



**INSTITUTO SUPERIOR POLITÉCNICO DE GAZA**  
**DIRECÇÃO DOS SERVIÇOS ESTUDANTÍS E REGISTO ACADÉMICO**  
**DIVISÃO DE AGRICULTURA**  
**CURSO DE ENGENHARIA DE AQUACULTURA**

**Título do trabalho:**

Avaliação de eficiência das bandejas rectangulares, jarras de fundo redondo e garrafas PET (politereftalato de etileno) circulares na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*).

Monografia apresentada e defendida como requisito para a obtenção do grau de Licenciatura em Engenharia de Aquacultura.

Autor: Celso Jaime Malate

Tutor: dr<sup>a</sup>. Madalena João Capassura

Co-tutor: dr. Rogério Fernandes Romão

**Lionde, Julho de 2018**



## **INSTITUTO SUPERIOR POLITÉCNICO DE GAZA**

Projecto de Licenciatura sobre: Avaliação de eficiência das bandejas rectangulares, jarras de fundo redondo e garrafas PET (politereftalato de etileno) circulares na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*), apresentado ao Curso de Licenciatura em Engenharia de Aquacultura na Divisão de Agricultura do Instituto Superior Politécnico de Gaza, como requisito para obtenção do grau de Licenciatura em Engenharia de Aquacultura.

Tutor: dr<sup>a</sup>. Madalena João Capassura

Co-tutor: dr. Rogério Fernandes Romão

## Índice

Índice de tabelas.....	i
Índice de figuras.....	i
Índice de gráficos.....	i
DECLARAÇÃO .....	iii
DEDICATÓRIA .....	iv
AGRADECIMENTOS .....	v
RESUMO.....	vi
ABSTRACT.....	vii
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1. Problema de estudo e Justificação .....	2
1.2. Hipóteses de estudo.....	3
1.3. Objectivos .....	3
1.3.1. Geral .....	3
1.3.2. Específicos.....	3
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	4
2.1. Classificação sistemática da tilápia de Moçambique.....	4
2.2. Características da tilápia de Moçambique ( <i>Oreochromis mossambicus</i> ) .....	4
2.3. Reprodução e desova das tilápias .....	4
2.4. Nutrição e manejo alimentar de reprodutores .....	5
2.5. Acasalamento.....	5
2.6. Tipo de ovo da tilápia .....	5
2.7. Colecta de ovos directamente da boca das fêmeas .....	6
2.7.1. Vantagens da colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas .....	7
2.7.2. Desvantagens da colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas .....	7
2.7.3. Recomendações do sistema de colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas .....	7
2.8. Aspectos qualitativos e quantitativos dos ovos.....	7
2.8.1. Tamanho do ovo .....	7
2.9. Incubação artificial dos ovos de peixe.....	8
2.10. Tipos de incubadoras dos ovos de peixe.....	8
2.11. Influência dos parâmetros físico-químicos de água na eclosão dos ovos.....	9
2.11.1. Temperatura.....	9
2.11.2. Salinidade .....	9
2.11.3. Oxigénio dissolvido e pH .....	9

2.12. Fatores que influenciam a eclosão de ovos e o desenvolvimento larval de tilápias .....	10
2.13. Factores que afectam o grau de diferenciação das larvas .....	11
3. MATERIAIS E MÉTODOS .....	12
3.1. Localização da área de estudo.....	12
3.2. MATERIAIS E INSUMOS .....	13
3.3. MÉTODOS .....	15
3.3.1. Construção de pequenas incubadoras de plástico (garrafas PET) .....	15
3.3.2. Colecta dos ovos .....	15
3.3.3. Determinação da quantidade de ovos e incubação artificial.....	15
3.3.4. Controle dos parâmetros de qualidade de água na incubadora.....	16
3.3.5. Contagem das larvas.....	16
3.3.6. Determinação do percentual de eclosão .....	17
3.3.7. Análises estatísticas .....	18
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	19
4.1. Parâmetros de qualidade de água na incubação.....	19
4.2. Tempo de incubação .....	20
4.3. Taxa de eclosão dos ovos.....	20
5. CONCLUSÃO .....	25
6. RECOMENDAÇÕES .....	26
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	28
8. ANEXOS .....	31

## Índice de tabelas

Tabela 1: Fatores de influência na eclosão de ovos e o desenvolvimento larval de tilápias ...	10
Tabela 2: Materiais necessários no estudo.....	14
Tabela 3: Insumos necessários no estudo .....	14
Tabela 4: Esquema base de ANOVA em delineamento de blocos casualizados (DBC).....	18
Tabela 5: Médias (desvio padrão) dos parâmetros de qualidade de água e o tempo encubação .....	19
Tabela 6: Teste de Tukey .....	23
Tabela 7: Resultado da análise de variância (95% de probabilidade) .....	32
Tabela 8: Quantidade de ovos incubados em cada lote por tratamento .....	32
Tabela 9: Quantidade de larvas obtidas por cada lote em cada tratamento .....	33
Tabela 10: Quantidade de ovos perdidos por cada lote de incubação .....	33

## Índice de figuras

Figura 1: Tilápia de Moçambique ( <i>Oreochromis mossambicus</i> ).....	4
Figura 2: Tipo de ovo das tilápias.....	6
Figura 3: Coleta de ovos na boca da fêmea das tilápias .....	6
Figura 4: Mapa de Localização Geográfica e Divisão Administrativa de Vilankulo .....	12
Figura 5: Layout da incubadora de pequeno volume construída a partir de garrafa PET de 2 L. ....	15
Figura 6: Diferentes tipos de incubadoras usadas na incubação dos ovos. (A), Jarras; (B), Garrafas PET; (C), Bandejas.....	16
Figura 7: Contagem de larvas .....	17
Figura 8: Procedimentos da construção de pequenas incubadoras na base de garrafas PET. (1), Corte da garrafa. (2), Colagem do fundo com resina. (3), Junção das peças. ....	31
Figura 9: Tigelas contendo solução de Permanganato de Potássio ( $KMnO_4$ ).....	31
Figura 10: Sistema de abastecimento de água nas pequenas incubadoras.....	31

## Índice de gráficos

O gráfico 1 representa as taxas de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique ( <i>Oreochromis mossambicus</i> ) em diferentes incubadoras (tratamentos). ....	21
Gráfico 1: Taxa de eclosão (%) em diferentes tratamentos .....	21
Gráfico 2: Taxa de eclosão nas Jarras em função da densidade de ovos incubados.....	22
Gráfico 3: Taxa de eclosão nas Bandejas em função da densidade de ovos incubados .....	22
Gráfico 4: Taxa de eclosão nas Garrafas PET em função da densidade de ovos incubados ...	23

## LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

% - Percentagem;

°C – Unidade de temperatura (graus celsius);

m<sup>2</sup> – Metro quadrado;

n° - Número;

ANOVA – Análise de variância;

cm – Centímetro;

cm<sup>2</sup> – Centímetro quadrado;

DBC – Delineamento em blocos casualizados;

Eq. – Equação;

F - Teste F.

FV – Fontes de variação;

g – Gramas;

Gl – Graus de liberdade;

h – Horas;

INAQUA – Instituto Nacional de Desenvolvimento da Aquicultura

L – Litros;

m – Metros;

O.D. – Oxigénio dissolvido;

PET – Politeraftalato de etileno;

pH – Potencial Hidrogeniônico;

ppm – Partes por milhão;

ppt – Partes por trilhão;

QM - Quadrado médio;

r – Repetições;

SQ - Soma dos quadrados;

t – Tratamentos;

T1 – Tratamentos 1;

T2 – Tratamentos 2;

T3 – Tratamentos 3;

# INSTITUTO SUPERIOR POLITÉCNICO DE GAZA

## DECLARAÇÃO

Declaro por minha honra que este Trabalho de Culminação do Curso é resultado da minha investigação pessoal e das orientações dos meus tutores, o seu conteúdo é original e todas as fontes consultadas estão devidamente mencionadas no texto, nas notas e na bibliografia final. Declaro ainda que este trabalho não foi apresentado em nenhuma outra instituição para propósito semelhante ou obtenção de qualquer grau académico.

Lionde, \_\_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de \_\_\_\_\_

---

/Celso Jaime Malate/

## **DEDICATÓRIA**

A minha mãe Cacilda Artur Buque que, com muito carinho e apoio, não mediu esforços para que eu chegasse até esta etapa da minha vida. Que este sirva como instrumento para se orgulhar pelo carinho, educação, atenção e paciência.

Ao meu irmão Dércio e aos meus sobrinhos Deyse, Anália, Neuzia, Natacha, Almira, Dalton. Que esta seja a fonte de inspiração para o vosso futuro académico.



## **AGRADECIMENTOS**

Primeiro à Deus pela vida e manter-me firme diante dos obstáculos que a vida contém.

A minha guerreira mãe Cacilda Artur Buque, meus tios António Chiziane e Raulina Samo pela educação e mostrar que a escola é a melhor ferramenta para os caminhos da vida. Ao meu irmão Altino Jaime Malate pelo apoio incansável durante esta jornada.

A dr.<sup>a</sup>. Madalena João Capassura e dr. Rogério Fernandes Romão pela incansável e maravilhosa supervisão.

Aos docentes do Instituto Superior Politécnico de Gaza em particular os do curso de Licenciatura em Engenharia de Aquacultura pelo acompanhamento académico e transmissão de conhecimentos.

A empresa Xibaha Limitada por ter concedido espaço, recursos materiais para a realização deste estudo e aos técnicos da empresa pelo apoio.

Aos colegas de carteira Lília Salela, Bene Nhambe, Wandinha Massingue, Caifadine Mendonça, Quinácia Macuácuca e aos demais colegas do curso por me suportar, apoiar e trocar conhecimentos concisos.

Aos amigos colegas de residência Cremildo Magombe, David Fardo, Nelson Checo e Dane Caetano pela amizade e aprendizagem.

Aos meus irmãos, primos, tios, amigos, namorada e os demais familiares que directo ou indirectamente contribuíram para obtenção deste grau académico.

