



JUAN ZAMORA SILLERO

**EFEITO DA INCORPORAÇÃO DE NÍVEIS CRESCENTES DE DEXTRINA NA
DIETA SOBRE O CRESCIMENTO E PARÂMETROS METABÓLICOS DA
TAINHA (*Mugil liza* Valenciennes 1836, Mugilidae)**

FURG
RIO GRANDE, RS
2013

JUAN ZAMORA SILLERO

Efeito da incorporação de níveis crescentes de dextrina na dieta sobre o crescimento e parâmetros metabólicos da tainha (*Mugil liza valenciennes 1836, mugilidae*)

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do grau de mestre em Aquicultura no Programa de Pós Graduação em Aquicultura da Universidade Federal do Rio Grande

Orientador: Dr. Marcelo B. Tesser

Rio Grande, RS, Brasil

Março, 2013

*Enseñarás a volar,
pero no volarán tu vuelo.
Enseñarás a soñar,
pero no soñarán tu sueño.
Enseñarás a vivir,
pero no vivirán tu vida.
Sin embargo...
en cada vuelo,
en cada vida,
en cada sueño,
perdurará siempre la huella
del camino enseñado.*

Agnes Gonxha Bojaxhiu

A mis padres Elías y
Lucía

Agradecimentos

Primeiramente, agradecer a meu orientador Prof. Dr. Marcelo B. Tesser pelo apoio, trabalho e pela paciência (ou a falta dela!) que me fez melhorar profissionalmente, e o que é mais importante, crescer como pessoa.

Agradecer aos Professores Dr. José M. Monserrat e Dr. Luís A. Romano pelo apoio no trabalho e paciência escutando os meus intermináveis (e ilustrativos) papos sobre Sevilha, mas como escreveu Antonio Gala, “*O pior não é que os sevilhanos achem que moram na cidade mais bonita do mundo, o pior é que tal vez eles tem razão*”.

Ao Instituto de Ciências Biológicas (ICB) e o Laboratório de Tecnologia de Alimentos (LTA) por disponibilizar a estrutura e materiais para este trabalho.

Ao Brasil por ter me acolhido e concedido esta oportunidade. Ao CNPq pelo apoio financeiro.

A todo o curso de Pós-graduação em Aquicultura (docentes, alunos, funcionários...). Aos amigos que eu fiz no Brasil (não conseguiria nomear todos) e aos que vieram da Espanha.

A mis amigos Pure Malt!

A minha família, mi padre, mi madre, Elías, Irina, tita Maripaz, tita Marimar, Emilio, Gloria... No tengo palabras para agradecer. Cada escalón, cada paso que doy en la vida os pertenece a vosotros.

E Isabel... Como posso te agradecer ter chegado na minha vida? O dia que te conheci todo mudou. Que palavras posso escrever que descrevam a minha felicidade de acordar todos os dias ao teu lado? Obrigado por acreditar em mim mais do que eu mesmo. Obrigado pela tua alma que fala através dos teus olhos, obrigado por teus olhos que beijam.

