

ALMEIDA, P.R.S. Biologia reprodutiva da caraúna marrom *Acanthurus Chirurgus*...

PAULO ROGÉRIO DE SOUZA ALMEIDA

**Biologia Reprodutiva da Caraúna marrom *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787)
(Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no litoral Norte do Estado
de Pernambuco, Brasil**

**RECIFE
2020**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E
AQUICULTURA**

**LINHA DE PESQUISA
BIOLOGIA, ECOLOGIA E PESCA DE PEIXES RECIFAIS**

**Biologia Reprodutiva da Caraúna marrom *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787)
(Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no Litoral Norte do Estado
de Pernambuco, Brasil**

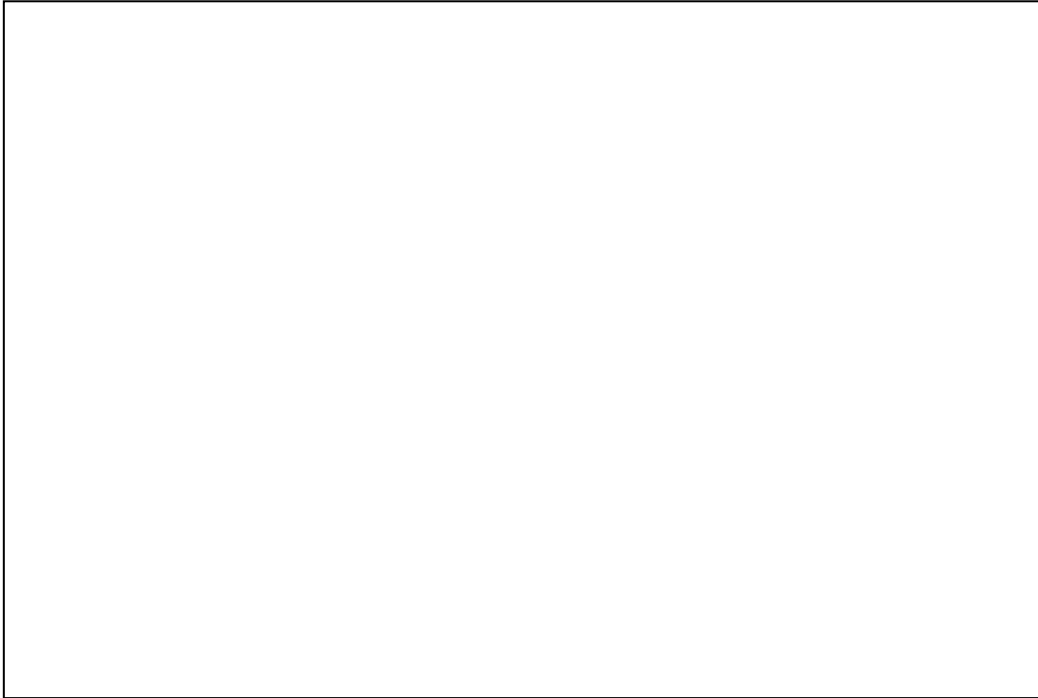
PAULO ROGÉRIO DE SOUZA ALMEIDA

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco, em conformidade as exigências para obtenção do título de Doutor.

Orientador: Dr. Paulo Guilherme Vasconcelos de Oliveira

**RECIFE
2020**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Central, Recife-PE, Brasil



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E AQUICULTURA

Biologia Reprodutiva da Caraúna marrom *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787)
(Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no Litoral Norte do Estado
de Pernambuco, Brasil

PAULO ROGÉRIO DE SOUZA ALMEIDA

Esta tese foi julgada para obtenção do título de **Doutor em Recursos Pesqueiros e Aquicultura** e aprovada em 20/02/2020 pelo programa de Pós-graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura, em sua forma final.

ORIENTADOR

Dr. Paulo Guilherme Vasconcelos de Oliveira
Universidade Federal Rural de Pernambuco - UFRPE

BANCA EXAMINADORA

Dr^a. Ilka Siqueira Lima Branco – (Membro externo)
Departamento de Pesca e Aquicultura - UFRPE

Dr. Luis Otavio Brito da Silva – Suplente (Membro interno)
Departamento de Ecologia - UFRPE

Dr^a Mariana Gomes do Rêgo – (Membro Externo)
Departamento de veterinária - UFRPE

Dr^a. Renata Akemi Shinozaki Mendes – (Membro Interno)
Departamento de Pesca e Aquicultura – UFRPE

Dr^a. Rosangela Paula Teixeira Lessa – (Membro Interno)
Departamento de Pesca e Aquicultura - UFRPE



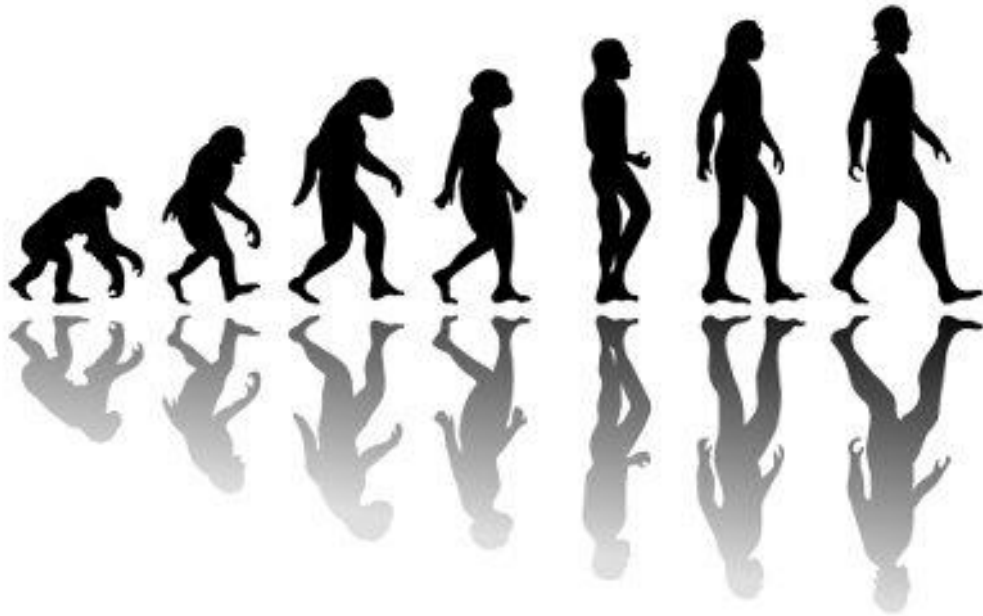
Dedicatória

A todos os meus amigos e familiares, que foram a mais importante fonte de inspiração para realização deste trabalho, dedico. O apoio incondicional, conselhos, carinho e a confiança em mim depositada foi o alicerce para edificação do meu aprendizado

Agradecimentos

- Gostaria de expressar meus sinceros agradecimentos àqueles que direta ou indiretamente contribuíram para consolidação deste trabalho;
- À Universidade Federal Rural de Pernambuco e ao Programa de Recursos Pesqueiros e Aquicultura (DEPAq), principalmente aos funcionários ligados ao programa, em especial ao diretor **Alfredo Olivera Gálvez**, ex-coordenador **Thierry Frédou** e ao coordenador **Luís Otávio Brito da Silva**;
- À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de doutorado durante todo o período de desenvolvimento do presente trabalho;
- Ao orientador, Paulo Oliveira, por todo seu profissionalismo, acolhimento, confiança, disponibilidade e aceitação em me orientar neste trabalho, além de poder contar com sua amizade, carinho e apoio para tomada de decisões. Dono de um coração gigantesco, com você, cresci profissional e pessoalmente.
- A minha “orientadora pra vida”, Renata Akemi Shinozaki Mendes, pela amizade construída e ensinamentos transmitidos. Obrigado por me ensinar a aprender que conhecimento não se transfere, se transforma. Sempre terei um orgulho imensurável de mencionar você como mentora da minha vida acadêmica;
- À banca examinadora do trabalho: Ilka Siqueira, Luis Otavio, Mariana Rêgo, Renata Akemi, Rosângela Lessa, pelo carinho, disponibilidade e importantes contribuições concedidas que foram inseridas no trabalho com esmero;
- Aos que fazem e fizeram parte dos laboratórios LOP, LEP, LATEP, BiolMPACT, LEMAR da Universidade Federal Rural de Pernambuco, em especial aos amigos: Ádamo Gabriel, Alessandra Pires, Bruno César, Carlos Henrique, Fábio Hazin, Gabriela Pester, Isa Mariele, Jefferson Arruda, Lucas Santos, Marcos Lima, Natalia Alves, Pollyana Roque, Railma Queiroz, Sidney Andrade, por todos os ensinamentos compartilhados, amizade e companheirismo;

- Destaco aqui sincera gratidão aos amigos, Alessandra Pires, Cecília Craveiro, Daniele Viana, Larissa, Lucas Nunes, Pollyana Roque, Priscila Celes e Maria Ester, por contribuir significativamente no desenvolvimento desse trabalho. Serei eternamente grato por todos os momentos que juntos passamos, bem como, pelos conselhos, conversas, triagem de material, muitos cafés e aprendizado compartilhado;
- Infinita gratidão aos amigos que me acompanharam, aconselharam, ouviram minhas lamúrias e que estiveram e estarão sempre comigo, na alegria e/ou na tristeza, Celina Karla, Cícera (Ciça), Cleyton Vanut, Douglas Correira, Emanuelle Lima, Flávia Rodrigues, Ivo Diego, Marina Moura, Moisés Campelo, Nestor Quirinos, Ronnie Edson, Shayane Holanda, Tércio Amaral;
- Ao laboratório de histologia, em nome do Professor Evêncio Neto e em especial a Mariana Rêgo e Maria Edna, pela disponibilidade de utilização dos materiais usados em técnicas histológicas e pela contribuição do conhecimento construído usando as técnicas de coloração;
- Aos que si fizeram presente durante meu processo de aprovação, desenvolvimento e finalização do doutorado sanduíche na Espanha, em especial ao Hilário Múrua, Iker Zudaire, Maitane Grande, Maria Korta. Lindamente vocês me ensinaram a aprender;
- Aos amigos estagiários (becários) que tive a honra de conhecer, que não me deixaram sozinho e puderam compartilhar comigo momentos incríveis durante o doutorado sanduíche na Espanha, principalmente a Ainhoa, Aritz, Igor, Ivan, Iraide, Iza, Kemal, Miren, Oihane, Téó Destang;
- Infinita gratidão aos meus pais Marlene Almeida e Paulo Estima, irmãos Rodrigo César, Almir Robson, Raianna Almeida, Rosana Ellen, Raíssa Vitória, minha querida tia “mãe” Ozita Ribeiro e demais familiares por tudo que representam na minha vida. Vocês são os principais responsáveis por toda minha dedicação e perseverança;
- E, finalmente, agradeço a todos que de certa forma contribuíram para a minha formação e conclusão deste trabalho.



Fonte: brasilecola.uol.com.br

“Não são as espécies mais fortes que sobrevivem, nem as mais inteligentes, e sim as mais suscetíveis a mudanças”. Charles Darwin

“Se as condições forem favoráveis, o ato de reproduzir, será sempre a melhor escolha”.

Sumário	Pág.
Lista de Figuras.....	XIII
Lista de Tabelas.....	XV
Resumo.....	XVII
Abstract.....	XIII
1.Introdução Geral.....	01
1.1.Aspectos gerais da família Acanthuridae com ênfase na <i>Acanthurus chirurgus</i> (Bloch, 1787).....	01
1.2.Reprodução.....	05
1.3.A pesca artesanal.....	10
1.4.Hipótese (s).....	13
1.5.Objetivos.....	13
1.5.1.Objetivo Geral.....	13
1.5.2. Objetivos específicos.....	14
2.Referências.....	15
3.Capítulo I.....	25
3.1.Dinâmica da ovogênese e espermatogênese da <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal que opera no litoral norte, Pernambuco, Brasil.....	25
4.Introdução.....	26
4.1.Material e métodos.....	27
4.1.1.Coleta de dados.....	28
4.1.2.Caracterização dos estágios maturacionais.....	29
4.1.3.Análise dos dados.....	30
5.Resultados.....	31
5.1.Descrição macroscópica do sistema reprodutor das fêmeas da <i>A. chirurgus</i>	31
5.2.Descrição microscópica do sistema reprodutor das fêmeas da <i>A. chirurgus</i>	33
5.3.Diâmetro dos ovócitos e relação núcleo citoplasma para fêmeas da <i>A. chirurgus</i>	40
5.4.Descrição macroscópica do sistema reprodutor dos machos da <i>A. chirurgus</i>	42
5.5.Descrição microscópica do sistema reprodutor dos machos da <i>A. chirurgus</i>	43
5.6. Diâmetro dos ovócitos e relação núcleo citoplasma para machos da <i>A. chirurgus</i>	47
6.Discussão.....	48
7.Referências.....	54
8.Capítulo II.....	59
8.1. Biologia reprodutiva da Caraúna marrom <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no litoral Norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	59
9.Introdução.....	60

9.1.Material e métodos.....	62
9.1.2.Coleta de dados.....	62
9.1.3.Caracterização dos estágios matutacionais.....	63
9.1.4.Análise dos dados.....	63
10.Resultados.....	66
10.1.Morfometria e proporção sexual.....	66
10.2.Ciclo reprodutivo e parâmetros abióticos.....	68
10.3.Tamanho de primeira maturação frequência de desova e fecundidade.....	76
10.4.Frequência da distribuição de tamanho dos ovócitos e tipo de desova.....	78
11.Discussão.....	82
12.Referências.....	90

LISTA DE FIGURAS

Introdução Geral	01
Figura 1. Área de distribuição da <i>A. chirurgus</i> no oceano Atlântico, resultante de uma compilação de dados realizados no ano de 2012.....	03
Figura 2. Esquema ilustrativo da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	04
Capítulo 1: Dinâmica da ovogênese e espermatogênese da <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal que opera no litoral norte, Pernambuco, Brasil.....	25
Figura 1: Localização da colônia de pescadores onde os exemplares da <i>A. chirurgus</i> , coletados entre maio de 2016 a maio de 2018, na ilha de Itamaracá, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	29
Figura 2: Representação dos ovários da <i>A. chirurgus</i> coletada entre maio de 2016 a maio de 2018, na ilha de Itamaracá, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	32
Figura 3: Fases de desenvolvimento ovocitário da <i>A. chirurgus</i> , capturada entre maio de 2016 a maio de 2018, no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	36
Figura 4: Sumário das estruturas que compõe os ovários da <i>A. chirurgus</i> , coletada na Ilha de Itamaracá, litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	39
Figura 5: Representação gráfica dos diâmetros ovocitários e dos núcleos das diferentes fases de desenvolvimento das fêmeas de <i>A. chirurgus</i> coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	41
Figura 6: Representação dos testículos da <i>A. chirurgus</i> , coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	42
Figura 7: Sumário da espermatogênese e componentes somáticos dos testículos da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	46
Figura 8: Representação gráfica dos diâmetros das células germinativas e dos núcleos das diferentes fases de desenvolvimento dos machos da <i>Acanthurus chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	48

Capítulo 2: Biologia reprodutiva da Caraúna marrom <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no litoral Norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	
Figura 1: Localização da colônia de pescadores onde os exemplares da <i>A. chirurgus</i> foram coletados, no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	62
Figura 2: Distribuição da frequência absoluta por classes de comprimento dos machos e fêmeas de <i>A. chirurgus</i> por classe de comprimento, capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	66
Figura 3: Variação mensal do IGS para fêmeas e machos da <i>A. chirurgus</i> , capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	69
Figura 4: Ovários em diferentes estágios maturacionais da <i>A. chirurgus</i> capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	70
Figura 5: Frequência relativa do diâmetro dos ovócitos de 14 fêmeas da <i>A. chirurgus</i> no estágio capaz de desovar, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	71
Figura 6: Testículos da <i>A. chirurgus</i> em diferentes estágios maturacionais, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	72
Figura 7: Porcentagem da distribuição de frequência das fases de maturação gonadal de fêmeas (A) e machos (B) da <i>A. chirurgus</i> , capturados entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil e correlação com a pluviometria (mm) e temperatura da água (°C).....	75
Figura 8: Análise da Componente Principal (PCA) com a porcentagem de variância e correlação com os parâmetros abióticos da <i>A. chirurgus</i> , capturados litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	76
Figura 9: Tamanho de maturação (L ₅₀ e L ₉₉) para relação CT x Mf, para sexos agrupados da <i>A. chirurgus</i> , capturados entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	78

Figura 10: Variação mensal da distribuição da frequência de tamanho dos ovócitos para cada estágio de desenvolvimento ovariano da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	79
Figura 11: Frequência de distribuição do diâmetro dos ovócitos dos seis estágios de desenvolvimento ovariano da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil entre maio de 2016 a maio de 2018, na costa norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	80
Figura 12: Relação entre a fecundidade por lote (número de ovócitos) e o peso dos ovários de fêmeas maduras da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	81

LISTA DE TABELAS

Capítulo 1: Dinâmica da ovogênese e espermatogênese da <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal que opera no litoral norte, Pernambuco, Brasil.....	25
Tabela 1: Sumário do comprimento, largura e peso do ovário (\pm desvio padrão), dos estágios de maturação gonadal e p-valor do teste não parâmetro Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	33
Tabela 2: Sumário dos estágios de desenvolvimento ovocitário para a <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	35
Tabela 3: Composição celular dos estágios maturativos de fêmeas da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	40
Tabela 4: Diâmetro (médio \pm desvio, máximo e mínimo) em μ m dos ovócitos e dos núcleos para cada estágio de desenvolvimento celular da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	41
Tabela 5: Sumário do comprimento, Largura e peso do testículo (\pm desvio padrão), dos estágios de maturação testicular e p-valor do teste não parâmetro Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) da <i>A. chirurgus</i> , coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	43

Tabela 6: Sumário do processo de espermatogênese observado para a <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	45
Tabela 7: Diâmetro (médio \pm desvio, máximo e mínimo) em μm das células e dos núcleos durante o processo de espermatogênese da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	47
Capítulo 2: Ovogênese, espermatogênese e maturação gonadal da <i>Acanthurus chirurgus</i> Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada no litoral Norte do Estado de Pernambuco, Brasil.....	
Tabela 1: Distribuição mensal e proporção sexual e teste χ^2 para machos e fêmeas da <i>A. Chirurgus</i> , capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	67
Tabela 2. Regressões (potencial) para as relações $P_{Ta} \times C_{Ta}$; $P_{Ta} \times C_{Fa}$ para sexos agrupados da <i>A. chirurgus</i> , capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.....	68
Tabela 3: Equação das relações $L_{50} \times M_f$, valores de R^2 , valores de L_{50} e L_{99} para determinar maturidade macroscópica e microscópica da <i>A. chirurgus</i> , capturada entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.....	77
Tabela 4. Frequência de desova da <i>A. chirurgus</i> , capturada no litoral norte de Pernambuco entre maio de 2016 a maio de 2018.....	82

Resumo

O objetivo deste estudo foi descrever a dinâmica do processo de ovogênese, espermatogênese e a biologia reprodutiva da *Acanthurus chirurgus*, baseado na índice gonadosomático (IGS), caracterização, distribuição dos estágios de maturação, variação sazonal dos estágios de maturação, tamanho de primeira maturação, frequência e tipo de desova, fecundidade por lote, relativa e tipo de fecundidade, e avaliar a influência da pluviometria e temperatura no período reprodutivo. Entre maio de 2016 e maio de 2018 foram analisados (n = 505), 317 machos e 188 fêmeas, provenientes da pesca artesanal que opera com armadilhas do tipo covo na ilha de Itamaracá, Pernambuco, Brasil. O comprimento dos ovários (C_O) variou de 1,12 a 6,36 cm e 0,13 a 2,72 cm de largura e o peso variou de 0,05 a 9,52 g. O ovário é constituído por tecido muscular liso, lamelas ovígeras, células foliculares e germinativas (oogônias, ovócito em crescimento primário – com cromatina nucleolar e perinucleolar, alvéolo cortical, vitelogênese I, II, III, migração e quebra da vesícula germinativa e ovócito hidratado, formam o complexo ovariano. O comprimento dos testículos (C_T) variou de 0,86 a 3,81 cm e 0,02 a 1,27 cm de largura. O peso variou de 0,001 a 4,30 g. Os testículos são do tipo espermatogonial irrestrito, composto por tecido muscular liso, células da teca e da granulosa, zona radiada (externa, intermediária e interna), túnica albugínea, tubes túbulos seminíferos primários e secundários, ducto espermático, tecido intersticial. Não foi observada diferenças estatísticas para os estágios: em maturação, regressão e regeneração para o comprimento e largura dos ovários e testículos. Fêmeas e machos foram mais frequentes entre as classes 23 e 27 cm. O crescimento foi alométrico negativo ($\beta_1 = 0,139$) para a relação $P_T \times C_T$ e a proporção sexual de 0,6F: 1M. Ambos os sexos foram classificados em seis estágios de desenvolvimento: fêmeas - imaturo, em desenvolvimento, capaz de desovar, desova ativa, regressão e regeneração e machos - imaturo, em desenvolvimento, capaz de liberar, liberando, regressão e regeneração. A maior intensidade reprodutiva ocorreu de agosto a dezembro (período seco, pluviometria média: 90,5 mm), com maior frequência de ovários na fase regressão e regeneração. Na PCA, a pluviometria e o período do ano tiveram maior influência nos estágios de desenvolvimento ovariano, não havendo diferenças estatísticas significativas entre os grupos: capaz de desovar e desova ativa ($p = 0,548$), desenvolvimento e regressão ($p = 0,229$). Os tamanhos de maturação mínimo (L_{50}) e máximo (L_{99}) foi de 18,03 e 22,05 cm ($R^2 = 0,91$). A frequência média de desova variou de 36,2% a 38,7%, com frequência de desova potencial/dia/ano de 2,7 e 2,5 e 19 e 18, pelo método OH e POF, respectivamente. A fecundidade potencial variou entre 15.962 a 75.880 ($36.715 \pm 14,9$), a fecundidade por lote e relativa variaram entre 2.801 a 10.774 ($6.622 \pm 6,62$) e 0,6 a 0,19 ($0,12 \pm 0,03$) ovócitos por miligrama de peso de fêmea. Um hiato no grupo de ovócitos com diâmetro de aproximadamente 325 μm , foi observado na fase Vtg III, separando o grupo de ovócitos menos desenvolvidos do grupo modal de ovócitos mais desenvolvidos nas fases MVG e QVG na classe 375-425 μm , correspondente ao grupo de ovócitos que serão liberados. O diâmetro dos ovócitos correspondente ao estágio capaz de desovar variou de 27,7 a 600 μm ($139,36 \pm 123,41$), apresentando distribuição multimodal, com decréscimo no intervalo 400-450 μm . A distribuição da frequência de tamanho para cada estágio de desenvolvimento ovariano, sem presença de hiato no diâmetro dos ovócitos em crescimento primário e secundário, pode ser um indicativo de fecundidade indeterminada, com desenvolvimento ovocitário cíclico. As fêmeas podem desovar mais de duas vezes por estação, por apresentar a desova sincrônica em mais de dois grupos. Nos machos, o processo de maturação não é contínuo, por apresentar testículos no estágio em regeneração.

Palavras-chave: acanthuridae, reprodução, fecundidade, ovogênese, espermatogênese

Abstract

The aim of the present study was to describe the dynamics oogenesis, spermatogenesis process from macroscopic and microscopic analyzes and reproductive biology from *Acanthurus chirurgus* based in the gonadosomatic index, description, distribution of the maturation stages, seasonal variation of the maturation stages, first maturation size, frequency and spawning type, batch fecundity, relative and fecundity type and to evaluate the influence of rainfall and temperature in the reproductive cycle. Between may 2016 and may 2018, 317 males and 188 females were analyzed (n = 505), from the landings of artisanal fishing boats that operate with traps on the Island Itamaracá, Pernambuco, Brazil. The length ovaries varied from 1.12 to 6.36 cm and 0.13 to 2.72 cm from width and weight varied from 0.05 to 9.52 g. Ovaries are constituted by smooth muscle tissue, lamellas ovigerous, follicular and germinative cells (oogonia, primary growth oocytes – with nucleolar chromatin, cortical alveoli, vitellogenic I, II, III, germinal vesicle migration and breakdown and hydration oocyte form the ovarian complex. The length testis varied from 0.86 to 3.81 cm and 0.02 to 1.27 cm from width. The weight varied from 0.001 to 4.30 g. The testis are unrestricted spermatogonial type, constituted by smooth muscle tissue, theca and granulosa cells, radiate zone (external, intermediate, internal), tunica albuginea, primary and secondary seminiferous tubes, sperm duct and interstitial tissue, form the testicular complex. No significant statistical differences from stages: development, regressing and regenerating for length and width of the ovaries and testis. A higher frequency of females and males was observed in the 23-25 and 25-27 cm classes. The growth was negative allometric $\beta_1 = 0.139$ and the sex ratio was (0.6F: 1M). Both sexes were classified into six stages of development: females - immature, developing, spawning capable, actively spawning, regressing and regenerating and males – immature, developing, able to release, releasing, regressing and regenerating. Greater reproductive intensity occurred from August to December (dry period – average rainfall: 90.5 mm), with greater frequency of ovaries in the regressing and regenerating stages. In the PCA, rainfall of 62.6% and the period of 34.8%, had a greater influence on the stages of ovarian development, with no significant statistical differences between the groups: spawning capable and actively spawning (p = 0.548), developing and regressing (p = 0.229). The minimum (L₅₀) and maximum (L₉₉) maturation sizes were (18.03 and 22.05 cm - R² = 0.91). The average spawning frequency varied from 36.2% to 38.7%, with a potential spawning frequency/day/ year of 2.7 and 2.5 and 19 and 18, using the OH and POF method, respectively. Potential fecundity ranged from 15,962 to 75,880 (36,715 ± 14.9), batch and relative fecundity ranged from 2,801 to 10,774 (6,622 ± 6.62) and 0.6 to 0.19 (0.12 ± 0.03) oocytes per milligram of female weight. A gap in the group of oocytes with diameter at around 325 µm was observed in the Vtg III phase, separating the group of less developed oocytes from the modal group of oocytes more developed in the GVM and GVBD phases in the 375-425 µm class, corresponding to the group of oocytes that will be released. The diameter of the oocytes corresponding to the spawning capable stage varied from 27.7 to 600 µm (139.36 ± 123.41), with multimodal distribution, with a decrease in the 400-450 µm range. The pattern of development and recruitment of oocytes is clearly observed throughout the study period. The distribution of the oocyte size frequency for each stage of ovarian development, without the presence of a gap in the diameter of the oocytes in primary and secondary growth, may be indicative of indeterminate fecundity, with cyclic oocyte development. Females can spawning more than two times during the reproductive season, with the spawning "synchronous in more than two groups". In the males the maturation process is not continuous, since showed testicles in the regeneration stage.

Keywords: acanthuridade, reproduction, fecundity, oogenesis, spermatogenesis

1. INTRODUÇÃO GERAL

1.1. Aspectos gerais da família Acanthuridae, com ênfase na *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787)

Os recifes de coral são ecossistemas extremamente ricos, produtivos e diversos, servindo de habitat para muitas espécies (White et al., 1994), que usam esses ambientes como área de reprodução, desova e crescimento, formando comunidades abundantes de biomassa (Lowe-McConnell, 1999) e abrigando importantes estoques de peixes que contribuem para a subsistência das comunidades costeiras tradicionais (MMA, 2002). Do ponto de vista ecológico e evolutivo das comunidades de recifes tropicais, os peixes são considerados importantes agentes biológicos (herbívoria) e físicos (bioerosão) responsáveis pela estruturação desse ecossistema (Horn, 1989).

Como representante desses estoques, a família Acanthuridae (do grego Akanta = espinho) têm associação obrigatória com esse ecossistema (Bellwood e Wainwright, 2002), englobando aproximadamente 72 espécies pertencentes aos gêneros *Acanthurus*, *Ctenochaetus*, *Naso*, *Prionurus*, *Paracanthurus* e *Zebrasoma*, todas de origem marinha (Nelson, 2006), que habitam águas tropicais e subtropicais. São importantes representantes dos ecossistemas recifais, colonizam esses ambientes, influenciando direta e indiretamente a abundância de espécies e a composição funcional das algas e corais (Marques, 2003).

Por serem essencialmente herbívoros, apresentam trato digestório longo, cuja dieta é composta principalmente por algas bentônicas filamentosas (Randall, 1956). Inclui no trato digestório de 25 a 75% de material inorgânico, incluindo fragmentos de areia e cascalho (5 mm de diâmetro) (Francino-Filho et al., 2009). Os Acanthurideos ou peixes-cirurgiões nadam próximo à areia e as fanerógamas adjacentes aos recifes de corais, de hábitos diurno, usam como defesa o espinho (do qual deriva seu nome) localizado no pedúnculo caudal, que quando ameaçados são estendidos no sentido anterior ao corpo (Randall, 1956).

As espécies dessa família habitam águas tropicais e subtropicais (Figueiredo e Menezes, 2000). Para o Atlântico, apenas o gênero *Acanthurus* foi descrito até o momento, podendo ser observados formando cardumes mistos, embora alguns autores

relatem que para algumas espécies do gênero a maior parte do ciclo de vida seja de hábito solitário (Randall, 1956).

Para o Oceano Atlântico, Oeste e Central, cinco espécies são descritas: *Acanthurus chirurgus*, *A. coeruleus*, *A. Bahianus*, *A. randalli* e *A. monroviae* (Luiz-Junior et al., 2004). *A. coeruleus* “Blue tang” (Bloch & Schneider, 1801) – ocorre desde Nova York e Bermuda até o Brasil, incluindo a costa da América Central, golfo do México e Bahamas (Randall, 1956) e Jamaica (Caldwell, 1966); *Acanthurus bahianus* “cirurgião oceânico” (Castelanu, 1855) – distribui-se desde Nova Inglaterra e Bermudas até o Brasil, bem como, foi descrito para Ilhas Ascensão e Santa Helena; *A. randalli* (Briggs e Caldwell, 1957) – descrita para o Golfo de México (Briggs e Caldwell, 1957); *A. monroviae* (Stendachner, 1876) – descrita para o oeste da África (Briggs e Caldwell, 1957) e *Acanthurus chirurgus* “peixe cirurgião” (Bloch, 1787) – ocorre desde o oeste da África e no Atlântico Ocidental de Massachusetts e Bermuda, Bahamas, Índia Ocidental, Golfo do México, Panamá, Venezuela (Randall, 1956, Rocha, 2012) e Jamaica (Caldwell, 1966). Entretanto, Rocha (2010) descreve que o registro da espécie na África Ocidental seja, provavelmente, erros de identificação, pois a espécie geralmente é confundida com *A. monroviae* (Fig.1).

Quanto a caracterização taxonômica a espécie estudada está inserida na seguinte posição sistemática, IUCN (2012):

Domínio: Eucariota

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Classe: Actinopterygii

Ordem: Perciformes

Família: Acanthuridae

Gênero: *Acanthurus*

Espécie: *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787).

Pertencente a uma das ordens mais diversificada, que engloba a grande maioria das espécies de peixes que colonizam os ambientes recifais (Figueiredo e Menezes, 2000), a *Acanthurus chirurgus*, popularmente conhecida no Brasil como Caraúna Marrom, está distribuída em toda a bioprovinça recifal brasileira, principalmente em

regiões costeiras, desde a plataforma continental do estado do Maranhão até o litoral de Santa Catarina, incluindo as ilhas oceânicas brasileiras (Feitosa et al. al., 2002; Ferreira et al., 2004), formando grandes cardumes geralmente associados aos peixes da família (Scaridae) (Figueiredo e Menezes, 2000). No litoral Nordeste, a espécie é abundante na ictiofauna dos recifes e frequentemente capturada pela frota artesanal que opera com armadilhas do tipo covo nos estados do Ceará (Freitas, 2001) e Rio Grande do Norte (Feitosa et al., 2002).



Figura 1. Área de distribuição da *Acanthurus chirurgus*. Adaptação: Rocha et al (2012).

Muitas espécies de peixes recifais passam por um estágio larval (Roughgarden et al., 1988) e o intervalo de tempo que as larvas permanecem no plâncton e a duração entre a metamorfose e o assentamento é uma adaptação para a entrada da larva no ambiente recifal (Victor, 1986). Lawson et al (1999), ao estudar os habitats e a distribuição de ocorrência dessas espécies, relataram que a densidade é elevada dentro dos recifes e baixa fora dos recifes.

A larva conhecida como “Acronurus”, possui um longo período de desenvolvimento no pélagio, atribuindo à espécie ampla dispersão (Cervigón, 1994; Figueiredo e Menezes, 2000), apresentando faixa de duração do estágio larval pelágica de 45 a 71 dias (Rocha et al., 2002). Ao atingir 26,9 mm de comprimento a espécie se instala em recifes de corais (Robertson, 1992).

O corpo é comprimido dorsoventralmente, e conforme os dados merísticos, a espécie possui de 3 a 5 espinhos na nadadeira anal e 21 a 23 raios moles, separados por um entalhe (Randall, 1956, 1996; Evans et al. 2017), nadadeira dorsal com nove

espinhos dorsais e 24-25 raios dorsais, A espécie possui diferentes colorações que variam de acordo com o grau de preservação, podendo variar nas tonalidades bege, oliva, azul ou marrom (Lessa e Nobrega, 2000) e cinza-acastanhado (Evans et al., 2017). Além disso, a coloração das linhas verticais (1) e margens do espinho peduncular (2) se tornam menos aparentes (Evans et al., 2017), bem como, as margens da nadadeira dorsal e anal (observação pessoal). A nadadeira caudal (3) é do tipo emarginada (levemente truncada em indivíduos juvenis) (Handall, 1956, 1996), a margem posterior (4) da nadadeira caudal de coloração branca ou azul, margens das nadadeiras dorsal e anal azul (5) e nadadeira dorsal com cores alternadas, laranja e azul (Lessa e Nobrega, 2000), olhos altos (6) em relação à cabeça e osso pré-orbital (Nelson, 1994) (Fig. 2). O comprimento total (CT) máximo encontrado na literatura foi descrito por Reeson (1975), que reportou 35,0 e 25,0 cm para machos e fêmeas na Jamaica, respectivamente; Randall (1968), que estabeleceu comprimento máximo de 34,3 cm para o Atlântico Ocidental; Lessa e Nobrega (2000), encontram comprimento zoológico (CZ) máximo de 28,7 cm para o Brasil.