*O meu muito obrigado!*

## RESUMO

A obtenção de alevinos de boa qualidade é um dos principais fatores que garantem boa qualidade do peixe produzido em cativeiro. O material usado para a incubação dos ovos associados as densidades podem influenciar a taxa de eclosão e até mesmo na qualidade das pós-larvas. As garrafas PET, bandejas, cones e jarras, tem sido usadas para a incubação de ovos de peixes de diferentes espécies, porém, estas incubadoras evidenciam diferentes taxas de eclosão. Desta forma, avaliou-se a eficiência de três tipos de incubadoras: bandejas retangulares, jarras de fundo redondo e garrafas PET (politereftalato de etileno) circulares na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) como forma de averiguar a melhor incubadora para incubação e eclosão dos ovos. O experimento foi conduzido na empresa Xibaha Limitada, localizada na província de Inhambane, distrito de Vilanculos, utilizando três tipos de incubadoras: Jarras, Bandejas e Garrafas PET com densidades de 250, 500, 750, 1000 e 1250 ovos para cada material. Este estudo foi realizado em delineamento de blocos causalizados, composto por três tratamentos (T1 – jarras; T2 – Bandejas; T3 – Garrafas PET) e três repetições. Foram feitas também análises dos parâmetros de qualidade de água nomeadamente: Temperatura, pH, Oxigénio Dissolvido e Salinidade. Os valores mínimos e máximos em temperatura, pH, oxigénio dissolvido. e salinidade foram: 24.63 e 31.37 °C, 5.81 e 7.21, 6.20 e 8.20 mg/L, 7 e 9 ppt respetivamente, podendo ser ótimos para incubação dos ovos. As taxas de eclosão foram de 89.50% (jarras), 83.73% (bandejas) e 88.78% (garrafas pet). As incubadoras tipo jarras e garrafas pet não tiveram diferença estatística significativa mas, as jarras foram significativamente diferentes quando comparadas com as bandejas ( $P < 0.05$ ). A incubação artificial de ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) é eficaz em jarras e garrafas pet, com maiores índices em jarras.

**PALAVRAS-CHAVE:** *tilápia, ovos, incubação, taxa de eclosão, eficiência.*

## **ABSTRACT**

The obtaining of good quality fingerlings is one of the main factors that guarantee good quality of the fish produced in captivity. The material used to incubate the eggs associated with the densities can influence the hatch rate and even the quality of the post-larvae. PET bottles, trays, cones and jars, have been used to incubate eggs of fish of different species, but these incubators show different hatching rates. In this way, the efficiency of three types of incubators was evaluated: rectangular trays, round bottom jars and PET bottles (polyethylene terephthalate) in the hatching rate of the eggs of the tilapia of Mozambique (*Oreochromis mossambicus*) as a way of ascertaining the best incubator for hatching and hatching of eggs. The experiment was carried out at Xibaha Lda, located in the province of Inhambane, Vilanculos district, using three types of incubators: Vases, Trays and PET Bottles with densities of 250, 500, 750, 1000 and 1250 eggs for each material. This study was carried out in a causal block design, consisting of three treatments (T1 - jugs, T2 - Trays, T3 - PET bottles) and three replications. Analyzes of the parameters of water quality were also made, namely: Temperature, pH, Dissolved Oxygen and Salinity. Minimum and maximum values in temperature, pH, dissolved oxygen. and salinity were: 24.63 and 31.37°C, 5.81 and 7.21, 6.20 and 8.20 mg / L, 7 and 9 ppt respectively, and may be optimal for egg incubation. Hatching rates were 89.50% (pitchers), 83.73% (trays) and 88.78% (pet bottles). The hatching rates in jars and pet bottles had no significant statistical difference, but the jars were significantly different when compared to the trays ( $P < 0.05$ ). The artificial egg incubation of the Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus*) is effective in jars and pet bottles, with higher indices in jars.

**KEY WORDS:** *tilapia, eggs, incubation, hatching rate, efficiency.*

## 1. INTRODUÇÃO

A reprodução das tilápias ocorre com a presença dos machos e fêmeas (fecundação externa), sendo muito comum o desequilíbrio da quantidade de fêmeas e machos da mesma espécie (JÚNIOR, 2007). Geralmente o macho deposita espermatozóides dentro da água, possibilitando a fecundação dos óvulos. Os ovos incubados naturalmente são libertados em grande número, porém a taxa de mortalidade é muito elevada. Estes ovos apresentam uma quantidade moderada de reservas nutricionais. Após a incubação e eclosão dos ovos, aparecem os alevinos com características correspondentes com os progenitores (JÚNIOR, 2007).

Em condições controladas, a incubação artificial proporciona inúmeras vantagens aos produtores, visto que possivelmente fomenta-se a taxa de sobrevivência das larvas e permite a distribuição padrão das idades e o tamanho, embora o uso desta técnica exige materiais em que muitas das vezes não são de fácil aquisição (CALADO et al., 2008).

Uma enorme variedade de incubadoras como: bandejas, incubadoras cónicas, entre outros, são usados para incubação de ovos de peixes. A sua utilização baseia-se principalmente na diferença entre eles, densidade dos ovos a serem incubados, aderência dos ovos às paredes e na sensibilidade dos ovos a choques mecânicos (WATSON e CHAPMAN, 2002).

A qualidade de água é um dos factores mais importantes no processo de incubação de ovos. Factores físicos (abastecimento e vazão, temperatura), químicos (Amónia, Oxigénio dissolvido e pH), biológicos e mecânicos precisam estar em perfeita padronização com as exigências das espécies na vertente incubação artificial, garantindo o sucesso da incubação. Estes factores podem ser alterados não só pelo formato da incubadora, mas também pelos acessórios que nela possam estar submetidos (BARROSO e SANTOS, 2006). Com os efeitos, o presente trabalho visa avaliar a eficiência das bandejas, jarras de fundo redondo e garrafas PET (politereftalato de etileno) circulares na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) incubados artificialmente de modo a identificar a incubadora mais eficaz para incubação artificial dos ovos.

## 1.1. Problema de estudo e Justificação

A incubação dos ovos em ambientes controlados proporciona maior número de larvas com tamanhos padronizados. Os materiais utilizados comumente podem ser simples, baratos e fáceis de construir e estes por sua vez apresentam formatos diferentes (rectangulares, circulares e cônicos) interiormente e que modesta parte proporcionam quantidades diferenciadas de larvas após o processo de eclosão dos ovos. Porém, o uso destes baseia-se principalmente na diferença entre eles, densidade dos ovos a serem incubados, circulação da água, aderência dos ovos às paredes e na sensibilidade dos ovos a choques mecânicos. Estes problemas influenciam de forma significativa nas taxas de eclosão, conseqüentemente, os níveis de produção de alevinos em ambientes controlados são baixos (WATSON e CHAPMAN, 2002). Embora seja bastante evidente a aplicação da técnica de incubação artificial, as diferentes formas de pequenos materiais utilizados definem quantidades diferentes de larvas produzidas após a eclosão. Estes materiais comumente necessitam de valores monetários relativamente altos para a sua aquisição. Segundo CALADO et al. (2008) garrafas plásticas (PET) surgem como um modelo de incubadora alternativa de baixos custos. Segundo CALADO et al. (2008) num estudo feito usando ovos da tilápias do Nilo com o objectivo de avaliar a funcionalidade das garrafas PET, constatou que a taxa de eclosão varia de 70% a 90%.

Com o uso de diferentes materiais que apresentam formatos diferentes no seu interior, surge a seguinte questão: Que material mostraria eficiência na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique para que seja recomendável aos produtores?

O uso de garrafas PET para a incubação de ovos nos ambientes de cultivo é uma das formas de aproveitamento destes materiais por via de reciclagem. Caso as garrafas plásticas mostrem eficiência na eclosão poderão ser implementados nas unidades produtivas de forma a produzir a custos relativamente baixos. Ainda, poderão servir de solução para a produção piscícola nas zonas rurais sem acarretar custos. Por outro lado, a nível nacional ainda não foram feitos estudos similares que possam relatar informações relevantes da eficiência do uso de diferentes incubadoras na incubação artificial dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) incluindo as garrafas PET como incubadoras alternativas a custos de aquisição relativamente baixos. Portanto, surge a necessidade de se realizar este estudo para que possa se trazer informações sobre a eficiência das pequenas incubadoras em relação a incubação dos ovos assim como a taxa de eclosão dos ovos.

## **1.2. Hipóteses de estudo**

**H<sub>0</sub>** – As garrafas PET, bandejas e as jarras proporcionam a mesma eficiência na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*).

**H<sub>1</sub>** – Existe diferença de eficiência entre as garrafas PET, bandejas e jarras na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*).

## **1.3. Objectivos**

### **1.3.1. Geral**

- Avaliar a eficiência das bandejas rectangulares, jarras de fundo redondo e garrafas PET (politereftalato de etileno) circulares na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*).

### **1.3.2. Específicos**

- Determinar a quantidade de ovos a serem incubados e o número de larvas após a eclosão;
- Avaliar a influência dos parâmetros de qualidade de água para a taxa de eclosão dos ovos;
- Identificar a incubadora mais eficiente para a incubação dos ovos;

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1. Classificação sistemática da tilápia de Moçambique

A classificação taxonómica da tilápia de Moçambique, segundo o FISHBASE (2017) é:

Reino: *Animalia*

Filo: *Chordata*

Classe: *Actinopterygii*

Ordem: *Perciformes*

Família: *Cichlidae*

Género: *Oreochromis*

Espécie: *Oreochromis mossambicus*

Figura 1: Tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*)



Fonte: <http://www.sea-ex.com/thailand/angling/mozambique-tilapia.htm>

### 2.2. Características da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*)

A tilápia de Moçambique possui leves listras escuras verticais na lateral. Sua coloração é azul-acinzentada no corpo e branca no ventre (Figura 1). A *Oreochromis mossambicus* é uma das espécies mais tolerantes à salinidade. Sobrevive bem a concentrações de salinidade de até 70ppt e tolera concentrações próximas de 120ppt quando adaptada gradualmente. A eficiência reprodutiva desta é cerca de três vezes maior em água com salinidade entre 9 e 15ppt do que em água doce (KUBITZA, 2005).

