

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO**

**Jonas Henrique de Souza Motta**

**Efeito do jejum e da temperatura no desenvolvimento de larvas e juvenis  
do kinguio (*Carassius auratus*)**

**Campos dos Goytacazes – RJ**

**Abril - 2018**

**JONAS HENRIQUE DE SOUZA MOTTA**

**Efeito do jejum e da temperatura no desenvolvimento de larvas e juvenis do  
kinguio (*Carassius auratus*)**

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Ciência Animal.

Orientador: Prof. Dr. Manuel Vazquez Vidal Júnior

Campos dos Goytacazes - RJ

Abril – 2018

JONAS HENRIQUE DE SOUZA MOTTA

**Efeito do jejum e da temperatura no desenvolvimento de larvas e juvenis do kinguio (*Carassius auratus*)**

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Produção e Reprodução Animal na Área de Concentração em Aquicultura e Recursos Pesqueiros.

Aprovada em 20 de abril de 2018

BANCA EXAMINADORA

---

Dr. Shaytner Campos Duarte (D.Sc. Ciência Animal) – FIPERJ

---

Prof. Dr. Dálcio Ricardo de Andrade (D.Sc., Morfologia) – UENF

---

Prof. Dr. Marcelo Fanttini Polese (D.Sc., Ciência Animal) – IFES

---

Prof. Dr. Leonardo Siqueira Glória (D.Sc., Genética e Melhoramento) – UENF

(Co-orientador)

---

Prof. Dr. Manuel Vazquez Vidal Júnior (D.Sc., Zootecnia) – UENF

(Orientador)

## AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Sergio Henrique e Maria Isabel, por toda a educação e suporte que me foi dado durante toda a minha vida. Mesmo após anos de faculdade e de estudo, ainda aprendo muito com eles.

À minha noiva, Ana Paula Barbosa de Andrade, pelo apoio diário. Finalizar o doutorado foi muito mais fácil com seu suporte. Dividimos momentos felizes e tristes durante os últimos dois anos. E lutamos juntos para ter um futuro mais agradável.

À minha irmã Isabela Motta e ao meu cunhado Yuri Thomé, pela amizade. Apesar de estarmos longe, ainda conseguimos algum tempo para descontração.

Ao meu orientador, Prof. Manuel Vazquez, que me ajuda, tanto na vida profissional quanto na pessoal, sempre com bons conselhos. Ainda aprendo muito sobre sua orientação.

Ao meu co-orientador, Prof. Leonardo Glória, pela amizade, conversas sobre assuntos diversos, geralmente algo que não era diretamente relacionado com a tese. Mas que na hora do aperto me ajudou a finalizar a tese.

Ao demais membros da banca, Prof. Dalcio de Andrade, Prof. Marcelo Polese e Dr. Shaytner Duarte, pelas contribuições ao projeto.

Ao amigo de laboratório, João Fosse, trabalhamos juntos em todos os projetos que aconteceram no laboratório durante a nossa fase de mestrado e doutorado.

Aos colegas de laboratório, Mussurepe, Bruno, Everaldo, Samuel, Jorge e Brida pela ajuda no dia-a-dia.

A Jovana e a Conceição, e todos os demais funcionários da UENF que de alguma forma participaram dessa tese.

A toda minha família e amigos, não vou escrever o nome de todos, pois a família é grande.

Ao CNPq pelo fornecimento da bolsa.

## RESUMO

MOTTA, Jonas Henrique de Souza, D.Sc. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Abril, 2018. Efeito do jejum e da temperatura no desenvolvimento de larvas e juvenis do kinguio (*Carassius auratus*).

Com o objetivo principal de entender o efeito conjunto do retardo da primeira alimentação e da temperatura no desenvolvimento de larvas e juvenis de *Carassius auratus*, três temperaturas (18, 22 e 26° C) e seis tempos de jejuns (0, 2, 4, 6, 8 e 10 dias) foram testados. Os efeitos dessas variáveis foram testados em períodos de 30 dias para as temperaturas de 18, 22 e 26° C, e no período de 63 dias para a temperatura de 18° C. As respostas observadas foram a curva de crescimento, o ganho de peso diário, a sobrevivência e o ponto-de-não-retorno (PNR). A temperatura influenciou no peso e no comprimento final dos juvenis. Foi observado que a privação da primeira alimentação afeta o desempenho zootécnico de larvas de kinguio nas três temperaturas testadas. E que no período de 30 dias, as larvas dos tratamentos de privação alimentar não foram capazes de apresentar o ganho compensatório total, apesar de apresentarem um ganho de peso diário superior ao normal, fato que se configura como ganho compensatório parcial. Para as temperaturas de 22 e 26° C, foi observado que 10 e 8 dias de privação a primeira alimentação, respectivamente, teve como consequência o PNR<sub>100</sub> (morte de 100 % dos animais). Já o período de privação alimentar que resultou na probabilidade de sobrevivência inferior a 50 % (PNR<sub>50</sub>), para a temperatura de 22° C foi de 8 dias. Para a temperatura de 26° C, devido aos resultados de sobrevivência observados, assume-se que o PNR<sub>50</sub> está entre 6 e 8 dias de jejum. Para o experimento de 63 dias de duração (na temperatura de 18° C), foi observado que as larvas submetidas ao tratamento de dois dias de jejum apresentaram ganho compensatório total. Os danos causados pelo jejum inicial são de difícil reversão, necessitando de longos períodos para normalizar o peso esperado. E ainda que, dependendo da severidade do dano causado pelo jejum, o ponto-de-não-retorno pode ser atingido, levando as larvas à morte.

Palavras chaves: ponto-de-não-retorno; inanição; ganho compensatório; curva de crescimento; privação alimentar.

## ABSTRACT

MOTTA, Jonas Henrique de Souza, D.Sc. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Abril, 2018. Effects of temperature and delayed initial feeding on the survival and growth of Goldfish (*Carassius auratus*).

With the main objective to understand the joint effect of the first feeding delay and temperature in the development of larvae and juveniles of *Carassius auratus*, three temperatures (18, 22 and 26 ° C) and six fasting times (0, 2, 4, 6, 8 and 10 days) were tested. The effects of these variables were tested in periods of 30 days for temperatures of 18, 22 and 26 ° C, and in the period of 63 days for the temperature of 18 ° C. The observed responses were the growth curve, daily weight gain, survival and point-of-no-return. The temperature influenced the weight and final length of juveniles. It was observed that the deprivation at first feeding affects the development of goldfish larvae in the three temperatures tested. In a 30 day period, the larvae of the food deprivation treatments were not able to present the total compensatory growth, although they presented a daily weight gain greater than normal, a fact that is configured as partial compensatory growth. For the temperatures of 22 and 26 ° C, the period of food deprivation that resulted in PNR<sub>100</sub>, which was of 10 and 8 days respectively, was observed. The period of food deprivation that resulted in a survival probability of less than 50% (PNR<sub>50</sub>) at 22° C was 8 days. At the temperature of 26° C, due to the observed survival results, it is assumed that the PNR<sub>50</sub> is between 6 and 8 days of fasting. For the 63 day experiment (at a temperature of 18 ° C), it was observed that the larvae submitted to the treatment of two days of fasting presented total compensatory growth. The damages caused by the initial fast are difficult to reverse, requiring long periods to normalize the expected weight. And yet, depending on the severity of the damage caused by the fast, the point of no return (PNR) can be reached, leading to the larvae to death.

Keywords: point-of-no-return; fasting; compensatory growth; growth curve; starvation.

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	7
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	9
2.1. Espécie.....	9
2.2. Larvicultura .....	11
2.3. Efeito do jejum nos animais .....	12
2.4. Ponto-de-não-retorno.....	14
2.5. Realimentação e ganho compensatório .....	15
2.6. Efeito da temperatura no desenvolvimento dos animais aquáticos .....	18
2.7. Curva de crescimento.....	19
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	20
3.1. Laboratórios envolvidos.....	20
3.2. Reprodução e incubação dos ovos .....	20
3.3. Organização dos experimentos.....	20
3.4. Alimentação, manejo e controle da qualidade de água na primeira fase.....	22
3.5. Alimentação, manejo e controle da qualidade de água na segunda fase.....	24
3.6. Parâmetros zootécnicos .....	25
3.7. Ponto-de-não-retorno (experimento 30 dias).....	25
3.8. Análise estatística.....	26
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	27
4.1. Parâmetros de qualidade de água.....	27
4.2. Parâmetros de desempenho zootécnico nos testes de 30 dias de duração .....	29
4.3. Sobrevivência e ponto-de-não-retorno.....	34
4.4. Parâmetros referentes ao teste de 63 dias de duração .....	38
5. CONCLUSÃO .....	41
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	42

## 1. INTRODUÇÃO

Períodos de privação alimentar ocorrem na natureza, diversos animais podem passar mais tempo em fase de catabolismo do que em anabolismo. Para muitas espécies, o jejum é algo natural, como nos salmonídeos (BRETT, 1995), nas enguias (SCHMIDT, 1923), diversas espécies de aves (LIKNES, et al., 2014) e nas cobras (LIGNOT, et al., 2005). Mas, em geral, períodos de jejum na natureza, são consequência de algum distúrbio do estoque alimentício num determinado local. Esse distúrbio pode ser causado por excesso de predadores ou variações das condições ambientais (FU, et al., 2011; LIKNES & SWANSON, 2011; COMPTON, et al., 2007).

A aquicultura foi desenvolvida com o intuito de maximizar em todos os aspectos possíveis o cultivo dos organismos aquáticos (FAO, 2012). Dessa forma, um quadro de privação alimentar seria indesejado e, de certa maneira, incompreensível. Apesar de todo o cuidado com os animais dentro de um cultivo, quadros de jejum são observados com certa frequência. As causas são variáveis: condições adversas que impedem a alimentação em gaiolas no mar, funcionários negligentes que se esquecem de alimentar os animais, falta de alimentação durante dias não comuns (feriados e domingos), viveiros com baixa produção primária e problemas de logística na compra de insumos, estão entre eles.

Tão importante ou até mais importante do que corrigir a possível causa do jejum, é o entendimento do efeito desse jejum sobre os peixes (PÉREZ-JIMÉNEZ, et al., 2012; ALI, et al., 2003). A influência do jejum sobre os animais é dependente de alguns fatores como, por exemplo, o tempo do jejum, a temperatura do ambiente e a idade do animal (WANG, et al., 2006).

Com relação ao desenvolvimento de peixes, larvas são menos resistentes à períodos longos de privação alimentar do que suas formas adultas (ALI, et al., 2003). Na maioria dos teleósteos, as larvas, que ficam em jejum após o início de sua habilitação para receber alimento exógeno podem atingir um quadro irreversível de inanição, conhecido como ponto-de-não-retorno (LASKER, et al., 1970; BLAXTER & HEMPEL, 1963). O conhecimento desse ponto-de-não-retorno é essencial para que os produtores possam identificar problemas de mortalidade durante a fase de larvicultura, assim como planejar melhor o tempo de povoamento nos viveiros de cultivo, de modo a aumentar a sobrevivência durante essa fase.



Outro ponto importante a ser analisado sobre a influência da privação alimentar é o efeito da privação a primeira alimentação exógena no desenvolvimento dos peixes em longo prazo. É importante não só que o animal sobreviva durante o período de jejum, mas também que ele tenha a mesma capacidade de crescimento, e atinja peso e comprimento finais similares aos peixes não privados de alimento. Após períodos de privação alimentar, quando realimentados, antes de atingir um ponto de não retorno, os peixes podem apresentar taxas de crescimento superiores aos animais mantidos com alimentação ininterrupta. Tais taxas podem gerar um fenômeno conhecido como ganho compensatório, que em determinadas circunstâncias, pode levar peixes submetidos ao jejum ao mesmo peso e comprimento do que os não submetidos ao jejum (URBINATI, et al., 2014; YENGGOKPAM, et al., 2014; VAN DIJK, et al., 2005).

A temperatura da água influencia o desenvolvimento dos peixes por acelerar ou diminuir o seu metabolismo (REMEN, et al., 2015; WEBER & BOSWORTH, 2005) interferindo diretamente no desenvolvimento embrionário (RADAEL, et al., 2015; KORWIN-KOSSAKOWSKI, 2008). O conhecimento do efeito da temperatura sobre o desenvolvimento das larvas, pode ajudar a controlar tal variável para que seu desenvolvimento seja acelerado ou retardado, de acordo com a necessidade do produtor.

Poucos estudos foram realizados sobre o efeito do jejum inicial em diferentes temperaturas no desenvolvimento dos peixes. O entendimento correlacionado dessas duas variáveis é relevante para a melhoria da sobrevivência e do desenvolvimento dos animais na fase de larvicultura.

A pesquisa proposta teve como objetivo principal entender o efeito conjunto do retardo da primeira alimentação e a influência da temperatura na curva de crescimento larvas e juvenis de *Carassius auratus*. Também foram identificados os valores de ponto-de-não-retorno das larvas dessa espécie em diferentes temperaturas, assim como o nível do ganho compensatório observado.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. Espécie

A família Cyprinidae apresenta grande importância tanto na pesca quanto na aquicultura. A captura de carpas, barbos e outros ciprinídeos, vêm crescendo, e ultrapassou 1,3 milhões de toneladas em 2010 (FAO, 2012).

A espécie *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) é um ciprinídeo nativo da Ásia Oriental (LELEK, 1987), apresenta inúmeros nomes comuns como kingio, japonês, peixe vermelho e goldfish (peixe dourado). Habita rios, lagos, lagoas e valas (MAN & HODGKISS, 1981; LORENZONI et al., 2010), e tem preferência por águas paradas ou lânticas (BILLARD, 1997).

O kingio alimenta-se de uma ampla variedade de alimentos, dentre eles estão: plâncton, bentos, matéria vegetal e detritos (KOTTELAT & FREYHOF, 2007). Devido ao seu hábito alimentar diversificado, a espécie é utilizada em policultivos na China, onde espera-se que se alimente dos detritos e dos restos de alimento no fundo dos viveiros de cultivo (WANG, 2000), de forma que se aproveite melhor os nutrientes presentes no viveiro.

A espécie é ovulípara e os peixes liberam seus gametas no ambiente, ampliando a chance de fecundação por diferentes indivíduos. As fêmeas desovam inúmeras vezes dentro de um período reprodutivo, que dura alguns meses. Os ovos são adesivos, a postura é feita em macrófitas flutuantes, e os peixes dessa espécie não apresentam nenhum tipo de cuidado parental (TELETCHEA et al., 2009). Os ovos se apresentam como glóbulos esféricos com 1,25 a 1,46 mm de diâmetro, e ligeiramente achatados ao longo da margem de fixação (BATTLE, 1940).

A eclosão ocorre com 46-54 horas após a fecundação na temperatura 28° C (BATTLE, 1940). As larvas recém-eclodidas apresentam, aproximadamente, 5,4 mm de comprimento e 0,9 mg de peso, e ainda exibem presença de vitelo (REMA & GOUVEIA, 2005). Se fixam em superfícies (folhas e cascalho na natureza, parede e fundo dos tanques quando em cultivo), não apresentam plena capacidade natatória (BAZLUR RAHAMAN et al., 2011) e possuem boca fechada, inviabilizando o início da alimentação exógena nas primeiras horas após a eclosão (BATTLE, 1940).

O manejo da desova e das larvas recém-eclodidas do kingio pode ser realizado de diferentes formas (BAZLUR RAHAMAN et al., 2011; YAMAMOTO, et al.,

1966). Retirar os ovos dos tanques de desova e colocá-los diretamente em viveiros escavados previamente preparados; manter os ovos em incubadoras até que estes eclodam e posteriormente transferir as larvas para tanques pequenos com ambiente controlado, e apenas após o início da alimentação exógena, transferir as larvas para os viveiros escavados; ou fazer toda a larvicultura em ambiente indoor, fornecendo o alimento exógeno até que as larvas sofram metamorfose e os juvenis sejam transferidos para viveiros de engorda.

