



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros
e Aqüicultura

USO COMPARATIVO DE ATRATOR LUMINOSO E
REDE DE ARRASTO NA CAPTURA DE LARVAS
DE PEIXES NO ESTUÁRIO DO RIO FORMOSO –
PERNAMBUCO - BRASIL

Tatiane do Nascimento Medeiros

Recife-PE
2005

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros
e Aqüicultura

USO COMPARATIVO DE ATRATOR LUMINOSO E
REDE DE ARRASTO NA CAPTURA DE LARVAS
DE PEIXES NO ESTUÁRIO DO RIO FORMOSO –
PERNAMBUCO - BRASIL

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura, da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura.

Orientador: Prof. Dr. William Severi

Recife-PE
2005

Ficha catalográfica
Setor de Processos Técnicos da Biblioteca Central – UFRPE

M488u Medeiros, Tatiane do Nascimento
 Usos comparativos de atrator luminoso e rede de arrasto na captura de larvas de peixes no estuário do Rio Formoso, Pernambuco, Brasil / Tatiane do Nascimento – 2005.
 58 f. : il. tabs.

 Orientador: William Severi
 Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura) - Universidade Federal Rural de Pernambuco. Departamento de Pesca.
 Referências.

CDD 597

1. Estuário
2. Atrator luminoso
3. Ictioplâncton
4. Peixe
5. Rio Formoso (PE)
 - I. Severi, William
 - II. Título

**USO COMPARATIVO DE ATRATOR LUMINOSO E REDE DE
ARRASTO NA CAPTURA DE LARVAS DE PEIXES NO
ESTUÁRIO DO RIO FORMOSO – PERNAMBUCO - BRASIL**

Tatiane do Nascimento Medeiros

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora:

Examinadores:

Dr. William Severi - UFRPE
(Orientador)

Dr. Teodoro Vaske Júnior - UFRPE

Dr. Paulo Eurico Pires Travassos – UFRPE

Dra. Analbery Monteiro - UFRPE

Dra. Ana Carla Asfora El-Deir
(suplente)

Aprovada em Recife, 28 de fevereiro de 2005.

Ainda que eu falasse a língua dos homens e dos anjos. Ainda que eu tenha o dom de profetizar e conheça os mistérios e toda a ciência; ainda que eu tenha tamanha fé, a ponto de transportar montes, se não tiver amor, nada serei.

I Cor. 13: 1-2

Ao meu querido esposo Gleison Rodrigues, pelo companheirismo e incentivo.

À minha grande mãe Lúcia, pelo carinho e educação que me deu.

Aos meus irmãos João Messias e Viviane e ao meu sobrinho Arthur, pela amizade e maravilhosos momentos que passamos juntos.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por ter me dado forças para que eu concluísse mais uma etapa da minha vida.

À minha irmã Roselúcia, meu cunhado Inaldo e minha sobrinha Nicole, pelo apoio e amizade.

Ao meu Orientador Prof. Dr. William Severi, por me aceitar por mais dois anos no Laboratório de Ictiologia, me ensinando a ser uma boa profissional.

Aos amigos do Laboratório de Ictiologia: Ana Carla, Renata, Isabela, Sandra, Mavíael, Elton, Elisabeth, Aline, Andreza, Ana Paula e Verônica, e às amigas do Departamento: Analbery, Rosana e Emília, as quais estiveram sempre prontas para ajudar.

Aos colegas de trabalho Sérgio Catunda e Anderson, pela ajuda nas atividades de campo.

À Dona Mariinha e família, por ter-me sempre recebido de braços abertos em sua casa, nos dias de coleta em Rio Formoso.

Ao meu amigo Mavíael Fonseca, pela amizade e grande força nas coletas de campo, e pela realização dos belíssimos desenhos.

Aos professores do Departamento de Pesca e Aqüicultura: Lucy, Eudes, Paulo de Paula, Alfredo, Paulo Travassos e Fábio Hazin, e às funcionárias Telma, Selma, Socorro e Eliane.

Aos colegas de turma: Lílian, Weruska, Leonardo, Edson, Elisabeth, Susmara, Efigênia, Luciene, Kleber, Luiz Otávio e Lucemário.

À Waldeci e Dacila, pelo apoio e carinho que sempre me deram, e aos seus filhos: Wendel, Kleyse, Márcio e Marcela.

Aos meus amigos da igreja, pelos grandes momentos de descontração: Richard, Karlinha, Jetro, Virgínia, Erick, Roseli, Daniele, Caio e Pita.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão da bolsa de estudo.

Enfim, à todos que ajudaram, direta ou indiretamente, para que eu concluísse mais uma etapa da minha vida.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	x
RESUMO	xi
ABSTRACT	xii
1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	6
3. DESCRIÇÃO DA ÁREA	7
4. MATERIAL E MÉTODOS	9
4.1. Procedimento em campo	10
4.1.1. Caracterização Ambiental	10
4.1.2. Amostragem do Ictioplâncton	10
4.1.3. Funcionamento do atrator luminoso	10
4.2. Análise das amostras.	12
4.3. Análise dos dados	13
5. RESULTADOS	14
5.1. Caracterização Ambiental	14
5.2. Composição do ictioplâncton	15
5.3. Periodicidade Lunar	23
5.4 Tempo de exposição	27
5.5. Estágios larvais	28
6. DISCUSSÃO	34
7. CONCLUSÕES	41
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	43

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1 - Mapa do complexo estuarino do rio Formoso, com a localização do ponto de amostragem, e sua posição no litoral sul do estado de Pernambuco.	8
Figura 2 – Vista da área onde se localiza o ponto de amostragem no estuário (seta), vendo-se a foz do rio Formoso no Oceano Atlântico, ao fundo.	9
Figura 3 - Modelo de atrator luminoso empregado, modificado de Rooker <i>et al.</i> (1996).	11
Figura 4- Variação dos valores medianos de temperatura da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.	14
Figura 5– Variação dos valores medianos da salinidade da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.	15
Figura 6 – Variação da concentração de oxigênio dissolvido da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.	15
Figura 7 – Abundância e riqueza dos taxa capturados com atrator luminoso no estuário do rio Formoso, em todos os ciclos analisados.	16
Figura 8 – Abundância e riqueza dos taxa capturados com rede de arrasto no estuário do rio Formoso, em todos os ciclos analisados.	17
Figura 9 - Exemplares de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.	20
Figura 10 – Exemplares de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.	21
Figura 11 – Exemplares de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.	22
Figura 12 – Abundância (n) e participação relativa (%) dos exemplares capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases da lua : ☾ - minguante, ● – nova, ☾ – crescente e ○ - cheia.	23
Figura 13 – Abundância (n) dos indivíduos capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, em cada fase lunar: ☾ - minguante, ● – nova, ☾ – crescente e ○ - cheia. A = ciclo 1, B = ciclo 2, C = ciclo 3 e D = ciclo 4.	24

- Figura 14 - Abundância (n) e participação relativa (%) dos taxa capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, em todas as fases lunares: ☾ - minguante, ● - nova, ☾ - crescente e ○ - cheia. A = Clupeidae, B = Engraulidae, C = Gerreidae e D = Gobiidae. 24
- Figura 15 - Densidade (org. 10m⁻³) e participação relativa das larvas coletadas com rede de arrasto, no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases de lua: ☾ - minguante, ● - nova, ☾ - crescente e ○ - cheia. 25
- Figura 16 - Densidade média (larvas. 10m⁻³) e participação relativa dos taxa mais abundantes - A = Clupeidae, B = Eleotridae, C = Engraulidae, D = Gerreidae, E = Gobiidae, F = Atherinopsidae e G = Pleuronectiformes - capturados com rede de arrasto no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases da lua: ☾ - minguante, ● - nova, ☾ - crescente e ○ - cheia. 26
- Figura 17 - Abundância (n) e participação relativa (%) das larvas capturadas com o atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, nos diferentes tempos de exposição (0, 1, 2, 5, 10 e 20 min.). 27
- Figura 18 - Abundância (n) dos taxa coletados com o atrator luminoso no estuário do rio Formoso, nos diferentes tempos de exposição, em cada ciclo de coleta: A = Ciclo 1, B = Ciclo 2, C = Ciclo 3 e D = Ciclo 4. 28
- Figura 19 - Abundância (n) dos exemplares em cada fase de desenvolvimento larval, capturados com o atrator luminoso nos diferentes ciclos de coleta. 29
- Figura 20 - Abundância (n) dos exemplares em cada fase de desenvolvimento larval, capturados com o atrator luminoso nos diferentes tempos de exposição. A = 0, B = 1, C = 2, D = 5, E = 10 e F = 20min. (LV= Larval vitelino, PF= Pré-flexão, F= Flexão, Pós-F= Pós-flexão e J=juvenil). 30
- Figura 21 - Variação de tamanho dos taxa mais abundantes capturados com o atrator luminoso. A= Clupeidae, B= Engraulidae, C= Gerreidae e D= Gobiidae. 31
- Figura 22 - Abundância (n) dos exemplares capturados com a rede de arrasto em todos os estágios larvais, em cada ciclo. 32
- Figura 23 - Variação de tamanho dos taxa mais abundantes capturados com a rede da arrasto. A= Clupeidae, B= Eleotridae, C= Engraulidae, D= Gerreidae, E= Atherinopsidae, F= Pleuronectiformes e G=Gobiidae. 33

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1 – Classificação taxonômica das larvas e juvenis de peixes contidos nas 288 amostras obtidas com o atrator luminoso. Os números entre parênteses representam a participação relativa de cada taxa em cada ciclo.	18
Tabela 2 – Classificação taxonômica das larvas e juvenis de peixes coletados nas 32 amostras obtidas com a rede de arrasto. Os números entre parênteses representam a participação relativa de cada taxa em cada ciclo.	19

RESUMO

Os estudos de ovos e larvas são relevantes para o conhecimento global da biologia e sistemática das espécies de peixes e para a identificação e delimitação de áreas de desova. As larvas de peixes e muitos outros organismos planctônicos apresentam características de comportamento fotopositivo, o que possibilita a utilização de luzes artificiais para atraí-los e capturá-los. O objetivo deste trabalho foi analisar comparativamente o uso de um modelo de atrator luminoso e de rede de plâncton cônico-cilíndrica, para a coleta de larvas de peixes, no estuário do rio Formoso, em Pernambuco. As coletas foram semanais, ao longo das quatro fases da lua, nos meses de outubro-novembro/2003 (ciclo 1), março-abril/2004 (ciclo 2), julho-agosto/2004 (ciclo 3) e novembro/2004 (ciclo 4), em um ponto fixo de amostragem no estuário, localizado em frente ao Cruzeiro do Reduto, entre a foz do rio Ariquindá e a praia da Pedra. O atrator luminoso foi utilizado com diferentes tempos de exposição à luz: 0, 1, 2, 5, 10 e 20 minutos; com intervalos de 10 minutos entre cada exposição, ordenadas de modo aleatório a cada coleta, enquanto os arrastos foram realizados no início a ao término do uso do atrator luminoso. Com o atrator luminoso, foi capturado um total de 455 larvas de peixes, distribuídas entre dezesseis famílias, das quais Engraulidae (21,76%), Clupeidae (21,10%), Gobiidae (14,06%) e Gerreidae (12,97%) foram as mais abundantes. Com a rede de arrasto, foram capturadas 427 larvas, contemplando vinte famílias, sendo as mais abundantes Engraulidae (29,7%), Clupeidae (9,37%), Gobiidae (23,4%), Gerreidae (4,21%), Eleotridae (4,21%) e Atherinopsidae (4,45%), além da ordem Pleuronectiformes (4,45%). Maiores ocorrências de larvas foram observadas nas luas crescente (27,91%) e minguante (38,46%), para o atrator luminoso, e na lua nova (33,28%), para a rede de arrasto. O atrator luminoso foi mais eficiente com tempos de exposição à luz acima de 5 minutos, nos quais foi evidenciada maior abundância de larvas. Os indivíduos capturados com rede de arrasto apresentaram tamanhos menores que com o atrator luminoso, o que pode ser atribuído a um maior escape da rede durante os arrastos. O uso do atrator luminoso foi eficaz, uma vez que os exemplares capturados apresentam melhores características corpóreas que aqueles capturados com arrasto, favorecendo sua identificação. Permitiu, ainda, a coleta de exemplares vivos, que permite seu cultivo em laboratório, uso em estudos de crescimento e fisiologia, bem como na obtenção de séries ontogênicas, imprescindíveis à caracterização morfológica e identificação das fases iniciais de desenvolvimento de peixes.

ABSTRACT

Studies on fish eggs and larvae are relevant for a thorough knowledge about fish biology and systematics, and the identification and delimitation of spawning areas. Fish larvae and many other planktonic organisms present photopositive behaviour, which makes possible their attraction and capture by using artificial lights. The objective of this study was to comparatively analyse the use of a light-attractor model and a conical-cylindrical plankton net for collecting fish larvae, in the estuary of Formoso river, in the state of Pernambuco. Samples were taken weekly, along the different moon phases, in October-November 2003 (cycle 1), March-April 2004 (cycle 2), July-August 2004 (cycle 3) and November 2004 (cycle 4), at a fixed station in the estuary located in front of the Cruzeiro do Reduto, between the Ariquindá river estuary and Pedra beach. The light-attractor was used during different randomly ordered light periods of 0, 1, 2, 5, 10 and 20 minutes; at 10 minutes intervals between each period, while plankton towing was conducted at the beginning and end of the attractor's use. With the light-attractor, a total of 455 fish larvae were collected, distributed in sixteen families, 21.76% of which belonged to Engraulidae, 21.10% of Clupeidae, 14.06% of Gobiidae, and 12.97% of Gerreidae, the most abundant taxa. With the plankton net, 427 larvae were sampled, within twenty families, the most abundant being Engraulidae (29.7%), Clupeidae (9.37%), Gobiidae (23.4%), Gerreidae (4.21%), Eleotridae (4.21%) and Atherinopsidae (4.45%), as well as Pleuronectiformes (4.45%). Higher larvae occurrence was recorded for the light-attractor under first quarter (27.91%) and last quarter moon (38.46%), and new moon (33.28%), for the plankton net. The light-attractor was more efficient under five minute light exposure time, when a greater abundance of larvae was recorded. The individuals sampled with plankton net were smaller than those with light attraction, what may be attributed to their escape from the net during towing. The use of light-attractor was efficient, since the individuals sampled presented a better physical fitness than those from net towing, favouring their identification. Moreover, it allowed collecting live specimens which may be cultured in the laboratory, used for growth and physiology studies, as well as obtaining ontogenic series, of extreme value for the morphological characterization and identification of early life stages of fish development.

1 .INTRODUÇÃO

Na ictiologia, os estudos de ovos e larvas são relevantes para o conhecimento global da biologia e sistemática das espécies de peixes, particularmente nos aspectos relacionados à variação ontogênica na morfologia, crescimento, alimentação, comportamento e mortalidade (HOUDE, 1987).

Segundo Nakatani *et al.* (2003), o estudo do ictioplâncton pode fornecer informações tanto para a ictiologia como para o inventário ambiental, através do monitoramento de estoques, manejo da pesca e incorporação de novas espécies ao sistema de cultivo, que tem nas fases iniciais de desenvolvimento a maior restrição ao sucesso, e que não pode prescindir das informações de biologia larval.

Os estudos de ovos e larvas têm-se mostrado de grande importância, pois servem para a identificação e delimitação de áreas de desova. No estudo de ictioplâncton realizado por Castro (2003), no complexo estuarino do Rio Formoso – litoral sul de Pernambuco, foi evidenciado que várias espécies de peixes marinhos exploram este ambiente em seu processo reprodutivo, seja para o ato reprodutivo em si, desova e /ou apenas nas fases jovens de vida, daquelas que se reproduzem na costa, próximo à foz do estuário.

O fato das larvas representarem fases críticas ao sucesso do recrutamento e serem diferentes dos adultos em relação aos requerimentos ecológicos, torna esses estudos imprescindíveis ao entendimento da ecologia e dinâmica populacional (NAKATANI *et al.*, 2003). De acordo com Katsuragawa *et al.* (1993), o estudo do ictioplâncton constitui informações importantes para compreender as causas que determinam a variação do tamanho da classe etária e o recrutamento em peixes.

A aplicação de técnicas de manejo é capaz de levar a um aumento na produção, ou contribuir para a manutenção de espécies em vias de desaparecimento do ambiente manejado (NAKATANI *et al.*, 2003).

A metodologia e os equipamentos de amostragem necessários ao estudo de ictioplâncton dependem do tipo de ambiente e da fase de desenvolvimento que se pretende amostrar (NAKATANI *et al.*, 2003). Podem ser utilizados rede de

plâncton, amostrador demersal, rede de nêuston, amostrador de deriva, peneirão, picaré e ainda armadilhas e atratores luminosos.

