



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

CONFECÇÃO DE MATERIAL DIDÁTICO PARA O ENSINO DE
EMBRIOLOGIA: TIPOS DE CLIVAGEM

Elaborado por

LETÍCIA DE ASSIS FERREIRA

Orientadora

Profa. Dra. APARECIDA ALVES DO NASCIMENTO

Seropédica, RJ

2016

LETÍCIA DE ASSIS FERREIRA

APARECIDA ALVES DO NASCIMENTO

**CONFECÇÃO DE MATERIAL DIDÁTICO PARA O ENSINO DE
EMBRIOLOGIA: TIPOS DE CLIVAGEM**

Monografia apresentada como requisito parcial
para obtenção do grau de Licenciado em
Ciências Biológicas do Instituto de Ciências
Biológicas e da Saúde da Universidade Federal
Rural do Rio de Janeiro.

JUNHO - 2016

CONFEÇÃO DE MATERIAL DIDÁTICO PARA O ENSINO DE
EMBRIOLOGIA: TIPOS DE CLIVAGEM

LETÍCIA DE ASSIS FERREIRA

MONOGRAFIA APROVADA EM: 27/06/2016

BANCA EXAMINADORA:

Aparecida

Profª. Dra. Aparecida Alves do Nascimento – UFRRJ

PRESIDENTE

Leilane Nepomuceno

Profª. Dra. Leilane Maria Barcellos Nepomuceno – UFRRJ

MEMBRO TITULAR

Marcos Antonio José dos Santos

Prof. Dr. Marcos Antonio José dos Santos – UFRRJ

MEMBRO TITULAR

Viviane Moreira de Lima

Profª. Dra. Viviane Moreira de Lima – UFRRJ

MEMBRO SUPLENTE

*“Minha fé não está firmada
Nas coisas que podes fazer
Eu aprendi a te adorar pelo que és*

*Dele vêm o sim e o amém
Somente dele e mais ninguém
A Deus seja o louvor*

*Se Deus fizer, ele é Deus
Se não fizer, ele é Deus
Se a porta abrir, ele é Deus
Mas se fechar, continua sendo Deus*

*Se a doença vier, ele é Deus
Se curado eu for, ele é Deus
Se tudo der certo, ele é Deus
Mas se não der, continua sendo Deus*

*Eu não o adoro pelo que ele faz
Eu o adoro pelo que ele é
Haja o que houver sempre será Deus”*

***Deus É Deus
Delino Marçal***

DEDICATÓRIA

Ao meu Deus, que é a minha salvação, minha esperança e meu refúgio, à Ele toda honra, toda glória e louvor para sempre, amém.

“Todos verão o que aconteceu e ficarão sabendo que fui eu, o Senhor, quem fez isso.
Todos pensarão bem e entenderão que tudo isso foi feito pelo Santo Deus de Israel.”
Salmo 41:20

Agradecimentos

Ao meu Deus, autor e consumidor da minha fé, que sempre se fez presente em toda minha caminhada, me dando forças para não esmorecer e me trazendo a memória que todas as coisas cooperam para o bem daqueles que o amam. Obrigada, Senhor!

A Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro por nos acolher com uma beleza encantadora e permitir trocas de saberes.

À minha orientadora, Profa. Dra. Aparecida Alves do Nascimento, pela amizade, companheirismo, dedicação, gentileza e lealdade. Sua humanidade é admirável. Agradeço as valiosas orientações, bem como sua amável paciência na execução deste projeto. Sua orientação eu levarei para toda uma vida. Este projeto não seria o mesmo sem você. Obrigada por tudo!

A artesã Eliane Aparecida Dutra, obrigada por me ensinar a arte de “manusear o biscoit”. Seus ensinamentos foram preciosos. Este trabalho não teria vida sem suas mãos a me ajudar na confecção de cada peça. Obrigada pela amizade, pelas tardes de trabalho seguidas de lanches maravilhosos, conversas e risadas. Você tornou esse momento prazeroso e me acalmou com sua serenidade e competência.

À minha mãe, Diva de Assis Ferreira, minha melhor amiga e companheira. Seu amor, cuidado e orações me mantem de pé. Obrigada por enxugar minhas lágrimas, me acalmar e viver comigo cada etapa da graduação. Essa vitória também é sua, mãe! Amo-te.

Ao meu pai, Herculano Machado Ferreira, por ser um exemplo de ser humano, um pai presente e sempre sorridente. Sua alegria é contagiante e sua bondade impressionante. Obrigada pelas caronas até a UFRRJ e em todas as saídas de campo. Amo você.

A minha irmã e melhor amiga, Juliana de Assis Ferreira, por ser presente e vibrar a cada conquista! Saiba que amo você e não seria a mesma sem sua presença na minha vida.

Ao companheiro Matheus Dutra Tosta pela paciência nos momentos mais difíceis, compreensão durante as semanas de provas e paciência quanto a elaboração da monografia além das caronas, cuidado e auxílio. Obrigada pelo ombro amigo, te amo!

Aos amigos, de perto e de longe, que sempre me apoiaram e acreditaram na minha vitória!

Ao colega Diogo Alves Viana, o meu obrigado pela elaboração do desenho representando os planos de clivagens de teleósteos.

A Profa. Dra. Nadja Lima Pinheiro da UFRRJ pelas críticas construtivas e grande incentivo.

Ao Prof. Dr. Armando Sales da UFRRJ pelos ensinamentos valiosos e grande ajuda na compra de determinados materiais para a confecção das peças.

A artesã Tania Vanessa dos Reis pelas dicas sobre o manuseio do biscuit. Sem sua ajuda e conhecimento, algumas peças não teriam sido executadas. Muito obrigada!

Resumo

Os conteúdos de Embriologia são sinônimos de ciência difícil já que a mesma é uma das disciplinas que mais exige da capacidade de abstração e imaginação do aluno. Devido a isso, tal trabalho relata a confecção de modelos didáticos para o ensino de embriologia como recurso alternativo e pedagógico na construção do conhecimento. O objetivo do trabalho foi construir modelos embrionários e disponibilizá-los para aulas no intuito de facilitar o entendimento e proporcionar melhor visualização dos processos de clivagem que ocorre em diferentes tipos de células-ovo. Para a confecção dos modelos, buscou-se fazer analogia a materiais simples, de fácil acesso e de baixo custo que representassem o mais próximo possível do real. Portanto, espera-se que esse material enriqueça o ensino de Embriologia através de discussão sobre o uso de novas metodologias que sejam alternativas e estimulem a percepção dos alunos.

Palavras-chave: anfioxo, teleósteo, holoblástica, meroblástica, material de apoio pedagógico, modelo em biscuit.

Abstract

The Embryology contents are difficult science of synonyms since it is one of the most demanding the ability to abstract and imagine the student. Because of this, this paper reports the production of didactic models for embryology teaching as an alternative and educational resource in the construction of knowledge. The objective was to build embryonic models and make them available for classes in order to facilitate understanding and provide better visualization of the cleavage processes that occur in different types of egg cells. For producing the models, we sought to make the analogy simple materials, easy access and low cost that represented the closest to the real. Therefore, it is expected that this material will enrich the embryology teaching through discussion on the use of new methodologies that are alternatives and encourage the students' perception.

Keywords: amphioxus, teleost, holoblastica, meroblastica, teaching support material, model biscuit.

Sumário

	Resumo	viii
	Abstract	ix
1.	Introdução	14
1.1	Objetivos.....	15
1.1.1	Objetivo Geral.....	15
1.1.2	Objetivos Específicos.....	15
1.2	Fundamentação Teórica.....	16
1.2.1	Embriologia Animal.....	16
1.2.2	Primeiras ideias sobre o desenvolvimento.....	16
1.2.3	Aspectos gerais do desenvolvimento embrionário.....	16
1.2.4	Multiplicação Celular.....	16
1.2.5	Clivagens e formação da mórula.....	17
1.2.6	Micrômeros e macrômeros.....	17
1.3	Tipos de células-ovo.....	18
1.4	Padrões de Clivagem.....	20
1.5	Cefalocordados (Cephalochordata).....	22
1.5.1	Reprodução.....	22
1.5.2	Clivagem ou Segmentação.....	26
1.6	Peixes Teleósteos.....	29
1.6.1	Gametogênese – Ovogênese.....	29
1.6.2	Foliculogênese.....	29
1.6.3	Fecundação.....	32
1.6.4	Clivagem ou Segmentação.....	35
1.7	Importância do material Didático no Ensino de Embriologia.....	40
2.	Material e Métodos	41
2.1	Confecção da célula-ovo do tipo oligolécito.....	43
2.2	Confecção da célula-ovo do tipo telolécito.....	51
3.	Resultados e Discussão	55
3.1	Conclusão.....	56
4.	Referências Bibliográficas	57

Lista de Figuras

Figura 1 -	Classificação de célula-ovo.....	19
Figura 2 -	Clivagem de célula-ovo.....	21
Figura 3 -	Foto e esquema demonstrando a morfologia interna do anfioxo....	22
Figura 4 -	Foto demonstrando a morfologia interna de Anfioxo.....	22
Figura 5 -	Espermatozoide de <i>Branchiostoma lanceolatum</i>	23
Figura 6 -	Eletromicrografias de transmissão de uma reação acrossômica em espermatozoides de <i>B. belcheri</i>	24
Figura 7 -	Desenho esquemático da fecundação.....	25
Figura 8 -	Representação esquemática do ciclo de vida do anfioxo adulto....	26
Figura 9 -	Esquemas de clivagem de célula-ovo de Amphioxus.....	28
Figura 10 -	Maturação e controle hormonal de peixe.....	30
Figura 11 -	Fotografias de clivagem de célula-ovo de <i>Pimelodus grosskopfii</i> ..	31
Figura 12 -	Fotomicrografias de ovários de <i>A. bimaculatus</i>	32
Figura 13 -	Ilustração da desova parcelada de peixes teleósteos.....	32
Figura 14 -	Fotomicroscopia demonstrando a etapa de espermiogênese.....	33
Figura 15 -	Eletromicrografias de varredura de ovócito de teleósteo.....	33
Figura 16 -	Esquemas das alterações durante a fecundação em teleósteo.....	34
Figura 17 -	Esquema de uma célula-ovo de teleósteo após a fecundação.....	35
Figura 18 -	Clivagem na célula-ovo de <i>Danio rerio</i>	35
Figura 19 -	Esquema dos planos de clivagem de célula-ovo de teleósteo.....	36
Figura 20 -	Esquema mostrando a clivagem de célula-ovo do tipo telolécito..	37
Figura 21 -	Eletromicrografias da célula-ovo do teleósteo <i>Zungaro jahu</i>	38
Figura 22 -	Fotomicrografias de ovócito e célula-ovo do teleósteo.....	39
Figura 23 -	Massa para biscuit.....	41
Figura 24 -	Confecção de modelo com massa de modelar.....	42
Figura 25 -	Ilustração de um molde feito com gesso.....	42
Figura 26 -	Modelos de clivagem de células-ovo do tipo oligolécito.....	43
Figura 27 -	Materiais para confecção dos moldes de borracha de silicone.....	44
Figura 28 -	Materiais para utilização dos moldes de borracha de silicone.....	48
Figura 29 -	Verniz fixador fosco e tinta fosca spray na cor cinza claro.....	49
Figura 30 -	Células-ovo do tipo oligolécito confeccionadas.....	49
Figura 31 -	Etapas da clivagem da célula-ovo de teleósteo.....	51

Figura 32 -	Diferentes tamanhos de esferas de isopor e lixa para madeiras.....	51
Figura 33 -	Passo a passo de como marcar a base da esfera de isopor, cortá-la, abrir a massa para biscuit e forrar a esfera.....	54
Figura 34 -	Passo a Passo de como sovar a massa para biscuit.....	53
Figura 35 -	Representação do material utilizado para modelar as peças feitas.	54
Figura 36 -	Células-ovo do tipo telolécito confeccionadas.....	54

Lista de Tabelas

Tabela 1 -	Esquema de como fazer o molde de borracha de silicone.....	46
Tabela 2 -	Esquema de como usar o molde de borracha de silicone.....	50

1. Introdução

O desenvolvimento embrionário tem sido objeto de estudo há diversos anos. É espantoso perceber o quanto embriões tão distintos ao mesmo tempo podem ser tão semelhantes embriologicamente, em determinados momentos, como vemos em peixes e seres humanos. O conhecimento dessa área permite compreender as relações de parentesco entre os seres vivos, a evolução das espécies e o desenvolvimento e continuidade da vida.

Por ser um conteúdo tão importante se faz necessário que seja abordado nas escolas, no ensino de Ciências e Biologia, de modo atrativo e compreensível pelo público alvo. Entretanto, a embriologia se trata de um estudo microscópico e rico em detalhes, o que dificulta a assimilação dos conteúdos uma vez que nem sempre há disponível nas escolas materiais didáticos apropriados e/ou salas de ciências devidamente equipadas.

Sabendo que o livro didático tem sido o principal instrumento utilizado pelos professores e que o mesmo é indicado pelo PNLD (Programa Nacional do Livro Didático) e que em sua maioria não contém outros recursos a não serem imagens estáticas e nem sempre tão reais e corretas, é fundamental a criação de recursos didáticos acessíveis que auxiliem e sirvam de suporte, facilitando o processo de ensino e aprendizagem.

De acordo com Junior (2010) os recursos didáticos envolvem uma diversidade de elementos utilizados como suporte experimental na organização do processo de ensino e aprendizagem. Sua finalidade é servir de interface mediadora para facilitar na relação entre professor, aluno e o conhecimento um momento preciso da elaboração do saber.

Segundo Casas e Azevedo (2011) quando se trata do ensino de Embriologia, tanto na graduação quanto na educação básica, são percebidas inúmeras dificuldades na compreensão deste assunto, tais como: grande quantidade de termos técnicos, falta de materiais didáticos para uma melhor visualização das primeiras fases do desenvolvimento embrionário, entre outros.

Por falta de recursos didáticos adequados que representem as diversas fases do desenvolvimento embrionário a utilização de modelos didáticos pode oferecer uma alternativa para enfrentar a dificuldade de aprendizado no ensino de embriologia geral (RODRIGUES *et al.*, 2004).

Tendo em vista esta realidade a Profa. Dra. Aparecida Alves do Nascimento, proporciona aos acadêmicos de Licenciatura de Ciências Biológicas da UFRRJ a vivência de criação de materiais didáticos e criação de vídeo aulas com a utilização destes modelos, na disciplina **IB 190** Embriologia Animal.

Para este trabalho, foi selecionado um dos conteúdos da ementa desta disciplina: ***Tipos de Clivagem***, e a leitura de capítulos dos livros que são utilizados na bibliografia da mesma.

O modelo de estudo para clivagem, gastrulação e a organogênese utilizados nos livros didáticos costuma ser o anfioxo que possui a célula-ovo do tipo oligolécito com clivagem holoblástica. Mas é importante que os alunos conheçam outros modelos de desenvolvimento embrionário, como o de alguns teleósteos, que apresenta célula-ovo do tipo telolécito e clivagem meroblástica.

Por este motivo a confecção do material didático tridimensional utilizou como modelo células-ovo dos tipos **oligolécito** e **telolécito**, a fim de representar os dois extremos: células com pouco vitelo (oligolécito) e com muito vitelo (telolécito).

1.1 Objetivos

O projeto tem como objetivo a elaboração de material didático para laboratórios de ensino, material esse que, posteriormente, servirá de suporte de pesquisa para outros professores, dispostos a trabalhar com novas metodologias de ensino em suas salas de aula. Sendo assim, a proposta deste trabalho é facilitar o processo de ensino e aprendizagem a partir da criação de recursos didáticos, mais especificamente modelos tridimensionais de embriologia: tipos de clivagem.

1.1.1 Objetivo Geral:

Confecção de material didático para o ensino de embriologia no que diz respeito aos tipos de clivagem visualizados em células-ovo do tipo **oligolécito** (ou isolécito) e **telolécito** (ou megalécito).

