UM MÉTODO DE CULTIVO PARA BRIOZOÁRIOS MARINHOS E UM EXEMPLO DE BIOLOGIA EXPERIMENTAL

Vladimir Stolzenberg Torres[1], Diethardt Horst Armin Jebram (*in memoriam*)

[1]Prefeitura Municipal de Porto Alegre

Resumo

Um método de cultivo, modificado a partir das técnicas desenvolvidas por outros pesquisadores, mostrou-se eficaz para o cultivo de briozoários provenientes de águas salobras e polialinas. Para algumas espécies estritamente marinhas, é necessário separar o alimento de seu meio nutritivo antes da alimentação. Como alimento para diversas espécies de briozoários, *Oxyrrhis marina* Dujardin, 1841(Dinoflagellata) e *Cryptomonas* sp. (Cryptomonadina) mostraram-se adequados. Com o objetivo de obter, por reprodução assexuada, um maior número de colônias de espécies incrustantes, foi desenvolvido um novo método, no qual os briozoários são induzidos a crescer de uma lamínula para outra. Essas lamínulas são fixadas sobre lâminas de microscopia por meio de pequenos segmentos de tubo de policloreto de vinila (PVC). Nas condições de cultivo empregadas, *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767) desenvolve polípides em cavidades interopesiais triangulares alargadas. A partir dessas observações, concluiu-se que tais estruturas constituem heterozoóides, denominados reticulumzoóides. As paredes laterais dos zoóides mais antigos crescem sucessivamente em camadas superpostas. Pela comparação com os reticulumzoóides de *Conopeum*, os espinhos e tubérculos do gênero *Membranipora* de Blainville, 1830 também podem ser interpretados como heterozoóides.

Palavras-chave: Alimentação de briozoários. Bryozoa. Colônias de espécies incrustantes. Cultivo de briozoários.

A CULTIVATION METHOD FOR SALTWATER BRYOZOA AND AN EXAMPLE FOR EXPERIMENTAL BIOLOGY

Abstract

A cultivation method, modified from techniques developed by previous researchers, proved effective for culturing bryozoans from brackish and polyhaline waters. For certain strictly marine species, it is necessary to separate the food organisms from their culture medium prior to feeding. *Oxyrrhis marina* Dujardin, 1841 (Dinoflagellata), and *Cryptomonas* sp. (Cryptomonadina) were found to be suitable food organisms for several bryozoan species. In order to obtain a greater number of colonies of encrusting species through asexual reproduction, a new method was developed in which bryozoans are induced to grow from one coverslip onto another. The coverslips are mounted on microscope slides by means of short segments of polyvinyl chloride (PVC) tubing. Under the culture conditions employed, *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767) develops polypides within enlarged triangular interopesial cavities. Based on these observations, it was concluded that these structures represent heterozooids, here designated as reticulumzooids. The lateral walls of the older zooids grow successively in superimposed layers. By comparison with the reticulumzooids of *Conopeum*, the spines and tubercles of the genus *Membranipora* de Blainville, 1830 may likewise be interpreted as heterozooids.

Keywords: Bryozoa. Bryozoan culture. Colonies of encrusting species. Feeding of bryozoans (or Bryozoan feeding).

Introdução

Os **Bryozoa** (briozoários ou "animais-musgo") constituem um filo diverso de invertebrados aquáticos coloniais, encontrados em praticamente todos os ambientes de água doce e marinhos. O filo compreende aproximadamente **6.000 espécies viventes (**BOCK; GORDON, 2013**)** as quais se desenvolvem em uma impressionante diversidade de tipos coloniais, incluindo formas moles (ramificadas ou gelatinosas) e formas rígidas (calcificadas), cuja aparência geral pode assemelhar-se à de musgos, esponjas ou corais.

Numerosos *taxa* crescem como finas crostas ou delicadas incrustações rendilhadas sobre substratos adequados (GORDON; TAYLOR; BIGEY, 2009). Embora frequentemente passem despercebidos, os briozoários figuram entre os organismos mais diversos e abundantes das comunidades marinhas, especialmente no Hemisfério Sul. Todos os briozoários são organismos suspensívoros, capturando pequenas partículas alimentares da coluna d'água, e suas colônias vivem, em geral, fixas a substratos do fundo marinho (por exemplo, conchas, rochas e algas) ou a superfícies presentes em lagoas, rios e lagos de água doce (MCKINNEY; JACKSON, (1991).