Os arrastos realizados com rede de plâncton podem apresentar dificuldades, como a fuga ativa das larvas, que está relacionada ao tamanho larval, à posição relativa da rede, à transparência da água e luminosidade local, que podem permitir que os organismos percebam mais facilmente a presença dos equipamentos de coleta; às características físicas do aparelho, à velocidade da água ou de operação do mesmo (NAKATANI *et al.*, 2003). Além disso, pode ainda ocorrer a extrusão dos organismos pela malha das redes ou filtros, devido à pressão da água exercida sobre eles; ou o entupimento das malhas por detritos, excesso de fitoplâncton ou organismos gelatinosos (TEIXEIRA, 2002).

Larvas de peixes e uma grande quantidade de outros organismos planctônicos apresentam características de comportamento fotopositivo, o que possibilita a utilização de luzes artificiais para atraí-los e capturá-los. Segundo Teixeira (2002), ainda são desconhecidas as causas que proporcionam os padrões de comportamento fotopositivo dos organismos e a variabilidade destes padrões para diferentes grupos taxonômicos e diferentes estágios de desenvolvimento dentro de um mesmo grupo, o que faz com que as armadilhas sejam seletivas, tanto taxonômica quanto em relação às dimensões dos organismos.

O conceito de armadilha luminosa não é novo e tem sido utilizado há muito tempo por entomologistas na ecologia terrestre, como demonstra o estudo realizado por Nabli *et al.* (1999), que utilizou armadilha luminosa com diferentes comprimentos de onda para capturar insetos.

A seletividade e a dificuldade de estimativas quantitativas não são características particulares das armadilhas luminosas. Por exemplo, sabe-se que arrastos de plâncton sub-amostram larvas de peixes de maiores classes de tamanho, devido à capacidade destas larvas em evitar as redes, acarretando em seletividade e falhas quantitativas das estimativas destas classes (TEIXEIRA, 2002).

Armadilhas e atratores luminosos apresentam algumas vantagens em relação aos métodos convencionais de arrastos utilizando rede de plâncton, por

serem menos destrutivas em áreas altamente sensíveis, como recifes de corais (ROOKER *et al.*, 1996), e por amostrarem grandes volumes de água e geralmente dependerem de mecanismos de atração, para que os organismos sejam capturados (TEIXEIRA, 2002). Além de seu uso proporcionar menos estresse para as larvas na hora da captura, que os arrastos com redes de plâncton, podem ser usadas para a obtenção de larvas para estudos de crescimento em laboratório.

Como existem vantagens e desvantagens nos diferentes métodos, o uso de rede de plâncton e apetrechos luminosos num mesmo ambiente serve para coletar as espécies de larvas de peixes presentes e compensar as diferenças existentes na eficiência de captura dos dois equipamentos de coleta. Geralmente, estudos realizados com aparelhos luminosos são feitos em diferentes fases de lua, como nos trabalhos de Rooker *et al.* (1996), Hernandez & Lindquist (1999) e Fisher & Bellwood (2002), e com diferentes durações de luminosidade, como o estudo realizado por Rooker *et al.* (1996).

Doherty (1987) empregou, pela primeira vez, um modelo de armadilha luminosa em ambientes recifais, bastante eficiente, porém complexo e de alto custo. No mesmo tipo de ambiente, Hernandez e Lindquist (1999); Meekan *et al.*, (2000); Fisher & Bellwood, (2002); Leis & Carson-Ewart, (2000); Teixeira (2002) e Lindquist *et al.*, (2005); desenvolveram trabalhos com outros modelos de armadilhas luminosas.

Os efeitos da periodicidade lunar, habitat, duração de luz e tipo de equipamento (atrator luminoso ou arrasto de plâncton) foram investigados por Rooker *et al.* (1996), em águas costeiras tropicais no sudeste de Porto Rico. Estes apresentaram um modelo mais simples, com um menor custo de confecção, e que se adequa mais à realidade da pesquisa brasileira.

Teixeira (2002) utilizou um modelo de armadilha luminosa para a aquisição de informações aplicáveis ao suporte de ações de manejo, para a análise da distribuição e abundância de larvas de peixes, lagostas e outros invertebrados, porém o modelo empregado é mais dispendioso que aquele usado por Rooker *et al.* (1996), que o utilizou em ambiente estuarino, diferente daquele autor que trabalhou em ambiente recifal.

Segundo Matsuura *et al.* (1980), as larvas de peixes encontradas na superfície do mar são mais abundantes nas coletas noturnas e menos nas diurnas. Desta forma, a eficiência da utilização da rede de plâncton durante a noite tende a ser melhor que durante o dia.

De acordo com Ré (1999), um grande número de larvas é capturado durante o período noturno, em particular aquelas com maiores dimensões, devido à migração vertical ativa.

No levantamento ictioplanctônico do estuário do Rio Formoso, Castro (2005) mostraram que os maiores índices de abundância de larvas foram registrados no período noturno e as maiores diversidades e equitabilidade da assembléia ictioplanctônica ocorreram nos meses de outubro e novembro de 2001.

Os estudos de ictioplâncton estuarino no Brasil ainda são restritos, podendo-se citar: Katsuragawa *et al.* (1993), Chaves (1999), Ekau *et al.* (2001), Barletta-Bergan (2002), Souza (2003), El-Deir (2005); Castro (2003, 2005) e Barletta (2005). Desta forma, para o auxílio na identificação dos exemplares, são utilizadas como referência trabalhos realizados em regiões oceânicas ou estuários de outros países (e.g. LIPPSON & MORAN, 1974; LEIS & TRNSKI, 1989; RICHARDS, 2001).

O ambiente estuarino é o local de desenvolvimento de diferentes espécies de organismos aquáticos. Sobretudo para as formas jovens, ele é considerado um dos ecossistemas mais férteis do mundo, onde os peixes costeiros entram para se alimentar e/ou reproduzir, já que o mesmo suporta uma grande população planctônica, bentônica e de organismos nectônicos (YANEZ-ARANCIBIA, 1986). A produção primária de estuários pode parecer reduzida, mas, na verdade, estes ambientes constituem ricas áreas de alimentação, sendo as cadeias alimentares baseadas em detritos de matéria orgânica trazidos pelos rios e gerados no próprio ecossistema de manguezal (LOWE-McCONNELL, 1999).

Segundo Ré (1999), o estudo do ictioplâncton estuarino é de grande interesse, uma vez que permite avaliar o papel desempenhado por estes ecossistemas no ciclo vital de algumas espécies ícticas.

O estuário do rio Formoso é, dentre as quatorze zonas estuarinas do estado de Pernambuco, uma das que se encontram em melhores condições de conservação, estando incluída numa área de preservação ambiental (APA-Guadalupe). Localiza-se no litoral sul do estado, abrangendo os municípios de Rio Formoso, Sirinhaém e Tamandaré (BRAGA, 2000).

Como o estuário é considerado um berçário para espécies de peixes (Knox, 1986; Baran & Hambrey, 1998), e ainda como local de alimentação para muitos jovens (CHAVES & VENDEL, 1998; CHAVES & OTTO, 1998), optou-se por utilizar um modelo de atrator luminoso para testar sua eficiência na captura de larvas neste tipo de ambiente.

O conhecimento da fauna ictioplanctônica é de grande importância para a caracterização das comunidades de peixes que se utilizam deste local, e a avaliação da importância do estuário, de forma a auxiliar no gerenciamento adequado dos mesmos e seus manguezais.

2. OBJETIVOS

2.1 Geral

Analisar comparativamente o uso de dois métodos de coleta de larvas de peixes no estuário do rio Formoso, em Pernambuco.

2.2 Específicos:

- Comparar a composição de amostras de larvas de peixes capturadas por arrastos com rede de plâncton e com atrator luminoso;
- Avaliar a eficiência dos diferentes métodos de coleta; e
- Avaliar a influência de fatores ambientais, fases da lua e duração de exposição luminosa na densidade e composição das amostras de larvas.

3. DESCRIÇÃO DA ÁREA

As coletas foram realizadas no estuário do Rio Formoso, localizado no litoral sul do estado de Pernambuco (Figura 1) ($08^{\circ} 35' 00''\text{S}$ e $035^{\circ} 95' 00''\text{W}$), a aproximadamente 85 Km da cidade de Recife, estando inserido dentro de uma Área de Proteção Ambiental, a APA de Guadalupe.

O complexo estuarino do rio Formoso é formado pelos rios Formoso, Passos, Arinquidá e Porto da Pedra, ocupando uma área total de aproximadamente 2.724 hectares (Fidem, 1987). Abrange os municípios de Rio Formoso - onde se localiza tanto a nascente quanto a foz do rio Formoso, que dá o nome ao estuário, justamente por ser o maior responsável pela introdução de água doce no ambiente -, de Tamandaré, através do rio Arinquidá, e de Sirinhaém, pelos rios dos Passos e Porto da Pedra.

De acordo com Lira *et al.* (1979), do ponto de vista geológico, o estuário do rio Formoso é de planície costeira, existindo dois padrões de distribuição de salinidade em suas águas. Na zona estuarina média e inferior, a salinidade média é de 25, na superior 6,5. As velocidades de correntes também variam nos diferentes trechos do estuário, correspondendo aos valores máximos de 63, 52 e 29cm/s para o alto, médio e baixo cursos, respectivamente. Segundo os parâmetros de circulação e estratificação, o estuário é do tipo bem misturado.

Este complexo estuarino ainda apresenta um alto nível de preservação, apesar de alguns empreendimentos aquícolas implantados em sua área, bem como a intensa atividade turística, a exploração pela indústria canavieira e a falta de saneamento adequado nos centros urbanos da região.

O complexo estuarino tem um manguezal imponente na formação de sua paisagem, seguido por coqueirais e resquícios de Mata Atlântica. Segundo Neumann-Leitão. (1994), a área estuarina do rio Formoso representa um relevante sistema ecológico, no que diz respeito à estrutura ambiental.

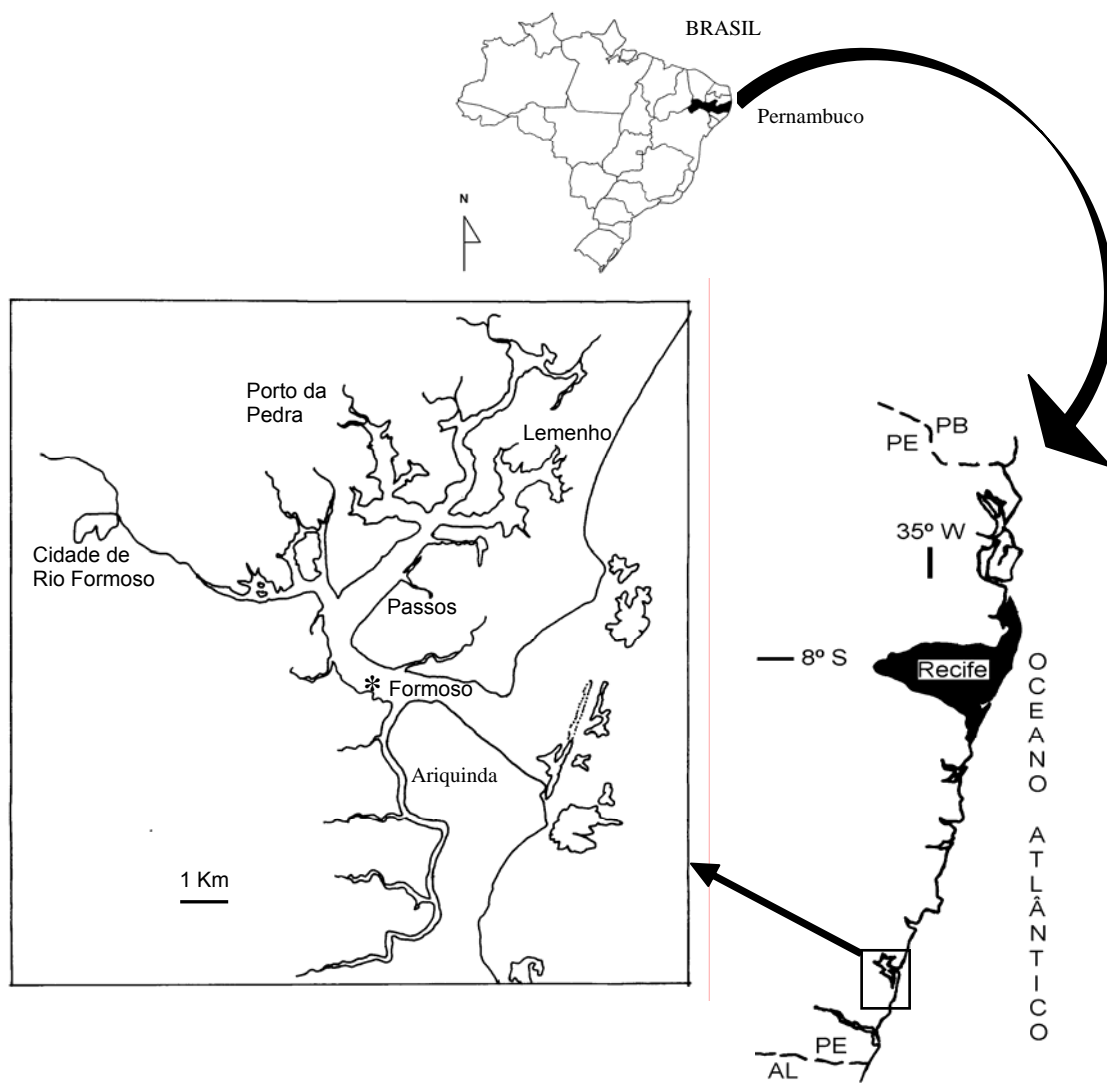


Figura 1 – Mapa do complexo estuarino do rio Formoso, com a localização do ponto de amostragem (*), e sua posição no litoral sul do estado de Pernambuco.

4. MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizadas coletas semanais ao longo das quatro fases da lua, nos meses de outubro-novembro/2003 (ciclo 1), março-abril/2004 (ciclo 2), julho-agosto/2004 (ciclo 3) e novembro/2004 (ciclo 4) no estuário do rio Formoso. O ponto de amostragem localiza-se em frente ao cruzeiro do Reduto, entre a foz do rio Ariquindá e a praia da Pedra, conforme Figuras 1 e 2. O local de coleta foi selecionado porque, segundo Castro (2003), foi aquele em que a diversidade e equitabilidade das larvas apresentaram-se mais altas, além de sua maior profundidade em relação a outros pontos do complexo estuarino estudado por esse autor.



Figura 2 – Vista da área onde se localizava o ponto de amostragem no estuário (seta), vendo-se a foz do rio Formoso no Oceano Atlântico, ao fundo.

4.1. Procedimento em Campo

4.1.1 Caracterização Ambiental

Em todas as coletas, foram monitoradas *in situ* as variáveis temperatura, salinidade e concentração de oxigênio dissolvido na água de superfície, através de analisador multi-parâmetro YSI, modelo 556.

4.1.2. Amostragem do Ictioplâncton

As coletas de ictioplâncton foram efetuadas mediante arrasto e uso da atrator luminoso, para efeito de análise comparativa das duas técnicas.

Os arrastos foram realizados na superfície, empregando uma rede de plâncton cônico-cilíndrica, com malha de 500 μm e dimensões de 0,6 m de diâmetro na boca e 2 m de comprimento. O volume de água filtrada foi estimado através de um fluxômetro General Oceanics, modelo 2030R, acoplado no centro da boca da rede. Foram realizados dois arrastos, com duração de 10 min cada, antes e ao término do período de exposição do atrator luminoso. O material coletado foi fixado em formol 5% tamponado com carbonato de cálcio.

Foi utilizado um modelo de atrator luminoso, baseado naquele empregado por Rooker et al. (1996), com algumas modificações (Figura 3). Este foi constituído de uma plataforma de isopor de 10 cm de espessura, dotado de uma lâmpada fluorescente de 12 V posicionada no centro da estrutura flutuante. Foi utilizada uma placa de acrílico para proteger a lâmpada do contato direto com a água do mar. A rede de plâncton foi fixada à plataforma de isopor, em sua quatro extremidades, com cordas com 1 m de comprimento. A rede de plâncton possui as mesmas dimensões da rede de arrasto descrita anteriormente.

4.1.3. Funcionamento do atrator luminoso

O atrator luminoso foi exposto com diferentes durações de tempo: 0 (sem luz), 1, 2, 5, 10 e 20 minutos de exposição com luz; com intervalos de 10 minutos

entre cada exposição, ordenadas de modo aleatório a cada coleta. Foram realizadas três réplicas consecutivas, totalizando aproximadamente 6 horas de duração para cada coleta em cada fase lunar, sendo as coletas efetuadas a partir das 19:30h, independentemente do nível das marés. O material coletado foi fixado em formol 5% tamponado com carbonato de cálcio.