A larvicultura do kingiuo, assim como da carpa comum e de algumas outras espécies de Cyprinideos, geralmente, é realizada em viveiros externos escavados. Devido a isto, o desempenho e a sobrevivência das larvas ficam dependentes da abundância de zooplâncton, temperatura adequada e da ausência de predadores (KESTEMONT, 1995). Protocolos que visem melhorar a sobrevivência e o desempenho das larvas são de grande interesse para o cultivo desta espécie (REMA & MARTINS, 2009; ABI-AYAD & KESTEMONT, 1994).

O *Carassius auratus* é pouco utilizado na alimentação humana, apresentando maior relevância para o homem no campo da ornamentação (FRIMODT, 1995). O kingiuo é uma das espécies mais antigas a ser criada como peixe ornamental, sendo amplamente utilizado em lagos ornamentais e, principalmente, em aquários (COPP, et al., 2005).

O apreço do homem por esta espécie para ornamentação se dá principalmente pelas diferentes colorações e formas encontradas nas inúmeras variedades desenvolvidas ao longo dos anos. O kingiuo apresenta comportamento tranquilo, e pouco interfere no hábito de outras espécies dentro de aquários e lagos ornamentais, sendo uma espécie ideal para aquários com diferentes espécies (BAZLUR RAHAMAN, et al., 2011). Além dessas qualidades, a espécie ainda se mostra tolerante à amplitudes térmicas e demais problemas de qualidade de água, se mostrando adaptados aos diferentes ambientes artificiais de cultivo (KESTEMONT, 1995).

Em termos acadêmicos, *C. auratus*, apresenta sua maior valia para o homem como modelo biológico para testes diversos, como: resposta ao estresse (IMANPOOR, et al. 2011); toxicidez (KONG, et al., 2013); fisiologia comparada (LIEW, et al., 2012); sedativos (BAUQUIER, et al., 2013); nutrição (BANDYOPADHYAY, et al., 2005); sistemas de cultivo (WANG, et al., 2015); osmorregulação (LUZ, et al., 2008); estudos comportamentais (GOUVEIA Jr. et al., 2005).

## 2.2. Larvicultura

A fase na qual é realizada a produção de larvas de peixes, compreendendo todas as etapas de desenvolvimento desde o ponto de eclosão até a metamorfose completa dos indivíduos em juvenis, é conhecida como larvicultura (PORTELLA et al., 2014).

As larvas de peixes são formas de vida em transição, que se desenvolvem a partir da eclosão dos ovos passando por vários estágios embrionários (HELVIK et al., 2009). O período larval estende-se desde a eclosão dos ovos até o indivíduo apresentar desenvolvimento morfológico similar à um exemplar adulto, quando começa a ser chamado de juvenil (NAKATANI et al., 2001).

Nessa fase, os peixes são caracterizados por apresentarem menor resistência a diversos fatores inerentes ao cultivo, como: alimentação e jejum (PRADHAN et al., 2014; LIU et al., 2012; WANG et al., 2010), qualidade de água (ALAMI-DURANTE et al., 1997) e manejo (JOAQUIM et al., 2014). Devido a essa maior vulnerabilidade, diferentes autores relataram diversos problemas durante o processo de larvicultura, sendo esta atividade considerada como um dos gargalos na produção de juvenis de qualidade (FOSSE et al., 2013; PORTELLA & DABROWSKI, 2008; TESSER & PORTELLA, 2006; JOMORI, 2003).

No Brasil, a técnica adotada, em geral, para a produção de larvas é o cultivo em viveiros externos previamente adubados (TESSER & PORTELLA, 2006; PORTELLA et al., 2014). Para tal, os viveiros devem ser antecipadamente preparados de acordo com a necessidade do solo e da água do local, de forma que o ambiente esteja propício para a cultura da espécie a ser cultivada (SIPAÚBA-TAVARES et al., 2009). Em geral, são utilizados fertilizantes químicos e orgânicos, além de calcário agrícola (ARANA, 2004).

O processo de preparo dos viveiros externos é lento e altamente influenciado por fatores ambientais de difícil controle como temperatura e incidência solar, o que dificulta o planejamento da larvicultura (AZIM et al., 2002). Tesser & Portella, (2006) mencionam que a técnica convencional de larvicultura apresenta resultados variáveis em termos de sobrevivência, e atribui isto à fatores como: falta de alimento natural em quantidade e qualidade adequada; à predação por organismos aquáticos presentes nos viveiros; e à qualidade de água abaixo dos níveis ideais para a espécie.

Durante o estágio larval, as fases de transição alimentar são consideradas como períodos críticos (SHAN et al., 2009; PRADHAN et al., 2014). Diversas espécies, quando apresentam plena capacidade de se alimentar, já exauriram seu vitelo e não conseguem sobreviver muitos dias sem alimentação exógena (KAILASAM et al., 2007; DOU et al., 2005; BLAXTER e HEMPEL, 1963).

Com o objetivo de evitar que as larvas morram por inanição em viveiros com condições de cultivo indesejadas, diversos protocolos de larvicultura intensiva foram desenvolvidos nos últimos anos (PRADHAN et al., 2014; JELKIĆ et al., 2012; LIU et al., 2012). Foi observado então, que períodos, mesmo que curtos, de larvicultura indoor, garantem uma melhor sobrevivência (JOMORI et al., 2003) e um melhor nível de desempenho zootécnico (CESTAROLI & PORTELLA, 1994) nas larviculturas.

### 2.3. Efeito do jejum nos animais

Jejum é um período de privação parcial ou total de alimentos. Na natureza tais períodos são frequentes devido a razões distintas. O mais comum é a privação alimentar por variações sazonais dos estoques de alimento. Mas, o jejum também pode ser consequência de períodos de migração, mudanças bruscas no meio ambiente ou períodos reprodutivos (COMPTON et al., 2007; FU et al., 2011; LIKNES & SWANSON, 2011).

Periodos de privação alimentar ocorrem com certa frequência na natureza. O salmão do pacífico não se alimenta durante seu periodo migratório, que pode ser de mais de 1000 km de distância (BRETT, 1995). Enguias podem migrar por milhares de quilômetros durante quase um ano sem se alimentarem (SCHMIDT, 1923).

Devido à capacidade de adaptação, os animais submetidos a tais períodos de privação alimentar, passam por mudanças comportamentais, fisiológicas e morfológicas (MINER et al., 2005; NAYA et al., 2009) com o intuito de diminuir ou redirecionar as necessidades metabólicas. As mudanças mencionadas anteriormente, são conhecidas como plasticidade fenotípica ou flexibilidade fenotípica, e vêm sendo descritas por diversos autores em inúmeras espécies (NAYA et al., 2009; LIKNES et al., 2014).

Os organismos aquáticos também apresentam capacidade de se adaptar a períodos de privação alimentar (MORALES et al., 2004; PICHA et al., 2014). E as mudanças, em consequência disto, variam desde a composição bromatológica da

carcaça (HOLME et al., 2009; YENGGOKPAM et al., 2014) à mudanças morfológicas (SOENGAS et al., 1996; ZENG et al., 2012) e fisiológicas (PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2012).

Dentre as mudanças morfológicas, a flexibilidade do trato gastrointestinal atrai particular interesse aos pesquisadores (STARCK & BEESE, 2001; HOLMBERG et al., 2002; LIGNOT et al., 2005). Tal interesse se dá, principalmente, pelo fato do trato gastrointestinal responder por aproximadamente 40 % do metabolismo basal do animal (CANT et al., 1996). De modo que a redução dos órgãos diretamente correlacionados com a digestão reflete em significativa economia de energia, que irá contribuir para a redução da taxa do metabolismo basal durante o período de jejum (WANG et al., 2006; ZENG et al., 2012).

O trato gastrointestinal também é utilizado como reserva energética. O glicogênio hepático e a gordura visceral apresentam vital importância para a maioria das espécies durante os períodos de jejum (PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2012; SOENGAS et al., 1996).

Na maioria dos animais (endotérmicos e exotérmicos), a primeira reserva energética utilizada é o glicogênio hepático, antes mesmo das reservas lipídicas e da proteína corpórea (FIGUEIREDO-GARUTTI et al., 2002). Assim, logo nos primeiros dias de jejum, mudanças morfológicas (ZENG et al., 2012) e bromatológicas podem ser observadas no fígado (PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2012).

O intestino também sofre severas modificações durante o período de jejum. A plasticidade fenotípica do intestino nos animais é caracterizada por uma redução progressiva do epitélio intestinal (CAREY, 1990) e perda de massa durante a fase de jejum (ZENG et al., 2012). A redução da massa intestinal é consequência, principalmente, da atrofia relacionada ao desuso do órgão (WANG et al., 2006).

Durante o período de jejum, os peixes normalmente, utilizam o glicogênio hepático como primeira reserva energética (LOVE, 1970; NAVARRO e GUTIÉRREZ, 1995). Devido à necessidade de reservar uma quantidade de glicose para órgãos mais dependentes desse carboidrato como o cérebro (BLACK e LOVE, 1986; BLASCO, 1992; WANG et al., 2006). Outras fontes de energia, como as reservas lipídicas (fígado, intestino e músculo) e a proteína corpórea, começam a ser utilizadas quando o período de jejum se estende (NAVARRO e GUTIÉRREZ, 1995; WANG et al., 2006).

A ordem de depleção das reservas lipídicas é espécie dependente, mas em geral, a gordura visceral é consumida antes da gordura do fígado e do músculo

(JEZIERSKA et al., 1982; ZHANG et al., 2009). Mas há espécies que não depositam gordura nas vísceras, e a reserva lipídica fica limitada ao músculo, apresentando grande relevância durante períodos de jejum (MACHADO et al., 1988).

A sequência de consumo das reservas energéticas nos peixes segue o padrão observado nas aves e mamíferos, primeiro ocorre a depleção das reservas hepáticas e lipídicas (ZHANG et al., 2009; LIKNES & SWANSON, 2011; GAO et al., 2015), e persistindo o jejum, inicia-se a proteólise. Os peixes apresentam grande quantidade de enzimas proteolíticas nos músculos capazes de mobilizar energia da proteína muscular (LOVE, 1970), fato que é um indício de que os peixes naturalmente podem sustentar longos períodos de jejum (NAVARRO e GUTIÉRREZ, 1995).

Para a aquicultura, o entendimento do efeito do jejum sobre variáveis como adequação da composição da carcaça, aumento das taxas de crescimento específico quando os animais são realimentados e diminuição na taxa de mortalidade, é de grande interesse para a área por melhor atender o mercado consumidor de forma direta e/ou indireta (ZENG et al., 2012; YENGGOKPAM et al., 2014; SUN & LI, 2014).

#### 2.4. Ponto-de-não-retorno

O efeito do tempo de jejum nos peixes é espécie dependente (JEZIERSKA et al., 1982; WANG et al., 2006; ZHANG et al., 2009). Mas, além da espécie, o estágio de desenvolvimento em que o peixe se encontra, também influencia na sua resposta frente ao jejum (ALI et al., 2003; SHAN et al., 2008; CALVO et al., 2011). Larvas apresentam pouca reserva energética e extinguem sua reserva de triacilglicerol em poucos dias (HÅKANSON, 1989).

O período da transição entre o alimento endógeno para o alimento exógeno, é considerado um ponto crítico na larvicultura. O atraso na primeira alimentação pode influenciar a sobrevivência e o desempenho dos peixes (SHAN et al., 2008; CHING et al., 2012). Dependendo da espécie e do tempo que a larva fique em jejum, os danos causados podem ser severos e irreversíveis, ao ponto do animal não mais conseguir se alimentar mesmo frente ao alimento, culminando com sua morte. Tal ponto foi descrito e denominado por Blaxter & Hempel (1963) como ponto-de-não-retorno (PNR). Estes autores descreveram o PNR como o ponto onde 50 % das larvas atingem um ponto irreversível de inanição, e mesmo se ofertado o alimento, as larvas não conseguem se alimentar. Posteriormente, Lasker et al. (1970) trabalhando com

larvas de *Engraulis mordax*, observaram que larvas dessa espécie submetidas a períodos de jejum mesmo após a alimentação vieram a óbito. Neste caso os autores caracterizaram o PNR como o momento onde 50 % das larvas encontram-se num quadro de inaninação tão severo que mesmo que estas venham a ingerir alimento, elas morrem.

Ao longo dos anos, diversos autores trabalharam com objetivo de descobrir o PNR de determinadas espécies. Foi observado que para algumas espécies a melhor hipótese é a proposta por Blaxter & Hempel (1963), enquanto que para outras, a hipótese de Lasker et al. (1970) é mais aceitável.

O retardo da primeira alimentação exógena até o estágio de PNR, deteriora e/ou inviabiliza a capacidade alimentar das larvas devido a deformações histológicas e morfológicas (GWAK e TANAKA, 1999; DOU et al., 2002; KAILASAM et al., 2007). O conhecimento do PNR da espécie a ser trabalhada, auxilia no planejamento da produção e aumenta as chances de sobrevivência dentro do cultivo (GISBERT et al., 2004; XIWU et al., 2009; SUN & LI, 2014).

O tempo limite para a primeira alimentação varia de acordo com a espécie, e é limitado por diversos fatores como qualidade e tamanho dos ovos (SPRINGATE & BROMAGE, 1985), volume do vitelo (MOOKERJI & RAO, 1999) e temperatura da água (DOU et al., 2005).

## 2.5. Realimentação e ganho compensatório

As mudanças sofridas pelos animais durante o período de jejum são, em sua maioria, revertidas no período de realimentação (RIOS et al., 2004; SECOR, 2005; VAN DIJK et al., 2005). A realimentação após períodos de jejum (completo ou parcial) afetam os animais a nível morfológico (ZENG et al., 2012; ZHU et al., 2014), fisiológico (GARAMI et al., 2010; WON & BORSKI, 2013), etológico (ORIZAOLA et al., 2014) e bromatológico (PERES et al., 2011; MORSHEDI et al., 2013; GAO et al., 2015).

Aumento da quantidade e do tamanho das vilosidades (LIGNOT et al., 2005) e variações do perfil enzimático (ZAMMIT & NEWSHOLME, 1979; PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2012), são apontadas como mudanças responsáveis por melhores taxas de utilização do alimento durante a fase de realimentação.

Diversos autores relataram aumento do tamanho e da massa dos órgãos, principalmente, do trato gastrointestinal na fase de realimentação (RIOS et al., 2004).



O crescimento dos órgãos pode ocorrer por aumento do tamanho das células (hipertrofia) e multiplicação celular (hiperplasia) (SECOR et al., 1994; STARCK e BEESE, 2001).

Possivelmente, o aumento do tamanho dos órgãos do trato gastrointestinal está diretamente relacionado com a implantação e manutenção do fenômeno da hiperfagia, que é o aumento do consumo de alimento, durante a fase de realimentação (NIKKI et al., 2004). Tal fenômeno, é citado por diversos autores como sendo o responsável pelo aumento das taxas de crescimento específico, gerando assim um crescimento excepcional conhecido como ganho compensatório (SHAN et al., 2008; GARAMI et al., 2010; FANG et al., 2014; URBINATI et al., 2014).

Ganho compensatório é um fenômeno natural definido como uma fase de crescimento rápido, acima do normal, induzida por um período de alteração da normalidade dos recursos e variáveis ambientais (NIKKI et al., 2004; ZHU et al., 2005; GAO et al., 2015), seja falta de alimento, exposição à temperaturas não ideais ou densidade inadequada (ALI et al., 2003; TÜRKMEN et al., 2012; FANG et al., 2014).