Três dos principais clados atuais são os Phylactolaemata (incertae sedis - nome temporário) de água doce; os Stenolaemata Borg, 1926, marinhos; e os Gymnolaemata Allman, 1856, predominantemente marinhos. Todos os três oferecem possibilidades para o estudo da regeneração do corpo inteiro (Whole-body regeneration, WBR) e de fenômenos correlatos.

Os briozoários não são fáceis de cultivar, portanto, é necessário um planejamento cuidadoso para projetar e executar uma configuração de cultivo em laboratório (JEBRAM, 1977). A manutenção de briozoários vivos em laboratório requer orientação adequada e água apropriada. A maioria das colônias cresce melhor quando voltadas para baixo e protegidas de partículas em suspensão pelo próprio substrato. A água deve ser ligeiramente alcalina, suavemente aerada e conter quantidade suficiente de alimento particulado.

Assim, o presente estudo objetivou desenvolver e avaliar um método de cultivo laboratorial para briozoários marinhos, capaz de manter colônias vivas e promover sua multiplicação assexuada, demonstrando sua aplicação em estudos experimentais por meio da investigação do desenvolvimento de *Conopeum reticulum*.

Material e métodos

As primeiras pesquisas experimentais com briozoários marinhos foram realizadas por Marcus (1926), mediante a simples manutenção dos animais em água do mar natural. Posteriormente, Schneider (a partir de 1955) e Kaissling (1963) desenvolveram experimentos de fisiologia da luz com Bugula, utilizando um método de cultivo originalmente elaborado por Grell (com. pes.).

O método de cultivo para briozoários marinhos aqui apresentado também se fundamenta nos procedimentos preconizados por Grell (com. pes.). Como organismos alimentares foram utilizados *Oxyrrhis marina* Dujardin, 1841, um dinoflagelado heterotrófico alimentado com *Dunaliella* sp., bem como *Cryptomonas* sp., conforme recomendado por Hauenschild (1962) para a alimentação de invertebrados marinhos.

As culturas de *Dunaliella* e *Cryptomonas* foram mantidas em uma solução nutritiva preparada segundo um método combinado de Grell e Hauenschild. Essa solução continha, para cada 1000 cm^3 de água do mar: 100 mg de $NaNO_3$; 20 mg de $Na_2HPO_4 \cdot 12H_2O$; 10-20 cm^3 de extrato de solo.

Antes do uso, o meio nutritivo era esterilizado e filtrado.

A água do mar utilizada era proveniente do Torres (RS), apresentando salinidade aproximada de 35‰. Por diluição com água deionizada obtinha-se uma salinidade de cerca de 10‰. Salinidades acima de 35‰ eram preparadas mediante a adição de água do mar artificial concentrada, produzida a partir da dissolução dos seis principais sais marinhos de grau analítico, segundo a fórmula de água do mar artificial simplificada proposta por Hauenschild (1962).

Os briozoários eram mantidos, conforme as exigências experimentais, em recipientes de vidro ou de plexiglas de diferentes dimensões, normalmente sob temperaturas entre **14 e 16 ºC**, em baixa intensidade luminosa e com aeração contínua.

A cada três ou quatro dias, as colônias eram cuidadosamente limpas para remoção de fezes e de bactérias por meio de escovação delicada, sendo então transferidas para uma nova suspensão alimentar.

Os componentes nutritivos necessários ao cultivo dos protistas autotróficos enriqueciam o meio de cultura. Tal enriquecimento é tolerado por espécies provenientes de águas salobras e polialinas; entretanto, algumas espécies estritamente marinhas apresentam desenvolvimento insatisfatório em um

meio excessivamente eutrofizado. Para essas espécies mais sensíveis, torna-se necessário separar o alimento de seu meio nutritivo antes de oferecê-lo aos briozoários.

Separação do alimento, regime alimentar e substratos de cultivo

Para essas espécies mais sensíveis, as células alimentares foram separadas do meio nutritivo e transferidas para água do mar normal previamente esterilizada antes de serem oferecidas aos briozoários. Essa separação, entretanto, pode constituir um problema. As células atravessam os poros de todos os filtros de papel e também os dos filtros de vidro sinterizado de poros finos. Os filtros de membrana proporcionam uma separação eficiente, porém seu emprego é pouco prático, devido à baixa velocidade de filtração.