A rede ficava exposta verticalmente com o auxílio de um peso fixado em sua extremidade, mantendo a estrutura esticada verticalmente. Após decorrido cada intervalo de exposição, esta era recolhida lentamente, efetuando um arrasto vertical de 1 metro, correspondente ao tamanho das cordas utilizadas para a fixação da rede, capturando as larvas atraídas para a área iluminada, compreendida entre a estrutura de flutuação e a rede.

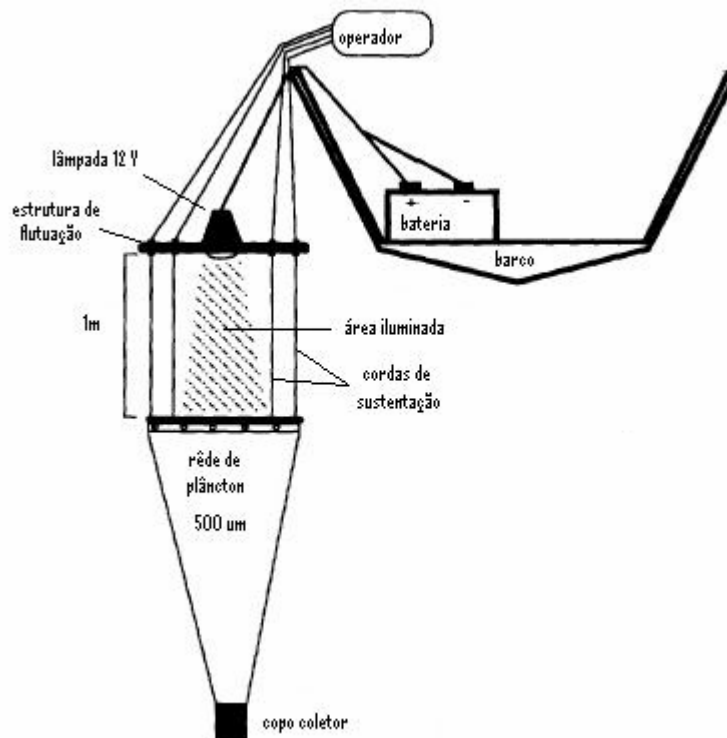


Figura 3 - Modelo de atrator luminoso empregado, modificado de Rooker *et al.* (1996).

4.2 Análise das Amostras

4.2.1. Identificação dos exemplares

O material capturado foi analisado no Laboratório de Ictiologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco. As amostras foram triadas, conservadas em álcool a 70% e identificadas até o menor nível taxonômico possível, com base nos trabalhos de Parin (1968), Lippson & Moran (1974), Fahay (1983), Moser (1984), Okyama (1988), Matarese *et al.* (1989), Leis & Trnski (1989), Ré (1999), Able & Fahay (1998), Neira *et al.* (1998) e Leis & Carson-Ewart (2000).

4.2.2 Definições dos estágios larvais

A terminologia para os estágios larvais utilizadas neste trabalho foi baseada em Nakatani *et al.* (2003). As larvas foram classificadas em quatro estágios, seguindo basicamente a seqüência de desenvolvimento da nadadeira caudal e seus elementos de suporte: larval vitelino – estágio de desenvolvimento compreendido entre a eclosão e o início da alimentação exógena (olho completo ou parcialmente pigmentado; abertura do ânus e da boca); pré-flexão – desde o início da alimentação exógena até o início da flexão da notocorda, com o aparecimento dos elementos de suporte da nadadeira caudal; flexão – caracterizada pelo início da flexão da notocorda, com o aparecimento dos elementos de suporte da nadadeira caudal, até a completa flexão da mesma, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e início de segmentação dos raios das nadadeiras dorsal e anal; pós-flexão – caracterizada pela completa flexão da notocorda, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e início de segmentação dos raios das nadadeiras dorsal e anal, até a completa formação dos raios da nadadeira peitoral, absorção da nadadeira embrionária e o aparecimento de escamas. Os juvenis foram caracterizados pela completa formação dos raios das nadadeiras e surgimento das escamas.

4.3. Análise dos dados

Para os arrastos com rede de plâncton, foi calculada a densidade de ovos e larvas, expressa em número $\times 10\text{m}^{-3}$, conforme Tanaka (1973) modificado segundo Nakatani *et al.* (2003), a partir de cálculo do volume de água filtrada pela rede, baseado na expressão: $y = (x/v).10$, onde y = número de organismos por 10m^3 , x = número de organismos coletados e v = volume de água filtrada (m^3). Os dois arrastos efetuados em cada fase lunar foram agrupados e a sua composição e densidade analisadas em conjunto. Foi analisada a distribuição relativa para cada taxa encontrado, considerando as diferentes fases de lua em cada ciclo de amostragem.

Com a utilização do atrator luminoso, os organismos capturados em cada amostra foram expressos em termos de abundância (número total), para os taxa encontrados nas diferentes fases da lua, expressa em relação aos diferentes tempos de exposição em cada ciclo de amostragem, tendo sido analisada a abundância relativa em cada tempo de exposição e fase da lua.

Nos dois métodos, foi realizada a análise de normalidade e homocedasticidade dos dados. Posteriormente, foi realizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis, para verificar diferenças significativas na abundância de larvas entre as fases lunares, os tempos de exposição e os ciclos de amostragem; adotando-se um nível de significância de 5%, utilizando-se o programa ESTATISTICA 5.1, segundo as recomendações de ZAR (1996).

A estrutura da comunidade das larvas foi analisada através do índice de diversidade de Brillouin, utilizando-se o programa estatístico ECOLOGICAL METHODOLOGY 6.0 (Krebs, 1999). Para a diversidade, foram consideradas as seguintes categorias: alta = valores maiores que 3 bits.ind^{-1} , média entre 2,0 e 3,0, baixa entre 1,0 e 2,0 e muito baixa $<1,0$.

5. RESULTADOS

5.1. Caracterização ambiental

A temperatura em todo o período amostrado variou entre 25,2 e 30,6 °C, apresentando diferença significativa ($p = 0,0006$) entre os ciclos, com maior variação observada no ciclo 4 (novembro/2004). A maior mediana foi encontrada no ciclo 2, que correspondeu à campanha de março/abril de 2004, e a menor no ciclo 3, correspondente à campanha de julho/agosto de 2004 (Figura 4).

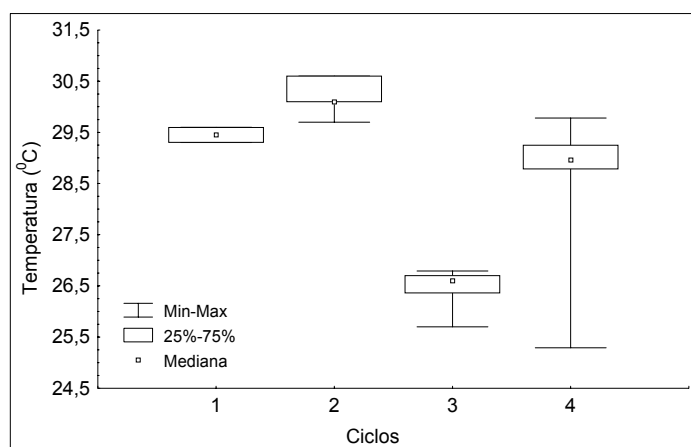


Figura 4 - Variação dos valores medianos de temperatura da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.

A salinidade mediana observada em cada ciclo variou entre 30,62 a 32,97, com exceção do ciclo 3, no qual registrou-se um valor mediano de 23,70. As menores salinidades foram observadas em julho/agosto de 2004 (ciclo 3), devido à elevada pluviosidade, enquanto que as maiores salinidades foram observadas em outubro/novembro de 2003 (ciclo 1), na campanha de mês de verão (Figura 5). Os ciclos diferiram significativamente entre si ($p = 0,006$).

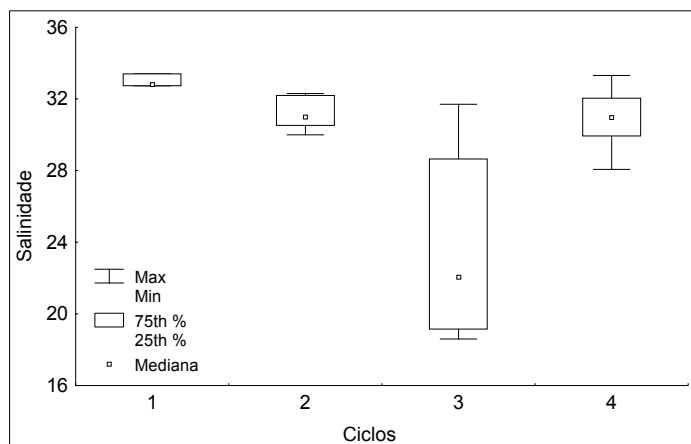


Figura 5 – Variação dos valores medianos da salinidade da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.

Em geral, as concentrações de oxigênio dissolvido variaram entre 4 e 6,73 mg/L, não apresentando diferenças significativas entre os ciclos ($p= 0,218$) com maior concentração observada no ciclo 3 (6,73 mg/L) e menor no ciclo 4 (3,59 mg/L) (Figura 6).

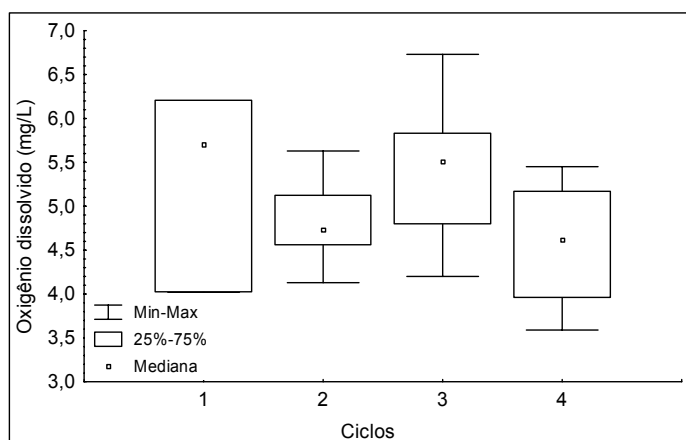


Figura 6 – Variação da concentração de oxigênio dissolvido da água de superfície, na estação de coleta no estuário do rio Formoso, nos diferentes ciclos analisados.

5.2. Composição do ictioplâncton

5.2.1 Atrator luminoso

Foi capturado um total de 455 indivíduos, sendo 146 (32,1%) no ciclo 1, 64 (14,1%) no ciclo 2, 93 (20,2%) no ciclo 3 e 153 (33,6%) no ciclo 4 (Figura 7), não apresentando diferença significativa entre essas abundâncias ($p= 0,062$). Destas larvas capturadas, foram identificados dezoito taxa distintos, contemplando

dezesseis famílias e duas ordens (Tabela 1). Em relação à riqueza dos taxa em cada ciclo, os ciclos 2 e 3 apresentaram menor riqueza, com oito e nove taxa identificados, respectivamente, e os ciclos 1 e 4 apresentaram riqueza semelhantes, com quatorze taxa (Figura 7), embora diferindo em sua composição.

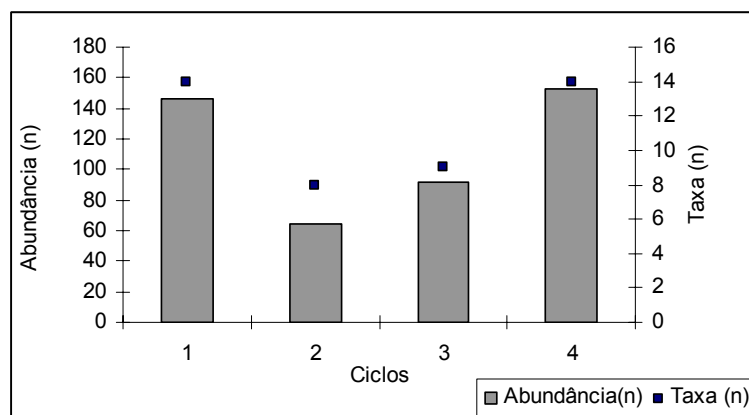


Figura 7 – Abundância e riqueza dos taxa capturados com atrator luminoso no estuário do rio Formoso, em todos os ciclos analisados.

A diversidade dos taxa se apresentou entre 2,0 e 3,0 bits.ind⁻¹ em todos os ciclos analisados, exceto no ciclo 2 que obteve um valor de 1,965 bits.ind⁻¹.

Dentre os exemplares capturados, foram identificadas: Atherinopsidae (*Atherinella brasiliensis*), Batrachoididae, Belonidae, (*Strongylura* sp.) Bleniidae, Clupeiformes, Clupeidae (*Lile piquitinga*), Eleotridae, Engraulidae, Exocoetidae (*Cypselurus* sp.), Gerreidae, Grammistidae, Gobiidae, Hemiramphidae, (*Hyporhamphus* spp.), Microdesmidae (*Microdesmus bahianus* e *Microdesmus longipinnis*), Mugilidae (*Mugil liza*), Pleuronectiformes, Sciaenidae e Sphyraenidae. (Tabela 1) (Figuras 9, 10 e 11).

As famílias mais abundantes foram Clupeidae, Engraulidae, Gerreidae e Gobiidae, com abundância acima de 10% do total de larvas identificadas para cada família.

Larvas de Batrachoididae, Belonidae, Grammistidae e Sphyraenidae foram encontradas em menor quantidade, as quais foram representadas com um exemplar para cada família, correspondendo a 0,22%.

Foi coletado um total de 2.345 ovos, sendo 812 de Engraulidae e o restante de outros taxa, cuja identificação não foi possível. A maioria das larvas não identificadas incluem aquelas no estágio larval vitelino.

5.2.2. Rede de arrasto

Com a rede de arrasto, foi capturado um total de 427 larvas, das quais 67 (15,7%) foram capturadas no ciclo 1, 96 (22,5%) no ciclo 2, 84 (19,7%) no ciclo 3 e 180 (42,1%) no ciclo 4 (Tabela 2), não tendo sido observada diferença significativa entre essas abundâncias ($p= 0,250$). Foram identificados 22 taxa distintos, contemplando vinte famílias e duas ordens. No que diz respeito à riqueza dos taxa nos ciclos, o ciclo 3 apresentou menor valor, e os ciclos 1 e 4 valores semelhantes e maiores que os demais, embora no ciclo 1 a abundância dos indivíduos tenha sido menor (Figura 8).

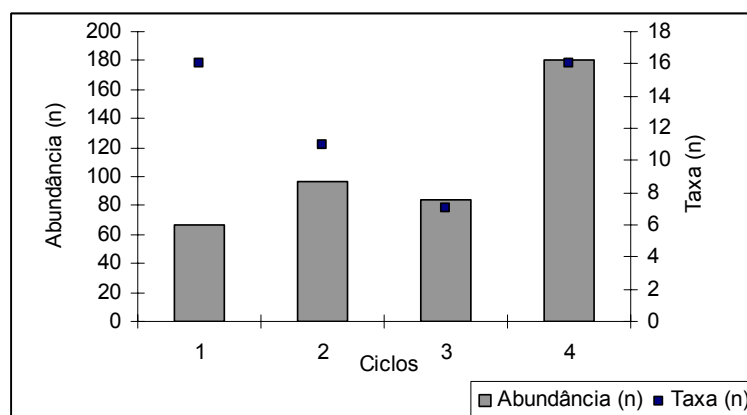


Figura 8 – Abundância e riqueza dos taxa capturados com rede de arrasto no estuário do rio Formoso, em todos os ciclos analisados.

Para os ciclos 1 e 4, a diversidade dos taxa apresentou valores entre 2,0 e 3,0 bits.ind^{-1} e para os ciclos 2 e 3 esta variou entre 1,0 e 2,0 bits.ind^{-1} .

Os indivíduos foram representados pelos seguintes taxa: Atherinopsidae, (*Atherinella brasiliensis*), Batrachoididae, Bleniidae, Carangidae, Centropomidae (*Centropomus* sp.), Clupeiformes, Clupeidae (*Lile piquitinga*), Eleotridae, Engraulidae, Gerreidae, Gobiidae, Hemiramphidae (*Hyporhamphus* spp.), Labrisomidae, Lutjanidae, Megalopidae, Microdesmidae (*Microdesmus bahianus*), Muraenidae, Pleuronectiformes, Sciaenidae, Sparidae, Syngnathidae e Tetraodontidae (*Sphoeroides* sp.). (Tabela 1) (Figuras 9, 10 e 11).