Períodos de privação alimentar são constantes em ambiente natural, sendo que para muitas espécies, é mais comum fases de catabolismo do que anabolismo. Tal fato ocorre devido às variações dos estoques alimentares ao longo do ano, e os peixes não são exceção, de modo que a maioria das espécies podem sofrer privações alimentares em uma ou mais determinadas fases da vida, levando uma variação das taxas de crescimento (CHAPPAZ et al., 1996; CAVALLI et al., 1997).

Cada espécie de peixe apresenta uma determinada característica de ganho compensatório (TIAN & QIN, 2003). De acordo com Ali et al. (2003) vários estudos mostram que o ganho compensatório pode ocorrer devido a privação total ou parcial da alimentação e este pode se apresentar de diferentes formas: a) compensação total: após a realimentação, os animais privados de alimentação conseguem atingir o mesmo tamanho de animais alimentados normalmente; b) compensação parcial: os animais não conseguem atingir o tamanho, mas apresentam uma aceleração na taxa de crescimento ou melhores conversões alimentares; c) sobre-compensação: os animais atingem um tamanho maior do que aqueles alimentados normalmente.

Vários autores relataram apenas compensação parcial nos peixes submetidos a algum estresse (WANG et al., 2000; ZHU et al., 2001). Já a compensação total foi relatada em várias espécies (TIAN & QIN, 2003), e a sobre compensação foi relatada por Hayward et al. (1997), que trabalharam com o híbrido de perca (*Lepomis cyanellus*

× *Lepomis macrochirus*) e também por Fang et al. (2014) trabalhando com *Cynoglossus semilaevis* em diferentes temperaturas de cultivo.

Alguns trabalhos ainda relataram peixes que não apresentaram ganho compensatório, como por exemplo, Schwarz et al. (1985), que trabalharam com a carpa comum. Além disso, o bacalhau do atlântico, *Gadus morhua*, uma espécie com grande valor comercial também apresentou ganho compensatório limitado a períodos sucessivos de realimentação (PURCHASE & BROWN, 2001).

As elevadas taxas de crescimento específico observadas nos peixes durante o fenômeno do ganho compensatório sofrem variações de acordo com a fase de vida do animal. Peixes na fase adulta necessitam de mais tempo para apresentar uma compensação total, do que peixes na fase larval ou juvenil (ALI et al., 2003).

A maioria dos trabalhos publicados sobre ganho compensatório focam na influência direta de períodos de restrição alimentar sobre tal fenômeno (PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2012; SEVGILI et al., 2013; YENGGOKPAM et al. 2014). No entanto, condições ambientais desfavoráveis também podem, indiretamente, gerar déficit no crescimento dos organismos aquáticos, podendo resultar em crescimento compensatório quando a situação ambiental é normalizada (HUANG et al., 2008; FANG et al., 2014).

Fatores como mudanças na densidade de estocagem, hipóxia, período reprodutivo e temperatura fora da faixa ideal para a espécie, podem afetar o acesso ao alimento, a digestibilidade dos alimentos e/ou o consumo alimentar. Isto pode afetar o desempenho dos animais e favorecer o processo de ganho compensatório (ALI et al., 2003).

Fang et al. (2014) relataram influência no desempenho de juvenis de *Cynoglossus semilaevis* quando submetidos à baixa temperatura e depois realocados em temperatura ideal. Os autores observaram que os peixes mantidos durante diferentes períodos em baixa temperatura, apresentaram ganho compensatório quando foram re-estocados em temperatura ideal.

O conhecimento integrado da influência de variáveis inerentes ao cultivo de peixes, é de extrema importância para se melhor entender o ganho compensatório e também para otimizar a utilização do fenômeno na aquicultura.

## 2.6. Efeito da temperatura no desenvolvimento dos animais aquáticos

Temperatura é a grandeza que caracteriza o estado térmico de um corpo ou sistema. É, possivelmente, a variável física que mais influencie no desenvolvimento dos animais, e por isso é alvo de estudo em diferentes áreas de conhecimento (ARNEY, et al., 2015; BOUCHER, et al., 2014; COMPTON, et al., 2007).

Os tecidos e células dos peixes são diretamente afetados pelas variações de temperatura, promovendo dois efeitos principais: as taxas de todo processo biológico são influenciadas dentro de uma faixa normal de temperatura (CURRIE, et al., 2015; PANG, et al., 2011; HANDERLAND, et al., 2008) e temperaturas extremas causam distúrbios ou efeitos letais (RADAEL, et al., 2015; FORD & BEITINGER, 2005; PÉREZ, et al., 2003).

Diversos autores ao trabalharem com o efeito da temperatura no desenvolvimento dos animais, concluíram que: com o aumento da temperatura, as reações bioquímicas acontecem mais rápido (ANGILLETTA JR, et al., 2002) e a taxa do metabolismo basal aumenta (FRY, 1947). Esta melhora no desempenho é gerada por uma série de mudanças no corpo do animal, que são diretamente influenciadas pela temperatura. Mudanças como variação no tempo de trânsito do alimento no trato gastrointestinal (CURRIE, et al., 2015), aumento da atividade enzimática (BANSEMER, et al., 2016), aumento da atividade locomotora (PANG, et al., 2011), consumo alimentar (HANDERLAND, et al., 2008), já foram correlacionadas com o incremento do desempenho zootécnico dos animais devido à variações da temperatura.

Contudo, quando a temperatura extrapola a faixa de conforto térmico do animal, podem ocorrer deformações (CINGI, et al., 2010), desempenho abaixo do esperado e mortalidade (RANA, 1990). Peixes, quando submetidos à baixas temperaturas tendem a apresentar menor crescimento devido à fatores como diminuição do consumo alimentar e de reações metabólicas, como a secreção de miostatina (WEBER & BOSWORTH, 2005). Assim como, quando a temperatura atinge o limiar superior, também ocorrem variações no metabolismo que podem levar o animal à morte (CINGI, et al., 2010; PÉREZ, et al., 2003).

Na natureza, os peixes tendem a selecionar os ambientes com temperaturas que lhe garantam maximizar suas atividades metabólicas, gerando um melhor crescimento, movimentação, reprodução, entre outros (KELSCH, 1996). A

temperatura escolhida, geralmente, está dentro de uma faixa de conforto térmico. A preferência para uma determinada faixa de temperatura é espécie-específica, e pode ser influenciada pela idade do animal, alimento disponível, condições patológicas, estação do ano, qualidade de água, intensidade luminosa e competições intra e interespecíficas (GIATTINA & GARTON, 1982; MCCAULEY & CASSELMAN, 1981).

## 2.7. Curva de crescimento

As curvas de crescimento animal podem ser caracterizadas como representações gráficas das relações matemáticas existentes entre o acúmulo de massa corporal ( $M$ ) em função do tempo ( $t$ ). Na prática, as curvas de crescimento são modelos matemáticos que tentam descrever as alterações do peso-idade (FITZHUGH, 1976; GOTTSCHALL, 1999).

Em geral, o perfil do crescimento animal apresenta forma sigmóide, em boa partes dos casos, com quatro fases bem definidas: 1) fase progressiva, o crescimento é acelerado e positivo, atingindo a máxima taxa de crescimento no ponto de inflexão da curva; 2) fase regressiva, a partir do ponto de inflexão a taxa de crescimento começa a desacelerar em virtude de uma série de fatores, ainda não definidos completamente; 3) fase estacionária, o crescimento cessa e o acúmulo de peso ocorre em função da deposição de gordura e da renovação dos tecidos; 4) morte, não há renovação dos tecidos (BRODY, 1945; BIFFANI, 1997).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. Laboratórios envolvidos

O experimento foi conduzido no Laboratório de Bioensaios em Aquicultura Intensiva (LBAI) situado na Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF). As análises necessárias para obtenção dos dados de desempenho zootécnico foram realizadas no Laboratório de Zootecnia (LZO) no setor de Bromatologia.

#### 3.2. Reprodução e incubação dos ovos

Os reprodutores de *Carassius auratus* utilizados fazem parte do plantel da UENF, apresentam tamanho médio de  $15,43 \pm 1,52$  cm e peso de  $44,7 \pm 11,6$  g, e são mantidos em ambiente com temperatura ( $26^\circ$  C) e alimentação controladas (duas vezes ao dia). A reprodução destes foi realizada em aquários com volume de 120 L, em cada aquário foram alojados cinco peixes, na proporção de três machos para duas fêmeas. Foram utilizados os mesmos 20 reprodutores para todas as desovas necessárias.

Após a desova, os ovos foram coletados e distribuídos em duas incubadoras plásticas com volume de 5 L. Quando os ovos eclodiram, as larvas recém-eclodidas foram transferidas para uma caixa plástica de 40 L de volume útil, com sistema de renovação ( $1,2 \text{ L}\cdot\text{minuto}^{-1}$ ) contínua de água. Para cada teste de temperatura, foi realizada uma desova diferente.

#### 3.3. Organização dos experimentos

Foi testado o efeito de diferentes períodos de retardo da alimentação inicial associados a diferentes temperaturas no desenvolvimento de larvas e sua influência nos juvenis do kinguio. Os períodos foram de 0, 2, 4, 6, 8 e 10 dias de privação a primeira alimentação exógena. Além do efeito dos períodos de jejum, também foi testado a influência do efeito da temperatura no desenvolvimento dos animais mantidos em diferentes tempos de jejum. Assim, todos os períodos de jejum foram testados simultaneamente nas seguintes temperaturas  $18^\circ$ ,  $22^\circ$  e  $26^\circ$  C. É importante

frisar que as diferentes temperaturas não foram testadas no mesmo momento. Para cada teste (jejum x temperatura), a sala foi climatizada por meio de uso de ar condicionado digital, para que a temperatura da água fosse ajustada para uma das temperaturas testes; todos os procedimentos experimentais eram desenvolvidos, e depois tudo era repetido em outra temperatura.

Deve-se esclarecer que após a climatização da sala numa temperatura teste, cada experimento teve duração total de 30 dias. E, exclusivamente, para a temperatura de 18° C, uma segunda fase foi realizada seguidamente aos 30 dias iniciais, com duração de 33 dias.

Em cada teste de temperatura, as larvas da caixa plástica de 40 L de volume útil, foram distribuídas em unidades experimentais (potes de plástico) com volume de 500 mL, antes da abertura da boca e do início da natação horizontal. Em cada unidade experimental foi colocado apenas uma larva, de modo que não ocorreu nenhum tipo de competição ou canibalismo. É importante mencionar, as larvas foram distribuídas nas unidades experimentais utilizando-se a mesma água que abastece as incubadoras, garantindo a homogeneidade dos parâmetros de qualidade de água. E a temperatura foi, gradativamente, modificada para a temperatura desejada para o teste, através do controle da temperatura ambiente, utilizando-se ar-condicionado (16.000 BTU) e/ou aquecedor de ambiente a óleo (1500 watts).

O período experimental teve início quando as larvas apresentaram capacidade para se alimentar de alimento exógeno (plena capacidade natatória e boca aberta), este momento coincidiu com o término da alimentação endógena (término do vitelo). Neste momento, 10 larvas da caixa plástica de 40 L (que não receberam alimentação) foram coletadas, medidas e pesadas para obtenção dos valores iniciais de comprimento total e massa. Os valores médios e o respectivo desvio padrão de peso inicial (PI) e comprimento inicial (CI) foram os seguintes: (18° C) PI = 0,85 (0,07) mg e CI = 5,1 (0,2) mm; (22° C) PI = 0,98 (0,16) mg e CI = 5,5 (0,2) mm; (26° C) PI = 0,94 (0,18) mg e CI = 5,4 (0,2) mm.

Para as análises de sobrevivência, foram utilizadas 30 unidades experimentais para cada período de jejum, totalizando assim 180 (30 x 6) unidades experimentais.

Para a obtenção dos valores referentes à curva de crescimento foram utilizados 66 unidades experimentais (6 larvas de cada tratamento x 11 dias de coleta) com uma larva cada, para cada tempo de jejum testado (0, 2, 4, 6, 8, 10 dias). Destas, seis

larvas de cada tratamento foram coletadas, medidas e pesadas 2, 4, 6, 8, 10, 12, 15, 18, 21, 25, 30 dias após o início da alimentação.

Um lote de reposição de 100 larvas para cada diferente período de jejum (0, 2, 4, 6, 8 e 10) testado, foi mantido nas mesmas condições experimentais (potes plásticos individualizados) da primeira fase, e foi utilizado para garantir a quantidade de peixes necessários para realização da segunda fase (no teste da temperatura de 18° C que foi composto por duas fases, uma de 30 e outra de 33 dias).

No teste da temperatura de 18° C, a segunda fase (33 dias) iniciou simultaneamente com o término da primeira fase. Trinta animais de cada tratamento da primeira fase foram medidos, pesados e redistribuídos (respeitando-se os tratamentos) em aquários de 40 litros de volume útil, numa densidade de 10 animais por aquário (0,17 peixes.L<sup>-1</sup>). Os aquários então foram as unidades experimentais nessa fase e foram mantidos na mesma sala climatizada. A segunda fase teve duração de 33 dias, com biometrias (três animais avaliados por repetição) planejadas com intervalos de sete dias. Após cada biometria, os peixes foram devolvidos aos seus respectivos aquários. No término da segunda fase (após 33 dias), os animais foram medidos e pesados.

#### 3.4. Alimentação, manejo e controle da qualidade de água na primeira fase

A alimentação foi composta exclusivamente de náuplios de artêmia. Foi utilizado um protocolo progressivo de fornecimento de náuplios de artêmia (Tabela 1). A produção dos náuplios de artêmia e a base de cálculo da quantidade de náuplios de artêmia ofertados teve como referência o experimento realizado no próprio LBAI para obtenção de protocolo alimentar para larvicultura da carpa comum (MOTTA, 2015). Foi utilizada uma quantidade de náuplios de artêmia que pudesse saciar os animais, com sobra, de modo a garantir que aqueles que passaram pelos períodos de privação alimentar, pudessem apresentar o fenômeno da hiperfagia. A alimentação foi realizada em quatro horários (8 h, 11 h, 14 h e 17 h), utilizando micropipeta (Maxipette – Micropipette 10-100 µm) para a dosagem correta do volume de artêmia a ser ofertado.

Para o controle dos parâmetros físico-químicos da água, foram realizadas análises periódicas. O oxigênio e temperatura da água foram medidos diariamente (9h) com o aparelho YSI 550A ± 0,01. A temperatura ambiente foi medida duas vezes

no dia (8h e 17h) com termômetro digital de ambiente (Incoterm Máx.:+50°C; Mín.: -10°C). O pH foi medido diariamente às 9 h com pHtek PHS-3E  $\pm$  0,02. A amônia foi medida três vezes na semana com o aparelho fotômetro (Hanna HI83203).

Tabela 1: protocolo alimentar da primeira fase: quantidade de náuplios de artêmia ofertado por unidade experimental.