Resumo

Foram avaliados os efeitos da inclusão de níveis crescentes de dextrina sobre os crescimento, parâmetros químicos do sangue e glicogênio e triglicerídeos hepáticos na dieta da tainha *Mugil liza*. As dietas foram formuladas para ser isonitrogenadas (350 g kg⁻¹) e isolipídicas (6 g kg⁻¹) com níveis crescentes de dextrina (D150: 150 g kg⁻¹; D200: 200 g kg⁻¹; D250: 250 g kg⁻¹; D300: 300 g kg⁻¹; D350 350 g kg⁻¹). As dietas experimentais foram oferecidas ate saciedade aparente 4 vezes por dia, durante 34 dias. Cada tratamento foi testado em triplicata com 9 peixes por tanque (peso inicial 4,69 ± 0,31 g), sendo cada unidade composta por um tanque de fibra contendo 50L de agua salgada. Os parâmetros de crescimento e a composição corporal das tainhas não mostraram diferenças significativas (P>0,05) entre os diferentes tratamentos. A concentração de glicose no plasma diminuiu (P<0,05) quando o nível de dextrina aumentou de D250 a D300, mas recuperou os valores prévios (em referencia a D150) quando os peixes foram alimentados com D350. A hemoglobina glicosilada, proteínas, triglicerídeos e colesterol do plasma não mostraram diferencias significativas (P>0.05) entre os tratamentos. O glicogênio hepático mostrou uma máxima concentração no tratamento D250, seguido de D350, D200, D300 e D150 (P<0.05). A concentração de triglicerídeos hepáticos aumentou (P<0.05) nos tratamentos D300 e D350 quando comparados ao D200. Concluindo, os juvenis de *Mugil liza* podem ser alimentados com ate 35% de dextrina na dieta sem efeitos deletérios no crescimento, bioquímica do plasma e glicogênio e triglicerídeos hepáticos.

Palavras chave: carboidratos, nutrição, hemoglobina glicada, parâmetros hepáticos, parâmetros sanguíneos.

Abstract

The effects of increasing levels of dietary dextrin on growth performance, body composition, blood chemistry and hepatic triglycerides and glycogen were evaluated for juvenile Lebranche mullet, *Mugil liza*. Diets were formulated to be isonitrogenous (350 g kg⁻¹) and isolipidic (6 g kg⁻¹) with increasing dextrin levels (D150: 150 g kg⁻¹; D200: 200 g kg⁻¹; D250: 250 g kg⁻¹; D300: 300 g kg⁻¹; D350: 350 g kg⁻¹). The experimental diets were offered to the fish for 34 d, 4 times per day, until apparent satiation. Each treatment was tested in triplicate, with 9 fish per tank (mean weight 4.69 ± 0.31 g). Fish were reared in a recirculating aquatic system with 15 fibreglass tanks containing 50 L of saltwater. The growth parameters and the body composition of the mullets were not significantly affected (P>0.05) by the dietary treatments. Plasma glucose concentration declined (P<0.05) when dietary carbohydrates increased from D250 to D300 but recovered to the previous values (in reference to D150 and D200) when fish were fed with D350. Glycated haemoglobin, plasma proteins, triglycerides and cholesterol did not show any significant differences among these treatments. Hepatic glycogen reached a maximum in treatment D250, followed by D350, D200 and D300, with the lowest concentration of liver glycogen found in D150 (P<0.05). The concentration of liver triglycerides showed an increase (P<0.05) in treatments D300 and D350 compared with D200. In conclusion, *Mugil liza* juveniles can be fed up to 35% of dietary dextrin without deleterious effects on their growth or plasma biochemistry and hepatic glycogen and triglycerides.

Keywords: Carbohydrates, nutrition, blood parameters, glycated haemoglobin, hepatic parameters.

Sumário

1. Introdução geral	
1.1. <i>Mugil liza</i>	1
1.2. Relação Proteína-Energia.....	4
1.3. Carboidratos.....	5
1.4.1 Digestão.....	7
1.4.2 Absorção.....	9
1.4.3 Homeostasia da glicose.....	10
2. Objetivos	
2.1. Objetivo geral.....	11
2.2. Objetivos específicos.....	11
Referencias bibliográficas.....	12
CAPITULO ÚNICO.....	21
Effect of dietary dextrin levels on the growth performance, blood chemistry, body composition and hepatic triglicerides and glycogen of Lebranche mullet juveniles (<i>Mugil liza Valenciennes 1836, Mugilidae</i>)	
Summary.....	23
Introduction.....	24
Materials and methods.....	26
Results.....	34
Discussion.....	40
Acknowledgements.....	43
References.....	44
3. Conclusões	
4. Considerações finais	

1. INTRODUÇÃO GERAL

1.1 *Mugil liza*

Os peixes da família Mugilidae (Ordem Perciformes, Subclasse Actinopterygii), mais popularmente conhecidos no Brasil como “tainhas” ou “paratis”, compreendem uma família de peixes de grande importância econômica que abundam em águas tropicais e subtropicais de todo o mundo com maior ocorrência nas áreas costeiras e estuarinas (Menezes 1983).