Os sexos são separados, e não há evidências de dimorfismo sexual. A idade de primeira maturidade é considerada de difícil definição, e possivelmente, os machos maturam primeiro que as fêmeas. Testículos considerados maduros foram observados em indivíduos nas classes de comprimento 14,0 a 14,9. Fêmeas maduras foram observadas quando os espécimes atingem cerca de 17,0 cm de comprimento furcal (Reeson, 1983). O autor comenta que as razões para esse comportamento são desconhecidas.

Quanto ao aparelho reprodutor, a espécie apresenta órgãos bilobados, revestidos por um peritônio prateado, e associado aos ovários e testículos, existe um corpo de gordura, em ambos os lados, composta por triacilgliceróis altamente insaturados Fishelson et al. (1985). Esses autores relataram que a existência deste corpo de gordura é também descrita para outros acanturídeos e a composição, arranjo e dinâmica sugerem que ele suporte a atividade ovariana e testicular durante a estação de desova.

Quanto à fertilização, os ovos e espermatozoides são lançados simultaneamente na água e a fertilização é externa. As desovas ocorrem em locais com fluxo de correntes, uma vantagem para a fertilização dos ovos e outra hipótese seria que os ovos são colocados fora do alcance dos predadores (Jones, 1968).

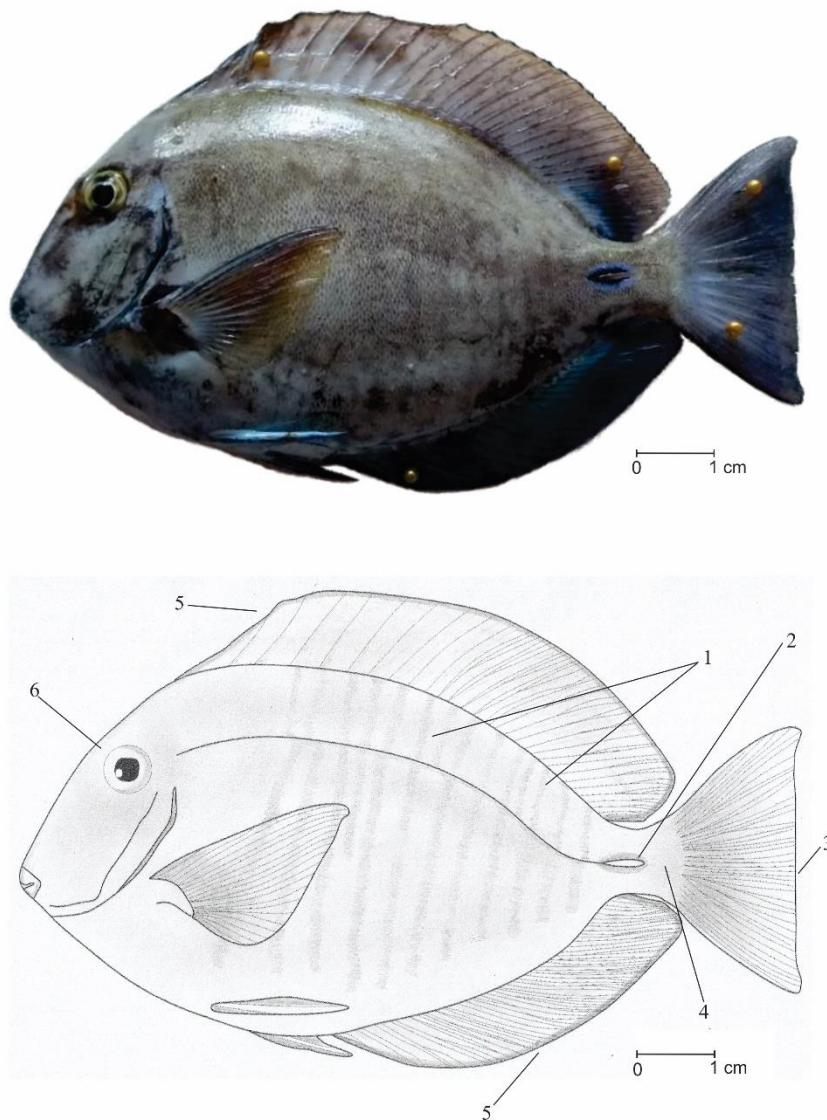


Figura 2. Exemplar e esquema ilustrativo da morfologia externa da *Acanthurus chirurgus*, coletado entre maio de 2016 a maio de 2018, pela frota artesanal no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil. Legenda: 1. Linhas verticais, 2. Margem do espinho peduncular, 3. Nadadeira caudal, 4. Margem posterior da nadadeira caudal, 5. Nadadeira dorsal e anal, 6. Olho.

1.2. Reprodução

A reprodução é um processo no qual as espécies transmitem aos descendentes sua carga genética (Vazzoler, 1996), e o tamanho da primeira maturidade, período de desova, tipo de desova e fecundidade (West, 1990) estão intimamente relacionados a esse processo. Estratégias reprodutivas, desenvolvimento de ovócitos, tempo preciso da vitelogênese, regulação da fertilidade e frequência de desova são ferramentas cruciais

para a compreensão da história de vida das espécies. Estudos envolvendo estes aspectos e que abordam a compreensão do potencial reprodutivo das populações avançaram consideravelmente, principalmente no que se refere aos processos reprodutivos de espécies relacionadas à pesca (Kjesbu, 2009; Lowerre-Barbieri, 2011).

Um dos aspectos mais importantes abordados nos estudos da biologia de uma espécie é a reprodução, visto que do seu sucesso depende o recrutamento, manutenção de populações e conseqüentemente o equilíbrio ambiental (Barbieri, 1981). Alterações na reprodução, causadas por fatores endógenos (eventos internos relacionados ao crescimento e maturidade) e exógenos (fatores como luz, salinidade, disponibilidade de alimento, fase lunar e principalmente a temperatura), podem levar os estoques naturais a depleção ou até mesmo à extinção (Esper et al., 2000).

Em estudos de biologia reprodutiva, informações cruciais podem ser obtidas, tais como: desenvolvimento cíclico dos ovários, época e local de desova, comprimento em que os indivíduos de uma população iniciam o processo reprodutivo. Essas e outras informações fornecem subsídios importantes para regulamentação da pesca (período de captura, local e tamanho que os espécimes podem ser capturados), permitindo gerar medidas que auxiliem na preservação de estoques e/ou no controle de espécies indesejáveis (Marques, 2000).

Os primeiros estudos sobre o comportamento reprodutivo dos peixes sob a perspectiva da dinâmica populacional e suas relações com o meio ambiente iniciou no século passado. Desde então, estudos que envolvem a compreensão do potencial reprodutivo das populações têm avançado consideravelmente, principalmente ao que se refere aos processos reprodutivos de espécies que estão relacionadas à pesca (Kjesbu, 2009; Lowerre-Barbieri, 2009; Lowerre-Barbieri, 2011).

Como parte do processo de reprodução a desova em peixes pode ser induzida e influenciada por uma série de fatores, podendo ser relativo ao crescimento e maturidade, bem como por fatores externos que funcionam como gatilho para o desenvolvimento dos ovários e testículos. Dentre esses fatores estão o fotoperíodo, salinidade, disponibilidade de alimento, fase lunar e principalmente a temperatura (Vazzoler, 1996). Entretanto, a influência desses parâmetros pode exercer papéis diferentes em espécies de peixes de clima frio e temperado e de regiões tropicais. Para Bromage et al. (2001), o fotoperíodo é o principal fator da regulação da maturação em espécies de clima frio e temperado. Contudo, Pankhurst e Porter (2003), propõem que em peixes

tropicais a sequência de eventos reprodutivos está diretamente relacionada com mudanças na temperatura e que o fotoperíodo também está associado, porém exerce menor influência nesse mecanismo.

O índice gonadossomático (IGS) é comumente utilizado em estudos de biologia reprodutiva, considerado um bom indicador do período reprodutivo, quando avaliado ao longo do desenvolvimento de ovários e testículos. É determinado a partir da variação do desenvolvimento ovariano em relação ao peso do indivíduo, assim, quanto mais avançado o processo vitelogênico, maior o valor do IGS (Vazzoler, 1981).

A condição do bem-estar do peixe pode ser analisada e estabelecida a partir da variação mensal do fator de condição (Tesch, 1968), que é a relação entre o peso e o comprimento do peixe, e varia de acordo com o sexo, tamanho, período e desenvolvimento do aparelho reprodutor (Froese, 2006). O Fator de condição alométrico, a posteriori denominado de fator de condição de Fulton, consolidado por Le Cren e Heincke (1951), utilizado até os dias atuais, que considera que o coeficiente angular b da relação entre o peso do corpo e o comprimento do indivíduo seja igual a 3. Entretanto, esse índice pode variar entre 2,5 a 3,5 em diferentes espécies, sendo mais indicado a utilização do fator de condição somático e alométrico, considerando as variações de b (Froese, 2006).

O modo como as fêmeas de uma determinada espécie libera seus ovócitos dentro do período reprodutivo está relacionado ao tipo de desova e baseado na dinâmica e organização ovariana (Wallace e Selman, 1981; Vazzoler, 1996), e seguindo os critérios desses autores, o tipo de desova pode ser classificado em:

Sincrônico em um grupo ou desova única: os ovócitos se desenvolvem e são liberados de uma só vez e não há estoque de reserva, são espécies que desovam uma única vez e depois morrem, conhecidas como semélparas;

Sincrônico em dois grupos: dois grupos de ovócitos se desenvolvem sincronicamente. Durante a estação reprodutiva, os ovócitos do estoque de reserva e os ovócitos mais vitelogênicos serão liberados. São observados uma população sincrônica de ovócitos maiores (lotes) e outro grupo mais heterogêneo de ovócitos menores, dos quais os lotes são recrutados;

Sincrônico em mais de dois grupos: desova parcelada ou desova múltipla, os lotes de ovócitos se desenvolvem sincronicamente até atingir o estágio mais desenvolvido e vão sendo liberados;

Assincrônico: ovócitos em todas as fases de desenvolvimento estão presentes no ovário, sem uma população dominante, representa uma desova intermitente, sem evidência de lotes. O ovário apresenta uma heterogeneidade aleatória de ovócitos em todos os estágios possíveis.

Além das estratégias reprodutivas, a avaliação da fecundidade é um tópico fundamental em estudos de biologia e dinâmica populacional (Hunter et al., 1992). Essas análises, em estudos com enfoque nos aspectos reprodutivos, permitem quantificar a capacidade reprodutiva de um animal (Lasker, 1985), sendo a fecundidade descrita como o número de ovos produzidos por uma fêmea (Hunter et al., 1992). Entretanto, existe na literatura alguns termos que descrevem os diferentes tipos de fecundidade:

Fecundidade Anual Potencial – número de ovócitos em vitelogênese avançada que maturam por ano, não corrigidos por perdas dos ovócitos atrésicos;

Fecundidade Anual Realizada – corresponde ao número de ovos efetivamente liberados, portanto, é igual ou inferior a fecundidade potencial, já que alguns ovos podem ser reabsorvidos por atresia durante a desova, ou simplesmente alguns ovócitos que não foram liberados permanecerão no ovário até a completa reabsorção;

Fecundidade Total – número total de ovócitos em vitelogênese e vitelogênese avançada liberados durante a época de desova (Hunter et al., 1992);

Fecundidade por Lote – número de ovos que são liberados por lotes, e consequentemente, a soma da fecundidade por lote é igual a fecundidade total, se considerado o período reprodutivo ou anual, se considerado todo o ano (De Vlaming, 1983);

Fecundidade Anual da população – corresponde ao número total de ovos que todas as fêmeas de uma população liberam durante uma estação reprodutiva (Bagenal, 1978).

Além disso, dois tipos de fecundidade têm sido descritos no que diz respeito à estratégia pela qual os ovócitos são recrutados para o estoque de vitelogênese avançada para em seguida serem liberados: fecundidade determinada (Priede, 1994) e indeterminada (Pérez et al., 1992).

Fecundidade determinada é quando os ovários apresentam dois conjuntos distintos de ovócitos, separados por um hiato: os não vitelados, pequenos e imaturos e

os vitelados, grandes e maduros. Este tipo de fecundidade é característica das espécies boreais, adaptadas a temperaturas baixas, da ordem dos 6-7° C, como o arenque e o bacalhau, cuja época de desova é curta;

Fecundidade indeterminada: quando um lote de ovócitos é liberado, há outro que inicia a vitelogênese. Este processo é denominado fecundidade indeterminada, parcial, seriada, múltipla ou heterocrônica, sendo característico das espécies temperadas e tropicais, como a pescada, a sardinha e o carapau (Hunter et al., 1985; Witthames e Greer Walker, 1995).

Em estudos de biologia reprodutiva os ovários e testículos podem ser analisados por uma escala de maturação gonadal macroscópica e validados microscopicamente por histologia (King, 1995). Em geral os peixes possuem um par de ovários localizadas na cavidade dorsal do corpo, denominadas de mesovário nas fêmeas e mesorquium nos machos (Hibiya, 1982).

Em teleósteos, os ovários podem ser classificados de dois tipos: cistovariano e gimnovariano. O ovário cistovariano tem continuidade com o oviduto, cavidade pela qual os ovócitos alcançam o meio externo. No ovário gimnovariano, os ovócitos são liberados diretamente na cavidade celomática, para depois serem lançados no meio externo (Redding e Patiño, 1993). De acordo com o grau de desenvolvimento ovariano e estágio maturacional, o conteúdo histoquímico das estruturas ovocitárias podem variar (Martins et al., 2010).

Histologicamente, os ovários são revestidos pela túnica albugínea que emite septos para o interior do órgão, formando lamelas ovulíferas que delimitam a cavidade ovariana central e onde são encontrados ovócitos em diferentes fases de desenvolvimento (Bazzoli, 2003). As células germinativas possuem a forma oval, com núcleo esferoidal e nucléolos, que conforme o desenvolvimento das células germinativas é possível diferenciar e descrever o aparelho reprodutor de machos e fêmeas (Hibiya, 1982).

Os testículos podem ser classificados como lobular e tubular anastomosado. Nos testículos do tipo lobular, o epitélio germinativo localiza-se na periferia do órgão, já no testículo tubular anastomosado, os compartimentos germinativos são interconectados em toda extensão do testículo (Grier, 1993). São órgãos preenchidos por túbulos seminíferos, com paredes formadas por cistos, delimitadas por prolongamentos

citoplasmáticos das células de Sertoli, dentro de cada cisto são observadas as células espermatogênicas (Schulz et al., 2010).

A ovogênese tem início com a proliferação de ovogônias que após as divisões mitóticas e diferenciação dão origem aos ovócitos. O desenvolvimento ovocitário é marcado por uma série de modificações que ocorrem no citoplasma, núcleo e camadas envoltórias, que permitem a classificação dos ovócitos em quatro estágios: ovócito em crescimento primário, apresentando citoplasma basófilo, núcleo central e vários nucléolos periféricos; ovócitos pré-vitelogênicos, caracterizados pela presença de vesículas corticais no ooplasma, zona pelúcida evidente e células foliculares de alturas variadas; ovócitos vitelogênicos e em maturação apresentando ooplasma com glóbulos de vitelo acidófilos, núcleo central, zona pelúcida acidófila com típicas estriações transversais e células pavimentosas, cúbicas ou prismáticas (Zudaire et al., 2013; Brown-Peterson et al., 2011; Murua, 2003; Bazzoli, 2003).

A espermatogênese é caracterizada por um processo complexo, onde as células denominadas de espermatogônias proliferam-se por mitose e dão origem aos espermatócitos por meiose. De acordo com a distribuição das espermatogônias, os testículos podem ser de dois tipos: espermatogoniais irrestritos e espermatogoniais restritos. Nos testículos espermatogoniais irrestritos, as espermatogônias estão presentes em toda a extensão do órgão, já nos espermatogoniais restritos, as espermatogônias estão restritas na porção distal dos túbulos seminíferos (Grier, 1981). A espermatogênese pode ser classificada em cística, quando ocorre dentro dos cistos, que se rompem para liberar os espermatozoides no lúmen dos túbulos seminíferos ou semi-cística, quando os cistos se rompem na fase de espermátide e a maturação é finalizada no lúmen dos túbulos seminíferos (Magalhães et al., 2011).

1.3. A Pesca artesanal

O litoral de Pernambuco possui uma faixa de aproximadamente 187 km de extensão (Zickel et al., 2004), abrigando concomitantemente um ecossistema altamente diversificado e produtivo de manguezais e recifes costeiros, aos quais estão associadas inúmeras espécies de peixes, crustáceos e moluscos (Humann e Deloach, 2002). Essa faixa litorânea é composta por 15 municípios costeiros e 33 comunidades pesqueiras, sendo a pesca artesanal uma atividade de grande relevância social e econômica.

O Estado possui aproximadamente 20.000 pescadores, incluindo cadastrados e não cadastrados nas colônias, com uma frota pesqueira artesanal de 2.425 embarcações (IBAMA, 2010). Estimativas sugerem que a frota motorizada representa 46,2% do total, a maioria operando no litoral Sul. Ao Norte, a atividade pesqueira limita-se a Ponta de Pedras e Itamaracá, sendo o covo o principal aparelho de pesca direcionado para a atividade (Lessa et al., 2006). Os barcos que realizam esta atividade de pesca atuam a uma distância inferior a 15 milhas náuticas, sempre nas proximidades da costa (IBAMA, 2010).

Com o desenvolvimento e evolução da pesca artesanal, algumas espécies de peixes de recife classificadas como fauna acompanhante passaram a ser valorizadas no mercado interno e externo (Ribeiro, 2006). As exportações para consumo são destinadas aos Estados Unidos, Inglaterra, Espanha, França, Portugal, Itália e Canadá, sendo os Estados Unidos o principal importador, representando 82,13% do total das exportações (Cunha et al., 2012, Carvalho et al., 2013). Devido à alta demanda de peixes para consumo e à superexploração dos recursos capturados tradicionalmente, várias espécies de peixes de recife como *A. chirurgus*, anteriormente descartadas ou consumidas em pequena escala, tornaram-se alvo de pescarias específicas (Ribeiro, 2006; Marques e Ferreira, 2010), representando 8,64% das capturas (Cunha et al., 2012).

No litoral do nordeste, *A. chirurgus* é abundante na ictiofauna recifal, frequentemente capturada pela frota artesanal, nos estados do Ceará (Freitas, 2001) e Rio Grande do Norte (Feitosa et al., 2002). No estado de Pernambuco, o aumento da frota artesanal, bem como a exploração de espécies de peixes recifais, pode ser considerado um fator preocupante, tendo em vista, que os impactos causados em decorrência dessa atividade são insipientes, sendo de extrema importância a realização de estudos com enfoque sobre a biologia dessas espécies.

Além disso, o aperfeiçoamento das artes de pesca, caso do uso de espinhel e redes de espera tem demonstrado fortes impactos, bem como, as ações antrópicas, tais como, crescimento desordenado de cidades, especulação imobiliária, descargas de esgotos domésticos e industriais sem tratamentos prévios em rios e estuários, dragagem, assoreamento e desvio de cursos de água, causam danos severos e irreversíveis as populações e animais marinhos (Begossi et al., 2011).

A soma desses fatores em conjunto com os efeitos causados pelas mudanças climáticas podem ser responsáveis por causar instabilidade e danos irreversíveis para

uma variedade de espécies de peixes (Hidalgo *et al.*, 2012). Um dos gargalos bastante discutido atualmente são os efeitos das mudanças climáticas na biomassa e nos estoques pesqueiros. Cheung *et al.* (2013), ao analisar os efeitos causados pelo aquecimento da temperatura na superfície do mar (TSM), e os impactos sobre os estoques pesqueiros, consideram que pode haver uma redistribuição da composição das pescarias alvo, em virtude da faixa de temperatura ideal das espécies. Segundo esses autores pode haver migração de espécies que se deslocam em direção aos polos, interposição de espécies, pois os habitats anteriores passam a ser ocupados por espécies tropicais e subtropicais, que por sua vez, migram de águas mais frias.

Na visão de Cunha *et al.* (2012), o aumento excessivo do número de espécies-alvo e a reorientação do esforço de pesca para espécies de peixes antes inexplorados, atualmente, são as tendências no mercado mundial. Entretanto, isso pode resultar na queda dos estoques que são comumente explorados, devido ao aumento excessivo do esforço pesqueiro.

De acordo com os critérios para avaliação de espécies ameaçadas de extinção (IUCN), *A. chirurgus* é classificada como pouco preocupante (Rocha *et al.*, 2012) e, embora evidencie-se uma grande importância ecológica e econômica da espécie, estudos sobre os aspectos reprodutivos e pesca são escassos na literatura. Alguns trabalhos publicados para a *A. chirurgus* abordam apenas a distribuição, morfologia, biomassa e alguns aspectos comportamentais, destacando Araújo *et al.* (2005), que avaliaram a distribuição espacial das espécies em uma poça de maré em Serrambi, Pernambuco; Rocha *et al.* (2002), que estudaram a preferência de habitat, dispersão larval e comparação filogeográfica para o Brasil, na Ilha de Ascensão e no Panamá; Lessa e Nobrega (2000), que relataram características morfométricas e merísticas em espécimes capturados na região Nordeste; Polunin e Roberts (1993), que avaliaram a biomassa de *A. Chirurgus* em duas reservas marinhas do Caribe; Robertson (1992), que analisou os padrões de nidificação e recrutamento da espécie no Panamá e Reeson (1983) que abordou a biologia e ecologia da espécie.

Assim, algumas lacunas precisam ser preenchidas e mais estudos com foco na biologia de espécies devem ser realizados. As informações deste estudo são dados inéditos para o Brasil, contribuindo para uma melhor compreensão dos aspectos reprodutivos, direcionando a manutenção e o manejo desse estoque pesqueiro, com base no conhecimento das características da população.

Neste sentido, o conhecimento dos aspectos reprodutivos do *A. chirurgus* visa contribuir para o entendimento de alguns aspectos biológicos, equilíbrio e/ou recuperação, manutenção e manejo desse estoque pesqueiro, pautado no conhecimento das características populacionais, fundamentais para o desenvolvimento de políticas públicas visando a gestão e conseqüentemente a conservação da espécie.

1.4. Hipóteses

O presente trabalho foi desenvolvido pautado nas seguintes hipóteses:

- A espécie *Acanthurus chirurgus* é abundante na costa pernambucana;
- Existem diferenças entre a proporção sexual de machos e fêmeas da espécie;
- Os machos atingem tamanhos maiores que as fêmeas;
- Os indivíduos machos maturaram com tamanho menor que as fêmeas;
- O desenvolvimento gonadal segue um padrão dos perciformes;
- Para as fêmeas da *A. chirurgus*, a fecundidade é indeterminada e a desova é parcelada, do tipo sincrônica em mais de dois grupos;
- As variáveis ambientais (pluviosidade, temperatura da água), são fatores determinantes que provavelmente influenciam na distribuição e características biológicas da espécie.

1.5. Objetivos

1.5.1. Objetivo geral

Estabelecer os aspectos da biologia reprodutiva e a estratégia reprodutiva da *Acanthurus chirurgus*, a partir de informações acerca dos tamanhos dos indivíduos, proporção sexual, maturação gonadal, desenvolvimento ovocitário, índice gonadal, tamanho de maturação, fecundidade, tipo, época e frequência de desova.

1.5.2. Objetivo(s) específico(s)

1. Identificar a época de desova para o *A. chirurgus*;
2. Analisar a proporção sexual e suas variações mensais;
3. Estimar a curva de maturidade gonadal para ambos os sexos;
4. Descrever o desenvolvimento ovocitário e o tipo de desova a partir de análises histológicas dos ovários;
5. Quantificar a fecundidade potencial, por lote e relativa, estimar a frequência de desova e o potencial reprodutivo da população;
6. Avaliar os efeitos da sazonalidade na estrutura da população e sua relação com os aspectos reprodutivos da espécie;
7. Investigar se a pluviometria, temperatura da água influenciam na distribuição e reprodução da espécie.

2. Referências

Araújo, M.E., Carvalho, A.C., Magalhães, H.S., Santana, R.F.C.C.A., Silva-Falcão, E.C., Saraiva, A.F., Alcântara, R., Nunes, J.L.S. 2005. Distribuição Espacial de Acanthuridae em uma poça de maré, Serrambi, Pernambuco. *Boletim do Laboratório de Hidrobiologia*, 18(1), p.25-31.

Bagenal, T.B. 1978. Aspects of fish fecundity. In: *Ecology of Freshwater Fish Production*, S.D. Gerking (ed.) Third edition. FBA, Windermere Lab., Ambleside, UK. Chapter 4, p.75-101.

Bazolli, N. 2003. Parâmetros reprodutivos de peixes de interesse comercial na região de Pirapora. In: Godinho, A. L. & Godinho, H. P. Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais, pp. 291-306. PUC Minas, Belo Horizonte.

Barbieri, M.C. 1981. Reprodução de *Gymnotus carapo* (Linnaeus, 1758) na Represa do Lobo (SP). Morfologia e histologia de ovário. Variação sazonal (Teleostei, Gymnotidae). *Revista Brasileira de Biologia*, 45, p.32-12.

Begossi, A., Salivonchyk, S.V., Araujo, L.G., Andreoli, T.B., Clauzet, M. Martinelli, C.M., Ferreira, A.G.L., Oliveira, L.E.C., Silvano, R.A.M. 2011. Ethnobiology of snappers (Lutjanidae): target species and suggestions for management. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 7:11. doi.org/10.1186/1746-4269-7-11

Bellwood, D.R., Wainwright, P.C. 2002. The history and biogeography of fishes on coral reefs. In: Sale, P.F. (editor). *Coral reef fishes: dynamics and diversity in a complex ecosystem*. San Diego: Elsevier science, 1, p.5-32.

Briggs, J.C. and D.K. Caldwell. 1957. *Acanthurus randalli*, a new surgeonfish from the Gulf of Mexico. *Bull. Fla. State Mus. Biology Science*, 2, p.43-51.

Brown-Peterson, N. J., Wyanski, D. M., Saborido- Rey, F., Macewicz, B. J., Lowerre-Barbieri, S. K. 2011. A standardized terminology for describing reproductive development in fishes. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3(1), p.52-70.

Bromage, N., Porter, M., Randall, C. 2001. The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. *Aquaculture*, Amsterdam, 197: 63-98.

Caldwell, D.K. 1966. Marine and freshwater fishes of Jamaica. *Bull. Institute Jamaica Science*, 17. 120 p.

Carvalho, R.A.A., Cunha, F.E.A., Montezuma, A.M.N., Araújo, M.E. 2013. Capturas e processamento de peixes recifais no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. *Actapesca*, 1(1), p.91-103.

Cervigón, F. 1994. Los Peces Marinos de Venezuela. Vol.3. *Fundación Científica los Roques*, Caracas, Venezuela. 29p.

Cheung, W.W.L., Watson, R., Pauly, D. 2013. Signature of ocean warming in global fisheries catch. *Nature*, 497, p.364-369.

Cunha, F.E.A., Carvalho, R.A.A., Araújo, M.E. 2012. Exportation of reef fish for human consumption: Long-term analysis using data from Rio Grande do Norte, Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo, 38(4), p.369-378.

De Vlaming, V. 1983. Oocyte development pattern and hormonal involvements among teleosts. In: *Control Processes in Fish Physiology*, J.C. Rankin, T.J. Pitcher and R.T. Duggan (eds.). Croom Helm, London, p.176-199.

Esper, M.L.P., Menezes, M.S., Esper, W. 2000. Escala de desenvolvimento gonadal e tamanho de primeira maturação de fêmeas de *Mugil platanus* Günther, 1880 da Baía de Paranaguá, Paraná, Brasil. *Acta Biology Paranae*, Curitiba, 29 (1,2,3,4), p.255-263.

Evans, J., Tonna, R., Schembri, P.J. A bevy of surgeons: first record of *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787) from the central Mediterranean, with notes on other Acanthuridae recorded in the region. *BioInvasions Records*. 6(2), p.105–109. DOI: <https://doi.org/10.3391/bir.2017.6.2.03>

Feitosa, C.V., Pimenta, D.A.S., Araújo, M.E. 2002. Ictiofauna recifal dos parrachos de Maracajaú (RN) na área dos flutuantes: inventário e estrutura da comunidade. *Arquivos de Ciências do Mar*, 35, p. 39-50.

Ferreira, C.E.L., Floeter, S.R., Gasparini, J.L., Ferreira, B.P., Joyeux, J.C. 2004. Trophic structure patterns of brazilian reef fishes: a latitudinal comparison. *Journal of Biogeography*. 31: 1093-1106.

Figueiredo, J.L., Menezes, N.A. 2000. Manual de Peixes Marinhos do Sudeste do Brasil. VI. Teleostei (5). Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. Brasil. 116p.

Fishelson, L., Montgomery, L.W., Myrberg, JR. 1987. Biology of surgeonfish *Acanthurus nigrofuscus* with emphasis on changeover in diet and annual gonadal cycles. *Marine Ecology Progress Series*, 39(1), p.37-47.

Fishelson, L., Montgomery, L.W., Myrberg, JR. 1987. Biology of surgeonfish *Acanthurus nigrofuscus* with emphasis on changeover in diet and annual gonadal cycles. *Marine Ecology Progress Series*, 39(1), p.37-47.

Francino-Filho, R.B., Ferreira, C.M., Oliveira, E., Coni, C., de Moura, R.L., Kaufman, L. 2009. Foraging activity of roving herbivorous reef fish (Acanthuridae and Scaridae) in eastern Brazil: influence of resource availability and interference competition. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 90(3), p.481-492.

Freitas, J.E.P., Correia, L.B., Araújo, M.E. 2001. Ictiofauna do Parque Estadual Marinho da Pedra da Risca do Meio, CE. IX Congresso Nordestino de Ecologia, 2001, Rio Grande do norte. Anais. Natal: *Sociedade Nordestina de Ecologia*, 1 CD-ROM.

Froese, R. 2006. Cube law, condition factor and weight-length relationship: history, metaanalysis and recommendations. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(4):241-253.

Fulton, T. W. 1904. The rate of growth of fishes. Twenty-second Annual Report, Part III. *Fisheries Board of Scotland*, Edinburgh, pp. 141–241.

Grier, H. J. 1981. Cellular organization of the testis and spermatogenesis in fishes. – *American Zoologist*, 21(2), p.345–357.

Grier, H. J. 1993. Comparative organization of Sertoli cells including the Sertoli cell barrier. In: Russell, L. D. & Griswold, M. D. The Sertoli cell, *Elsevier Academic Press*, London. pp. 704-739.

Hibiya, T. 1982. An Atlas of Fish Histology: Normal and Pathological Features. Tokio: Kodansha, 147p.

Hidalgo, M., Rouyer, T., Bartolino, V., Cervino, S., Ciannelli, L., Massutí, E., Jadaud, A., Saborido-Rey, F., Durant, J.M., Santurtún, M., Pineiro, C., Stenseth, N.C. 2012. Context-dependent interplays between truncated demographies and climate variation shape the population growth rate of a harvested species. *Echography*, 34, p.1–13.

Humann, P.; N. Deloach. Reef Fish Identification: Florida, Caribbean, Bahamas. Third Edition. New World Publications, Inc. 2002. 481p.

Hunter, J.R., Macewicz, B.J., Lo, N.C., Kimbrell, C.A. 1992. Fecundity, spawning and maturity of females Dove sole *Microstomus pacificus*, with an evaluation of assumptions and precision. *Fishers bulletin*, U.S. 90:101-128.

Hunter, J.R., Macewicz, B.J., 1985. Measurement of spawning frequency in multiple spawning fishes. In R. Lasker (editor). An Egg Production Method for Estimating Spawning Biomass of Pelagic Fish: Application to the Northern Anchovy, *Engraulis mordax*. U.S. Dep. Commer., NOAA Tech. Rep. NMFS, 36, 79-94.

Hunter, J. R., Macewicz, B. J., Lo, N.C.H., Kimbrell, C.A. 1992. Fecundity, spawning and maturity of female sole, *Microstomus pacificus*, with an evaluation of assumptions and precision. *Fishery Bulletin*, U.S. 90, 101-128.

Horn, M.H. 1989. Biology of marine herbivorous fishes. *Oceanography and Marine Biology Annual Review*, 27, p.167 – 272.

IBAMA. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura: Brasil 2008-2009. Ministério da Pesca e Aquicultura, 2010. Disponível em <http://http://www.mpa.gov.br/#publicidade/publicacoes/> Acesso em: 20 nov. 2018.

IUCN. 2012. IUCN Red List of Threatened Species (ver. 2012.2). Available at: <http://www.iucnredlist.org>. (Accessed: 17 October 2019).

Jones, R. S., 1968. Ecological relationships in Hawaiian and Johnston Island Acanthuridae (surgeonfishes). *Micronesica*, 4, p.309-361.

King, M. 1995. Fisheries biology, assessment and management. *Fishing News Book*, 341p.

Kjesbu, O.S. 2009. Applied fish reproductive biology: contribution of individual reproductive potential to recruitment and fisheries management. In: Jakobsen, T., Fogarty, M.J., Megrey, B.A., Moksness, E. (Eds.), *Fish Reproductive Biology: Implications for Assessment and Management*. First ed. Wiley-Blackwell, Chichester, U.K. p.293–332.

Lasker, R. 1985. An egg production method for estimating spawning biomass of pelagic fish: Application to the Northern anchovy, *Engraulis mordax*. U.S. Dep. Comm., *NOAA Tech. Rep.*, 36: 55-58.