### 2.3. Reprodução e desova das tilápias

Reprodução é a capacidade que tem os seres vivos de, ao atingirem certo estágio de desenvolvimento originar outros semelhantes. É um dos aspectos mais importantes quando se fala dos vertebrados aquáticos. A maturação sexual das tilápias acontece logo nos primeiros três meses (maturação sexual precoce). Quanto à desova, esta ocorre inúmeras vezes por ano, se os peixes estiverem bem nutridos e saudáveis, vivendo em ambientes adequados. Como a tilápia apresenta cuidado parental, ou seja, protege a prole (na boca), o índice de sobrevivência das larvas destas espécies é bastante elevado (Tilápia especial s.d.).

A produção de ovos não apresenta qualquer problema se os peixes desovam facilmente no tanque. A temperatura da água preferida durante a desova é de 25°C a 28°C (CARBALLO et al., 2008).

O número de ovos produzidos por desova depende do tamanho da fêmea: uma fêmea de tilápia com 100 g tem uma desova de cerca de 100 ovos, enquanto com 600 - 1000g desovará entre 1000 a 1500 ovos. Os alevinos são removidos dos tanques de desova e transferidos para os tanques de engorda ou maturação. Assim que são transferidos para os tanques, são dados rações suplementares a uma taxa de cerca de 6 a 8% do peso corporal, dependendo do tipo de alimentação (CARBALLO et al., 2008).

#### **2.4. Nutrição e manejo alimentar de reprodutores**

A crescente demanda, tanto em quantidade como em qualidade, por pós-larvas de alevinos de tilápias vêm exigindo atenção especial no que diz respeito à nutrição de reprodutores. A colecta intensiva de pós-larvas e ovos gera a necessidade de fornecer aos reprodutores um alimento nutricionalmente completo. Estudos demonstram a importância da correcta nutrição sobre o desempenho reprodutivo dos peixes (KUBITZA, 2000).

Em Tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*), rações deficientes de vitamina C resultou numa reduzida taxa de eclosão, aumento na proporção de embriões deformados, crescimento retardado e redução na sobrevivência das pós-larvas e dos alevinos (KUBITZA, 2000).

#### **2.5. Acasalamento**

O acasalamento em hapas com malha de 01 a 1,5 mm, a proporção macho-fêmea tem sido de 3 (três) fêmeas para 1 (um) macho com biomassa de 250 a 500 g/m<sup>2</sup>. Em hapas de 30 m<sup>2</sup> podem ser povoados 120 peixes, sendo 90 fêmeas e 30 machos (Tilápia especial s.d.).

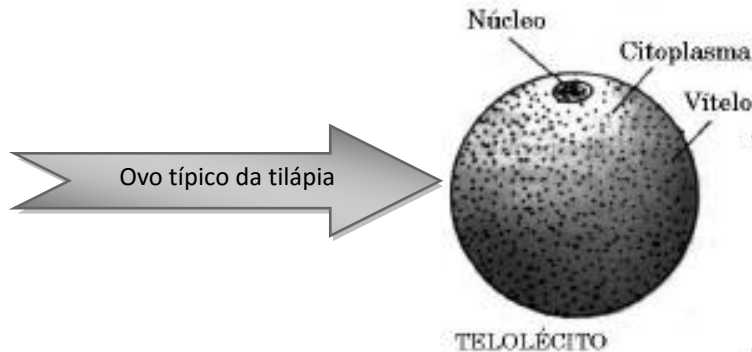
#### **2.6. Tipo de ovo da tilápia**

O processo embrionário inicia-se com a fertilização do ovócito pelo espermatozóide, via micrópila. Após a fertilização, o ovo absorve água e ocorre a formação do espaço perivitelino, com a separação do córion da membrana vitelina. De acordo com o desenvolvimento embrionário, quantidade e a distribuição de vitelo, os ovos são identificados como sendo telolécitos e tipo dimersais, rico em vitelo, sendo que o citoplasma com o núcleo e as demais organelas ficam restritos ao pólo animal (Figura 2). São encontrados também em



moluscos cefalópodos e alguns gastrópodos, peixes ósseos, répteis, aves e alguns mamíferos (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1980).

Figura 2: Tipo de ovo das tilápias



Fonte: <http://biologia-vestibular.blogspot.com/2009/03/embriogenese-i.html>.

### 2.7. Colecta de ovos directamente da boca das fêmeas

A incubação artificial de ovos colectados directamente da boca das fêmeas é o sistema mais eficaz, principalmente por proporcionar a padronização do tamanho e idade das pós-larvas, facultando desta forma a aplicação de tecnologias para indução e/ou a definição do sexo fenotípico, bem como a manipulação cromossômica (DE MOURA et al., 2011).

Neste sistema os peixes são colocados em hapas para a reprodução. Após a fertilização dos ovos, estes são colectados periodicamente nos reprodutores (fêmeas) em intervalos que podem variar de 5 a 7 dias nas primeiras horas do dia (BEUX, 2002).

Figura 3: Coleta de ovos na boca da fêmea das tilápias



Fonte: <http://www.ebah.com.br/content/ABAAABZicAI/producao-tilapia-mercado-especie-biologia-recria-embrapa>

### **2.7.1. Vantagens da colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas**

Esta técnica possibilita o aumento da produtividade de embriões; Permite a obtenção de lotes homogêneos e de idade conhecida; Permite o uso múltiplo dos viveiros; Facilita a colecta das fêmeas para remoção dos ovos (KUBITZA, 2000).

### **2.7.2. Desvantagens da colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas**

Necessita-se de investimento em infraestruturas para incubação dos ovos, fabricação e manutenção das hapas, uso mais intenso de mão-de-obra para colecta, maior risco de problemas com fungos, bactérias e parasitas dentro da incubadora, reduzindo a taxa de eclosão e sobrevivência de pós-larvas (KUBITZA, 2000).

### **2.7.3. Recomendações do sistema de colecta dos ovos directamente da boca das fêmeas**

Na colecta é necessário que se capture o menor número possível de reprodutores por vez, para evitar a mistura de diferentes estágios embrionários, dificultando assim a etapa de incubação artificial. O uso de recipientes também é importante pois com o auxílio deste pode-se facilmente observar a cavidade urobranquial das fêmeas, observando se os ovos foram retirados na sua totalidade (BEUX, 2002).

## **2.8. Aspectos qualitativos e quantitativos dos ovos**

A qualidade do ovo é o aspecto que permite ao produtor quantificar o sucesso da fertilização e eclosão dos ovos. Geralmente os indicadores mais simples da qualidade do ovo dos peixes é a selecção do ovo por sua aparência: transparente (ovo de boa qualidade) ou opaco (ovo de má qualidade) embora seja uma técnica grosseira. Ovos pelágicos (flutuantes) são indicados como de boa qualidade em relação aos demersais (pesado) (ROMAGOSA et al, 2013).

### **2.8.1. Tamanho do ovo**

O tamanho do ovo geralmente é calculado com base no diâmetro do ovo (ovo esférico, medido o eixo único horizontal; ovo em forma de perra, média do eixo horizontal - comprimento e vertical - largura), parâmetro recomendado como indicador da qualidade do ovo e fornece também, uma estimativa do investimento dos progenitores. O diâmetro do ovo varia de espécie para espécie, portanto, esta variável pode ser afectada por vários factores: nutrição das fêmeas, idade, tipo de desova e momento da desova. Ovos maiores contêm maior quantidade de vitelo possibilitando que a larva sobreviva com alimento originário do saco vitelínico, aumentando a probabilidade de sobrevivência quando comparado aos ovos menores (ROMAGOSA et al, 2013).

## 2.9. Incubação artificial dos ovos de peixe

Denomina-se incubação o processo biológico que decorre desde a fecundação do óvulo até a eclosão do embrião. Os ovos são incubados artificialmente, utilizando-se metodologias que propiciam condições similares às do ambiente natural dos peixes. Na aplicação das técnicas artificiais, os ovos são incubados em altas quantidades, com uso de sistema de circulação e oxigenação de água. Portanto, os diversos recipientes utilizados na incubação artificial devem permitir a boa movimentação dos ovos na coluna de água. Esta técnica proporciona altas quantidades de produção de larvas de peixes com uma idade e tamanhos padronizados, podendo também o produtor controlar todos os estágios de desenvolvimento do peixe desde a fase do ovo até a fase adulta (CALADO et al., 2008).

BANAVREH et al (s.d.) relata a taxa de eclosão de 98.5% usando permanganato de potássio para a desinfecção dos ovos da Truta Arco-Íris na quantidade de 100mg/l em ovos. RASOWO et al (2007) afirmam que a melhor taxa de eclosão é observada com 2.0ppm de permanganato de potássio.

## 2.10. Tipos de incubadoras dos ovos de peixe

Uma enorme variedade de materiais são utilizados para incubação de ovos de peixes. Porém, o uso destes baseia-se na diferença entre eles, densidade dos ovos na incubação, viscosidade e a sensibilidade dos ovos a choques mecânicos (WATSON e CHAPMAN, 2002).

As incubadoras são classificadas em três tipos principais: bandejas, esteiras de ovos, jarras e incubadoras cônicas.

- **Esteiras de ovos:** são usadas principalmente para ovos adesivos. Ao simular um substrato gerador (plantas, rochas, etc.), eles servem como colectores de ovos e fornecem um lugar para a fixação do ovo (WATSON e CHAPMAN, 2002).
- **Incubadora de tipo bandeja:** consiste em um recipiente que é perfurado, através do qual um fluxo de água sobrevém para fornecer os ovos com oxigênio e eliminar os resíduos (WATSON e CHAPMAN, 2002).
- **Incubadoras cônicas:** geralmente são usados para ovos que não adesivos e que requerem movimentos constantes, onde a água flui no fundo ou no topo do recipiente. Neste tipo de incubadora, os ovos são suavemente suspensos e caem constantemente na porção inferior da incubadora. A água que flui assegura que seja de boa qualidade, bem oxigenada e a queda dos ovos os impede de coletar detritos que podem levar a infecções por fungos (WATSON e CHAPMAN, 2002).

- **Incubadora de tipo jarras:** são colocadas de modo que o fluxo entre nas incubadoras onde ocorre o processo de incubação. Algumas larvas nadarão com a corrente após a eclosão, enquanto outros nadarão contra a corrente (WATSON e CHAPMAN, 2002).