A identificação e distribuição dos Mugilídeos na costa de América do Sul vem provocando controvérsia nos últimos anos. Menezes e Figueredo (1985) identificaram sete espécies de Mugilídeos na costa brasileira (*M. liza*, *M. curema*, *M. gaimardianus*, *M. incilis*, *M. curvidens*, *M. trichodon* e *M. platanus*), cinco a mais do que as popularmente conhecidas como tainhas (*M. Liza* e *M. platanus*). Porém, estudos recentes (Fraga et al. 2007, Heras et al. 2009, Menezes et al. 2010) mostram que *M. liza* deve ser considerado sinonímia sênior de *M. platanus*.

A tainha *Mugil liza* é uma espécie diádroma, preferencialmente catádroma, com desova no mar aberto, podendo atingir até 1 metro de comprimento e de 6 a 8 kg de peso vivo. Os juvenis deslocam-se obrigatoriamente em áreas estuarinas e lagunares ricas em alimento até atingir a fase adulta na qual migram para águas costeiras onde passam parte do seu ciclo de vida para a maturação (Menezes e Figueredo 1985).

O hábito alimentar varia durante o desenvolvimento ontogenético do animal. Quando larvas alimentam-se de zooplâncton e quando atingem a etapa adulta, adquirem hábito alimentar iliófago (Vieira 1991). Oliveira e Soares (1996) relatam que o alimento da espécie está constituído basicamente de algas bacilariofíceas e detritos e que a dieta entre juvenis e adultos de *M. liza* apresentam diferenças sazonais na representatividade de alguns itens alimentares como cianobactérias, bivalves e copépodos, entre outros. Paralelamente, Galvão *et al* (1997a, 1997b) estudaram o desenvolvimento do sistema digestório da tainha (*M. liza*) durante as fases larval e juvenil, observando que a atividade proteolítica é reduzida, o que dificulta a substituição de alimento vivo por dietas artificiais. Sugerem

ainda, como consideração final, a necessidade de desenvolvimento de dietas com proteínas previamente hidrolisadas ou aminoácidos livres.

Diversos estudos têm sido desenvolvidos com o fim de esclarecer a biologia reprodutiva desta espécie. Os dados obtidos por Albieri e Araújo (2010) ao coletar espécimes na baía de Sepetiba (Rio de Janeiro, Brasil) sugerem a época de desova principalmente entre os meses de maio e agosto. Os machos e fêmeas atingem a maturidade sexual com tamanho de 550 e 570 mm (LT) respectivamente. No mesmo trabalho os autores afirmam que a tainha possui desenvolvimento sincrônico e pode ser considerada espécie que faz uma única desova total. Na baía de Paranaguá (Paraná, Brasil) a espécie apresenta período reprodutivo entre maio e outubro, com picos entre agosto e setembro (Esper et al. 2001).

A costa Sul do Brasil, em particular a Lagoa dos Patos (Rio Grande do Sul), é uma das áreas mais produtivas do país para a pesca da tainha que a tainha, que junto com o camarão rosa (*Farfantepenaeus paulensis*), sustentam a atividade econômica da pesca artesanal nesta região (Reis & D’Incao 2000).

Os exemplares de tainha são capturados principalmente na época de migração reprodutiva entre maio e junho, aproveitando a saída da região estuarina para o mar aberto para a desova (Vieira & Scalabrin 1991). Dados do Ministério da Pesca e Aquicultura (2012) demonstram que a produção de tainhas proveniente da pesca industrial e artesanal no Brasil em 2010 foi de 17.866 ton. A produção mundial da pesca da tainha em 2004 atingiu um pico de 165 mil toneladas. Posteriormente apresentou um decréscimo anual, com 83 mil toneladas em 2007 (FAO 2009).