Lessa, R.P., Vieira, A.C.S. Monteiro, A., Santos, J.S., Lima, M.M.L., Cunha. E.J., Souza-Júnior, J.C.A., Bezerra, S., Travassos, P.E. 2006. Diagnóstico da Pesca no Litoral de Pernambuco. In: A Pesca Marinha e Estuarina do Brasil no início do século XXI: Recursos, Tecnologias, Aspectos Socioeconômicos e Institucionais. Isaac, V.J., Martins, A., Haimovici, M., Andrigueto-Filho, J.M. (Orgs). Belém, 188p.

Lowerre-Barbieri, S.K., Ganas, K., Saborido-Rey, F., Murua, H., Hunter, J.R. 2011. Reproductive timing in marine fishes: variability, temporal scales, and methods. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3, p.71–91.

Lowerre-Barbieri, S.K. 2009. Reproduction in relation to conservation and exploitation of marine fishes. In: JAMESON, B. G. M. Reproductive biology and phylogeny of fishes (agnathans and bony fishes). *Science Publishers*, Enfield, New Hampshire, v.8.

Lawson, G., Kramer, D.L., Hunte, W. 1999. Size-Related Habitat Use and Schooling Behavior. In: Two Species of Surgeonfish (*Acanthurus bahianus* and *A. coeruleus*) on Fringing Reef in Barbados, West Indies. *Environmental Biology Fishers*. 54, p.19-33.

Le-Cren, E.D. 1951. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). *Journal Animal Ecology*, 20(2), p.201-219.

Lessa, R.; Nóbrega, M. 2000. Guia de identificação de Peixes Marinhos da Nordeste. Programa REVISEE/SCORE – NE. p.138.

Lowe-Mcconnell, R.H. 1999. Estudos de comunidades de peixes tropicais. São Paulo: EDUSP, 382 p.

Luiz-Júnior, O.J., Floeter, S.R., Gasparini, J.L., Ferreira, C.E.L., Wirtz, P. 2004. The occurrence of *Acanthurus monroviae* (Perciformes: Acanthuridae) in the south-western Atlantic, with comments on other eastern Atlantic reef fishes occurring in Brazil. *Journal of Fish Biology* . 65, p.1173–1179.

Nelson, J.A. 1944. Fishes of the world.3Ed. New York. John Wiley e Sons. Inc. 600p.

Magalhães, A. L. B., Andrade, R. F., Gomes, B. V. C., Perini, V. R., Rizzo, E., Bazzoli, N. 2011. Ultrastructure of the semicyclic spermatogenesis in the South American freshwater characid *Hemigrammus marginatus* (Teleostei, Characiformes). *Journal of Applied Ichthyology*, DOI: 10.1111/j.1439-0429.2011.01747.x.

Marques, D.K.S., Rosa, I.L., Gurgel, H.C.B. 2000. Descrição histológica de ovários de traíra *Hoplis malabaricus* (Bloch) (Osteichthyes, Erythrinidae) da barragem do Rio Gramame, Alhandra, Paraíba, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 17(3), p.573-582.

Marques, L.V. 2003. Influência de Peixes Herbívoros nas Populações de Microalgas do Atol das Rocas. Trabalho de conclusão de curso. (Dissertação de mestrado em Biologia Marinha), Universidade Federal Fluminense. Niterói – RJ, 49p.

Martins, Y.S., Moura, D. F., Santos, G.B., Rizzo, Bazzoli, E.N. 2010. Comparative folliculogenesis and spermatogenesis of four teleost fish from a Reservoir in south-eastern Brazil. – *Acta Zoologica (Stockholm)* 91(4), p.466–473.

MMA - Ministério do Meio Ambiente. 2002. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade das zonas costeiras e marinhas. Brasília, Ministério do Meio Ambiente (MMA/SBF). Brasília, 72p.

Murua, H., Saborido-Rey, F., 2003. Female reproductive strategies of commercially important fish species in the North Atlantic. *J. Northw. Atlas Fish Science*, 33, p.23–32.

Nelson, J.S. *Fishes of the world*. 1996. 4ª edição. New York: John Wiley e Sons. 601p.

Núñez, J., Duponchelle, F. 2009. Towards a universal scale to assess sexual maturation and related life history traits in oviparous teleost fishes – *Fish Physiology & Biochemistry*, 35, p.167–180.

Pankhurst, N.W., Porter, M.J.R. 2003. Cold and dark or warm and light: variations on the theme of environmental control of reproduction. *Fish Physiology and Biochemistry, Amsterdam*, 28: 385–389.

Pérez, N.; Figueiredo, I., Lo, N.C.H. 1992. Batch fecundity of *Sardina pilchardus* (Walb.) off the Atlantic Iberian coast. *Boletim do Instituto Oceanográfico*, 8 (1), p 155-162.

Polunin, N.V.C., Roberts, C.M. 1993. Greater biomass and value of target coral-reef fishes in two small Caribbean marine reserves. *Marine Ecology Progress Series*, 100, p.167-176.

Priede, I.G., 1994. Spawning biology, distribution and abundance of Mackerel, *Scomber scombrus* and horse mackerel, *Trachurus tracherous* in the North East Atlantic. A

Final Report to the Directorate General for Fisheries (DG XIV) of the Commission of the European Communities. Project No. MA 2 436, 188 pp.

Randall, J.E. 1956. Acanthuridae. In: K.E. Carpenter (ED). The living Marine Resources of the western central Atlantic. V3: Bony Fishes, Part 2, (Opistognathidae to Molidae), Sea Turtles in Marine Mammals. FAO, Species Identification Guide for Fishery Purposes and American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication, n.5. Rome, FAO, 2002, pp.1426-1468.

Randall, J.E., 1996. Caribbean reef fishes. Third Edition - revised and enlarged. T.F.H. Publications, Inc. Ltd., Hong Kong. 3rd ed. 368 p.

Reeson, P.H. 1975. The Biology, Ecology and Bionomics of the Surgeonfishes, *Acanthuridae*. In: Munro, J.L. Caribbean Coral Reef Fishery Resources, International Center for Living Aquatic Resources Management (ICLARM), Philippines, 1983. v.7, p.178-190. ISSN 0115-4389.

Reeson, P.H. 1983. The biology, ecology and bionomics of the surgeonfishes. *Acanthuridae*. In: J.L. Munro (ed.), *Caribbean coral reef fishery resources*, pp. 178-190.

Redding, J.M, Patiño, R. 1993. Reproductive physiology. In: Evans DH (Ed.). The physiology of fishes. Boca Raton, FL: CRC Press, p.503-534.

Ribeiro, F.P. 2006. A pesca de peixes demersais com armadilhas no Nordeste do Brasil. In: Ferreira, B. P.; Maida, M. (Eds). Monitoramento dos recifes de coral do Brasil. Brasília: MMA, p.71-72.

Robertson, D.R. 1992. Patterns of lunar settlement and early recruitment in Caribbean reef fishes at Panama. *Marine Biology*, 114, p.527-537.

Rocha, L.A., Bass, A.L., Robertson, D.R., Bowen, B.W. 2002. Adult habitat preferences, larval dispersal, and the comparative phylogeography of three Atlantic surgeonfishes (Teleostei: Acanthuridae). *Molecular Ecology*, 11(2), p.243-252. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012.RLTS.T177982A1510626.en>

Rocha, L.A., Myers, R., Abesamis, R., Clements, K.D., Choat, J.H., McIlwain, J., Nanola, C., Russell, B., Stockwell, B. 2012. *Acanthurus chirurgus*. The IUCN Red List of Threatened Species. e.T177982A1510626. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012.RLTS.T177982A1510626.en>. Downloaded on 31 January 2020.

Roughgarden, J., Gaines, S., Possingham, H. 1988. Recruitment Dynamics in Complex Life Cycles. *Science*. 241, p.1460-1466.

Schulz, R.W, França, L.R, Lareyre, J.J, Legac, F, Chiarini-Garcia, H, Nóbrega, R.H, Miura, T. 2010. Spermatogenesis in fish. *General and Comparative Endocrinology*, 165, p.390-411.

Tesch, F.W. 1968. Age and growth. In: *Methods for Assessments of fish production in Fresh waters*. W.E. Ricker (Ed). *Blackweel Scinetific Publication*, Oxford, 93-123pp.

Vazzoler, A.E. 1981. *Manual de Métodos para Estudos Biológicos de Populações de Peixes: Reprodução e Crescimento*. CNPq, Brasília, Brasil, 108p.

Vazzoler, A.E. 1996. *Biologia da Reprodução de Peixes Teleósteos: Teoria e Prática*. *Nupelia*, Maringá-PR, 169p.

Victor, B.C. 1986. Duration of the Planktonic Larval Stage of One Hundred Species of Pacific and Atlantic Wrasses (Family Labridae). *Marine Biology*. 90, p.317-326.

Wallace, R., Selman, K. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoologist*., 21, p.325-343.

White, A.T., Hale, L.Z., Renard, Y.E., Cortesi, L. 1994. *Collaborative and Community-Base Management of Coral Reefs*. West Hartford, Kumarian Press, 130p.

Zickel, C. S. 2004. Flora e vegetação das restingas no Nordeste brasileiro. In: Eskinazi-Leça, E., Neumann-Leitão, S., Costa, M.F. (Org.) *Oceanografia: um cenário tropical*. Recife: Bargaço, p.689-701.

Witthames, P., Greer Walker, M., 1995. Determinacy of fecundity and oocyte atresia in sole (*Solea solea*) from the Channel, the North Sea and the Irish Sea *Aquatic Living Resources*, 8 (1), p.91-109.

Zudaire, I., Murua, H., Grande, M., Korta, M., Arrizabalaga, H., Areso, J.J., Delgado-Molina, A. 2013. Fecundity regulation strategy of the yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) in the Western Indian Ocean. *Fisheries Research*, 138, p.80-88.

3. CAPÍTULOS

3.1. Dinâmica da ovogênese e espermatogênese da *Acanthurus chirurgus* Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae), capturada pela frota artesanal que opera no litoral norte, Pernambuco, Brasil (Artigo I)¹

Dynamics of oogenesis and spermatogenesis of *Acanthurus chirurgus* Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae), obtained from landings of artisanal fishing boats, in Itamaracá Island, in the northern coast of Pernambuco State, Brazil

¹ *Laboratório de Etologia pesqueira, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Pesca e Aquicultura, Recife, Pernambuco, Av. Dom Manuel de Medeiros, 52171-900, Brasil*

* *Correspondence: P.R.S. Almeida; email: paulo.sralmeida@gmail.com*

ABSTRACT: The aim of the present study was to describe the dynamics oogenesis, spermatogenesis process from macroscopic and microscopic analyzes from *Acanthurus chirurgus*. Between may 2016 and may 2018, 317 males and 188 females were analyzed (n = 505), from the landings of artisanal fishing boats that operate with traps on the Island Itamaracá, Pernambuco, Brazil. The length ovaries varied from 1.12 to 6.36 cm and 0.13 to 2.72 cm from width and weight varied from 0.05 to 9.52 g. Ovaries are constituted by smooth muscle tissue, lamellas ovigerous, follicular and germinative cells (oogonia, primary growth oocytes – with nucleolar chromatin, cortical alveoli, vitellogenic I, II, III, germinal vesicle migration and breakdown and hydration oocyte form the ovarian complex. The length testis varied from 0.86 to 3.81 cm and 0.02 to 1.27 cm from width. The weight varied from 0.001 to 4.30 g. The testis are unrestricted spermatogonial type, constituted by smooth muscle tissue, theca and granulosa cells, radiate zone (external, intermediate, internal), tunica albuginea, primary and secondary seminiferous tubes, sperm duct and interstitial tissue, form the testicular complex. No significant statistical differences from stages: development, regressing and regenerating for length and width of the ovaries and testis.

Key-words: reproduction, reef fish, fecundity, conservation.

RESUMO: O objetivo deste estudo foi descrever a dinâmica do processo de ovogênese, espermatogênese da *Acanthurus chirurgus* Entre maio de 2016 e maio de 2018 foram analisados (n = 505), 317 machos e 188 fêmeas, provenientes da pesca artesanal que opera com armadilhas do tipo covão na ilha de Itamaracá, Pernambuco, Brasil O comprimento dos ovários (C_O) variou de 1,12 a 6,36 cm e 0,13 a 2,72 cm de largura e o peso variou de 0,05 a 9,52 g. O ovário é constituído por tecido muscular liso, lamelas ovígeras, células foliculares e germinativas (oogônias, ovócito em crescimento primário – com cromatina nucleolar e perinucleolar, alvéolo cortical, vitelogênese I, II, III, migração e quebra da vesícula germinativa e ovócito hidratado, formam o complexo ovariano. O comprimento dos testículos (C_T) variou de 0,86 a 3,81 cm e 0,02 a 1,27 cm de largura. O peso variou de 0,001 a 4,30 g. Os testículos são do tipo espermatogonial irrestrito, composto por tecido muscular liso, células da teca e da granulosa, zona radiada (externa, intermediária e interna), túnica albugínea, tubos túbulos seminíferos primários e secundários, ducto espermático, tecido intersticial. Não foi observada diferenças estatísticas para os estágios: em maturação, regressão e regeneração para o comprimento e largura dos ovários e testículos.

Palavras-chave: reprodução, maturação, fecundidade, ovogênese, espermatogênese.

¹ Artigo a ser submetido para revista Fisheries Research

4. Introdução

Assim como os invertebrados, os peixes possuem diferentes estratégias reprodutivas, podendo exibir reprodução sexuada com fertilização externa. Podem possuir órgãos sexuais feminino e masculino, em indivíduos separados, por outro lado, algumas espécies usam o hermafroditismo como estratégia normal de reprodução (Redding e Patino, 1983; Grier e Lo Nostro, 2000).

A reprodução em teleósteos é complexa, refletindo numa grande variedade de estruturas constituintes dos ovários e testículos, todavia, a morfologia das células germinativas e os elementos somáticos existentes, possuem semelhanças dentre várias espécies. Essas estruturas se desenvolvem, auxiliam a produção de gametas fertilizáveis (ovos e espermatozoides) e são responsáveis pelo sucesso reprodutivo (Hoar et al., 1983).

O desenvolvimento das células germinativas femininas e masculinas, recebem a denominação de gametogênese e decorre de processos meióticos, resultando no processo de ovogênese e espermatogênese. Durante a ovogênese ocorrem modificações na estrutura do citoplasma, do núcleo do ovócito e do folículo. Após o crescimento ovocitário, decorre a vitelogênese, que consiste na síntese e acumulação de componentes celulares exteriores ao ovócito. Estas substâncias de reserva formam o vitelo e são armazenadas como nutrientes, principal fonte de energia durante o desenvolvimento embrionário (Ramos, 1999).

A espermatogênese compreende o desenvolvimento das células germinativas masculinas dentro de cistos formados pelas células de Sertoli. Mitoses sucessivas produzem células filhas que diminuem de tamanho progressivamente, as quais vão sofrendo transformações que consistem na reorganização do citoplasma e do núcleo, até se atingir o estado final de diferenciação (espermatozoides que amadurecem dentro dos espermatocistos), com o aspecto de uma célula alongada e com um flagelo (Hoar et. al., 1983; Grier, 2000; Grier e Lo Nostro, 2000; Nostro et al 2003).

A família Acanthuridae engloba aproximadamente 75 espécies. Cinco espécies pertencentes ao gênero *Acanthurus*, todas de origem marinha habitando águas tropicais e subtropicais do Atlântico (Reeson 1975).

No litoral do Nordeste, esta família é muito comum, sendo *Acanthurus chirurgus* a espécie mais abundante na ictiofauna recifal, frequentemente capturada nos estados do Ceará (Freitas, 2003) e Rio Grande do Norte (Feitosa et al., 2002). No estado

de Pernambuco esta espécie é conhecida como caraúna-marrom e, apesar de estar sendo cada vez mais pescada não é representada pelas estatísticas pesqueiras do estado. Apesar da importância de *A. chirurgus* para o ecossistema recifal, pouco se conhece sobre essa espécie e os dados concernentes a biologia reprodutiva, com ênfase nos aspectos microscópicos de ovários e testículos são inexistentes na literatura.

Os ovários e testículos são órgãos pares, revestidos por um peritônio preto prateado, localizados na porção ventroposterior da cavidade celomática. Os sexos são macroscopicamente distinguíveis, exceto no estágio imaturo. Os testículos são brancos, alongados e separados dorsoventralmente e os ovários são rosa, com formato tubular e unidos entre si. Macroscopicamente os sexos são separados e não há evidência de dimorfismo sexual (Reeson, 1983).

Para a espécie, existem algumas dificuldades para determinar a maturidade, bem como o tamanho de primeira maturação, onde a espécie se torna apta a reproduzir. As razões para este comportamento são desconhecidas (Reeson, 1983). O tamanho de primeira maturação para os machos ocorre quando os indivíduos atingem entre 14-15 cm e para as fêmeas a idade de primeira maturação ocorre quando os espécimes atingem aproximadamente 17 cm de comprimento furcal (Reeson, 1983).

Elucidar o ciclo reprodutivo de uma espécie é extremamente importante para entender o desenvolvimento das células germinativas e como esse processo ocorre através do aparelho reprodutivo. A combinação das características macro e microscópica são necessárias para garantir a classificação dos estágios de desenvolvimento, evitando confundir juvenis que ainda não entram no período reprodutivo, com indivíduos que desovaram e se encontram na fase inativa, um erro comumente observado em estudos baseados meramente em análises macroscópicas (Brown-Peterson et al., 2011).

Alguns trabalhos publicados para a *espermatófitos*. *A. chirurgus* abordam apenas a distribuição, morfologia, biomassa e aspectos comportamentais, destacando Araújo et al. (2005), que avaliaram a distribuição espacial das espécies em uma poça de maré em Serrambi, Pernambuco, Rocha et al. (2002), que estudaram a preferência de habitat, dispersão larval e comparação filogeográfica para o Brasil, na Ilha de Ascensão e no Panamá, Lessa e Nobrega (2000), que relataram características morfométricas e métricas, Polunin e Roberts (1993), que avaliaram a biomassa de *A. Chirurgus* em duas reservas marinhas do Caribe. Robertson (1992), que analisou os padrões de nidificação e recrutamento da espécie no Panamá e Reeson (1973), que abordou a

biologia e ecologia da espécie em recifes de corais localizados em Porto Royal e Pedro Bank, na Jamaica.

Portanto, existem muitas lacunas no que concerne os aspectos da biologia reprodutiva da espécie estudada que precisam ser preenchidas, pois, há uma carência de informações com ênfase no processo de maturação gonadal, fecundidade, frequência e tipo de desova. Assim, o objetivo do presente estudo, foi descrever o processo de ovogênese e espermatogênese, entender e caracterizar o processo de fecundidade e maturação sexual, com base na observação macroscópica e microscópica dos ovários e testículos da *A. chirurgus*, baseado em estudos anteriores, com enfoque em estratégia reprodutiva de peixes (Hunter et al., 1989; Murua e Saborido-Rey, 2003 e Zudaire et al., 2013). Com intuito de gerar subsídios que possam contribuir como fonte de recursos para o desenvolvimento de outros estudos em biologia reprodutiva, medidas de gestão e manejo sustentável da espécie.

4.1. Material e Métodos

4.1.1. Coleta de dados

Coletas mensais foram realizados entre maio de 2016 a 2018, em uma colônia de pescadores localizada na Ilha de Itamaracá, latitude $-7^{\circ}44,87'0''S$ e longitude $-34^{\circ}49,42'0''W$ provenientes de capturas realizadas pela frota artesanal que opera na Ilha de Itamaracá região norte do Estado de Pernambuco, Brasil (Fig.3). A atividade é realizada a uma distância aproximada de 20 milhas náuticas e profundidade de 40 metros.

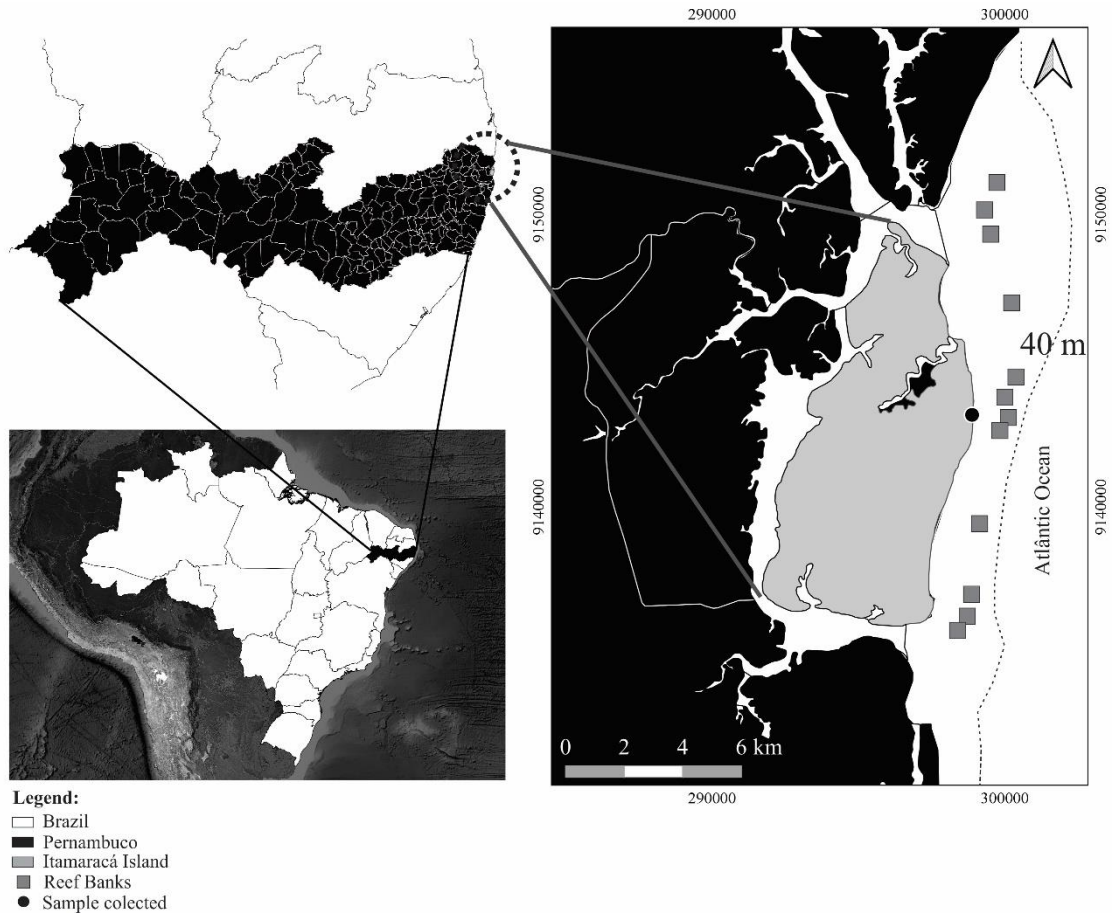


Figura 1: Localização da colônia de pescadores onde os exemplares da *A. chirurgus* foram capturados, no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a 2018.

Os exemplares foram capturados com aparelho de pesca do tipo covo (dimensões: 98 x 95 cm de comprimento e 40 cm o diâmetro) e desembarcados na colônia de pescadores localizada na Ilha de Itamaracá. Após obtenção das amostras, no laboratório, os indivíduos foram identificados segundo Lessa e Nobrega (2000) e mensurados com auxílio de um paquímetro (precisão: 0,01) para obtenção dos comprimentos: total (CT) e padrão (CP) em centímetros, e peso total (PT) em gramas com auxílio de balança (precisão: 0,001). Posteriormente, os exemplares foram dissecados para retirada dos ovários, as vísceras foram removidas e o peso eviscerado (PE) em gramas foi determinado.

4.1.2. Caracterização dos estágios maturacionais

Os estágios de maturação foram definidos por meio de análises macroscópicas e microscópicas dos ovários e testículos, avaliando aspectos como: coloração,

consistência, vascularização, visibilidade dos ovócitos e presença de líquido espermático. A variação da coloração dos ovários e testículos foi medida utilizando a escala RGB (Red-Green-Blue), proposta por Robinson et al. (2005), onde a união de três cores primárias dá origem a qualquer cor secundária.

A identificação do sexo e do estágio de maturação foi realizada por meio de análises macro e microscópicas dos ovários, avaliando aspectos como: coloração, consistência, vascularização e visibilidade dos ovócitos. O trato reprodutivo de cada espécime foi observado e fotografado, de acordo com o estágio maturacional.

Em seguida, fixada em formaldeído a 10% (overnight), clivada e refixada em solução de formaldeído a 10% (totalizando 24 h) e preservada em álcool a 70%. Posteriormente, uma seção transversal (~ 1 cm), foi embebida em resina, seccionados em 4 a 5 μm (micrótomo LEICA RM2255), e corados com hematoxilina e Eosina (Korta, 2010). Para descrever os diferentes estágios e fases de desenvolvimento ovariano, foi o usado a terminologia e os critérios de classificação proposto por Brown-Peterson et al. (2011), e adaptado para a espécie. Os ovários e testículos foram classificados de acordo com a fase mais avançada de desenvolvimento celular, utilizando os critérios de classificação utilizados por (Murua e Motos, 2000; Zudaire et al., 2013) para os ovários e (Brown-Peterson et al., 2011; Uribe et al., 2014; Castillo e Gálvez, 2015) para os testículos.

Em ordem, para determinar e classificar os estágios de desenvolvimento celular, as células foram mensuradas quanto ao diâmetro máximo e do núcleo, em que, somente as células que apresentaram núcleos foram utilizadas para esse propósito. Além da relação núcleo citoplasma, foi observado a reação do corante e as especificidades das células presente nos ovários e testículos.

4.1.3. Análise dos dados

Foi utilizada a estatística descritiva para calcular a média e o desvio padrão dos diâmetros das células (D_c) e dos núcleos (D_n) ($n = 200$, para cada estágio de desenvolvimento), bem como, comprimento e largura (direita e esquerda) e peso dos ovários ($n = 255$) para cada estágio de maturação. Depois de mensurados (comprimento, largura e peso) foi testada a normalidade (Teste de Lilliefors) e a homocedasticidade das variâncias (Teste de Bartlett). Como as variâncias não apresentam distribuição normal e não homocedásticas ($p < 0,001$) para todas as análises), foi utilizado o teste não

paramétrico de Kruskal-Wallis, em seguida, os valores das medianas foram comparados utilizando o teste de Student Newman Keuls (Mendes, 1999).

5. Resultados

5.1. Descrição macroscópica do sistema reprodutor de fêmeas da *A. chirurgus*

O sistema reprodutor das fêmeas, consiste em um par de ovários, localizados na posição longitudinal, na região dorsal da cavidade celomática, conectados pelo mesovário, e unidos por uma comissura na porção terminal, próximo ao orifício urogenital. Os ovários possuem uma variedade de cor e tamanho, que variam de acordo com o grau de desenvolvimento das células germinativas e de outras estruturas que o compõem. Alguns indivíduos classificados como imaturos e com ovários pouco desenvolvidos, não foi possível identificar o sexo através da análise macroscópica. Com base no grau de turgidez e coloração do ovário, foi possível determinar seis estágios de desenvolvimento para fêmeas, que seguem: imaturo, em desenvolvimento, capaz de desovar, desova ativa, regressão e regeneração.

Os ovários apresentam o formato saculiforme (fusiforme tubular) em toda sua extensão, com coloração variando de translúcido, com tamanho conspícuo e vascularização pouco notável nos estágios menos desenvolvido, para uma coloração bege amarelada, com nítida vascularização nos estágios mais desenvolvidos (Fig. 2). O comprimento do ovário variou entre 1,12 a 6,36 cm, largura de 0,13 a 2,72 cm, o peso variou entre 0,05 a 9,52 g, ocupando 0,36% a 54,82% da cavidade abdominal.



Figura 2: Representação dos ovários da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. A: imatura - aspecto liso e translúcida (R232-G203-B239) e sem vascularização; B: em maturação - aspecto liso, rígida, coloração rosa (216-171-156) e pouca vascularização; C: capaz de desovar - ovócitos visíveis macroscopicamente, apresenta aspecto liso e túrgido, vascularização eminente e coloração amarelada (140-105-064); D: desova ativa - ovócitos visíveis macroscopicamente, apresenta flacidez aparente, coloração alaranjada (178-123-061), túrgida e com vascularização; E: regressão - aspecto liso, apresentando flacidez e coloração laranja-amarronzada (151-130-128), macroscopicamente alguns ovócitos atresícos podem ser observados. F: regeneração - apresenta flacidez, aspecto liso e coloração bege claro (152-111-075). Barra de escala: 0,5 cm.

Os ovários classificados no estágio em desenvolvimento, regressão e regeneração, não apresentaram diferenças significativas quando analisadas as mensurações. Considerando os aspectos macroscópicos, já descritos, a diferenciação desses estágios somente é possível com análises microscópicas (Tab. 1). Para as fêmeas houve incremento do desenvolvimento em relação ao comprimento, largura e peso dos ovários, do estágio imaturo até o estágio desova ativa, com diminuição logo após a desova.

Tabela 1: Sumário do comprimento, largura e peso do ovário (\pm desvio padrão), dos estágios de maturação gonadal e p-valor do teste não parâmetro Kruskal-Wallis ($p < 0,05$), da *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. O comprimento, largura e peso foram analisados para sexos separados. Legenda: C_O – Comprimento do ovário, L_O - Largura do ovário, P_O – peso do ovário, IM – Imaturo, EM – Em maturação, CD – Capaz de desovar, DA – Desova ativa, RE – Regressão, REG – Regeneração. *Letras iguais indicam igualdade estatística.

Fêmeas	C _O	Max	Min	L _O	Max	Min	P _O	Max	Min
IM	1,62 \pm 0,31 ^a	2,15	1,11	0,31 \pm 0,09 ^a	0,47	0,20	0,12 \pm 0,05 ^a	0,20	0,05
EM	3,01 \pm 0,81 ^{bef}	5,17	1,15	0,69 \pm 0,42 ^{bf}	2,72	0,24	0,99 \pm 0,60 ^{bef}	2,92	0,11
CD	3,46 \pm 0,56 ^{cd}	4,03	1,93	1,18 \pm 0,37 ^{cd}	2,00	0,65	3,55 \pm 1,10 ^{cd}	5,28	1,82
DA	3,94 \pm 0,64 ^d	6,36	2,91	1,25 \pm 0,34 ^d	2,00	0,13	4,73 \pm 1,81 ^d	9,52	1,25
RE	3,11 \pm 0,42 ^{ef}	4,25	2,14	0,80 \pm 0,16 ^{ef}	1,32	0,49	1,47 \pm 0,79 ^{ef}	4,71	0,26
REG	2,99 \pm 0,57 ^f	4,35	1,77	0,71 \pm 0,29 ^f	2,00	0,45	1,01 \pm 0,36 ^f	1,59	0,30
p-valor	<0,0001			<0,0001			<0,0001		

5.2. Descrição microscópica do sistema reprodutor de fêmeas da *A. chirurgus*

Os ovários da *A. chirurgus* são constituídos por tecido muscular liso e por um compartimento germinativo que se projeta a partir da membrana muscular em direção à luz do órgão. As lamelas ovígeras são limitadas pelo epitélio germinativo do tipo estratificado e pavimentoso (Fig.4.1), que reveste a superfície da lamela e delimita o lúmen ovariano. Internamente é constituído por células somáticas epiteliais, que se tornam, posteriormente, em células foliculares que irão desempenhar a função de sustentação do ovário e auxiliar durante o processo de vitelogênese, além de e vasos sanguíneos (fluido de aspecto granuloso), e as células germinativas em diferentes estágios maturacionais. Com base nas alterações morfológicas observadas e as reações aos corantes foram determinadas nove fases de desenvolvimento celular: Oogônias (Oo), Ovócito em crescimento primário (CP) (cromatina nucleolar e perinucleolar), Cortical alveolar (CA), Vitelogênese primária (Vtg I), Vitelogênese secundária (Vtg II), Vitelogênese terciária (Vtg III), Quebra da vesícula germinativa (QVG), Migração da vesícula germinativa (MVG), Ovócito hidratado (OH) e Ovócito atrésico (OA) (Tabela 2).

O desenvolvimento dessas estruturas (Fig.3), após sucessivas divisões da meiose, entre as fases de oogônias (Fig.3.1) e ovócito em crescimento primário (Fig.3.2), o desenvolvimento celular é marcado pela presença de minúsculos grânulos observados na região do citoplasma (Fig.3.3), gradualmente vesículas lipídicas circulares de diâmetros variados se proliferam no citoplasma, e pequenos grânulos de proteínas começam a surgir na periferia do citoplasma, marcando o início do processo de vitelogênese (Fig.3.4). Posteriormente, as vesículas de lipídios tendem a migrar para a região central do núcleo, conseqüentemente os grânulos de proteínas aumentam em diâmetro e quantidade (Fig.3.5), em seguida, as vesículas de lipídeos circundam o núcleo, formando uma camada distinta de vesículas e grânulos de proteína (Fig.3.6). Nessas fases (Fig.3.4,5,6), foi possível observar a formação de envoltório circundando o ovócito, composto por vesículas menores, localizado na porção posterior a zona radiada. Em uma fase mais avançada, as vesículas se fundem e aumentam em diâmetro (Fig.3.7), o processo de fusão continua até uma única gotícula ser formada na região central do ovócito, próximo ao núcleo (Fig.3.8), dando início ao processo de migração da vesícula germinativa atérmico (núcleo) (Fig.3,9) para o polo animal da célula, e por fim, ocorre a quebra da vesícula germinativa (Fig.3.10), onde os grânulos de proteína se condensam, originando o ovócito propriamente hidratado (Fig.3, 11).

Na Figura 3, pode ser observada as diferentes fases de desenvolvimento ovocitário, baseado na classificação acima descrita.

Tabela 2. Sumário dos estágios de desenvolvimento ovocitário para a *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.