Os taxa mais abundantes foram Clupeidae, Eleotridae, Engraulidae, Gerreidae, Gobiidae, Atherinopsidae e a ordem Pleuronectiformes, representados por mais de quinze indivíduos para cada taxa citado.

Larvas de Centropomidae, Labrisomidae, Lutjanidae, Megalopidae, Microdesmidae, Muraenidae e Tetraodontidae foram menos representativas, com apenas um exemplar registrado em cada família, correspondendo a 0,23% das larvas coletadas.

Foi registrada uma densidade total de 362,21 ovos.10m⁻³.

Tabela 1 – Classificação taxonômica das larvas e juvenis de peixes contidos nas 288 amostras obtidas com o atrator luminoso. Os números entre parênteses representam a participação relativa de cada taxa em cada ciclo.

TAXA	Ciclo 1	Ciclo 2	Ciclo 3	Ciclo 4	Total
Clupeiformes	1 (0,68)	2 (3,12)		9 (5,88)	12 (2,64))
Clupeidae					
<i>Lile piquitinga</i>	52 (35,62)	12 (18,75)	10 (10,87)	22 (14,38)	96 (21,10)
Engraulidae	16 (10,96)	22 (34,37)	30 (32,61)	31 (20,26)	99 (21,76)
Batrachoidiformes					
Batrachoididae				1 (0,65)	1 (0,22)
Atheriniformes					
Atherinopsidae					
<i>Atherinella brasiliensis</i>	4 (2,74)	3 (4,69)	1 (1,09)	1 (0,65)	9 (1,98))
Beloniformes					
Belonidae					
<i>Strongylura</i> spp.				1 (0,65)	1 (0,22)
Hemiramphidae					
<i>Hyporhamphus</i> spp.	2 (1,37)	1 (1,56)		3 (1,96)	5 (1,09)
Exocoetidae					
<i>Cypselurus</i> sp.				2 (1,31)	2 (0,44)
Perciformes					
Eleotridae	3 (2,05)		5 (5,43)	14 (9,15)	22 (4,83)
Sciaenidae	5 (3,42)	6 (9,37)	2 (2,17)	2 (1,31)	15 (3,30))
Gerreidae	34 (23,29)	1 (1,56)	10 (10,87)	14 (9,15)	59 (12,97)
Gobiidae	7 (4,79)	3 (4,69)	27 (29,35)	27 (17,65)	64 (14,06)
Grammistidae	1 (0,68)			1 (0,65)	2 (0,44))
Blenniidae	1 (0,68)		1 (1,09)	2 (1,31)	4 (0,88)
Mugilidae	4 (2,74)			2 (1,31)	6 (1,32)
Sphyraenidae				1 (0,66)	1 (0,22)
Microdesmidae					
<i>Microdesmus bahianus</i>	1 (0,68)		3 (3,26)		4 (0,88)
<i>Microdesmus longipinnis</i>				2 (1,31)	2 (0,44)
Pleuronectiformes	3 (2,05)	4 (6,25)	1 (1,09)	1 (0,66)	9 (1,98)
Não identificadas	12 (8,22)	10 (15,62)	2 (2,17)	17 (18,48)	41 (9,01)
Total (#)	146 (100)	64 (100)	92 (100)	153 (100)	455 (100)
	(32,1)	(14,1)	(20,2)	(33,6)	(100)

(#) Em negrito, a participação relativa do total de larvas de cada ciclo em relação a seu total em todos os ciclos.

Tabela 2 – Classificação taxonômica das larvas e juvenis de peixes coletados nas 32 amostras obtidas com a rede de arrasto. Os números entre parênteses representam a participação relativa de cada taxa em cada ciclo.

TAXA	Ciclo 1	Ciclo 2	Ciclo 3	Ciclo 4	Total
Elopiformes					
Megalopidae	1 (1,49)				1 (0,23)
Anguilliformes					
Muraenidae				1 (0,56)	1 (0,23)
Clupeiformes	1 (1,49)			14 (7,78)	15 (3,51)
Clupeidae					
<i>Lile piquitinga</i>	9 (13,43)	8 (8,34)		23 (12,78)	40 (9,37)
Engraulidae	18 (26,86)	67 (69,79)	12 (14,28)	30 (16,67)	127(29,7)
Batrachoidiformes					
Batrachoididae	2 (2,98)				2 (0,47)
Atheriniformes					
Atherinopsidae					
<i>Atherinella brasiliensis</i>	2 (2,98)	2 (2,08)	1 (1,19)	14 (7,78)	19 (4,45)
Hemiramphidae					
<i>Hyporhamphus</i> sp.	2 (2,98)	3 (3,12)		7 (3,89)	12 (2,81)
Syngnathiformes					
Syngnathidae	2 (2,98)	1 (1,04)	1 (1,19)	1 (0,56)	5 (1,17)
Perciformes					
Eleotridae	3 (4,48)	2 (2,08)	12 (14,28)	1 (0,56)	18 (4,21)
Sciaenidae	3 (4,48)	2 (2,08)		8 (4,45)	13 (3,04)
Gerreidae	11 (16,42)	2 (2,08)	1 (1,19)	4 (2,23)	18 (4,21)
Lutjanidae	1 (1,49)				1 (0,23)
Carangidae			1 (1,19)	1 (0,56)	2 (0,47)
Gobiidae	3 (4,48)	2 (2,08)	48 (50)	47 (26,12)	100 (23,4)
Centropomidae	1 (1,49)				1 (0,23)
Labrisomidae	1 (1,49)				1 (0,23)
Blenniidae	5 (7,46)			1	6 (1,40)
Sparidae				5 (2,78)	5 (1,17)
Microdesmidae				1 (0,56)	1 (0,23)
Pleuronectiformes	2 (2,98)	5 (5,21)	6 (7,14)	6 (3,34)	19 (4,45)
Tetraodontiformes					
Tetraodontidae					
<i>Spheroides</i> sp.		1 (1,04)			1 (0,23)
Não identificadas	2 (2,98)	1 (1,04)	2 (2,38)	16 (8,89)	20 (4,68)
Total (#)	67 (100)	96 (100)	84 (100)	180 (100)	427 (100)
	(15,7)	(22,5)	(19,7)	(42,1)	(100)

(#) Em negrito, a participação relativa do total de larvas de cada ciclo em relação a seu total em todos os ciclos.

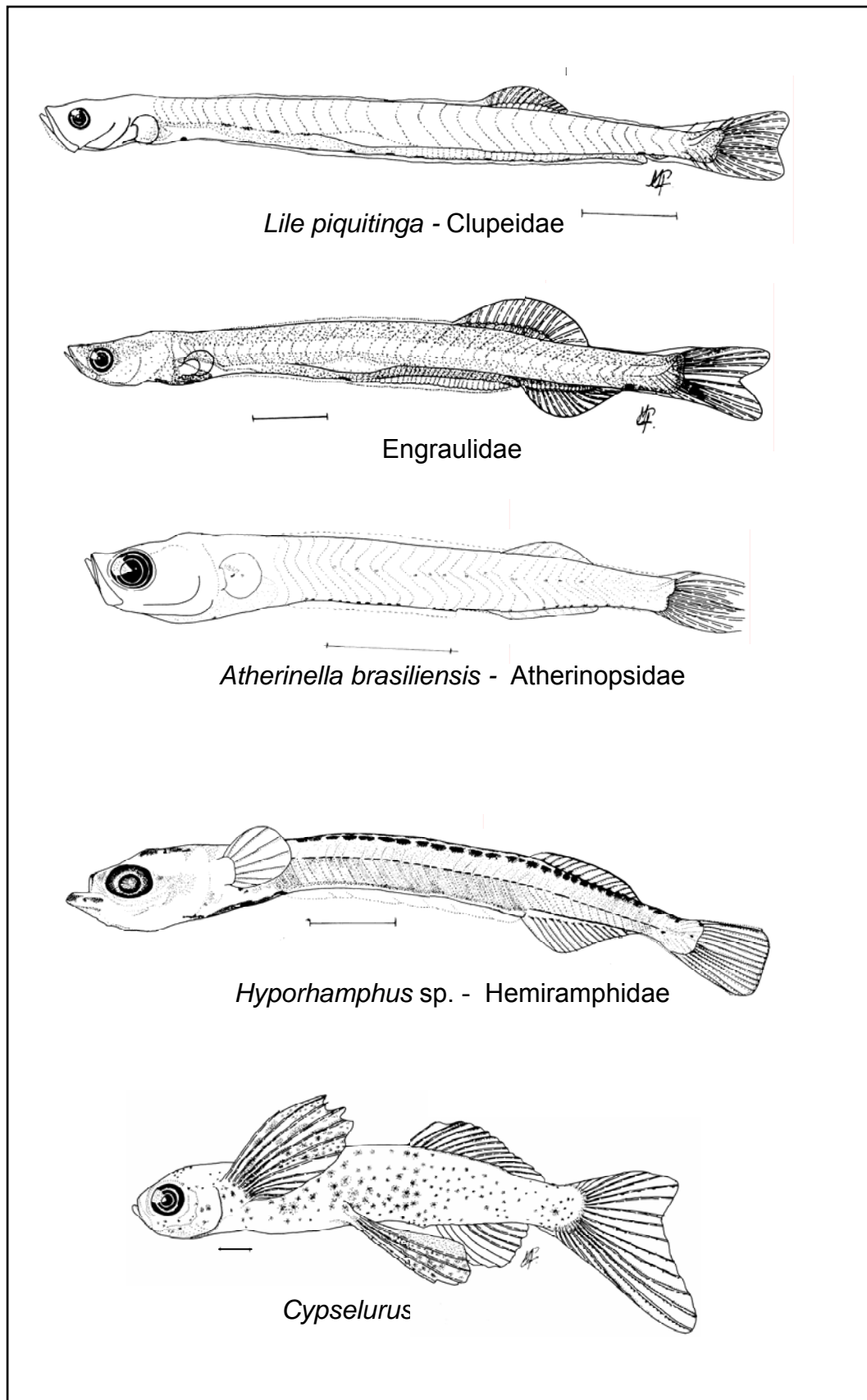


Figura 9 – Exemplos de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.

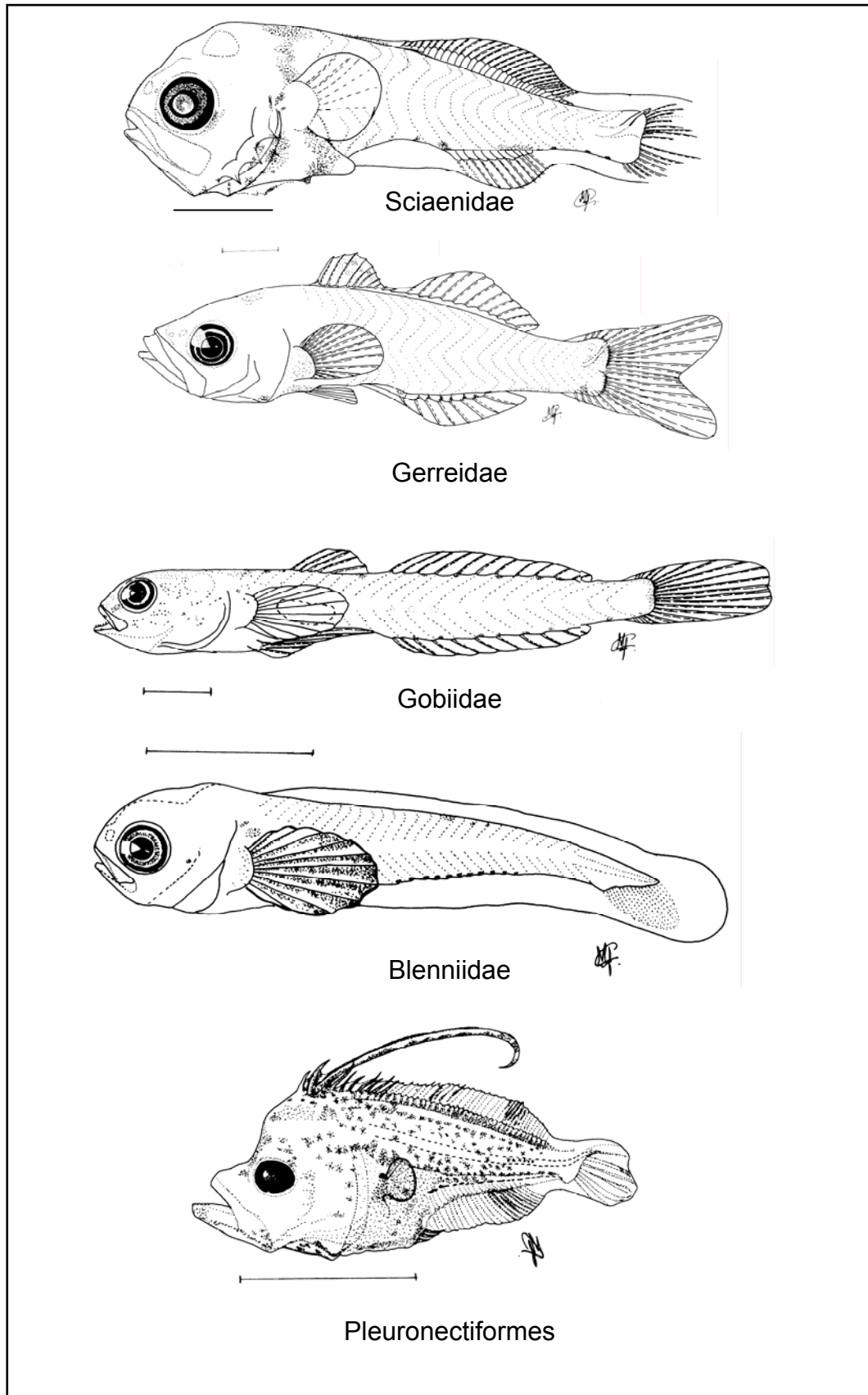


Figura 10 – Exemplos de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.

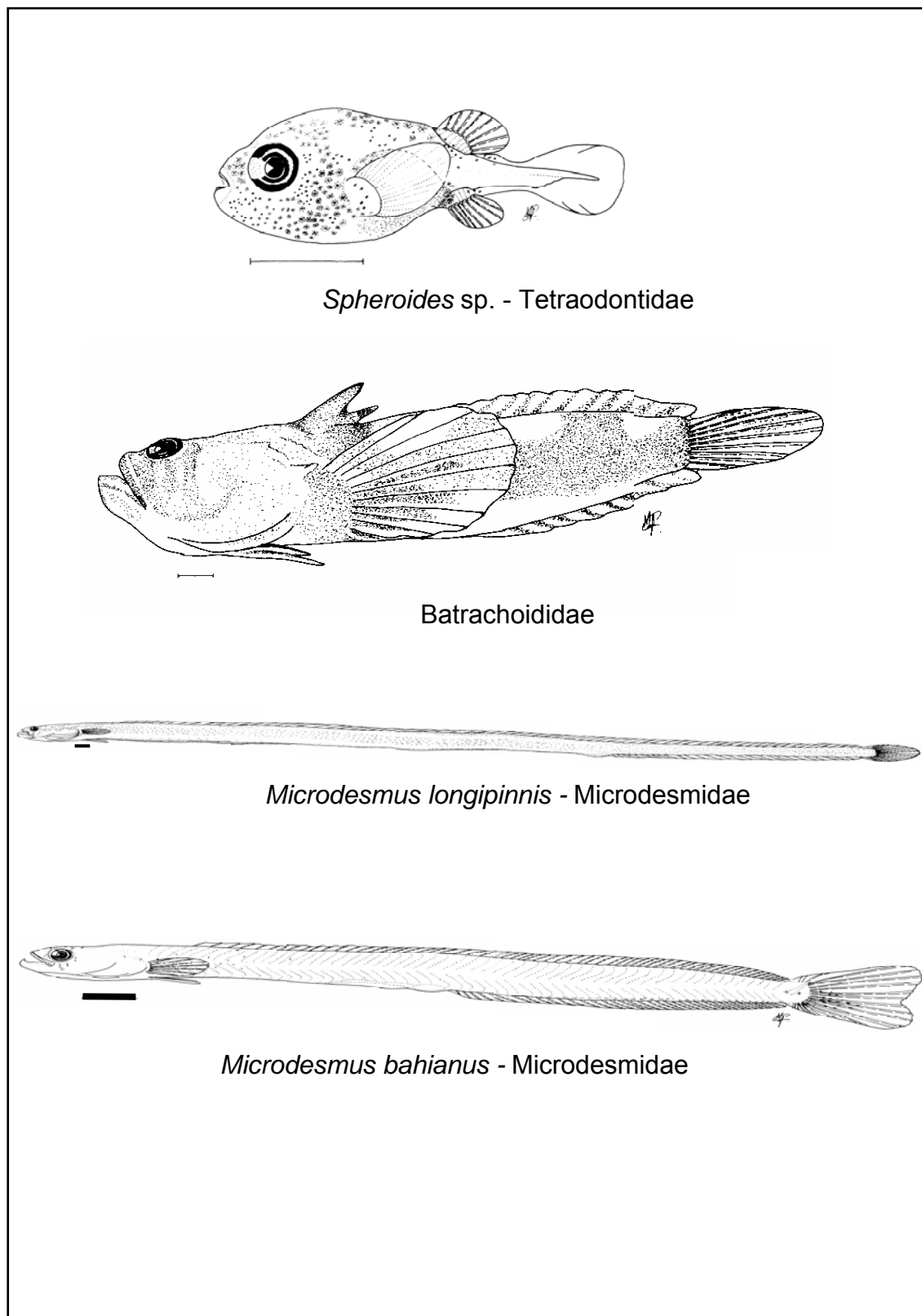


Figura 11 – Exemplos de larvas de peixes coletadas no estuário do rio Formoso.