Além da sua importância na pesca, a família dos Mugilideos tem despertado grande interesse na aquicultura devido sua natureza eurialina e euri térmica. Estas características, junto ao bom desempenho zootécnico, tornam os Mugilideos uma família atrativa para a criação em cativeiro (Meseda & Samira 2006), podendo ser produzidos em sistemas de mono e policultivo (Godinho et al. 1988).

Estudos foram feitos avaliando os fatores limitantes da produção da tainha em cativeiro. Miranda-Filho et al. (1995) estudaram o efeito da amônia e do nitrito no crescimento da tainha, reportando que níveis maiores de 4mg/L afetam negativamente o desempenho da mesma. Poersch et al. (2007) complementaram o estudo anterior, e reportaram que os juvenis de tainha toleram concentração máxima de 152,2mg/L de nitrato

no meio sem prejuízos no desenvolvimento. Fonseca-Neto e Spach (1998, 1999) observaram taxa de sobrevivência de 100% em salinidades 30, 15, 10 e 5‰, após 96 h. Sampaio et al. (2001) estudaram o efeito da densidade de estocagem sobre a produção de juvenis de *M. liza* e demonstraram que para produção comercial, a tainha deveria ser estocada a densidade de 3-5 tainhas/L. Posteriormente, Okamoto et al. (2006) estimaram que a temperatura ótima para o crescimento da tainha é de 30°C. Foram também descritos protocolos de criação de tainha em policultivos com carpa comum (*Cyprinus carpio*) (Scorvo-Filho et al. 1995), linguado (*Paralichthys orbignyanus*) (Sampaio 2008) e com camarão branco (*Litopenaeus vannamei*) (Costa et al. 2008).

Mesmo que as condições ótimas para a criação de *M. liza* têm sido bem estudadas, até agora, em condições de cativeiro, a espécie apresenta disfunções reprodutivas que inibem a liberação de gametas (Otsubo 2010). Entretanto, diversos estudos têm sido desenvolvidos com sucesso a fim de produzir larvas mediante desovas induzidas hormonalmente (Bennetti e Fagundes-Neto 1980; Godinho et al., 1984, 1993; Álvarez-Lajonchere et al., 1988, 1991).

Até o momento, poucos estudos foram feitos sobre as exigências nutricionais de *M. liza*. Ito e Barbosa (1997) compararam o desempenho zootécnico de juvenis de tainha substituindo a proteína animal por proteína vegetal na dieta, reportando uma maior taxa de crescimento quando foram alimentadas com dietas com 40% de proteína bruta (PB) com uma proporção de 40-60% de proteína animal e vegetal respectivamente. Posteriormente Carvalho et al. (2010), avaliaram o efeito de diferentes níveis de proteína (30%, 35%, 40%, 45% e 50% PB) na alimentação de juvenis de tainha sobre o crescimento, excreção pós-prandial de amônia e atividade intestinal da tripsina, concluindo que para um crescimento ótimo deve ser fornecido 35% PB na dieta desta espécie. No entanto, não existem estudos que avaliem o uso de carboidratos na dieta da tainha *Mugil liza*.

1.2 Relação proteína-energia

Para que os animais realizem todas suas reações bioquímicas para a formação de novos tecidos, manutenção do balanço osmótico, movimentação das moléculas e muitas outras reações, é necessário que tenham suprimento de energia constante. Esta energia pode vir da oxidação de componentes orgânicos após ingestão e absorção do alimento ingerido, ou das reservas corporais de proteínas, gorduras e glicogênio (Smith 1989).