As células também podem ser separadas do meio por centrifugação. Entretanto, como os briozoários apresentam elevada capacidade de filtração e consomem grandes quantidades de alimento, torna-se necessária uma suspensão alimentar abundante quando se cultiva um número elevado de colônias.

A centrifugação convencional revela-se inadequada, pois permite processar apenas pequenos volumes por operação[1]. O equipamento ideal seria uma centrífuga capaz de acomodar diversos recipientes de grande capacidade (500 cm^3 ou mais) e operar em altas rotações. Mais conveniente ainda seria uma centrífuga de fluxo contínuo, na qual a suspensão contendo os protistas entra por um tubo, enquanto o meio praticamente isento de células é removido por outro. Após a passagem de vários litros de suspensão pela centrífuga, as células alimentares podem ser recuperadas, sob a forma de sedimento, por meio de um dispositivo coletor. Convém assinalar, contudo, que esse processo acarreta perda considerável de células.

O tipo de alimento parece desempenhar papel de grande importância na biologia dos briozoários. Embora diversas das espécies mantidas em laboratório tenham se alimentado satisfatoriamente tanto de *Oxyrrhis* Dujardin, 1841 quanto de *Cryptomonas* Ehrenberg, 1831, crescendo e atingindo a maturidade com ambas as dietas, observou-se que toda vez que o alimento era substituído, todos os polípides ativos sofriam regressão e

[1] O modelo de centrífuga de fluxo contínuo disponível para este estudo era antigo e de operação bastante complexa; por esse motivo, esse método foi utilizado durante apenas alguns meses. Apesar disso, os resultados obtidos foram satisfatórios para algumas espécies marinhas.

eram posteriormente substituídos por novos polípides.

Esse comportamento sugere que a fisiologia dos polípides é regulada pelo tipo de alimento disponível. A mudança da dieta exige uma reorganização da fisiologia digestiva, que se manifesta por meio da substituição dos polípides. É provável que algumas das espécies que apresentaram crescimento insatisfatório nas condições experimentais utilizadas tenham sido afetadas justamente por esse fenômeno.

Sem dúvida, existem espécies de briozoários que requerem organismos alimentares diferentes daqueles empregados neste estudo.

O substrato de cultivo

No cultivo laboratorial de briozoários, a natureza do substrato assume importância fundamental.

Diversos autores demonstraram que placas de vidro constituem um substrato satisfatório para numerosos organismos aquáticos, como hidrozoários e briozoários de água doce. Em meus experimentos, utilizei lâminas de vidro como substrato para diversas espécies marinhas de briozoários, obtendo resultados favoráveis.

Entretanto, o vidro não é aceito por todas as espécies. Algumas delas, sobretudo as formas estoloniais e pseudoestoloniais, aderem com dificuldade - ou simplesmente não aderem - à superfície lisa do vidro. Além disso, existem espécies que aparentemente necessitam de características químicas específicas da superfície sobre a qual se fixam.

Como exemplo, os Ctenostomata perfurantes requerem substratos calcários ou madeira, enquanto *Flustrellidra hispida* (Fabricius, 1780) e *Membranipora membranacea* (Linnaeus, 1767) parecem depender da presença de macroalgas, como *Laminaria* Lamouroux, 1813 e *Fucus* (Linnaeus, 1753). Para organismos com essas exigências ecológicas particulares, deverão ser desenvolvidos métodos específicos de cultivo.

Multiplicação assexuada de colônias incrustantes

Estreitamente relacionado ao problema do substrato encontra-se o da multiplicação assexuada das colônias incrustantes. Enquanto as formas arbustivas e estoloniais podem ser propagadas facilmente mediante o corte de ramos da colônia, as espécies incrustantes aderem firmemente ao substrato, podendo ser subcultivadas apenas quando uma porção desse substrato é removida juntamente com parte da colônia.