5.3. Periodicidade Lunar

5.3.1 Atrator luminoso

A fase de lua minguante apresentou maior abundância de larvas, com $n = 175$, correspondendo a 38,46% do total de indivíduos capturados, seguida da fase de lua crescente, com 127 indivíduos, 27,91% do total. A lua cheia apresentou menor abundância dentre todas as fases, tendo a quantidade de larvas sido menor que a metade das demais luas (Figura 12). Considerando todo o período estudado, entretanto, não houve diferença significativa na abundância de larvas entre as fases da lua, com $p = 0,903$.

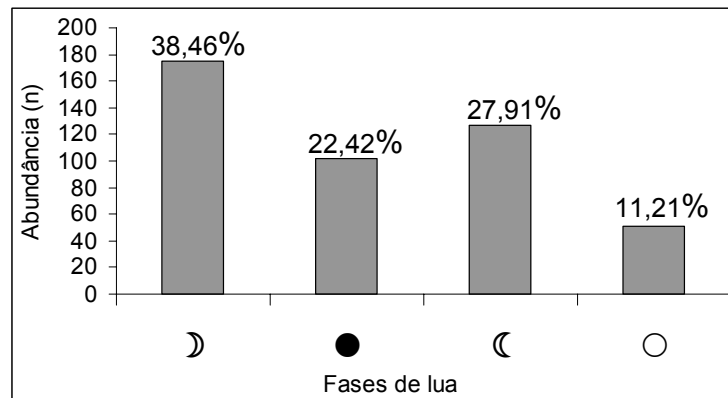


Figura 12 – Abundância (n) e participação relativa (%) dos exemplares capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases da lua : D - minguante, ● – nova, C – crescente e O - cheia.

Tanto no ciclo 1 como no ciclo 4, nas fases de lua crescente e minguante, a abundância de larvas foi maior. Para o ciclo 2, a maior abundância de larvas foi na lua minguante, seguida da lua nova, nas demais luas o número de indivíduos não passou de 10. No ciclo 3, a maior abundância também foi observada na lua minguante, com 45 indivíduos. Uma menor abundância de larvas na fase de lua cheia foi observada em todos os ciclos, com exceção do ciclo 3, que apresentou menor ocorrência na lua crescente (Figura 13). Analisando-se todos os ciclos, não houve diferença significativa na abundância de larvas ocorridas em cada fase lunar, apresentando o valor de $p > 0,05$.

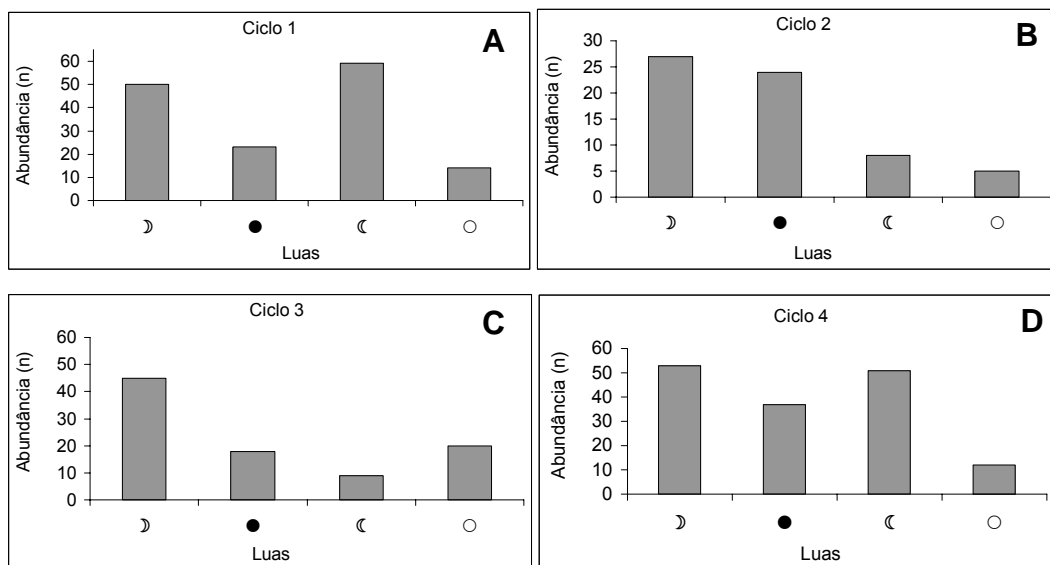


Figura 13 – Abundância (n) dos indivíduos capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, em cada fase lunar: D - minguante, ● – nova, C – crescente e O - cheia. A = ciclo 1, B = ciclo 2, C = ciclo 3 e D = ciclo 4.

Dentre as famílias mais abundantes, Clupeidae e Engraulidae apresentaram maior ocorrência nas fases de lua crescente e minguante (Figura 14A e 14B). Na lua crescente, Gerreidae foi mais abundante, enquanto Gobiidae apresentou maior ocorrência na lua nova, embora nesta lua não tenha ocorrido a maior abundância larval (Figura 14C e 14D).

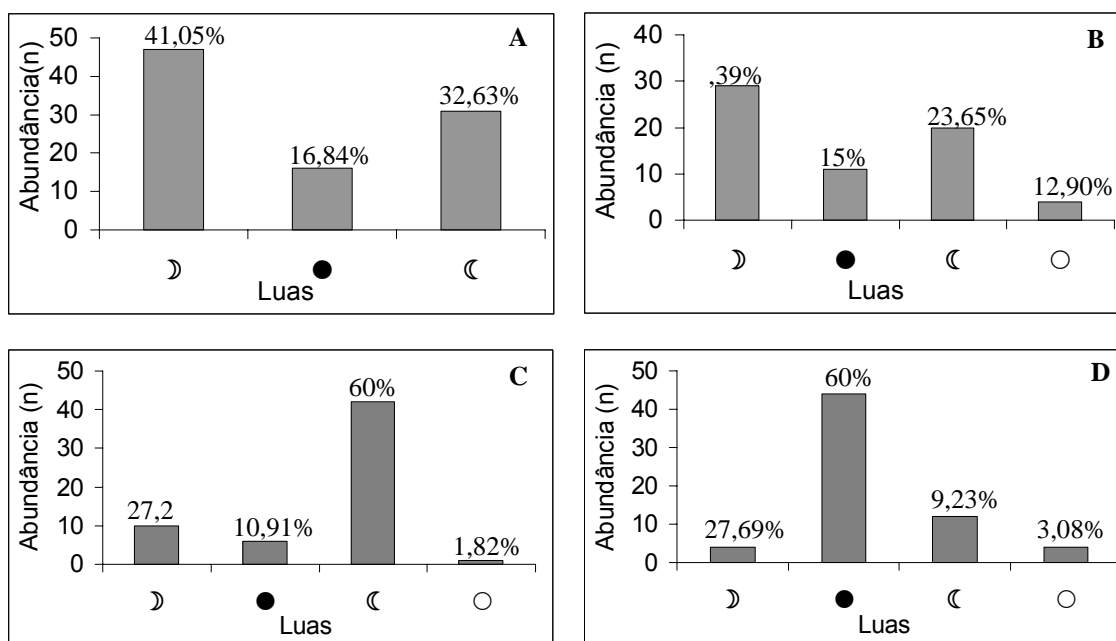


Figura 14 - Abundância (n) e participação relativa (%) dos taxa capturados com atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, em todas as fases lunares: D - minguante, ● – nova, C – crescente e O - cheia. A = Clupeidae, B = Engraulidae, C = Gerreidae e D = Gobiidae.

5.3.2 Rede de arrasto

Com a rede de arrasto, a maior densidade média foi observada na fase de lua nova, com 33,28% dos exemplares capturadas. A lua cheia foi a fase lunar que apresentou menor ocorrência de larvas (17,89%), e na qual também foi detectada a menor densidade média (Figura 15), não tendo sido evidenciadas diferenças significativas entre as luas, com valor de $p = 0,613$.

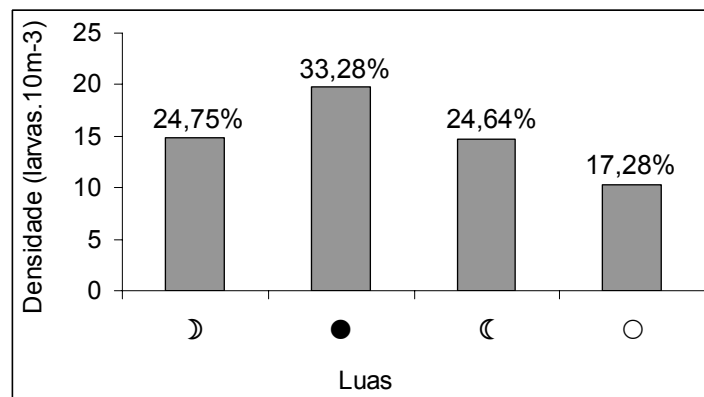


Figura 15 – Densidade (org. 10m⁻³) e participação relativa das larvas coletadas com rede de arrasto, no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases de lua: ☾ - minguante, ● - nova, ☾ - crescente e ○ - cheia.

Para as famílias Clupeidae e Engraulidae foi observada maior densidade na fase de lua nova (Figuras 16A e 16C). Eleotridae e Gobiidae apresentaram maior densidade na lua minguante (Figuras 16B e 16E). Na lua crescente, Gerreidae e Atherinopsidae apresentaram as maiores densidades (Figuras 16D e 16F), enquanto os Pleuronectiformes foram mais abundantes na lua cheia (Figura 16G).

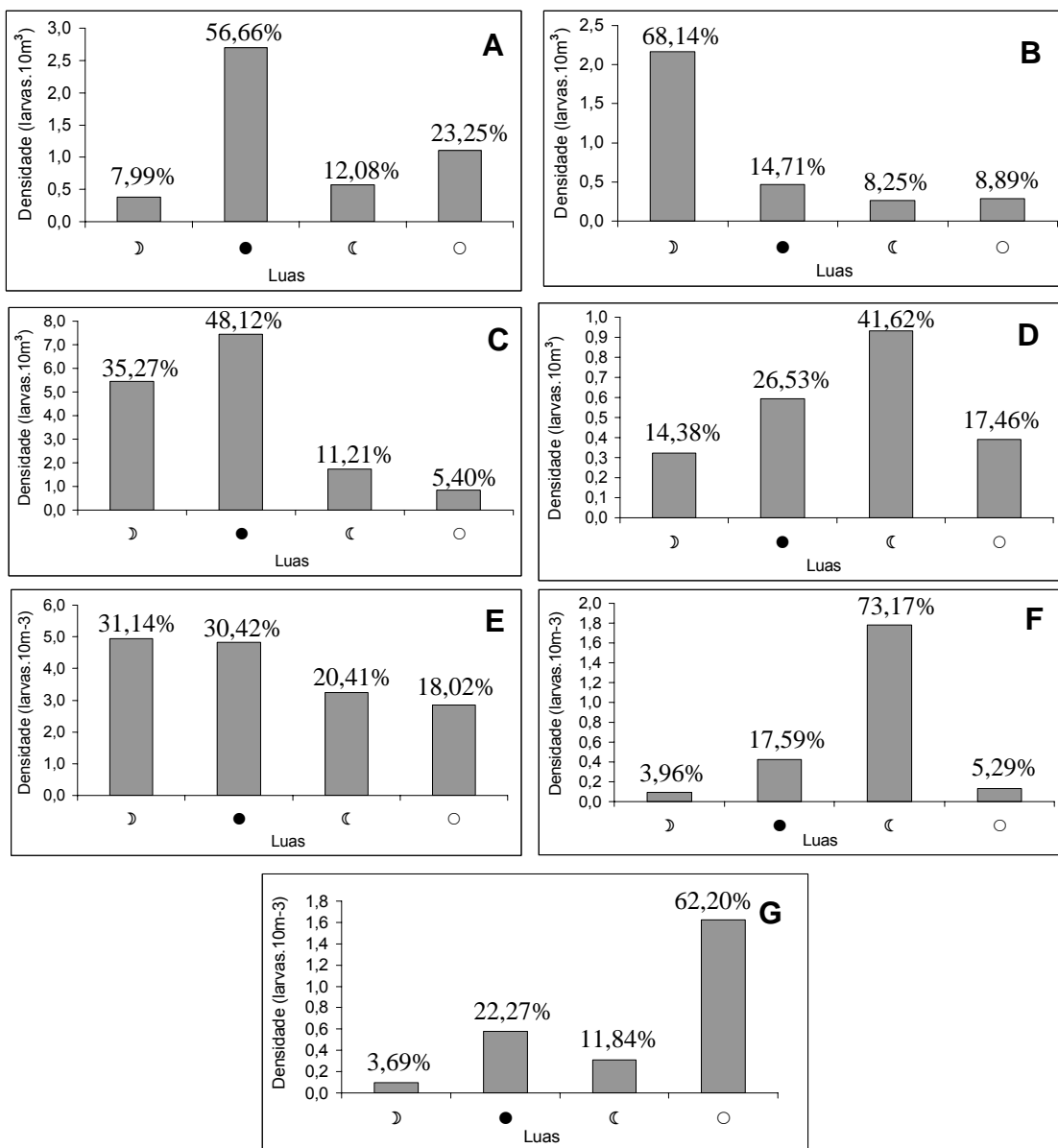


Figura 16 – Densidade média (larvas. 10m⁻³) e participação relativa dos taxa mais abundantes - A = Clupeidae, B = Eleotridae, C = Engraulidae, D = Gerreidae, E = Gobiidae, F = Atherinopsidae e G = Pleuronectiformes - capturados com rede de arrasto no estuário do rio Formoso, nas diferentes fases da lua: ☾ - minguante, ● – nova, ☾ – crescente e ○ - cheia.

5.4. Tempo de exposição

Independente dos ciclos analisados, as larvas foram mais abundantes quando coletadas com o atrator luminoso exposto durante o tempo de 10 minutos, com 24,5% do total. A menor abundância foi observada durante a exposição sem luz (5,66%). Nos tempos restantes, foram coletados até 19% dos exemplares em cada um deles (Figura 17).

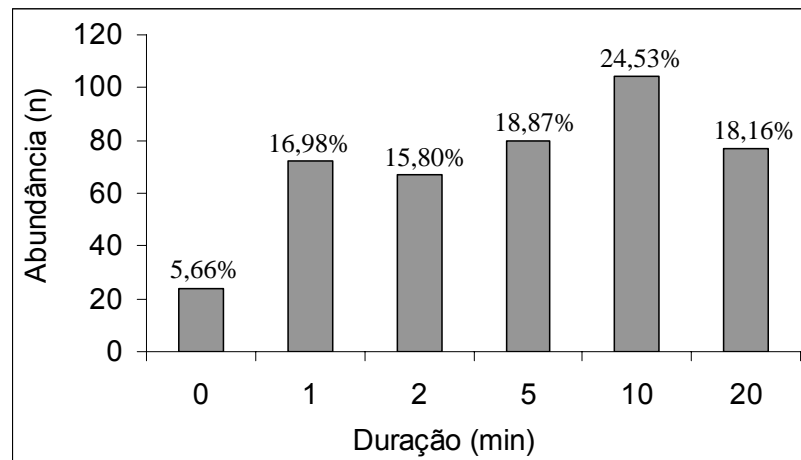


Figura 17 - Abundância (n) e participação relativa (%) das larvas capturadas com o atrator luminoso, no estuário do rio Formoso, nos diferentes tempos de exposição (0, 1, 2, 5, 10 e 20 min.).