Dias de experimento	Dias de jejum					
	0	2	4	6	8	10
1	800	0	0	0	0	0
2	880	0	0	0	0	0
3	960	800	0	0	0	0
4	1040	880	0	0	0	0
5	1120	960	800	0	0	0
6	1200	1040	880	0	0	0
7	1280	1120	960	800	0	0
8	1360	1200	1040	880	0	0
9	1440	1280	1120	960	800	0
10	1520	1360	1200	1040	880	0
11	1600	1440	1280	1120	960	800
12	1680	1520	1360	1200	1040	880
13	1760	1600	1440	1280	1120	960
14	1840	1680	1520	1360	1200	1040
15	1920	1760	1600	1440	1280	1120
16	2000	1840	1680	1520	1360	1200
17	2080	1920	1760	1600	1440	1280
18	2160	2000	1840	1680	1520	1360
19	2240	2080	1920	1760	1600	1440
20	2320	2160	2000	1840	1680	1520
21	2400	2240	2080	1920	1760	1600
22	2480	2320	2160	2000	1840	1680
23	2560	2400	2240	2080	1920	1760
24	2640	2480	2320	2160	2000	1840
25	2720	2560	2400	2240	2080	1920
26	2800	2640	2480	2320	2160	2000
27	2880	2720	2560	2400	2240	2080
28	2960	2800	2640	2480	2320	2160
29	3040	2880	2720	2560	2400	2240
30	3120	2960	2800	2640	2480	2320

Nos dez primeiros dias de alimentação exógena (respeitando-se o tempo de jejum inicial), as trocas de água para manutenção da qualidade de água das unidades



experimentais foram realizadas por meio de sifonagem com auxílio de mangueira de silicone (4 mm diâmetro). Durante esse período 80 % do volume total de água era trocado. A partir do décimo dia de alimentação, e até o vigésimo dia após o início da alimentação, as larvas eram removidas do seu pote plástico (unidade experimental), com auxílio de puçá, e transportadas para outro pote, com água limpa. Assim, durante esse período, as trocas diárias foram de 100 % do volume total de água. Do vigésimo dia de alimentação até o último dia de experimento, o procedimento de mudança de pote foi realizado duas vezes ao dia, totalizando uma troca de água diária de 200 %.

As trocas de água (parcial ou total) foram realizadas uma hora após o oferecimento dos náuplios de artêmia, nos horários de 9 h e 15 h. Foi montado um reservatório (600 L) dentro da sala climatizada, para que, após cada troca de água, a água de reposição estivesse na mesma temperatura da água da unidade experimental, mantendo a estabilidade do cultivo e o propósito do experimento.

### 3.5. Alimentação, manejo e controle da qualidade de água na segunda fase

Na segunda fase, a oferta de náuplios de artêmia foi gradativamente reduzida, até ser totalmente substituída por ração extrusada (Tabela 2). Foi ofertada, ração em pó (500  $\mu$ m) com 40 % de proteína bruta (Tabela 3) na proporção de 8 % da biomassa.

Tabela 2: fornecimento de náuplios de artêmia na segunda fase.

Dias de exp	Dias de jejum					
	0	2	4	6	8	10
1	3120	3120	3120	3120	3120	3120
2	2496	2496	2496	2496	2496	2496
3	1872	1872	1872	1872	1872	1872
4	1248	1248	1248	1248	1248	1248
5	624	624	624	624	624	624
6	0	0	0	0	0	0

Para o controle da qualidade de água, diariamente (9 h), trocas de água foram efetuadas com mangueira plástica (1/2 polegada). O volume de água trocado, diariamente, foi de aproximadamente 80 % do volume total. O mesmo reservatório de água utilizado durante a primeira fase, também foi utilizado na segunda fase.

Tabela 3: níveis de garantia da ração utilizada na segunda fase.

Composição	Quantidade
Extrato etéreo (mín)	120,00 g.kg <sup>-1</sup>
Fibra bruta (máx)	45,00 g.kg <sup>-1</sup>
Matéria mineral (máx)	140,00 g.kg <sup>-1</sup>
Proteína bruta (mín)	450,00 g.kg <sup>-1</sup>
Umidade	100,00 g.kg <sup>-1</sup>

\*cálcio (mín) 15 g/kg; cálcio (máx) 25 g/kg; fósforo (mín) 10 g/kg; sódio (mín) 3000 mg/kg; ferro (mín) 45 mg/kg; cobre (mín) 7 mg/kg; manganês (mín) 45 mg/kg; zinco (mín) 90 mg/kg; iodo (mín) 1 mg/kg; cobalto (mín) 0,1 mg/kg; selênio (mín) 0,4 mg/kg; vitamina A (mín) 12000 UI/kg; Vitamina D3 (mín) 2500 UI/kg; Vitamina E 150 UI/kg; Vitamina K3 10 mg/kg; Vitamina B1 (mín) 20 mg/kg; Vitamina B2 (mín) 25 mg/kg; Niacina (mín) 100 mg/kg; Ácido pantotênico (mín) 50 mg/kg; Vitamina B6 (mín) 15 mg/kg; Ácido fólico (mín) 6 mg/kg; Biotina (mín) 0,5 mg/kg; Vitamina B12 (mín) 50 mcg/kg; Vitamina C (mín) 600 mg/kg; Colina (mín) 500 mg/kg; Metionina (mín) 9500 mg/kg.

### 3.6. Parâmetros zootécnicos

Após o término de cada período experimental, todos os animais foram contados para obtenção dos dados de sobrevivência. Para os dados de comprimento final foi utilizado paquímetro digital (Western 6" (150mm)  $\pm$  0,01mm) e para os dados de peso final e ganho de peso diário, foi utilizado balança analítica (Shimadzu AUX 220 $\pm$  0,001g).

### 3.7. Ponto-de-não-retorno (experimento 30 dias)

Para obtenção dos valores de PNR, a morte dos indivíduos foi anotada diariamente, e assim, nos diferentes tempos de jejum (0, 2, 4, 6, 8 e 10 dias) quando a sobrevivência foi inferior a 50 % considerou-se como PNR<sub>50</sub> (proposto por Blaxter & Hempel, 1963). Seis larvas, das 66 utilizadas para controle da curva de crescimento, submetidas aos diferentes tempos de jejum foram observadas em microscópio óptico 30 minutos após a primeira alimentação, para análise da presença de alimento no trato gastrointestinal (TGI). É importante salientar que as seis larvas observadas nesta etapa não foram sacrificadas, e retornaram para seus potes individuais. Para o PNR<sub>50</sub>, devido às características da espécie, foi considerado o período de privação a primeira alimentação exógena que apresentou um valor inferior a 50 % na probabilidade de sobrevivência. Também foi observado o PNR<sub>100</sub>, que foi considerado como o período de privação a primeira alimentação exógena que teve como consequência a mortalidade total das larvas.

### 3.8. Análise estatística

Para as variáveis peso e comprimento finais foi realizada análise de modelos lineares mistos com uso do procedimento MIXED do Statistical Analysis System (SAS System, Inc., Cary, NC, USA), e em caso de diferença significativa, foi aplicado o teste de Tukey.

Foram ajustados modelos não-lineares para avaliação do crescimento dos animais. A estrutura geral dos modelos de crescimento foi  $Y_t = \mu_{Y_t} + e_t$ , para  $Y_t \text{ Normal}(\mu_{Y_t}, \sigma_{Y_t}^2)$ , ou seja, foi assumida distribuição normal para variável  $Y_t$  com funções de média e variância,  $\mu_{Y_t}$  e  $\sigma_{Y_t}^2$ , respectivamente. O modelo foi ajustado com a função nlme (presença de efeito aleatório e fixos) do pacote nlme do software R.

O modelo ajustado foi o proposto por Michaelis-Menten Generalizado (LÓPEZ et al., 2000), representado por:

$$\mu_{Y_t} = (bK^n + at^n)/(K^n + t^n)$$

Para o modelo apresentado, o parâmetro  $a$  representa o peso assintótico do animal; o parâmetro  $K$  representa o tempo (dias) no qual é atingida metade do peso adulto; o  $b$  e o  $n$  são parâmetros de escala, adimensionais.

Depois de ajustado o modelo, calculou-se a taxa de crescimento absoluta (TCA), obtida a partir da primeira derivada do modelo ajustado, em relação ao tempo. A TCA é, na realidade, o ganho de peso obtido por unidade de tempo e, como, nesse caso, o tempo está em dia, representa o ganho de peso médio diário, estimado ao longo da trajetória de crescimento, ou seja, a taxa média de crescimento dos animais dentro da população.

Em relação a sobrevivência dos indivíduos, foi feita pelo proposto por Kaplan e Meier (KAPLAN & MEIER, 1958), para obtenção das estimativas de sobrevivência.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Parâmetros de qualidade de água

Os parâmetros de qualidade de água ficaram dentro do ideal para espécie (VOLODYMYR & BAGNYUKOVA, 2006; FORD & BEITINGER, 2005; LUSHCHAK et al. 2005). É importante mencionar que a variação dos parâmetros ao longo do cultivo foi mínima, como pode ser observado na Tabela 4, mantendo um ambiente estável para o desenvolvimento dos indivíduos. Assim, dentro do planejamento proposto para o projeto de influência da temperatura, os demais parâmetros não influenciaram o crescimento das larvas de kinguio.

Tabela 4: parâmetros de qualidade de água observados ao longo do período experimental.

<b>*Temperatura 18° C</b> <b>Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C</b> <b>(erro padrão)</b>	<b>O. D mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>	<b>pH (erro</b> <b>padrão)</b>	<b>Amônia mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	18,06 (0,04)	8,82 (0,10)	7,35 (0,03)	0,13 (0,05)
<b>2</b>	18,03 (0,04)	8,85 (0,10)	7,34 (0,03)	0,13 (0,05)
<b>4</b>	18,04 (0,04)	8,82 (0,10)	7,33 (0,03)	0,14 (0,05)
<b>6</b>	18,09 (0,04)	8,83 (0,10)	7,34 (0,03)	0,11 (0,05)
<b>8</b>	18,11 (0,04)	8,88 (0,10)	7,33 (0,03)	0,12 (0,05)
<b>10</b>	18,13 (0,04)	8,85 (0,10)	7,34 (0,03)	0,12 (0,05)
<b>Temperatura 22° C</b> <b>Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C</b> <b>(erro padrão)</b>	<b>O. D mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>	<b>pH (erro</b> <b>padrão)</b>	<b>Amônia mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	22,28 (0,06)	7,65 (0,14)	7,18 (0,07)	0,35 (0,15)
<b>2</b>	22,17 (0,05)	7,74 (0,14)	7,19 (0,07)	0,37 (0,15)
<b>4</b>	22,19 (0,05)	7,81 (0,14)	7,19 (0,07)	0,26 (0,14)
<b>6</b>	22,26 (0,05)	7,95 (0,14)	7,21 (0,07)	0,23 (0,15)
<b>8</b>	22,41 (0,05)	7,95 (0,14)	7,21 (0,07)	0,27 (0,14)
<b>10</b>	22,47 (0,08)	8,34 (0,18)	7,32 (0,07)	0,01 (0,01)
<b>Temperatura 26° C</b> <b>Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C</b> <b>(erro padrão)</b>	<b>O. D mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>	<b>pH (erro</b> <b>padrão)</b>	<b>Amônia mg.L<sup>-1</sup></b> <b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	26,36 (0,03)	6,98 (0,07)	7,09 (0,02)	0,26 (0,01)
<b>2</b>	26,22 (0,03)	7,09 (0,07)	7,09 (0,02)	0,25 (0,01)
<b>4</b>	26,23 (0,03)	7,15 (0,07)	7,10 (0,02)	0,24 (0,01)
<b>6</b>	26,29 (0,03)	7,35 (0,07)	7,13 (0,02)	0,16 (0,01)
<b>8</b>	26,21 (0,07)	7,67 (0,09)	7,28 (0,06)	0,01 (0,01)

\* Valores referentes ao período experimental de 60 dias (referentes a primeira e segunda fase).

A variação da temperatura dentro de cada teste proposto (18, 22 e 26 ° C) foi mínima, portanto, insignificante para causar qualquer influência no desenvolvimento das larvas. E assim, o efeito no desenvolvimento das larvas, dentro de cada teste de

temperatura, foi devido ao tratamento (tempo de jejum), e não às variações da temperatura da água.

A variação de oxigênio dissolvido (O. D) entre os diferentes testes ocorre devido ao ponto de saturação do oxigênio na água em diferentes temperaturas. A queda dos valores de pH observada entre os testes, provavelmente está relacionada com o aumento do metabolismo de microrganismos, correlacionado com o aumento da temperatura da água. Os microrganismos decompositores metabolizam a matéria orgânica (resto de artêmia e fezes), e para isso consomem oxigênio e liberam gás carbônico no meio, o que diminui os valores de pH da água.

O aumento do metabolismo de microrganismos decompositores também é responsável pelo aumento dos valores de amônia. Os compostos nitrogenados são metabólitos gerados da oxidação da matéria orgânica.

Os parâmetros de qualidade de água foram medidos nas unidades experimentais enquanto os indivíduos estavam vivos. E para os tratamentos de dez dias de jejum na temperatura de 22° C e o de oito dias de jejum na temperatura de 26° C, ocorreu mortalidade de 100 % pouco tempo depois do início a alimentação exógena. Fato esse que influenciou nas medidas de pH, oxigênio dissolvido e amônia, devido à baixa carga de matéria orgânica acumulada.

Os valores dos temperatura e umidade do ambiente onde ocorreram os experimentos (Tabela 5) demonstram a estabilidade do ambiente. A constância desses parâmetros foi fundamental para manter o equilíbrio dos parâmetros de qualidade de água nas unidades experimentais.

Tabela 5: parâmetros ambientais da sala experimental nos três momentos planejados para os testes de períodos de jejum com larvas de *Carassius auratus*.

<b>*Temperatura 18° Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C (erro padrão)</b>	<b>Umidade % (erro padrão)</b>
<b>Manhã</b>	19,06 (0,07)	76,59 (0,82)
<b>Tarde</b>	19,08 (0,07)	75,82 (0,82)
<b>Temperatura 22° Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C (erro padrão)</b>	<b>Umidade % (erro padrão)</b>
<b>Manhã</b>	23,33 (0,07)	76,96 (0,86)
<b>Tarde</b>	23,23 (0,07)	74,52 (0,86)
<b>Temperatura 26° Dias de jejum</b>	<b>Temperatura °C (erro padrão)</b>	<b>Umidade % (erro padrão)</b>
<b>Manhã</b>	28,00 (0,14)	73,27 (1,18)
<b>Tarde</b>	28,08 (0,14)	75,18 (1,18)

\* Valores referentes ao período experimental corrido de 60 dias.

#### 4.2. Parâmetros de desempenho zootécnico nos testes de 30 dias de duração

Os gráficos apresentados na Figura 1 demonstram a influência de curtos períodos de privação a primeira alimentação exógena no desenvolvimento do kingiuo. A Figura 1A ilustra a curva de crescimento de larvas de kingiuo mantidas durante 30 dias na temperatura de 18° C, e submetidas a diferentes períodos de jejum. Pode-se observar que nesse período as larvas que passaram pelo estresse alimentar, não foram capazes de compensar, em massa, o dano causado pelo jejum (Tabela 6).

Trabalhos com ganho compensatório apresentam respostas inconstantes. As conclusões sobre o tipo de ganho (sobre-compensação, compensação total e compensação parcial) são diretamente influenciadas por inúmeras variáveis, como idade, espécie e metodologia aplicada (YENGGOKPAM et al., 2014; MORSHEDI et al., 2013; FU et al., 2007; ALI et al., 2003).

Nikki et al. (2004) observaram ganho compensatório total para juvenis de *Oncorhynchus mykiss* submetidos a períodos de privação alimentar. Já Yengkokpam et al. (2014) observaram ganho compensatório total para juvenis de *Labeo rohita* mantidos a uma e a duas semanas de restrição alimentar, mas quando submetidos a três semanas de restrição alimentar com subsequente alimentação, foi observado apenas um ganho compensatório parcial.

Apesar de não ter sido observado ganho compensatório total, no presente experimento, a inflexão nas curvas de ganho de peso diário para as larvas submetidas ao estresse alimentar (Figuras 1B, 1D e 1F), demonstraram que, ao menos durante uma fração do período observado, ocorreu um ganho de peso diário superior ao observado para as larvas que não passaram pelo estresse alimentar. Fato que pode ser interpretado como ganho compensatório parcial.