Para contornar essa dificuldade, desenvolvi um método simples e prático. As colônias destinadas à propagação são cultivadas não diretamente sobre a lâmina de microscopia, mas sobre lamínulas fixadas à lâmina por pequenos segmentos de tubo de PVC. Os briozoários crescem progressivamente de uma lamínula para outra. Posteriormente, a colônia pode ser seccionada exatamente ao longo da borda entre as lamínulas, produzindo fragmentos independentes adequados para novos cultivos (fig. 1).

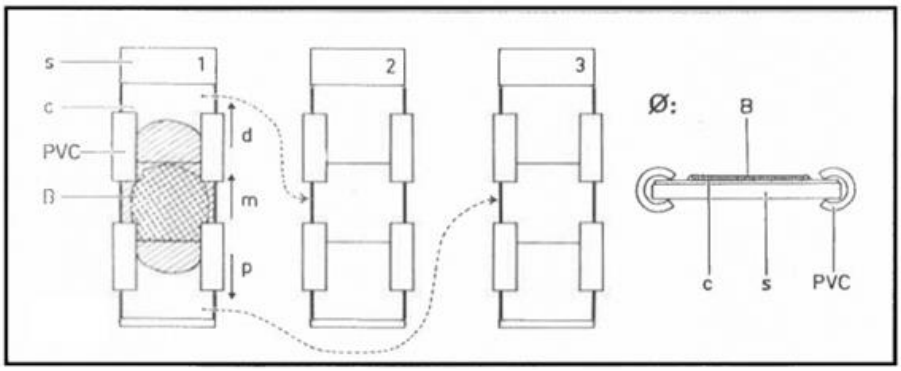


Figura 1. Multiplicação assexuada de briozoários incrustantes. B = colônia de briozoário; c = lamínula; d = porção distal da colônia em crescimento; m = porção mediana; p = porção proximal; PVC = segmento de tubo de policloreto de vinila; s = lâmina de vidro.

Esse método apresenta uma importância particular para estudos experimentais, pois possibilita a obtenção de material clonal. A utilização de colônias geneticamente idênticas elimina diferenças individuais de origem genética, constituindo, assim, um fundamento essencial para investigações experimentais controladas.

Espécies mantidas em cultivo

Nas condições de cultivo, anteriormente descritas, mantiveram-se durante determinados períodos[2] - as seguintes espécies (algumas delas por mais de três anos): (*Tubulipora* sp.), *Alcyonidium polyoum* (Hassall, 1841), *A. hirsutum* (Fleming, 1828), (*Alcyonidium* sp.), *Bowerbankia gracilis* Leidy, 1855, (*B. imbricata* (Adams, 1798)), *Farrella repens* (Farre, 1837), *Electra crustulenta* (Pallas, 1766), *E. monostachys* (Busk, 1854), *E. pilosa* (Linnaeus, 1761), (*E. posidoniae* Gautier, 1954), *Conopeum seurati* (Canu, 1928), *C. reticulum* (Linnaeus, 1767), *Bugula stolonifera* Ryland, 1960, (*Cribrilina punctata* (Hassall, 1841)), (*Hincksia hyalina* J.E.Gray, 1864), (*Escharella imersa* (Fleming, 1828), *Microporella ciliata*

[2] Convenções: * = espécies que cresceram satisfatoriamente e atingiram a maturidade em laboratório; ( ) = espécies mantidas apenas por curto período e/ou que apresentaram crescimento insatisfatório.

(Pallas, 1766) e *Cryptosula pallasiana* (Moll 1803).

Um exemplo da importância dos métodos de cultivo

Como exemplo da relevância dos métodos de cultivo para a pesquisa biológica, descreve-se o desenvolvimento de *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767) observado em laboratório. Essa espécie vinha sendo mantida em cultivo há aproximadamente um ano. Sob as condições experimentais empregadas, apresentou crescimento vigoroso e completou seu desenvolvimento reprodutivo.

Após cerca de dois meses de alimentação com Cryptomonas, realizou-se uma observação inicial que conduziu à identificação do seguinte processo de desenvolvimento: nas chamadas cavidades triangulares interopesiais, situadas na porção proximal da face frontal dos cistídeos dos autozoóides, podiam ser observados pequenos corpúsculos de coloração castanho-avermelhada, cuja tonalidade era praticamente idêntica à do conteúdo intestinal dos autozoóides alimentados com *Cryptomonas*.

À medida que a colônia envelhecia, algumas dessas cavidades triangulares aumentavam de tamanho e passavam a conter polípides.