## **2.11. Influência dos parâmetros físico-químicos de água na eclosão dos ovos**

Na incubação dos ovos, os parâmetros físico-químicos da água são fundamentais para o satisfatório desenvolvimento embrionário. A partir dos resultados de um levantamento dos parâmetros da água, muito pode-se explicar sobre a qualidade da água do ambiente estudado (De MOURA et al., 2011; KUBITZA, 2000).

### **2.11.1. Temperatura**

A temperatura ótima para as melhores taxas de eclosão varia de 25 a 32 °C. A redução da temperatura de água abaixo de 22 °C pode resultar em um atraso ou diminuição na eclosão dos ovos. A melhoria da temperatura da água através do aquecimento, sombreamento melhora a eficiência na eclosão. Por outro lado, a alta temperatura da água no ambiente (33 – 35 °C) reduziu a taxa eclosão dos ovos da tilápia do Nilo (EL-SAYED, 2006).

### **2.11.2. Salinidade**

Uma série de estudos vem sendo conduzidos na perspectiva de dar mais detalhes sobre os efeitos da salinidade da água na eclosão. Diversos autores relatam resultados variados e por vezes controversos, dependendo das espécies e linhagens de tilápias. O sucesso da eclosão dos ovos da tilápia do Nilo e tilápia vermelha reduz com o aumento da salinidade da água. Por outro lado, a tilápia Moçambicana (*Oreochromis mossambicus*) é mais tolerante à salinidade do que outras tilápias e pode se reproduzir com uma salinidade da água variando de 10 a 35ppt. Além disso, a reprodução é melhor em água salobra do que em água doce e a eclosão dos ovos é aproximadamente três vezes maior em água salobra (8,9 a 15,2 ppt) do que em água doce (EL-SAYED, 2006).

### **2.11.3. Oxigênio dissolvido e pH**

Baixos níveis Oxigênio Dissolvido (<0.5 mg/l) geralmente tem impactos negativos no crescimento ovariano, eclosão e qualidade das larvas. Baixo níveis de O.D. também causam uma redução na eclosão. Algumas tilápias são conhecidas por tolerar uma ampla gama de pH da água. Níveis abaixo de 3.5 e acima de 12 são indicados como letais na eclosão dos ovos das tilápias (EL-SAYED, 2006).

## 2.12. Fatores que influenciam a eclosão de ovos e o desenvolvimento larval de tilápias

A tabela 1 apresenta os fatores que influenciam a eclosão de ovos e o desenvolvimento larval de tilápias.

Tabela 1: Fatores de influência na eclosão de ovos e o desenvolvimento larval de tilápias

<b>Fator de influência</b>	<b>Desempenho produtivo influenciado</b>	<b>Referência</b>
Classe de peso dos reprodutores	Número de pós-larvas sobreviventes e taxa de eclosão	Moura et al. (2011)
Nutrição dos reprodutores	Número de pós-larvas sobreviventes, Taxa de larvas deformadas e taxa de eclosão	Soliman et al. (1986), El-Sayed et al. (2003)
Temperatura da água	Taxa de larvas deformadas, tempo para eclosão e taxa de eclosão	El-Sayed (2006)
Salinidade	Taxa de eclosão e tempo para eclosão	El-Sayed et al. (2005a)
Dureza e salinidade	Incubação, larvas e pós-larvas sobreviventes	Bart et al. (2013)
Temperatura, salinidade e pH	Fertilização e eclosão	Hui et al. (2014)
Fluxo de água	Pós-larvas sobreviventes, taxa de eclosão e tempo de incubação	El-Sayed et al. (2005b)
Nutrição e densidade de estocagem dos reprodutores	Qualidade dos ovos	Tsadik e Bart (2007)

Fonte: MARENGONI e WILD, 2014.

### **2.13. Factores que afectam o grau de diferenciação das larvas**

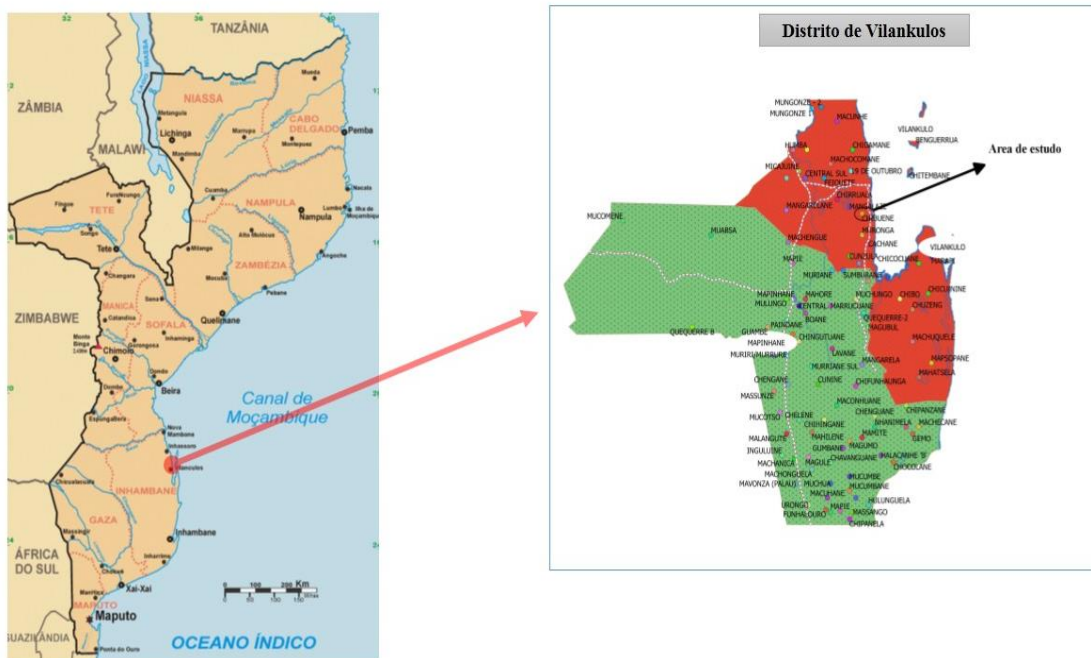
A maioria das larvas de peixes de água doce eclode com boca e mandíbulas ainda não formadas, os olhos não pigmentados, o saco vitelino grande e a nadadeira caudal localizada na posição mediana, estendendo-se por todo o corpo. Nesse período, poucos melanóforos são visualizados e a larva é muito transparente. Após a eclosão, o embrião torna-se muito activo, sendo o córion amolecido como resultado da acção de enzimas. O grau de diferenciação da larva recém-eclodida depende da espécie e relaciona-se com o tamanho do ovo. O período de incubação depende desses factores e da temperatura (BLAXTER et al., 1984).

### 3. MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1. Localização da área de estudo

A empresa Xibaha Limitada localiza-se na província de Inhambane, distrito de Vilankulo, posto administrativo de Xibuene. O distrito de Vilankulo fica situado a Norte da província de Inhambane, tendo como limites a Norte com o distrito de Inhassoro, a Sul com o distrito de Massinga, a Oeste com os distritos de Mabote e Funhalouro e a Este com o Oceano Indico (Ministério da Administração Estatal, 2005).

Figura 4: Mapa de Localização Geográfica e Divisão Administrativa de Vilankulo



Fonte 1: [https://pt.wikipedia.org/wiki/Hist%C3%B3ria\\_de\\_Mo%C3%A7ambique](https://pt.wikipedia.org/wiki/Hist%C3%B3ria_de_Mo%C3%A7ambique)

Fonte 2: CELSO, 2017.

O clima do distrito é tropical seco, no interior, e húmido, à medida que se caminha para costa, com duas estações: a quente ou chuvosa que vai de Outubro a Março e a fresca ou seca de Abril a Setembro com temperaturas médias entre os 18°C e os 33°C (Ministério da Administração Estatal, 2005).

### **3.2. MATERIAIS E INSUMOS**

O trabalho foi realizado na empresa Xibaha Limitada, localizada na província de Inhambane, distrito de Vilankulo, num período de cinco semanas (37 dias) a contar a partir do dia 26 de Fevereiro de 2018 até 04 de Março de 2018. Importa realçar que este estudo foi conduzido no período de transição entre verão e inverno.

Para a realização deste trabalho foram necessárias três bandejas de formato rectangular, três jarras de fundo redondo e três garrafas PET (figura 6). As bandejas foram feitas de metal com furos laterais superiores para o movimento e saída de água, com o volume útil de 2,5L enquanto, as jarras e garrafas foram feitas de plástico transparente com volume útil de 2 e 1L respectivamente. As incubadoras de baixo custo (garrafas PET) foram feitas com base em material reciclado, adquiridas em estabelecimentos comerciais, locais de venda de refrigerantes e lixeiras.

Os ovos de peixe foram colectados na unidade de reprodução da mesma empresa e colocados em quantidades uniformes de 250 ovos por cada tipo de incubadora, elevando-se a densidade (500, 750, 1000 e 1250 ovos) nas colectas subsequentes (Anexo 5), na perspectiva de se ter resultados mais fiáveis. A infraestrutura foi composta por um sistema de circulação contínuo e aquecimento de água, conduzida por tubos de pvc até às incubadoras onde foram colocados os ovos durante o período de incubação.

Durante o período de estudo foram analisados os seguintes parâmetros de qualidade de água: temperatura, oxigénio dissolvido, pH e salinidade. Foram analisados também variáveis de taxa de eclosão.

Para análise das variáveis observadas no estudo foram usadas folhas Excel. Estes dados também foram submetidos à análise de variância (ANOVA), seguindo o modelo estatístico de delineamento de blocos casualizados usando o pacote estatístico Minitab, versão 16, a nível de significância de 5%.



A seguir estão listados os materiais e insumos usados e a sua respectiva função na realização deste estudo.

A tabela 2 apresenta os materiais necessários para a conduzir o estudo.