O atrator luminoso foi mais eficiente nos tempos de 5, 10 e 20 minutos de exposição com luz, nos quais foi evidenciada maior abundância de larvas, com exceção do ciclo 1 que obteve maior abundância de larvas no tempo de 1 minuto de exposição com luz (Figura 18A). Os ciclos 2 e 3 apresentaram quase o mesmo padrão na abundância, a qual se mostrou crescente à medida que os tempos aumentaram (Figuras 18B e 18C). No ciclo 4, até o tempo de 5 min de exposição, a abundância de larvas foi menor que 20 indivíduos em cada tempo (Figura 18D). O atrator exposto sem a atração luminosa foi menos eficiente, com menor ocorrência das larvas em todos os ciclos (Figuras 18A, 18B, 18C e 18D). Embora tenham ocorrido valores de abundância diferentes entre os tempos de exposição, não foram detectadas diferenças significativas na abundância dentre todos os ciclos analisados.

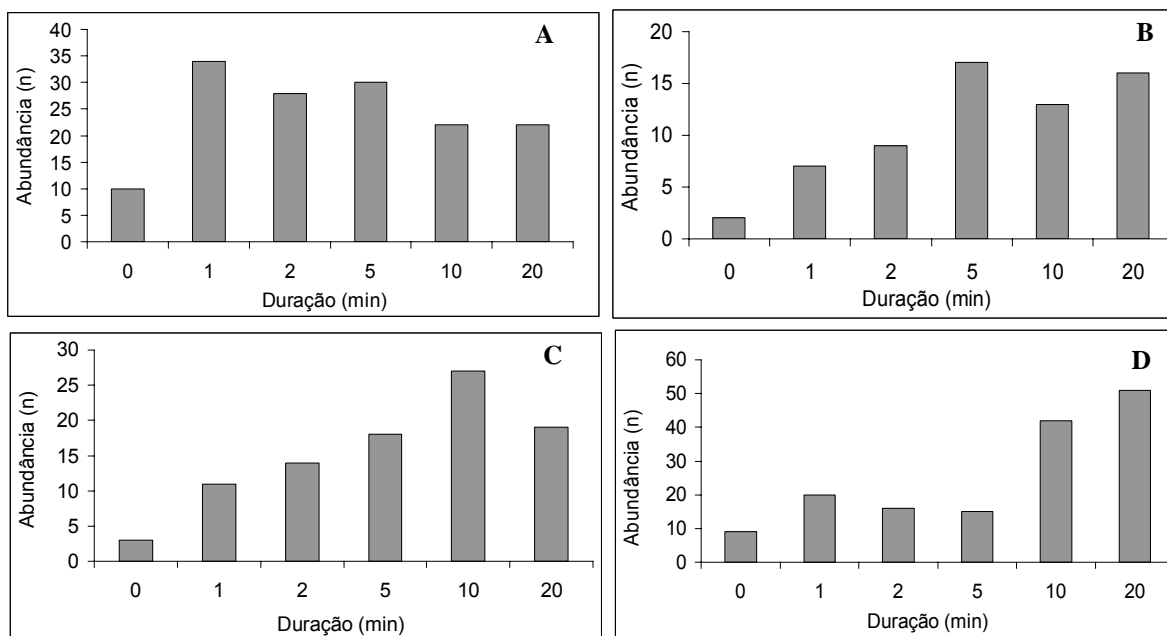


Figura 18 - Abundância (n) dos taxa coletados com o atrator luminoso no estuário do rio Formoso, nos diferentes tempos de exposição, em cada ciclo de coleta: A = Ciclo 1, B = Ciclo 2, C = Ciclo 3 e D = Ciclo 4.

5.5 Estágios larvais

5.5.1 Atrator luminoso

Quanto à ocorrência dos estágios larvais, foram mais abundantes os de flexão em diante, com exceção do ciclo 1, no qual abundou o estágio de pré-flexão. Já o estágio larval vitelino foi menos representativo, cerca de 20% das larvas capturadas em cada ciclo apresentaram-se nesse estágio (Figura 19).

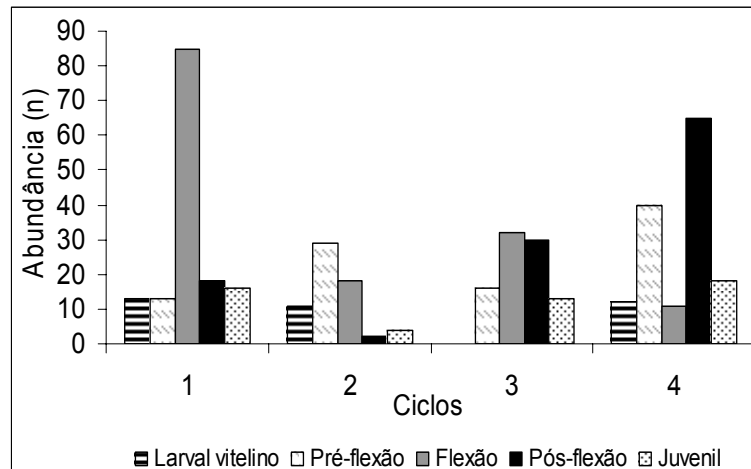


Figura 19 - Abundância (n) dos exemplares em cada fase de desenvolvimento larval, capturados com o atrator luminoso nos diferentes ciclos de coleta.

No que se diz respeito aos tempos de exposição do atrator, a exposição sem luz capturou até 6 indivíduos para cada estágio larval (Figura 20A). Nos tempos de 1, 2 e 5 minutos de exposição, a maior ocorrência foi de indivíduos no estágio de flexão (Figura 20B, 20C, e 20D). Em 10 e 20 minutos, a maior abundância foi no estágio de pós-flexão, seguido de flexão (Figura 20E e 20F). O estágio de juvenil foi representado por até treze indivíduos para cada tempo de exposição e não teve ocorrência na exposição sem luz. Nos tempos de 1, 2 e 5 minutos, as larvas apresentaram basicamente a mesma distribuição, a ocorrência das larvas foi crescente até o estágio de flexão, e em seguida ocorreu uma queda nos estágios seguintes (Figura 20B, 20C e 20D). Já nos tempos de 10 e 20 minutos, a ocorrência das larvas foi crescente até o estágio de pós-flexão e no estágio de juvenil ela decresceu (Figura 20E e 20F).

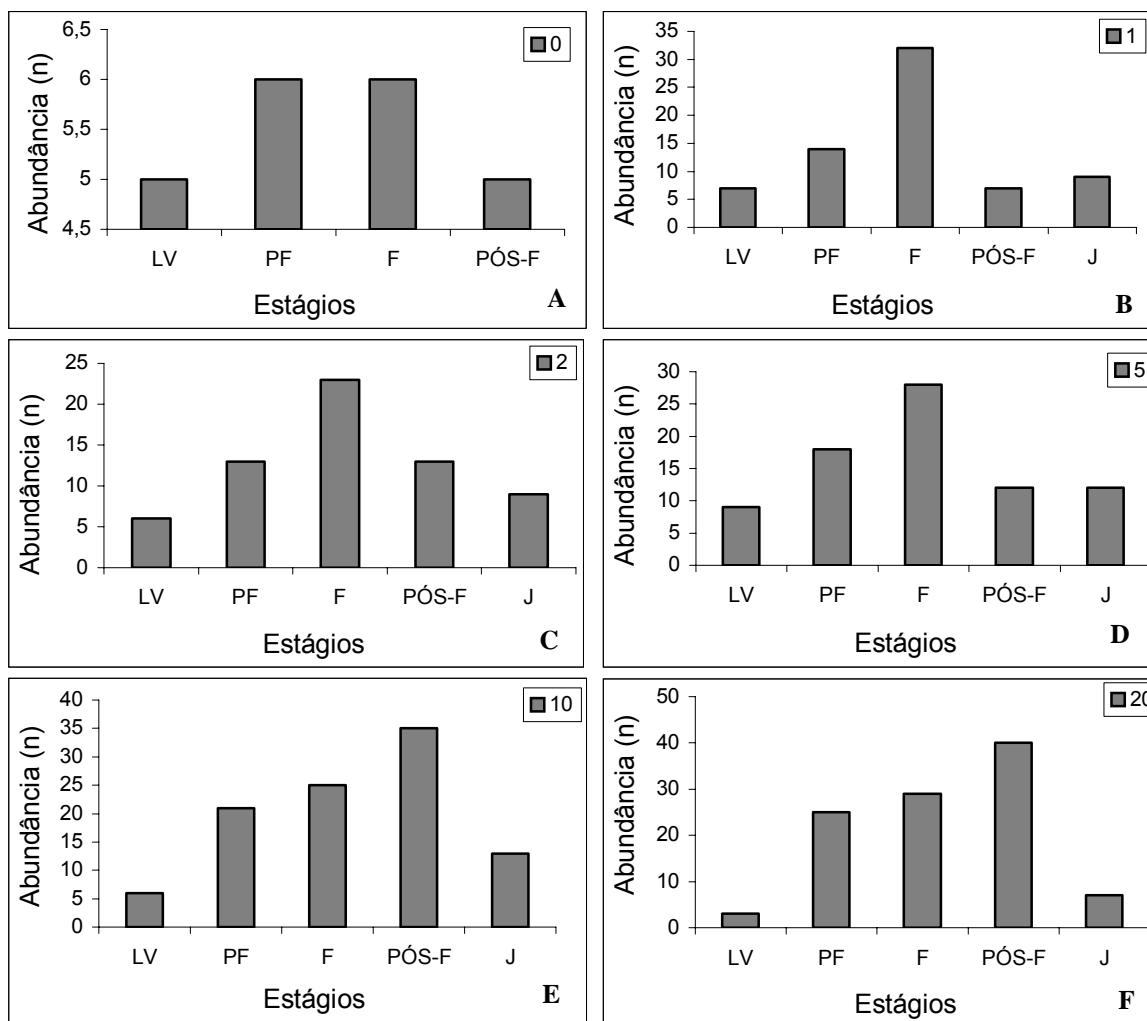


Figura 20 - Abundância (n) dos exemplares em cada fase de desenvolvimento larval, capturados com o atrator luminoso nos diferentes tempos de exposição. A = 0, B = 1, C = 2, D = 5, E = 10 e F = 20min. (LV= Larval vitelino, PF= Pré-flexão, F= Flexão, Pós-F= Pós-flexão e J=juvenil).

A família Clupeidae apresentou indivíduos de vários tamanhos, com uma variação de 2,8 a 40,7 mm de comprimento padrão, obtendo maior ocorrência de indivíduos com tamanho de 8 a 12 mm de comprimento, onde os mesmos se encontraram no estágio de flexão. Indivíduos acima de 17 mm de comprimento ocorreram logo em seguida, no estágio juvenil. Poucos exemplares se encontraram no estágio de pré-flexão, abaixo de 6mm (Figura 21A).

Uma grande variação de tamanhos também ocorreu para Engraulidae, variando de 2,2 a 34,4 mm, com maior abundância de exemplares no estágio de pré-flexão, com tamanho abaixo de 7mm. Foram seguidos de indivíduos no

estágio de pós-flexão, que variou de 17 a 26 mm, sendo que indivíduos com 26,2 mm de comprimento já se encontravam em estágio juvenil (Figura 21B).

Gerreidae foi representada por indivíduos com 6,2 a 14 mm de comprimento, de apenas dois estágios larvais, flexão e pós-flexão, com maior ocorrência de exemplares de tamanho menor que 10 mm, em estágio de flexão (Figura 21C).

Para a família Gobiidae, os indivíduos foram representados a partir de 6,2 mm, em estágio de flexão. Maior ocorrência foi observada nos indivíduos que se apresentaram no estágio de pós-flexão, representados por exemplares com tamanho de 6,4 a 19 mm de comprimento padrão. (Figura 21D).

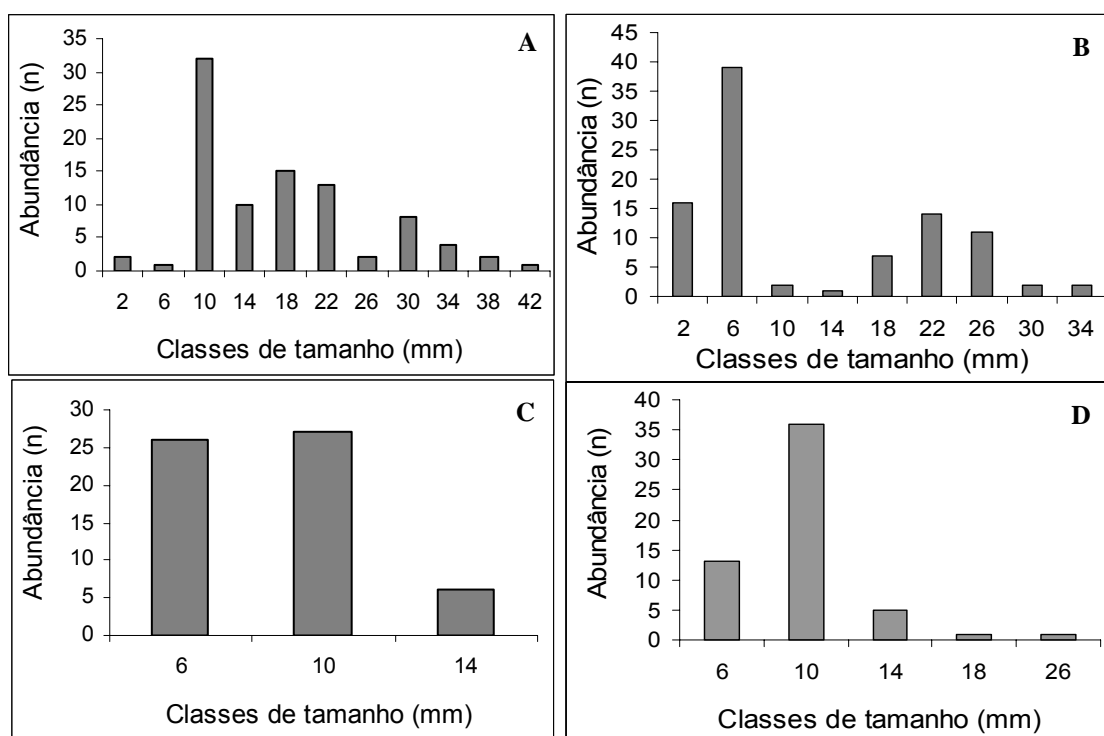


Figura 21 – Variação de tamanho dos taxa mais abundantes capturados com o atrator luminoso. A= Clupeidae, B= Engraulidae, C= Gerreidae e D= Gobiidae.

5.5.2 Rede de Arrasto

Em geral, os indivíduos coletados com a rede de arrasto foram menores que os coletados com o atrator luminoso. Neste método, eles foram representados predominantemente por estágios de pré-flexão e flexão. Nos ciclos 1 e 3, em torno de 62% das larvas coletadas se encontraram no estágio de flexão. Para os ciclos

2 e 4, a predominância foi o estágio de pré-flexão, cerca de 70% das larvas capturadas se encontraram neste estágio. Juvenil foi o estágio menos representativo em todos os ciclos, seguido de larval vitelino (Figura 22).

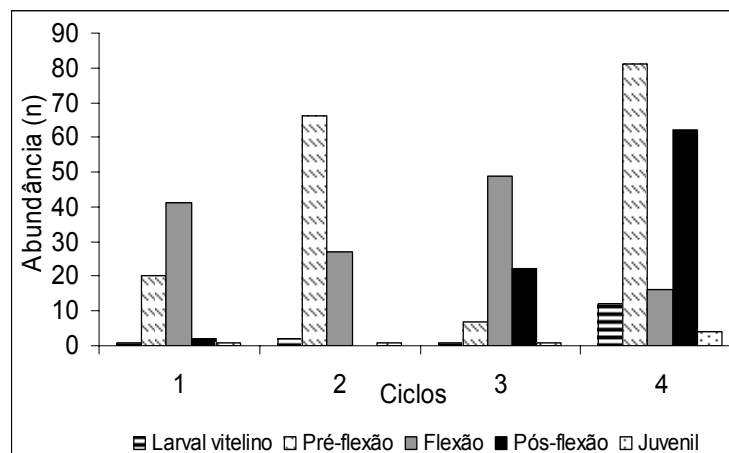


Figura 22 - Abundância (n) dos exemplares capturados com a rede de arrasto em todos os estágios larvais, em cada ciclo.

Os indivíduos representados pela família Clupeidae, apresentaram tamanhos variados, de 3,3 a 28,5 mm, com uma maior quantidade de indivíduos da classe que corresponde a 4 – 8mm (Figura 23A). Engraulidae foi composta por indivíduos até o tamanho de 16,4 mm, com maior ocorrência de indivíduos na mesma classe apresentada por Clupeidae (Figura 23C). Eleotridae, Gerreidae e Gobiidae apresentaram indivíduos com tamanho até 10 mm de comprimento (Figuras 23B, 23D e 23G) e a família Atherinopsidae e a ordem dos Pleuronectiformes foram representados por indivíduos com até 5 mm de comprimento (Figuras 23E e 23F). Para as famílias Eleotridae, Gerreidae, Atherinopsidae e a ordem Pleuronectiformes, conforme o aumento da classe de tamanho, houve uma diminuição na quantidade de indivíduos (Figuras 23B, 23D, 23E e 23F).