Essa constatação demonstrou que tais estruturas constituem verdadeiros zoóides, justificando plenamente o emprego da denominação reticulumzoóides, utilizada por diversos autores.

Ontogenia dos zoóides de *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767)

Com base nas observações realizadas em laboratório, o desenvolvimento dos zooides de *C. reticulum* pode ser dividido nas seguintes fases (fig. 2).

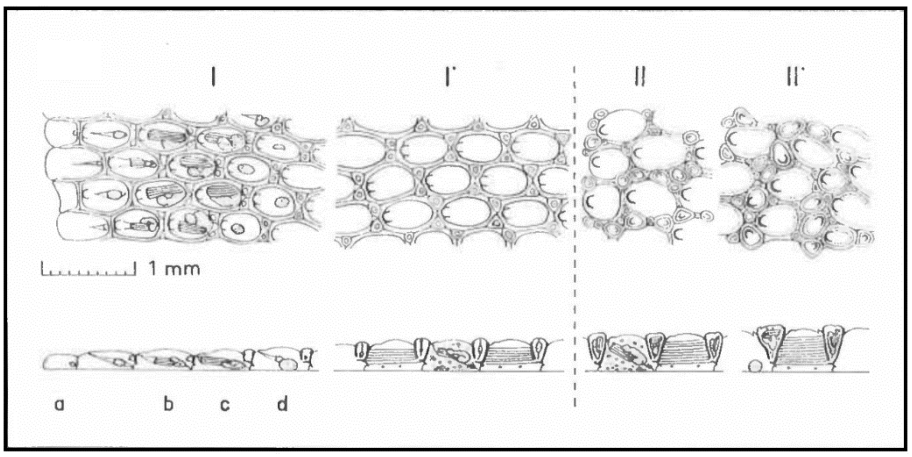


Figura 2. Estágios de desenvolvimento **I** e **I'** de *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767), em vista frontal e em secção sagital (desenho esquemático). As linhas pontilhadas na opésia do estágio **I'** representam a prega responsável pela formação da parede da membrana frontal (ver fmf na Figura 3b), e não o criptocisto.

ESTÁGIO I

(aproximadamente entre uma e duas semanas de idade)

Esse estágio compreende a região periférica em crescimento da colônia, avançando da margem para o centro, e apresenta sucessivamente: a) brotos de cistídeos contendo brotos jovens de polípides; b) cistídeos já completamente formados, contendo brotos de polípides parcialmente desenvolvidos. Nos ângulos proximais do criptocisto inicia-se o crescimento das paredes laterais dos reticulumzoóides, processo que se desenvolve sob a membrana frontal dos autozoóides; c) autozoóides cujos polípides entram em evaginação. Enquanto isso, a calcificação das paredes laterais dos reticulumzoóides completa-se inicialmente na região distal, passando posteriormente essas paredes a ultrapassar a membrana frontal dos autozoóides; d) surgimento dos corpos castanhos (*brown bodies*) como consequência da regressão da primeira geração de polípides. Nos reticulumzoóides mais desenvolvidos iniciam-se também os primeiros **"corpos alimentares"** (*feeding bodies*), cuja natureza será descrita na fase seguinte.

ESTÁGIO I'

(aproximadamente entre duas semanas e três meses)

Nesse período, os reticulumzoóides (fig. 3) desenvolvem a primeira geração de corpos alimentares, capazes de ingerir partículas de alimento, fato evidenciado pela coloração avermelhada conferida pelas células de *Cryptomonas*.

Alguns desses corpos alimentares aparecem já no início da segunda geração de polípides; a maioria, entretanto, surge apenas a partir da sexta geração e das subsequentes.

Esses corpos alimentares parecem consistir apenas de uma pequena invaginação em uma camada de tecido. Não se observam tentáculos nem um verdadeiro tubo digestório, razão pela qual sua natureza morfológica permanece ainda incerta.

Enquanto isso, as paredes laterais dos autozoóides continuam crescendo para cima. Cada nova geração de polípides acrescenta uma nova camada à parede esquelética.

A partir, aproximadamente, do terceiro mês, os autozoóides podem atingir a maturidade sexual.