Estágio de desenvolvimento	Características	Diâmetro do ovócito (μm)
Crescimento primário		
Oogônias	Sem contato direto com o lúmen ovariano, são as menores células da linhagem germinativa, geralmente formando ninhos, o núcleo é bastante desenvolvido e o citoplasma escasso de caráter basófilo e com pouco acúmulo de proteína.	4,9 - 11,2 6,87 \pm 1,19
Cromatina nucleolar	Apresenta citoplasma mais desenvolvido, com forte basofilia, o núcleo de caráter acidófilo, apresenta cromatina nucleolar e um único nucléolo pode ser observado.	11,2 - 59,9 45,96 \pm 7,29
Cromatina Perinucleolar	Nesse estágio o citoplasma permanece basófilo, no núcleo, vários nucléolos se posicionam em direção a periferia.	31,4 – 89,1 70,01 \pm 9,72
Cortical Alveolar (CA)	Formação de vesículas esféricas foram observadas no citoplasma, similar ao estágio anterior, porém, apresentado menor basofilia, a cromatina permanece na periferia do núcleo.	67,0 – 140,7 101,83 \pm 17,72
Vitelogênese (Vtg)		
Vtg I	Neste estágio vesículas de vitelo (lipídeos e proteínas) são observadas no citoplasma que apresenta caráter altamente acidófilo. Gotas de lipídios estão presentes por todo o citoplasma e alguns grânulos de proteína podem ser observados na periferia do citoplasma	115,5 – 226,6 168,54 \pm 22,60
Vtg II	Grânulos de proteína e vacúolos são observados na mesma proporção na região do citoplasma.	148,2 – 341,8 232,50 \pm 43,85
Vtg III	Nesse estágio os grânulos de proteína são mais evidentes, os vacúolos se reorganizam em direção ao núcleo. Uma camada de vacúolos pode ser observada próximo a zona pelúcida.	205,6 – 446,3 327,45 \pm 51,22
Maturação do ovócito (MO)		
Migração da vesícula germinativa (GVM)	Os vacúolos se fusionam e uma única gotícula é observada próximo ao núcleo. Início da migração do núcleo (vesícula germinativa) para o polo animal.	288,6 – 555,1 426,05 \pm 48,23
Quebra da vesícula germinativa (GVBD)	Migração completa do núcleo para o polo animal, em fase avançada uma única gotícula pode ser observada na periferia do citoplasma.	368,7 – 577,6 478,65 \pm 41,99
Hidratação	Os grânulos de vitelo se fusionam formando uma camada homogenia de caráter acidófilo	488,7 – 600,0 554,31 \pm 38,04

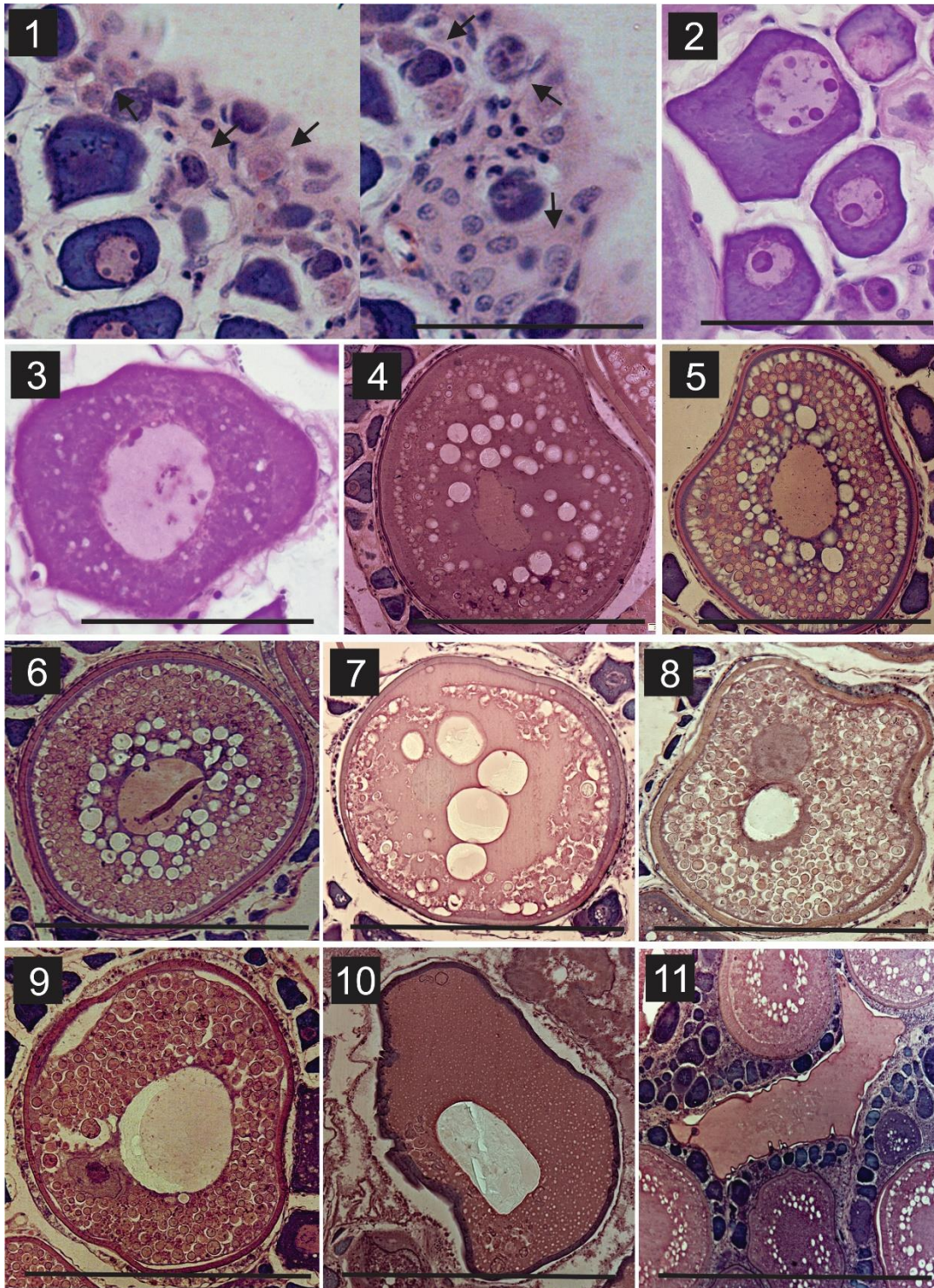


Figura 3: Fases de desenvolvimento ovocitário da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018: (1) e (2) Estágio imaturo, com oogônias (Oo), ovócitos em crescimento primário (PG), com presença de ovócitos com cromatina nucleolar (NC) e perinucleolar (NP); (3), (4) e (4) Estágio em desenvolvimento, apresentado ovócitos mais avançados na fase cortical alveolar (CA), Vitelogênese I e II, respectivamente; (6) e (7) Estágio Capaz de desovar, Vitelogênese III e formação da gotícula de lipídio; (8) a (11) Estágio Desova Ativa, apresentando ovócitos com um único vacúolo de lipídio, ovócitos com MVG e QVG, e OH. Coloração: Hematoxilina-eosina. Barra de escala: 20 μm (1 a 5), 50 μm (6 a 10), 100 μm (11).

Além das células reprodutivas, os ovários da *A. chirurgus*, apresenta componentes somáticos, como tecido muscular liso que compõe a membrana ovariana, formado pela associação de células longas de formato cilíndrico na porção central do tecido e células fusiformes na porção mais interna do tecido, apresentando um único núcleo central (Fig. 4.1).

Os ovócitos da espécie estudada apresentam em sua composição um epitélio superficial, constituído por células da teca (CT), na primeira camada e células da granulosa (GC), constituindo a segunda camada. Na porção mais interna, próximo ao citoplasma, foi possível identificar a membrana vitelínica (MV) e a zona radiada (ZR). Nas fases mais avançadas de desenvolvimento ovocitário, o citoplasma é constituído por vacúolos de lipídeo (VL) e grânulos de vitelo (GV) (Figura 4.2).

Após a ovulação, foi possível distinguir estruturas que são formadas durante esse processo, os folículos pós-ovulatórios, formados pela teca e células da capa granulosa. Essas estruturas sofrem hipertrofia e se degeneram até que sejam reabsorvidas pelo ovário, e durante esse processo é possível observar diferentes fases: Folículo pós-ovulatório - 12 h (POF dia - 0) e folículo pós-ovulatório - 24 h (POF dia - 1). Essas estruturas, podem ser observadas após a liberação do ovócito que ocorre durante a estação reprodutiva.

Folículo pós-ovulatório dia - 0: Estrutura que permite a maturação do ovócito, formada pela capa granulosa e a teca, podem apresentar diferentes aspectos morfológicos, de acordo com o tempo que foi realizada a desova. Na figura 4.3, pode ser observado um folículo de menos 12 h (ou dia 0), caracterizado por conter lúmen amplo, a membrana vitelínica possui formato sinuoso e flácido, com células foliculares circundando essa estrutura, com grande vascularização nessa região.

Folículo pós-ovulatório dia - 1: A presença dessa estrutura é um indicativo que a fêmea desovou um dia antes de ser capturada, folículo de 24 h (ou dia 1), pois pode ser observado uma marcada redução na área do lúmen, apresentando vacúolos como parte do processo degenerativo da estrutura e reabsorção da membrana vitelínica e da zona radiada. Como parte do processo de ovulação, foi observado em evidência nos ovários a presença de vasos sanguíneos (Figura 4.4).

Diferentes fases de reabsorção dos ovócitos (α Atrésia e β Atrésia) foi observada, indicando o término da temporada reprodutiva, principalmente dos ovócitos vitelogenados, um indicativo que a desova continua e/ou que terminou. α Atrésia: A

principal característica é a decomposição das estruturas que compõem o ovócito (células da teca, células da granulosa, membrana vitelínica e zona radiada. Grânulos e vacúolos podem ser observados como parte do processo de reabsorção, tanto dessas estruturas, como do citoplasma (Figura 4.5).

β Atrésia: estrutura que compreende um estágio mais avançado de reabsorção, caracterizada pela contração das estruturas que compõe ovócito, apresentando pouco ou nenhum vacúolo e ausência de lúmen. É observado no período de máxima reprodução, quando a reabsorção é mais rápida, pois o processo de maturação é mais frequente (Figura 4.6).

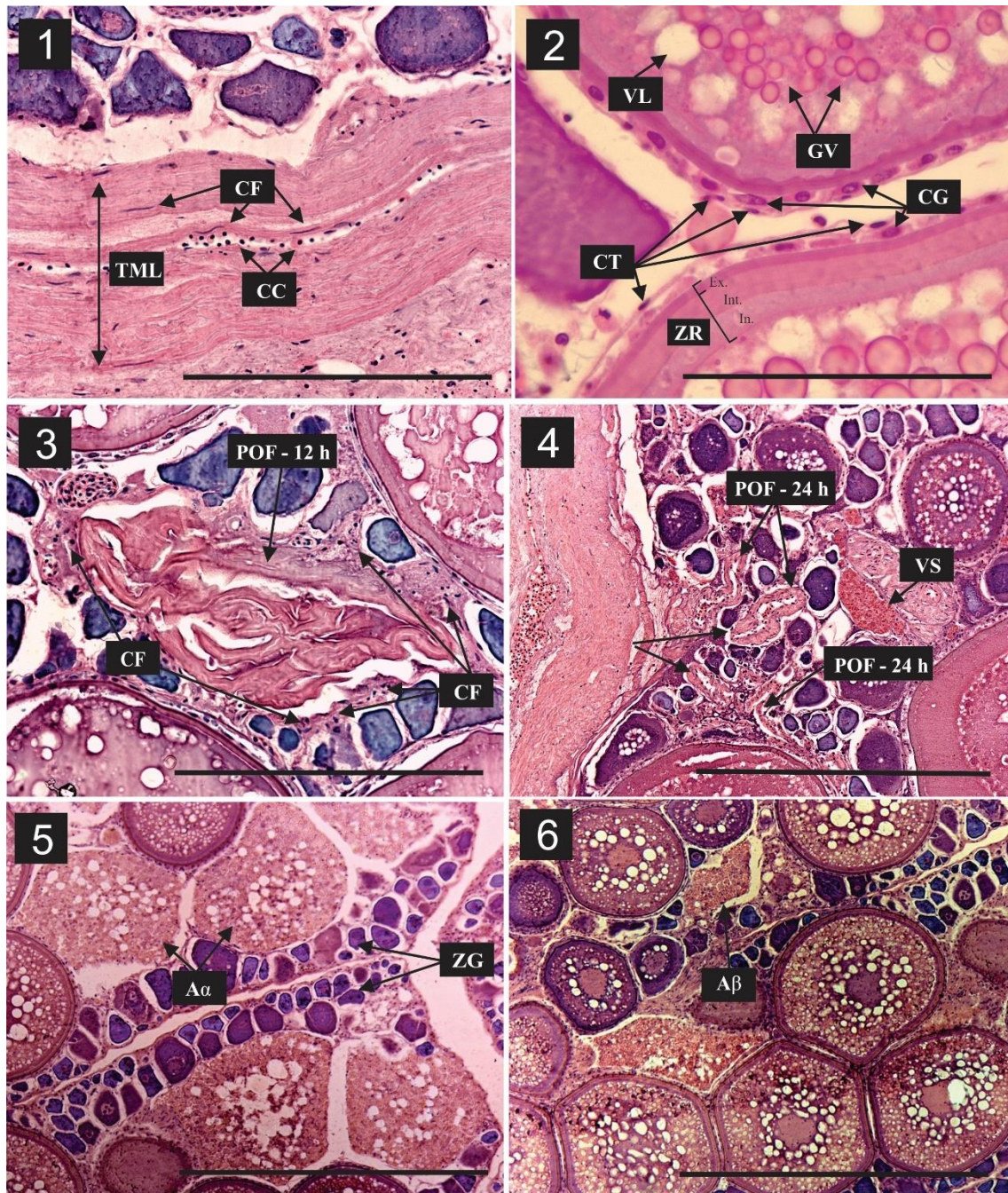


Figura 4: Sumário das estruturas que compõe os ovários da *A. chirurgus* no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. (1) Tecido muscular liso (TML) que compõe a membrana ovariana; (2) Epitélio superficial, constituído por células da teca (CT), células da granulosa (CG) e a zona radiada (ZR), constituída por três zonas: Externa (Ex.), Intermediária (Int.) e Interna (In.). Em fases avançadas, o citoplasma é constituído por vacúolos de lipídeo (VL) e grânulos de vitelo (GV); (3) Folículo pós-ovulatório - 12 h (POF dia - 0), caracterizado por conter lúmen amplo, a membrana vitelínica possui formato sinuoso e flácido, com células foliculares circundando a estrutura, com muita vascularização. (4) Folículo pós-ovulatório - 24 h (POF dia - 1), marcada redução do tamanho do lúmen, apresentando vacúolos como parte do processo degenerativo da estrutura e reabsorção do córion e da zona radiada. Coloração: Hematoxilina-eosina. Barra de escala: 20 μ m (1,2,3), 50 μ m (4), 100 μ m (5,6).

Na tabela 3 estão dispostos os resultados relacionados aos dados observados com relação a composição celular de todos os estágios de desenvolvimento descritos para fêmeas da *A. chirurgus*.

Tabela 3: Composição celular dos estágios maturativos de fêmeas da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: Oogônias (OO), Crescimento primário (CP), Cortical Alveolar (CA), Vitelogênese I (Vtg I), Vitelogênese II (Vtg II), Vitelogênese III (Vtg III), Quebra da Vesícula Germinativa (QVG), Migração da Vesícula Germinativa (MVG), Ovócito Hidratado (OH). Oogônia. Legenda: CD: Capaz de desovar; DA: Desova ativa; A: Ausente; P: Presente; A*: Abundante.

Estágios de desenvolvimento						
Fases	Imaturo	Desenvolvimento	CD	DA	Regressão	Regeneração
Oo	A*	A*	P	P	P	P
PG	A*	A*	P	P	P	P
CA	A	A*	P	P	P	P
Vtg I	A	A*	A*	A*	P	A
Vtg II	A	P	A*	A*	P	A
Vtg III	A	A	A*	A*	P	A
MVG	A	A	A	A*	A	A
QVG	A	A	A	A*	A	A
OH	A	A	A	A*	A	A

5.3. Diâmetro dos ovócitos e relação núcleo-citoplasma para fêmeas da *A. chirurgus*

Ao longo do processo de oogênese foi observado um visível incremento no desenvolvimento ovocitário, as células e os respectivos núcleos apresentam desenvolvimento constante. As oogônias são as menores células da linhagem germinativa, seguida pelos Ovócitos em Crescimento Primário, Cortical Alveolar, Vitelogênese I, II e III, Migração da Vesícula Germinativa, Quebra da Vesícula Germinativa, Ovócito Hidratado. Quanto ao núcleo, percebeu-se um aumento no diâmetro conforme o desenvolvimento da célula, menos evidente que o aumento do citoplasma (Fig. 5). Na relação entre núcleo x citoplasma observou-se que as oogônias possuem um núcleo conspícuo quando comparado às células maduras, apresentando uma menor proporção na relação DN/DC (%) (Tab. 4).

Tabela 4. Diâmetro (médio \pm desvio, máximo e mínimo) em μm dos ovócitos e dos núcleos para cada estágio de desenvolvimento celular da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: Oogônias (OO), Cromatina Nucleolar (CN), Cromatina Perinucleolar (CP), Cortical Alveolar (CA), Vitelogênese I (Vtg I), Vitelogênese II (Vtg II), Vitelogênese III (Vtg III), Quebra da Vesícula Germinativa (QVG), Migração da Vesícula Germinativa (MVG), Ovócito Hidratado (HO), N = número de células, DC = Diâmetro da célula, DN = Diâmetro do núcleo.

Fases	N	DC	Max	Min	DN	Max	Min	DN/DC%
Oo	200	6,9 \pm 1,2	11,2	4,9	3,8 \pm 0,6	6,0	2,6	54,7
CN	200	45,4 \pm 9,3	59,9	11,2	17,1 \pm 4,7	32,2	6,6	37,7
CP	200	50,7 \pm 12,0	89	31,4	18,8 \pm 4,4	41,3	9,4	37,1
CA	200	91,0 \pm 21,3	140	67,0	30,4 \pm 7,9	61,8	17,1	33,4
Vtg I	200	159,4 \pm 30,2	226,6	115,5	43,6 \pm 12,6	92,8	21,2	27,4
Vtg II	200	226,7 \pm 55,7	341,8	148,2	53,5 \pm 15,6	107,1	21,2	23,6
Vtg III	200	287,3 \pm 58,7	429,3	205,6	62,0 \pm 18,8	110,3	28,7	21,6
QVG	200	426,0 \pm 48,2	555,1	288,6	71,6 \pm 19,2	110,3	34,6	16,8
MVG	200	476,3 \pm 40,6	577,0	368,7	73,8 \pm 20,5	128,2	34,6	15,5
OH	200	554,3 \pm 38,0	599,6	488,7				

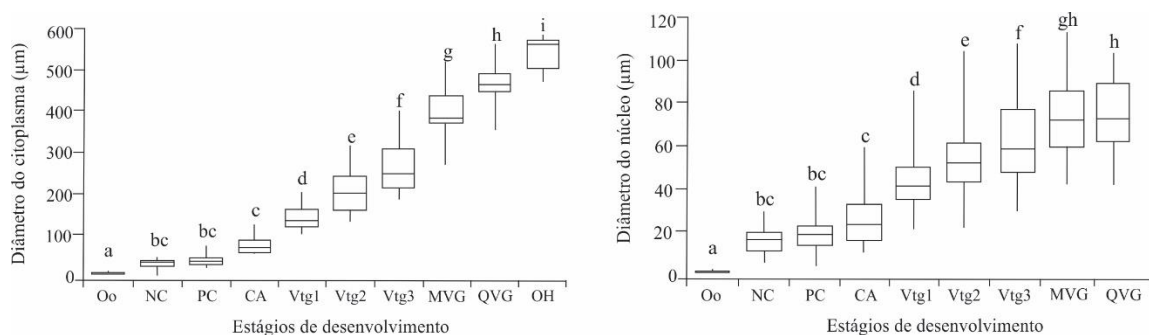


Figura 5: Representação gráfica dos diâmetros ovocitários e dos núcleos das diferentes fases de desenvolvimento das fêmeas da *A. chirurgus*, coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: Oogônias (OO), Cromatina Nucleolar (NC), Cromatina Perinucleolar (PC), Cortical Alveolar (CA), Vitelogênese I (Vtg I), Vitelogênese II (Vtg II), Vitelogênese III (Vtg III), Quebra da Vesícula Germinativa (QVG), Migração da Vesícula Germinativa (MVG), Ovócito Hidratado (OH). *Letras iguais indicam igualdade estatística entre as medianas, utilizando o teste SNK ($p < 0,05$).

5.4. Descrição macroscópica do sistema reprodutor de machos da *A. chirurgus*

O sistema reprodutor dos machos, é constituído por um de testículos, unidos por uma comissura na porção terminal, próximo ao orifício urogenital. Possuem uma variedade de cor e tamanho, que variam de acordo com o grau de desenvolvimento das células germinativas e de outras estruturas que compõem o testículo. Alguns indivíduos classificados como imaturos e com testículos pouco desenvolvidos, não foi possível identificar o sexo através da análise macroscópica. Com base no grau de turgidez, formato e coloração, foi possível determinar seis estágios de desenvolvimento: imaturo, em desenvolvimento, capaz de liberar, liberando, regressão e regeneração.

Desde o estágio rudimentar (imaturo), apresentam formato fusiforme, translúcidos e conspícuos, nos estágios menos desenvolvidos, não apresentando sinais de hemorragia. Nos estágios mais avançados de desenvolvimento, apresentaram coloração variando em tons de branco a bege, com ramificações nas laterais, tornando-se mais evidentes nos estágios, capaz de liberar e liberando, a dilatação dos vasos sanguíneos com sinais de hemorragia, torna-se eminente nos estágios desova ativa e regressão. A textura lisa foi observada em todos os estágios, sendo a flacidez uma característica principal dos testículos nos estágios liberando, regressão e regeneração. O comprimento dos testículos variou de 0,86 a 6,69 cm, largura entre 0,02 a 1,26 cm, e peso variando entre 0,001 a 4,3 g, ocupando 0,15% a 16,72% da cavidade abdominal (Fig. 6).



Figura 6: Representação dos testículos da *A. chirurgus*, coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018. A: imaturo, com aspecto liso e coloração translúcida e rígido (R216-G207-B220); B: em maturação, com aspecto liso, rígido e coloração bege claro, não apresentando sinais de hemorragia (221-208-188); C: capaz de liberar, apresenta aspecto liso e turgido, não apresenta sinais de hemorragia e o líquido espermático pode ser liberado com uma leve pressão, apresentando coloração esbranquiçada (180-179-176); D: liberando, apresenta flacidez, com dilatação dos vasos sanguíneos, e coloração amarelada (224-202-172); E: em regressão, aspecto liso, apresentando flacidez e sinais de hemorragia eminente, com coloração bege amarelada (176-1288-117). F: regeneração, apresenta pouca flacidez, aspecto liso, não apresentando sinais de hemorragia e coloração bege claro (207-189-140). Barra de escala: 0,5 cm.

Os testículos classificados no estágio em desenvolvimento, regressão e regeneração, não apresentaram diferenças estatísticas significativas quando analisadas as mensurações. Considerando os aspectos macroscópicos, já descritos, a diferenciação desses estágios somente é possível com análises microscópicas (Tab. 5). Para os machos, foi observado incremento em relação ao comprimento dos testículos, do estágio imaturo até o estágio desova ativa, com diminuição logo após a desova. Enquanto a largura e o peso aumentam até atingir a maturidade e diminui após a liberação dos espermatozoides (Tab. 5).

Tabela 5: Sumário do comprimento, Largura e peso do testículo (\pm desvio padrão), dos estágios de maturação gonadal e p-valor do teste não parâmetro Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) da *Acanthurus chirurgus*, coletada no litoral norte do estado de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018. O comprimento, largura e peso foram analisados para sexos separados. Legenda: C_T – Comprimento do testículo, L_T – Largura do testículo, P_T – Peso do testículo, IM – Imaturo, EM – Em maturação, CL – Capaz de liberar, LI – Liberando, RE – Regressão, REG – Regeneração. *Letras iguais indicam igualdade estatística

Machos	C _T	Max	Min	L _T	Max	Min	P _T	Max	Min
IM	1,92 \pm 0,77 ^a	3,58	0,86	0,10 \pm 0,07 ^a	0,31	0,02	0,02 \pm 0,03 ^a	0,10	0,001
EM	2,98 \pm 0,78 ^{bf}	4,43	1,00	0,25 \pm 0,10 ^{bf}	0,44	0,05	0,24 \pm 0,27 ^{bf}	0,90	0,02
CL	4,04 \pm 0,59 ^{cde}	5,21	2,21	0,49 \pm 0,17 ^{cd}	1,00	0,24	0,88 \pm 0,56 ^c	2,72	0,20
LI	4,14 \pm 0,85 ^d	6,69	1,46	0,46 \pm 0,23 ^d	1,27	0,04	0,64 \pm 0,59 ^d	4,30	0,01
RG	3,81 \pm 0,69 ^{ef}	5,39	2,15	0,33 \pm 0,16 ^{ef}	0,82	0,07	0,35 \pm 0,29 ^{ef}	1,21	0,03
REG	3,59 \pm 0,58 ^f	3,81	2,35	0,29 \pm 0,11 ^f	0,77	0,10	0,27 \pm 0,17 ^f	0,86	0,06
p-valor	<0,0158			<0,0007			<0,042		

5.5. Descrição microscópica do sistema reprodutor de machos da *A. chirurgus*

Os testículos apresentaram diferenças morfológicas principalmente no estágio rudimentar (virgem), onde os espermatocistos são conspícuos e apresentaram somente um tipo de célula, as espermatogônias. Nesse estágio o lúmen dificilmente é observado. Internamente, são constituídos por tecido conjuntivo, células que se diferenciam ao longo da espermatogênese, túbulos seminíferos e células somáticas. Os túbulos seminíferos foram classificados como: (a) Túbulos seminíferos primários (TSP) - que se estendem dorso-ventralmente desde o ducto espermático principal ao longo da

superfície dorsal do testículo; (b) Túbulos seminíferos secundários (TSS) – se originam nos túbulos primários e como ramificações, se estendem lateralmente em direção a membrana celular. Caracterizado pela presença de espermatogônias ao lado dos lóbulos, os testículos da *A. chirurgus* foi classificado como Espermatogonial Irrestrito. Internamente sua composição é formada por espermatocistos, principalmente nos estágios mais desenvolvidos, geralmente ocupando todo o espaço, encoberto pelo epitélio germinativo, local onde pode ser observado a presença de células germinativas em diferentes estágios maturativos e um ducto espermático (responsável pelo transporte dos espermatozoides para o exterior), onde os túbulos seminíferos se conectam, além de células de Sertoli que desempenham a função de sustentação dos espermatocistos e auxiliam durante o processo de espermatogênese, característico dos testículos. Durante o processo de espermatogênese as células germinativas primordiais se dividem por meiose e originam as espermatogônias (Figura 1i), em seguida, um processo de mitose e meiose surgem os espermatócitos (Figura 1ii). Estes, sofrem um processo de diferenciação, dando origem as espermatídes (Figura 1iii) e por fim, os espermatozoides (Figura 1iv), que são diferenciados devido a aquisição de uma cauda ou flagelo e ausência de acrossoma. Com base nas alterações morfológicas observadas ao longo do desenvolvimento dos testículos e as reações aos corantes foram determinadas cinco fases de desenvolvimento celular: Espermatogônia (Sg), Espermatócito (Sc), Espermatíde (St) e Espermatozoide (Sz) (Tabela 6). Na figura 7, pode ser observada as diferentes fases do processo de espermatogênese, baseado na classificação acima descrita.

Tabela 6. Sumário do processo de espermatogênese observado para a *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: DC – Diâmetro da célula

Fases de desenvolvimento (Espermatogênese)	Características	DC (µm)
Espermatogônias	São as maiores células da linhagem germinativa, geralmente formando aglomerados, na periferia dos espermatocistos. O citoplasma acidófilo é escasso e o núcleo eminente com cromatina descondensada, exibindo pouca reação basofílica pelo método Hematoxilina-eosina (HE).	2,98 – 5,38 4,01±0,39
Espermatócitos	Após a prófase meiótica as espermatogônias se transformam em espermatócitos. Nessa fase de desenvolvimento, em alguns casos, as células formam aglomerados preenchendo os espermatocistos. O núcleo possui um tamanho menor, com contorno definido, cromatina pouco condensada, de caráter basofílico. O citoplasma é pouco escasso, embora apresente forte reação acidófila.	1,78 – 4,75 3,03±0,66
Espermátides	Como resultado da meiose, são originadas as espermátides, células menores que as anteriormente descritas, com núcleo bastante reduzido, cromatina condensada, de caráter basofílico, citoplasma pouco evidente, porém apresentado acidofilia. Esta fase corresponde ao final do processo de espermatogênese.	1,53 – 3,34 2,52±0,44
Espermatozoides	São as menores células da linhagem germinativa. Acrossoma ausente, núcleo basófilo, citoplasma reduzido, e flagelo altamente acidófilo. Os espermatozoides são liberados no lúmen do espermatocistos e viajam aos ductos espermáticos, onde estão prontos para serem liberados.	1,46 – 3,12 2,19±0,33
Componentes somáticos	Observadas como aglomerados ou formando um envoltório em torno dos espermatocistos. Formato e comprimento variado, geralmente aplanadas ou ovaladas. O núcleo apresenta cromatina pouco condensada, corada em azul, demonstrado reação positiva ao corante HE. O citoplasma pouco escasso, apresenta acidofilia.	
Células de Sertoli		

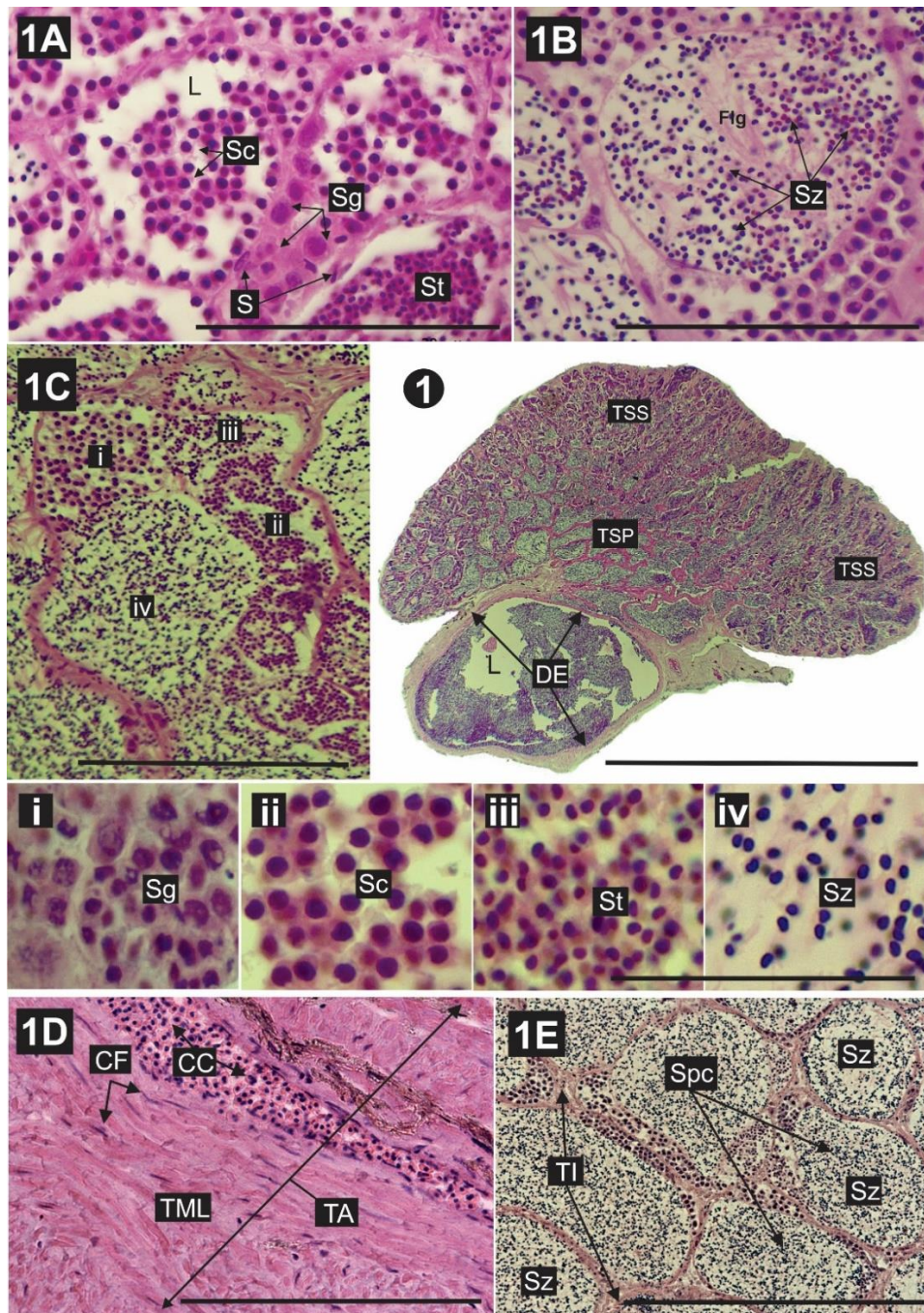


Figura 7: Sumário da espermatogênese e componentes somáticos dos testículos da *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. 1) seção transversal da porção mediana de um testículo, evidenciando os túbulos seminíferos primários (TSP) e secundários (TSS), na região central o ducto espermático (DE) e o Lúmen (L); 1a) espermatocistos com presença de espermatogônias (Sg) na periferia, espermatócitos (Sc) e espermatídes (St) na porção central, formando aglomerados, lúmen e células de Sertoli são observadas contornando os espermatocistos, 1b) espermatocisto contendo na região central espermatozoides (Sz) e os respectivos flagelos; 1C) espermatocisto contendo Sg - I, Sc - II, St - III na região periférica e Sz - IV na porção central, 1D) Túnica albugínea, constituída por tecido muscular liso (TML), composto por células cilíndricas (CC) e fusiformes (CF), 1E) espermatocistos repleto de espermatozoides, representado epitélio germinativo contínuo (EGC) e nas extremidades o tecido intersticial (TI). Coloração: Hematoxilina-eosina. Barra de escala: 500 µm (1), 20 µm (1A, B e i, ii, iii, iv), 50 µm (1C,D), 200 µm (1E).