Fu et al. (2007) relataram resultado similar ao presente experimento, ao observarem ganho compensatório parcial para juvenis de carpa comum mantidas sobre períodos de restrição alimentar. Os autores mencionaram que os peixes que sofreram restrição alimentar não alcançaram o peso final dos animais que não passaram por estresse alimentar. Mas foi observado aumento da taxa de crescimento específico para os animais restringidos. Que, para os autores, pode ser interpretado como ganho compensatório parcial.

Tabela 6: peso final (mg) e comprimento final (mm) de larvas de kinguio mantidas em diferentes tempos de jejum inicial e diferentes temperaturas após o período de 30 dias de cultivo.

<b>Temperatura 18°</b>	<b>Peso final mg</b>	<b>Comprimento final mm</b>
<b>Dias de jejum</b>	<b>(erro padrão)</b>	<b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	77,43(2,73) <sup>A</sup>	19,33(0,17) <sup>A</sup>
<b>2</b>	61,24(2,73) <sup>B</sup>	18,52(0,17) <sup>B</sup>
<b>4</b>	44,44(2,73) <sup>C</sup>	16,81(0,17) <sup>C</sup>
<b>6</b>	39,59(2,73) <sup>C</sup>	15,96(0,17) <sup>D</sup>
<b>8</b>	26,87(2,73) <sup>D</sup>	14,29(0,17) <sup>E</sup>
<b>10</b>	19,39(2,93) <sup>D</sup>	12,93(0,18) <sup>F</sup>
<b>Temperatura 22°</b>	<b>Peso final (mg)</b>	<b>Comprimento final (mm)</b>
<b>Dias de jejum</b>	<b>(erro padrão)</b>	<b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	178,87(2,73) <sup>A</sup>	24,8(0,17) <sup>A</sup>
<b>2</b>	161,23(2,73) <sup>B</sup>	24,15(0,17) <sup>A</sup>
<b>4</b>	136,04(2,88) <sup>C</sup>	22,54(0,18) <sup>B</sup>
<b>6</b>	101,32(2,82) <sup>D</sup>	20,84(0,18) <sup>C</sup>
<b>8</b>	81,70(4,33) <sup>E</sup>	19,06(0,27) <sup>D</sup>
<b>Temperatura 26°</b>	<b>Peso final (mg)</b>	<b>Comprimento final (mm)</b>
<b>Dias de jejum</b>	<b>(erro padrão)</b>	<b>(erro padrão)</b>
<b>0</b>	228,26(2,73) <sup>A</sup>	27,81(0,17) <sup>A</sup>
<b>2</b>	189,79(2,88) <sup>B</sup>	26,13(0,18) <sup>B</sup>
<b>4</b>	160,34(2,77) <sup>C</sup>	24,59(0,17) <sup>C</sup>
<b>6</b>	112,57(3,63) <sup>D</sup>	21,86(0,23) <sup>D</sup>

\* Letras diferentes dentro de uma mesma temperatura, representam diferença significativa entre os tratamentos ( $P < 0,05$ ). Os contrastes foram realizados entre os tempos de jejum dentro de uma mesma temperatura.

No presente experimento, a inflexão observada na curva do ganho de peso diário, nas larvas submetidas aos períodos de jejum, provavelmente, ocorreu em decorrência da hiperfagia e do desenvolvimento alométrico dos órgãos relacionados a digestão (e.g. intestino; fígado). Por esse motivo, as larvas apresentaram um pico de crescimento no ganho de peso diário, mas que não resultou em um ganho compensatório total no término do período experimental (Tabela 6).

A plasticidade fenotípica já foi reportada para peixes. Rios et al. (2004) mencionam que traíras (*Hoplias malabaricus*) mantidas em jejum, tendem a perder massa visceral, consequência da diminuição do comprimento e da espessura de órgãos diretamente ligados à digestão (e.g. cecos pilóricos). Mas que ao serem re-alimentados, apresentam crescimento compensatório desses órgãos, apesar desse fato não representar um ganho compensatório total em termos de peso do corpo.

Ao contrário do observado no presente experimento, Yengkokpam et al. (2014) observaram ganho compensatório total para juvenis do Cypriniforme *Labeo rohita*. Provavelmente, a contraposição dos resultados quanto a esse fenômeno se deu em decorrência ao tempo do período experimental e ao período da vida dos

peixes, uma vez que no trabalho mencionado, os autores utilizaram juvenis e o período experimental foi de nove semanas.

No presente experimento, não foi observado ganho compensatório total na medida de peso e comprimento final, e isso é consequência do crescimento exponencial das larvas não submetidas ao jejum. Larvas de peixes são animais em período de transição que, na maioria, não apresentam todos os seus sistemas (e.g. digestivo) plenamente desenvolvidos. E para alcançarem sucesso na natureza, necessitam se desenvolver rapidamente, por isso são observados altos valores de ganho de peso diário durante essa fase de desenvolvimento (Figuras 1B, 1D e 1F).

Portella et al. (2014) apresentam dados sobre a brusca transformação sofrida pelas larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) nos primeiros dias de vida. Dados que corroboram com o crescimento exponencial demonstrado pelas larvas que não passaram por um período de jejum no presente experimento. Gisbert et al. (2004) observaram que o jejum inicial resulta em progressiva deterioração do sistema digestivo e atrofia das fibras do músculo esquelético.

Assim, a restrição alimentar, mesmo que curta, durante o período de transição entre alimentação endógena e exógena, parece causar danos severos no desenvolvimento dos peixes em estudo, uma vez que não foi observado ganho compensatório total em nenhuma das temperaturas. Por esses motivos, as comparações entre experimentos com peixes que estão em diferentes fases de desenvolvimento devem ser realizadas com ponderações.

A temperatura que é a variável física da água mais estudada na aquicultura, influenciou os valores de peso e comprimento final ( $P < 0,05$ ), e também deslocou as curvas de ganho de peso diário (Figura 1). Para a variável peso final, por exemplo, houve diferença entre o tratamento sem jejum na temperatura de 18° C e o mesmo tratamento na temperatura de 22° C, e também desse para o mesmo tratamento na temperatura 26° C ( $p < 0,0001$ ).

Assim como no presente experimento, diversos autores relataram a influência da temperatura no desenvolvimento de organismos aquáticos (STUMPF & GRECO, 2015; HOSTINS et al., 2015; REMEN et al., 2015).

As espécies possuem uma faixa de temperatura ótima, na qual os indivíduos apresentam pleno desenvolvimento. No presente experimento, não foi observado a temperatura superior limitante para o desenvolvimento da espécie, uma vez que na temperatura de 26° C, os indivíduos apresentaram melhor desempenho (Tabela 6).



Diferente do observado por Stumpf & Greco (2015), que relataram que a temperatura de 31° C influenciou de forma negativa o desenvolvimento de juvenis da Ordem Decapoda *Cherax quadricarinatus*.

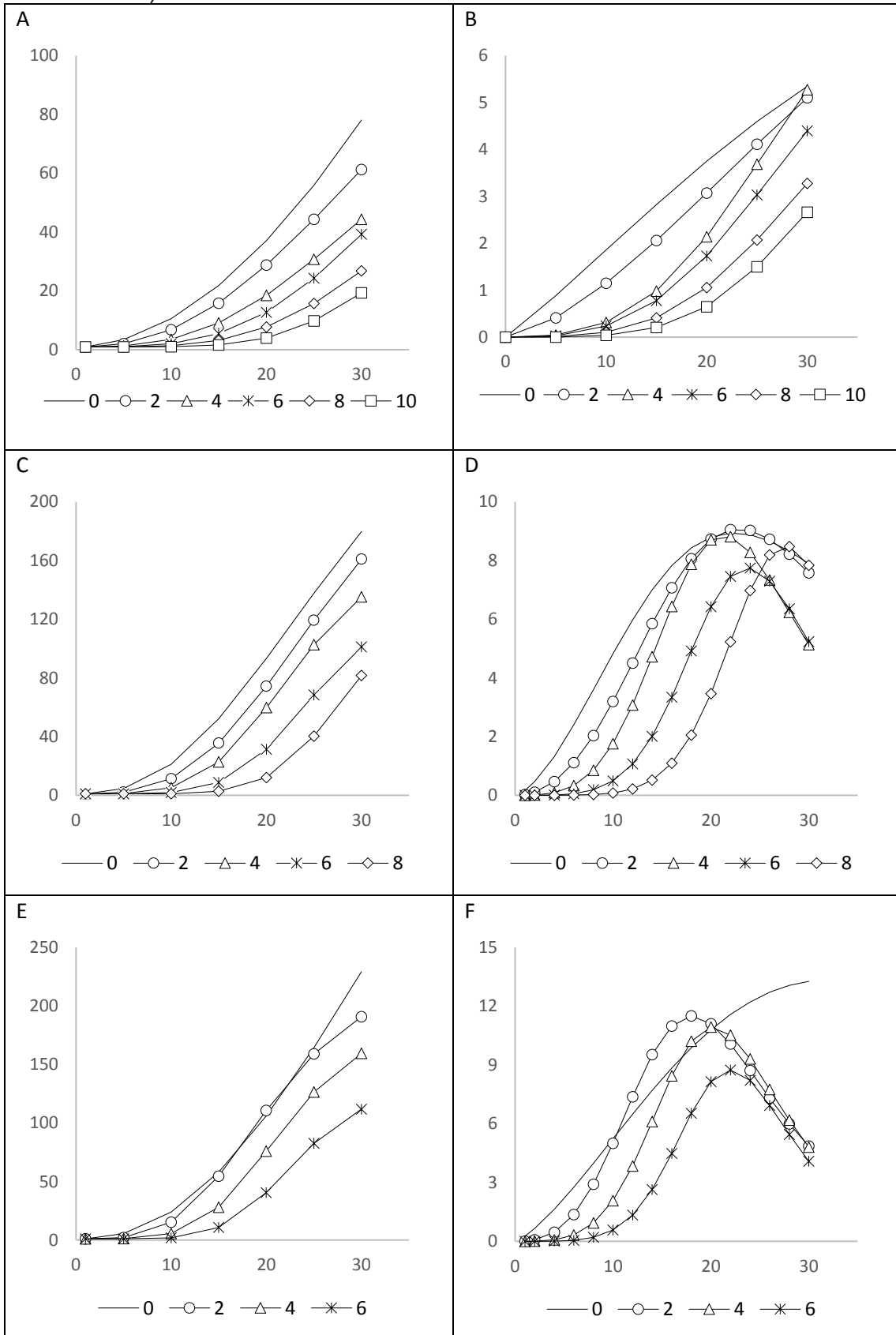
O kinguio já foi descrito como uma espécie que apresenta ampla faixa de tolerância a temperatura (*critical thermal methodology* CTM). Ford & Beitinger (2005) observaram que o kinguio apresenta uma temperatura crítica mínima de 0,3° C e a temperatura crítica máxima de 43,6° C. Devido a esse fato, não foi observado no presente experimento uma influência negativa do desempenho consequente ao aumento da temperatura, como foi observado por Stumpf & Greco (2015) para *Cherax quadricarinatus*.

Na temperatura de 18° C, foi observado que não houve diferença significativa ( $P < 0,05$ ) entre os tratamentos 4 e 6 dias de jejum ( $p = 0,9954$ ) e também entre os tratamentos 8 e 10 dias de jejum ( $p = 0,8670$ ). Provavelmente, essa resposta é resultante do efeito da temperatura sobre o metabolismo das larvas, uma vez que esse comportamento não foi observado nas temperaturas de 22 e 26° C.

Apesar do efeito significativo da temperatura sobre o desenvolvimento das larvas de kinguio (peso e comprimento final) no presente experimento, tal parâmetro de qualidade de água não alterou o metabolismo das larvas a ponto de promover o ganho compensatório total em nenhuma das temperaturas testadas. E assim, observou-se o ganho compensatório parcial em todas as temperaturas durante o período de 30 dias. Provavelmente, a aceleração do metabolismo que causou o deslocamento da curva de ganho de peso diário, concomitante com o aumento da temperatura, também promoveu um aumento no crescimento exponencial das larvas que não foram submetidas ao jejum.

Outro ponto que pode estar relacionado com a não observação do ganho compensatório total, mesmo na temperatura mais elevada testada, é o nível de dano causado pelo jejum aos animais. Com o aumento do metabolismo gerado pelo elevação da temperatura, os danos ao organismo subsequentes ao jejum, como os observados por Gisbert et al. (2004) e citados anteriormente, podem ter sido potencializados.

Figura 1: curva de crescimento e ganho de peso diário para larvas de kingiu mantidas em diferentes temperaturas e em diferentes tempos de jejum (eixo Y = massa (mg) e eixo X = dias).



\* Os gráficos A, C e E representam as curvas de crescimento das larvas nas temperaturas 18, 22 e 26, respectivamente. Os gráficos B, D e F representam o ganho de peso diário das larvas nas mesmas temperaturas.

A aceleração de processos metabólicos correlacionada com o aumento da temperatura já foi mencionada por Tropea et al. (2010), que demonstraram a aceleração da espermatogênese concomitante com o aumento da temperatura para machos de *Cherax quadricarinatus*.

É interessante mencionar que não houve diferença significativa ( $P > 0,05$ ) entre as médias de peso final das larvas submetidas ao tratamento de seis dias de jejum nas temperaturas de 22 e 26° C, no presente experimento. Provavelmente, esse tempo de jejum na temperatura de 26° C causou um dano excessivamente severo às larvas, de modo que limitou o crescimento a ponto de equiparar ao retardo no crescimento causado pelo efeito da temperatura. Tal fato pode ser outro indício que com o aumento da temperatura, a severidade dos danos do jejum é agravada.

Assim como no presente experimento, Stumpf & Greco (2015) também relataram que o crescimento ao longo do período (dado apresentado como taxa de crescimento específico por estes autores) foi influenciado pela temperatura. Mas, diferentemente do observado no presente experimento, esses autores observaram ganho compensatório total ao término do período experimental. Provavelmente, essa diferença no tipo de ganho compensatório ocorreu devido a diferença da espécie, e principalmente, da fase de desenvolvimento dos animais utilizados.

#### 4.3. Sobrevivência e ponto-de-não-retorno

As larvas de kinguio mantidas em privação alimentar apresentaram sinais clínicos típicos a outras espécies que passaram pela mesma experiência, como cabeça voltada para baixo e diminuição das atividades (SHAN et al., 2009; DOU et al., 2005; EHRLICH et al., 1976). Também foi observado que as larvas após passarem do ponto crítico de dano causado pelo estresse do jejum (PNR<sub>50</sub>), mesmo quando ofertado o alimento, não apresentaram reflexo de busca e apreensão do alimento. Uma característica diferente da observada por Lasker et al. (1970) para larvas de *Engraulis mordax*. Mas similar à observada por Blaxter & Hempel (1963) para larvas de *Clupea harengus*.

A variação do tempo a primeira alimentação influenciou diretamente a sobrevivência de larvas de kinguio (Tabela 7). No entanto, a influência do tempo de jejum apresentou resultado diretamente relacionado com a temperatura da água.

Mostrando que, como esperado, a capacidade de suportar o atraso da primeira alimentação é influenciado pela temperatura da água.

Tabela 7: probabilidade de sobrevivência de larvas de kinguio mantidas sobre diferentes períodos de início a alimentação e em diferentes temperaturas (n = 30).