Tabela 2: Materiais necessários no estudo

<b>Material</b>	<b>Função</b>
Hapas	Reprodução para produção ovos
Tigelas de 3L e 1L	Conservar os ovos depois da colecta e antes de serem incubados
Bandejas, Jarras e Garrafas plásticas PET	Incubação dos ovos
pH meter	Medição dos parâmetros de qualidade de água
Computador	Processar os dados via software e cálculo de dados necessários
Faca	Cortar as garrafas plásticas
Garrafas plásticas	Construção de pequenas incubadoras de ovos
Resina	Colocar no fundo das garrafas
Contador/Click	Facultar a contagem dos ovos e larvas
Colher plástica de sopa	Retirada de ovos e larvas durante a contagem
Puçá	Retirar as larvas para a contagem
Tubos	Condução da água para a circulação dos ovos nas incubadoras

Fonte: MALATE, 2018.

A tabela 3 apresenta os insumos necessários para a conduzir o estudo.

Tabela 3: Insumos necessários no estudo

<b>Insumos</b>	<b>Função</b>
Reprodutores	Formação de casais e reprodução para produção de ovos
Ração peletizada	Alimentação dos reprodutores
Ovos de peixe	Incubação artificial
Larvas	Contagem e cálculo do percentual de eclosão
Solução de Permanganato de Potássio	Desinfecção dos ovos após a colecta

Fonte: MALATE, 2018.

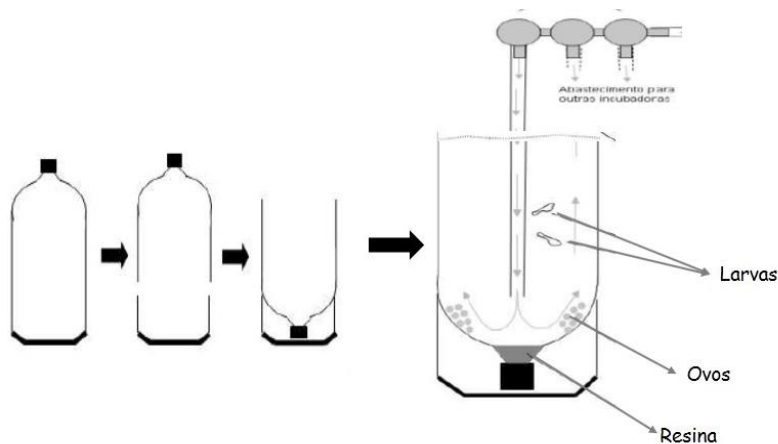
### 3.3. MÉTODOS

A seguir estão descritos os passos seguidos durante a condução do experimento de avaliação da eficiência das bandejas, jarras e garrafas PET de 2L na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique.

#### 3.3.1. Construção de pequenas incubadoras de plástico (garrafas PET)

A construção das pequenas incubadoras (garrafas plásticas de 2L de formato cilíndrico e transparente) baseou-se no corte das garrafas com a faca a uma distância de 10 cm da porção inferior e a parte superior das garrafas foi invertida e encaixada na parte inferior servindo como base. A parte côncava das garrafas foi fechada usando cola de resina com o intuito de formar um fundo redondo ou em forma de U.

Figura 5: Layout da incubadora de pequeno volume construída a partir de garrafa PET de 2 L.



Fonte: CALADO et al, 2008.

#### 3.3.2. Colecta dos ovos

A colecta dos ovos foi feita periodicamente (de 7 em 7 dias) em fêmeas da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*), nas primeiras horas do dia para evitar o estresse nos reprodutores e perda de qualidade dos ovos por influência da temperatura. Durante a colecta, os ovos foram divididos em diferentes estágios de maturação e conservados em recipientes plásticos (tigelas de 3L) contendo água para mantê-los na humidade, podendo desta forma evitar a mortalidade imediata ou perda de qualidade. Após colecta os ovos foram embalados em sacos plásticos e transportados para a unidade de incubação.

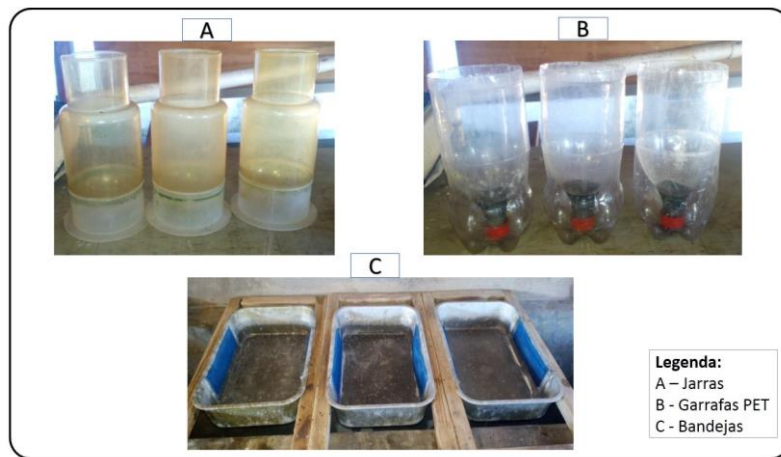
#### 3.3.3. Determinação da quantidade de ovos e incubação artificial

Após colectados, os ovos eram submetidos ao processo de desinfecção em solução de Permanganato de Potássio ( $KM_nO_4$ ) (diluída na quantidade de 0.1g em 50L de água) durante

5 minutos, com o objectivo de eliminar diferentes microrganismos que possivelmente poderiam afetar a qualidade dos ovos.

Anteriormente à incubação, os ovos foram contabilizados para uniformizar a quantidade dos ovos nos diferentes materiais. Posterior à contagem os ovos foram colocados em jarras, garrafas PET e bandejas com volume útil de 2L, 1L e 2.5L respectivamente. A cada repetição, a quantidade de ovos foi aumentada. A cada colecta feita, a quantidade de ovos incubados foi aumentada, variando de 250 ovos a 500, 750, 1000, 1250 ovos por cada material na perspectiva de se obter resultados mais fiáveis.

Figura 6: Diferentes tipos de incubadoras usadas na incubação dos ovos. (A), Jarras; (B), Garrafas PET; (C), Bandejas.



Fonte: MALATE, 2018.

### 3.3.4. Controle dos parâmetros de qualidade de água na incubadora

Durante o período de condução do experimento foram feitas análises dos principais parâmetros de qualidade de água, nomeadamente: temperatura, oxigénio dissolvido e pH, usando o instrumento pH meter HI 8424 de marca HANNA da HANNA INSTRUMENTS com a precisão de  $\pm 0.4^{\circ}\text{C}$  /  $\pm 0.8^{\circ}\text{F}$  e  $\pm 0.01$  para Temperatura e pH respectivamente, a  $20^{\circ}\text{C}/68^{\circ}\text{F}$ . A medição de Oxigénio Dissolvido (O.D.) foi feita usando o instrumento YSI Pro 20 precisão de  $\pm 2\%$  /  $\pm 0.2\text{mg/L}$ . As medições foram feitas três vezes ao dia: 07:30, 12:00 e 16:00h e os dados registados nas folhas Excel.

### 3.3.5. Contagem das larvas

Após a eclosão dos ovos e absorção do saco vitelínico (75%), procedeu-se a fase de contagem das larvas que consistiu na retirada de larvas nas incubadoras, colocação das mesmas no puçá

submerso na água e contadas uma a uma utilizando uma colher de sopa e um contador/click segundo ilustra a figura 7. O mesmo método foi aplicado nas diferentes densidades de incubação para cada incubadora.

Figura 7: Contagem de larvas



Fonte: MALATE, 2018.

### 3.3.6. Determinação do percentual de eclosão

A percentagem de eclosão foi expressa como sendo o número de pós-larvas observadas após a eclosão pelo número total de ovos incubados inicialmente a razão de 100%. A determinação do percentual de eclosão foi feita baseando-se na expressão matemática proposta por DE MOURA et al 2011.

$$\text{Percentagem de eclosão} = \frac{n^{\circ} \text{ de pós-larvas}}{n^{\circ} \text{ total de ovos}} \times 100\% \quad \text{Eq. 1.}$$

### 3.3.7. Análises estatísticas

As análises estatísticas foram feitas seguindo os procedimentos de ANOVA (análise de variância) de Shapiro Wilk no pacote estatístico MINITAB versão 16 a 95% de probabilidade. As análises estatísticas incluíram também o teste de comparação de médias (teste de Tukey) para melhor identificação de eficiência das incubadoras.

A tabela 4 esquematiza a ANOVA em blocos casualizados

Tabela 4: Esquema base de ANOVA em delineamento de blocos casualizados (DBC)

<b>FV</b>	<b>GL*</b>	<b>SQ**</b>	<b>QM***</b>	<b>F****</b>	<b>P</b>
<b>Tratamentos</b>	t-1	SQTrat.	QMTrat.	QMTrat./QMErro	-
<b>Blocos</b>	r-1	SQBloco	QMBloco		
<b>Erro</b>	(t-1) x (r-1)	SQErro	QMErro		
<b>Total</b>	r x t-1	SQT			

GL\* - Graus de liberdade;  
SQ\*\* - Soma dos quadrados;

QM\*\*\* - Quadrado médio;  
F\*\*\*\* - Teste F.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Parâmetros de qualidade de água na incubação

Os valores registados para as variáveis de qualidade da água estão descritos na Tabela 5. Durante o período de incubação dos ovos os valores médios da temperatura mantiveram-se dentro do intervalo recomendado para a incubação dos ovos de tilápias, tendo registado valores mínimos e máximos de 24.63 °C e 31.37 °C em todo o período de estudo. O oxigénio dissolvido e pH registaram mínimos e máximos de 6.20 e 8.20mg/L, 5.81 e 7.21 respectivamente. De acordo com EL-SAYED (2006), a temperatura ótima para as melhores taxas de eclosão varia de 25 a 32 °C e abaixo de 22 °C pode resultar em um atraso ou diminuição na eclosão dos ovos e em pH, níveis abaixo de 3.5 e acima de 12 são indicados como letais na eclosão dos ovos das tilápias.

RANA (1990) relata que o desenvolvimento ideal para incubação (> 90%) para ovos de tilápia nilótica acontece de 25 - 30°C. PANDIT et al. (2017) avaliando diferentes sistemas de incubação dos ovos da tilápia nilótica, relatam que a temperatura, oxigénio dissolvido e pH variaram entre 24.6 a 26.5 °C, 3 a 6.1 mg/L e 7.2 a 7.5, respectivamente. Valores superiores aos encontrados pelo PANDIT et al. (2017) em temperatura e O.D. foram registados no presente estudo, tendo sido inferiores em pH.