5.6. Diâmetro dos ovócitos e relação núcleo-citoplasma para machos da *A. chirurgus*

Ao longo do processo de maturação das células germinativas houve uma diminuição gradual nos diâmetros das células e dos núcleos ($p < 0,05$). Como característica das células masculinas existe uma tendência dos diâmetros das células e dos núcleos reduzirem consecutivamente ao longo do desenvolvimento celular (Fig. 8).

Quanto à relação Núcleo x Citoplasma foi observado que as espermatogônias (Sg) e espermatócitos (Sc) são maiores que as demais células da linhagem germinativa, com núcleo proporcionalmente maior. Ao longo do desenvolvimento germinativo, os diâmetros das células e dos núcleos diminuem na mesma proporção. Em contrapartida, com a redução no diâmetro da célula, há uma maior concentração de citoplasma, de acordo com cada estágio de desenvolvimento maturacional (Tab. 7).

Tabela 7. Diâmetro (médio \pm desvio, máximo e mínimo) em μm das células e dos núcleos durante o processo de espermatogênese da *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: Espermatogônia (Sg), Espermatócito (Sc), Espermátide (St), Espermatozoide (Sz), N = número de células, DC = Diâmetro da célula, DN = Diâmetro do núcleo.

Fases	N	DC	Max	Min	DN	Max	Min	DN/DC%
Sg	200	4,01 \pm 0,39	5,38	2,98	2,62 \pm 0,38	3,8	1,5	65,34
Sc	200	3,03 \pm 0,66	4,75	1,78	2,09 \pm 0,49	3,18	1,03	68,98
St	200	2,52 \pm 0,44	3,34	1,53	1,61 \pm 0,24	2,28	1,16	63,89
Sz	200	2,19 \pm 0,33	3,12	1,46	1,52 \pm 0,22	2,26	0,97	69,41

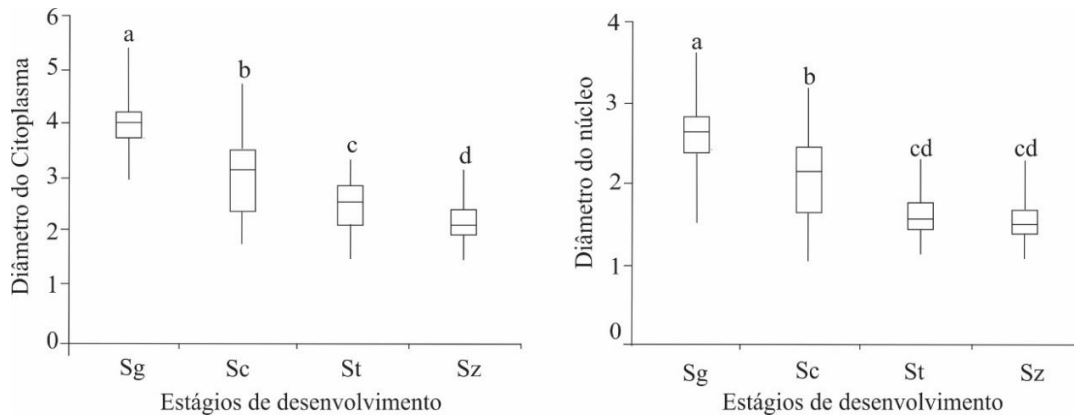


Figura 8: Representação gráfica dos diâmetros das células germinativas e dos núcleos das diferentes fases de desenvolvimento dos machos da *Acanthurus chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: Espermatogônias (Sg), Espermatócito (Sc), Espermátide (St), Espermatozoide (Ez). *Letras iguais indicam igualdade estatística entre as medianas, utilizando o teste SNK ($p < 0,05$).

6. Discussão

O estudo morfofisiológico dos ovários da *A. chirurgus* é de grande relevância para o embasamento de estudos com relação às suas características reprodutivas. Na visão de Krol et al. (1992), os trabalhos concernentes à biologia reprodutiva são cruciais para o conhecimento e entendimento do ciclo reprodutivo das espécies.

Os aspectos morfológicos dos ovários e testículos observada no presente trabalho, segue um padrão para a maioria das espécies de peixes que habitam ambientes recifais, incluindo espécies hermafroditas (Marques e Ferreira, 2011) ou peixes de águas continentais (Rodrigues, 2005). Devido à similaridade entre as espécies de diferentes famílias e ordens, isto parece ser uma característica intrínseca da classe Actinopterygii.

A distinção do sexo para a *A. chirurgus* baseada nas características macroscópicas do desenvolvimento dos ovários é evidente, assim como também foi reportado por Palazón-Fenrandes (2007), Shinozaki-Mendes et al. (2013), Queiroz et al (2018). Entretanto, indivíduos com ovários rudimentares, impossibilita a classificação devido à similaridade observada. No presente trabalho, através da análise macroscópica, não foi possível diferenciar ovários e testículos classificados no estágio desenvolvimento e regressão (inativas), levando a um possível erro de classificação. Devido esse aspecto, a análise microscópica dos ovários e testículos é fundamental para reduzir e eliminar erros.

Queiroz et al. (2018) listam os diâmetros de células germinativas com valores próximos ao observado, exceto para os ovócitos em vitelogênese primária, secundária e terciária. No presente trabalho, para estas fases de desenvolvimento, as células variaram

entre 115 a 446 μm , enquanto para o *A. coeruleus*, os autores estabeleceram tamanho das células variando entre 172 a 300 μm . Provavelmente, essas diferenças podem ocorrer devido a muitas classificações e nomenclaturas utilizadas para os diferentes tipos de células.

Vários trabalhos que foram realizadas análises histológicas em peixes, demonstram que as células germinativas durante o processo de ovogênese e espermatogênese, sofrem diversas variações. Shinozaki-Mendes et al. (2007), observaram que em ovários de indivíduos imaturos da *Holocentrus adscensionis* (Osbeck, 1765), capturados na costa de Pernambuco, havia apenas células pré-vitelogênicas. Entretanto, para *H. plumieri*, Shinozaki-Mendes et al. (2013), descreve que foram observadas células em vitelogênese, até mesmo nos menores indivíduos, apenas as fêmeas em repouso apresentaram esse padrão. Neste mesmo trabalho, os autores classificaram indivíduos imaturos, àqueles que apresentaram ovócitos na fase cortical alveolar.

Para a *A. chirurgus*, os espécimes considerados imaturos, apresentaram no ovário somente oogônias e células na fase crescimento primário. Para o estágio em desenvolvimento, àqueles que apresentaram ovócitos em cortical alveolar, Vtg I, Vtg II. Foram classificados no estágio capaz de desovar, indivíduos que apresentaram ovócitos em Vtg III, além da formação da gotícula de lipídio. Ao longo da sua formação, as vesículas lipídicas dispersas pelo citoplasma, migram em direção ao núcleo, onde ocorre a fusão, originando uma única gotícula de lipídio. Queiroz et al. (2018), ao estudar os aspectos reprodutivos da *A. coeruleus* descreveu quatro fases de desenvolvimento gonadal, incluindo uma subfase. Os autores descrevem todas as fases de desenvolvimento ovocitário, considerando indivíduos em desenvolvimento, aqueles que apresentaram células em cortical alveolar, assim como foi observado no presente trabalho. Contudo, o padrão de ovogênese usado para a determinar os estágios maturacionais não foi detalhadamente esmiuçado. Os resultados observados no presente trabalho, quanto as características do padrão de ovogênese, são semelhantes as estabelecidas por Zudaire et al. (2013) para a *Thunnus albacares* (Bonnaterre, 1788). As características observadas nas diferentes fases de desenvolvimento ovocitário para *A. chirurgus*, contribuem para identificação e melhor classificação dos estágios maturacionais. O critério de classificação das fases observada para a espécie, pode servir como modelo/comparativo e auxiliar em estudos para outras espécies de peixes recifais. Pois, as estruturas observadas para a espécie no presente trabalho, não são características comumente descritas em trabalhos realizados com ênfase nos aspectos reprodutivos. Embora, algumas espécies possam apresentar padrão

de desenvolvimento ovocitário diferente, é notório que algumas mudanças estejam relacionadas a regras de nomenclatura.

A presença de vesículas lipídicas é uma característica comum a várias espécies de teleosteos, devido ao acúmulo de proteínas (Wallace e Selman, 1981; Fernandes et al., 2016), as quais migram mais tarde para dentro da célula. Essa migração de proteínas ocorre através de canais intercelulares, permitindo que as proteínas transportadas pelo sangue atinjam o ovócito (Tyler et al., 1991).

Com base no desenvolvimento do ovário da *A. chirurgus*, foi observado alterações na composição e tamanho das células. Estas alterações estão intimamente ligadas ao processo de vitelogênese. De acordo com (Shinozaki-Mendes et al., 2011a, Shinozaki-Mendes et al., 2011b), as alterações na conformação celular, ocorre em decorrência do acúmulo de vitelo no citoplasma celular. Assim, o aumento no tamanho do diâmetro dos ovócitos pode ser explicado, segundo Vlaming et al. (1980), pela absorção da proteína de origem hepática para formação dos vitelos. A vitelogenina (uma lipofosfoglicoproteína, precursora das proteínas vitelínicas) é sintetizada e secretada principalmente no fígado sob o controle do hormônio de crescimento (GH) (Babin et al. 2007; Lubzens et al., 2010), sendo secretado no sangue, transferido através do sistema vascular e incorporado nos ovócitos através de endocitose mediada por receptores. A deposição de vitelo é feita na forma de grânulos, formados pela fusão de vesículas que aparecem inicialmente no citoplasma periférico e que gradualmente preenchem o ooplasma (Wallace e Selman, 1990; Tyler e Sumpter, 1996).

No presente estudo, foi observado que os maiores diâmetros dos ovócitos ocorrem logo após a fase vitelogênese terciária (Vtg III), nos ovócitos classificados em quebra da vesícula germinativa (QVG), migração da vesícula germinativa (MVG) e ovócitos hidratados (HO), com diâmetros variando entre 288-555, 368-577, 488-600 μm , respectivamente. Isso pode ser explicado devido a ocorrência de proteólise das proteínas vitelínicas, responsáveis pela hidratação dos ovócitos, e conseqüentemente, a expansão do volume celular (Munõz et al., 2001; Abascal e Medina, 2005). Wallace e Selman (1981), afirmam que a captação das proteínas para a formação do vitelo é interrompida no momento da quebra da vesícula germinativa (fragmentação do núcleo) e, por isso, a *A. chirurgus* apresentou o maior diâmetro de ovócito nestas fases de desenvolvimento, na qual possivelmente se encerrou o processo vitelogênico, por sua vez, um maior incremento ovocitário.

A formação de um hiato na frequência relativa de ovócitos durante a fase desova ativa, no intervalo 400-450 μm , provavelmente separa um grupo de ovócitos em Vtg III de um lote de ovócitos em desenvolvimento mais avançado, ou seja, QVG, MVG, OH, que estão prontos para desovar. Corroborando com Zudaire et al. (2013), que observou variação do diâmetro médio dos ovócitos vitelogênicos terciários para *Thunnus albacares* (Bonnaterre, 1788). De acordo com os autores, a existência de um hiato na fase Vtg III no estoque desovante está relacionado com a formação de um lote que irá compor os ovócitos que serão liberados.

Os testículos apresentaram diferenças morfológicas principalmente no estágio rudimentar (virgem), onde os espermatocistos são conspícuos, apresentando somente um tipo de célula, as espermatigônias. Nesse estágio o lúmen dificilmente é observado. Lo Nostro et al. (1996), estudando a morfologia e o comportamento germinativo da espécie *Synbranchus marmoratus* Bloch, 1795, encontrou diferenças no tecido testicular de machos em desenvolvimento primário e secundário. Em adição, Lo Nostro et al. (2003), não encontraram diferenças na morfologia do compartimento germinativa e na espermatogênese entre machos em desenvolvimento primário e secundário.

Para a *A. Chirurgus* as células de Sertoli estão presentes durante todo processo de espermatogênese, geralmente foram observadas formando um envoltório em torno das espermatogônias, limitadas do contato com a membrana basal e o lúmen dos lóbulos. Billard (1984), ao analisar as mudanças estruturais durante a espermatogênese da *Poecilia reticulata* Peters, 1859, observou esse mesmo comportamento. De acordo com Clérot (1971), este isolamento persiste ao longo da espermatogênese, mesmo quando as células germinativas se desenvolvem sincronizadamente dentro dos espermatocistos, até a liberação do esperma no lúmen do lóbulo (espermição). Quagio-Grassiotto e Carvalho (1999), ao analisar o processo de espermatogênese para o *Sorubim Lima* (Bloch & Schneider, 1801), as células germinativas são circundadas por processos citoplasmáticos das células de Sertoli, formando cistos. Os autores evidenciaram também células de Sertoli envolvendo uma única espermatogônia primária, formando um cisto. Pelo critério de classificação estabelecido por Uribes et al. (2014), e de acordo com a organização observada do compartimento germinativo, os testículos da *A. chirurgus*, foram classificados com espermatogonial irrestrito. De acordo com os autores, neste tipo de testículo, o compartimento germinativo é formado por túbulos que se estendem até a periferia do testículo.

Ao longo do processo de espermatogênese, as células da linhagem germinativa reduzem o diâmetro progressivamente. Quanto a composição celular, as espermatogônias, que constituem as primeiras células da linhagem germinativa, foram observadas em todos os estágios de desenvolvimento testicular, sendo classificadas como as maiores células da linhagem germinativa (2,98-5,38 μm : 4,01 \pm 0,39). São células com citoplasma altamente e núcleo esféricos, compostas por núcleos eminentes e conspícuos, cromatina pouco condensada e citoplasma escasso. Segundo Uribes et al. (2014), esse conjunto de células podem ser observadas durante todo ano nos testículos, localizadas no epitélio germinativo. Ainda de acordo com os autores, as espermatogônias sofrem divisões mitóticas e se proliferam, e através de replicações cromossômicas, essas células iniciam o processo de meiose e originam os espermatócitos.

Os espermatócitos são similares as espermatogônias, entretanto, apresentam diâmetro menor (1,78-4,75 μm : 3,03 \pm 0,66). Contém, núcleos com cromatina mais condensada que as células anteriores e citoplasma mais aparente. De acordo com Uribes et al. (2014), esse conjunto de células sofre uma série de divisões, denominadas: metáfase I, II, anáfase I, II e telófase I, II, dando origem as espermátides.

As espermátides são menores que as células anteriormente descritas (1,53-3,34 μm : 2,52 \pm 0,44). Possuem o formato esférico, o citoplasma é escasso e o núcleo apresenta cromatina condensada. De acordo com Uribes et al. (2014), essas células não se dividem, mas sofrem transformações morfológicas significantes, associadas a formação da cabeça do espermatozoide. Esse processo de formação dos espermatozoides é denominado de espermiogênese.

Os espermatozoides são as menores células da linhagem germinativa (1,46-3,12 μm : 2,19 \pm 0,33). Para a *A. chirurgus*, o acrossoma é ausente, a cabeça constituída pelo núcleo com cromatina condensada, citoplasma reduzido e flagelo altamente acidófilo. Corroborando com Uribes et al. (2014), ao reportar que para a maioria dos peixes teleósteos o acrossoma é inexistente, podendo ser observado em esturjões, peixes da família (Acipenseridae, Chondrostei), como *Acipenser persicus* Borodin, 1897 e *Acipenser gueldenstaedtii* Brandt & Ratzeburg, 1833.

Com isso, informações cruciais acerca da dinâmica relacionada a ovogênese e espermatogênese da *A. chirurgus* foram elucidadas, e as informações obtidas no presente trabalho serviram de base para entender o comportamento das células

reprodutivas ao longo do desenvolvimento dos ovários e testículos, gerando subsídios para elaboração de novas pesquisas, assim como, será de suma importância para caracterização do ciclo reprodutivo da espécie que será descrito no artigo a posteriore.

É importante enfatizar que a espécie estudada está listada na International Union for Conservation of Nature (IUCN) com pouco preocupante. Os dados existentes na literatura para a espécie estudada ainda são insuficientes e levando em consideração o baixo número de indivíduos coletados no presente trabalho, eleva a possibilidade de a espécie estar mal classificada. Dessa forma, estudos sobre os aspectos ecológicos e biológicos são vitais para o conhecimento e preservação da espécie.

7. Referências

Abascal, F.J.; Medina, A. 2005. Ultrastructure of oogenesis in the Bluefin Tuna, *Thunnus Thynnus*. *Journal of Morphology*, 264, p.149-160.

Babin P.J.; Carnevali O.; Lubzens E.; Schneider W.J. 2007. Molecular aspects of oocyte vitellogenesis in fish. In: Babin PJ, Cerdà J, Lubzens E (eds). *The Fish Oocyte: From Basic Studies to Biotechnological Applications*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 39–76.

Billard, R. 1984. Ultrastructural changes in the spermatogonia and spermatocytes of *Poecilia reticulata* during spermatogenesis. *Cell Tissue Research*, 237, p.219-226.

Brown-Peterson, N. J., Wyanski, D. M., Saborido- Rey, F., Macewicz, B. J., Lowerre-Barbieri, S. K. 2011. A standardized terminology for describing reproductive development in fishes. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3(1), p.52-70.

Chong, J., González, P. 2009. Ciclo reproductivo y talla media de madurez del congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1881) en el litoral de Talcahuano, Chile. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 44, p. 257-262. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572009000100027>.

Clérot, J.C., 1971. Les ponts intercellulaires du testicule de gardon: organisation syncytiale et synchronie de la différenciation des cellules germinales. *J. Ultra. R.* 37, p. 690–703.

Coward, K., Bromage, NR., 1998. Histological classification of oocyte growth and the dynamics of ovarian recrudescence in *Tilapia zillii*. *Journal of Fish Biology*, 53(2), p. 285-302.

Cortés, N., Aron, A. 2011. Reproductive cycle and batch fecundity of *Isacia conceptionis* (Perciformes, Haemulidae) at La Herradura, Coquimbo, Chile. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 46, p.101-104. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572011000100016>

Fernandes, C.A.F., Oliveira, P.G.V., Oliveira, C.H.B., Hazin, F.H.V., Travassos, P. 2016. Oocyte development and fecundity type of the Brazilian Snapper *Lutjanus alexandrei* Moura & Lindeman, 2007 (Perciformes: Lutjanidae). *Brazilian Journal. Biology*, 76(1), pp. 126-135. <http://dx.doi.org/10.1590/1519-6984.14714>

Grier, H., 2000. The ovarian germinal epithelium and folliculogenesis in the common snook *Centropomus undecimalis* (Teleostei, Centropomidae). *Journal Morphology*. 243, p.265–281.

Grier, H., Lo Nostro, F., 2000. The germinal epithelium in fish gonads: the unifying concept. In: Norberg, B., Kjesbu, O.S., Taranger, G.L., Andersson, E., Stefansson, S.O. (Eds.), *Proceedings of the Sixth International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish*. The University of Bergen, Bergen, Norway, pp. 233–236.

Lo Nostro, F.L., Grier, H., Meijide, F.J., Guerrero, G.A. 2003. Ultrastructure of the testis in *Synbranchus marmoratus* (Teleostei, Synbranchidae): the germinal compartment. *Tissue & Cell* 35, p. 121–132. doi:10.1016/S0040-8166(03)00011-9

Hoar, W.S., Randall, D.J., Donaldson, E.M. 1983. *Fish Physiology*, Vol. IX – Reproduction. Part A – Endocrine Tissues and Hormones. Ed. W.S. Hoar. *Academic Press*, New York and London: 223-275.

Hunter, J.R., Macewicz, B.J., Kimbrell, C.A., 1989. Fecundity and other aspects of the reproduction of sablefish, *Anaplopoma fimbria*, in Central California waters, California Cooperative Oceanic Fish. *Investigation Reproductive*. 30, pp. 61–72.

Krol, R.M., Overstreet, R.M. 1992. Decapod Crustacea, reproductive components. In.: Harrison, F. W., Humes, A.G. eds. New York, John Wiley & Sons, INC., Publication *Microscopy Anatomy of Invertebrates*, 10, p. 295-343.

Lemos, VM., Varela Júnior, AS., Velasco, G., Vieira, JP., 2011. The reproductive biology of the plata pompano, *Trachinotus marginatus* (Teleostei: Carangidae), in

southern Brazil. *Zoologia*, 28, p. 603-609. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-46702011000500008>

Lowe-McConnell, R.H. 1999. Estudos de comunidades de peixes tropicais. São Paulo: EDUSP, 382 p.

Lubzens E.; Young G.; Bobe J.; Cerdà J. 2010. Oogenesis in teleosts: how eggs are formed. *General and Comparative Endocrinology*, 165, p.367–389.

Muñoz, M.; Casadevall, M.; Bonet, S. 2001. Gonadal structure and gametogenesis of *Aspitrigla obscura* (Pisces, Triglidae). *Italian Journal of Zoology*, 68, p.39-46.

Murua, H., Saborido-Rey, F., 2003. Female reproductive strategies of commercially important fish species in the North Atlantic. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 33, p.23–32

Palazón-Fernandez, J. 2007. Reproduction of the white grunt, *Haemulon plumieri* (Lacépede, 1802) (Pisces: Haemulidae) from Margarita Island, Venezuela. *Scientia Marina*, 71(3), p.429-440. <http://dx.doi.org/10.3989/scimar.2007.71n3429>

Quagio-Grassiotto, I., Carvalho, E.D. 1999. The ultrastructure of *Sorubim lima* (Teleostei, Siluriformes, Pimelodidae) spermatogenesis: premeiotic and meiotic periods. *Tissue & Cell*, 31(6), p.561–567.

Queiroz, R.M.V.; Rêgo, M.G.; Hazin, F.H.V.; Oliveira, P.G.V. 2018. Reproductive biology of *Acanthurus coeruleus* (Bloch & Schneider, 1801) (Perciformes: Acanthuridae) in the north coast of the State of Pernambuco, Brazil. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, 13(1), p.25-35.

Ramos, M.A., 1999. Estado ultrastrutural do oócito de *Sparus aurata* L., durante a vitelogénese. *Relat. Cient. Téc. Inst. Invest. Pescas Mar*, 46, 8 pp.

Reeson, P.H. 1983. The biology, ecology and bionomics of the surgeonfishes, Acanthuridae. In: J.L. Munro (ed.), *Caribbean coral reef fishery resources*, pp. 178-190.

Redding, J.M., Patiño, R. 1993. Reproductive physiology. In: The Physiology of fishes (D.H.Evans, Ed.), pp.503-534. CRC Press, Boca Raton, FL.

Selman, K., Wallace, R. A., Sarka, A., Qi, X. 1993. Stages of oocyte development in the zebrafish, *Brachydanio rerio*. *Journal of Morphology*, 218, p.203-224.

Silva, J.A., Murphy, M.D., 2001. A Summary of the Status of White Grunt *Haemulon plumieri* from the East Coast of Florida. *Florida Marine Research Institute*. 18 p.

Shinozaki-Mendes, R.A., Santander-Neto, J., Silva, JRF., Hazin, F.H.V. 2013. Gonad maturation of *Haemulon plumieri* (Telleostei: Haemulidae) in Ceará state, Northeastern Brazil. *Brasilian Journal Biology*, 73(2), p.383-390.

Shinozaki-mendes, R.A., Hazin, F.H.V., Oliveira, P.G., Carvalho, F.C., 2007. Reproductive biology of the squirrelfish, *Holocentrus adscensionis* (Osbeck, 1765), caught of the coast of Pernambuco, Brazil. *Scientia Marina*, 71(4), p. 715-722.

Shinozaki-mendes, R.A.; Silva, J.R.F.; Hazin, F. H. V. 2011a. Development of male reproductive system of the blue land crab *Cardisoma guanhum* Latreille, 1828 (Decapoda: Gecarcinidae). *Acta Zoologica* (Stockholm).

Shinozaki-Mendes, R.A.; Silva, J.R.F.; Sousa, L. P.; Hazin, F. H. V. 2011b. Histochemical study of the ovarian development of the blue land crab *Cardisoma guanhum* (Crustacea: Gecarcinidae). *Invertebrate Reproduction & Development*.

Tyler, C.R.; Sumpter, J.; Campbell, P.M. 1991. Uptake of vitellogenin into oocytes during early vitellogenic development in the rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Journal of Fish Biology*, 38(5):681 – 689. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1991.tb03157.x>.

Tyler, C.R.; Sumpter, J. 1996. Oocyte growth and development in teleost. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 6(3), p. 287-318.

Uribe, M.C., Grier, H.J., Mejía-Roa, V. Comparative testicular structure and spermatogenesis in bony fishes. *Spermatogenesis*, 4(3), e983400, DOI: 10.4161/21565562.2014.983400

Vazzoler, A.E.A.M., 1996. Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática. Maringá: EDUEM. 96 p.

Vlaming, V.L.; Wiley, H.S.; Delahunty, G.; Wallace, R. 1980. Goldfish (*Carassius auratus*) vitellogenin: Induction, isolation, properties and relationship to yolk proteins. Comparative biochemistry and physiology. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 67(4): p.613-623. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(80\)90422-8](https://doi.org/10.1016/0305-0491(80)90422-8).

Wallace, R., Selman, K. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoologist*, 21, p.325-343.

Wallace, R.A.; Selman, K. 1990. Ultrastructural aspects of oogenesis and oocyte growth in fish and amphibians. *Journal Electron Microscopy Technician*, 16, p.175-201.

West, G., 1990. Methods of assessing ovarian development in fishes: a review. *Aust. J. Mar. Freshwater. Resources*. 41, p. 199–222.

Yamahira, K. 2004. How do multiple environmental cycles in combination determine reproductive timing in marine organisms? A model and test. *Functional Ecology*, 18(1), p. 4-15.

Zar, J.H. Biostatistical Analysis. 2010. 5th Edition. Pearson Prentice-Hall, Upper Saddle River, NJ. 944 pp.

Zudaire, I., Murua, H., Grande, M., Korta, M., Arrizabalaga, H., Areso, J.J., Delgado-Molina, A. 2013. Fecundity regulation strategy of the yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) in the Western Indian Ocean. *Fisheries Research*, 138, p.80-88.

8. CAPÍTULO 2²

8.1. Biologia reprodutiva da Caraúna marrom *Acanthurus chirurgus* Bloch, 1787 (Perciformes: Acanthuridae) capturada pela frota artesanal no litoral Norte do estado de Pernambuco, Brasil¹

Reproductive biology of the Caraúna marrom *Acanthurus chirurgus* (Bloch, 1787) (Perciformes: Acanthuridae), obtained from landings of artisanal fishing boats, in Itamaracá Island, in the northern coast of Pernambuco State, Brazil

¹ *Laboratório de Etologia pesqueira, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Pesca e Aquicultura, Recife, Pernambuco, Av. Dom Manuel de Medeiros, 52171-900, Brasil*

ABSTRACT: The aim this is study was to describe the reproduction of *Acanthurus chirurgus* with a focus in the first maturation size, spawning frequency, fecundity and to assess the influence of rainfall and temperature in the reproductive period. Between may 2016 and may 2018 was analyzed (n = 505), 317 males and 188 females, much more frequently in length for females and males in the classes 23±25 and 25±27 cm. Growth was negative allometric $\beta_1 = 0.139$ and the sexual ratio of (0.6F: 1M). The period of higher reproductive intensity occurred between august and december (dry season – 90.5 mm). In PCA, pluviometry 62.6% and the period 34.8%, it had greater influence in the development gonadal stages, no differences statistics between groups: spawning capable and actively spawning (p = 0.48), development and regressing (p = 0.229). Minimum (L₅₀) and maximum (L₉₉) maturation sizes were (18.03 and 22.05 cm – R² = 0.91). The average spawning frequency varied from 36.2% to 38.7%, with a potential spawning frequency/day/ year of 2.7 and 2.5 and 19 and 18, using the OH and POF method, respectively. The potential fecundity ranged between 2.801 a 10.774 (6.622 ± 6,62) hydrated oocytes and batch fecundity ranged from 15,962 to 75,880 (36,715 ± 14.9) mature oocytes per female and relative fecundity ranged from 0.6 to 0.19 (0.12 ± 0.03) oocytes per milligram of female weight.

Key-words: reproduction, frequency spawning, fecundity, conservation.

RESUMO: O objetivo deste estudo foi compreender a biologia reprodutiva da *Acanthurus chirurgus* com foco no tamanho de maturação, frequência de desova, estabelecer a fecundidade total, relativa e tipo, frequência de distribuição do tamanho dos ovócitos, caracterizar os estágios de maturação, tipo de desova e avaliar a influência da pluviometria e temperatura no período reprodutivo. Entre maio de 2016 e maio de 2018 foram analisados 505 exemplares (317 machos e 188 fêmeas, com maior frequência de fêmeas e machos nas classes 23±25 e 25±27 cm. O crescimento foi alométrico negativo $\beta_1 = 0,139$ e a proporção sexual proporção sexual de (0,6F: 1M). O período de maior intensidade reprodutiva ocorreu de agosto a dezembro (período seco – 90,5 mm). Na PCA, a pluviometria 62,6% e o período 34,8%, tiveram maior influência nos estágios de desenvolvimento gonadal, não havendo diferenças estatísticas significativas entre os grupos: capaz de desovar e desova ativa (p = 0,548), desenvolvimento e regressão (p = 0,229). Os tamanhos de maturação mínimo (L₅₀) e máximo (L₉₉) foi de (18,03 e 22,05 cm – R² = 0,91). A frequência média de desova variou de 36,2% a 38,7%, com frequência de desova potencial/dia/ano de 2,7 e 2,5 e 19 e 18, pelo método OH e POF, respectivamente. A fecundidade potencial variou entre 15.962 a 75.880 (36.715 ± 14,9), a fecundidade por lote e relativa variaram entre 2.801 a 10.774 (6.622 ± 6,62) e 0,6 a 0,19 (0,12 ± 0,03) ovócitos por miligrama de peso de fêmea.

Palavras-chave: reprodução, frequência de desova, fecundidade, conservação.

² Artigo submetido à revista Journal of Applied Ichthyology

9. Introdução

A reprodução é um processo no qual as espécies transmitem aos seus descendentes sua carga genética (Vazzoler, 1996), e o tamanho da primeira maturidade, período de desova, tipo de desova e fecundidade estão intimamente relacionados a esse processo (West, 1990). As variações de peso e os aspectos dos ovários e testículos, permitem a distribuição sazonal dos estágios e dinâmica da maturação sexual. O índice gonadossomático (IGS), cujo aumento é resultante da maturação sexual pela deposição de vitelo (fosfolipoproteínas) pode ser usado como indicativo do estado fisiológico dos peixes (Hernandez, 1994). O estudo do ciclo de maturação é igualmente importante para a definição do padrão de maturação e tamanho a que os indivíduos atingem a maturidade sexual (Borges, 1996)

As estratégias reprodutivas, desenvolvimento ovocitário, tempo preciso da vitelogênese, regulação da fertilidade e frequência de desova são ferramentas cruciais para a compreensão da história de vida das espécies (Lowerre-Barbieri et al. 2011). Estudos envolvendo a compreensão do potencial reprodutivo das populações avançaram consideravelmente, principalmente no que se refere aos processos reprodutivos de espécies que são utilizadas como recursos pesqueiros (Kjesbu, 2009; Lowerre-Barbieri, 2009).

Os peixes de ecossistemas recifais, apresentam estratégias reprodutivas diversificadas, que podem ser caracterizadas desde o cuidado parental até diferentes tipos de desova, por exemplo, espécies que exibem desovas parceladas, com liberação dos ovos ao sabor das correntes (Pandian, 2010). Para algumas espécies de Acanthurideos o período de desova pode ser influenciado pela temperatura da água e pela duração do dia, com desovas em locais estratégicos dos recifes de corais, sob influência das correntes de água, auxiliando a dispersão dos ovos e reduzindo nível de predação (Craig, 1996). Podem apresentar comportamento territorialista, de migração e agregação reprodutiva nos locais de desova (Craig, 1996; Reeson, 1983). Alguns padrões de crescimento dos ovócitos e de regulação da fecundidade observado por Queiroz et al. (2018), indicam desenvolvimento assincrônico dos ovócitos e fecundidade do tipo indeterminada para *A. coeruleus*.

Contudo, apesar dos estudos acima descritos, há escassez de trabalhos com enfoque nos padrões reprodutivos da *A. chirurgus* e algumas lacunas precisam ser preenchidas. Reeson (1983), reportou otimização do desenvolvimento gonadal para a

espécie, capturada em bancos de corais na Jamaica, entre os meses de dezembro a junho, com picos de desova de janeiro a maio. Entretanto, há necessidade de mais detalhamento sobre os aspectos reprodutivos, período de desova, tipo de desova, e fecundidade.

Esta espécie é fauna acompanhante da pesca do saramunete *Pseudupeneus maculatus* Bloch, 1793 (Neubauer et al., 2013) na costa do Estado de Pernambuco, abundante na ictiofauna dos recifes e frequentemente capturada pela frota artesanal que opera nos estados do Ceará (Freitas, 2001) e Rio Grande do Norte (Feitosa et al. 2002). Com a evolução da pesca artesanal, algumas espécies de peixes de recife classificados como fauna acompanhante, agora são valorizadas nos mercados interno e externo (Ribeiro, 2006). Devido à alta demanda de peixes para consumo e à superexploração dos recursos capturados tradicionalmente, várias espécies de peixes de recife como *A. chirurgus*, anteriormente descartadas ou consumidas em pequena escala, tornaram-se alvo de pescarias específicas e entre as categorias de peixes capturados. A espécie é responsável por 8,64% das capturas (Cunha et al. 2012).

De acordo com os critérios para a avaliação de espécies ameaçadas de extinção (IUCN), *A. chirurgus* é classificada como pouco preocupante (Rocha et al. 2012) e tendo em vista a importância ecológica e econômica da espécie, alguns trabalhos foram realizados. Entretanto, os estudos com ênfase na dinâmica populacional ainda são insipientes, principalmente quando relacionados às pesquisas sobre a espécie em águas nacionais. As informações deste estudo são dados inéditos para o Brasil, contribuindo para uma melhor compreensão dos aspectos reprodutivos, direcionando a manutenção e o manejo desse estoque pesqueiro, com base no conhecimento das características da população, fundamentais para o desenvolvimento de políticas públicas voltadas para a conservação do meio ambiente.