A proteína é responsável pela maior parte do custo de uma ração (Robinson & Li, 1997). Se o teor de energia de uma dieta não for suficiente, ou se a proteína for de baixo valor biológico, ela será deaminada para servir como fonte de energia para o metabolismo. Já o excesso de energia na ração pode causar aumento da deposição de gordura nos peixes e redução do consumo de alimento (reduzindo a ingestão de nutrientes essenciais), inibindo a utilização de outros nutrientes (Cho et al. 1990).

Como explicado anteriormente, é importante a inclusão de recursos energéticos não proteicos na hora de formular as rações, como os lipídios e os carboidratos (Erfanullah & Jafri 1998; Tan et al. 2007).

1.3 Carboidratos

Segundo a FAO (1998) os principais carboidratos da dieta podem ser classificados de acordo com o seu grau de polimerização, dividindo-se em três grupos principais, a saber, os açúcares (ou carboidratos simples), oligossacarídeos e polissacarídeos (ambos complexos) (Tabela 1). Os Açúcares incluem monossacarídeos, dissacarídeos e polióis (álcoois de açúcar); os oligossacarídeos incluem malto-oligossacarídeos, principalmente aqueles que ocorrem a partir da hidrólise de amido, e fruto-oligossacáridos. Os polissacarídeos podem ser divididos em amidos (α -glucanos) e polissacarídeos não amiláceos, ou fibra alimentar, componentes principais da parede celular vegetal tais como celulose, hemicelulose e pectina.

Tabela 1. Principais carboidratos da dieta. Adaptado de FAO (1998).

Grupo (GP)*	Subgrupo	Componentes
Açúcares (1-2)	Monossacarídeos	Glicose, galactose, frutose
	Dissacarídeos	Sucrose, lactose, trehalose
	Polióis	Sorbitol, manitol
Oligossacarídeos (3-9)	Malto-Oligossacarídeos	Maltodextrinas
	Outros Oligossacarídeos	Rafinose, estaquinose, Fructo-oligossacarídeos
Polissacarídeos (>9)	Amidos	Amilose, amilopectina, Amidos modificados
	Polissacarídeos não amiláceos	Celulose, hemicelulose, pectinas e hidrocolóides

*(GP): Grau de polimerização

Carboidratos como os amidos vegetais, são fontes baratas de energia e podem limitar o catabolismo de outros nutrientes na dieta em peixes (Erfanullah & Jafri 1998). Não obstante, o uso de carboidratos como fonte de energia tem recebido pouca atenção quando comparado aos lipídios, devido a aparente baixa digestibilidade em peixes (Satpathy & Ray 2009). Normalmente é observada hiperglicemia pós-prandial prolongada após a alimentação com dietas ricas em carboidratos simples (Cowey & Walton 1989, Wilson 1994, Moon 2001). Diversas hipóteses têm sido formuladas para explicar esta aparente intolerância a glicose. Os aminoácidos mostram maior efeito liberador de insulina quando comparado à glicose; ademais os peixes possuem menor número de receptores de glicose no músculo do que os mamíferos. Adicionalmente, a pobre utilização de glicose em peixes pode ser devido a desequilíbrio entre as rotas glicolíticas e gliconeogênicas hepáticas (Enes et al., 2008; Panserat et al., 2001a,b).

A eficiência da utilização de carboidratos varia não só entre espécies diferentes com diferentes hábitos alimentares, mas também entre subespécies (Bergot 1979, Furuichi & Yone 1981). O efeito economizador de proteína pelos carboidratos também varia dentro da mesma espécie. Conforme reportado por Thibault et al. (1997) e Medale et al. (1999), essa variação pode ser causada por diferentes fatores, como temperatura, luz ou fonte de

carboidrato incluída na dieta. Em estudo realizado com truta arco-íris foi demonstrado que o amido foi melhor digerido e metabolizado que a glicose (Hilton et al. 1987, Bureau 1998). Quanto ao efeito das variáveis físicas, foi conduzido um experimento com salmão do Atlântico (*Salmo salar*) criado a 12°C, alimentados com uma dieta rica em amido gelatinizado e mostrou-se uma melhora no efeito economizador de proteína, assim como melhor tolerância à glicose que quando alimentados com a mesma dieta a 2°C (Hemre et al. 1995).