O nível mínimo e máximo de salinidade foi de 7.0 e 9.0 ppt durante os períodos de incubação. Em contraste, EL-SAYED (2006) relata que a eclosão dos ovos tilápia Moçambicana (*Oreochromis mossambicus*) é aproximadamente três vezes maior em água salobra (8,9 a 15,2 ppt) do que em água doce. MALIK et al. (2018) avaliou o efeito de diferentes níveis de salinidade no melhoramento, fertilização, eclosão e sobrevivência da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) e constatou que a maior eclosão acontece na salinidade de 0-15 ppt e reduz significativamente em 20 ppt e 25 ppt.

A tabela 5 apresenta as médias dos parâmetros de qualidade de água e o tempo encubação registados durante a realização do trabalho.

Tabela 5: Médias (desvio padrão) dos parâmetros de qualidade de água e o tempo encubação

Parâmetros	Observações				
	I	II	III	IV	V
Temperatura (°C)	28.65 (2.07)	28.57 (0.64)	28.36 (0.49)	29.6 (1.450)	28.67 (1.81)
pH	6.39 (0.34)	6.6 (0.24)	6.3 (0.21)	6.55 (0.36)	6.55 (0.34)
O.D. (mg/l)	7.76 (0.26)	7.29 (0.07)	7.17 (0.57)	7.55 (0.36)	7.44 (0.22)
Salinidade (ppt)	7.50	7.00	8.00	7.00	9.00
Tempo de incubação (dias)	7.00	5.00	6.00	6.00	6.00

#### **4.2. Tempo de incubação**

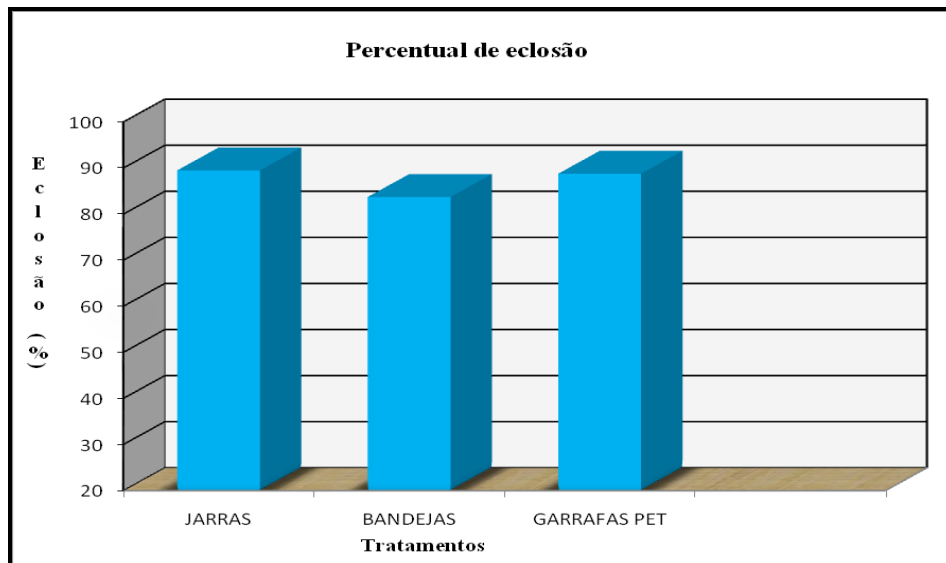
Observando a tabela 5, é notável que o tempo de incubação variou dos 5 a 7 dias (média de 6 dias) estando dentro dos intervalos descritos por vários autores. EL-SAYED (2006) afirma que o tempo de desenvolvimento que os ovos fertilizados da tilápia levam para eclodir varia de 3 a 6 dias. O mesmo período médio de incubação (6 dias) registado neste estudo foi registado por PANDIT et al. (2017) em seus estudos sobre “Sistema alternativo de incubação artificial para a produção intensiva de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) ” usando bandejas (Atkin), jarras e aquários. O período máximo (7 dias) foi registado no primeiro lote (250 ovos) onde os ovos incubados foram do primeiro estágio embrionário (ovos recém fertilizados) em comparação com os demais lotes em que os ovos foram do segundo estágio embrionário (ovos com pintas pretas/olhos).

#### **4.3. Taxa de eclosão dos ovos**

A taxa média de eclosão foi de 89.50%, 83.73% e 88.78% para os tratamentos T1, T2 e T3 respectivamente (Gráfico 1), havendo diferenças estatísticas entre os tratamentos ( $P = 0.022 < 0.05$ ). As maiores taxas de eclosão foram obtidas nas menores densidades como ilustram os gráficos 2, 3 e 4. Os resultados obtidos são similares aos de RANA (1985), com o percentual de 88% usando jarras do tipo “Zuger” de um litro usando ovos de tilápia moçambicana (*Oreochromis mossambicus*). A percentagem registada nas incubadoras tipo garrafas (88.78%) foram superiores dos índices alcançados por Calado et al (2008), que relatam a taxa de eclosão igual a 85,33% com ovos da *O. niloticus* utilizando o sistema de incubação similar (garrafas pet). De forma específica a taxa de eclosão registada neste estudo em jarras (89.50%) foi superada por PANDIT et al. (2017) em incubadoras do tipo jarras (95.5%) com densidade de 200 ovos. As incubadoras tipo bandejas do presente estudo, mostraram-se eficazes (83.73%) comparativamente às das pesquisas de PANDIT et al. (2017), que relatam a percentagem de 57.8%, podendo-se relacionar a diferença das espécies, altos níveis de tolerância (*O. Mossambicus*) e “maior volume (3L) ”.

O gráfico 1 representa as taxas de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) em diferentes incubadoras (tratamentos).

Gráfico 1: Taxa de eclosão (%) em diferentes tratamentos



Fonte: MALATE, 2018.

A taxa de eclosão dos ovos de tilápias varia entre 70% e 90% (BROOKS, 2002).. Usando esta faixa como referencia, as incubadoras deste estudo evidenciam taxas de 89.50%, 83.73% e 88.78% estimadas de 84% a 90%.

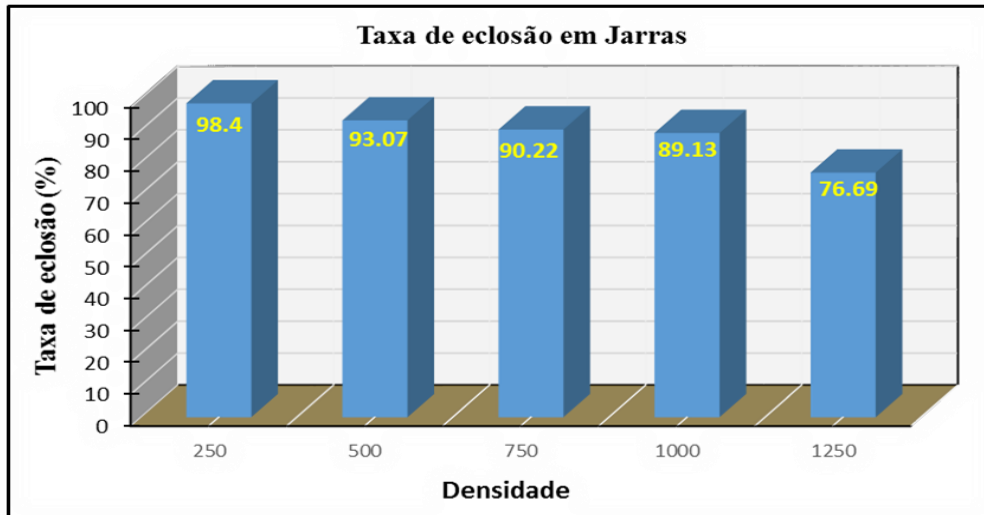
A maior taxa de eclosão registada no tratamento I e III, pode ter sido influenciada por diferentes factores como: parâmetros de qualidade de água (temperatura, pH e O.D.), visto que estes mantiveram-se dentro dos intervalos normais para a incubação, tolerância da espécie em estudo, formato da incubadora. Como afirma EL-SAYED (2006), a eficiência de uma incubadora depende do seu tipo, tamanho e forma, dos estágios de desenvolvimento dos ovos e da qualidade e fluxo da água. Além disso, as taxas de eclosão são significativamente melhores em incubadoras de fundo arredondado.

Quanto maior for a densidade dos ovos nas incubadoras menor será a taxa de eclosão, pois a disponibilidade do oxigénio dissolvido é inversamente proporcional a densidade. Entretanto, um maior controle no abastecimento de água, alterando-se a vazão, a distância do tubo de abastecimento ao fundo ou o seu diâmetro pode evidenciar uma maior taxa de eclosão dos ovos de tilápia nas incubadoras alternativas. As baixas taxas de eclosão registadas no tratamento II podem estar possivelmente relacionadas à factores de manejo dos ovos antes da incubação, formato da incubadora (rectangular) que de certa forma os ovos submetem-se as constantes choques mecânicos.



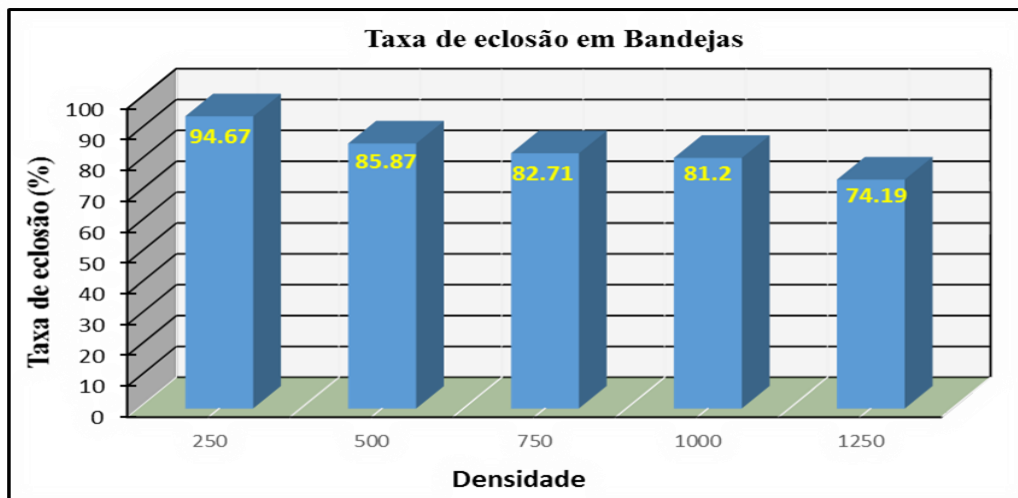
Os gráficos 2, 3 e 4 representam a taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) em Jarras, Bandejas e Garrafas PET.