Nesse contexto, o objetivo deste estudo foi estabelecer os aspectos reprodutivos da *A. chirurgus* para o Nordeste do Brasil, a partir da análise histológica dos ovários e avaliação mensal do índice gonadossomático, para determinar a variação sazonal dos estágios de maturação, período de desova tamanho de primeira maturação, frequência de desova, tipo de desova e fecundidade.

9.1. Material Métodos

9.1.2. Coleta de dados

Coletas mensais foram realizadas entre maio de 2016 e 2018, na colônia de pescadores localizada na Ilha de Itamaracá, nas coordenadas geográficas: 07°44,87'0"S e 34°49,42'0"W). O material biológico foi proveniente de capturas realizadas pela frota artesanal que opera na Ilha de Itamaracá, região norte do Estado de Pernambuco, Brasil (Fig.1). A atividade de captura pelos pescadores foi realizada a uma distância aproximada de 20 milhas náuticas e profundidade de 40 metros.

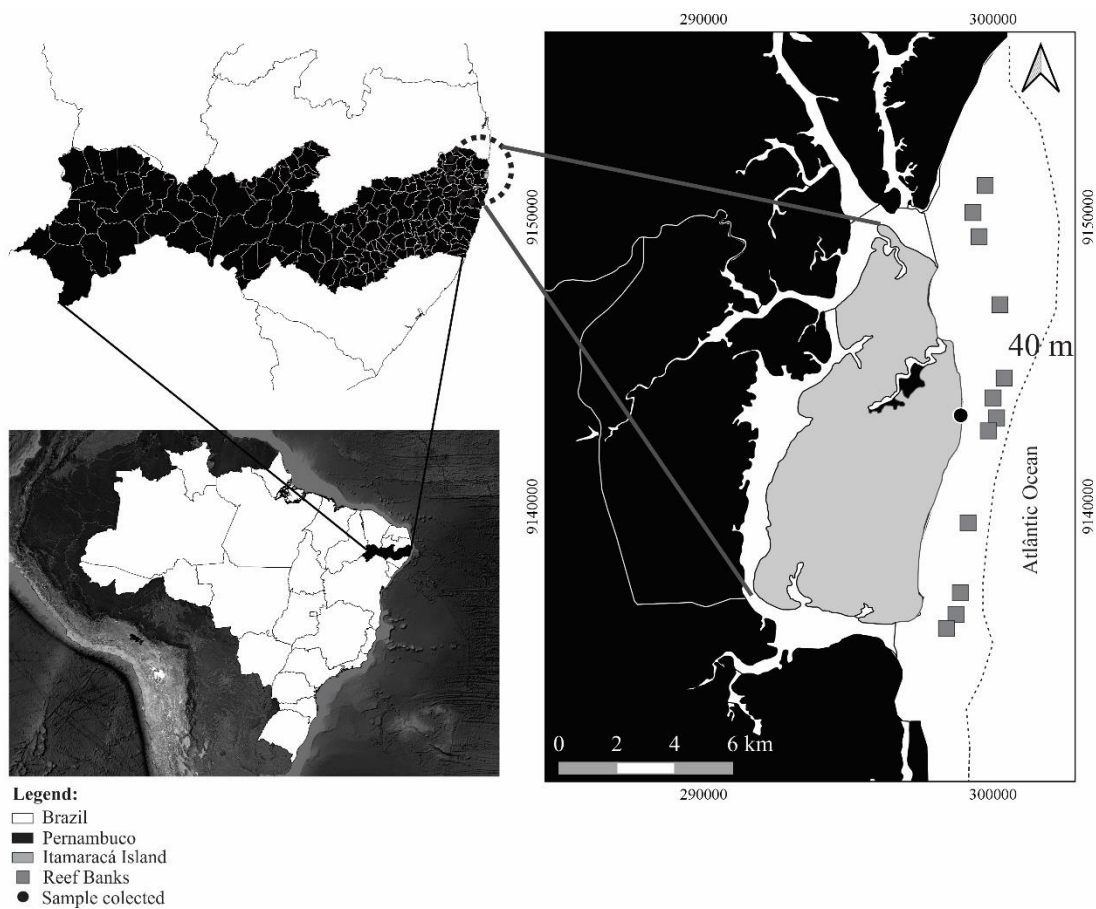


Figura 1: Localização da colônia de pescadores onde os exemplares da *A. chirurgus* foram coletados, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil., entre maio de 2016 a maio de 2018.

Os exemplares foram capturados com aparelho de pesca do tipo covo (dimensões: 98 x 95 cm de comprimento e 40 cm o diâmetro) e desembarcados na colônia de pescadores localizada na Ilha de Itamaracá. Após obtenção das amostras, no laboratório, os indivíduos foram identificados segundo Lessa e Nobrega (2000) e mensurados com auxílio de um paquímetro (precisão: 0,01) para obtenção dos

comprimentos: total (CT) e padrão (CP) em centímetros, e peso total (PT) em gramas com auxílio de balança (precisão: 0,001). Posteriormente, os exemplares foram dissecados para retirada dos ovários, e em seguida, as vísceras foram removidas e o peso eviscerado (PE) em gramas foi determinado.

9.1.3. Caracterização dos estágios maturacionais

A identificação do sexo e do estágio de maturação foi realizada por meio de análises macro e microscópicas dos ovários, avaliando aspectos como: coloração, consistência, vascularização e visibilidade dos ovócitos. O trato reprodutivo de cada espécime foi observado e fotografado, de acordo com o estágio maturacional. Em seguida, fixada em formaldeído a 10% (overnight), clivada e refixada em solução de formaldeído a 10% (totalizando 24 h) e preservada em álcool a 70%. Posteriormente, uma seção transversal (~ 1 cm), foi embebida em resina, seccionados em 4 a 5 μm (micrótomo LEICA RM2255), e corados com hematoxilina e Eosina (Korta, 2010). Para descrever os diferentes estágios e fases de desenvolvimento ovariano, foi o usado a terminologia e os critérios de classificação proposto por Brown-Peterson et al. (2011), e adaptado para a espécie. Os ovários e testículos foram classificados de acordo com a fase mais avançada de desenvolvimento celular, utilizando os critérios de classificação utilizados por (Murua e Motos, 2000; Zudaire et al., 2013) para os ovários e (Brown-Peterson et al., 2011; Uribe et al., 2014; Castillo e Gálvez, 2015) para os testículos.

9.1.4. Análise dos dados

O tipo de crescimento alométrico negativo, positivo ou isométrico foi estabelecido pela frequência de machos e fêmeas durante o período de estudo através da equação: $PT = \beta_0 CT^{\beta_1}$, onde β_0 é o coeficiente linear e β_1 é o parâmetro do fator de crescimento corporal que indica o tipo de crescimento: isométrico ou alométrico (Gomiero e Braga, 2003). Foi utilizada a estatística descritiva quanto a mediana, média e o desvio padrão da média para o peso total (P_T) e comprimento total (C_T) por mês e por classe de tamanho para sexo separados. Para avaliar diferenças significativas foi testada a normalidade dos erros de distribuição e a homocedasticidade das variâncias (teste de Shapiro Wilk) (Zar, 2010). Como as variâncias se apresentaram de forma homogênea e homocedásticas, foi utilizado o teste de comparação entre as médias

(ANOVA) seguida do teste de Tukey. Diferenças estatísticas significativas entre machos e fêmeas para as relações $P_T \times C_T$; $P_T \times C_F$, foram verificadas através da análise de covariância (ANCOVA).

Para avaliar possíveis diferenças estatísticas por classe de comprimento entre os sexos, foi utilizado o teste de Mann-Witney. A razão sexual (machos e fêmeas) foi calculada mensalmente usando o teste do qui-quadrado (χ^2) para testar a diferença de 1:1. Para todas as análises estatísticas foi levado em consideração o nível de significância ($p = 0,05$).

O período reprodutivo foi determinado pela frequência relativa dos estágios de maturação dos ovários e testículos e pelos valores de variação mensal do índice gonadossomático (IGS) pela equação: $IGS = ((P_O / (P_{Total}^{2,7866})) \times 10^5)$ e $IGS = ((P_T / (P_{Total}^{2,7866})) \times 10^5)$, onde P_O e P_T = peso do ovário e testículos em (g) (Farrell et al, 2012). Para análise da frequência de maturação gonadal os indivíduos imaturos foram excluídos da amostra e somente os indivíduos adultos foram considerados.

O padrão de desova e as fases de maturação dos ovários e testículos foram definidas de acordo com o método proposto por Brown-Peterson et al. (2011). A época de desova foi definida a partir da distribuição mensal dos estágios de maturação e da variação do IGS médio mensal das fêmeas e machos adultos (Vazzoler, 1996).

Uma análise de componentes principais (PCA) seguida por uma análise de variância multivariada (MANOVA), foi usada para verificar as relações entre os parâmetros: pluviometria e temperatura da água, período (seco e chuvoso), meses e estágios de maturação. Os dados de pluviometria (mm) e temperatura da água ($^{\circ}C$) para área estudada, foram obtidos no site da Agência Pernambucana de Águas e Climas (APAC) para os últimos 10 anos.

O comprimento mínimo (L_{50}) e máximo (L_{99}) de maturação gonadal, tamanho em que 50% e 99% dos indivíduos estão aptos a reproduzir, foi estimado através do modelo: $M_f = 1 / (1 + e^{\beta_2 + \beta_3 Ct})$ (Mendes, 1999), onde M_f é a porcentagem dos indivíduos aptos a reproduzir e β_2 e β_3 são os parâmetros da equação. O teste t de student de comparação dos parâmetros foi utilizado para avaliar diferenças estatísticas significativas ($p < 0.05$) entre MaMa x MaMi, FeMa x FeMi, MaMa x FeMa, respectivamente, onde: MaMA – Macho Macroscópico, MaMi – Macho Microscópico, FeMa – Fêmea Macroscópica, FeMi – Fêmea Microscópico.

Para determinar a frequência mensal de distribuição do tamanho dos ovócitos, um total de 52 ovários foram selecionados, considerando todas as fases de desenvolvimento celular. Para cada ovário uma amostra de 0,05 g ($\pm 0,0001$), foi removida e corada com Rosa Bengala (0,60 g por 24 h). Depois de corada, a amostra foi filtrada em peneira de 125 μm , e com auxílio de um jato de água de alta pressão, os ovócitos foram separados do tecido conjuntivo. Em seguida, os ovócitos foram dispostos em uma placa de Petri, e então, fotografados em estereomicroscópio. Subsequentemente, cada imagem foi analisada com auxílio do software ImageJ, que automaticamente quantifica e mensura todos os ovócitos dispostos na imagem.

Para determinar o tipo de desova, os diâmetros de todos os ovócitos (contendo o núcleo) presente na seção do corte, em diferentes estágios de maturidade, foram mensurados. O tipo de desova foi definido, seguindo os critérios de Wallace e Selman (1981) e Vazzoler (1996), como sincrônico em um grupo, sincrônico em dois grupos, sincrônico em mais de dois grupos ou assincrônico.

A frequência mensal de desova foi determinada através da frequência de fêmeas com ovócitos hidratados (HO) e folículos pós-ovulatórios a partir da análise histológica dos ovários, seguindo o método proposto por Hunter e Macewicz (1980). Este método possibilita uma estimativa dos peixes que irão desovar nas próximas 12h (OH) ou que desovaram nas últimas 12-24h (POF). A frequência de desova foi determinada dividindo o total de peixes da amostra (100%), pela porcentagem de peixes com (OH) ou (POF) nos ovários. O número de desovas durante o ano foi estimado pelo método proposto por Gantias et al. (2012), multiplicando a frequência média de desova pela duração da época de desova. O teste ANOVA foi aplicado para investigar diferenças estatísticas significativas ($p < 0,05$) entre os métodos, após testadas as premissas supracitadas.

Na sequência, a fecundidade potencial (número de ovócitos em vitelogênese avançada) e a fecundidade por lote (número de ovócito que poderá ser liberado por lote), foram estimadas usando 15 ovários de fêmeas maduras, seguindo o método gravimétrico proposto por Hunter et al. (1980) e Murua et al. (2003), com base em três repetições de peso conhecido de aproximadamente 0,03 g ($\pm 0,01$). Cada amostra foi imersa em glicerina (Schaefer, 1987) e com auxílio de estereomicroscópio, o número total de ovócitos, bem como, os ovócitos no estágio mais avançado de maturação (migração e hidratação) foram quantificados. A fecundidade potencial foi calculada

através da fórmula $[(Ov/Pi/n)*PtO]$, onde Ov = número de ovócitos em vitelogênese, Pi = é o peso de cada porção do ovário, n = é o número de repetições, PtO = é o peso total de cada ovário. A fecundidade por lote foi calculada pela fórmula: $[(Hi/Pi)/n]*PtO]$, onde Hi = número de ovócitos hidratados para cada repetição, Pi = é o peso de cada porção do ovário, n = é o número de repetições, PtO = é o peso total de cada ovário. A fecundidade relativa foi estimada dividindo a fecundidade por lote e o peso de cada fêmea, excluindo o peso do ovário. As relações entre fecundidade (F), peso total (P_T) e peso do ovário (P_O), foram calculadas por regressão e testadas por meio do teste “Z”, com nível de significância $p < 0,05$ (Zar, 2010).

10. Resultados

10.1. Morfometria e proporção sexual

Um total de 505 espécimes da *A. chirurgus*, (315 machos – 62,37% e 190 fêmeas – 37,26%) foram capturados durante o período amostral. O comprimento total dos machos variou de 11,90 a 32 cm, com média de 24,10 cm ($\pm 3,61$) e para as fêmeas variou de 12,90 a 30,80 cm, com médias de 23,30 cm ($\pm 3,37$). A maior frequência de comprimento total para machos e fêmeas ocorreu entre as classes 23 | 25 e 25 | 27 cm (Fig. 2). Diferenças estatísticas foram observadas na distribuição por classe de comprimento entre os sexos (Mann-Witney: $U = 46,50$; $p = 0,35$).

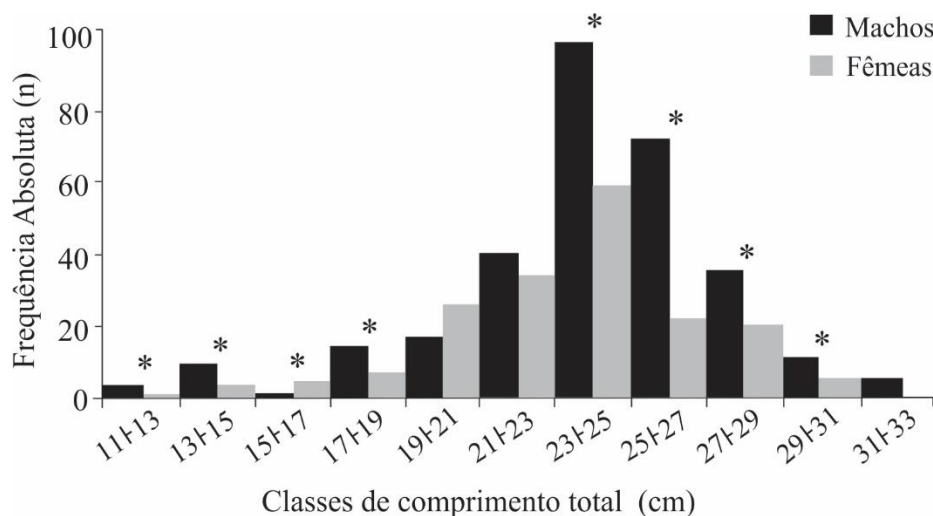


Figura 2: Distribuição da frequência absoluta por classes de comprimento dos machos e fêmeas de *A. chirurgus* por classe de comprimento, capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. *Indicam diferenças estatísticas significativas.

A proporção sexual estimada para o período amostral foi de 1,6M: 1F, diferentemente do esperado para uma população 1M:1F ($\chi^2 = 6,10$; GL = 1; p = 3,84), mensalmente foi observado uma predominância de machos sobre as fêmeas, exceto em Abril, Outubro e Dezembro (Tabela 1).

Tabela 1: Distribuição mensal e proporção sexual e teste χ^2 para machos e fêmeas da *A. Chirurgus*, capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. *Indica diferenças estatísticas.

Meses	Machos	Fêmeas	Total	M: F	χ^2 0,05;1=3,85
Jan	27	13	40	2.1:1	12.3*
Fev	36	13	49	2.8:1	22.0*
Mar	22	10	32	2.2:1	14.1*
Abr	10	17	27	0.6:1	6.7*
Mai	29	19	48	1.5:1	4.3*
Jun	28	12	40	2.3:1	16.0*
Jul	28	14	42	2.0:1	11.1*
Ago	30	23	53	1.3:1	1.7
Set	41	17	58	2.4:1	17.1*
Out	15	15	30	1:1	0
Nov	28	14	42	2.0:1	11.1*
Dez	21	23	44	0.9:1	0.2
Total	315	190	505	1.6:1	6.1*

As equações obtidas para as relações peso-comprimento, foram analisadas separadamente para machos ($P_T = 0,0599C_T^{2,0599}$; $R^2 = 0,93$) e fêmeas ($P_T = 0,0379C_T^{2,8155}$; $R^2 = 0,94$). Entretanto, não houve diferenças estatísticas significativas para os sexos agrupados (ANCOVA, P = 0,14). Assim, equações foram estabelecidas para relações peso-comprimento total e furcal. Assim como para sexos agrupados o coeficiente de alometria para estas relações indicam um crescimento alométrico negativo para a espécie (regressão potencial: $\beta_1 < 3$) (Tabela 2).

Tabela 2: Regressões (potencial) para as relações $P_{Ta} \times C_{Ta}$; $P_{Ta} \times C_{Fa}$ para sexos agrupados da *A. chirurgus*, capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: P_{Ta} = Peso Total agrupado, C_{Ta} = Comprimento Total agrupado, C_{Fa} = Comprimento Furcal agrupado

Regressão	R ²	P - valor
$P_{Ta} = 0,8813C_{Ta}^{2,7866}$	0,9303	0,547
$P_{Ta} = 0,0778C_{Fa}^{2,7429}$	0,9387	0,465

10.2. Ciclo reprodutivo e parâmetros abióticos

A variação mensal do índice gonadosomático médio (IGS) para as fêmeas (Fig. 5) indica que o período reprodutivo ocorre de janeiro a junho, com picos de desova durante os meses de janeiro ($1,47 \pm 0,58$), março ($1,50 \pm 0,62$) e junho ($1,34 \pm 0,42$). Nesse período, o peso dos ovários representou valores médios de 1,17%, 1,61% e 0,93%, do peso eviscerado, quando os maiores valores de IGS foram observados. Houve quedas nesses valores entre os meses de julho a dezembro, com menores valores observados em outubro ($0,35 \pm 0,18$) e novembro ($0,33 \pm 0,13$), associados ao baixo peso dos ovários nesse período (Fig. 3). Para os machos, foram registrados menores valores de IGS ao longo do ano, entretanto, a variação dos valores de IGS para os machos, acompanha os valores encontrados para as fêmeas (janeiro a junho), com maiores valores médios registrados em fevereiro ($0,15 \pm 0,13$), março ($0,17 \pm 0,18$), junho ($0,18 \pm 0,2$) e agosto ($0,18 \pm 0,2$), os menores valores foram observados entres os meses de setembro ($0,08 \pm 0,03$) e dezembro ($0,06 \pm 0,03$) (Fig. 3).

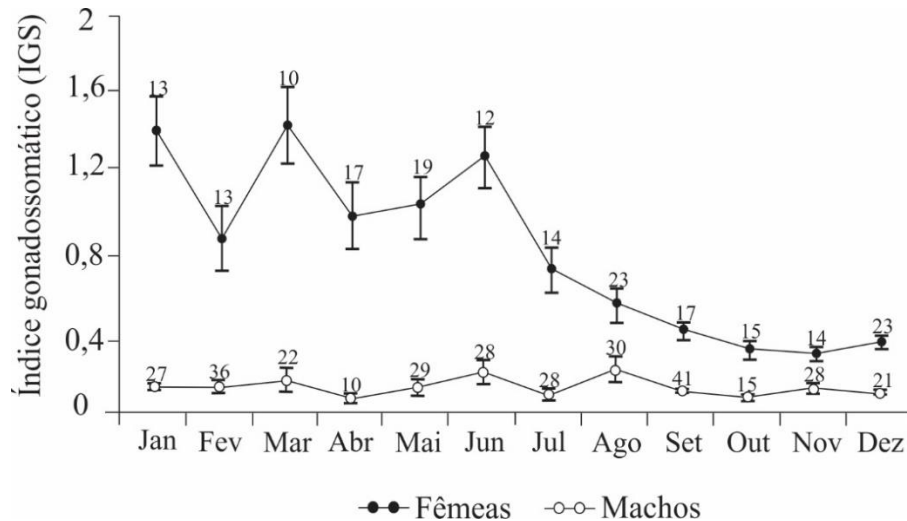


Figura 3: Variação mensal do IGS para fêmeas e machos da *A. chirurgus*, capturados no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.

A. chirurgus é uma espécie gonocórica sem dimorfismo sexual identificável na forma ou coloração do corpo. A análise microscópica dos ovários permitiu classificar seis estágios de desenvolvimento gonadal: A) imaturo - caracterizados pela presença apenas de ovócitos em crescimento primário (CP), B) desenvolvimento - caracterizado pela presença de ovócitos em fase cortical alveolar (CA), vitelogênese primária (Vtg1), vitelogênese secundária (Vtg2), C) capaz de desovar - presença de ovócitos em vitelogênese terciária (Vtg3), D) desova ativa - presença de ovócitos nas fases: migração da vesícula germinativa (GVM), quebra da vesícula germinativa (GVBD) e ovócitos hidratados (OH) e folículos pós-ovulatórios (POF); E) regressão - caracterizada pela abundância de ovócitos atrésicos (A), e F) regeneração - caracterizada pela presença de ovócitos em crescimento primário e atrésias antigas em alguns casos (Fig. 4).

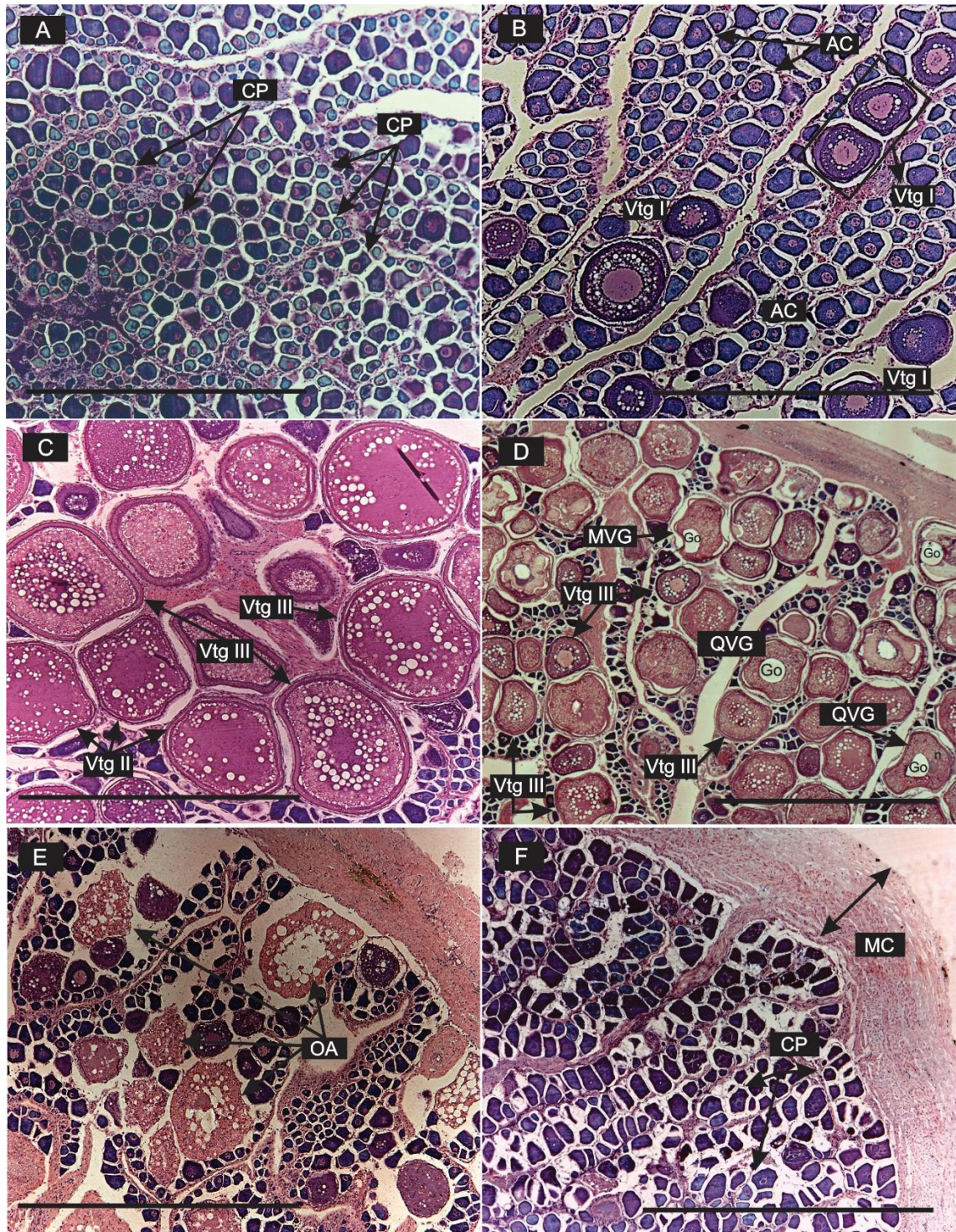


Figura 4: Ovários em diferentes estágios maturacionais da *A. chirurgus* capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Imaturo (A); Desenvolvimento (B); Capaz de desovar (C); Desova Ativa (D), Regressão (E) e Regeneração (F). Legenda: CP = crescimento primário, CA = ovócito cortical alveolar; Vtg I = vitelogênese primária; Vtg II = vitelogênese Secundária; Vtg III = vitelogênese terciária; MVG = migração da vesícula germinal; QVG = quebra da vesícula germinativa; Go = Gotícula de óleo; n = núcleo, OA = ovócito atresico; Membrana celular. Coloração: Hematoxilina-eosina. Barra de escala: 100 µm (a, b, c, e, f) e 200 µm (d).

Nos ovários de fêmeas em atividade reprodutiva, foi possível identificar ovócitos em todas as fases de desenvolvimento, indicando que a espécie apresenta assincronia no desenvolvimento dos ovócitos (Fig. 6c,d e 7). O diâmetro dos ovócitos correspondente ao estágio capaz de desovar variou de 27,7 a 600 μm ($139,36 \pm 123,41$), apresentando distribuição e desenvolvimento multimodal, com decréscimo no intervalo 400-450 μm (Fig. 5).

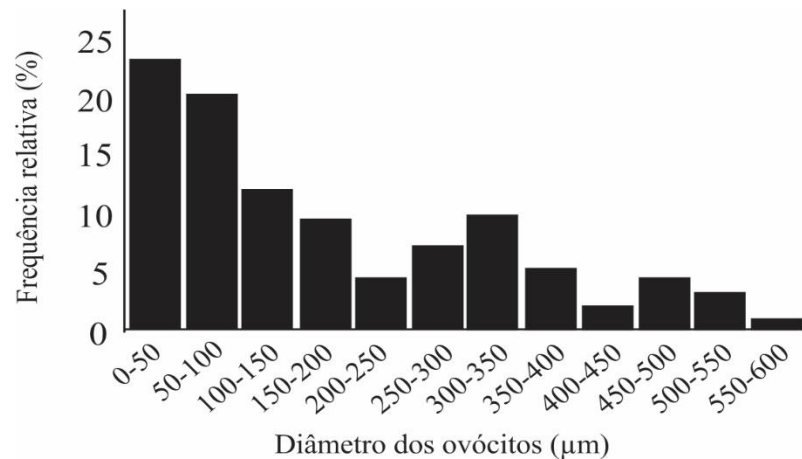


Figura 5: Frequência relativa do diâmetro dos ovócitos de 14 fêmeas da *A. chirurgus* no estágio capaz de desovar, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.

Os testículos apresentaram modificações estruturais ao longo do ciclo gonadal, e tais modificações observadas através da análise microscópica, serviram de base para a classificação de seis estágios de desenvolvimento gonadal: A) imaturo – formação dos espermatocistos, zona de crescimento e proliferação de espermatogônias, nesta fase dificilmente pôde ser observado o lúmen dos lóbulos; B) em maturação – neste estágio foi possível observar maior evidência dos espermatocistos nos lóbulos e a presença de espermatogônias (Sg), Espermatócitos (Sc), Espermátides (St) e a presença de poucos Espermatozoides (Sz) na luz dos espermatócitos. O lúmen estava preenchido por uma matriz não celular; C) Capaz de liberar – neste estágio pôde ser observado todos os estágios da linhagem germinativa (Sg, Sc, St e Sz), espermatocistos são observados em todo o testículo, os ductos espermáticos estão repletos de Sz e dificilmente pode ser observado a luz do lúmen; D) Liberando – neste estágio é possível observar espermatogênese ativa, proliferação de St e Sz, nos túbulos seminíferos é possível identificar zonas vazias (luz do lúmen), resultado da expulsão dos Sz; E) Regressão – este estágio é marcado pela presença de Sz residual na luz do lúmen dos espermatocistos, que apresentam desorganização e na periferia foi possível observar

proliferação de Sc e St. A membrana que reveste o testículo é espessa; F) Regeneração – Os espermatócitos são de difícil visualização, há proliferação de St por todo o testículo, neste estágio poucos Sz residuais são observados (Fig. 6).

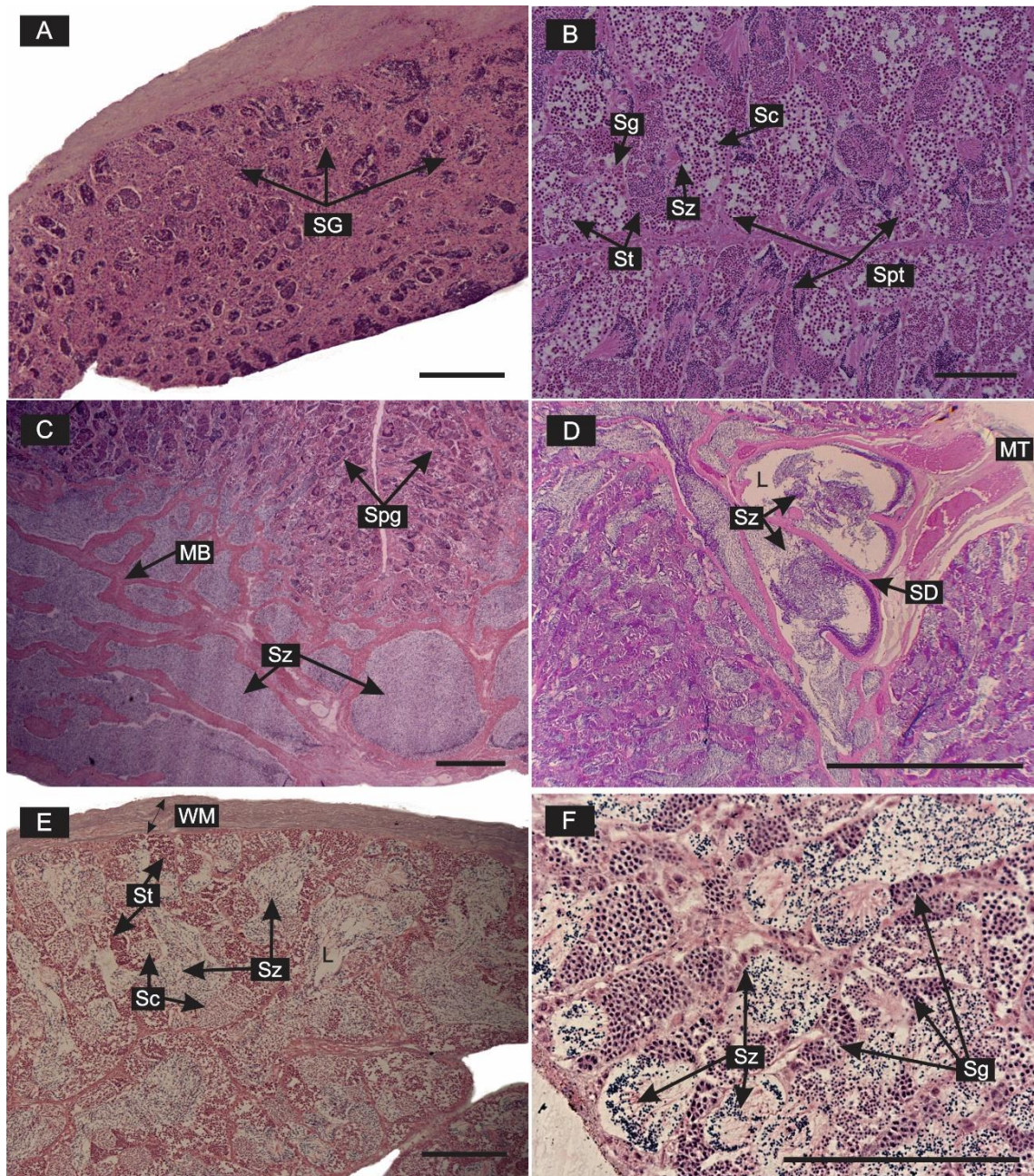


Figura 6: Testículos da *A. chirurgus* em diferentes estágios maturacionais, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018. Imaturo (A); Desenvolvimento (B); Capaz de liberar (C); Liberando (D), Regressão (E) e Regeneração (F) Sg = Espermatogônia; Sc = Espermatócito; St = Espermatíde; Sz = Espermatozoide; Spt = Espermatócito; FM = Feixe muscular; TM = Tecido muscular; DE = Ducto espermático; MC = Membrana Muscular. Coloração: Hematoxilina-eosina. Barra de escala: 20 μ m (f), 50 μ m (b), 100 μ m (a, e), 200 μ m (c), 500 μ m (d).