1.1.2 Objetivos Específicos:

- 1) Proporcionar a melhor compreensão de fenômenos embriológicos de difícil visualização no ensino de embriologia;
- 2) Tornar conhecido materiais de fácil acesso e durabilidade para executar modelos didáticos diversos;
- 3) Incentivar a confecção de materiais de apoio pedagógico;
- 4) Enfatizar a importância de modelos didáticos nas aulas de embriologia.

1.2 Fundamentação Teórica

1.2.1 Embriologia Animal

De acordo com Amabis & Martho (1994) em todos os organismos multicelulares, o desenvolvimento do zigoto consiste de sucessivas divisões mitóticas, que originarão o embrião.

Ao longo do desenvolvimento embrionário, à medida que as mitoses vão ocorrendo, grupos de células se especializam para o desempenho das variadas funções que o corpo deverá realizar. Formam-se então os tecidos, processo denominado histogênese, e os órgãos, processo denominado organogênese.

1.2.2 Primeiras ideias sobre o desenvolvimento

O filósofo grego Aristóteles foi um dos primeiros a se interessar pelo desenvolvimento inicial dos seres vivos. Para Aristóteles, a matéria-prima contida no ovo representava o “princípio feminino”, que passava a se desenvolver a partir do encontro com o “princípio masculino”, representado pelo espermatozoide masculino (Amabis & Martho, 1994).

1.2.3 Aspectos gerais do desenvolvimento embrionário

Ao longo do desenvolvimento dos seres multicelulares, podemos observar três processos fundamentais, que ocorrem em suas células: multiplicação, crescimento e especialização. No presente trabalho, trataremos apenas da primeira etapa do desenvolvimento embrionário (Amabis & Martho, 1994).

1.2.4 Multiplicação Celular

A multiplicação celular começa imediatamente após a fecundação. Em sua primeira mitose, a célula-ovo se transforma em duas células embrionárias que, a despeito de terem cerca de metade do tamanho original, são do ponto de vista genético, rigorosamente iguais entre si e à célula-mãe. As mitoses continuam a se suceder com rapidez e, em breve, haverá 4, 8, 16, 32 células, na progressão geométrica que levará à formação de milhões de células embrionárias. Embora o ritmo da multiplicação celular diminua gradualmente ao longo do desenvolvimento, mesmo depois da idade adulta esse processo continua, pois grande parte das células de nosso corpo está sempre sendo substituída. Além dessa substituição normal das células, sua multiplicação é fundamental para os processos de cicatrização de ferimentos (Amabis & Martho, 1994).

1.2.5 Clivagens e formação da mórula

Em condições normais, cerca de 1 hora após a penetração do espermatozoide, a célula-ovo já está concluindo sua primeira mitose, o que encerra a fase de zigoto, quando tem início o desenvolvimento embrionário.

As células iniciais do embrião são chamadas de **blastômeros**. Os dois primeiros blastômeros logo se dividem, formando quatro, que de novo se dividem originando oito blastômeros e assim sucessivamente. As mitoses nos blastômeros se sucedem com rapidez, de modo que em breve uma “esfera” maciça de células estará formada. Nesse estágio do desenvolvimento, o embrião é chamado de **mórula** (do latim *mórula*, amora). As divisões das células embrionárias, nesses primeiros estágios do desenvolvimento, são denominadas **clivagens** ou **segmentações** (Amabis & Martho, 1994).

1.2.6 Micrômeros e macrômeros

Em muitos animais, os blastômeros podem apresentar grande diferença de tamanho. Nos embriões de anfíbios, por exemplo, as células de um dos polos do embrião, são pequenas, sendo por isso chamadas de **micrômeros**, enquanto as células do polo oposto são grandes e ricas em substâncias nutritivas, sendo denominadas **macrômeros** (Amabis & Martho, 1994).

A quantidade de vitelo existente no ovo tem relação direta com o tipo de clivagem que ocorrerá. Isso porque os grãos de vitlo, muito densos, podem dificultar e até mesmo impedir a completa divisão das células. Em células-ovo que possuem pouco vitelo, como é o caso do óvulo humano e de anfioxo, a primeira clivagem os divide completamente. Já nos ovos de aves e teleósteos, a quantidade de vitelo é tão grande que apenas a zona onde está o núcleo, chamada **cicatrícula**, sofre divisão; a gema do ovo, formada por maciças quantidades de vitelo, permanece indivisa. Podemos falar, então, que a **segmentação é completa** no primeiro caso e **incompleta** no segundo (Amabis & Martho, 1994).

1.3 Tipos de células-ovo

Segundo Garcia & Fernández (2012) a classificação das células-ovo é feita de acordo com a quantidade de vitelo que elas produzem durante o seu desenvolvimento.

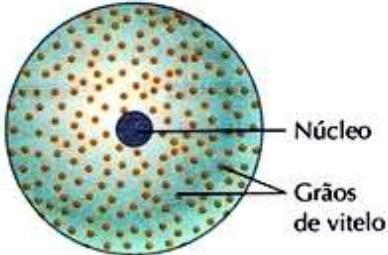
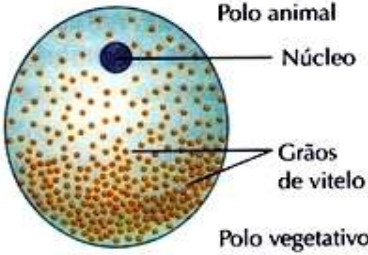

Durante o crescimento do ovócito, ocorre não apenas um aumento quantitativo do citoplasma, mas também, principalmente, mudanças na qualidade pela elaboração e distribuição regular de várias inclusões, que serão essenciais para o desenvolvimento do embrião.

O vitelo não é uma substância definida, mas um termo morfológico. A substância química componente do vitelo pode não ser a mesma em todos os casos. Os principais componentes do vitelo são proteínas, os fosfolipídeos e também as gorduras neutras.

Os diferentes **tipos de células-ovo** presentes na natureza variam de acordo, com os animais considerados e o meio que os cercam, eles podem ser: **oligolécito**, **heterolécitos**, **telolécitos** e **centrolécitos**.

A célula-ovo do tipo oligolécito possui pouca quantidade de vitelo e essa distribuição é mais ou menos uniforme. O heterolécito tem quantidade moderada de vitelo. O polo animal e o vegetativo são distintos porque a concentração de vitelo se localiza no polo vegetativo. O telolécito possui grande quantidade vitelo. Há uma segregação do citoplasma e do vitelo, o qual aparece como uma massa compacta no interior do ovo; o citoplasma está restrito a uma fina camada sobre a superfície com um pequeno espessamento no lado superior, zona que contém o núcleo (**Fig. 1**). Já o centrolécito, o vitelo situa-se no interior da célula-ovo, e o citoplasma é distribuído em uma fina camada na superfície periférica.

Figura 1. Classificação de célula-ovo de acordo, com a quantidade e distribuição de vitelo no polo animal desta célula de alguns animais.

Tipo de ovo	Ilustração de célula-ovo	Padrões de clivagem	Exemplos
Oligolécitos		Holoblástica igual ou subigual	Mamíferos Equinodermos e anfioxo
Heterolécitos		Holoblástica	Moluscos, vermes, peixes elasmobrânquios e anfíbios
Telolécitos		Meroblástica discoidal	Peixes ósseos , répteis e aves

1.4 Padrões de Clivagem

Segundo Garcia & Fernández (2012) o padrão de clivagem é a expressão da quantidade de vitelo. A expressão da clivagem, no que se refere ao padrão e à velocidade da formação dos sulcos, está intimamente relacionada com a quantidade e à distribuição de vitelo na célula-ovo.

O vitelo, em células-ovo de heterolécitos e telolécitos, apresenta-se concentrado em um polo da célula-ovo - o polo vegetativo, ao passo que o núcleo e o citoplasma se encontram no polo oposto - o polo animal. O polo vegetativo geralmente dificulta a formação do sulco de clivagem, impedindo inclusive que, em alguns casos, ele se efetue.

No polo animal, quase não há concentração de vitelo, a velocidade das divisões celulares é bem maior. Nas células-ovo com pouca ou moderada quantidade de vitelo, o sulco de clivagem divide toda a célula. Estabelecendo uma clivagem total ou holoblástica. Quando a quantidade de vitelo é grande, o sulco de clivagem não atravessa o polo vegetativo, e então apenas o citoplasma ativo se cliva, estabelecendo uma clivagem parcial ou meroblástica.

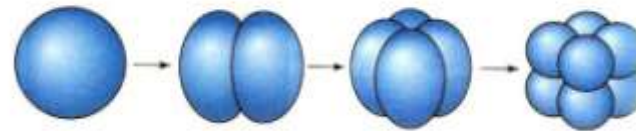
Na *clivagem holoblástica*, o sulco atravessa toda a célula-ovo, dividindo-o completamente. São quatro os tipos de clivagem holoblástica: radial, espiral, bilateral e rotacional. Na *clivagem meroblástica* o sulco se restringe a uma parte da célula-ovo, limitando-se a um pequeno disco (discoidal) ou apenas à parte periférica (superficial) desta célula (**Fig. 2**).

Figura 2. Clivagem de acordo, com a quantidade e distribuição de vitelo no polo animal da célula-ovo.

Tipo de célula- ovo

Ilustração

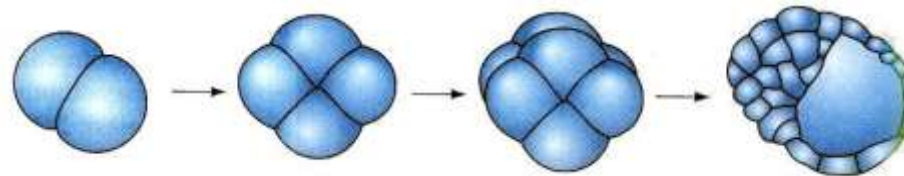
Exemplos



Mamíferos

Holoblástica rotacional - Toda célula-ovo se divide.

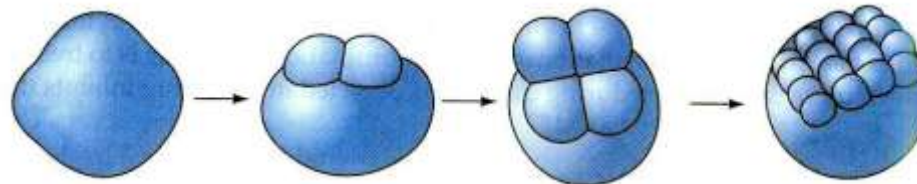
Oligolécitos



Anfioxo

Holoblástica Radial Igual

Telolécitos



Peixes ósseos, répteis e aves

Meroblástica Discoidal - Ocorre na região da cicatrícula.

1.5 Cefalocordados (Cephalochordata)

O Cephalochordata é um subfilos de cordados marinhos, pequenos e pisciformes, ao qual pertencem os Amphioxus, que são assim denominados devido ao aspecto afilado, em forma de ponta de lança, observado nas duas extremidades do corpo. A extremidade anterior é chamada de rostro, onde há uma boca que possui cirros bucais (**Fig. 3**). Estes animais são translúcidos, medem de 5 a 8 cm de comprimento e geralmente são encontrados semienterrados na areia. Entre todos os cordados inferiores, o anfioxo é o que apresenta características mais próximas dos cordados superiores: túbulo neural dorsal, notocorda subjacente e área faríngea bem desenvolvida. E por isso, é um objeto de estudo na zoologia por proporcionarem indicações sobre a origem dos vertebrados.

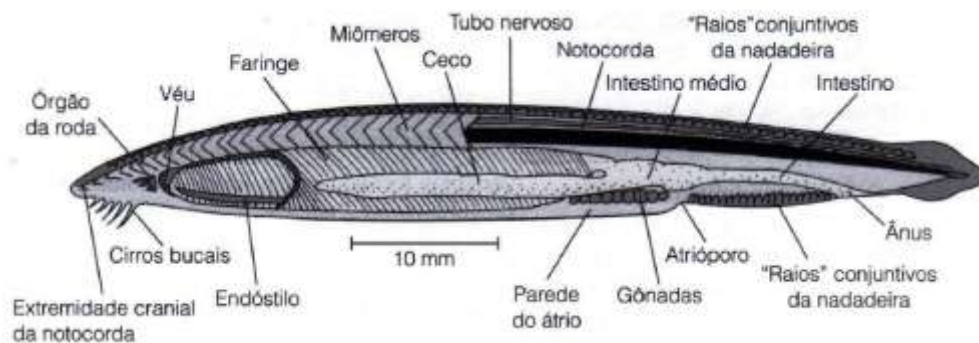


Figura 3: Foto e esquema demonstrando a morfologia interna do anfioxo.
Fonte: http://aao.sinica.edu.tw/images/publication_list/2012L02.jpg

1.5.1 Reprodução

Anfioxos são dioicos (sexos separados), mas não existe dimorfismo sexual bem evidente entre macho e fêmea. Esta espécie tem de 26-28 gônadas de cada lado do seu corpo que são visíveis através da parede do corpo ventralmente (**Fig. 4**). Os gametas são liberados dentro do átrio e sai via atrióporo e a fecundação ocorre externamente (**Fig. 3**).



Figura 4: Foto demonstrando a morfologia interna de Anfioxo.
Fonte: http://aao.sinica.edu.tw/images/publication_list/2012L02.jpg

A ovogênese em anfioxo é peculiar, pois as divisões de maturação ocorrem no ovócito somente após a ovocitação. Este processo ocorre quando o gameta feminino completa primeira divisão de maturação, isto é, com a liberação do primeiro corpúsculo polar. Em seguida, a meiose prossegue, mas outra vez é interrompida em metáfase II e só se completará se houver fecundação (Garcia-Fernández, & Benito-Gutiérrez, 2009). Diferentemente, da ovogênese de mamíferos em que ovócitos completam, pouco antes da ovocitação, a primeira divisão meiótica que estava parada em prófase I e iniciam a segunda etapa desta divisão (Moore *et al.*, 2016). Porém, a conclusão da meiose é semelhante ao que ocorre em mamíferos (Moore *et al.*, 2016).

Quando o espermatozoide atinge a camada gelatinosa do ovócito maduro, ocorrem dois eventos importantes. O primeiro é a ruptura da membrana acrossômica, na sua parte anterior, e da membrana plasmática do espermatozoide, fusionando-se ambas entre si e liberando, assim, o conteúdo acrossômico nesta camada do ovócito, o que constitui a reação acrossômica. O segundo evento é a formação do processo acrossômico. Com a entrada de Ca^{2+} , cria-se um gradiente osmótico que atrai água para o interior do espermatozoide. O espermatozoide penetra no ovócito maduro através dos conteúdos do polo vegetativo (Fig. 5 e 6).

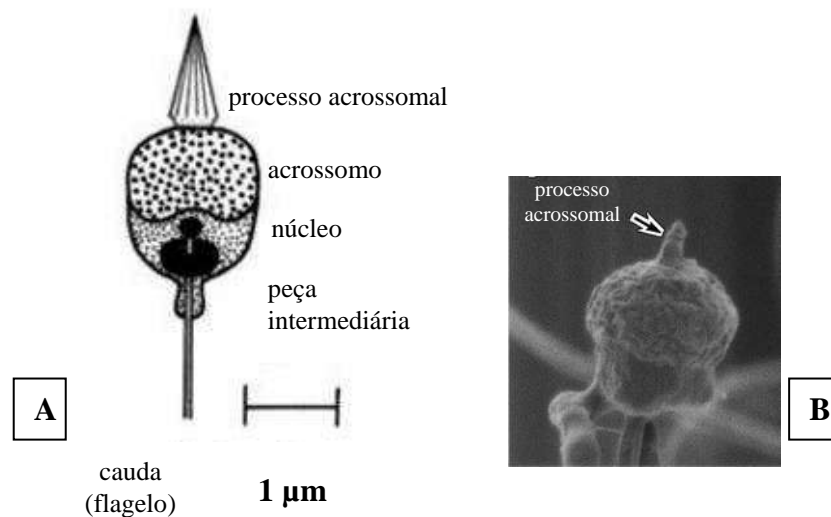


Figura 5: (A) Desenho esquemático de espermatozoide de *Branchiostoma lanceolatum* de acordo, com Zarnirk 1904. (B) Eletromicrografias de reação acrossômica em espermatozoides de *Branchiostoma belcheri* (Morisawa *et al.*, 2004).