ESTÁGIO II

(aproximadamente entre três e cinco meses)

Após o início da maturidade sexual, observa-se uma modificação gradual da morfologia dos reticulumzoóides.

Os corpos alimentares desaparecem progressivamente, enquanto as paredes laterais continuam a crescer por sucessivas deposições de material calcificado. Em consequência, os reticulumzoóides tornam-se proporcionalmente mais altos e estreitos.

Ao mesmo tempo, as paredes laterais dos autozoóides também continuam seu crescimento em altura, sendo possível distinguir claramente as sucessivas camadas de deposição correspondentes às diferentes gerações de polípides.

Essas observações demonstram que as paredes esqueléticas dos zooides não constituem estruturas estáticas, mas permanecem metabolicamente ativas durante longo período, sofrendo crescimento contínuo mediante deposição sucessiva de novas lamelas calcificadas.

ESTÁGIO II'

(colônias mais antigas)

Nas colônias mais velhas, os reticulumzoóides deixam completamente de apresentar corpos alimentares.

Persistem apenas como pequenas câmaras delimitadas por espessas paredes calcificadas, localizadas entre os autozoóides.

Embora já não desempenhem função alimentar aparente, sua origem ontogenética demonstra claramente que se desenvolveram como zooides independentes.

Consequentemente, essas estruturas não podem ser interpretadas como simples espaços interzooidais ou lacunas do esqueleto colonial, mas devem ser consideradas verdadeiros **heterozoóides** altamente modificados.

Essa conclusão resulta diretamente da sequência de desenvolvimento observada durante o cultivo das colônias vivas.

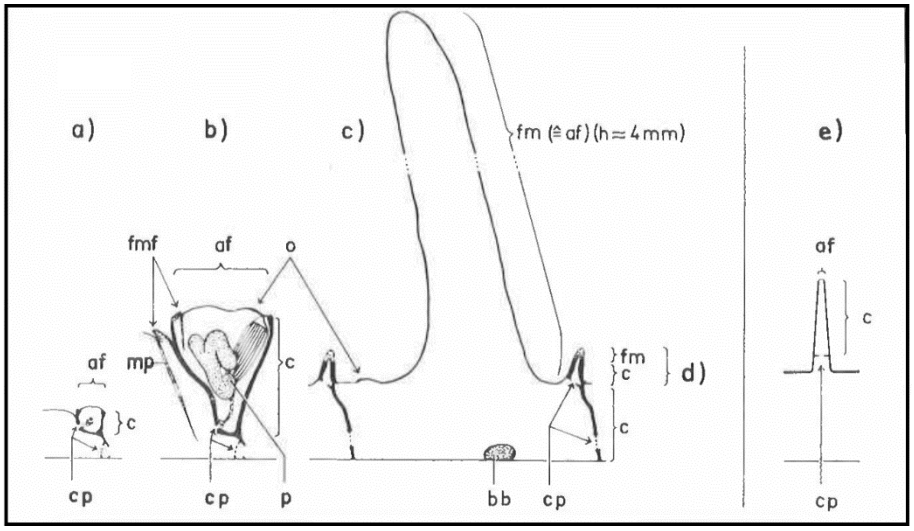


Figura 3. Desenvolvimento dos reticulumzoóides de *Conopeum reticulum* (Linnaeus, 1767); a) Vista frontal; b) Corte sagital esquemático mostrando a formação da membrana frontal. Abreviaturas empregadas: **bb** - corpo castanho (*brown body*); **fb** - corpo alimentar (*feeding body*); **fm** - membrana frontal; **fmf** - prega formadora da membrana frontal; **gz** - zooide em crescimento; **op** - opésia; **pz** - polípide; **rw** - parede do reticulumzoóide; **tw** - parede terminal; **zw** - parede do zooide.

Comparação com *Membranipora* de Blainville, 1830

Os espinhos e tubérculos observados em numerosas espécies do gênero *Membranipora* apresentam posição, desenvolvimento e relações morfológicas muito semelhantes às dos reticulumzoóides de *Conopeum* Gray, 1848. É, portanto, altamente provável que também essas estruturas representem heterozoóides extremamente reduzidos.

Caso essa hipótese seja correta, diversos elementos tradicionalmente considerados simples ornamentações esqueléticas deverão ser reinterpretados como zoóides modificados durante a evolução.