Do total dos 190 ovários analisados, 8,94% foram classificados como imaturo, 20% classificados no estágio em desenvolvimento, 22,52% no estágio capaz de desovar, 8,42% no estágio desova ativa, 16,84% no estágio regressão e 25,26% no estágio regeneração (Fig.7A). Em relação aos machos dos 315 testículos analisados, 11,42% foram classificados como imaturo, 8,88% no estágio em desenvolvimento, 13,96% no estágio capaz de desovar, 18,09% no estágio desova ativa, 22,85% no estágio regressão e 24,76% no estágio regeneração (Fig. 7B).

Ao analisar a frequência relativa dos estágios de desenvolvimento gonadal, foi observada entre os meses de janeiro a agosto a presença de fêmeas maduras, em desova ativa, com maiores picos observados em janeiro (45,5%), fevereiro (53,8%), maio (50,0%) e julho (50,0%). Indivíduos no estágio capaz de desovar foram observados no mesmo período, indicando uma atividade reprodutiva entre esses meses. Foi observado fêmeas no estágio em desenvolvimento ao longo dos meses, com maior frequência observada no segundo semestre, com picos elevados em agosto (25,0%), setembro (47,1%), outubro (25,0%), novembro (28,6%) e dezembro (30,4%). Foi possível identificar ovários em regressão e regeneração todos os meses, exceto maio e junho para os ovários em regressão e julho para os ovários em regeneração. A maior frequência de ovários em regressão foi observada em agosto (35,0%) e novembro (35,7%), no estágio em regeneração (inativos) foi observada maior frequência nos meses de setembro (51,2%), outubro (50%), novembro (37,7%) e dezembro (52,2%), período considerado seco, média pluviométrica e temperatura de 80,5 mm e 25,6°C, respectivamente (Fig. 7). A presença de indivíduos com folículos pós-ovulatórios e conseqüentemente menor volume gonadal, revela uma elevada atividade reprodutiva neste período.

Os machos apresentaram desenvolvimento gonadal semelhante ao das fêmeas, indivíduos com testículos maduros foram identificados ao longo dos meses. A maior frequência de machos no estágio liberando foi observada entre os meses de janeiro a maio, com maiores picos observados em janeiro (33,3%), fevereiro (27,7%) e março (23,8%). A presença de indivíduos no estágio capaz de liberar foi observada durante todo o período amostral, com maior frequência observada entre janeiro a junho, com picos elevados em janeiro (44,4%), fevereiro (22,2%), março (23,8%), maio (35,7%) e junho (56,5%). Foi observada a presença de machos no estágio em desenvolvimento ao longo dos meses, exceto para os meses março, outubro, novembro e dezembro. Os maiores picos foram observados para os meses de julho (36,3%) e agosto (19,2%).

Testículos nos estágios regressão e regeneração foram observados com frequência durante todo o período amostral, exceto em janeiro e maio para os estágios, regressão e regeneração, respectivamente. Para o estágio em regressão, os maiores picos foram observados para os meses de setembro (43,9%) e dezembro (38,1%). Os maiores picos para o estágio em regeneração foram observados nos meses de outubro (61,3%), novembro (75,0%) e dezembro (47,6%) (Fig.7B). Com base no exposto, o ciclo reprodutivo de *A. chirurgus* pode ser classificado como sazonal contínuo, com maior intensidade reprodutiva entre janeiro e junho, período no qual foi observada uma otimização do desenvolvimento gonadal, com maior frequência de fêmeas nos estágios, capaz de desovar e desova ativa.

Quando analisado o regime de chuvas e a temperatura da água entre 2016 a 2018 para o litoral norte de Pernambuco, foram observados dois períodos distintos: o período de menor precipitação, considerado seco, entre os meses de agosto a fevereiro, com precipitação média e temperatura para esse período de 90,5 mm e 25,2 °C , e o período de maior precipitação, considerado como chuvoso, nos meses de março a julho, com precipitação média de 285,6 mm e temperatura de 24,6°C (Fig.7).

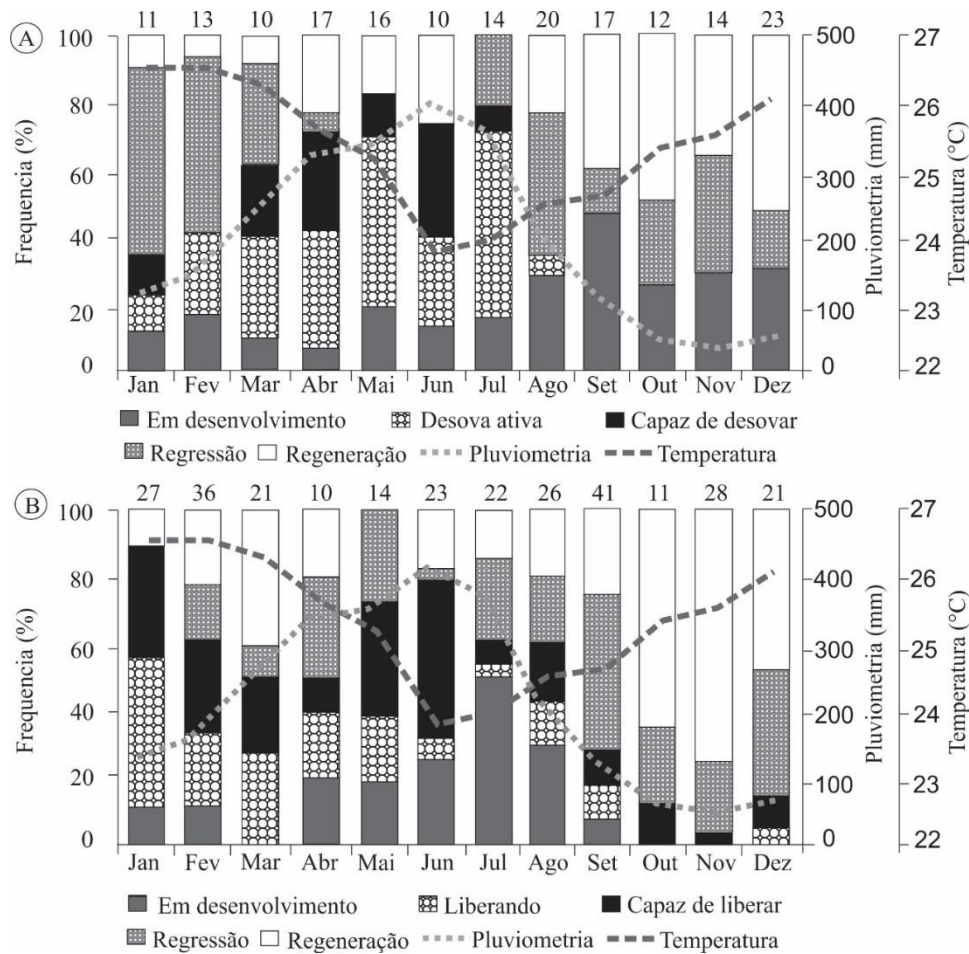


Figura 7. Porcentagem mensal da distribuição de frequência das fases de maturação gonadal de fêmeas (A) e machos (B) da *A. chirurgus*, capturados entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil e correlação com a pluviometria (mm) e temperatura da água (°C).

Na PCA de acordo com a porcentagem de variância em ordem decrescente de importância, a primeira componente explicou 62,6% da separação e a segunda componente explicou 34,8%. Quando analisado os valores extremos dos eixos em função da PCA1, foi observado uma maior influência da variável pluviometria e para PCA2, a maior influência foi causada pela variável período do ano (Fig. 8). Para a MANOVA, considerando as variáveis de maior influência, diferença estatística foi observada entre os grupos: capaz de desovar e regressão ($p = 1,00^{-14}$), capaz de desovar e regeneração ($p = 8,85^{-12}$), capaz de desovar e desenvolvimento ($p = 3,18^{-08}$), desova ativa e regressão ($p = 1,77^{-19}$), desova ativa e regeneração ($2,03^{-15}$), desova ativa e desenvolvimento ($p = 7,23^{-10}$). Diferença estatística não foi observada entre os grupos: capaz de desovar e desova ativa ($p = 0,548$), desenvolvimento e regressão ($p = 0,229$).

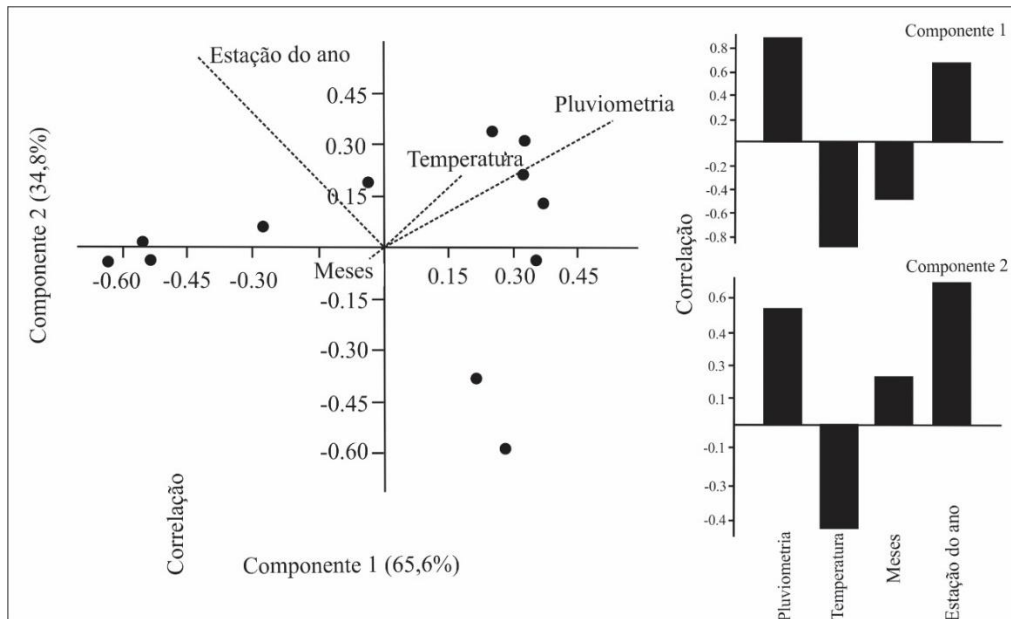


Figura 8. Análise da Componente Principal (PCA) com a porcentagem de variância e correlação com os parâmetros abióticos da *A. chirurgus*, capturados litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.

10.3. Tamanho de primeira maturação, frequência de desova e fecundidade

Analisando os resultados do modelo logístico utilizado para determinar a maturidade macro e microscópica para a espécie, não foi observado diferenças estatísticas significativas entre as relações: MaMa x MaMi ($p = 0,46$), FeMa x FeMi ($p = 0,64$), MaMa x FeMa ($p = 0,65$) (Tabela 3).

Tabela 3. Equação das relações $L_{50} \times M_f$, valores de R^2 , valores de L_{50} e L_{99} para determinar maturidade macroscópica e microscópica da *A. chirurgus*, capturada entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil. Legenda: L_{50} = Tamanho de primeira maturação, M_f = Fêmeas maduras, L_{99} = Tamanho máximo de maturação.

Maturidade Macroscópica				
Sexo	Equação	R² valor	L₅₀ (cm)	L₉₉ (cm)
Fêmeas	$M_f = 1/1 + e^{[30,14+(-1,53Ct)]}$	0,94	19,70	22,70
Machos	$M_f = 1/1 + e^{[27,75+(-1,53Ct)]}$	0,89	18,07	21,07
Sexo Agrupado	$M_f = 1/1 + e^{[28,94+(-1,27Ct)]}$	0,92	18,12	22,34
Maturidade Microscópica				
	Equação	R² valor	L₅₀ (cm)	L₉₉ (cm)
Fêmeas	$M_f = 1/1 + e^{[27,79+(-1,53Ct)]}$	0,89	18,09	21,08
Machos	$M_f = 1/1 + e^{[27,95+(-1,53Ct)]}$	0,89	18,15	21,13
Sexo agrupado	$M_f = 1/1 + e^{[27,32+(-1,74Ct)]}$	0,91	18,03	22,05

O teste de comparação de parâmetros e a relação entre a proporção de machos e fêmeas aptos a reproduzir por classe de comprimento, indicam que as fêmeas maturam com tamanho igual aos machos, e apenas um modelo pode representar a espécie. Assim, baseado no modelo logístico, o L_{50} microscópico observado para a espécie foi 18,03 cm (intervalo de confiança = 17,75 – 18,75 cm) e L_{99} microscópico igual a 22,05 cm, com intervalos de confiança variando entre (21,33 – 22,48 cm) (Fig. 9).

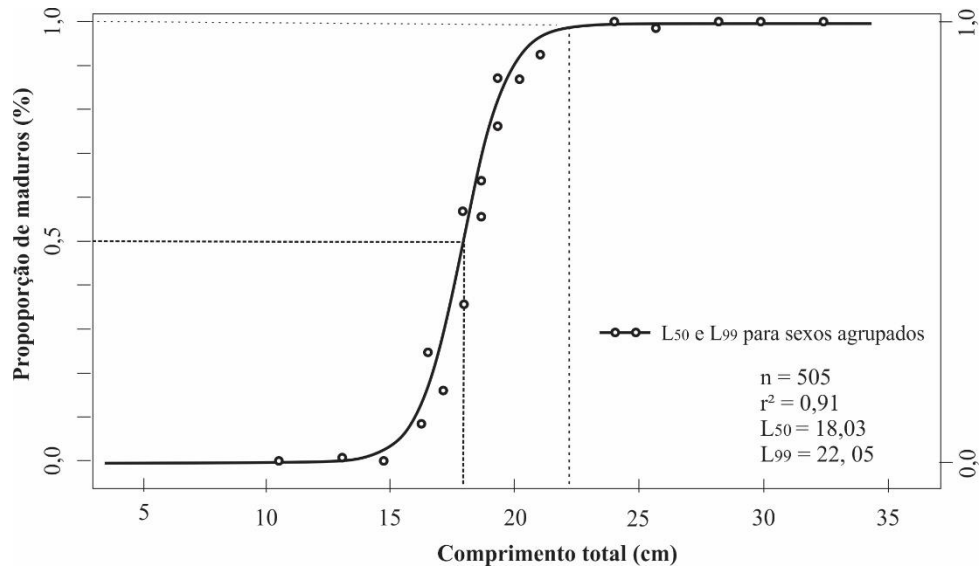


Figura 9. Tamanho de maturação (L_{50} e L_{99}) para relação CT x Mf, para sexos agrupados da *A. chirurgus*, capturados entre maio de 2016 a maio de 2018, litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil.

10.4. Frequência de distribuição do tamanho dos ovócitos e tipo de desova

As análises histológicas dos ovários da *A. chirurgus* revelam um desenvolvimento assincrônico, no qual, todas as fases foram observadas, sem uma população de ovócito dominante presente. A frequência de distribuição do comprimento dos ovócitos para as diferentes fases, desenvolvimento (Vtg I, Vtg II e Vtg III) e fase capaz de desovar (MVG, QVG e HO), foi observada, sem nenhum hiato entre os diâmetros dos ovócitos em crescimento primário e secundário em todos os meses estudados. Entretanto, foi observada a formação de um hiato no diâmetro de aproximadamente 325 μm , no grupo de ovócitos na fase Vtg III, separando o grupo de ovócitos menos desenvolvidos do grupo modal de ovócitos mais desenvolvidos nas fases MVG e QVG na classe 375-425 μm . A formação de um lote de ovócitos na fase de hidratação na classe 475-525 μm , também foi observado, e corresponde ao grupo de ovócitos que serão liberados durante a estação reprodutiva. Na fase de hidratação, os ovócitos apresentam, incremento no tamanho acima de 488 μm . Claramente, um padrão de desenvolvimento e recrutamento dos ovócitos foi observado ao longo do período estudado. A distribuição da frequência de tamanho dos ovócitos para cada estágio de desenvolvimento ovariano, sem presença de hiato no diâmetro dos ovócitos em crescimento primário e secundário, nas diferentes fases e meses de desova para a *A. chirurgus*, pode ser um indicativo de fecundidade indeterminada (Fig.10).

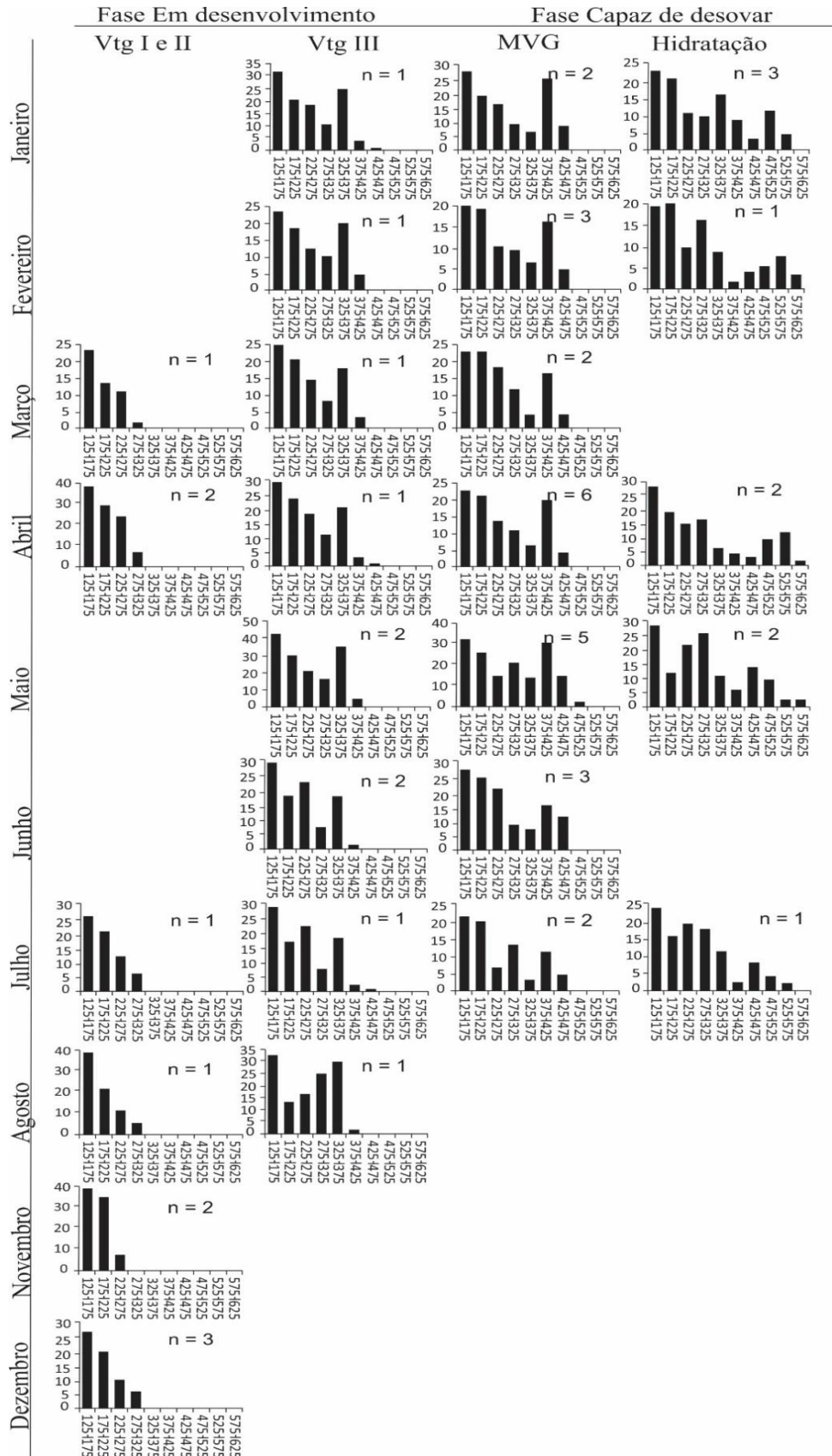


Figura 10. Variação mensal da distribuição da frequência de tamanho dos ovócitos para cada estágio de desenvolvimento ovariano da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte de Pernambuco, entre maio de 2016 a maio de 2018. O número de indivíduos, inclui cada estágio de desenvolvimento apresentado mensalmente.

O deslocamento das classes de ovócitos durante o processo de maturação, juntamente com as análises histológicas, é um indicativo que a *A. chirurgus*, capturada no litoral Norte de Pernambuco, região Nordeste do Brasil, apresenta desova parcelada, do tipo sincrônico em mais de dois grupos, por apresentar mais de dois lotes de ovócitos que aumentam sincronicamente em diâmetro até o período de desova (Fig. 11).

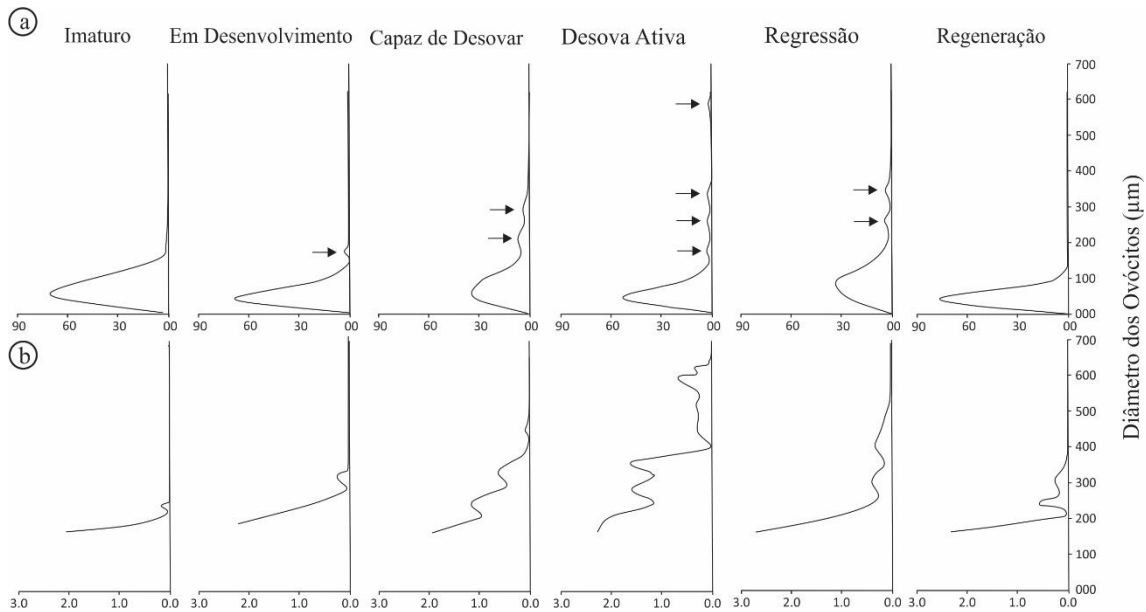


Figura 11: Frequência de distribuição do diâmetro dos ovócitos dos seis estágios de desenvolvimento ovariano da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil entre maio de 2016 a maio de 2018, na costa norte do estado de Pernambuco, Brasil. a) visualização de todos os grupos de células. A setas indicam a formação dos lotes de ovócitos. b) aproximação da frequência de distribuição dos ovócitos até 3%.

A fecundidade potencial e por lote foi estimada para 15 fêmeas maduras no estágio capaz de desovar, com comprimento variando entre 19,1 a 29,1 cm (C_T) e com peso correspondente variando de 0,146 a 0,504 g. Os valores de fecundidade potencial variaram entre 15.962 e 75.880 ovócitos maduros por fêmea, apresentando uma média de $(36.715 \pm 14,9)$ ovócitos. Os valores mais elevados foram observados para os meses de maio $(52.714 \pm 15,42)$, janeiro $(21.583 \pm 4,11)$ e março $(37.208 \pm 5,34)$ ovócitos por fêmea, com fecundidade relativa média de 0,12 ovócitos por miligrama de peso da fêmea. A fecundidade por lote variou entre 2.801 a 10.774 $(6.622 \pm 6,62)$ ovócitos hidratados. A fecundidade foi proporcional ao comprimento e peso das fêmeas, entretanto, não mostrou uma correlação direta: $Z = 0,64$; $p = 0,519$ e $Z = 0,613$; $p = 0,540$, respectivamente, sendo o peso do ovário o fator preponderante para a

determinação da fecundidade ($Z = 4,52$; $p = 6,14e^{-06}$), e expressa pela equação: $F = 86,172P_G - 5,4285$, onde 74,4% da fecundidade é representada pelo peso do ovário (Fig. 12).

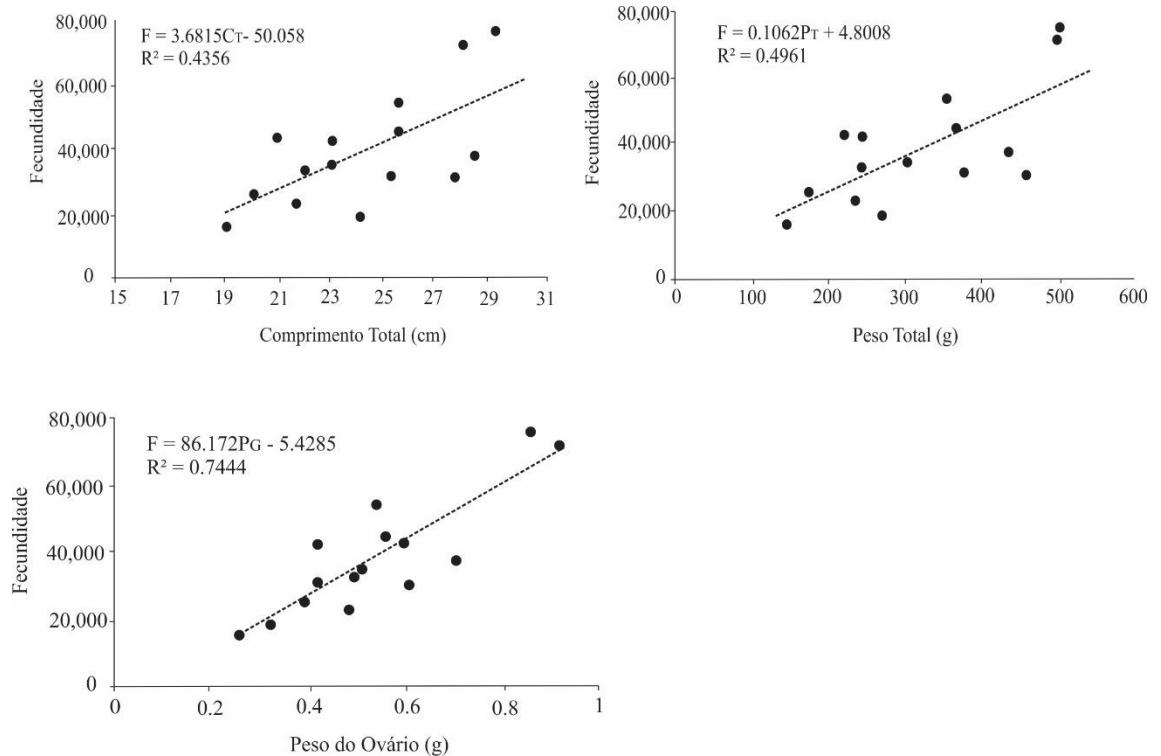


Figura 12: Relação entre a fecundidade por lote (número de ovócitos) e o peso dos ovários de fêmeas maduras da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, Brasil, entre maio de 2016 a maio de 2018.

Durante os meses em que foram observados ovários no estágio mais avançado de desenvolvimento (janeiro a julho), um total de 60 ovários classificados nos estágios capaz de desovar e desova ativa foram analisados. Em 21 ovários foram observados ovócitos hidratados (OH) e 25 ovários foram observados com folículos pós-ovulatórios (POF) (Tab.4). A porcentagem da frequência de desova média foi de 36,2% pelo método de OH e 38,7% pelo método de POF, indicando uma frequência de desova de 2,7 dias, pelo método OH e 2,5 dias, pelo método POF. Não foi observada diferença estatística significativa entre o método HO e POF (ANOVA, $p = 0,572$). Os valores observados, indicam um número potencial por fêmea de 19 desovas pelo método OH e 18 desovas pelo método POF, durante o ano.

Tabela 4. Frequência de desova da *A. chirurgus*, capturada no litoral norte de Pernambuco entre maio de 2016 a maio de 2018. Legenda: N= número total de ovários; OH= número de ovários com ovócitos hidratados; POF= número de ovários com folículos pós-ovulatórios.

Meses	N	H	POF	Desovas mensais (%)	
				OH	POF
Janeiro	8	5	3	62,5	37,5
Fevereiro	9	3	4	33,3	44,4
Março	10	1	5	10	50
Abril	6	3	1	50	16,7
Maió	12	5	6	41,7	50
Junho	6	2	1	33,3	16,7
Julho	3	2	5	22,2	55,6
Média	-	-	-	36,2	38,7

11. Discussão

A proporção sexual encontrada para *A. chirurgus* mostrou diferenças estatisticamente significantes durante o período amostral (1,6M: 1F). De acordo com Rocha (2002), a elevada frequência de machos em uma população, pode estar associada a táticas de agregações para forrageamento e reprodução, associado a pequenas migrações para locais com presença de rochas que servem como proteção e abrigo.

Variações temporais e por classes de comprimento também foram observadas, com os machos sendo mais frequentes durante todo o período amostral. Robertson (1983), ao estudar o ciclo de desova de oito espécies da família *Acanthuridae*, observou a formação de grupos territoriais em pontos de alimentação e áreas de desova, formados principalmente por machos. Provavelmente, a maior proporção de machos de *A. chirurgus* estabelecida no presente estudo, pode estar associada a esse tipo de comportamento anteriormente descrito, devido ao fato de a pesca ser realizada perto da costa em bancos de recifes de coral. Diferenças na proporção sexual para algumas espécies, podem estar associadas a condicionantes ambientais locais, tais como, pluviosidade (Mozo, 2006), temperatura (Conover e Kynard, 1981), que pode influenciar na determinação do sexo. Enquanto, (Schultz, 1996) atribui à mortalidade por sexo, em razão da predação e comportamento sexual diferenciado, taxa de crescimento e longevidade. Por essa razão, é compreensível a existência de proporções

distintas para o mesmo estoque da *A. chirurgus*, a qual, pode ser afetada pela atividade pesqueira, sazonalidade e segregação na formação de cardumes em áreas de alimentação e desova.

As modas encontradas no presente estudo para ambos os sexos, provavelmente, podem estar associadas ao método de captura e a seletividade do aparelho de pesca utilizados (covo), o qual devido a suas especificidades, principalmente o diâmetro da abertura, favorece a captura de indivíduos dentro de uma determinada faixa de comprimento, sendo observada no presente trabalho, maior frequência de indivíduos entre classes de comprimento 23 | 25 e 25 | 27 cm. Corroborando com a faixa de distribuição encontrada por Queiroz et al. (2018) para a *Acanthurus coeruleus* (Bloch & Schneider, 1801), capturada no litoral Norte de Pernambuco, com predominância de indivíduos entre as classes modais 24-32 cm de comprimento. Cergole et al (2005), explica que a pesca raramente explora toda a população de uma espécie, a captura ocorre principalmente em indivíduos que estejam dentro de uma faixa de comprimento e idade, que constituem o estoque disponível, e deste, apenas uma parte que esteja acessível ao aparelho de pesca.

As relações morfométricas estabelecidas para *A. chirurgus* apresentaram valores de coeficiente angular ($\beta_1 < 3$) para os sexos agrupados, indicando crescimento alométrico negativo para a espécie. Um aumento maior no comprimento do que no peso também foi observado por Queiroz et al. (2018) para *A. coeruleus*. Corroborando com Froese (2006), que ao avaliar as relações morfométricas em peixes, relatou que algumas espécies podem crescer mais rapidamente em comprimento do que em peso. Este autor estabelece que o índice angular da relação peso x comprimento pode variar entre 2,5 e 3,5. Potts e Mannooh (2001) relatam que indivíduos jovens e adultos na mesma amostra podem causar distorção na curva de crescimento e, portanto, alometria negativa é observada. Não sendo o mesmo observado no presente estudo, uma vez que a razão PT x CT foi analisada para os sexos agrupados, separados e excluídos os imaturos (dados não publicados). Embora a espécie estudada não apresente dimorfismo sexual notável, foi observado que os machos da população apresentaram tamanhos maiores que as fêmeas (máximo: 32,0 e 30,8 cm), respectivamente. Esta característica pode estar relacionada ao fato de as fêmeas utilizam a energia para o desenvolvimento das ovários, assim como descrito por Shinozaki-Mendes (2007), ao estudar os aspectos reprodutivos do *Haemulon pumieri*, no litoral de Pernambuco e corroborando com Queiroz et al.

(2018), ao estudar a biologia reprodutiva de *A. coeruleus*, no litoral de Pernambuco, observaram machos maiores que as fêmeas, com comprimento variando de 19,3 a 41,7 cm e 14 a 39 cm, respectivamente.

O índice gonadossomático acompanha a distribuição dos estágios maturacionais, os elevados picos observados, sugerem que a espécie pode reproduzir durante o ano inteiro, com uma elevada atividade gonadal (estágios: capaz de desovar e desova ativa) observada no primeiro semestre, período considerado com chuvoso (março a julho: pluviometria média = 285 mm e temperatura = 24,6 °C). Contudo, indivíduos com IGS menos elevado e conseqüentemente, classificados como inativos (estágios: regressão e regeneração), foram observados com maior frequência no segundo semestre, período considerado como seco para região (agosto a fevereiro: pluviometria média = 90,5 mm e temperatura = 25,2 °C).

Quando relacionada a frequência dos estágios maturacionais e os parâmetros abióticos (pluviometria e temperatura), através da PCA, foi possível observar diferenças estatísticas significativas, com a presença de elevada porcentagem de fêmeas maduras (abril, maio e julho), seguida pela presença de fêmeas com ovários apresentando folículos pós-ovulatórios e/ou no estágio regressão e regeneração (inativos) (agosto a fevereiro), reforçando a hipótese de um evento intenso de desova durante este período. De acordo com Brown-Peterson et al. (2011), análises microscópicas dos ovários são fundamentais para determinar os estágios de maturação, e que altos índices de IGS não podem ser usados sozinhos para a classificação dos estágios.