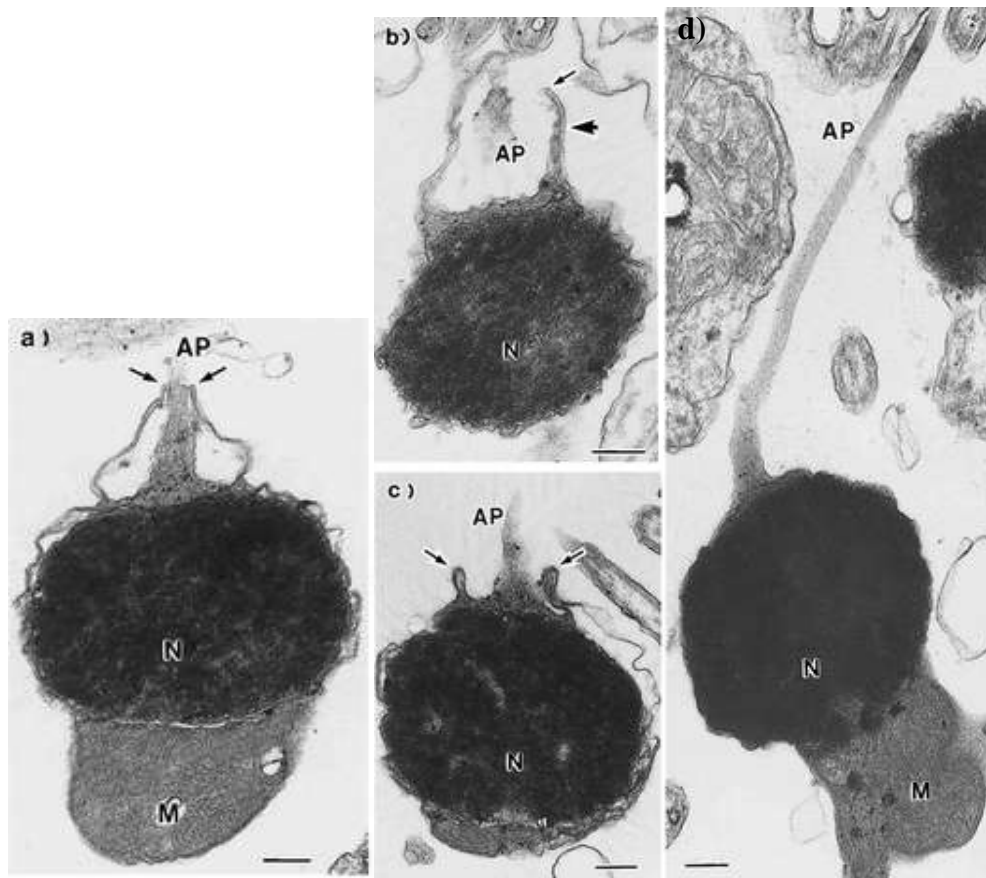


Figura 6: Eletromicrografias de transmissão de uma reação acrossômica em espermatozoides de *B. belcheri*. (a) abertura acrossomal (seta) e projeção do processo acrossomal (AP). (b, c) Desaparecimento da estrutura semelhante a um colar (ponta de seta) que aparece como uma consequência da fusão entre a membrana acrossômica externa e a membrana plasmática do ovócito secundário. (d) O processo acrossomal (AP) se estende a partir do ápice do esperma (Morisawa *et al.*, 2004).

Após a fecundação, a célula-ovo absorve água e ocorre a formação do espaço perivitelino, com a separação da membrana vitelínica da membrana plasmática (Fig. 7). A membrana que circunda a célula-ovo torna-se rapidamente aumentada e torna-se a *membrana de fecundação* (fertilização) que impede a entrada de outros espermatozoides (bloqueio a poliespermia) (Fig. 8). Nos anfioxos, o ovo é oligolécito e radialmente simétrico, mas quando ocorre a fecundação há um rearranjo do conteúdo citoplasmático e se estabelece a simetria bilateral.

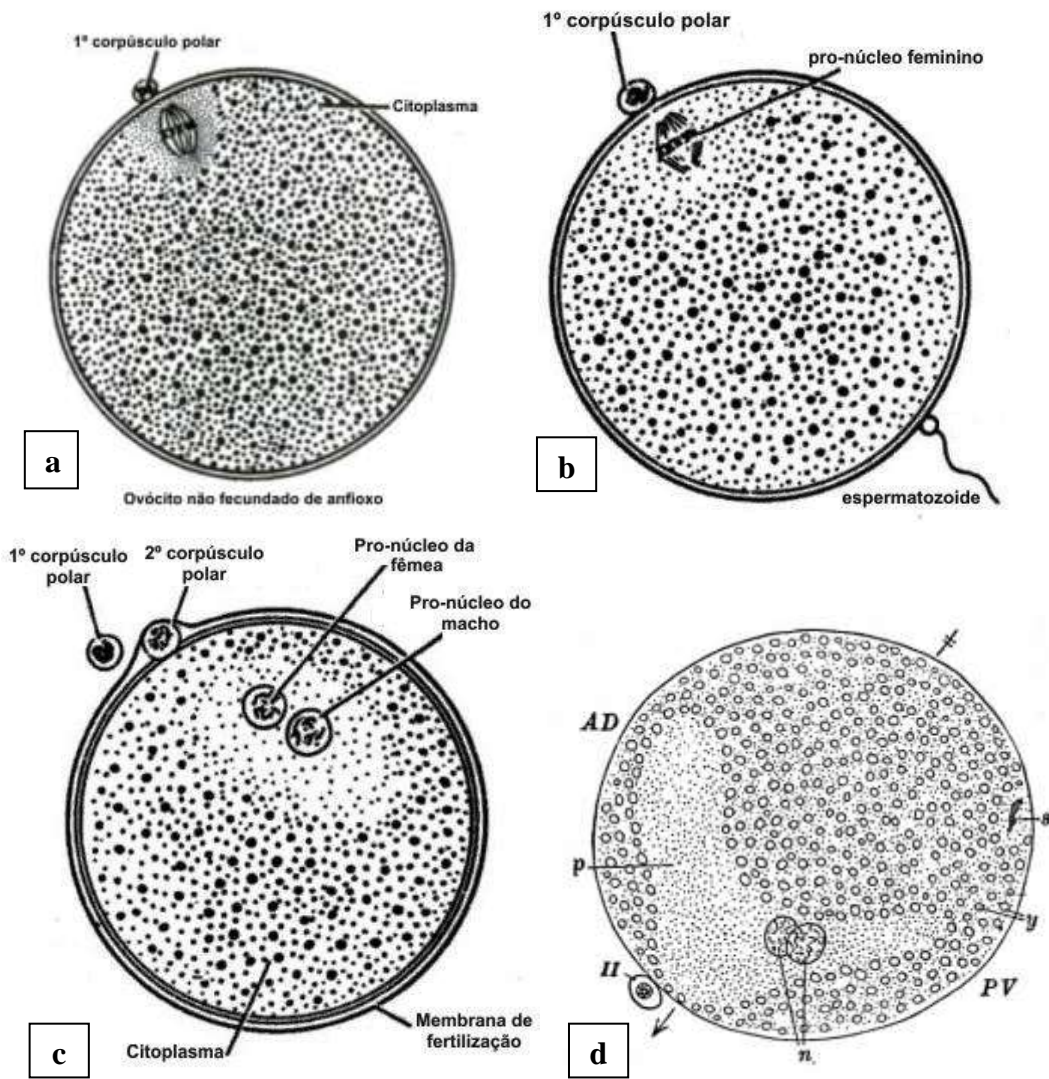


Figura 7: Desenhos esquemáticos de: (a) ovócito não fecundado de peixe. (b) O espermatozoide toca o córion. (c) O núcleo do ovócito sofre segunda divisão de maturação e o segundo corpúsculo polar é empurrado para dentro do espaço perivitelino. Ambos os núcleos se unirão para formar o núcleo do zigoto. (d) Diagrama de um corte sagital mediano através de uma célula-ovo de anfioxo. A seta indica a direção do eixo polar. AD, região antero-dorsal; PV, região postero-ventral; N, pro-núcleos masculino e feminino; p, área livre de gema; S, cauda de esperma; y, área gema; II, segundo corpo polar. Fonte: <https://embryology.med.unsw.edu.au/embryology/index.php/File:Bailey018.jpg#file>.

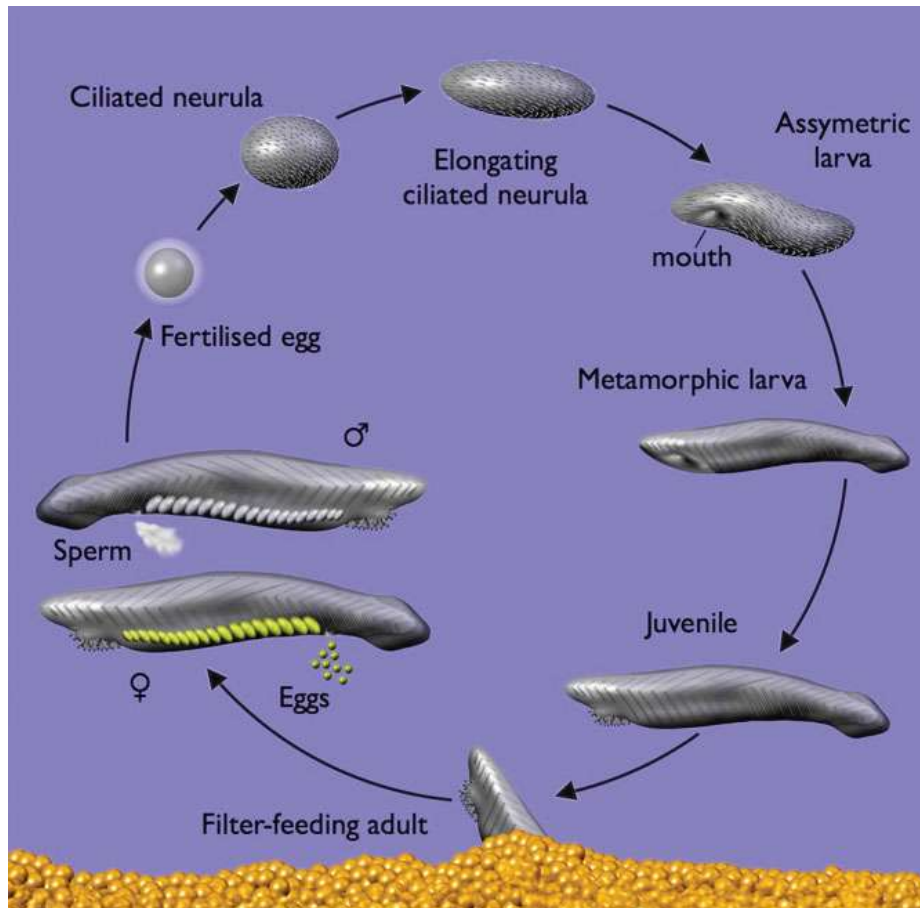


Figura 8: Representação esquemática do ciclo de vida do anfioxo adulto. Depois da desova os ovócitos são fertilizados externamente e originará a célula-ovo (zigoto), que é protegido pela membrana de fertilização. Fonte: Garcia-Fernández, & Benito-Gutiérrez, 2009.

Diferentemente, do que ocorre em fêmeas de mamíferos nas quais os ovócitos ficam parados em prófase I da primeira divisão meiótica (Moore *et al.*, 2016). Entretanto, em ambas as espécies a meiose somente será completada se houver fecundação (Lubzens *et al.*, 2010).

1.5.2 Clivagem ou Segmentação

No início da clivagem, a célula-ovo dos anfioxos apresenta três regiões: ***polo animal***, mais transparente; ***polo vegetativo***, que contém o vitelo, e o crescente mesodérmico, uma região em meia-lua, abaixo do equador. A área do futuro mesoderma contorna o equador, sendo o crescente mesodérmico (posicionado em um lado da célula-ovo) precursor do tecido muscular e havendo outro crescente no lado oposto que derivará o notocórdio.

A célula-ovo do anfioxo é do tipo *oligolécito* e apresenta segmentação *holoblástica radial*.

Os planos de clivagem alternam-se entre meridionais e latitudinais, resultando que os blastômeros do polo animal se sobrepõem ao colar de blastômeros do polo vegetativo. Em célula-ovo do tipo oligolécito, os blastômeros têm tamanhos quase iguais (Garcia *et al.*, 2012).

A 1ª clivagem da célula-ovo é vertical, ocorrendo desde o polo animal até o polo vegetativo. Formam-se, então, os 2 *primeiros blastômeros* que serão responsáveis pela futura simetria bilateral do animal. A 2ª clivagem também é vertical, porém a 90° da primeira, formando-se 4 *blastômeros*. A 3ª divisão é horizontal, subequatorial e perpendicular aos dois planos anteriores de divisão, originando-se 8 *blastômeros*. A divisão subequatorial faz com que os blastômeros resultantes tenham tamanhos diferentes: os micrômeros são os menores e os macrômeros são os maiores. A 4ª divisão é vertical e a 5ª horizontal, atingindo-se um estágio de 32 *blastômeros* denominado de mórula. Até a formação da mórula não há aumento de tamanho do embrião (**Fig. 9**).

Durante as próximas divisões celulares começa a formar-se uma cavidade cheia de líquido. O final da clivagem é a formação da blástula, estágio embrionário caracterizado por uma camada de célula, a blastoderme, envolvendo uma cavidade denominada blastocele. A observação do blastoderme permite o reconhecimento de micrômeros na região do polo animal e macrômeros no polo vegetativo.

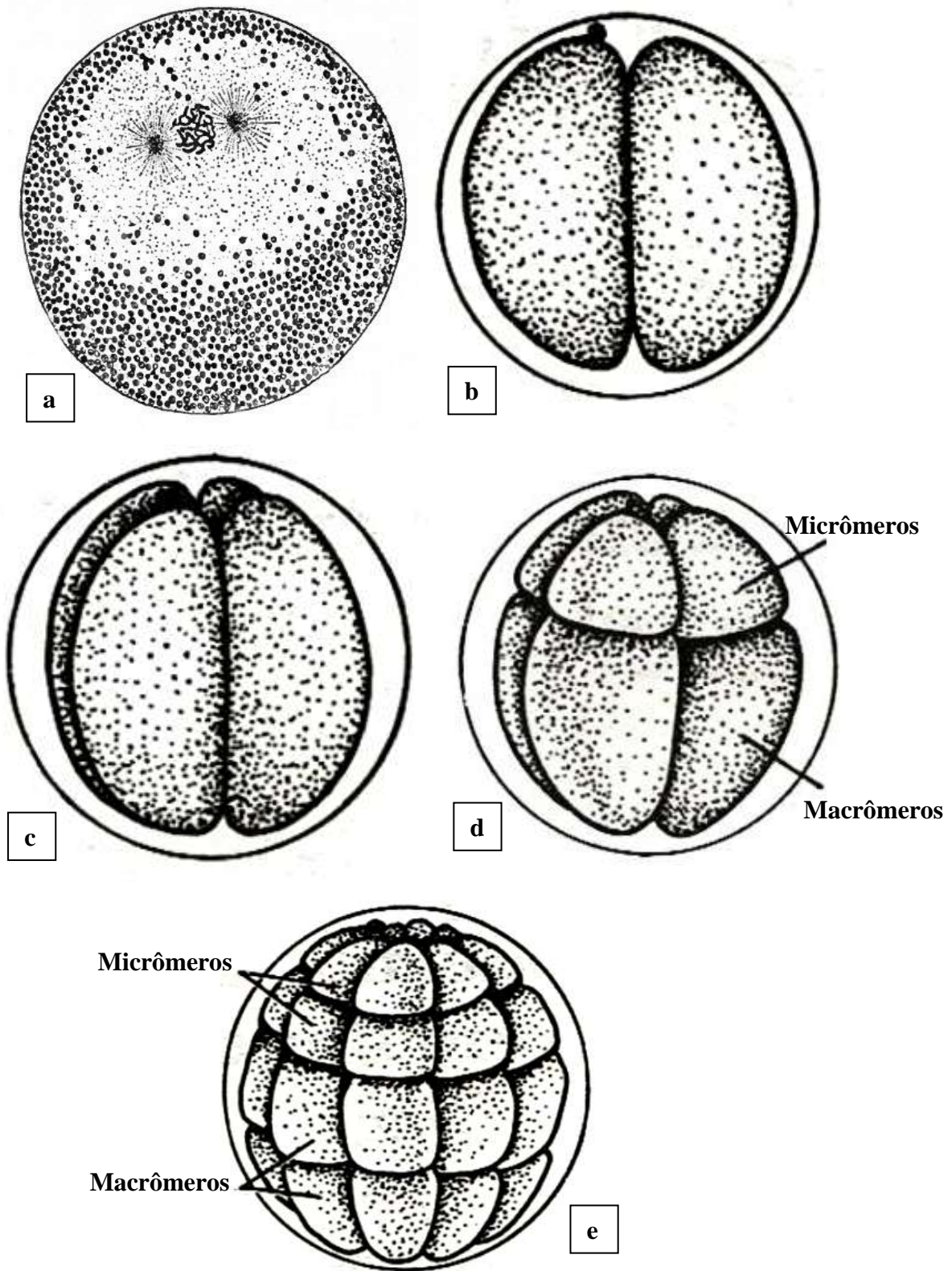


Figura 9: Desenhos esquemáticos de clivagem de célula-ovo de Amphioxus. (a) Os cromossomos dos pro-núcleos masculino e feminino se misturam no plano equatorial. (b) 2 blastômeros. (c) 4 blastômeros. (d) 8 blastômeros. (e) 32 blastômeros. Suzan Al-Harbi. BIO 355 www.kau.edu.sa/GetFile.aspx?id=139688&fn...pdf

1.6 Peixes Teleósteos

Externamente, peixes apresentam dimorfismo sexual que, em determinadas espécies, pode ser facilmente identificado e, em outras, requer exame pormenorizado para sua identificação; em outras espécies, aparentemente, não há dimorfismo sexual externo (Garcia *et al.*, 2012).