Essa conclusão amplia significativamente o conceito de heterozoóide nos briozoários e sugere novas perspectivas para o estudo comparado da morfologia colonial.

Discussão

As observações realizadas durante o cultivo permitem esclarecer a natureza das chamadas cavidades triangulares interopesiais de *C. reticulum*. Diversos autores haviam descrito essas estruturas apenas do ponto de vista morfológico, sem que sua origem permanecesse completamente compreendida.

O acompanhamento contínuo do desenvolvimento demonstra, entretanto, que essas cavidades se originam como zooides completos, inicialmente providos de estruturas alimentares, sofrendo posteriormente acentuada redução funcional.

Assim, os chamados reticulumzoóides representam heterozoóides especializados, e não simples formações esqueléticas.

Essa interpretação explica satisfatoriamente tanto sua posição constante na colônia quanto sua sequência de desenvolvimento.

Considerações finais

O método de cultivo aqui descrito mostrou-se adequado para diversas espécies de briozoários marinhos, especialmente aquelas provenientes de águas salobras e polialinas.

A utilização de organismos alimentares cultivados em laboratório, associada ao método de propagação clonal por transferência entre lamínulas, possibilita a manutenção prolongada de colônias vivas e fornece excelente material para estudos experimentais.

A observação contínua do desenvolvimento de *C. reticulum* permitiu demonstrar que os reticulumzoóides constituem verdadeiros heterozoóides.

Além disso, essa descoberta fornece novos argumentos para interpretar os espinhos e tubérculos de espécies de *Membranipora* como estruturas homólogas, derivadas de zooides reduzidos durante a evolução.

Esses resultados evidenciam o valor dos métodos de cultivo não apenas como técnica de manutenção de organismos vivos, mas também como instrumento fundamental para a investigação da morfologia, da ontogenia e da evolução dos Briozoários.

Esclarecimentos

O presente estudo é, por ora, integrante de oito estudos realizados no início da década de 1990, sob a tutela do Prof. LD Diethardt Horst Armin Jebram (*in memoriam*) e que se encontravam perdidos em um HD. O atual estágio da tecnologia possibilitou iniciar o resgate deste importante material. Embora algumas referências tenham sido atualizadas, é fundamental estabelecer que tais estudos ainda se preservam como inéditos, razão para, então, submetê-los ao aceite de publicação.

Referências

BOCK, P. E.; GORDON, D. P. *Phylum* Bryozoa Ehrenberg, 1831. In: ZHANG Z.-Q. Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness (Addenda 2013). Zootaxa, n. 3703, p. 67-74. 2013.

GORDON, D. P.; TAYLOR, P. D.; BIGEY, F. P. *Phylum* Bryozoa: moss animals, sea mats, lace corals. Kingdom Animalia: Radiata, Lophotrochozoa, Deuterostomia. In: GORDON, D. P. New Zealand inventory of biodiversity, vol 1. Canterbury University Press, Christchurch, NZ, pp 271-279. 2009.

HAUENSCHILD, C. Über die Verwendbarkeit verschiedener Algen als Futter für marine Wirbellose. Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen n. 8, p. 187-195. 1962.

JEBRAM, D. H. A. Experimental techniques and culture methods. In: WOOLLACOTT, R. M.; ZIMMER, R. L. Biology of Bryozoans. Academic, New York, pp 273–306. 1977.

KAISSLING, K. E. Der Einfluß der Photoperiode auf die Polypidenregeneration von *Bugula flabellata* (Bryozoa). Zoologischer Anzeiger (Supplement) 26: 443-451. 1963.

MCKINNEY, F. K.; JACKSON, J. C. B. Bryozoan evolution. Chicago: University of Chicago Press, 1991.

MARCUS, E. Beobachtungen und Versuche an lebenden Meeresbryozoen. *Zoologische Jahrbücher*, Abteilung für Allgemeine Zoologie und Physiologie der Tiere n. 43, p. 559-604. 1926.

SCHNEIDER, D. Untersuchungen über den Einfluß des Lichtes auf die Polypidenregeneration von *Bugula flabellata*. Naturwissenschaften 42: 271. 1955.

SCHNEIDER, D. Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß des Lichtes auf die Regeneration der Polypiden von *Bugula flabellata*. Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere n. 45, p. 582-637. 1956.