Diferenças consideráveis são observadas no padrão de desova anual para os Acanthurideos. Craig (1996), ao avaliar o período de desova da *A. guttatus* (Bloch & Schneider, 1807), *A. triostegus* (Linnaeus, 1758) e *A. lineatus* (Linnaeus, 1758) descreveram um ciclo reprodutivo anual para as espécies com maior intensidade no verão. Bushnell et al. (2010) ao estudar o período reprodutivo da *Zebrasoma flavescens* Acanthuridae, observou aumento na fração de ovócitos vitelogênicos em estágio avançado nos ovários na lua cheia e picos reprodutivos no final da primavera e verão.

Corroborando com os autores acima descritos e de acordo com o índice gonadossomático, juntamente com a distribuição dos estágios maturacionais, *A. chirurgus* possui um ciclo reprodutivo anual contínuo, apresentando otimização do desenvolvimento gonadal e elevada frequência de fêmeas maduras, no primeiro semestre (chuvoso). Contudo, uma elevada frequência de fêmeas inativas no segundo

semestre (verão), demonstra uma intensificação de desova da espécie neste período. Comportamento similar foi observado por Queiroz (2018), ao estudar a biologia reprodutiva da *A. coeruleus*, no litoral norte de Pernambuco. Os autores observaram uma otimização gonadal durante a estação chuvosa e desovas eminentes no início da estação considerada com seca para mesma região estudada.

As descargas pluviais elevadas em decorrência de chuvas intensas, podem aumentar a quantidade de nutrientes no ambiente costeiro e, conseqüentemente elevar a biomassa primária (Ressurreição et al., 1996). Esse fator pode estar relacionado às táticas reprodutivas, bem como, pode explicar o comportamento reprodutivo da *A. chirurgus*, no presente estudo, em que a espécie aproveita condições favoráveis para garantir o sucesso reprodutivo. Em adição, Araújo (2009), relata que esse comportamento é considerado uma tática reprodutiva, e que a desova pode ser potencializada devido a maior disponibilidade de alimento no ambiente, pois, a disponibilidade de alimento, favorece a diminuição da predação de ovos e larvas.

A PCA revelou que os estágios de desenvolvimento gonadal estão fortemente relacionados com a pluviometria (PCA1) e período do ano (PCA2). A elevada frequência de ovários em regressão e/ou regeneração (inativas), pode estar relacionada ao aumento da temperatura em decorrência da diminuição da pluviometria, que variou de 24,2 no período chuvoso a 25,6 no período seco. De acordo com Ribeiro e Moreira (2012), a pluviometria e temperatura, atrelado as variações da salinidade na zona costeira, são fatores limitantes que desempenham papel crucial durante o período de incubação e eclosão das larvas.

De acordo com Reeson (1983), o tamanho de maturidade total e o tamanho médio, no qual os acanthurideos se tornam maduros, são difíceis de definir. O tamanho de primeira maturação gonadal pode diferir entre as espécies do gênero e entre indivíduos machos e fêmeas da mesma espécie (Reeson, 1983). O autor, ao estudar os aspectos reprodutivos da *A. chirurgus*, em duas ilhas localizadas na Jamaica, estabeleceu o tamanho de primeira maturação entre as classes de comprimento 17,0-17,9 cm para as fêmeas e 14,0-14,9 cm para machos, sendo as razões para esse comportamento desconhecidas. Queiroz et al. (2018), observaram para *A. coeruleus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco, indivíduos machos, no estágio capaz de reproduz, com comprimento total de 19,3 cm e fêmeas com 14 cm de comprimento. Diferentemente do estabelecido no presente trabalho, onde o tamanho de

primeira maturação gonadal estabelecido para a *A. chirurgus*, demonstra que a maioria dos exemplares capturados (92,47%), estão acima do comprimento de primeira maturação estabelecido para a espécie. O L_{50} microscópico encontrado para machos e fêmeas de *A. chirurgus* foi de 18,03 cm. O L_{99} estabelecido de 22,05 para ambos os sexos. De acordo com os resultados observados no presente trabalho e aos estabelecidos pelos autores anteriormente descritos, pode-se inferir que o tamanho de primeira maturação entre os Acanthurídeos da região estudada pode apresentar variações. Toledo Filho (1981), descreve que os valores de tamanho de primeira maturação gonadal podem variar para uma mesma espécie em função do tempo, densidade populacional e das características ambientais. Em adição, essas diferenças podem surgir porque a maturidade sexual é função do tamanho, e pode ser influenciado pela abundância e disponibilidade de alimentos, temperatura, fotoperíodo e outros fatores ambientais associados aos locais de captura (Nikolsky, 1963). Além disso, as diferenças encontradas podem estar relacionadas com fato de que os autores não realizaram análises microscópicas dos ovários (em Reeson, 1983), e a deficiência na amostragem (em Queiroz et al., 2018), induzindo menor acurácia na determinação do L_{50} .

O tamanho de primeira maturação encontrado neste estudo é indicativo de que as capturas ocorrem predominantemente no estoque adulto, uma vez que, somente 7,52%, dos exemplares capturados é composta por indivíduos jovens e estão abaixo do L_{50} estabelecido. Os dados encontrados neste estudo, representa um aspecto positivo desta pescaria, pois, as capturas ocorrem principalmente no estoque adulto, ou seja, a atividade pesqueira realizada pela frota artesanal que opera no litoral Norte de Pernambuco com aparelho de pesca do tipo covó, explora uma população que já atingiu a maturidade sexual, favorecendo equilíbrio e posteriormente a sustentabilidade do estoque na região. Para Fontoura et al. (2009), a determinação e o fornecimento de dados relacionados ao tamanho da primeira maturação gonadal, contribuem para as ações de preservação e auxiliam no estudo e esclarecimento da dinâmica da população pesqueira.

A análise da porcentagem dos estágios ovocitários nas diferentes fases maturacionais (Figura 9), juntamente com o diâmetro dos ovócitos, permitiu determinar com precisão o recrutamento ovocitário para a espécie estudada. A frequência de tamanho dos ovócitos é contínua, sem a presença de um hiato nos diâmetros entre o crescimento primário e secundário, pode ser um indicativo de fecundidade

indeterminada (West, 1990), podendo inferir que provavelmente há um recrutamento contínuo de ovócitos em crescimento primário durante a estação de desova (Murua e Saborido-Rey, 2003; Zudaire et al., 2013).

Com base nas análises histológicas e observação de ovócitos em várias fases de desenvolvimento nos ovários e na frequência de distribuição do tamanho dos ovócitos, é um indicativo que o tipo de desova da espécie é parcelada, do tipo sincrônico em mais de dois grupos, no qual os ovócitos se desenvolvem e são liberados em intervalos durante o ano. Cowarde e Bromage (1998), comentam que a presença de ovócitos hidratados em conjunto com a presença de ovócitos maduros, é um indicativo que a espécie possui uma desova do tipo parcelada. Em adição, esses autores citam que a presença de ovócitos pré-vitelogênicos em todos os estágios maturacionais indica que os espécimes estão sempre disponíveis para reiniciar o ciclo reprodutivo.

Vazzoler (1996), comenta que, quando são observados os estágios, desovado ou repouso, provavelmente a espécie apresenta desova do tipo sincrônica. Diferentemente de uma espécie que possui desova do tipo assincrônica, onde os estágios, desovado e repouso são inexistentes, uma vez que, ovócitos maduros estão constantemente sendo recrutados após a primeira maturidade. Em adição, Silva e Murphy (2001), descrevem que a presença de ovócitos hidratados em conjunto com ovócitos maduros, é uma característica de espécies com desova do tipo parcelada, assim como, a presença de ovócitos pré-vitelogênicos em todos os estágios maturacionais é um indicativo que a espécie estará disponível para iniciar um ciclo reprodutivo (Coward e Bromage, 1998). Shinozaki-Mendes (2007), estudando a *Holocentrus adscensionis* Osbeck, 1765, Chong e Gonzáles (2009), estudando *Genypterus chilensis* Guichenot, 1848, Cortés e Aron (2011), estudando *Isacia conseptiois* Cuvier, 1830 e Queiroz et al. (2018), ao estudar a *A. coeruleus* Bloch & Schneider, 1801, sugerem o mesmo padrão encontrado para a *A. Chirurgus*, capturada no litoral norte do estado de Pernambuco.

A desova parcelada é uma característica da maioria dos teleósteos que vivem em médias latitudes (Cortés e Aron, 2011), uma vez que, os indivíduos reproduzem mais de uma vez por ano, ao contrário de espécies que vivem em regiões de clima temperado, onde há uma notória variação sazonal (Vazzoler, 1996), sendo comum haver uma única estação de desova e um período reprodutivo bem definido (Lemos et al., 2011).

Neste sentido, levando em consideração as baixas latitudes, o clima tropical atlântico (tropical úmido) e o período do ano para a região estudada, a informação

descrita acima pode ser compartilhada, concluindo que o desenvolvimento ovariano da *A. chirurgus* é cíclico, com fêmeas desovando mais de duas vezes durante a estação reprodutiva, com a desova do tipo sincrônica em mais de dois grupos. Para os machos foi observado ovários em regeneração, ou seja, inativas, estágio observado após a cópula, um indicativo de que o processo de maturação não é contínuo.

Segundo Yamahira (2004), espécies que possuem período reprodutivo longo e desovas múltiplas, apresentam vantagens que podem maximizar o sucesso reprodutivo, uma vez que, desovas sucessivas durante uma época de reprodução, típico para espécies de origem marinha (Lowe-McConnell, 1999), garante aos descendentes condições ambientais adequadas para o nascimento e sobrevivência. Em adição, avaliar a desova por lote em espécies que tem desova do tipo parcela é crucial, pois, durante a estação reprodutiva, os lotes de ovócitos do estoque de reserva são recrutados constantemente (Brown-Peterson et al., 2011).

Ao analisar o número potencial de desova anual, 15 e 17 para o método de ovócitos hidratados e folículos pós-ovulatórios, respectivamente, há evidência que a *A. chirurgus* provavelmente, realiza desova do tipo parcelada. Assim, entender o número de eventos de desova e conseqüentemente o sucesso reprodutivo da *A. chirurgus* é extrema importância, uma vez que espécies com desova do tipo parcelada, podem apresentar desovas sucessivas durante o período de desova (Ganias et al., 2011).

A estimativa de fecundidade por lote de fêmeas da *A. chirurgus* classificadas no estágio capaz de desovar, apresentando ovócitos nas fases migração de vesícula germinativa, quebra de vesícula germinativa e ovócitos hidratados é a única disponível para a espécie na região estudada, sem nenhuma menção encontrada na literatura. A fecundidade por lote da *A. chirurgus* variou entre 15.962 e 75.880 ovócitos por fêmea, apresentando uma média de 36.715 ovócitos. Os resultados encontrados no presente trabalho, são relativamente similares aos valores estabelecidos para outras espécies de Acanthurideos, como *A. coeruleus* (média de 20.000 e 55.000 ovócitos), no litoral Norte de Pernambuco (Queiroz et al. 2018); *A. triostegus sandvicensis* (Streets, 1877) (média de 40.000 ovócitos), em ilhas Havaianas (Randall, 1961) e *Zebrasoma Flavensces* (Bennett, 1828) (20.000 e 44.000 ovócitos por lote) (Bushell, 2010). Valores baixos de fecundidade por lote pode ser compensado por aquelas espécies que apresentam alta frequência de desova (Ganias et al., 2011), comportamento compartilhado para a *A. chirurgus*, capturada no litoral Norte de Pernambuco.

No presente trabalho, todas as características do período reprodutivo da *A. chirurgus* puderam ser elucidadas, com forte indicativo de que não há segregação espacial para ambos os sexos, uma vez que, todos os estágios maturacionais foram encontrados (Schram, 1986). Embora, parte da biologia reprodutiva da *A. chirurgus* tenha sido elucidada neste estudo, o monitoramento de embarcações e desembarques é recomendado para garantir a manutenção do estoque, embora a espécie seja classificada como “pouco preocupante” na lista de espécies ameaçadas da IUCN (IUCN, 2012). É importante que a legislação considere o tamanho mínimo de captura de 18, 03 cm para ambos os sexos, pois não foi observado dimorfismo sexual.

12. Referências

Araújo, M.E., Carvalho, A.C., Magalhães, H.S., Santana, R.F.C.C.A., Silva-Falcão, E.C., Saraiva, A.F., Alcântara, R., Nunes, J.L.S. 2005. Distribuição Espacial de Acanthuridae em uma poça de maré, Serrambi, Pernambuco. *Boletim do Laboratório de Hidrobiologia*, 18(1), p.25-31.

Araújo, R.B. 2009. Desova e fecundidade em peixes de água doce e marinhos. *Revista de biologia e ciências da terra*, 9(2), p.24-312.

Bellwood, D.R., Wainwright, P.C. 2002. The history and biogeography of fishes on coral reefs. In: Sale, P.F. (editor). *Coral reef fishes: dynamics and diversity in a complex ecosystem*. San Diego: *Elsevier science*. 1, p.5-32.

Borges, M.F., Silva, A.; Abaunza, P., Eltink, A.; Lucio, P., Walsh, M., Poulard, J.C., Casey, J., Iversen, S., Sakagen, D., Sanchez, F. 1996. Changes on horse mackerel (*Trachurus trachurus*) catch distribution in the northeast Atlantic. ICES CM 1996/S:26, 8 pp.

Brown-Peterson, N. J., Wyanski, D. M., Saborido-Rey, F., Macewicz, B. J., Lowerre-Barbieri, S. K. 2011. A standardized terminology for describing reproductive development in fishes. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3(1), p.52-70.

Bushnell, M.E., Claisse, J.T., Laidley, C.W. 2010. Lunar and seasonal patterns in fecundity of an indeterminate, multiple spawning surge on fish, the yellow tang *Zebrasoma flavescens*. *Journal of Fish Biology*, 76(6), p.1343-1361.

Carvalho, R.A.A., Cunha, F.E.A., Montezuma, A.M.N., Araújo, M.E. 2013. Capturas e processamento de peixes recifais no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. *Actapesca*, 1(1), p.91-103.

Chong, J., González, P. Ciclo reproductivo y talla media de madurez del congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1881) en el litoral de Talcahuano, Chile, *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 44(1), p.257-262.

Cergole, M.C., Ávila-da-Silva, A. O., Rossi-Wongtschowky, C. L. B. 2005. Análise das principais pescarias comerciais da região Sudeste-Sul do Brasil: dinâmica populacional das espécies em exploração. Série Doc. Revizee/Score Sul, 112-115pp.

Cortés, N., Aron, A. 2011. Reproductive cycle and batch fecundity of *Isacia conceptionis* (Perciformes, Haemulidae) at La Herradura, Coquimbo, Chile, *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 46(1), p.101-104.

Coward, K., Bromage, N.R., 1998. Histological classification of oocyte growth and the dynamics of ovarian recrudescence in *Tilapia zillii*. *Journal of Fish Biology*, 53(2), p. 285-302.

Conover, D.O., Kynard, B.O. 1981. Environmental sex determination: interaction of temperature and genotype in a fish. *Science*, 213(4507), p.577-579. DOI: 10.1126/science.213.4507.577.

Craig, P.C. 1998. Temporal spawning patterns of several surgeonfishes and wrasses in American Samoa. *Pacific Science*, 52(1), p.35- 39.

Cunha, F.E.A., Carvalho, R.A.A., Araújo, M.E. 2012. Exportation of reef fish for human consumption: Long-term analysis using data from Rio Grande do Norte, Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo, 38(4), p.369-378.

Dromard, C., Bouchon-Navaro, Y., Harmelin-Vivien, M., Bouchon, C. 2012. Partitioning of Trophic Resources Allows Multi-Specific Foraging Groups of Acanthurid Fishes (Guadeloupe, Lesser Antilles), Proceedings of the 65th Gulf and Caribbean Fisheries Institute, Santa Marta, Colombia, p.357-364.

Farrell, E.D.; Hussy, K.; Coad, J.O.; Clausen, L.W.; Clarke, M.W. 2012. Oocyte development and maturity classification of boarfish (*Capros aper*) in the Northeast Atlantic. *ICES, Journal of Marine Science*, 69(4), p.498–507.

Feitosa, C.V., Pimenta, D.A.S., Araújo, M.E. 2002. Ictiofauna recifal dos parrachos de Maracajaú (RN) na área dos flutuantes: inventário e estrutura da comunidade. *Arquivos de Ciências do Mar*, 35, p. 39-50.

Ferreira, C.E.L., Floeter, S.R., Gasparini, J.L., Ferreira, B.P., Joyeux, J.C. 2004. Trophic structure patterns of brazilian reef fishes: a latitudinal comparison. *Journal of Biogeography*. 31, p.1093-1106.

Figueiredo, J.L., Menezes, N.A. 2000. Manual de peixes marinhos do sudeste do Brasil. Vol VI. Teleostei (5). São Paulo: Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 116p.

Fontoura, F.F.; Braun, A.S., Milani, C.C. 2009. Estimating size at first maturity (L50) from Gonadosomatic Index (GSI) data. *Neotropical Ichthyology*, 7(2), p.217-222.

Freitas, J.E.P., Correia, L.B., Araújo, M.E. 2001. Ictiofauna do Parque Estadual Marinho da Pedra da Risca do Meio, CE. IX Congresso Nordestino de Ecologia, 2001, Rio Grande do norte. Anais. Natal: *Sociedade Nordestina de Ecologia*, 1 CD-ROM.

Froese, R. 2006. Cube law, condition factor and weight-length relationship: history, metaanalysis and recommendations. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(4), p.241-253.

Gálvez, M.A., Castillo, J. 2015. Escala de madurez gonadal de bonito *Sarda chiliensis chiliensis* (Cuvier, 1832), *Boletín - Instituto del Mar del Perú*, 30(1,2), p.29-39. <http://biblioimarpe.imarpe.gob.pe/handle/123456789/2938>

Ganias, K. 2011. Thirty years using the postovulatory follicles method: Overview, problems and alternatives. *Fisheries Research*, 117–118 (2012) 63–74. doi:10.1016/j.fishres.2011.01.009

Gomiero, L.M., Braga, F.M.S. 2003. Relação peso-comprimento e fator de condição para *Cichla cf. ocellaris* e *Cichla monoculus* (Perciformes, Cichlidae) no reservatório de Volta Grande, rio Grande - MG/SP. *Acta Scientiarum: Biological Sciences*, 25(1), p. 79-86.

Hernandez, V.A., 1994. Reproductive cycle and changes in condition of the horse mackerel (*Trachurus trachurus L.*). *Acta Sea Adriatic*, 35 (1/2), p.59-67.

Horn, M.H. 1989. Biology of marine herbivorous fishes. *Oceanography and Marine Biology Annual Review*, 27, p.167 – 272.

Hunter, J.R.; Macewicz, B. 1980. Sexual maturity, batch fecundity, spawning frequency and temporal pattern in the northern anchovy, *Engraulis mordax*, during the 1979 spawning season. *CalCOFI Reports*, 21(1), p.139-149.

IUCN. 2012. IUCN Red List of Threatened Species (ver. 2012.2). Available at: <http://www.iucnredlist.org>. (Accessed: 17 October 2019).

Kjesbu, O.S. 2009. Applied fish reproductive biology: contribution of individual reproductive potential to recruitment and fisheries management. In: Jakobsen, T., Fogarty, M.J., Megrey, B.A., Moksness, E. (Eds.), *Fish Reproductive Biology: Implications for Assessment and Management*. First ed. Wiley-Blackwell, Chichester, U.K. p.293–332.

Korta, M. 2010. New methodologies applied to quantify the dynamics of the ovary in indeterminate fecundity species. Ph.D. diss., 208 p. Univ. Basque Country, Leioa, Spain.

Lemos, V.M., Varela Jr, A.S., Valesco, G., Vieira, J.P. 2011. The reproductive biology of the plata pampona, *Trachinotus marginatus* (Teleostei: Carangidae), in southern Brazil. *Zoologia*. 28(5), p.603-609.

Lessa, R.; Nóbrega, M. 2000. Guia de identificação de Peixes Marinhos da Nordeste. Programa REVISEE/SCORE – NE. p.138.

Lowe-McConnell, R.H. 1999. Estudos de comunidades de peixes tropicais. São Paulo: EDUSP, 382 p.

Lowerre-Barbieri, S.K. 2009. Reproduction in relation to conservation and exploitation of marine fishes. In: JAMESON, B. G. M. Reproductive biology and phylogeny of fishes (agnathans and bony fishes). *Science Publishers, Enfield, New Hampshire*, 8. p.371-374.

Lowerre-Barbieri, S.K., Ganas, K., Saborido-Rey, F., Murua, H., Hunter, J.R. 2011. Reproductive timing in marine fishes: variability, temporal scales, and methods. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3, p.71–91.

Mendes, P. P. 1999. Estatística aplicada à Aquicultura. Recife-PE. Ed. Bargaço, 265p.

MMA - Ministério do Meio Ambiente. 2002. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade das zonas costeiras e marinhas. Brasília, Ministério do Meio Ambiente (MMA/SBF). Brasília, 72p.

Mozo, E.C.; Barandica, J.C.N.; Racedo, J.B. 2006. Dinámica poblacional del coroncoro *Micropogonias furnieri* (pisces: sciaenidae) en la ciénaga grande de Santa Marta, Caribe Colombiano. *Boletín de Investigaciones Marinas Costeras*, 35(1), p.37-58.

Murua, H.; Kraus, G., Saborido-Rey, F., Witthames, PR., Thorsen, A., Junqueira, S. 2003. Procedures to estimate fecundity of marine fish species in relation to their reproductive strategy. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 33, p.33-54.

Murua, H., Motos, L., 2000. Reproductive biology of roughhead grenadier. *Sarsia*, 85, 393–402.

Nelson, J.S. 2006. Fishes of the world. 4ª edição. New York: John Wiley e Sons. 601p.

Nikolsky, G.V. 1963. The ecology of fishes. Nova York, Academic. 352p.

Neubauer, P., Jensen, O.P., Hutchings, J.A., Baum, J.K. 2013. Resilience and Recovery of Overexploited Marine Populations. *Science*, 340 (6130), p.347-349.

Pandian, T. J. 2010. Sexuality in fishes. Published by Science Publishers, P.O. Box 699, Enfield, NH 03748, USA.

Polunin, N.V.C., Roberts, C.M. 1993. Greater biomass and value of target coral-reef fishes in two small Caribbean marine reserves. *Marine Ecology Progress Series*, 100, p.167-176.

Potts, J.C.; Manooch, C.S. 2001. Differences in age and growth of white grunt from North Carolina and South Carolina compared with southeast Florida. *Bulletin of Marine Science*, 68(1), p.1-12.

Queiroz, R.M.V.; Rêgo, M.G.; Hazin, F.H.V.; Oliveira, P.G.V. 2018. Reproductive biology of *Acanthurus coeruleus* (Bloch & Schneider, 1801) (Perciformes: Acanthuridae) in the north coast of the State of Pernambuco, Brazil. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, 13(1), p.25-35.

Randall, J.E. 1961. A contribution to the biology of the convict surgeonfish of the Hawaiian Islands, *Acanthurus triostegus sandvicensis*. *Pacific Science*, 15(2), p.215-272.

Reeson, P.H. 1983. The biology, ecology and bionomics of the surgeonfishes, Acanthuridae. In: J.L. Munro (ed.), *Caribbean coral reef fishery resources*, pp. 178-190.

Ressurreição, M.G.; Passavante, J.Z.O.; Macêdo, S.J. 1996. Estudo da plataforma continental na área do Recife (Brasil): variação sazonal da biomassa fitoplanctónica

(08°03'38" lat. S; 34°42'28" a 34°52'00" long. W). Trabalho oceanográfico da Universidade Federal de Pernambuco, 24: 39-59.

Ribeiro, C.S.; Moreira, R. G. 2012. Fatores ambientais e reprodução dos peixes. *Revista da Biologia*, 8(1), p.58-61.

Ribeiro, F.P. 2006. A pesca de peixes demersais com armadilhas no Nordeste do Brasil. In: Ferreira, B. P.; Maida, M. (Eds). Monitoramento dos recifes de coral do Brasil. Brasília: MMA, p.71-72.

Robertson, R. 1983. On the spawning behavior and spawning cycles of eight surgeonfishes (Acanthuridae) from the Indo-Pacific. *Environmental Biology of Fishes*, v. 9, n.3/4, p. 193-223.

Robertson, D.R. 1992. Patterns of lunar settlement and early recruitment in Caribbean reef fishes at Panama. *Marine Biology*, 114, p.527-537

Rocha, L.A., Myers, R., Abesamis, R., Clements, K.D., Choat, J.H., Mcilwain, J., Nanola, C., Russell, B., Stockwell, B. 2012. *Acanthurus chirurgus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e.T177982A1510626.

Rocha, L.A., Bass, A.L., Robertson, D.R., Bowen, B.W. 2002. Adult habitat preferences, larval dispersal, and the comparative phylogeography of three Atlantic surgeonfishes (Teleostei: Acanthuridae). *Molecular Ecology*, 11(2), p.243-252. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012.RLTS.T177982A1510626.en>

Schaefer, K.M., 2001. Estimation of the maturity and fecundity of tunas. Report on the Working Group on Modern Approaches to Assess Maturity and Fecundity of Warm and Cold Water Fish and Squids. John Grieg Grafisk AS, Bergen, Norway, pp. 117–124.

Schultz, H., 1996. Drastic decline of the proportion of males in the roach (*Rutilus rutilus L.*) of Bautzen Reservoir (Saxony, Germany): result of direct and indirect effects of biomanipulation. *Limnologia*, 26, p.153-164.

Schram, E. R. Crustacea. Oxford University Press, Oxford, 606 p. 1986.

Shinozaki-mendes, R.A., Hazin, F.H.V., Oliveira, P.G., Carvalho, F.C. 2007. Reproductive biology of the squirrelfish, *Holocentrus adscensionis* (Osbeck, 1765), caught off the coast of Pernambuco, Brazil. *Scientia Marina*. 71(4), p.715-722.

Silva, J.A. Murphy, M.D. 2001. A summary of the status of white grunt *Haemulon plumieri* from the east coast of Florida. *Florida Marine Research Institute*. 18 pp

Uribe, M.C., Grier, H.J., Mejía-Roa, V. 2014. Comparative testicular structure and spermatogenesis in bony fishes. *Spermatogenesis*, 4(3), e983400, DOI: 10.4161/21565562.2014.983400

Vazzoler, A.E. 1996. Biologia da Reprodução de Peixes Teleósteos: Teoria e Prática. *Nupelia*, Maringá-PR, 169p.

Wallace, R., Selman, K. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoologist*, 21, p.325-343.

West, G. 1990. Methods of assessing ovarian development in fishes: a review. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 41, p.199–222.

Yamahira, K. 2004. How do multiple environmental cycles in combination determine reproductive timing in marine organisms? A model and test. *Functional Ecology*, 18(1), p. 4-15.

Zar, J.H. Biostatistical Analysis. 2010. 5th Edition. Pearson Prentice-Hall, Upper Saddle River, NJ. 944 pp.

Zudaire, I., Murua, H., Grande, M., Korta, M., Arrizabalaga, H., Areso, J.J., Delgado-Molina, A. 2013. Fecundity regulation strategy of the yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) in the Western Indian Ocean. *Fisheries Research*, 138, p.80-88.

4. Comentários Conclusivos

Ambos os sexos da *A. chirurgus*, capturados no litoral Norte do estado de Pernambuco, Brasil, apresentam células germinativas e formação distintas dos ovários e testículos, sendo possível identificar os estágios maturacionais tanto nas fêmeas, quanto nos machos.

As fêmeas maturam com tamanho igual aos machos, e apenas um modelo pode representar a espécie. Baseado no modelo logístico, o L_{50} microscópico observado para a espécie foi 18,03 cm (intervalo de confiança = 17,75 – 18,75 cm) e L_{99} microscópico igual a 22,05 cm, com intervalos de confiança variando entre (21,33 – 22,48 cm).

A análise macroscópica dos ovários e testículos permitiu determinar que existe diferença na coloração dessas estruturas ao longo do desenvolvimento ovariano e testicular. À medida que os indivíduos maturam a coloração dos ovários e testículos se intensificam, permitindo a identificação dos estágios maturativos, exceto quando os indivíduos estão na fase regeneração e imaturo.

Foram estabelecidos seis estágios de desenvolvimento para ambos os sexos. As fêmeas foram classificadas nos estágios: imaturo, em desenvolvimento, capaz de desovar, desova ativa, regressão e regeneração. Os machos foram classificados nos estágios: imaturo, em desenvolvimento, capaz de liberar, liberando, regressão e regeneração.

Os ovários são formados por tecido muscular liso, células da teca e da granulosa, zona radiada (externa, intermediária, interna), células foliculares, oogônias, ovócitos em crescimento primário (cromatina nuclear e perinucleolar), alvéolo cortical, vitelogênese I, II, III, migração e quebra da vesícula germinativa e ovócitos hidratados.

Os testículos foram classificados do tipo espermatogonial irrestrito, composto por tecido muscular liso, túnica albugínea, túbulos seminíferos primários e secundários, ducto espermático, tecido intersticial, células de Sertoli, espermatogônias,

espermatócitos, espermátides, espermatozoides, caracterizado pela presença de flagelo e ausência de acrossoma.

A análise microscópica é indispensável para identificar com maior acurácia os estágios de desenvolvimento, principalmente no estágio em regeneração, em que as características macroscópicas dos ovários e testículos neste estágio são muito semelhantes ao estágio em desenvolvimento. Sendo a análise microscópica uma ferramenta indispensável para determinar o tamanho de primeira maturação e reduzir os erros de classificação dos estágios maturacionais.

A análise histoquímica dos ovários e testículos se mostrou como uma importante ferramenta para identificação da composição celular das células germinativas e componentes somáticos. O contraste das reações histoquímicas das células ao corante (HE) permitiu a determinação dos estágios com precisão e acurácia.

A presença de fêmeas com folículos pós-ovulatórios (POF) e conseqüentemente menor volume gonadal, entre os meses de agosto a dezembro, revela uma elevada atividade reprodutiva nesse período. Foi possível identificar ovários em regressão e regeneração todos os meses, exceto maio e junho para os ovários em regressão e julho para os ovários em regeneração, respectivamente.

Os machos apresentaram desenvolvimento gonadal semelhante ao das fêmeas, indivíduos com testículos maduros foram identificados ao longo dos meses. E com base no exposto, o ciclo reprodutivo de *A. chirurgus* pode ser classificado como anual contínuo, com maior intensidade reprodutiva entre janeiro e junho, período no qual foi observada uma otimização do desenvolvimento gonadal, com maior frequência de fêmeas nos estágios, capaz de desovar e desova ativa.

Ao longo do período amostral foi capturada uma maior quantidade de machos. Em relação ao comprimento total os machos são maiores que as fêmeas, e com base na relação da regressão potencial para os sexos agrupados o crescimento é classificado como alométrico negativo. Após a classificação dos indivíduos em categorias, pôde-se observar a predominância de machos e fêmeas adultas ao longo do período amostral.

Para as fêmeas houve incremento do desenvolvimento em relação ao comprimento, largura e peso dos ovários do estágio imaturo até o estágio desova ativa, com diminuição logo após a desova. Para os machos, foi observado incremento em relação ao comprimento dos testículos, do estágio imaturo até o estágio desova ativa, com diminuição logo após a desova. Enquanto a largura e o peso aumentam até atingir a maturidade e diminui após a liberação dos espermatozoides.

Foi observada forte relação entre os fatores abióticos (pluviosidade e temperatura) e o período reprodutivo da *A. chirurgus*. Na PCA de acordo com a porcentagem de variância em ordem decrescente de importância, a primeira componente explicou 62,6% da separação e a segunda componente explicou 34,8%. Na PCA1, foi observado uma maior influência da variável pluviometria e para PCA2, a maior influência foi causada pela variável período do ano. Diferença estatística não foi observada entre os grupos: capaz de desovar e desova ativa, desenvolvimento e regressão.

A distribuição da frequência de tamanho dos ovócitos para cada estágio de desenvolvimento ovariano, sem presença de hiato no diâmetro dos ovócitos em crescimento primário e secundário, nas diferentes fases e meses de desova para a *A. chirurgus*, pode ser um indicativo de fecundidade indeterminada.

A porcentagem da frequência de desova média foi 36,2% pelo método de OH e 38,7% pelo método POF, indicando uma frequência de desova de 2,7 dias e 2,5 dias, respectivamente. Os valores observados indicam um número potencial de 19 desovas durante o ano pelo método OH e 18 desovas pelo método POF.

Com os resultados obtidos no presente trabalho, acredita-se ter elucidado uma importante etapa no ciclo reprodutivo da *A. chirurgus*. Entretanto, novos estudos são indispensáveis para o completo entendimento da dinâmica reprodutiva da espécie.

APENDICE



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E AQUICULTURA

BIOLOGIA REPRODUTIVA DO DA, *Acanthurus* Bloch, 1787 (PERCIFORMES: ACANTHURIDAE) CAPTURADA NO LITORAL NORTE DO ESTADO DE PERNAMBUCO, BRASIL

Mestrando: Paulo Rogério de Souza Almeida

Planilha Nº: _____ Data: ____/____/____

M	CT	PT	PE	SEXO	PG	CGe	CGd	LGd	EG+	EG-	CD	OBS

Legenda: **M:** Exemplar; **PT (g):** Peso Total; **PE (g):** Peso eviscerado em gramas; **SEXO:** Macho (M) ou Fêmea (F); **PG:** peso da gônada; **CGe:** Comprimento da gônada esquerda; **CGd:** Comprimento da gônada direita; **LGe:** Largura da gônada direita; **LGd:** Largura da gônada esquerda; **EG+:** Estágio Gonadal Macroscópico; **EG-:** Estágio Gonadal Microscópico; **OBS.:** Observações.