Tratamento		Probabilidade de sobrevivência (%)	Erro padrão
Temperatura °C	Dias de jejum		
18	0	100,00 <sup>A</sup>	N/A
18	2	100,00 <sup>A</sup>	N/A
18	4	100,00 <sup>A</sup>	N/A
18	6	100,00 <sup>A</sup>	N/A
18	8	100,00 <sup>A</sup>	N/A
18	10	86,70 <sup>A</sup>	6,21
22	0	100,00 <sup>A</sup>	N/A
22	2	100,00 <sup>A</sup>	N/A
22	4	96,70 <sup>A</sup>	3,28
22	6	93,30 <sup>A</sup>	4,55
22	8	40,00 <sup>B</sup>	8,94
22	10	0,00 <sup>C</sup>	N/A
26	0	100,00 <sup>A</sup>	N/A
26	2	100,00 <sup>A</sup>	N/A
26	4	100,00 <sup>A</sup>	N/A
26	6	66,70 <sup>B</sup>	8,61
26	8	0,00 <sup>C</sup>	N/A
26	10**	**	**

\* Letras diferentes representam diferença significativa entre os tratamentos (P < 0,05). \*\* Tratamento não realizado

Para a temperatura de 18° C, não houve diferença significativa (P > 0,05) entre os tempos de jejum (Tabela 6). Provavelmente, a esse nível de aceleração do metabolismo causado pela temperatura, os danos causados pelo catabolismo, em consequência do jejum, não são graves o suficiente para interferir na sobrevivência. Dessa maneira, pode-se fazer a inferência que o PNR<sub>50</sub> nessa temperatura esteja acima dos 10 dias de jejum.

Já para a temperatura de 22° C, o retardo da primeira alimentação exógena afetou de forma significativa a sobrevivência das larvas. O atraso de oito dias da alimentação resultou em uma probabilidade de sobrevivência de 40 % (Tabela 6), e por isso, este tempo de jejum foi considerado como PNR<sub>50</sub> nessa temperatura. Sobre essas condições, as mortes começaram a ocorrer no 7° dia de experimento, e o momento onde foi observado mais de 50 % de mortalidade ocorreu no 10° dia de

experimento. Não foi observado mortalidade após o 10° dia de experimento, demonstrando que a fase crítica para larvas mantidas sob regime de privação alimentar nos oito primeiros dias após a abertura da boca ocorre entre o 7° e o 10° dia após a abertura da boca.

Nessa mesma temperatura, o atraso de 10 dias do início a alimentação, causou mortalidade de 100 % (PNR<sub>100</sub>) das larvas (Tabela 6). A primeira morte ocorreu no 7° dia de experimento, e o momento onde foi observado mais de 50 % de mortalidade ocorreu no 10° dia de experimento. A mortalidade total ocorreu no 13° dia de experimento.

Para a temperatura de 26° C, o tratamento de 10 dias de privação a primeira alimentação exógena não foi realizado, uma vez que esse mesmo período de privação alimentar teve como consequência a probabilidade de sobrevivência de 0 % no tratamento a 22° C.

Já o tratamento de oito dias de privação a primeira alimentação exógena, na temperatura de 26° C, causou mortalidade de 100 %, e este tempo de jejum foi considerado como PNR<sub>100</sub>. Nesse tempo de jejum, a primeira morte ocorreu no oitavo dia de experimento. E o ponto onde foi observado 50 % ou mais de mortalidade ocorreu com 10 dias de experimento. Enquanto o PNR<sub>100</sub> ocorreu com 11 dias de experimento.

Nessa mesma temperatura, o tempo de seis dias de jejum causou uma probabilidade de sobrevivência de 66,7 % (Tabela 6), valor significativamente diferente aos observados para os tempos de 0, 2 e 4 dias de jejum inicial. A primeira morte observada das larvas submetidas a seis dias de privação alimentar foi no oitavo dia de experimento, e o pico de mortalidade (cinco mortes em um mesmo dia) foi observado no 10° dia de experimento. A última morte nesse tratamento ocorreu no 11° dia de experimento, demonstrando que o período crítico nessas condições ocorre do 8° ao 11° dia após a abertura da boca.

Como, na temperatura de 26° C, a probabilidade de sobrevivência de seis dias de jejum foi de 66,7 % e a de oito dias de jejum foi de 0 %, o ponto-de-não-retorno (PNR<sub>50</sub>), provavelmente se encontra entre seis e oito dias de privação alimentar inicial.

Os resultados de PNR<sub>50</sub> observados no presente experimento, demonstraram que a temperatura influenciou a resistência das larvas ao jejum inicial. De forma que, o aumento da temperatura reduziu a capacidade de suportar a privação alimentar.

Provavelmente, esse fato está correlacionado com o aumento do metabolismo das larvas provocado com o aumento da temperatura.

Assim como no presente experimento, Dou et al. (2005) também observaram efeito da temperatura na resistência de larvas de peixes ao atraso da primeira alimentação. Tais autores observaram uma relação inversa de inter-dependência da temperatura com a sobrevivência, ou seja, o aumento da temperatura diminui a sobrevivência de larvas de *Paralichthys olivaceus*. Provavelmente, a diferença nos resultados observados por esses autores do presente trabalho, é devido a biologia das espécies.

Shan et al. (2008) demonstraram que as larvas de *Oplegnatus fasciatus* começaram a apresentar os sinais clínicos da inanição a partir de 54 horas após o consumo total do vitelo. E esse ponto foi considerado pelos autores como o momento onde as larvas entraram em estado de inanição irreversível ou ponto-de-não-retorno.

Shan et al. (2009) trabalharam com larvas de *Miichthys miiuy*, e observaram que os animais que foram privados da primeira alimentação, dia-a-dia demonstraram redução da taxa de frequência alimentar quando recebiam a primeira alimentação. Esses autores consideraram, para essa espécie, que o ponto-de-não-retorno devia ser o momento onde as larvas reduziam a taxa de frequência alimentar a menos de 50 %, que foi observado com 6 dias após a eclosão. Fazendo uma correlação da taxa de frequência alimentar com o fato de que, no presente experimento, foi observado que as larvas que entraram no ponto de inanição crítico (PNR<sub>50</sub>) não conseguiam se alimentar mesmo quando ofertado o alimento, o resultado observado por Shan et al. (2009) foi similar ao observado no presente experimento.

Um ponto importante do presente experimento e que deve ser mencionado, foi a individualização das larvas (unidade experimental foi a larva). Em testes preliminares utilizando animais agrupados (onde a unidade experimental foi o aquário), com a mesma espécie, foi observado que o kinguio, durante a fase larval, apresenta característica de canibalismo. E assim, PNR<sub>50</sub> poderia ser alterado, além de que o PNR<sub>100</sub> nunca era observado, uma vez que as larvas vivas se alimentavam das larvas mortas. Para espécies que apresentam essa característica (canibalismo), os experimentos de PNR devem ser realizados individualizando as larvas, e considerando o peixe como a unidade experimental, para que não ocorra influência intra-específica no resultado.

Nikki et al. (2004) trabalharam com *Oncorhynchus mykiss* de forma individualizada, considerando o animal como unidade experimental. Experimentos nesses moldes apresentam resultados com menor grau de variabilidade, pois diminuí as variáveis que influenciam o rendimento do animal, como foi observado no presente experimento. Poucos são os trabalhos publicados sobre jejum e ganho compensatório nesses moldes, e até o momento, nenhum que utilize larvas de peixes foi publicado.

#### 4.4. Parâmetros referentes ao teste de 63 dias de duração

Ao aumentar o período experimental para 63 dias de cultivo (temperatura de 18° C) foi observado que houve ganho compensatório total para o tempo de dois dias de jejum (Tabela 8). Mostrando que os animais, após passarem por um período curto de jejum inicial foram capazes de recuperar, a longo prazo, o peso corporal esperado.

Heide et al. (2006) observaram ganho compensatório parcial para juvenis de *Hippoglossus hippoglossus* submetidos a períodos de privação alimentar e depois realimentados. Os autores mencionaram que a duração do período experimental foi o principal fator para não obtenção do ganho compensatório total. Os dados do presente experimento corroboram com a ideia proposta pelos autores citados, uma vez que os peixes necessitaram de um período maior do que os 30 dias realizado anteriormente (63 dias), para demonstrar o ganho compensatório total.

A preocupação com experimentos de ganho compensatório de longo prazo, se baseia na ideia da mudança da fase de desenvolvimento na qual o animal se encontra. Uma vez que o animal mude a fase que está, a dinâmica de energia é ajustada, e o principal ajuste é a utilização de energia para maturação das gônadas. Quando atingem essa fase, os peixes diminuem seu crescimento, e o animal apresenta um ponto assintótico na curva de crescimento.

No presente experimento esse ponto assintótico não foi observado, uma vez que os juvenis, que não passaram por restrição alimentar, ainda apresentavam crescimento exponencial. E mesmo assim, as larvas submetidas ao período de dois dias de jejum não apresentaram diferença significativa nas variáveis de peso final ( $p = 0,9241$ ) e comprimento final ( $p = 0,9997$ ), caracterizando o ganho compensatório total.

Assim como no presente experimento, Sevgili et al. (2013) observaram ganho compensatório total para *Oncorhynchus mykiss* submetidos a períodos de até duas semanas de restrição alimentar.

Já para o tratamento com 4 dias de jejum, foi observado uma inflexão na curva de ganho de peso diário (Figura 2B), que em determinado ponto do período experimental foi até superior ao ganho de peso diário observado para as larvas que não passaram pela privação alimentar. Mas essa inflexão não resultou em ganho compensatório total. Provavelmente, assim como para os tempos de 6, 8 e 10 dias de jejum, o dano causado às larvas foi demasiadamente severo, e por isso os animais não apresentaram o ganho compensatório total. Apenas apresentaram um incremento no ganho de peso diário consequente aos processos de hiperfagia e crescimento alométrico de alguns órgãos.

Tabela 8: peso final (mg) e comprimento final (mm) de juvenis de kingiuo mantidos em confinamento por 63 dias.

<b>Temperatura 18</b>	<b>Peso final mg</b>	<b>Comprimento final mm</b>
<b>Dias de jejum</b>	<b>(erro padrão)</b>	<b>(erro padrão)</b>
0	307,76 (13,076) <sup>A</sup>	28,0 (0,3) <sup>A</sup>
2	290,23 (12,607) <sup>A</sup>	27,9 (0,3) <sup>A</sup>
4	228,14 (9,7839) <sup>B</sup>	25,8 (0,3) <sup>B</sup>
6	191,47 (9,3025) <sup>B</sup>	24,1 (0,3) <sup>C</sup>
8	144,76 (6,3958) <sup>C</sup>	22,3 (0,3) <sup>D</sup>
10	110,08 (5,2740) <sup>D</sup>	20,8 (0,3) <sup>E</sup>

\* Letras diferentes representam diferença significativa entre os tratamentos (P < 0,05).

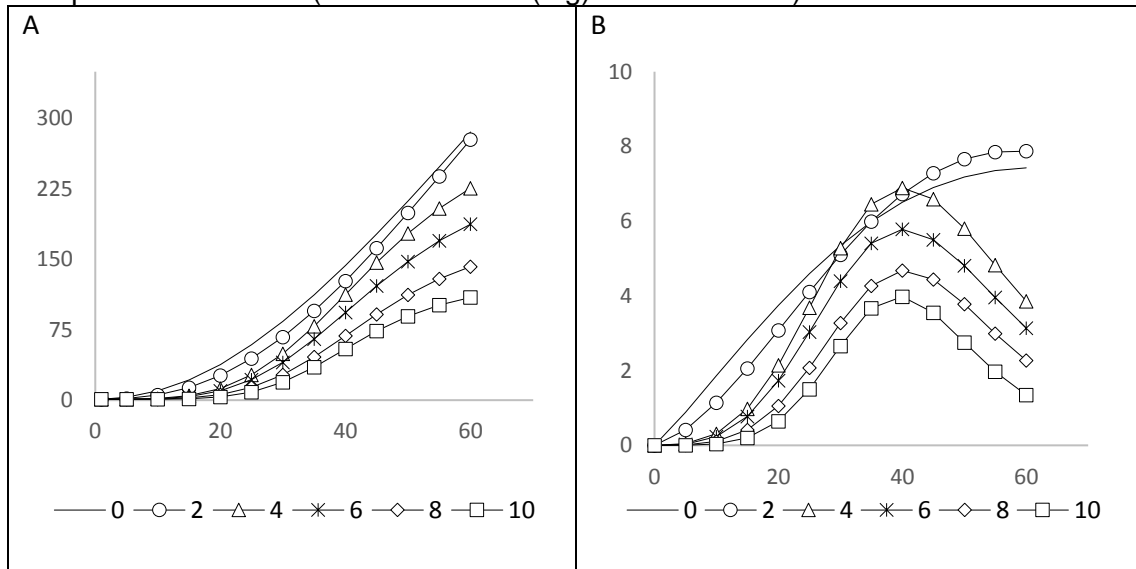
É interessante observar que, ao término do período experimental, os juvenis dos tratamentos de 0 e 2 dias de jejum, ainda estavam em fase exponencial de crescimento (Figura 2A). Enquanto que os juvenis dos tratamentos de 4, 6, 8 e 10 dias de jejum, parecem estar diminuindo o ímpeto no crescimento. Esse fato, somado a não obtenção do ganho compensatório total, indicam que na temperatura de 18° C, jejuns de 4 dias ou mais, causam danos irremediáveis dentro de um período de 60 dias.

A sobrevivência, a longo prazo, não foi influenciada pelo efeito da privação à primeira alimentação (p = 0,88). Os valores médios (%) de probabilidade de sobrevivência e seus respectivos erros padrão, foram: 0 dias de jejum = 90,00 (5,48); 2 dias de jejum = 96,67 (3,28); 4 dias de jejum = 93,33 (4,55); 6 dias de jejum = 96,67 (3,28); 8 dias de jejum = 93,33 (4,55); 10 dias de jejum = 93,33 (4,55).



Com os resultados de sobrevivência, é possível fazer inferências quanto ao estado de saúde dos animais a longo prazo. Ou seja, períodos de até dez dias privação à primeira alimentação exógena não causam danos severos a ponto de aumentar a mortalidade, mesmo em cultivos de sessenta dias.

Figura 2: curva de crescimento (A) e ganho de peso diário (B) de *Carassius auratus* nos primeiros 63 dias de alimentação exógena, submetidos a períodos de jejum na temperatura de 18° C (eixo Y = massa (mg) e eixo X = dias).



Normalmente, experimentos sobre o efeito da privação à primeira alimentação exógena são curtos, pois têm como principal objetivo, descobrir o ponto crítico de inanição (SHAN et al., 2008; DOU et al., 2005). Experimentos sobre efeito do jejum e ganho compensatório mais duradouros, geralmente, são realizados com juvenis (FU et al. 2007; NIKKI et al. 2004). Assim, comparações entre os dados de sobrevivência desse experimento com os existentes na literatura, não são de grande interesse.

## 5. CONCLUSÃO

A privação a primeira alimentação exógena, mesmo que em períodos curtos como o de dois dias, causa problemas no desenvolvimento das larvas do *Carassius auratus* de difícil reversão. Esses danos podem ter como consequência prejuízos aos produtores, tanto diretamente com os decréscimos dos parâmetros zootécnicos, quanto indiretamente com baixa da imunidade e aumento da susceptibilidade a doenças.

Conforme o número de dias de privação a primeira alimentação exógena, as larvas podem atingir o ponto-de-não-retorno (PNR<sub>50</sub>). Para a temperatura de 18° C não foi observado esse período mesmo em privações alimentares de 10 dias, enquanto que para a temperatura de 22° C o PNR<sub>50</sub> foi de 8 dias, e para a temperatura de 26° C o PNR<sub>50</sub> ficou entre 6 e 8 dias de privação a primeira alimentação.