O amido é a fonte de carboidratos mais comumente utilizada na formulação de dietas de peixes onívoros e herbívoros. O coeficiente de digestibilidade aparente pode variar de 10% até 90% dependendo do nível de inclusão, e complexidade da fonte (Hemre et al. 1989, 1995). O teor de lipídios na dieta também pode afetar a digestibilidade do amido (Grisdale- Helland & Helland 1997). Ademais, os lipídios podem influenciar a velocidade de passagem dos nutrientes pelo do trato gastrointestinal. Buddington et al. (1987) reportaram que um elevado teor de lipídios na dieta pode reduzir a velocidade de passo no trato do animal, deste modo às enzimas relacionadas com a hidrólise do amido conseguiriam trabalhar durante mais tempo. No entanto, Grisdale-Helland & Helland (1998) reportaram que o amido foi pior digerido em dietas com alto teor de lipídios do que em dietas com baixo teor.

Além disso, o processamento do amido (concentrado, tratamento com calor em condições secas ou úmidas, fermentação, gelatinização, dextrinizado, etc) também tem grande impacto sobre a sua digestibilidade (Bergot 1993; Wilson 1994; Erfanullah & Jafri 1998).

A dextrina é um oligossacarídeo de baixo peso molecular produzido pela hidrólise ácida do amido. Diversos estudos têm sido desenvolvidos avaliando a utilização de dextrina em peixes carnívoros, onívoros e herbívoros. Num estudo comparativo, Lee et al (2003) avaliaram a utilização de glicose, maltose, dextrina e celulose da dieta de linguado (*Paralichthys olivaceus*) e reportaram que a dextrina foi utilizada com maior eficiência, comparada com os outros carboidratos e que pode ser fornecida até 25% na dieta do linguado, reduzindo assim o teor de lipídios. Satpathy & Ray (2009) observaram aumento da eficiência de retenção de proteína quando a dextrina era suplementada em 35% na dieta de carpa (*Labeo rohita*).

1.3.1 Digestão

A digestão é o processo pelo qual os materiais ingeridos são reduzidos a moléculas mais simples. No caso dos carboidratos estes são reduzidos a monossacarídeos mais simples, como a glicose. Este processo é levado a cabo por enzimas digestivas para facilitar a absorção, isto é, a passagem, através da parede do intestino para a corrente sanguínea (Phillips 1969)

Enzimas

Amilase

A α -amilase é uma enzima que cataboliza a hidrólise de ligações α -(1→4)-glicosídicas do amido. Hidrólises posteriores por mediante a ação de dissacaridases e glucosidases proporcionam unidades de carboidratos, geralmente monossacarídeos, que podem ser transportados através das vilosidades intestinais (Kroghdal, 2005).

A α -amilase tem sido localizada no trato gastrointestinal de muitas espécies de peixes (Peres et al. 1998; Hidalgo et al. 1999; de Seixas et al. 1999; Fagbenro et al. 2000; Tengjaroenkul et al. 2000; Alarcón et al. 2001; Fernandez et al. 2001), inclusive presente na parte distal do intestino e no esôfago de algumas espécies. A atividade da amilase varia dependendo do hábito alimentar da espécie, apresentando maior atividade em herbívoros e onívoros do que em espécies carnívoras (Sabapathy & Teo 1993; Ugolev & Kuz'mina 1994; Hidalgo et al. 1999).

Quitinase

A quitina é um dos carboidratos mais comumente presente na dieta dos peixes, proveniente dos exoesqueletos de crustáceos e insetos, assim como de paredes celulares de bactérias e plantas e cutículas de anelídeos e moluscos (Kroghdal 2005)

A quitinase se encontra no trato gastrointestinal de peixes carnívoros, herbívoros e onívoros (Smith et al. 1989). Porém, esta enzima mostra maior atividade em aquelas espécies, como o bacalhau atlântico (*Gadus morhua*), que habitualmente alimentam-se de presas quitinosas e carecem de estruturas mecânicas para quebrar o exoesqueleto.