1.6.1 Gametogênese – Ovogênese

A maioria dos peixes teleósteos apresenta reprodução cíclica e ao longo de cada ciclo reprodutivo o desenvolvimento das células germinativas, maturação e liberação resultam em alterações morfológicas nas gônadas que caracterizam diferentes fases reprodutivas (Quagio-Grassiotto *et al.*, 2013). Em teleósteos, a caracterização das fases reprodutivas nas fêmeas é definida principalmente com base nos estágios (fases) do desenvolvimento ovocitário (Brown-Peterson *et al.*, 2011).

A ovogênese envolve uma série de modificações nos níveis nuclear, citoplasmático e folicular, que resulta em um gameta dotado de estruturas que refletem a estratégia reprodutiva de uma determinada espécie. Este processo é dividido nas seguintes etapas: **a**) formação de células germinativas primordiais (CGP) e sua transformação em ovogônia, **b**) transformação da ovogônia em ovócitos (início da meiose), **c**) crescimento do ovócito enquanto a meiose está parada, **d**) reinício da meiose (maturação) e finalmente, liberação do ovócito maduro de seu folículo (ovocitação).

No início de cada período reprodutivo, uma fração das ovogônias, presentes em lamelas ovígeras, nos ovários passa por uma série de divisões mitóticas até entrar em meiose que ocorre no início da foliculogênese (Patiño & Sullivan, 2002).

Diferentemente, do que ocorre em fêmeas de mamíferos nas quais os ovócitos estão parados na prófase I da primeira divisão meiótica desde o período embrionário (Moore *et al.*, 2016). Entretanto, a conclusão da segunda etapa da meiose, em mamíferos e anfíoxo é igual aos dos teleósteos que somente será completada se houver fecundação (Lubzens *et al.*, 2010).

1.6.2 Foliculogênese

O desenvolvimento de folículos é um processo muito importante na fase de crescimento dos ovócitos. Nesta fase, não há a influência das gonadotrofinas, sendo este crescimento resultante, principalmente, da proliferação dos componentes celulares. Os

folículos ovarianos formam-se a partir do momento em que a célula germinativa é circundada por uma camada de células foliculares (**Fig. 12**). Estas células se desenvolvem e formam uma camada de células granulosas. Ao mesmo tempo, as camadas externas de tecido conjuntivo formam uma camada de células tecais com capilares sanguíneos. Ambas as camadas são separadas por uma membrana basal (Baldisserotto, 2002).

As células da granulosa e o próprio ovócito produzem o córion (membrana vitelina, zona radiata), que apresenta muitos poros, através dos quais o ovócito e a granulosa mantém conexão celular por microprolongamentos (**Fig. 11**) (Woynarovich & Horbáth, 1989). O córion, no final de seu desenvolvimento é semipermeável (Pereira, 2006). A existência de picos de gonadotrofina sanguínea, em resposta aos estímulos ambientais, induz o aparecimento das vesículas de vitelo no citoplasma do ovócito, processo este chamado de vitelogênese. Neste processo ocorre a formação e o acúmulo de vitelo causando grande crescimento do ovócito (Quagio-Grassiotto *et al.*, 2013).

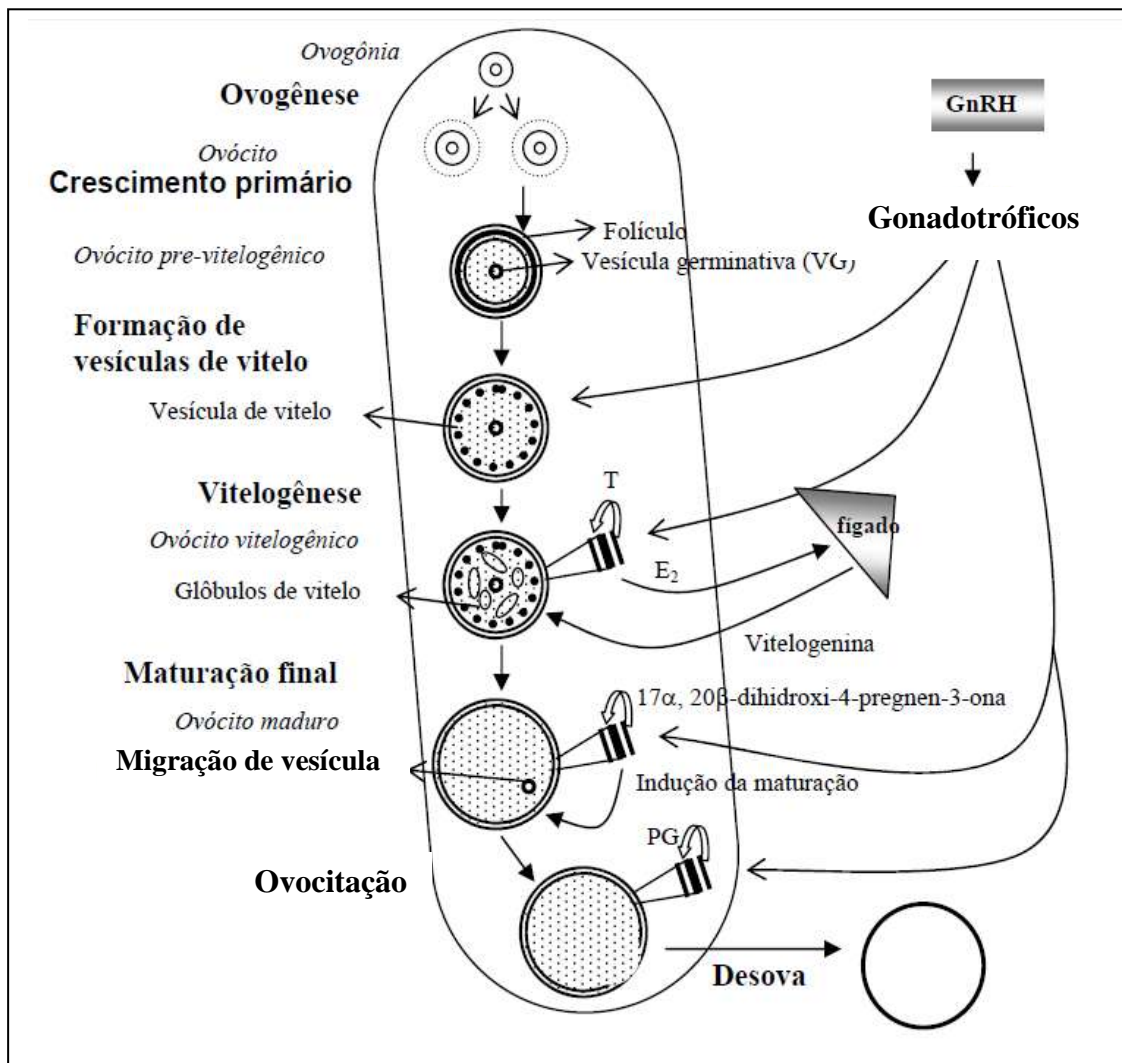


Figura 10: Maturação do ovócito no ovário de peixe e seu controle hormonal. Adaptado de Harvey & Carolsfeld (1993).

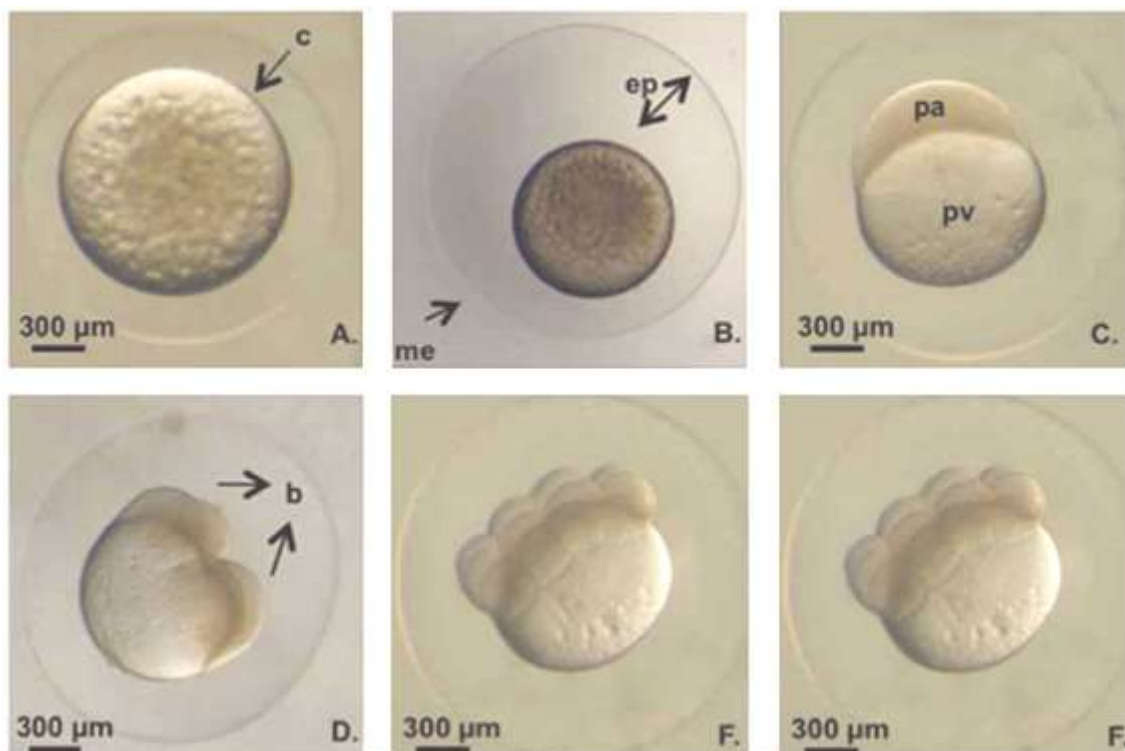


Figura 11: Fotografias feitas com o uso de microscópio estereoscópio de clivagem de célula-ovo de *Pimelodus grosskopfii*. (a) Ovócito recém fertilizado. (b) Ovócito hidratado. (c) blastodisco unicelular. (d) 4 blastômeros. (e) 8 blastômeros. (f) 8 blastômeros. Córion (c), membrana externa (me), espaço perivitelino (ep), polo animal (pa), polo vegetal (pv), blastômeros (b). Fonte: Valbuena-Villarreal *et al.* (2012).

A etapa da vitelogenese é caracterizada por duas fases: *pré-vitelogenese* e *vitelogenese*. Na fase pré-vitelogênica, que independe de hormônios gonadotróficos para sua evolução, o crescimento do ovócito é lento e seu volume aumenta muito pouco. A fase vitelogênica caracteriza-se por estreita dependência de hormônios gonadotróficos, rápido crescimento ovocitário e aumento extraordinariamente do seu tamanho (Wallace & Selman, 1981).

A vitelogenese consiste na utilização de um precursor plasmático, a vitelogenina, derivada do fígado, que se acumula no citoplasma do ovócito sob a forma de grânulos de vitelo (**Fig. 8**). Ao final do processo de vitelogenese, o ovócito atinge seu desenvolvimento máximo e, dependendo de condições ambientais adequadas e sob a ação de apropriado mecanismo hormonal gonadotrófico, o ovócito entra na etapa de maturação. O vitelo é composto por lipídios e proteínas, que será utilizado pelo embrião desde a fecundação até o momento em que for capaz de capturar alimento exógeno (Sallum, 1999; Baldisserotto, 2002).

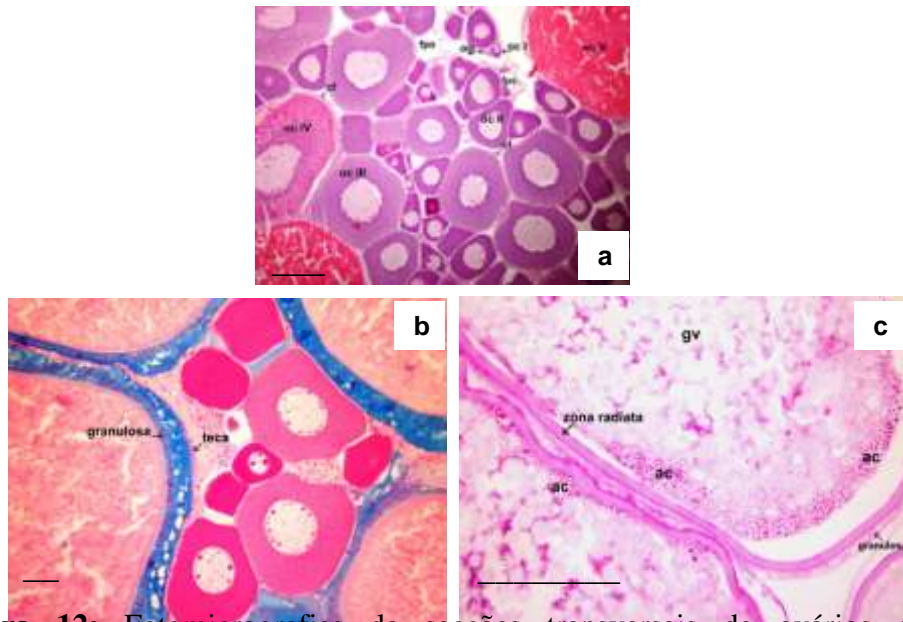


Figura 12: Fotomicrografias de seções transversais de ovários de *A. bimaculatus* (**a, c**) e de *O. hepsetus* (**b**), nas diferentes fases de desenvolvimento ovocitário. (a) Secção corada por HE. (b) Tricrômico de Gomori (c) método do PAS. 1. zona radiata (córion); 2. células granulosa (células foliculares); 3. células da teca; Ac = alvéolo cortical; gv = grânulo de vitelo; fa = folículo atresico; fpo = folículo pós-ovulatório. Barra = 100 μ m. **Créditos:** *Beatriz Afonso Chagas de Oliveira* (Projeto de Iniciação Científica).

1.6.3 Fecundação

É um processo de fusão celular, que inicia com o contato entre um espermatozoide e um ovócito e culmina na união dos núcleos destas células (Moore *et al.*, 2016). A fecundação inclui os seguintes eventos, despolarização da membrana plasmática da célula-ovo, penetração do espermatozoide, exocitose do conteúdo dos alvéolos corticais, formação do espaço perivitelino e posterior divisão meiótica (Iwamatsu, 2000).