Uma vez que a temperatura não influenciou no grau de ganho compensatório, aumentar a temperatura da água não se mostrou como alternativa interessante em períodos de privação alimentar. Assim, em situações de privação a primeira alimentação exógena, reduzir a temperatura da água é uma alternativa mais interessante, pois aumenta a probabilidade de sobrevivência das larvas.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABI-AYAD, A.; KESTEMONT, P. Comparison of the nutritional status of goldfish (*Carassius auratus*) larvae fed with live, mixed or dry diet. **Aquaculture**, 128, 1994. 163-176.
- ALAMI-DURANTE, H. et al. Effects of environmental temperature on the development of the myotomal white muscle in larval carp (*Cyprinus carpio* L.). **The Journal of Experimental Biology**, 203, 2000. 3675-3688.
- ALI, M.; NICIEZA, A.; WOOTTON, R. J. Compensatory growth in fishes: a response to growth depression. **Fish and Fisheries**, 4, 2003. 147-190.
- ANGILLETTA JR, M. J.; NIEWIAROWSKI, P. H.; NAVAS, C. A. The evolution of thermal physiology in ectotherms. **Journal of Thermal Biology**, 27, 2002. 249-268.
- ARNEY, B. et al. Temperature and food-ration optimization in the hatchery culture of juveniles of the Pacific Geoduck *Panopea generosa*. **Journal of Shellfish Research**, 34 (1), 2015. 39-53.
- AZIM, M. E. et al. A comparison of fertilization, feeding and three periphyton substrates for increasing fish production in freshwater pond aquaculture in Bangladesh. **Aquaculture**, 212, 2002. 227-243.
- BANDYOPADHYAY, P.; SWAIN, S. K.; MISHRA, S. Growth and dietary utilization in goldfish (*Carassius auratus* Linn.) fed diets formulated with various local agro-produces. **Bioresource Technology**, 96, 2005. 731-740.
- BANSEMER, M. S. et al. Age-dependent response of digestive enzyme activities to dietary protein level and water temperature in greenlip abalone (*Haliotis laevigata*). **Aquaculture**, 451, 2016. 451-456.
- BATTLE, H. I. The embryology and larval development of the goldfish (*Carassius auratus* L.) from Lake Erie. **Ohio Journal of Science**, 40 (2), 1940. 82-93.
- BAUQUIER, S. H.; GREENWOOD, J.; WHITTEM, T. Evaluation of the sedative and anaesthetic effects of five different concentrations of alfaxalone in goldfish, *Carassius auratus*. **Aquaculture**, 396-399, 2013. 119-123.
- BAZLUR RAHAMAN, S. M. et al. Induced Breeding, Embryonic and Larval Development of Comet Gold Fish (*Carassius auratus*). **Electronic Journal of Biology**, 7 (2), 2011. 32-39.
- BIFFANI, S. **Influência dos fatores ambientais sobre o crescimento de bovinos da raça nelore e estimativa de parâmetros genéticos pelos métodos de Henderson 3 e REML. 1997.** 121p. Universidade Federal do Ceará, Fortaleza. Dissertação (Mestrado).

BILLARD, R. **Les poissons d'eau douce des rivières de France. Identification, inventaire et répartition des 83 espèces.** Lausanne: Delachaux & Niestlé, 1997. 192 p.

BLASCO, J.; FERNÁNDEZ, J.; GUTIÉRREZ, J. Fasting and refeeding in carp, *Cyprinus carpio* L.: the mobilization of reserves and plasma metabolite and hormone variations. **Journal of Comparative Biology Part B**, 162, 1992. 539-546.

BLAXTER, J. H. S.; HEMPEL, G. The Influence of Egg Size on Herring Larvae (*Clupea harengus* L.). **Journal du Conseil International pour l' Exploration de la Medeterranee.**, 28, 1963. 211-214.

BRODY, S. **Bioenergetics and growth.** New York: Reinhold Publication, 1945, p. 1023.

BOUCHER, M. A.; MCADAM, S. O.; SHRIMPTON, J. M. The effect of temperature and substrate on the growth, development and survival of larval white sturgeon. **Aquaculture**, 430, 2014. 139-148.

BRETT, J. R. **Energetics. In. Physiological Ecology of Pacific Salmon.** Vancouver: UBC Press, 1995. 1-68 p.

CALVO, N. S. et al. Early and late effects of feed restriction on survival, growth and hepatopancreas structure in juvenile of the red claw crayfish *Cherax quadricarinatus*. **Aquaculture**, 319, 2011. 355-362.

CANT, J. P.; MCBIDE, B. W.; CROOM, W. J. The regulation of intestinal metabolism and its impact on whole animal energetics. **Journal Animal Science**, 74, 1996. 2541-2553.

CAREY, H. V. Seasonal changes in mucosal structure and function in ground squirrel intestine. **The American Journal of Physiology**, 259, 1990. 385-392.

CAVALLI, L. et al. Food availability and growth of the brook trout, *Salvelinus fontinalis* (Mitchill), in a French Alpine lake. **Fisheries Management and Ecology**, 4, 1997. 167-177.

CESTAROLI, M. A.; PORTELLA, M. C. Larvicultura de peixes uma abordagem em escala piloto. **Comum. Pesqui. Agropec.**, 12 (2), 1994. 28-29.

CHAPPAZ, R.; OLIVART, G.; BRUN, G. Food availability and growth rate in natural populations of the brown trout (*Salmo trutta*) in Corsican streams. **Hydrobiology**, 331, 1996. 63-69.

CHING, F. F. et al. Effects of delayed first feeding on the survival and growth of tiger grouper, *Epinephelus fuscoguttatus* (Forsskal, 1775), larvae. **Aquaculture Research**, 43, 2012. 303-310.

CINGI, S.; KEINANEN, M.; VUORINEN, P. J. Elevated water temperature impairs fertilization and embryonic development of whitefish (*Coregonus lavaretus*). **Journal of Fish Biology**, 76, 2010. 502-521.

COMPTON, T. J. et al. Thermal tolerance ranges and climate variability: A comparison between bivalves from differing climates. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, 352, 2007. 200-211.

COPP, G. H.; WESLEY, K. J.; VILIZZI, L. Pathways of ornamental and aquarium fish introductions into urban ponds of EppingForest (London, England): the human vector. **Journal of Applied Ichthyology**, 21, 2005. 263-274.

CURRIE, K.-L. et al. Gastrointestinal evacuation time, but not nutrient digestibility, of greenlip abalone, *Haliotis laevis* Donovan, is affected by water temperature and age. **Aquaculture**, 448, 2015. 219-228.

DOU, S. Z. et al. Feeding resumption, morphological changes and mortality during starvation in Japanese flounder larvae. **Journal of Fish Biology**, 60, 2002. 1363-1380.

DOU, S. Z. et al. Effects of temperature and delayed initial feeding on the survival and growth of Japanese flounder larvae. **Journal of Fish Biology**, 66, 2005. 362-377.

EHRlich, K. F.; BLAXTER, J. H. S.; PEMBERTON, R. Morphological and Histological Changes during the Growth and Starvation of Herring and Plaice Larvae. **Marine Biology**, 35, 1976. 105-118.

FANG, et al. An experimental study on the compensatory growth of tongue sole, *Cynoglossus semilaevis* (Günther, 1873), following lower temperature manipulation. **Aquaculture Research**, 45, 2014. 1523–1532.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture**. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2012. 209 p.

FIGUEIREDO-GARUTTI, M. et al. Metabolic changes in *Brycon cephalus* (Teleostei, Characidae) during post-feeding and fasting. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, 132, 2002. 467-476.

FITZHUGH Jr., H. A. Analysis of growth curves and strategies for altering their shape. **Journal of Animal Science**, 42 (4), 1976. 1036-1051.

FORD, T.; BEITINGER, T. L. Temperature tolerance in the goldfish, *Carassius auratus*. **Journal of Thermal Biology**, 30, 2005. 147-152.

FOSSE, P. J. et al. Estratégia de alimentação na sobrevivência e no crescimento de larvas de *Betta splendens* durante a transição alimentar. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 65 (6), 2013. 1801-1807.

FRIMODT, C. **Multilingual illustrated guide to the world's commercial warmwater fish**. Oxford: Fishing News Books, 1995. 215 p.

FRY, F. E. J. Effects of the environmental on animal activity. In: \_\_\_\_\_ **University of Toronto Studies Biological Series**. Toronto: The University of Toronto Press, 1947. Cap. 55.

FU, S. et al. The effects of fasting on the metabolic interaction between digestion and locomotion in juvenile southern catfish (*Silurus meridionalis*). **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.**, 158, 2011. 498-505.

FU, C. et al. Fast-growing transgenic common carp mounting compensatory growth. **Journal of Fish Biology**, 71 (Supplement B), 2007. 174-185.

GADOMSKI, D. M.; PETERSEN, J. H. Effects of food deprivation on the larvae of two flatfishes. **Marine Ecology - Progress Series**, 44, 1988. 103-111.

GAO, Y. et al. Body composition and compensatory growth in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* under different feeding intervals. **Chinese Journal of Oceanology and Limnology**, 33, n. 4, 2015. 945-956.

GARAMI, A. et al. Fasting hypometabolism and refeeding hyperphagia in rats: Effects of capsaicin desensitization of the abdominal vagus. **European Journal of Pharmacology**, 644, 2010. 61-66.

GIATTINA, J. R.; GARTON, R. R. Graphical model of thermoregulatory behaviour by fishes with a new measure of eurithermality. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, 39, 1982.

GISBERT, E.; CONKLIN, D. B.; PIDRAHITA, R. H. Effects of delayed first feeding on the nutritional condition and mortality of California halibut larvae. **Journal of Fish Biology**, 64, 2004. 116-132.

GOTTSCHALL, C. S. Impacto nutricional na produção de carne-curva de crescimento. In: LOBATO, J. F. P.; BARCELLOS, J. O. J.; KESSLER, A. M. **Produção de bovinos de corte**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 1999. p169-192.

GOUVEIA JR., A. et al. Preference of Goldfish (*Carassius auratus*) for Dark Places. **Revista de Etologia**, 7 (2), 2005. 63-66.

GWAK, W. S.; TANAKA, M. Evaluation of starvation status of laboratory reared Japanese flounder *Paralichthys olivaceus* larvae and juveniles based on morphological and histological characteristics. **Fisheries Science**, 65 (3), 1999. 339-346.

HÅKANSON, J. L. Analysis of lipid components for determining the condition of anchovy larvae, *Engraulis mordax*. **Marine Biology**, 102, 1989. 143-151.

HANDERLAND, S. O.; IMSLAND, A. K.; STEFANSSON, S. O. The effect of temperature and fish size on growth, feed intake, food conversion efficiency and

stomach evacuation rate of Atlantic salmon post-smolts. **Aquaculture**, 283, 2008. 36-42.

HAYWARD, R. S.; NOLTIE, D. B.; WANG, N. Use of compensatory growth to double hybrid sunfish growth rates. **Transactions of the American Fisheries Society**, 126, 1997. 316-322.

HEIDE, A. et al. Compensatory growth and fillet crude composition in juvenile Atlantic halibut: Effects of short term starvation periods and subsequent feeding. **Aquaculture**, 261, 2006. 109-117.

HELVIK, J. V. **The fish larva: a transitional life form, the foundation for aquaculture and fisheries**. Oslo: The Research Council of Norway, 2009.

HJORT, J. **Fluctuations in the great fisheries of northern Europe viewed in the light of biological research**. [S.l.]: Rapports Et Proces-Verbaux De La Commission Internationale Pour L'exploration Scientifique De La Mer, v. 20 (1), 1914. 228 p.

HOLMBERG, A. et al. Effects of digestive status on the reptilian gut. **Comparative biochemistry and physiology Part A**, 133, 2002. 499-518.

HOLME, M. et al. Effects of starvation and feeding on lipid class and fatty acid profile of late stage mud crab, *Scylla serrata*, larvae. **Journal of The World Aquaculture Society**, 40, n. 4, 2009. 493-504.

HOSTINS, B. et al. Effect of temperature on nursery and compensatory growth to pink shrimp *Farfantepenaeus brasiliensis* reared in a super-intensive biofloc system. **Aquaculture engineering**, 66, 2015. 62-67.

HUANG, G. et al. Compensatory growth of juvenile brown flounder *Paralichtchys olivaceus* (Temminck & Schlegel) following thermal manipulation. **Journal of Fish Biology**, 72, 2008. 2534-2542.

IMANPOOR, M. R.; ENAYAT GHOLAMPOUR, T.; ZOLFAGHARI, M. Effect of Light and Music on Growth Performance and Survival Rate of Goldfish (*Carassius auratus*). **Iranian Journal of Fisheries Sciences**, 10(4), 2011. 641-653.

JELKIĆ, D. et al. Rearing carp larvae (*Cyprinus carpio*) in closed recirculatory system (RAS). **Croatian Journal of Fisheries**, 70 (1), 2012. 9-17.

JEZIERSKA, B.; HAZEL, J. R.; GERKING, S. D. Lipid mobilization during starvation in the rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson, with attention to fatty acids. **Journal of Fish Biology**, 21, 1982. 681-692.

JOAQUIM, S. et al. The effect of density in larval rearing of the pullet carpet shell *Venerupis corrugata* (Gmelin, 1791) in a recirculating aquaculture system. **Aquaculture Research**, 2014. 1-12.

- JOMORI, R. K. et al. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) juveniles reared in ponds or at different initial larviculture periods indoors. **Aquaculture**, 221, 2003. 277-287.
- KAILASAM, M. et al. Effect of delayed initial feeding on growth and survival of Asian sea bass *Lates calcarifer* (Bloch) larvae. **Aquaculture**, 271, 2007. 298-306.
- KAPLAN, E. L.; MEIER, P. Nonparametric estimation from incomplete observations. **Journal of the American Statistical Association**, 53 (282), 1958. 457-481.
- KAPOOR, B. G. **Feeding and Digestive Functions in Fishes**. New Hampshire: Science Publisher, 2008. p. 227-279.
- KELSCH, S. W. Temperature selection and performance by bluegills: evidence for selection in response to available power. **Transaction of the American Fisheries Society**, 125, 1996. 948-955.
- KESTEMONT, P. Influence of feed supply, temperature and body size on the growth of goldfish *Carassius auratus* larvae. **Aquaculture**, 136, 1995. 341-349.
- KOJIMA, J. T. **Ponto-de-não-retorno e períodos de restrição alimentar nos parâmetros zootécnicos e no desenvolvimento muscular de larvas de pacu**. Jaboticabal: [s.n.], 2012.
- KONG, X. et al. Effects of copper exposure on the hatching status and antioxidant defense at different development stages of embryos and larvae of goldfish *Carassius auratus*. **Chemosphere**, 92, 2013. 1458-1464.
- KORWIN-KOSSAKOWSKI, M. The influence of temperature during the embryonic period on larval growth and development in carp, *Cyprinus carpio* L., and grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val.): Theoretical and practical aspects. **Archives of Polish Fisheries**, 16 (3), 2008. 231-314.
- KOTTELAT, M.; FREYHOF, J. **Handbook of European Freshwater Fishes**. Berlin: Publications Kottelat, Cornol and Freyhof, 2007. 646 p.
- LASKER, R. et al. Feeding, growth, and survival of *Engraulis mordax* larvae reared in the laboratory. **Marine Biology**, 5, 1970. 345-353.
- LELEK, A. **The freshwater fishes of Europe. Threatened fishes of Europe**. Wiesbaden: AULA-Verlag, 1987.
- LIEW, H. J. et al. Fasting goldfish, *Carassius auratus*, and common carp, *Cyprinus carpio*, use different metabolic strategies when swimming. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**, 163, 2012. 327-335.
- LIGNOT, J.-H.; HELMSTETTER, C.; SECOR, S. M. Postprandial morphological response of the intestinal epithelium of the Burmese python (*Python molurus*). **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, 141, 2005. 280-291.



LIKNES, E. T.; GUGLIELMO, C. G.; SWANSON, D. L. Phenotypic flexibility in passerine birds: Seasonal variation in fuel storage, mobilization and transport. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.**, 174, 2014. 1-10.

