomitos y para el proceso de esporulación (23°C a 27°C). Dentro de este nivel, la reproducción del parásito puede verificarse en el lapso de dos o tres días, con esporulaciones sucesivas del 100% (PAPERNA, 1984). El mismo autor señala que los procesos de desprendimiento de los trofontes son graduales y proporcionales a la temperatura, siendo más evidente en aquellos casos con alto grado de infección. Sin embargo, cuando los peces son mantenidos en un rango de temperatura que varía entre 18°C y 30°C, el número de desprendimientos de los trofontes, incrementan entre el tercer y cuarto día, siendo considerado como un rango óptimo.

Temperaturas inferiores y/o mayores a estas, tienen un efecto inhibitorio en la completación de las divisiones. Por ejemplo, a 17°C no tienen lugar las infecciones, a 15°C se detiene el proceso de división después de la cuarta división celular del tomito; y sólo después de 17 semanas de exposición a esta temperatura, los tomitos pueden producir dinosporas (PAPERNA, 1984).

La salinidad posee una menor influencia sobre la realización del ciclo de vida de *A. ocellatum* que la temperatura; a pesar de que ambos parámetros se encuentran estrechamente relacionados. *A. ocellatum* puede realizar efectivamente la división de los tomitos en un medio cuya salinidad alcance hasta las 50‰, detectándose una menor efectividad cuando este parámetro varía entre 12‰ y 20‰ (NOGA, 1996). No obstante, esta tolerancia depende de la temperatura ambiental (PAPERNA, 1980).

Amplios intervalos de salinidad son tolerados por el parásito, siempre y cuando la temperatura sea óptima. Asimismo, una elevada concentración de sal, durante la división, origina un efecto de deshidratación y cristalización dentro de las células; paralizando el proceso de reproducción (PAPERNA, 1984). En la presente experiencia, cuando los trofontes de *A. ocellatum*, fueron colocados en láminas excavadas, por largos periodos de tiempo, para su observación al microscopio, se pudo constatar la paralización del proceso de división; pues la incidencia de la luz proveniente de la lámpara, ocasiona aumento de la temperatura, y por ende la evaporación del agua e incremento de la salinidad en el medio que los contenía.

REFERENCIAS

ÁLVAREZ, P., B. SITIJA & S. FRANCO. 1995. Protozoan parasites of gilthead sea bream, *Sparus aurata* L. from different culture systems in Spain. *J. Fish Dis.* 18: 105 – 115.

BUNKLEY-WILLIAMS, L. & E. H. WILLIAMS. 1995. *Parásitos de Peces de Valor Recreativo en Agua Dulce de Puerto Rico*. Departamento de Recursos Naturales y Ambientales de Puerto Rico y el Departamento de Ciencias Marinas. Puerto Rico, Mayagüez, 190 pp.

Brown, E. M. 1934. On *Oodinium ocellatum* Brown, a parasitic dinoflagellate causing epidemic disease in marine fish. *Proc. Zool. Soc. London* 3: 583 - 607.

BROWN, E. M. & R. HOVASE. 1946. *Amyloodinium ocellatum* (BROWN), a peredinian parasitic on marine fishes. *Proc. Zool. Soc. London* 116: 33 - 46.

CHEIN, C. Y. & J. D. HUANG. 1993. An observation of infestation of *Amyloodinium ocellatum* in marine aquaria and cultured marine fish in the northern Taiwan. *Coa. Fish Ser.* 40: 65 – 70.

CHENG, T. 1978. *Parasitología General*. 2da ed. Editorial

A. C., Madrid, España, 963 p.

COLORNI, A. & A. DIAMANT. 1992. Pathology in mariculture: Specific problems and research in Israel. *Isr. J. Aquacult. Bamidged* 44: 140 - 141.

DEMPSTER, R. P. 1955. The use of cooper sulfate as cure for fish diseases caused by parasitic dinoflagellates of the genus *Oodinium*. *Zoology* 40: 133 - 138.

FUENTES, J. L. & A. GÓMEZ. 2.000. Eficacia de tres tratamientos químicos contra parásitos branquiales de juveniles de *Archosargus rhomboidalis* (Pisces). *Ciencia* 8 (1): 7–12.

GASPAR, A. G. 1987. Algunas enfermedades de pámpanos cultivados experimentalmente en Venezuela. *Rev. Lat. Acui.* 33: 27- 44.

GÓMEZ, A. & J. L. FUENTES. 1997. Determinación de las concentraciones letales y de la eficacia como terapéuticos de dos compuestos químicos en juveniles de cagalona, *A. rhomboidalis*. *Saber* 9 (1): 62 – 68.

HOJGAARD, M. 1962. Experiences made in Denmarks Akuarium concerning the treatment of *Oodinium ocellatum*. *Bull. l'inst. Oceanogr. (Monaco)*, N° Special 1: 77 - 79.

LAIRD, M. 1956. *Aspects of fish parasitology*. Proceedings of the 2nd Joint Symposium of the Scientific Society of Malaya and the Malayan Mathematical, 124 p.

LAWLER, A. R. 1977. The parasitic dinoflagellate *Amyloodinium ocellatum* in marine aquaria. Drum and Croaker 17: 17 - 20.

LAWLER, A. R. 1980. Studies on *Amyloodinium ocellatum* (Dinoflagellata) in Mississippi sound: natural and experimental hosts. *Gulf Res. Rep.* 6: 403 – 413.

LOM, J. & I. DYKOVÁ. 1992. *Protozoan Parasites of Fish*. Elsevier, Amsterdam, 315 p.

——— & A. LAWLER. 1973. An ultrastructural study ANDRIOPOULOU, M. KOUTSODIMOY, I. NENGAS & M. ALEXIS. 1998. *Amyloodinium ocellatum* infestation on sharp-snout sea bream *Puntazzo puntazzo* Cetti. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.* 18 (6) 198 – 200.

ROBERTS, L. 1981. *Patología de los Peces*. Ed. Mundi Prensa, Madrid, 142 pp.

TAREEN, I. U. 1986. Parasitic infestations on cultured marine fish *Acanthropagrus cuvieri* (Sparidae), incidence and control. *Pathol. Mar. Aqua.* 9: 85 – 90.

RECIBIDO: 05 febrero 2001
ACEPTADO: 07 noviembre 2001