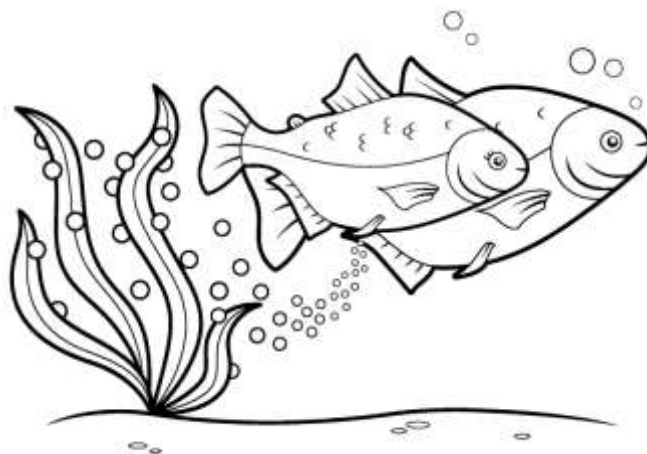


Figura 13: Ilustração da desova parcelada de peixes teleósteos. Fonte: http://4.bp.blogspot.com/_23GsR1c17rU/TTJZLLNr9MI/AAAAAAAAAhEs/z7ZdZY-z8sU/s1600/reproducao-peixes.gif

Na maioria dos peixes ósseos, a fecundação é externa e na época da reprodução, as fêmeas liberam seus ovócitos maduros de uma única vez (desova total) ou em várias parcelas (desova parcelada) ao longo de um período reprodutivo, sobre os quais o macho deposita o seu esperma (Vazzoler, 1996) (**Fig. 13**). Geralmente, a mobilidade dos espermatozoides destes peixes inicia-se quando são expostos ao ambiente aquático (Coward *et al.*, 2002).

Uma diferença estrutural principal entre ovócitos de mamíferos e ovócitos dos teleósteos é a presença da micrópila na sua superfície, localizada no polo animal. A micrópila é uma depressão na forma de funil presente no córion (Iwamatsu, 2000). Os espermatozoides dos teleósteos não possuem acrossoma (**Fig. 14**) e, conseqüentemente, penetram no ovócito através da micrópila (Coward *et al.*, 2002) (**Fig. 15**). O tamanho da micrópila é espécie-dependente, mas geralmente, permite a entrada de somente um espermatozoide. Esta adaptação é crucial na prevenção de poliespermia (Pereira, 2006).

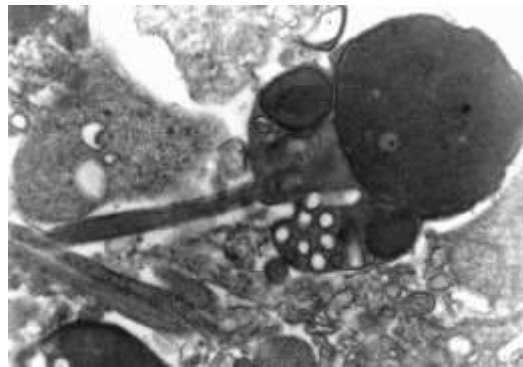


Figura 14: Fotomicroscopia eletrônica demonstrando a etapa de espermiogênese no mandi-amarelo (*Pimelodus maculatus*). Observa-se que o espermatozoide dos teleósteos não possui acrossomo. Fonte: Ramon Lamar de Oliveira Junior/ UFMG.

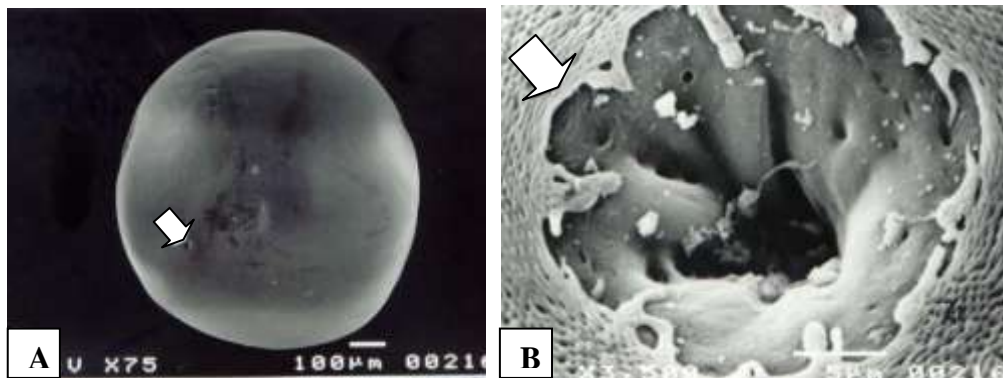


Figura 15: Eletromicrografias de varredura de ovócito de teleósteo. (A) Observa-se a presença de micrópila (seta) após desova (ovocitação). (B) Detalhes da micrópila (seta). Fonte: Ganeco & Nakaghi (2003).

No momento da desova, os ovócitos são esféricos e de coloração amarelada. Com a fecundação o ovócito é estimulado e reage, passando a apresentar um intenso movimento citoplasmático, em direção ao polo superior da célula-ovo (zigoto).

Após a entrada do primeiro espermatozoide pela micrópila, ocorre a hidratação da célula-ovo com aumento do espaço perivitelino e inicia-se nesta célula uma movimentação citoplasmática intensa em direção à micrópila formando o **polo animal** onde está presente o núcleo, formado pela união dos pro-núcleos masculino e feminino, e na parte inferior da célula o **polo vegetativo** onde o vitelo fica segregado no citoplasma ativo (Kimmel *et al.*, 1995) (**Fig. 16 e 17**).

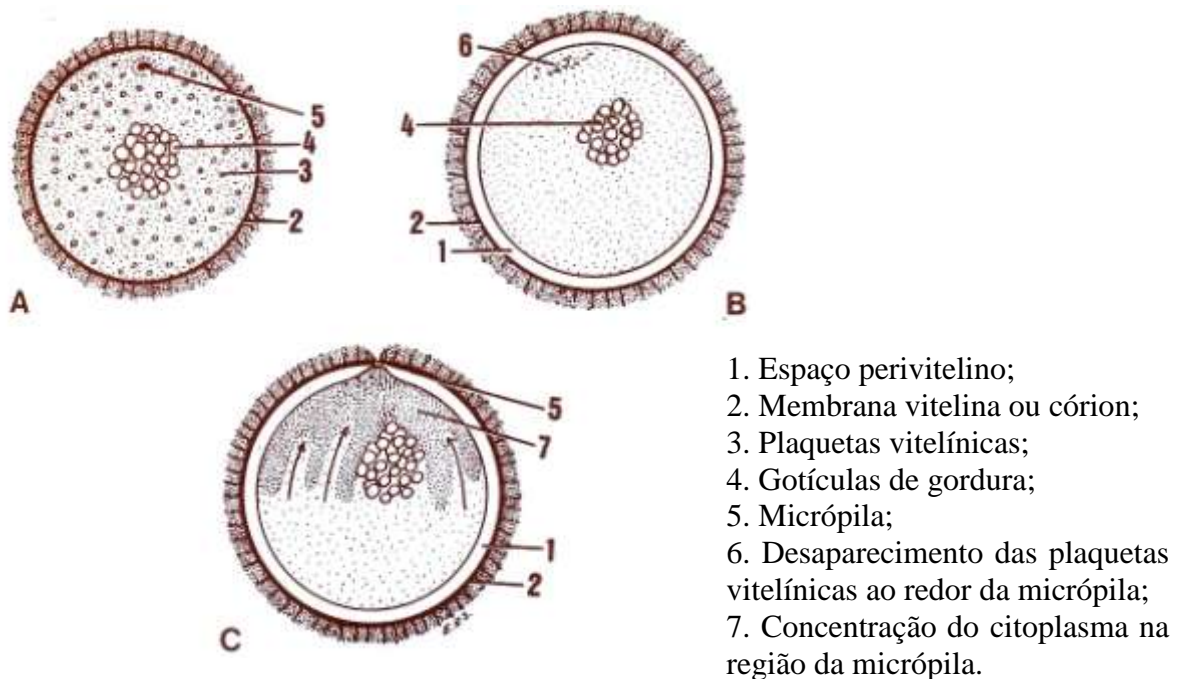


Figura 16: Representação esquemática das alterações verificadas durante a fecundação na célula-ovo de teleosteo. (A) Ovócito antes da fecundação. (B - C) Modificações observadas na célula-ovo, após a entrada do espermatozoide. Em (C) é indicada a migração citoplasmática em direção ao local onde ocorreu a entrada do espermatozoide, formando o polo animal. Fonte: Santos & Azoubel, 1996.

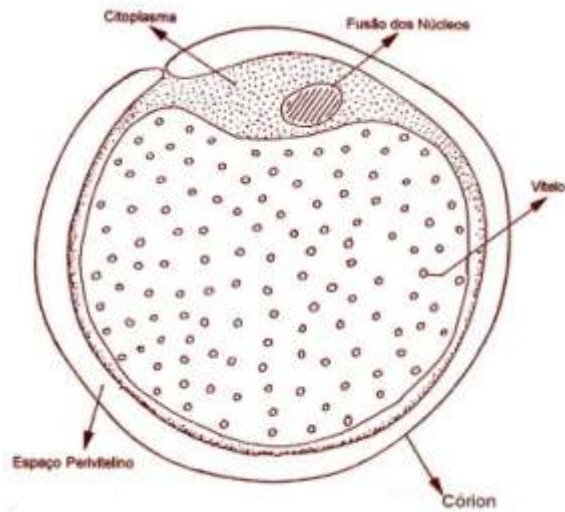


Figura 17: Desenho esquemático de uma célula-ovo de teleósteo após a fecundação. Contração periférica desta célula e o afastamento do córion ou membrana vitelina, criando o espaço perivitelino. Fonte: Santos & Azoubel, 1996.

1.6.4 Clivagem ou Segmentação

Após os eventos desencadeados pela fecundação, o polo animal da célula-ovo, está preparado para iniciar a clivagem (**Fig. 18**).

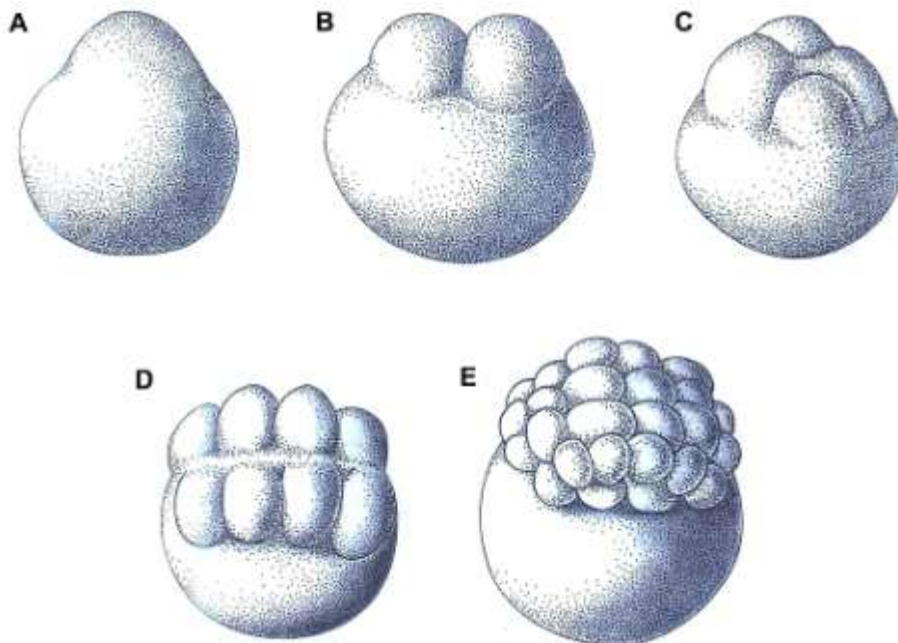


Figura 18: Clivagem na célula-ovo de *Danio rerio*, paulistinha, desde o estágio de uma célula até o estágio de mórula. Adaptado de Garcia & Fernández (2012).

Este estágio se inicia com a primeira clivagem, no plano vertical, que divide o blastodisco em 2 células (*blastômeros*) de igual tamanho (**Fig. 19b**). Na segunda clivagem, ocorre nova divisão no plano horizontal, perpendicular ao primeiro, formando 4 *blastômeros* (**Fig. 19c**). A terceira divisão é vertical e paralela à primeira, resultando em 8 *blastômeros*, mostrando arranjo 4X2 (**Fig. 19d**). A quarta é horizontal e paralela à segunda, originando 16 *blastômeros* num arranjo 4X4 (**Fig. 19e**). A quinta divisão é vertical e paralela à primeira originando 32 *blastômeros* com formação 4X8 (**Fig. 19f**).

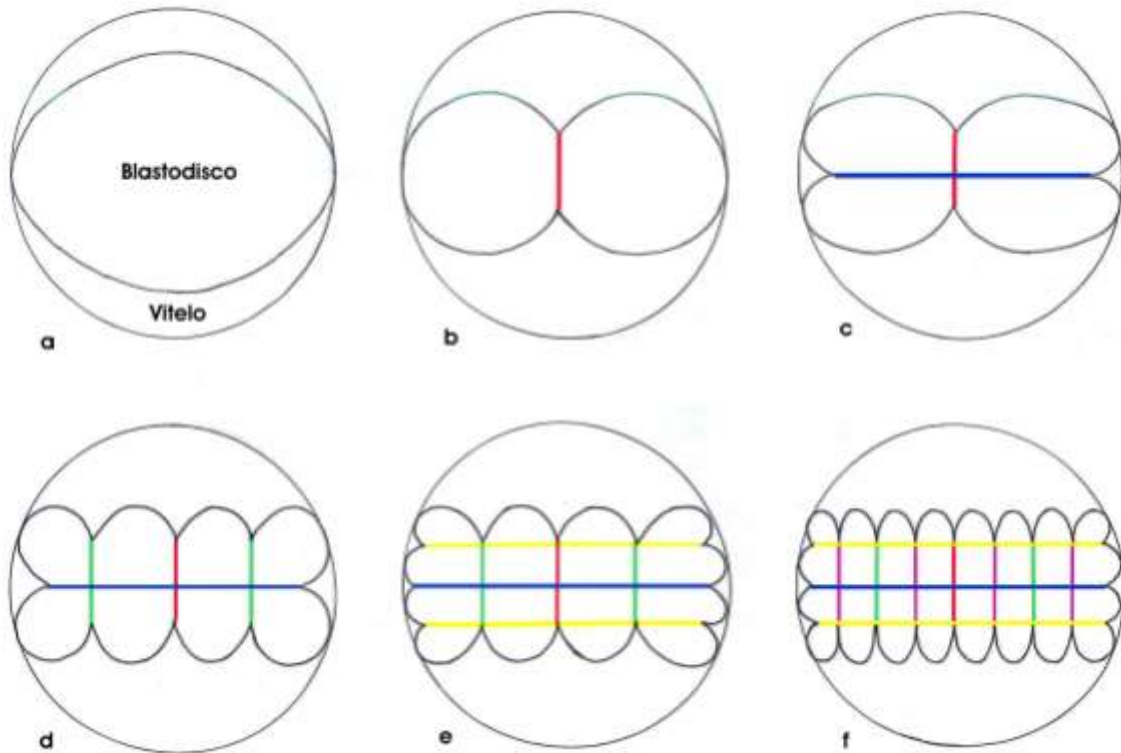
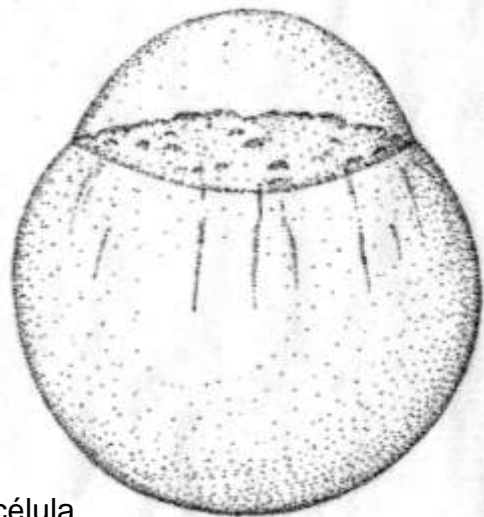
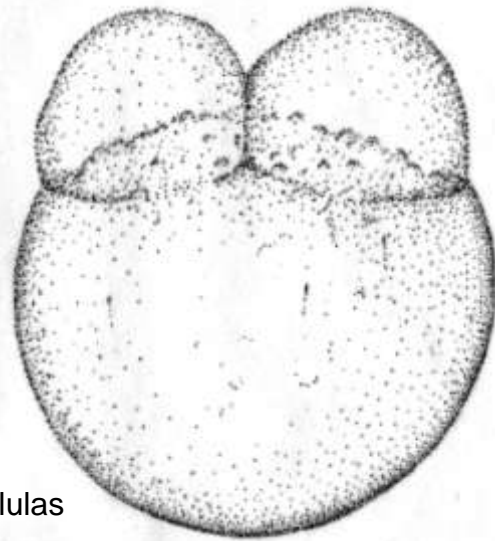


Figura 19: Representação esquemática dos planos das primeiras cinco clivagens do polo animal. **a:** zigoto (célula-ovo); **b:** Primeira clivagem, no plano vertical (linha vermelha), dividindo o blastodisco em **duas** células (*blastômeros*) de igual tamanho; **c:** Segunda clivagem, ocorrendo no plano horizontal, perpendicular ao primeiro (linha azul), formando **4** *blastômeros*; **d:** Terceira divisão vertical e paralela à primeira (linha verde), resultando em **8** *blastômeros*, mostrando arranjo 4X2; **e:** Quarta divisão horizontal e paralela à segunda (linha amarela), originando **16** *blastômeros* num arranjo 4X4; **f:** Quinta divisão vertical e paralela à primeira (linha rosa) originando **32** *blastômeros* com formação 4X8. Adaptada, de Kimmel *et al.* (1995).