LIKNES, E. T.; SWANSON, D. L. Phenotypic flexibility of body composition associated with seasonal acclimatization in passerine birds. **Journal of Thermal Biology**, 36, 2011. 363-370.

LIU, B. et al. Effects of different weaning strategies on survival and growth in Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris* Günther) larvae. **Aquaculture**, 364-365, 2012. 13-18.

LÓPEZ, S. et al. A generalized Michaelis-Menten equation for the analysis of growth. **Journal of Animal Science**, 78, 2000. 1816–1828.

LORENZONI, M. et al. Fishery biology of the goldfish *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) in Lake Trasimeno (Umbria, Italy). **Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems**, 396 (1), 2010. 1-13.

LOVE, R. M. **The Chemical Biology of Fishes**. New York: Academic Press, 1970.

LUSHCHAK, V. I. et al. Hyperoxia results in transient oxidative stress and an adaptative response by antioxidant enzymes in goldfish tissues. **The International Journal of Biochemistry & Cell Biology**, 37, 2005. 1670-1680.

LUZ, R. K. et al. Growth, food intake regulation and metabolic adaptations in goldfish (*Carassius auratus*) exposed to different salinities. **Aquaculture**, 276, 2008. 171-178.

MACHADO, C. R. et al. Effects of Starvation, Refeeding, and Insulin on Energy-Linked Metabolic Processes in Catfish (*Rhamdia hilarii*) Adapted to a Carbohydrate-Rich Diet. **General and Comparative Endocrinology**, 71, 1988. 429-437.

MAN, S. H.; HODGKISS. **Hong Kong freshwater fishes**. Hong Kong: Urban Council, Wishing Printing Company, 1981. 75 p.

MC GURK, M. D. Effects of delayed feeding and temperature on the age of irreversible starvation and on the rates of growth and mortality of Pacific herring larvae. **Marine Biology**, 84, 1984. 13-26.

MCCAULEY, R. W.; CASSELMAN, J. M. The final preferendum as an index of optimum growth in fish. **Proceedings of the World Symposium of Aquaculture in heated Effluents and Recirculations Systems**, 11, 1981. 81-93.

MINER, B. G. et al. Ecological consequences of phenotypic plasticity. **TRENDS in Ecology and Evolution.**, 12, n. 12, 2005. 685-692.

MOOKERJI, N.; RAO, R. Rates of yolk utilization and effects of delayed initial feeding in the larvae of the freshwater fishes rohu and singhi. **Aquaculture International**, 7, 1999. 45-56.

MORALES, A. E. et al. Oxidative stress and antioxidant defenses after prolonged starvation in *Dentex dentex* liver. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part C.**, 139, 2004. 153-161.

MORSHEDI, V. et al. Compensatory growth in sub-yearling Siberian sturgeon, *Acipenser baerii* Brandt, 1869: Effects of starvation and refeeding on growth, feed utilization and body composition. **Journal of Applied Ichthyology**, 29, 2013. 978-983.

MOTTA, J. H. S. **DESENVOLVIMENTO DE PROTOCOLO PARA LARVICULTURA DA CARPA ORNAMENTAL *Cyprinus carpio* EM SISTEMA DE RECIRCULAÇÃO DE ÁGUA.** Campos dos Goytacazes: Dissertação Mestrado CCTA/UENF, 2015. 85 p.

NAKATANI, H. K. et al. **Ovos e larvas de peixes de água doce:** desenvolvimento e manual de identificação. Maringá: EDUEM, 2001. 378 p.

NAVARRO, I.; GUTIÉRREZ, J. **Biochemistry and molecular biology of fishes.** [S.l.]: Elsevier, v. 4, 1995.

NAYA, D. E. et al. The effect of short- and long-term fasting on digestive and metabolic flexibility in the Andean toad, *Bufo spinulosus*. **The Journal of Experimental Biology.**, 212, 2009. 2167-2175.

NIKKI, J. et al. Compensatory growth in juvenile rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), held individually., 235, 2004. 285-296.

ORIZAOLA, G.; DAHL, E.; LAURILA, A. Compensatory growth strategies are affected by the strength of environmental time constraints in anuran larvae. **Oecologia**, 174, 2014. 131-137.

PANG, X.; CAO, Z.-D.; FU, S.-J. The effects of temperature on metabolic interaction between digestion and locomotion in juveniles of three cyprinid fish (*Carassius auratus*, *Cyprinus carpio* and *Spinibarbus sinensis*). **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**, 159, 2011. 253-260.

PERES, H.; SANTOS, S.; OLIVA-TELES, A. Lack of compensatory growth response in gilthead seabream (*Sparus aurata*) juvenile following starvation and subsequent refeeding. **Aquaculture**, 318, 2011. 384-388.

PÉREZ, E.; DÍAZ, F.; ESPINA, S. Thermoregulatory behavior and critical thermal limits of the angelfish (*Pterophyllum scalare*). **Journal of Thermal Biology**, 28, 2003. 531-537.

- PÉREZ, E.; DÍAZ, F.; ESPINA, S. Thermoregulatory behaviour and critical thermal limits of the angelfish *Pterophyllum scalare* (Lichtenstein) (Pisces: Cichlidae). **Journal of Thermal Biology**, 28, 2003. 531-537.
- PÉREZ-JIMÉNEZ, A. et al. Metabolic adjustments of *Dentex dentex* to prolonged starvation and refeeding. **Fish Physiology and Biochemistry**, 38, 2012. 1145-1157.
- PICHA, M. E. et al. Overcompensation of circulating and local insulin-like growth factor-1 during catch-up growth in hybrid striped bass (*Morone chrysops* x *Morone saxatilis*) following temperature and feeding manipulations. **Aquaculture**, 428-429, 2014. 174-183.
- PORTELLA, M. C. et al. Larval development of indigenous South American freshwater fish species, with particular reference to pacu (*Piaractus mesopotamicus*): A review. **Aquaculture**, 432, 2014. 402-417.
- PORTELLA, M. C.; DABROWSKI, K. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J. E. P.; BUREAU, D.;
- PRADHAN, P. K. et al. Effects of different weaning strategies on survival, growth and digestive system development in buffer catfish *Ompok bimaculatus* (Bloch) larvae. **Aquaculture**, 424-425, 2014. 120-130.
- PURCHASE, C. F.; BROWN, J. A. Stock-specific changes in growth rates, food conversion efficiencies, and energy allocation in response to temperature change in juvenile Atlantic cod. **Journal of Fish Biology**, 58, 2001. 36-52.
- RADAEL, M. C. et al. Effect of temperature on embryonic development of *Melanotaenia boesemani* (Allen and Cross, 1982). **Zygote**, 2015. 1-9.
- RANA, K. J. Influence of incubation temperature on *Oreochromis niloticus* (L.) eggs and fry I. Gross embryology, temperature tolerance and rates of embryonic development. **Aquaculture**, 87, 1990. 165-181.
- REMA, P.; GOUVEIA, A. Growth and survival of goldfish (*Carassius auratus*) larvae reared at different densities. **Journal of Animal and Veterinary Advances**, 4 (2), 2005. 274-275.
- REMA, P.; MARTINS, J. Crescimento e sobrevivência de larvas de peixe vermelho (*Carassius auratus*) alimentadas com microdietas comerciais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 61 (3), 2009. 714-720.
- REMEN, M. et al. Effect of temperature on the metabolism, behaviour and oxygen requirements of *Sparus aurata*. **Aquaculture Environment Interactions**, 7, 2015. 115-123.

RIOS, F. S. et al. Changes in gut gross morphology of traíra *Hoplias malabaricus* (Teleostei, Erythrinidae) during long-term starvation and after refeeding. **Brazilian Journal of Biology**, 64 (3B), 2004. 683-689.

SAINZ, R. D.; DE LA TORRE, F.; OLTJEN, J. W. Compensatory Growth and Carcass Quality in Growth-Restricted and Refed Beef Steers. **Journal of Animal Science**, 73, 1995. 2971-2979.

SCHMIDT, J. Breeding places and migration of the eel. **Nature.**, 111, 1923. 51-54.

SCHWARZ, F. J.; PLANK, J.; KIRCHGESSNER, M. Effects of protein or energy restriction with subsequent realimentation on performance parameters of carp (*Cyprinus carpio* L.). **Aquaculture**, 48, 1985. 23-33.

SECOR, S. M. Physiological responses to feeding, fasting and estivation for anurans. **The Journal of Experimental Biology**, 208, 2005. 2595-2608.

SECOR, S. M.; STEIN, E. D.; DIAMOND, J. Rapid upregulation of snake intestine in response to feeding: a new model of intestinal adaptation. **American Journal Physiology**, 29, 1994. G695-G705.

SEVGILI, H. et al. Compensatory growth following various time lengths of restricted feeding in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) under summer conditions. **Journal of Applied Ichthyology**, 29, 2013. 1330-1336.

SHAN, X.; QUAN, H.; DOU, S. Effects of delayed first feeding on growth and survival of rock bream *Oplegnathus fasciatus* larvae. **Aquaculture**, 277, 2008. 14-23.

SHAN, X.-J. et al. Feeding, morphological changes and allometric growth during starvation in miiuy croaker larvae. **Environmental Biology of Fishes**, 86, 2009. 121-130.

SHENG, J. et al. Effect of starvation on the initiation of feeding, growth and survival rate of juvenile seahorse, *Hippocampus trimaculatus* Leach and *Hippocampus kuda* Bleeker, 271, 2007. 469-478.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H. et al. Effect of fertilization in water quality and zooplankton community in open plankton-culture ponds. **Bioscience Journal**, 25 (3), 2009. 172-180.

SOENGAS, J. L. et al. Food deprivation and refeeding in Atlantic salmon, *Salmo salar*: effects on brain and liver carbohydrates and ketone bodies metabolism. **Fish Physiology and Biochemistry**, 15, n. 6, 1996. 491-511.

SPRINGATE, J. R. C.; BROMAGE, N. R. EFFECTS OF EGG SIZE ON EARLY GROWTH AND SURVIVAL IN RAINBOW TROUT (*SALMO GAITCDNERI* RICHARDSON). **Aquaculture**, 47, 1985. 163-172.

STARCK, J. M.; BEESE, K. Structural flexibility of the intestine of Burmese python in response to feeding. **Journal of Experimental Biology**, 204, 2001. 325-335.

STUMPF, L.; GRECO, L. S. L. Compensatory Growth in Juveniles of Freshwater Redclaw Crayfish *Cherax quadricarinatus* Reared at Three Different Temperatures: Hyperphagia and Food Efficiency as Primary Mechanisms. **Plos one**, 10(9): e0139372, doi: 10.1371. 2015. 1-19.

SUN, X.; LI, Q. Effects of delayed first feeding on larval growth, survival and development of the sea cucumber *Apostichopus japonicus* (Holothuroidea). **Aquaculture Research**, 45, 2014. 278-288.

TELETCHEA, F. et al. Comparative analyses of reproductive traits in 65 freshwater fish species: application to the domestication of new fish species. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, 19, 2009. 403-430.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Ingestão de ração e comportamento de larvas de pacu em resposta a estímulos químicos e visuais. **Revista Brasileira de Zootecnia**, 35, 2006. 1887-1892.

TIAN, X.; QIN, J. G. A single phase of food deprivation provoked compensatory growth in barramundi *Lates calcarifer*. **Aquaculture**, 224, 2003. 169-179.

TROPEA, C.; PIAZZA, Y.; GRECO, L. S. L. Effect of long-term exposure to high temperature on survival, growth and reproductive parameters of the "redclaw" crayfish *Cherax quadricarinatus*. **Aquaculture**, 302, 2010. 49-56.

TÜRKMEN, S. et al. Compensatory growth response of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) under cycled starvation and restricted feeding rate. **Aquaculture Research**, 43, 2012. 1643-1650.

URBINATI, E. C.; SARMIENTO, S. J.; TAKAHASHI, L. S. Short-term cycles of feed deprivation and refeeding promote full compensatory growth in the Amazon fish matrinxã (*Brycon amazonicus*). **Aquaculture**, 433, 2014. 430-433.

VAN DIJK, P. L. M.; HARDEWIG, I.; HÖLKER, F. Energy reserves during food deprivation and compensatory growth in juvenile roach: the importance of season and temperature. **Journal of Fish Biology**, 66, 2005. 167-181.

VOLODYMYR, I. L. & BAGNYUKOVA, T. V. Temperature increase results in oxidative stress in goldfish tissues. 1 Indices of oxidative stress. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part C**, 143, 2006. 30 - 35.

WANG, G. et al. Effect of C/N ratio on water quality in zero-water exchange tanks and the biofloc supplementation in feed on the growth performance of crucian carp, *Carassius auratus*. **Aquaculture**, 443, 2015. 98-104.

- WANG, T.; HUNG, C. C. Y.; RANDALL, D. J. The comparative physiology of food deprivation: from feast to famine. **Annual Review of Physiology**, 68, 2006. 223-251.
- WANG, W. Culture and Enhancement of Fishes. Beijing: China Agriculture Press, v. 267-275, 2000.
- WANG, Y. et al. Compensatory growth in hybrid tilapia, *Oreochromis mossambicus* x *O. niloticus*, reared in seawater. **Aquaculture**, 189, 2000. 101-108.
- WANG, Y. et al. Effects of the timing of initial feeding on growth and survival of loach (*Misgurnus anguillicaudatus*) larvae. **Aquaculture International**, 18, 2010. 135-148.
- WEBER, T. E.; BOSWORTH, B. G. Effect of 28 day exposure to cold temperature or feed restriction on growth, body composition, and expression of genes related to muscle growth and metabolism in channel catfish. **Aquaculture**, 246, 2005. 483-492.
- WON, E. T.; BORSKI, R. J. Endocrine regulation of compensatory growth in fish. **Frontiers in Endocrinology**, 4 (74), 2013. 1-13.
- XIWU, Y. et al. Effects of starvation on larval growth, survival, and metamorphosis of Manila clam *Ruditapes philippinarum*. **Acta Ecologia Sinica**, 29, 2009. 327-334.
- YAMAMOTO, K.; NAGAHAMA, Y.; YAMAZAKI, F. A method to induce artificial spawning of goldfish all through the year. **Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries**, 32 (12), 1966. 977-983.
- YENGGOKPAM, S. et al. Compensatory growth, feed intake and body composition of *Labeo rohita* fingerlings following feed deprivation. **Aquaculture Nutrition**, 20, 2014.
- ZAMMIT, V. A.; NEWSHOLME, E. A. Activities of Enzymes of Fat and Ketone-Body Metabolism and Effects of Starvation on Blood Concentrations of Glucose and Fat Fuels in Teleost and Elasmobranch Fish. **Biochemical Journal**, 184, 1979. 313-322.
- ZENG, L. et al. The effects of starvation on digestive tract function and structure in juvenile southern catfish (*Silurus meridionalis* Chen). **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**, 162, 2012. 200-211.
- ZHANG, P. et al. Starvation resistance and metabolic response to food deprivation and recovery feeding in *Fenneropenaeus chinensis* juveniles. **Aquaculture International**, 17, 2009. 159-172.
- ZHU, K. et al. Molecular characterization and expression patterns of myogenin in compensatory growth of *Megalobrama amblycephala*. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B**, 170, 2014. 10-17.
- ZHU, X. et al. Comparison of compensatory growth responses of juvenile three-spined stickleback and minnow following similar food deprivation protocols. **Journal of Fish Biology**, 58, 2001. 1149-1165.

ZHU, X. et al. Compensatoy growth in the Chinese longsnout catfish, *Leiocassis longirostris* following feed deprivation: Temporal patterns in growth, nutrient deposition, feed intake and body composition. **Aquaculture**, 248, 2005. 307-314.