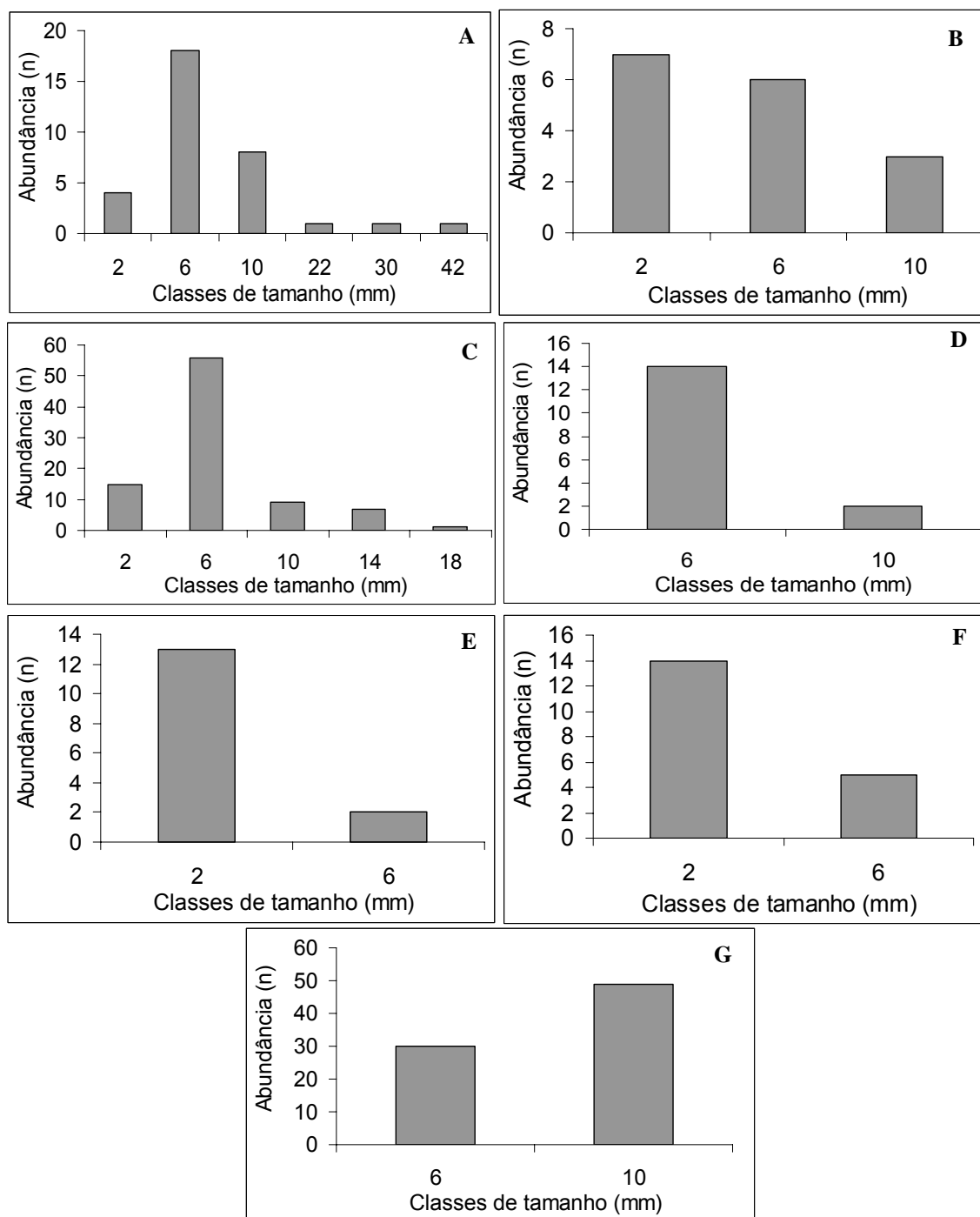


Figura 23 - Variação de tamanho dos taxa mais abundantes capturados com a rede de arrasto. A= Clupeidae, B= Eleotridae, C= Engraulidae, D= Gerreidae, E= Atherinopsidae, F= Pleuronectiformes e G=Gobiidae.

6. DISCUSSÃO

As variáveis ambientais como temperatura, salinidade e oxigênio dissolvido são importantes para a ecologia das fases iniciais de peixes. Conforme Fuiman & Werner (2002), essas variáveis afetam o metabolismo larval, alterando sua alimentação, influenciando no crescimento, respiração e flutuabilidade. As larvas são mais sensíveis a essas variáveis que indivíduos adultos.

A temperatura apresentou pequena variação ao longo do estudo, possivelmente, devido à localização do ponto de amostragem no estuário, o qual encontra-se numa área aberta e com grande volume e fluxo de água oceânica. Os maiores valores de temperatura foram observados em março/abril de 2004 (ciclo 2), e os menores em julho/agosto de 2004 (ciclo 3), período caracterizado por elevado índice pluviométrico. Conforme Castro (2005), neste período foi observado um maior índice pluviométrico no estuário do rio Formoso em Pernambuco.

Em geral, de acordo com Fuiman & Werner (2002), o oxigênio dissolvido apresentou concentrações consideradas satisfatórias para o desenvolvimento dos organismos aquáticos.

Segundo Fuiman & Werner (2002), os valores das variáveis ambientais apresentadas neste trabalho foram considerados satisfatórios para a distribuição do ictioplâncton, aparentemente não comprometendo a sua ocorrência.

O atrator luminoso utilizado neste trabalho sofreu algumas alterações em relação ao modelo original sugerido por Rooker *et al.* (1996), de forma a reduzir seu custo de confecção, conferindo-lhe mais praticidade, facilidade de manuseio e de transporte. Em relação à plataforma de isopor utilizada foi de forma retangular com 10 cm de espessura, a lâmpada foi protegida com uma placa de acrílico para evitar o contato direto com a água do mar e para fixar a rede de plâncton à plataforma de isopor, foi utilizado em sua quatro extremidades, cordas com 1 m de comprimento.

Em relação à quantidade absoluta de larvas capturadas entre os dois apetrechos utilizados (atrator luminoso e rede de arrasto) não ocorreu muita

diferença, não tendo sido evidenciadas diferenças significativas entre os mesmos. No que se diz respeito à diversidade dos taxa, os dois apetrechos apresentaram diversidade de baixa a média e apesar dos indivíduos coletados com a rede de arrasto terem se mostrado um pouco mais diversificados que o atrator luminoso, não foram detectadas diferenças significativas entre eles.

Além disto, as larvas capturadas com o atrator luminoso se apresentaram mais íntegras e conservadas e menos danificadas, facilitando assim sua identificação, reforçando a vantagem de utilizar-se este método de coleta, ainda pouco empregado pelos pesquisadores.

Rooker *et al* (1996) encontrou apenas quatro taxa distintos em seu estudo numa área de mangue em Porto Rico, utilizando atrator luminoso. No presente trabalho, foram encontrados dezoito taxa distintos utilizando o mesmo modelo de atrator, confirmando não apenas a eficiência do método, mas a diversidade ictioplanctônica do estuário do rio Formoso, conforme anteriormente demonstrado por Castro (2003).

Nos arrastos superficiais com rede de plâncton, foram identificados 22 taxa distintos, número comparativamente elevado (73%), porém inferior àquele obtido por Castro (2003), no mesmo estuário, o qual identificou trinta taxa. Entretanto, deve-se ressaltar que este autor realizou coletas mensais nas marés enchente e vazante, diurnas e noturnas durante um ano, enquanto que no presente trabalho foram realizados apenas dois arrastos em cada fase lunar, em quatro épocas distintas do ano.

Apesar da diversidade dos taxa ter sido maior com a rede de arrasto, algumas famílias capturadas com atração luminosa não apareceram nos arrastos, como Mugilidae, Grammistidae, Belonidae, Exocoetidae e Sphyraenidae.

Espécies da família Mugilidae, representadas pelas tainhas, têm hábito costeiro, com formação de cardumes, sendo encontradas em grande abundância em ambientes estuarinos e consideradas como um peixe de importância econômica. De acordo com Menezes e Figueiredo (1985), os mugilídeos desovam em geral no mar e os jovens, depois que adquirem a capacidade de nadar ativamente, locomovem-se para águas costeiras, penetrando então nos estuários, onde se estabelecem por algum tempo. Os exemplares coletados neste trabalho

eram todos jovens, com mais de 17,4 mm de comprimento, com exceção de um exemplar no estágio de pós-flexão com 16,4 mm de comprimento, acreditando-se que os indivíduos penetraram no estuário e foram atraídos pela luz, demonstrando um nítido comportamento de fototactismo positivo.

Grammistidae, mais conhecido como peixe-sabão, são peixes de porte pequeno a médio, encontrados em águas costeiras de pouca profundidade (FIGUEIREDO & MENEZES, 1980). No presente estudo, foi encontrado apenas um exemplar, em estágio de flexão, aparentemente com capacidade natatória suficiente para ser atraído pela luz. O seu comportamento em resposta à luz carece de mais estudos, haja visto a captura de apenas um exemplar no presente trabalho.

A família Belonidae, representada pelo gênero *Strongylura*, é característica de águas costeiras e estuarinas (FIGUEIREDO & MENEZES, 1978), sendo abundantes nos estuários de Pernambuco (EL-DEIR, 2005; SOUZA, 2003 e EKAU, 2001). Larvas da mesma não foram capturadas por Castro (2005) no estuário do rio Formoso, empregando rede de arrasto, nem no presente estudo com o mesmo apetrecho, porém foi capturada neste com o atrator luminoso, o que leva-nos a sugerir uma resposta comportamental positiva à atração pela luz.

Os exemplares pertencentes à família Exocoetidae também foram coletados apenas com o atrator luminoso. Segundo Figueiredo & Menezes (1978), os peixes voadores vivem em águas oceânicas, sendo raramente encontrados em água costeiras. Sua pesca é geralmente feita à noite, sendo atraídos por luz artificial e apanhados com o auxílio de redes. Castro (2005) relatou a ocorrência de três exemplares do gênero *Hirundichthys* no mesmo estuário, reforçando a idéia de que o estuário de Rio Formoso pode ser considerado como área de berçário, inclusive para algumas espécies oceânicas. Os exemplares capturados neste estudo foram representados por larvas do gênero *Cypselurus*, no estágio de pós-flexão. Segundo Figueiredo & Menezes (1978), jovens deste gênero podem ser encontrados perto da costa, mas inexistem registros de sua ocorrência em estuários no Brasil. Considerando que o tempo de crescimento larval é bastante rápido, pode ter ocorrido desova no próprio estuário ou os mesmos podem ter sido arrastados pelas correntes para dentro do mesmo. O fato dos exemplares terem

sido coletados numa maré vazante, reforça a idéia de sua eclosão poder ter ocorrido dentro do estuário.

A família Sphyraenidae também parece apresentar indícios de fototactismo positivo, pois larvas da mesma também foram capturadas apenas com atração luminosa. Como estas encontravam-se no estágio de pós-flexão, já apresentam nadadeira caudal suficientemente desenvolvida para nadar em direção à luz. Três indivíduos desta família também foram capturados com armadilha luminosa por Doherty (1987), porém em ambiente recifal.

As famílias Megalopidae, Muraenidae, Syngnathidae, Lutjanidae, Carangidae, Centropomidae e Tetraodontidae foram capturadas apenas com rede de arrasto, não demonstrando apresentarem fototactismo positivo evidente. Cabe ressaltar que o esforço de captura do atrator luminoso foi menor que o da rede de arrasto. Esta constitui um método de coleta ativo, no qual o volume de água filtrado é bem maior que o do atrator luminoso, um método passivo, no qual o volume ocupado pelas larvas depende da velocidade da água que passa pelo mesmo. A coleta das larvas, neste caso, depende fundamentalmente de sua capacidade natatória e da distância percorrida durante o tempo no qual encontram-se sob a atração da luz. Este é mais um fator relevante para afirmar que as larvas capturadas pelo atrator podem realmente apresentar características de fototaxia positiva. Conforme Teixeira (2002), a capacidade natatória dos organismos e suas características de fototropismo são fatores que influenciam diretamente o potencial de captura.

As propriedades ópticas de diferentes corpos d'água elevam a possibilidade que a mesma quantidade e qualidade de luz que entra na água pode evocar respostas diferentes de larvas de peixes em habitats diferentes (GEHRKE, 1994).

Clupeidae e Engraulidae contêm espécies de grande importância para a teia trófica dos ambientes costeiros, uma vez que compõem a base da cadeia alimentar. Estas foram duas das famílias mais abundantes nos dois métodos empregados e foram representadas por indivíduos em diferentes classes de tamanho. Em estudos com rede arrasto (CASTRO, 2005; EL-DEIR, 2005) e com armadilha luminosa (ROOKER, 1996; HERNANDEZ & LINDQUIST, 1999; LINDQUIST *et al.*, 2005) essas famílias também foram abundantes.

Barletta *et al* (2002), estudando a estrutura da comunidade do ictioplâncton do estuário do rio Caeté, no estado do Pará, norte do Brasil, relataram maior ocorrência de Eleotridae (*Guavina guavina*), com 46,7%, e Engraulidae (*Anchovia clupeioides*), com 14,9% do total de larvas capturadas. Ambas famílias foram abundantes no presente estudo, com respectivamente 4,83% e 21,76% de participação relativa na captura com atrator luminoso, porém não foi possível identificar a espécie.

Exemplares da família Atherinopsidae e da ordem Pleuronectiformes, embora abundantes nos arrastos, tiveram pouca participação na coleta com atrator. Rooker *et al.*(1996) também registrou ocorrência reduzida de Atherinopsidae em suas coletas com atração luminosa.

Merece destaque a ocorrência da família Microdesmidae nos dois métodos de coleta utilizados, uma vez que constitui um grupo de difícil captura (Thacker, 2000). Foram relatadas as ocorrências desta em estuários de Pernambuco, como Itapessoca e Jaguaribe, no litoral norte, e Formoso no litoral sul do estado (SEVERI & CASTRO, 2005). A ocorrência de exemplares de *Microdesmus bahianus* (5) e *M. longipinnis* (2) no presente estudo, representa novo registro da família no estuário do rio Formoso, além do primeiro registro de *M. bahianus* no litoral sul do estado.

A mistura das massas de água costeira e estuarina são reguladas principalmente pela ação do vento e marés, gerando ondas e correntes. A intensidade do fluxo da água é maior nas fases de lua cheia e nova (marés de sizígia), quando a amplitude da maré é mais alta, ocasionando correntes mais fortes. Nas fases de lua crescente e minguante (marés de quadratura), a maré é mais baixa e as correntes são mais fracas.

Maiores ocorrências de larvas foram observadas nas luas crescente (27,91%) e minguante (38,46%). Nessas luas, o atrator ficava bem exposto, sem a interferência de correntes, de modo que as larvas não tinham dificuldade de nadar para o mesmo.

Entretanto, Rooker *et al* (1996) encontraram maior abundância larval na fase de lua nova, com cerca de 65,7% das larvas coletadas, embora também não tenham registrado diferença significativa entre as fases lunares. Já na lua cheia, a

abundância de larvas por eles coletada foi menor em relação às demais luas, de modo semelhante ao observado no presente estudo. As características da maré de sizígia, com maior velocidade das correntes que dificultam a atividade natatória das larvas, e a maior luminosidade da lua, que favorece a predação sobre as larvas, possivelmente interferiram na eficiência das coletas nesta fase da lua.

Para uma armadilha luminosa, observa-se uma tendência de aumento das capturas por unidade de tempo, à medida que aumenta a velocidade do fluxo, devido ao maior volume de água amostrado. No entanto, se esse fluxo torna-se muito intenso, a eficiência diminui devido à dificuldade dos organismos nadarem em direção às armadilhas (TEIXEIRA, 2002).

Embora a abundância total de larvas tenha sido maior nas fases crescente e minguante, a família Gobiidae foi mais abundante na lua nova, com ocorrência de estágios a partir de flexão. O fato de seus exemplares encontrarem-se em estágios mais avançados, com nadadeira caudal formada e uma maior capacidade natatória, pode ter permitido aos mesmos vencerem as maiores correntes registradas nesta lua. Meekan *et al* (2000) capturaram exemplares de Gobiidae num estudo com armadilha luminosa em ambiente recifal, porém não especificaram em qual lua estes foram coletados.