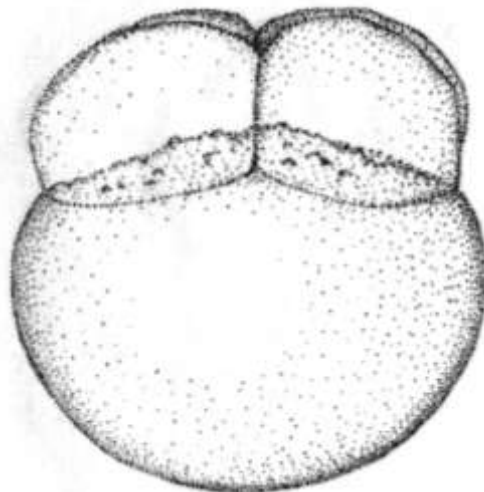
Com o decorrer das clivagens os *blastômeros* aumentam em número e diminuem de tamanho (**Fig. 19e-f**), sendo que até a terceira clivagem as células apresentam certa homogeneidade e a partir do quarto plano de clivagem, começam a ocorrer *blastômeros* heterogêneos (**Figs. 20-22**).



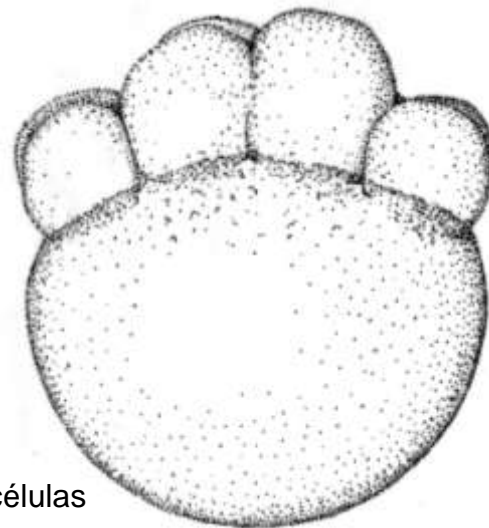
1 célula



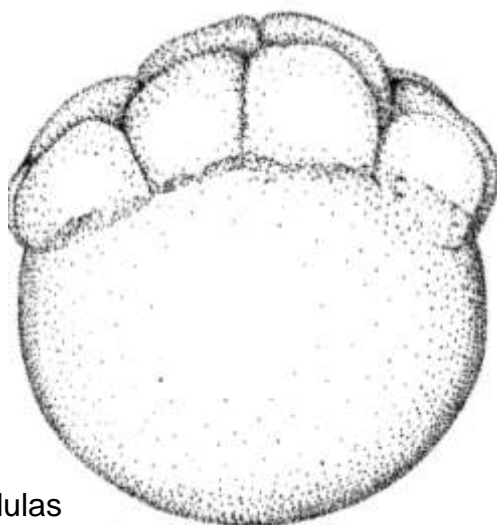
2 células



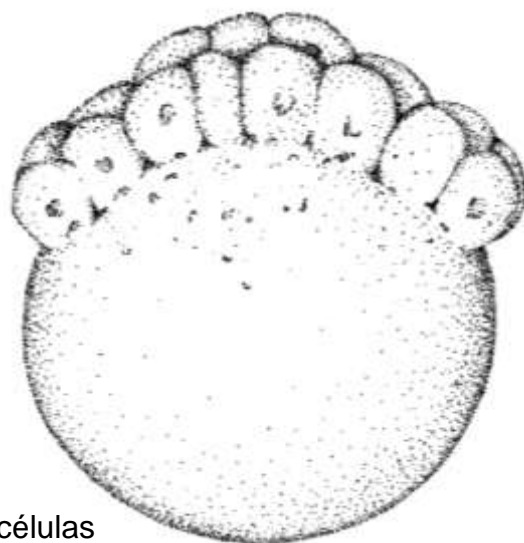
4 células



8 células



16 células



32 células

Figura 20: Esquema mostrando em uma visão frontal a clivagem de célula-ovo do tipo telolécito. Fonte: Kimmel *et al.* (1995).

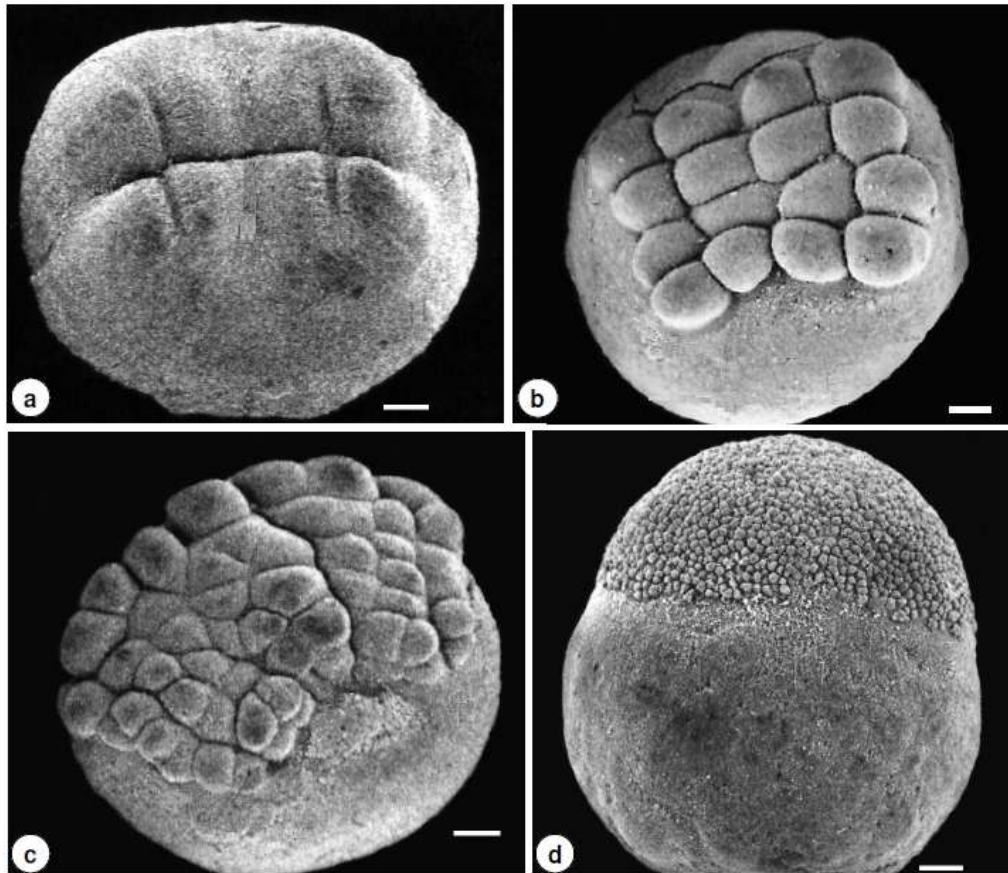


Figura 21: Eletromicrografias de varredura da célula-ovo (a-d), do teleósteo *Zungaro jahu*. **a-c:** presença de 8, 16, 32 blastômeros, respectivamente; **d:** fase de mórula que é caracterizada pela presença de mais de 64 blastômeros. Barras = 100 μ m. Fonte: Marques, 2008. Disponível em: <<http://hdl.handle.net/11449/86709>>.

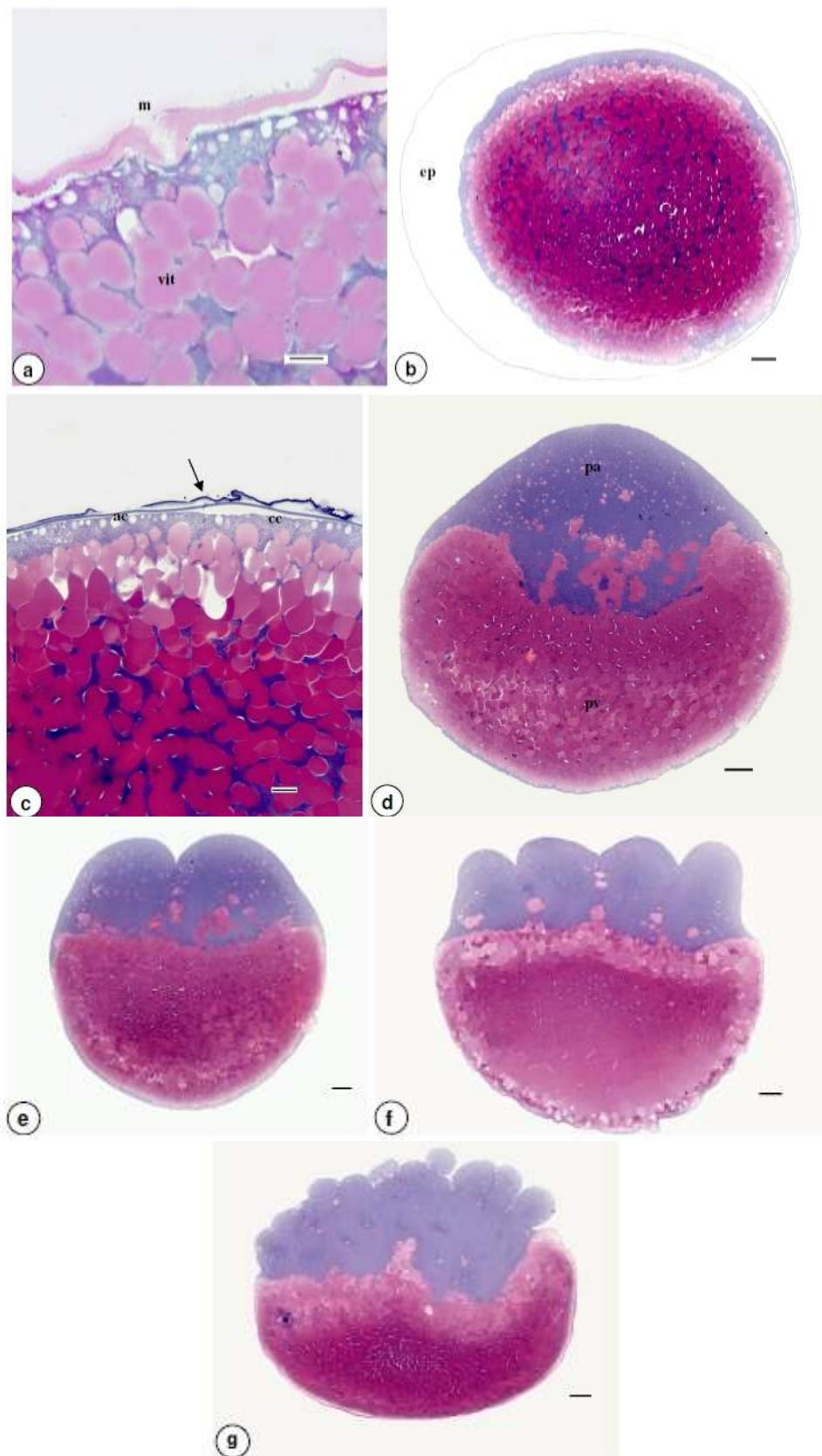


Figura 22: Fotomicrografias de ovócito (a) e célula-ovo (d– f) do teleósteo *Z. jahu*. **a:** Detalhe da micrópila; **b:** Ovócito durante a fertilização; **c:** visualiza-se o citoplasma cortical com alvéolos corticais dispostos na periferia, córion com fina camada gelatinosa (seta); **d:** formação da célula-ovo; **e:** presença de 2 blastômeros; **f:** presença de 8 blastômeros; **g:** presença de 32 blastômeros. (ac = alvéolo cortical, cc = citoplasma cortical, ep = espaço perivitelino, m = micrópila, pa = pólo animal, pv = pólo vegetativo, vit = vitelo). Barras: a = 20 m; b, d – f e g = 100 m; c = 30 m. Fonte: Marques, 2008.

1.7 Importância da Utilização de Material Didático em Aulas de Embriologia

As disciplinas Ciências e Biologia são tidas por parte dos alunos como complexas por se tratar de um estudo geralmente microscópico, onde os únicos exemplos, na maioria das vezes, são gravuras e imagens que compõem os livros didáticos.

Diante dessa limitação, buscaram-se métodos para facilitar e mediar à aprendizagem de conteúdos que exigem mais abstração, como o desenvolvimento embrionário. Um desses métodos foi a confecção e utilização de modelos tridimensionais como ferramenta de apoio na construção do conhecimento dos alunos tendo como material principal o uso de massa para biscuit.

Manuseando modelos didáticos os alunos conseguem contemplar os detalhes intrínsecos de cada modelo, seus vários ângulos e adquire uma visão menos abstrata do material em estudo, o que ajuda a mediar uma compreensão real e uma concepção análoga com a teoria.

O ensino de Ciências e Biologia devem ser entendidos como “alavanca preciosa para o desenvolvimento da passagem à abstração, das capacidades de raciocínio e de antecipação, favorecendo o acesso a novas operações mentais.” (ASTOLFI *et al.*, 1998).

Gianotto & Diniz (2010) afirmam que para aprender biologia, não é necessário decorar nomes, conceitos, definições e esquemas, mais que isso é preciso entender os processos que ocorrem na natureza e nos organismos que a compõem e posterior, fazer a relação com o seu cotidiano.

Muitos autores e pesquisadores são unânimes em reconhecer que as atividades práticas e experimentais são fundamentais na consolidação da aprendizagem [...] fica evidente a necessidade da utilização dessas atividades práticas e experimentais, devidamente articuladas à teoria para que o aluno possa apropriar-se do conhecimento científico, assimilando ou reformulando conceitos e atribuindo-lhes significado (Plano de Desenvolvimento da Escola - PDE, 2008, p. 15).

A confecção de materiais didáticos é realizada para apoiar didaticamente o ensino pedagógico e não exclui, de forma alguma, as ilustrações e o conteúdo escrito e oral das aulas. Para a sua realização é necessário um conhecimento teórico que permita atingir o mais próximo do real.

Para a confecção dos modelos embrionários no que diz respeito à clivagem, buscou-se inicialmente, através de amplo estudo de literaturas e imagens, fazer uso de

materiais cotidianos, de fácil acesso, durabilidade, resistência, baixo custo e a máxima clareza a fim de atingir a realidade.