Gráfico 2: Taxa de eclosão nas Jarras em função da densidade de ovos incubados



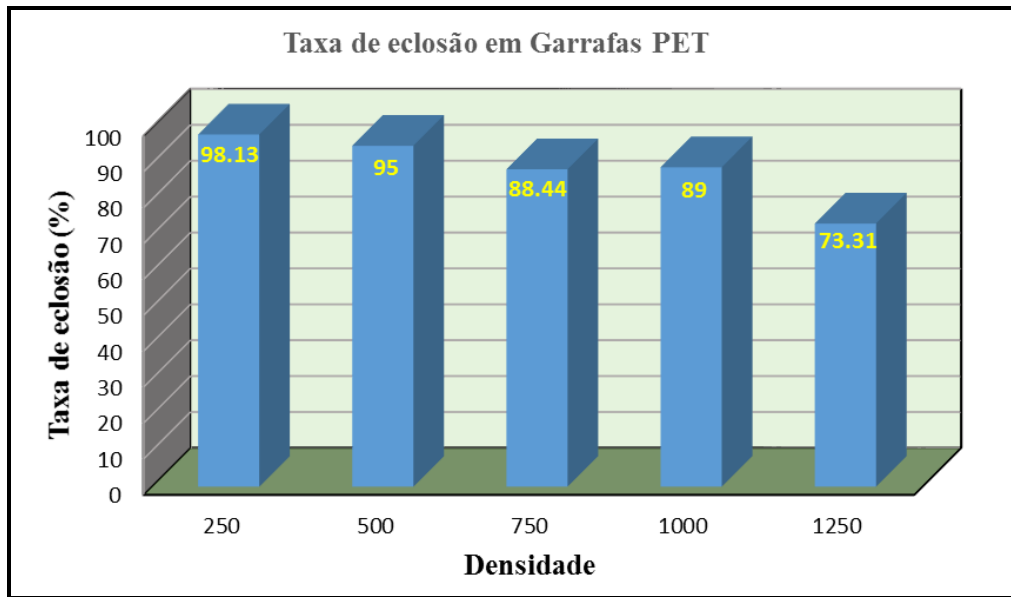
Fonte: MALATE, 2018.

Gráfico 3: Taxa de eclosão nas Bandejas em função da densidade de ovos incubados



Fonte: MALATE, 2018.

Gráfico 4: Taxa de eclosão nas Garrafas PET em função da densidade de ovos incubados



Fonte: MALATE, 2018.

A tabela 6 representa os resultados de comparação do número médio de larvas em cada tratamento (95% de probabilidade).

Tabela 6: Teste de Tukey

	Tratamentos		
	Jarras (T1)	Garrafas PET (T3)	Bandejas (T2)
Médias (nº larvas)	648 (296.5) <sup>a</sup>	638.4 (283.8) <sup>ab</sup>	605.6 (279.9) <sup>b</sup>
Níveis	5	5	5

\*Médias seguidas de letras distintas diferiram significativamente entre si ( $P < 0.05$ ) pelo teste de Tukey a 95% de probabilidade.

O teste de comparação de médias (Teste de Tukey) mostrou que o T1 e T3, o T2 e T3 são iguais entre si, enquanto que, o T1 e T2 são totalmente diferentes e a melhor média foi registada no T1.

Para produção de pós-larvas as incubadoras tipo jarras e garrafas mostraram-se eficazes e para produção em pequena escala as incubadoras de baixo custo são as recomendáveis. Sendo assim, nas zonas rurais onde há fraca produção de peixes, onde por vezes são enfrentadas grandes barreiras directamente ligadas à indisponibilidade de recursos materiais e financeiros, as incubadoras de baixo custo surgem para responder estas barreiras.

A produção de pós-larvas em maior número usando incubadoras de garrafas sugere-se o aumento do número das mesmas. Outra vantagem das jarras e garrafas é que a renovação de água é moderada, ou seja, economiza uma enorme quantidade de água. Usando este sistema, os ovos podem ser incubados com sucesso proporcionando elevadas taxas de eclosão quando comparadas com as incubadoras de bandejas.

As bandejas por serem inferiores às demais incubadoras podem ser utilizadas como coletores de larvas e como alternativas caso o piscicultor “não esteja preocupado com o aumento da produção”. A quantidade de água necessária durante a incubação é elevada, pois, para que os ovos estejam em movimento é necessário que o fluxo seja maior e os choques mecânicos sucedem constantemente.

## 5. CONCLUSÃO

Com base nos estudos feitos sobre a eficiência das jarras, bandejas e garrafas PET na taxa de eclosão dos ovos da tilápia moçambicana (*Oreochromis mossambicus*), pode se concluir o seguinte:

- ✓ Os parâmetros de qualidade de água tiveram influência positiva na taxa de eclosão;
- ✓ A taxa de eclosão dos ovos em jarras, bandejas e garrafas PET é 89.50%, 83.73%, 88.78% respectivamente;
- ✓ A incubação dos ovos da *Oreochromis mossambicus* é eficaz em jarras e garrafas PET, com maiores índices em jarras;
- ✓ A taxa de eclosão dos ovos da tilápia moçambicana é otimizada em menores densidades;

## 6. RECOMENDAÇÕES

- ✓ Recomenda-se que se use jarras e garrafas pet para incubação dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*);
- ✓ Recomenda-se que se faça mais estudos usando densidades superiores às usadas neste estudo, levando em conta os seguintes factores: cumprimento dos tubos desde a zona de tomada de água até ao fundo das incubadoras, assim como a velocidade da água nas diferentes incubadoras;
- ✓ Recomenda-se que se faça estudos similares empregando os demais tipos de incubadoras geralmente usadas na incubação dos ovos em ambientes controlados;
- ✓ Recomenda-se que em estudos similares sejam aplicadas metodologias que facilitam o maneiio dos ovos antes da incubação;
- ✓ Recomenda-se que estudos similares sejam feitos em períodos de verão;
- ✓ Recomenda-se que se use incubadoras com o mesmo volume em estudos similares;



## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ALAMADA, RF e OLIVEIRA VC 1996. "Dominance hierarchies and social structure in captive groups of the Mozambique tilapia *Oreochromis mossambicus* (Teleostei Cichlidae)." *Ethology Ecology & Evolution*.
2. BARROSO, HG, SANTOS, A.J.G. 2006. *Incubadora HB para ovos de peixe de água doce e sua larvicultura*. Revista Brasileira-Engenharia de Pesca. Edição 1. Pernambuco.
3. BEUX, LF 2002. *Avaliação do Desempenho Reprodutivo da Tilápia (*Oreochromis niloticus*) em Sistema de Incubação Artificial*. Trabalho de Conclusão de Curso – Engenharia de Pesca – UNIOESTE – PR.
4. BLAXTER, JHS, ONTOGENY, SYSTEMATICS AND FISHERIES. IN: MOSER, HG, RICHARDS, WJ, COHEN, DM, FAHAY, MP, KENDALL, JR., AW, RICHARDSON, SL 1994. (Ed.). *Ontogeny and systematics of fishes: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom*. Lawrence: American Society of Ichthyologists and Herpetologists.
5. BANAVREH, A., ABTAHI, B., MIRZAKHANI, M.K. s.d. *Effects of potassium permanganate treatment on fungal Infection, eyed eggs, hatching percentage and larval deformities of Rainbow Trout in West Mazandaran conditions*. Tarbiat Modarres University, Noor Mazandaran.
6. BOOKS JR, G. B. 2002. *A simple self-contained incubator for cichlid eggs*. North American Journal of Aquaculture.
7. CALADO, L.L, RIBEIRO, FOP. DOS SANTOS, LC, SHIMODA, E, VIDAL J, MV e YASUI, GS 2008. *Densidades de incubação de ovos de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema alternativo*. Revista Ciência Animal.
8. CARBALLO, E, HILBRANDS, A, VAN EER e ASSIAH. VS 2008. *Agrodok 15: Piscicultura de água doce em pequena escala*. Wageningen,
9. CELADA, D., CARRAL, J., ROYUELA, J. MARANA, M. e AGUILERA, A. 2004. *Effects of different antifungal treatments on artificial incubation of the astacid crayfish (*Pacifastacus leniusculus* Dana) eggs*. sd.
10. DE MOURA, PS, MOREIRA, RL, TEIXEIRA, EG, MOREIRA, AGL, LIMA, FR. SANTOS, F e WLADIMIR RL 2011. *Desenvolvimento larval e influência do peso das fêmeas na fecundidade da tilápia do Nilo*. Revista Brasileira de Ciências Agrárias, vol. 6, núm.3.