Rooker *et al* (1996) registraram aumento da abundância larval com o aumento do tempo de exposição com luz, fato também observado no presente estudo.

Caracteristicamente, as armadilhas de luz sub-amostram larvas pequenas de peixes (DOHERTY, 1987). Neste experimento, houve predominância de larvas a partir do estágio de flexão. Rooker *et al* (1996), Hernandez & Lindquist (1999) e Teixeira (2002) relataram maior ocorrência de larvas no estágio de pós-flexão, com, respectivamente 91, 70 e 80% do total coletado.

Foi observado que, com o aumento do tempo de exposição do aparelho, também houve aumento na abundância de indivíduos no estágio de pós-flexão, haja visto que indivíduos maiores, com nadadeira caudal formada, têm maior capacidade de responder ativamente à atração pela luz.

Os indivíduos capturados com rede de arrasto apresentaram tamanhos menores que os do atrator luminoso, o que pode ser atribuído a um maior escape da rede de indivíduos maiores durante os arrastos.

A atividade locomotora, a capacidade de atração luminosa das larvas e os fatores físicos do meio, como transparência da água e velocidade das correntes, são responsáveis pela eficiência atrativa de armadilhas luminosas (ROOKER *et al*, 1996). Mesmo assim, seu uso é eficaz, uma vez que os exemplares capturados apresentam melhores características corpóreas que aqueles capturados com arrasto, pois se estressam menos no ato da captura, favorecendo sua identificação. Permitem, ainda, a coleta de exemplares vivos destinados ao cultivo em laboratório, em estudos de crescimento e fisiologia, bem como na obtenção de séries ontogênicas, imprescindíveis à caracterização morfológica e identificação das fases iniciais de desenvolvimento de peixes.

7. CONCLUSÕES

→ O uso de atrator luminoso no estuário do rio Formoso foi eficiente, uma vez que os exemplares coletados apresentaram melhores características corpóreas que aqueles capturados com rede de arrasto, pois se estressam menos no ato da captura, favorecendo sua identificação.

→ Os taxa capturados com rede de arrasto foram mais diversificados que os do atrator luminoso, sugerindo um efeito seletivo sobre os diferentes taxa.

→ O atrator luminoso foi mais eficiente nas luas crescente e minguante, pois nestas luas não ocorrem as marés de sizígia, cujas maiores correntes interferem na capacidade natatória dos indivíduos e na eficiência da atração.

→ As armadilhas luminosas amostram larvas de tamanhos maiores que com rede de arrasto, pois indivíduos maiores têm maior capacidade de responder ativamente à atração pela luz.

→ Mugilidae, Grammistidae, Belonidae, Exocoetidae e Sphyraenidae parecem apresentar fototactismo positivo, visto que só foram capturadas com o atrator luminoso. Por outro lado, Megalopidae, Muraenidae, Syngnathidae, Lutjanidae, Carangidae, Centropomidae e Tetraodontidae não apresentam evidência de fototactismo positivo, uma vez que foram capturadas apenas com rede de arrasto.

→ Clupeidae e Engraulidae foram as famílias mais abundantes no estuário nos dois métodos utilizados, reforçando sua elevada abundância em ambientes estuarinos e importância para a teia trófica dos ambientes costeiros.

→ A ocorrência da espécie *Microdesmus bahianus*, pertencente à família Microdesmidae, representa novo registro da mesma no estuário de rio Formoso, além de constituir o primeiro registro desta espécie no litoral sul do estado.

→ A ocorrência do gênero *Cypselurus*, pertencente à família Exocoetidae, no estuário do rio Formoso, representa o primeiro registro deste gênero em estuários, haja visto que o mesmo é considerado oceânico. Tal fato reforça o papel deste estuário como área de berçário e alimentação de formas iniciais de peixes.

→ Devido às condições de captura dos exemplares, a utilização de armadilha luminosa pode permitir a coleta dos mesmos vivos, destinados ao cultivo em laboratório, em estudos de crescimento e fisiologia, bem como na obtenção de séries ontogênicas, imprescindíveis à caracterização morfológica e identificação das fases iniciais de desenvolvimento de peixes.

→ Os resultados do presente estudo indicam a possibilidade de desenvolvimento de novas pesquisas sobre aspectos comportamentais de larvas de peixes e ampliam o conhecimento sobre a riqueza das formas iniciais de peixes que utilizam o estuário de rio Formoso durante o seu ciclo vital.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABLE, K. W. & FAHAY, M. P. **The first year in the life of estuarine fishes in the Middle Atlantic Bight**. Rutgers University Press, New Jersey, 1998. 342p.

BARAN, E. & HAMBREY J. Mangrove conservation and coastal management in southeast Asia: what impact on fishery resources? **Marine Pollution Bulletin**, v. 37, p. 431-440, 1998.

BARLETTA-BERGAN, A.; BARLETTA, M. & SAINT PAUL, U. Community structure and temporal variability of ichthyoplankton in north Brazilian mangrove creeks. **Journal of Fish Biology**, v. 61, p. 33–51, 2002.

BARLETTA, M.; BARLETTA-BERGAN, A. & SAINT PAUL, U. The role of salinity in structuring the fish assemblages in a tropical estuary. **Journal of Fish Biology**, v. 66, p. 45-72, 2005.

BRAGA, R. A. P. 2000. 172f. Caracterização das zonas estuarinas de Pernambuco *In I Seminário internacional perspectivas e implicações da carcinicultura estuarina no estado de Pernambuco*. Recife.

BROGAN, M. W. Two methods of sampling fish larvae over reefs: a comparison from the gulf of California. **Marine Biology**, v. 118, p. 33-44. 1994.

CASTRO, M. F. 2003. **Assembléia ictioplanctônica do complexo estuarino do Rio Formoso – Litoral sul de Pernambuco**. Trabalho de conclusão de curso (graduação)- curso de engenharia de pesca, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

CASTRO, M. F. 2005. 72f. Dissertação (**A abundância e distribuição das fases iniciais de peixes no estuário do rio Formoso, Pernambuco – Brasil**). Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

CASTRO, M. F., SEVERI, W. & MEDEIROS, T. N. Ocorrência de Larvas de *Hirundichthys Affinis* (Valencienesnes, 1846) e *Cypselurus* sp. (BELONIFORMES: EXOCOETIDAE) no complexo estuarino do rio Formoso, Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia**, 2005. No prelo.

CHAVES, P. T. & CORRÊA, M. F. M. Atividade reprodutiva de *Bairdiella ronchus* (Cuvier) (Pisces, Sciaenidae) na baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, V.15, n.1, p.195-202, 1998.

CHAVES, P. T. & OTTO, G. Aspectos biológicos de *Diapterus rhombeus* (Cuvier) (Teleostei, Gerreidae) na baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.15, n 2, p. 289-295, 1998.

CHAVES, P. T. & VENDEL, A. L. Hábitos alimentares de *Stellifer rastrifer* (Perciformes, Sciaenidae) no manguezal de Guaratuba, Paraná, Brasil. **Brazilian Archive. Technology**, Curitiba, v. 41, n. 40, p. 423-428, 1998.

CHAVES, P. & BAUCHEREAU, JEAN-LUC. Biodiversité et dynamique des peuplements ichtyiques de la mangrove de Guaratuba, Brésil. **Oceanologica acta**, v. 22, n. 3, p. 353 – 364, 1999.

DOHERTY, P. J. Light-traps: selective but useful devices for quantifying the distributions and abundances of larval fishes. **Bulletin of Marine Science**, v.41, n. 2, p. 423-431, 1987

EL-DEIR, A. A. 2005. 90f. Tese (**Ecologia das fases iniciais de peixes e aspectos ambientais do estuário do rio Jaguaribe, Itamaracá, Pernambuco**). Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa.

EKAU, W., WESTHAUS-EKAU, P., MACÊDO, S. J. & DORRIEN, C. V. The larval fish fauna of the “Canal de Santa Cruz” estuary in northeast Brazil. **Tropical Oceanography**, Recife, v. 29, n. 2, p. 117–128, 2001.

FAHAY, M. P. Guide to the early stages of marine fishes occurring in the western north Atlantic ocean, Capes Hattera to the southern Scotial Shelf. **Atlas Fish Science**, J. Northw, v. 4, 1983. 419p.

FUIMAN, L. A. & WERNER R. G. **The unique contributions of early life stages**. Fishery Science, 2002. 315p.

FIDEM. Fundação de Desenvolvimento da Região Metropolitana do Recife. **Proteção das áreas estuarinos**. Recife 1987, 22p.

FIGUEIREDO, J. L & N. A MENEZES. **Manual de Peixes Marinhos do Sudeste do Brasil. II. Teleostei (1)**. Universidade de São Paulo, Museu de Zoologia, São Paulo, 1978, 110p.

FISHER, R. & BELLWOOD, D. R. A light trap design for stratum-specific sampling of reef fish larvae. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, Townswille, v. 269, p. 27-37, 2002

GEHRKE, P. C. Influence of light intensity and wavelength on phototactic behaviour of larval silver perch *Bidyanus bidyanus* and golden perch *Macquaria ambigua* and the effectiveness of light traps. **Journal of Fish Biology**, v.44, p. 741-751, 1994.

HERNANDEZ, F. J. & LINDQUIST, D. G. A. Comparison of two light-trap designs for sampling larval and presettlement juvenile fish above e reef in onslow bay, north Carolina. **Bulletin of Marine Science**, v. 64, n. 1, p. 173-184, 1999.

HERNÁNDEZ-MIRANDA, E.; PALMA, A.T. & OJEDA, F.P. Larval fish assemblages in nearshore coastal waters off central Chile: temporal and spatial patterns. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, Chile, v. 56, p. 1075–1092, 2002.

HOUDE, E. D. Fish early life dynamics and recruitment variability. **American Fisheries Society Symposium**, v. 2, p. 17-29, 1987.

KATSURAGAWA, M., MATSUURA, Y., SUZUKI, K., DIAS, J. F. & SPACH, H. L. O ictioplâncton ao largo de Ubatuba, SP: composição, distribuição e ocorrência sazonal (1985 – 1988). **Instituto Oceanográfico**, São Paulo, v. 10, p. 85 – 121, 1993.

KNOX, G. A. Estuarine Ecosystems: a System Approach. **CRC Press, Boca Raton**, Florida, v. 3, p. 520, 1986.

KREBS, C. J. **Ecological methodology**. Harper-Collins, New York, 2000. 654p.

LEIS, J. M. & CARSON-EWART, B. M. **The larvae of Indo-Pacific coastal fishes**. Fauna Malesiana handbooks, 2000. 850p.

LEIS, J. M. & TRNSKI, T. **The larvae of Indo-Pacific Shorefishes**. University of Hawaii Press, Hawaii, 1989. 371p.

LIPPSON, A. J. & MORAN, R. L. **Manual for identification of early development stages of fishes of the Potomac river estuary**. 1974. 282p.

LINDQUIST, D. C.; SHAW, R. F. & HERNANDEZ, F. J. Distribution patterns of larval and juvenile fishes at offshore petroleum in the north-central Gulf of México. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v.62, p. 655-665, 2005.

LIRA, L.; ZAPATA, M. C. & FONSECA, V. G. Aspectos da dinâmica do estuário do Rio Formoso, PE. **Caderno Ômega da Universidade Federal Rural de Pernambuco**, Recife, v.3, n. 1/2, p. 133 – 156, 1979.

LOWE-MC CONNELL, R. H. **Estudos ecológicos de comunidades de peixes tropicais**. Edusp, São Paulo, 1999. 534p.

MATSUURA, Y.; NAKATANI, K. & TAMASSIA, S.T.J. Distribuição sazonal de zooplâncton, ovos e larvas de peixes na região Centro-sul do Brasil (1975-1977). **Boletim do Instituto Oceanográfico**, São Paulo, v. 29, n. 2, p. 231-235, 1980.

MATARESE, A. C., KENDALL, A. W., BLOOD, D M., & VINTER, B. M. **Laboratory guide to early life history stages of Northeast Pacific fishes**. NOAA Technical Report NMFS 80. U.S. Department of Commerce, 1989.

MEEKAN, M. G., DOHERTY P. J. & WHITE, JR. L. Recapture experiments show the low sampling efficiency of light traps. **Bulletin of Marine Science**, v. 67, n. 3, p. 875-885, 2000.

MENEZES N. A. & FIGUEIREDO, J. L. **Manual de Peixes Marinhos do Sudeste do Brasil. IV. Teleostei (3)**. Universidade de São Paulo, Museu de Zoologia, São Paulo, 1980. 96p.

MENEZES N. A. & FIGUEIREDO, J. L. **Manual de Peixes Marinhos do Sudeste do Brasil. V. Teleostei (4)**. Universidade de São Paulo, Museu de Zoologia, São Paulo, 1985. 103p.

MOSER, H.G. Morphological and functional aspects of Marine Fish Larvae. In: Marine Fish Larvae. Morphology, Ecology, and Relation to Fisheries. **Reaben Lasker, Editor. Publisher Washigton Sea Grant Program**, 1984. 131p.

NABLI, H., BAILEY, W. C. & NECIBI, S. Beneficial insect attraction to light traps with different wavelengths. **Biological Control**, v. 16, p. 185-188, 1999.

NAKATANI, K.; AGOSTINHO, A. A.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI, A.; SANCHES, P.V.; MAKRAKIS, M.C.; & PAVANELLI, C.S. Ovos e larvas de peixes de água doce: Desenvolvimento e manual de identificação. **Maringá. EDUEM**, 2003. 378p.

NEIRA, F. J.; MISKIEWICZ, A. G.; & TRNSKI, T. Larvae of Temperate Australian Fishes. Laboratory Guide for Larval fish Identification. **University of Western Australia Press**, Austrália, 1998. 474p.

NEUMAN-LEITÃO S. 1994. Tese (**Impactos Antrópicos na Comunidade Zooplanctônica Estuarina. Porto de Suape – PE – Brasil**). Departamento de Hidráulica da Escola de Engenharia de São Carlos, São Carlos-SP.

OKYAMA, M. An Atlas of early stages fishes in Japan. **Tokai Univ. Press**, Tokyo, 1988. 1154p.

PARIN, N.V. **Ichthyofauna of the epipelagic zone**. Israel Programe Science Traslation, 1968

RAYNIE, RICHARD C. & SHAW, RICHARD F. Ichthyoplankton abundance along a recruitment corridor from offshore spawning to estuarine nursery ground. **Estuarine, Costal and Shelf Science**, v. 39, p. 421-450, 1994.

RÉ, P. M.A.B. **Ictioplâncton Estuarino da Península Ibérica (Guia de Identificação dos ovos e estados larvares planctônicos)**. Gráfica Europam Lda. Portugal, 1999. 163p.

RICHARDS, W. J. Preliminary guide to the identification of the early life history stages of ichthyoplankton of the western central Atlantic. **National Oceanic and Atmospheric Administration**, Draft Edition, Florida, v. 75, 2001. Disponível em: <http://www4.cookman.edu/noaa/lchthyoplankton/> Acesso em: mai. 2001.

ROOKER, J. R., Dennis, G. D. & Goulet, D. Sampling larval fishes with a nightlight lift-net in tropical inshore waters. **Fisheries Research**, v. 26, p.1-15, 1996.

SANVICENTE-AÑORVEA, L.; FLORES-COTO, C. & CHIAPPA-CARRARA, X. Temporal and spatial scales of ichthyoplankton distribution in the Southern Gulf of Mexico. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v. 51, p. 463–475, 2000.

SEVERI, W. 1997. 662f. Tese (**Ecologia do ictioplâncton no Pantanal de Barão de Melgaço, bacia do rio Cuiabá, Mato Grosso, Brasil**). Universidade Federal de São Carlos, São Paulo.

SEVERI, W. & CASTRO, M. F. Occurrence of Microdesmidae (Teleostei: Gobioidae) larvae and juveniles in estuaries off the State of Pernambuco, **Brazil**. **Revista Brasileira de Biologia**. 2005. No prelo.

SOUZA, R. C. 2003. Tese (**Ictioplâncton do complexo estuarino de Itapessoca – Litoral norte de Pernambuco, PE**). Universidade Federal de São Carlos, São Paulo.

Thacker, C. Phylogeny of the wormfishes (Teleostei: Gobioidae: Microdesmidae). **Copeia**, v.4, n. 940-957, 2000.

TEIXEIRA, G. M. 2002. 81f. Dissertação (**Larvas de peixes e invertebrados planctônicos coletados com um novo modelo de armadilha de luz. Baía de Tamandaré – PE**). Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

YÁÑEZ-ARANCIBIA, A. **Ecologia de la Zona costera**. A.G.T. Editor, S.A., México, 1986. 189p.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. Upper Saddle River, Prentice-Hall, 1996. 662p.