Os modelos didáticos correspondem a um sistema figurativo que reproduz a realidade de forma especializada e concreta, tornando-a mais compreensível ao aluno (Justina, 2006), portanto a criação dos modelos didáticos deve ser feita de maneira explicativa e a representar, com a máxima clareza, a realidade (Beserra & Brito 2012, p. 72).

2. Material e Métodos

Para a confecção destes materiais didáticos de apoio pedagógico foi escolhido como matéria prima a massa para biscuit (**Fig. 23**) pelos seguintes motivos: **acesso fácil**, pois é encontrada em lojas de produtos artesanais em larga escala e variedade; **baixo custo**, uma vez que seu custo benefício é compensador (1kg custa em torno de 10 a 19,00 reais); **durabilidade**, feita adequadamente dura por anos podendo ser limpa por pano úmido e até lavada; **resistência**, uma vez que possui em sua composição agentes que impedem a proliferação de fungos e outros componentes que podem causar doenças além de poder sofrer quedas sem alterar sua estrutura original; e **fácil manuseio**.



Figura 23: Massa para biscuit. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Essa escolha foi tomada após alguns testes que tiveram como material principal a massa de modelar e o gesso.

A massa de modelar possui um acesso fácil, baixo custo (1kg custa em média 25,00 reais) e é fácil de modelar, entretanto nos testes realizados não apresentou

durabilidade e nem resistência, uma vez que em poucos dias apareceram fungos nas peças confeccionadas (**Fig. 24**).



Figura 24: Confeção de modelo com massa de modelar. Poucos dias após ocorreu proliferação de fungos na superfície destes. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Já o gesso apesar do seu acesso fácil e baixo custo (1kg custa em torno de 4,00 reais) não se mostrou fácil de manusear e nem um pouco resistente, pois a qualquer eventualidade se quebra, trazendo a dúvida se é ou não um elemento durável (**Fig. 25**).



Figura 25: Ilustração de um molde feito com gesso. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Para confeccionar determinadas peças, de células-ovo do tipo oligolécito, com riqueza de detalhes, optou-se por fazer moldes de peças já existentes cedidas pelo

Museu de Zoologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (**Fig. 26**). Para tanto, utilizou-se borracha de silicone para moldes.

As peças das células-ovo do tipo telolécito foram confeccionadas usando uma imagem como referência (**Fig. 31**) e materiais de apoio.

Os materiais de apoio utilizados na confecção de ambas as peças foram: rolo de massa, cola branca, bolas de isopor de diferentes tamanhos, estecas de diversos modelos, creme para as mãos não gorduroso, estilete, caneta esferográfica, lixa, palitos de dente, flanela, pincéis, borracha de silicone para moldes, catalisador, forma pequena de empada, fita métrica, almofada, massa corrida, tinta spray fosca nas cores cinza claro e escuro, verniz fosco, papelão, vaselina sólida ou líquida, fita métrica, colher, luvas, fita crepe, arroz cru, fio dental e jornal.

2.1 Confecção de célula-ovo do tipo oligolécito

Para a confecção da célula-ovo do tipo oligolécito foram utilizados cinco modelos em cerâmica emprestados pelo Museu de Zoologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (**Fig. 26**).



Figura 26: Modelos de clivagem de células-ovo do tipo oligolécito. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Foi necessária a criação de moldes para ilustrar com perfeição os planos de clivagens. Técnica bastante utilizada em artesanatos quando se quer repetir peças de maneira a economizar tempo. Para tanto, se usou borracha de silicone para moldes (custo médio de 35,00 reais 1kg) na cor branca, catalisador, papelão, fita métrica,

tesoura, creme para as mãos não gorduroso, caneta esferográfica, pincel, colher grande, fita crepe, luvas descartáveis, vaselina sólida e um recipiente descartável (**Fig. 27**).



Figura 27: Materiais necessários para confecção dos moldes de borracha de silicone. Fonte: *Arquivo pessoal*.

As peças originais antes de serem copiadas foram limpas, uma vez que todos os detalhes e imperfeições passam para o molde. Em seguida, com a fita métrica e caneta foi desenhado uma caixa no papelão deixando um afastamento de 2 cm de toda a peça até as bordas e 2 cm acima da parte mais alta da peça. A caixa foi recortada com tesoura e verificada quanto à dimensão. As bordas da caixa foram dobradas e presas com fita crepe de maneira que ficou firme e bem vedada evitando que a borracha de silicone vazasse (**Tabela 1**).



Com a peça no centro da caixa foi despejado arroz para saber a medida exata de borracha de silicone a ser utilizada. Com o auxílio de um pincel foi passado vaselina sólida na caixa para evitar que a borracha de silicone grudasse nela. A peça a ser copiada foi colocada no centro da caixa e recebeu uma generosa camada de vaselina sólida para protegê-la da borracha de silicone (**Tabela 1**).

Antes de separar o silicone a ser utilizado foi preciso, com uma luva descartável, mexer bem para misturar a parte que fica decantada no fundo do pote. A quantidade de arroz que foi necessária para cobrir a peça na caixa de papelão foi a mesma de borracha de silicone a ser usada. Para cada 3g de silicone usou-se 100 gramas de catalisador. Num recipiente plástico foi despejada a quantidade necessária de catalisador e borracha de silicone e com o auxílio de uma colher foram misturadas evitando a formação de bol

has. Em seguida, o preparo foi despejado na caixa de papelão lentamente e pelas laterais, uma vez que jogado diretamente em cima da peça propicia a formação de bolhas de ar e grumos (**Tabela 1**).

Após 24 horas a borracha de silicone endureceu permitindo que retirasse o papelão. Para desenformar foi preciso marcar os moldes com uma caneta e cortá-lo ao meio (**Tabela 1**).

Tabela 1. Representação esquemática de como fazer o molde de borracha de silicone.

Etapas	Descrição	Imagens
1.	Limpar as peças originais, certificando-se que estão em bom estado para serem replicadas;	
2.	Desenhar um quadriculado no papelão de acordo com as medidas da peça que deseja reproduzir e deixar 2 cm de sobra nas laterais, base e altura;	
3.	Recortar o papelão para obter o corpo da caixa e retirar o excesso das diagonais;	
4.	Marcar as dobras e armar a caixa prendendo-a com uma fita crepe;	
5.	Colocar a peça bem centralizada no fundo da caixa;	
6.	Utilizar o “arroz cru” para cobrir a peça completamente e assim saber a medida exata de borracha de silicone que precisará;	
7.	Passar vaselina sólida na caixa e na peça;	
8.	Misturar a quantidade medida de borracha de silicone com o catalisador de acordo com as instruções do fabricante (Em geral utiliza-se para cada 100g de borracha de silicone 3g de catalisador);	

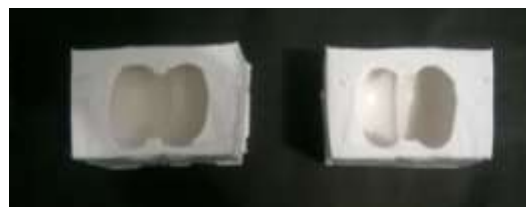
9. Derramar a mistura na caixa pelas laterais de modo a evitar a formação de bolhas e cobrindo totalmente a peça;

10. Aguardar a secagem e o endurecimento de acordo, com as indicações do fabricante;

11. Retirar da caixa;



12. Cortar o molde no meio e retirar a peça com cuidado para não danificar.



Para usar o molde foi preciso utilizar alguns outros materiais, como: flanela, moldes, massa para biscuit, creme de mãos para biscuit, vaselina sólida e fio dental (**Fig. 28**).



Figura 28: Materiais necessários para utilização dos moldes de borracha de silicone. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Antes de usar os moldes foi preciso observar se tinham imperfeições. Constatado que não, foi preciso limpá-los e aplicar uma generosa camada de vaselina sólida com o auxílio de um pincel. Foi preciso sovar uma quantidade de massa de porcelana fria adequada ao tamanho do molde de silicone. A massa foi pressionada no molde de maneira que ficasse lisa e sem dobras. O excesso foi retirado com o auxílio do fio dental e a parte da massa exposta foi alisada com creme de mãos não gorduroso. Para desenformar a peça pronta o molde foi pressionado levemente e a peça retirada cuidadosamente para evitar deformidades (**Tabela 2**). Caso existam imperfeições nos moldes, é possível corrigi-los com o uso de massa corrida e cola branca.

As peças foram unidas com cola branca, modeladas por estecas (**Fig. 35B**) e massa corrida com cola branca para obterem uma melhor demarcação dos processos de clivagens. As peças, depois de confeccionadas, foram depositadas em cima de almofada (ou travesseiro) para secarem sem alterar sua forma. Passado o tempo de secagem, que durou cerca de 2 a 3 semanas, para cada peça, elas foram pintadas com tinta fosca spray na cor cinza clara e após 48 horas envernizadas com verniz fixador

fosco para não alterar a cor e textura das peças além de proteger e prolongar sua durabilidade (Figs. 29 e 30) (Tabela 2).






Figura 29: Verniz fixador fosco (à esquerda) e tinta fosca spray na cor cinza claro (à direita). Fonte: *Arquivo pessoal*.



Figura 30: Células-ovo do tipo oligolécito confeccionadas, pintadas e envernizadas. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Tabela 2. Representação esquemática de como usar o molde de borracha de silicone.

Etapas	Descrição	Imagens
1.	Limpar o molde;	
2.	Passar vaselina sólida no interior do molde;	
3.	Medir a quantidade de biscuit necessária para preencher o molde;	
4.	Sovar o biscuit a ser utilizado com ajuda do creme de mãos para biscuit;	
5.	Pressionar o biscuit no molde para evitar que fique marcado ou com rachaduras;	
6.	Retirar o excesso de massa com fio dental;	

2.2 Confeção de célula-ovo do tipo telolécito

A imagem utilizada como referência para a confecção desse tipo de célula-ovo foi (Fig. 31):

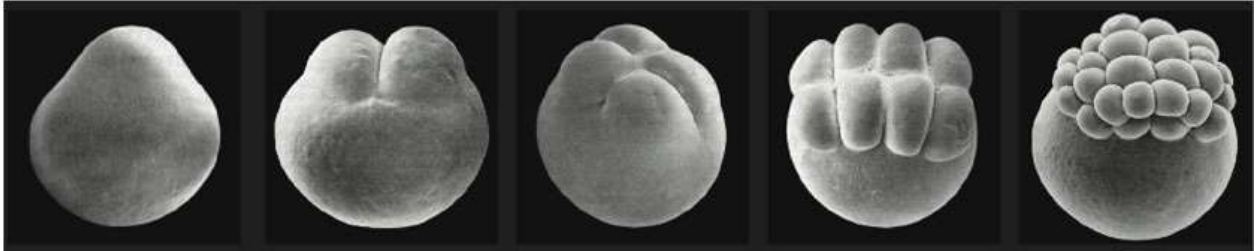


Figura 31: Etapas da clivagem da célula-ovo de teleósteo. Fonte: Gilbert, 2013.

Os materiais utilizados, para a confecção dos ovos do tipo megalécito foram esferas de isopor de tamanhos variados (pequenas, médias e grandes) a fim de representar os ovos e suas segmentações. Todas as esferas foram lixadas para retirar possíveis imperfeições (Fig. 32).



Figura 32: Diferentes tamanhos de esferas de isopor e lixa para madeiras em geral. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Utilizou-se a forma de empada para marcar a base de cinco esferas de isopor grandes e o estilete para retirar a parte demarcada. Com o auxílio do estilete, retirou-se 2 cm do topo das esferas para ilustrar parte do processo de divisão do citoplasma (cicatricula) (Fig. 33). Foi utilizado palito de dente e cola branca para prender as esferas pequenas e médias nas maiores.

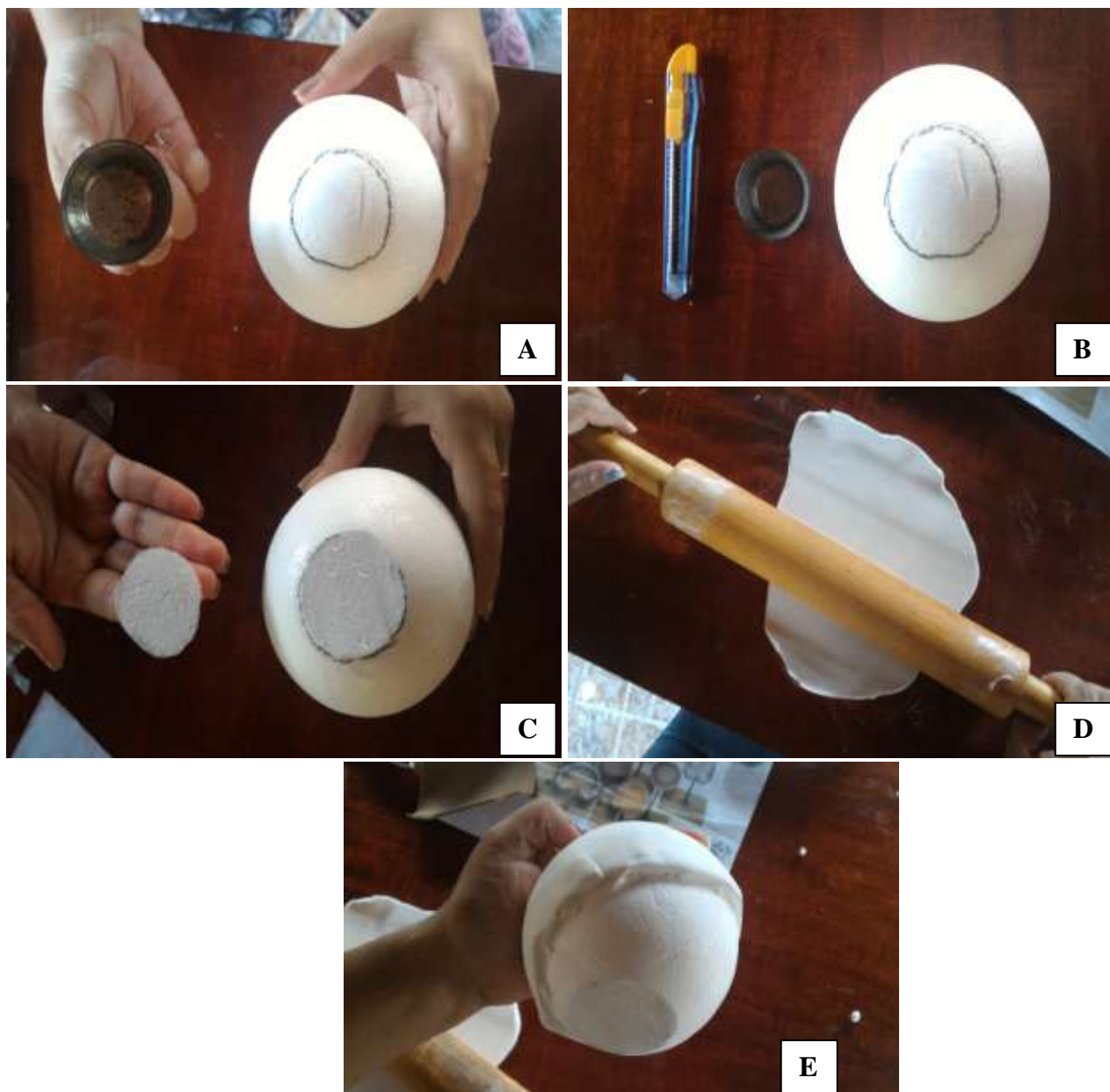


Figura 33: Passo a passo de como marcar a base da esfera de isopor, cortá-la, abrir a massa para biscuit e forrar a esfera. **A:** Utilização da forma de empada (pequena) para marcar a base da esfera; **B-C:** Corte da esfera de isopor com o auxílio de um estilete; **D:** Abertura da massa para biscuit com a ajuda de um rolo de massa; **E:** Forramento da esfera de isopor semelhante ao embrulho de uma caixa de presente. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Depois que todas as esferas de isopor foram esculpidas receberam uma camada de cola. Para manusear é preciso sovar a massa, processo bem parecido com o ato de preparar pão. Esse passo deve ser feito com um pouco de creme para as mãos não gorduroso, a fim de que a massa não grude nas mãos nem na superfície que irá ser trabalhada. Assim que atingir a consistência elástica e macia estará ideal para uso (Fig. 34).