11. EL-SAYED, A.-F.M. 2006. *Tilapia Culture*. V1. Alexandria University, Alexandria, Egypt.
12. FAO 2014. *The State of World Fisheries and Aquaculture*. Roma.
13. FISHBASE 2017. Acessado em 11 de Julho de 2017, disponível em <http://www.fishbase.org>.
14. História de Moçambique s.d., consultado no dia 11 de Julho de 2017, disponível em [https://pt.wikipedia.org/wiki/Hist%C3%B3ria\\_de\\_Mo%C3%A7ambique](https://pt.wikipedia.org/wiki/Hist%C3%B3ria_de_Mo%C3%A7ambique). Acessado em 29 de Março de 2017.
15. INAQUA 2010. *Curso Modular de Capacitação em Aquacultura*. Maputo.
16. JÚNIOR, A.H. 2007, *Manual de reprodução de peixes de água doce com cultivo comercial na Região Sul do Brasil*. Florianópolis: (Epagri. Boletim Técnico, 136).
17. KUBITZA, F. 2000. *Uma coleção de artigos sobre tilápia I*, v. 10.
18. KUBITZA, F. 2005. *Uma coleção de artigos sobre tilápia II*. V. 11.
19. MALIK, A., ABBA, G., GHAFAR, A, FERRANDO, S, GALLUS, L., SHAH, S.S.A 2018. *Effect of Different Salinity Level on Breeding, Fertilization, Hatching and Survival of Nile Tilapia, Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758) in Captivity*. J. Zool., vol. 50 (2). Pakistan.
20. MARENGONI, N.G.; WILD, M.B. 2014. *Sistemas de produção de pós-larvas de tilápia do Nilo*. Scientia Agraria Paranaensis – SAP. Marechal Cândido Rondon, v. 13.
21. MINISTÉRIO DA ADMINISTRAÇÃO ESTATAL 2005. *Perfil do Distrito de Vilankulo Província de Inhambane*. Edição 1.
22. PANDIT, N. P., WAGLE, R. e RANJAN, R. 2017. *Alternative artificial incubation system for intensive fry production of Nile tilapia (Oreochromis niloticus)*. International Journal of Fisheries and Aquatic Studies.
23. RANA, K. J. 1990. *Influência da temperatura de incubação em Oreochromis niloticus (L.) ovos e larvas: I. Embriologia bruta, tolerância à temperatura e taxas de desenvolvimento embrionário*. Aquaculture and Fisheries Management. Volume 87.
24. RASOWO, J., OKOTH, O.E., NGUGI, C.C. 2007. *Effects of formaldehyde, sodium chloride, potassium permanganate and hydrogen peroxide on hatch rate of African catfish Clarias gariepinus eggs*. Vol 269. Eldoret, Kenya.



25. ROMAGOSA, E., BITTENCOURT, F., BOSCOLO, W.R., 2013. *Nutrição e alimentação de reprodutores*. In: Fracalossi, D.M., Cyrino, J.E.P. (Eds), *Nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira*. Editora Copiart Ltda, Florianópolis, Santa Catarina
26. TILÁPIA ESPECIAL s.d. consultado no dia 20 de Setembro de 2017. Disponível em <http://www.panoramadaaquicultura.com.br/paginas/Revistas/27/Tilapia.asp>.
27. WATSON, C. A. E CHAPMAN, F.A. 2002. *Artificial Incubation of Fish Eggs*. Institute of Food and Agricultural Sciences, v. 1. University of Florida. Florida.
28. WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L 1980. *The artificial propagation of warm-water finfishes: a manual for extension*.
29. <http://www.sea-ex.com/thailand/angling/mozambique-tilapia.htm>. Acessado em 29 de Março de 2017.
30. <http://biologia-vestibular.blogspot.com/2009/03/embriogenese-i.html>. Acessado em 29 de Março de 2017.

## 8. ANEXOS

### Anexo 1:

Figura 8: Procedimentos da construção de pequenas incubadoras na base de garrafas PET. (1), Corte da garrafa. (2), Colagem do fundo com resina. (3), Junção das peças.



Fonte: (AUTOR, 2018).

### Anexo 2:

Figura 9: Tigelas contendo solução de Permanganato de Potássio ( $KM_nO_4$ )



Fonte: AUTOR, 2018.

### Anexo 3:

Figura 10: Sistema de abastecimento de água nas pequenas incubadoras



Fonte: AUTOR, 2018.

#### Anexo 4:

##### Resultados de análise de variância

A tabela 7 representa os resultados de análise de variância a 95% de probabilidade

Tabela 7: Resultado da análise de variância (95% de probabilidade)

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
<b>Tratamentos</b>	2	4943	2471	6,43	0,022
<b>Blocos</b>	4	984486	246122		
<b>Erro</b>	8	3074	384		
<b>Total</b>	14	992503			

Como comprovam os resultados de análise de variância ( $P = 0.022 < 0.05$ , há fortes evidências de rejeição da hipótese de igualdade entre os tratamentos) que diz: As garrafas PET, bandejas e os jarras proporcionam a mesma eficiência na taxa de eclosão dos ovos da tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*). Contudo, isto mostra que existe diferença entre os tratamentos ( $P < 0.05$ ) avaliados neste estudo no que concerne a eficiência na taxa de eclosão dos ovos.

#### Anexo 5:

##### Quantidade de ovos incubados

Tabela 8: Quantidade de ovos incubados em cada lote por tratamento

<b>Tratamentos</b>	<b>Lotes</b>					<b>Total</b>
	<b>I</b>	<b>II</b>	<b>III</b>	<b>IV</b>	<b>V</b>	
<b>Jarras (T1)</b>	250	500	750	1000	1250	<b>3750</b>
<b>Bandejas (T2)</b>	250	500	750	1000	1250	<b>3750</b>
<b>Garrafas PET (T3)</b>	250	500	750	1000	1250	<b>3750</b>

Fonte: (AUTOR, 2018).

## Anexo 6:

### Quantidade de larvas obtidas por cada observação

Tabela 9: Quantidade de larvas obtidas por cada lote em cada tratamento

Tratamentos	Lotes					Total
	I	II	III	IV	V	
Jarras	246	466	677	892	959	3240
Bandejas	237	430	621	812	928	3028
Garrafas PET	246	475	664	890	917	3192

Fonte: (AUTOR, 2018).

## Anexo 7:

### Quantidade de ovos perdidos

Tabela 10: Quantidade de ovos perdidos por cada lote de incubação

Tratamentos	Ovos perdidos/Lotes					Total
	I	II	III	IV	V	
Jarras	4 (2%)	34 (7%)	73 (10%)	108 (11%)	291 (24%)	510
Bandejas	13 (6%)	70 (14%)	129 (18%)	188 (19%)	322 (26%)	722
Garrafas PET	4 (2%)	25 (5%)	86 (12%)	110 (11%)	333 (27%)	558

Fonte: (AUTOR, 2018).

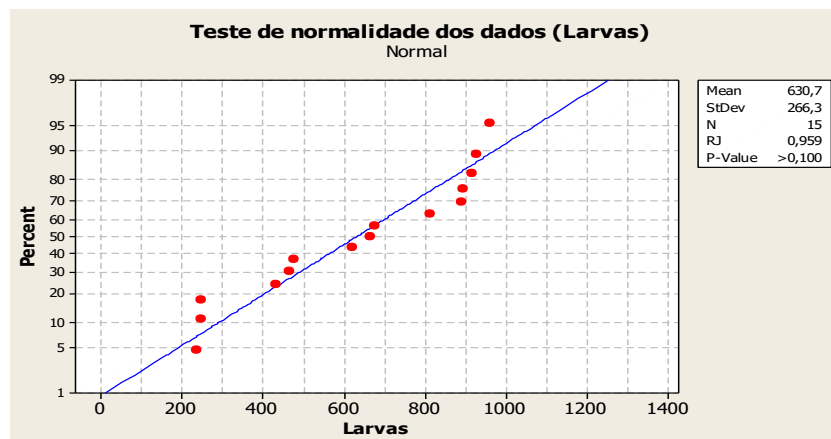
## Anexo 8:

### Normalidade dos dados

#### Hipóteses:

**H<sub>0</sub>:** Os dados seguem uma distribuição normal;

**H<sub>1</sub>:** Os dados não seguem uma distribuição normal;



## Conclusão

Feita a análise estatística com teste de Ryan Joiner (similar com Shapiro-Wilk) a nível de significância de 0.05, o valor de  $p > 0.100$ , há evidências suficientes para rejeitar a hipótese alternativa que diz: Os dados não seguem uma distribuição normal, aceitando a nula.

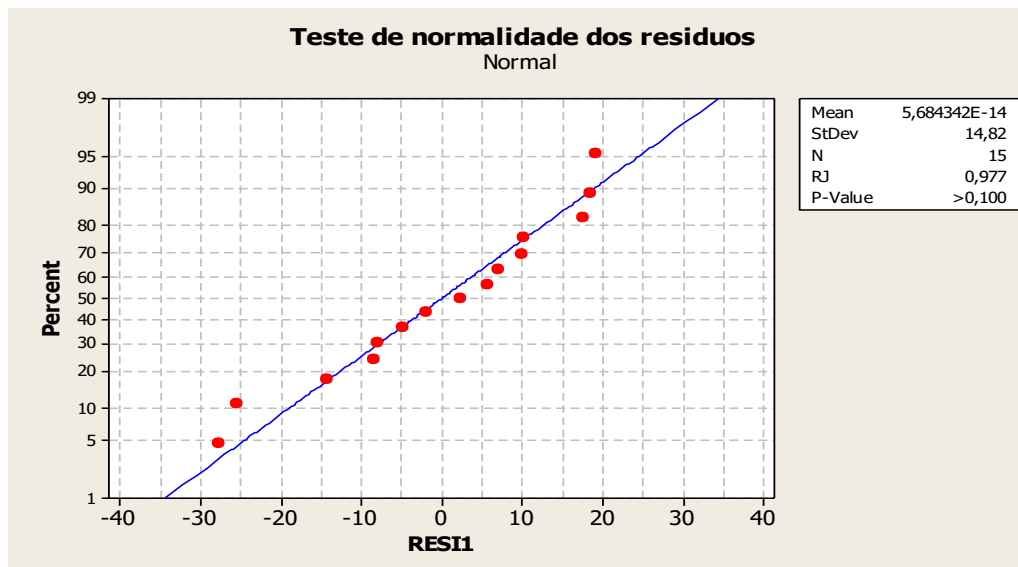
## Anexo 9:

### Normalidade dos resíduos

#### Hipóteses:

**H<sub>0</sub>**: Os resíduos seguem a distribuição normal;

**H<sub>1</sub>**: Os resíduos não seguem a distribuição normal;



## Conclusão

Feita a análise estatística com teste de Ryan Joiner (similar com Shapiro-Wilk) a nível de significância de 0.05, o valor de  $p > 0.100$ , há evidências suficientes para rejeitar a hipótese alternativa que diz: Os resíduos não seguem uma distribuição normal, caindo na nula que diz: os resíduos seguem a distribuição normal.