Figura 34: Passo a Passo de como sovar a massa para biscuit. **A:** creme de mãos não gorduroso nas mãos; **B:** demonstração de como torcer a massa; **C-D:** continuar torcendo até ela atingir a consistência elástica. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Em seguida, a massa foi aberta com um rolo e então os modelos confeccionados em isopor foram forrados com massa para biscuit (Fig. 33 D). Os ajustes, a fim de obter o máximo de perfeição, foram feitos com o uso de estecas, creme de mãos não gorduroso e massa corrida com cola branca (Fig. 35).

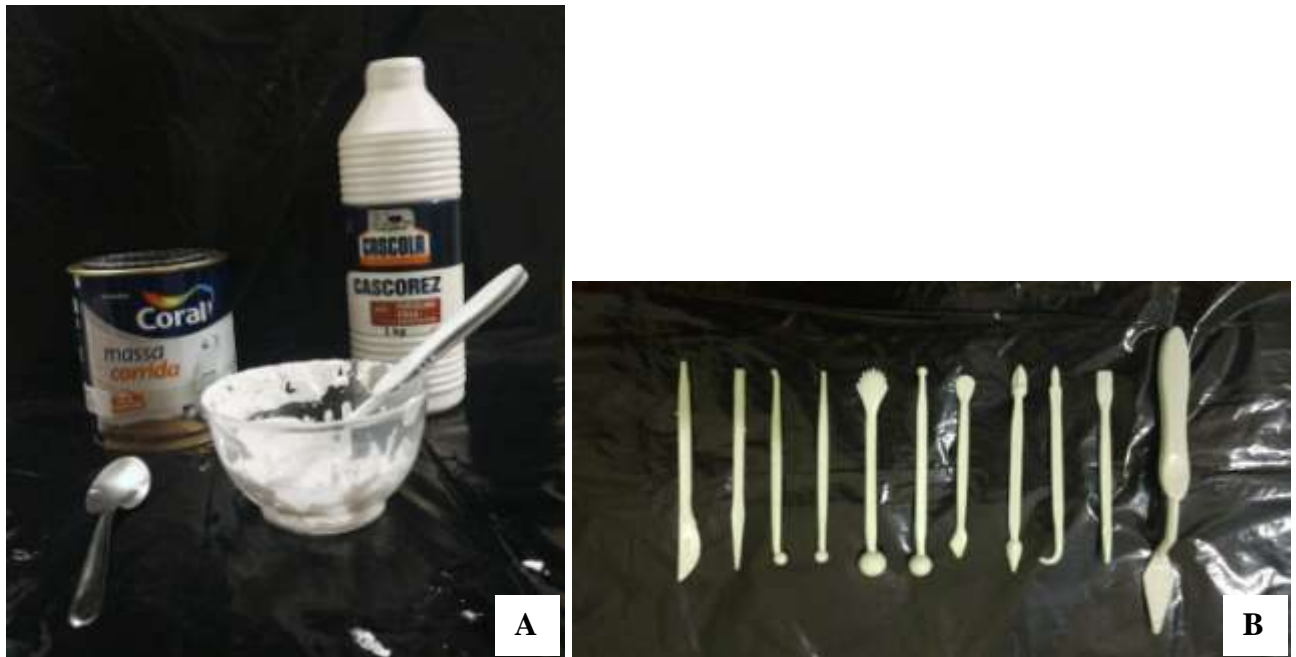


Figura 35: Representação do material utilizado para modelar as peças confeccionadas. **A:** Cola branca para EVA, massa corrida, pote descartável, esteca e colher; **B:** Diferentes modelos de estecas. Fonte: *Arquivo pessoal*.

Após a secagem do material, que leva em torno de uma semana, ele foi pintado com tinta spray fosca de cor cinza escuro e após 48 horas envernizado com verniz fixador fosco para não alterar a cor e textura das peças além de proteger e prolongar sua durabilidade (**Fig. 36**).



Figura 36: Células-ovo do tipo telolécito confeccionadas, pintadas e envernizadas. Fonte: *Arquivo pessoal*.

3. Resultados e Discussão

Muitas pesquisas foram realizadas para a execução deste trabalho a fim de escolher os materiais adequados. Foram traçadas cinco metas para a escolha do material principal: baixo custo, fácil acesso, fácil manuseio, durabilidade e resistência. Três materiais foram testados: massa de modelar, gesso e massa para biscuit. Somente a massa para biscuit atingiu todas as metas, possibilitando assim a execução deste trabalho.

Vale ressaltar alguns detalhes que não eram esperados e que são importantes para boa execução de materiais didáticos tendo como principal material a massa para biscuit.

A massa para biscuit pode ser feita em casa com materiais caseiros como: amido de milho, cola para biscuit, creme para as mãos não gorduroso, vinagre ou limão, vaselina líquida, microondas ou forno, panela ou tigela e colher de pau; ou comprada em lojas de produtos artesanais. Apesar de a massa caseira ter as suas peculiaridades, o custo benefício não compensa, uma vez que se gasta um valor aproximado para comprá-la pronta e não se perde tempo fazendo-a.

Ela encolhe aproximadamente 30% depois de seca, uma vez que perde água para o meio externo. Seu tempo de secagem é longo comparado a outros materiais e depende da quantidade de biscuit utilizado (de 1 a 4 semanas dependendo do tamanho da peça) e do clima (sol, vento e chuva). Para acelerar o processo de secagem pode-se fazer uso do secador de cabelo. Quando é preciso manusear grandes quantidades de biscuit é preciso ter cuidado para não deixar a massa exposta ao ar se não estiver usando naquele dado momento porque endurece e fica inviável para uso. Se não sovada adequadamente pode rachar e ficar com fissuras bastante visíveis alterando a forma desejada. É fácil de modelar e possuiu um largo conteúdo ao seu respeito na internet, permitindo que leigos possam aprender a manuseá-la. Adere fácil a vários materiais (isopor, superfícies de vidro e plástico, madeira).

Para realizar trabalhos artesanais é preciso tempo e muita paciência. Muitos imprevistos acontecem podendo atrasar o trabalho e é preciso estar preparado para tais. Todos os materiais utilizados nas confecções das peças foram cuidadosamente selecionados e estudados. É necessário muito cuidado na elaboração para que não ocorra a perda do foco principal que é a transmissão do conhecimento de maneira clara, correta e coesa.

3.1 Conclusão

Dentre os materiais testados a massa para biscoito mostrou-se adequada garantindo a durabilidade, o fácil acesso e manuseio, baixo custo e resistência, possibilitando a execução dos processos de clivagem desejados e se mostrando um excelente material para confeccionar modelos diversos para fins didáticos.

Para realizar trabalhos artesanais é preciso tempo, paciência e dedicação, entretanto o resultado é compensador e a finalidade é preciosa, uma vez que media conhecimento e entendimento para diversas pessoas.

Construir modelos didáticos de apoio pedagógico auxilia na apresentação de conceitos e noções necessárias ao entendimento de dois processos fundamentais em biologia – a reprodução e o início do desenvolvimento embrionário. De forma que os alunos compreendam “a vida como um fenômeno que se autopropaga e reconheçam que tais processos foram selecionados, ao longo de toda evolução, por sua eficácia em garantir a manutenção da vida em nosso planeta” (Paulino, 2005).

Conclui-se que a confecção de materiais didáticos a fim de estabelecer uma conexão entre a teoria e a “prática” deve se tornar mais frequente no meio da educação. Diversos autores já comprovaram que a utilização dos mesmos é uma importante ferramenta educativa que deve ser utilizada com mais frequência no mundo acadêmico nos processos de ensino-aprendizagem.

4. Referências Bibliográficas

AMABIS, J.M.; MARTHO, G.R. **Biologia das células: origem da vida, citologia, histologia, embriologia**. Vol.1.ªed. São Paulo: Moderna, 1994, 440p, Ilustrado.

ASTOLFI, J.P.; PETERFALVI, B.; VÉRIN, A. **Como as crianças aprendem as ciências**. Lisboa: Instituto Piaget, 1998.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixe aplicada à piscicultura**. Santa Maria: UFSM, 2002. 212p.

BESERRA, J.G.; BRITO, C.H. **Modelagem didática tridimensional de artrópodes, como método para ensino de ciências e biologia**. Revista Brasileira de Ensino de Ciências e Tecnologia v. 5 n.3; 2012.

BROWN-PETERSON, N.J.; WYANSKI, D.M.; SABORIDO-REY, F.; MACEWICZ, B.J.; LOWERRE-BARBIERI, S.K. **A standardized terminology for describing reproductive development in fishes**. Mar Coast Fish Dyn Manage Ecosyst Sci, 3: 52-70, 2011.

CASAS, L.L.; AZEVEDO, R.O.M. **Contribuições do jogo didático no ensino de embriologia**. Areté (Manaus), v. 4, p. 80-91, 2011.

COWARD, K. et al. **Gamete phusiology, fertilization and egg activation in teleost fish**. Reviews in Fish Biology and Fisheries, v.12, p.33-58, 2002.

GANECO, L. N.; NAKAGHI, L. S. O. **Morfologia da micrópila e da superfície dos ovócitos de piracanjuba, Brycon orbignyanus (Osteichtyes, Characidae), sob microscopia eletrônica de varredura**. Acta Scientiarum Biological Sciences, v. 25, p. 227-231, 2003.

GARCIA-FERNÁNDEZ, J. & BENITO-GUTIÉRREZ, È. **It's a long way from amphioxus: descendants of the earliest chordate**. Bioessays, v. 31(6), 665-675, 2009.

GARCIA, S.M.L.; FERNÁNDEZ, C.G. **Embriologia**. 3ª ed. Porto Alegre. Artmed, 2012.

GIANOTTO, D.E.P. & DINIZ, R.E.S. **Formação Inicial de Professores de Biologia: A metodologia colaborativa mediada pelo computador e a aprendizagem para a docência**. Bauru: Ciência & Educação, v. 16, n. 3, p. 631-648, 2010.

GILBERT, S.F. **Developmental Biology**. 10th Edition. Sinauer Association Inc: Massachussetts, p. 719, 2013.

HARVEY, B.; CAROLSFELD, J. **Fish reproductive endocrinology**. In:_____ Induced breeding in tropical fish culture . Ottawa: IDRC, 1993. cap. 2, p. 5-33.

IWAMATSU, T. Fertilization in fishes. In: TARÍN, J.J.; CANO A. (Ed.). **Fertilization in Protozoa and Metazoa Animals**. Heidelberg: Springer-Verlag Berlin, 2000. p. 89-145.

JÚNIOR, S.F.P.; GOMES, D.A.; SOUZA, L.M.; ANDRADE, C.C.; OLIVEIRA, G.F. **Aplicação do modelo didático na compreensão do conteúdo: morfologia viral**. X Jornada de ensino, pesquisa e extensão - jepex 2010. UFRPE. Recife, 18 a 22 de outubro. Disponível em: <www.sigeventos.com.br/jepex/inscricao/resumos/0001/r0155-1.PDF>.

JUNIOR, R.L.O. Análise comparativa da reprodução do mandi-amarelo, *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 PISCES, PIMELODIDAE), em dois trechos do Rio São Francisco, MG. 2002. 58p. **Dissertação** (Mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), 2002.

KIMMEL. C.B., BALLARD, W. W., KIMMEL, S.R., ULLMANN, B. Stages of embryonic development. In: Lagler, K.F., Bardach, J.E, Miller, R.R., Passino, D.R.M. (1997). **Ichthyology**. Second Edition, New York: John Wiley & Sons, Inc. Development of the zebrafish. *Developmental Dynamics*, 203, p. 253-310, 1995.

LUBZENS, E.; YOUNG, G.; BOBE, J.; CERDÀ, J. **Oogenesis in teleosts: how fish eggs are formed**. *General and Comparative Endocrinology*, v. 165, n. 3, p. 367-389, 2010.

MARQUES, C. Análise histológica e de microscopia eletrônica do desenvolvimento inicial de jaú (*Zungaro jahu*). 2008. 89p. **Dissertação** (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), 2008.

MOORE K.L, PERSAUD T.V.N., TORCHIA M.G. **Embriologia Clínica**. 10ª Ed. Rio de Janeiro – Editora: Elsevier, 2016. 524 p.

MORISAWA S., MIZUTA T., KUBOKAWA K., TANAKA H., MORISAWA M. **Acrosome Reaction in Spermatozoa from the Amphioxus Acrosome Reaction in Branchiostoma belcheri (Cephalochordata, Chordata)**. *Zoological Science* 2004 21 (11), 1079-1084
<https://embryology.med.unsw.edu.au/embryology/index.php/File:Bailey018.jpg#file>.

PDE (Brasil). **O professor PDE e os desafios da escola pública paranaense, Produção Didático Pedagógica**. Cadernos Programas de Desenvolvimento Educacional. 2008. Disponível em <http://www.diaadiaeducacao.pr.gov.br/portals/cadernospde/pdebusca/producoes_pde/2008_unioeste_cien_md_volnecir_hoffmann.pdf>. Acesso em: 20 out. 2015.

PATIÑO, R.; SULLIVAN, C.V. **Ovarian follicle growth, maturation, and ovulation in teleost fish**. *Fish Physiology and Biochemistry*, 26: 57-70. 2002.

PAULINO, Wilson Roberto. **Biologia**, volume 3: genética, evolução e ecologia: livro do professor/Wilson Roberto Paulino. 1ª Ed. São Paulo: Ática, 2005.

PEREIRA, G.J.M. Utilização de gonadotropina coriônica equina e/ou extrato bruto de hipófise de carpa na indução da reprodução de curimba (*Prochilodus lineatus*). 2006. 61p. **Dissertação** (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras (UFLA) - Lavras, 2006.

QUAGIO-GRASSIOTTO, I.; WILDNER, D.D.; ISHIBA, R. **Gametogênese de peixes: aspectos relevantes para o manejo reprodutivo**. Revista Brasileira de Reprodução Animal, 37(2): 181-191, 2013.

RODRIGUES, A.L.M.; FIEDLER, P.T.; SANTOS, S.H.P.D.; PEROTTA, B.; HIROSE, T.E.; OLIVEIRA, S.A.A.; SATO, M.H.; ÀVILA, H.S.; MORAES, T.C.D.; FERREIRA, F.D.F.I. **Embriologia prática – uma lição diferente**. Arq. Apadec, Maringá, v.8, supl. 2, p.11, out. 2004.

SALLUM, W.B. **Reprodução das principais espécies de peixes**. Lavras: UFLA/FAEPE, 1999. 47p. (Curso de Especialização em Piscicultura).

SANTOS, H.S.L., AZOUBEL, R. **Embriologia comparada: texto e atlas**. Joboticabal: FUNEP, 1996. 189p.

SASTRY, K. V., SHUKAL; VINEETA. **Developmental Biology**. Meerut, India: Rastogi Publications, 2010. <<http://site.ebrary.com/id/10417388>>

VAZZOLER, A. E. A. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática**. Maringá: Eduem, 1996.

VALBUENA-VILLARREAL, RUBÉN D., ZAPATA-BERRUECOS, BEATRIZ E, DAVID-RUALES, CARLOS, & CRUZ-CASALLAS, PABLO E. (2012). **Desarrollo Embrionario del Capaz Pimelodus grosskopfii (Steindachner, 1879)**. International Journal of Morphology, 30(1), 150-156

WALLACE, R.A. & K.SELMAN. 1981. **Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts**. American Zoologist, 21: 325-343.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **Propagação artificial de peixes de águas tropicais: manual de extensão**. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPQ, 1989. 225p.

http://aao.sinica.edu.tw/images/publication_list/2012L02.jpg

<https://embryology.med.unsw.edu.au/embryology/index.php/File:Bailey018.jpg#file>

Suzan Al-Harbi. BIO 355 www.kau.edu.sa/GetFile.aspx?id=139688&fn...pdf

http://4.bp.blogspot.com/_23GsR1c17rU/TTJZLLNr9MI/AAAAAAAAAhEs/z7ZdZY-

z8sU/s1600/reproducao-peixes.gif

<http://hdl.handle.net/11449/86709>