Celulase

A atividade da celulase tem sido reportada em algumas espécies de peixes, indicando que possuem a capacidade de utilizar celulose (Chakrabarti et al. 1995). Contudo, se a atividade observada da celulase é endógena ou de origem microbiano é ainda um tema objeto de debate (Sinha et al. 2011). Das e Tripathi (1991) reportaram que foi observada celulase no pâncreas e no intestino da carpa (*Ctenopharyngodon idella*) e os níveis de inclusão de celulose afetaram a atividade da enzima. No mesmo estudo, os autores reportaram que quando o antibiótico tetraciclina era fornecido na ração a atividade da celulase foi reduzida a um terço da atividade normal, o que pode indicar que grande parte da atividade da celulase seja por parte de microrganismos.

Dissacaridases

As dissacaridases ocorrem na mucosa pilórica e nos segmentos médio e distal do intestino de peixes herbívoros, onívoros e carnívoros (Ugolev & Kuz'mina 1994; Krogdahl et al. 1999). Estudos tem demonstrado a capacidade dos peixes de hidrolisar numerosos sacarídeos de baixo peso molecular como maltose, sucrose, e trehalose (Krogdahl et al. 1999; Harpaz & Uni 1999). Contudo, diversos estudos reportam que a atividade intestinal das dissacaridases não está regulada pela quantidade de carboidratos na dieta (Shiau & Liang 1995)

1.3.2 Absorção

A absorção ou transporte é um processo pelo qual os vários nutrientes presentes no alimento são transferidos da luz do intestino para o sangue (Silveira et al., 2009). Os carboidratos são absorvidos pelos peixes na forma de monossacarídeos. Estes monossacarídeos podem atravessar a borda estriada das células epiteliais do intestino (enterócitos) mediante difusão simples ou mediante a ajuda de transportadores específicos (Collie & Ferraris 1995). No entanto, os transportadores de glicose mostram variações ao longo do trato gastrointestinal (Ahearn et al. 1992). A afinidade de absorção de glicose aumenta desde a parte proximal até a parte distal do intestino, enquanto que os cecos pilóricos são as áreas onde encontra-se a menor afinidade (Korgdahl 2005). Collie & Ferraris (1995) reportaram que no intestino de peixes existe menor taxa de absorção de glicose quando comparado com os mamíferos devido, em parte, a menor densidade de transportadores e menor área de tecido absorptivo.

Após uma descarga de glicose no sangue, os teleósteos mostram prolongada hiperglicemia (Moon 2001). Contudo, o tempo ou período de hiperglicemia é espécie- e condição-dependente, sendo as espécies carnívoras as que possuem menor capacidade para retirar a glicose do sangue (Furuichi & Yone 1981). Wilson (1994) sugere que as espécies marinhas são mais tolerantes a glicose do que os peixes de água doce, no entanto outros autores refutam essa afirmação (Garcia-Riera & Hemre 1996).

1.3.3 Homeostasia da glicose

A glicose é transportada através da membrana dos hepatócitos mediante transportador (GLUT2) (Pilkis and Granner 1992). Este transportador mantém a homeostasia no meio extra- e intracelular; devido a sua baixa afinidade pela glicose, permitindo uma rápida difusão no interior do hepatócito quando os níveis de glicose do sangue são altos e vice-versa (Krogdahl 2005).

Em condições aeróbicas a glicose pode ser catabolizada para obter energia em forma de ATP, mediante a glicólise, ciclo de Krebs e a fosforilação oxidativa ou produzir NADPH, mediante a rota das pentoses fosfato, com o objetivo da biossíntese de lipídios. O excesso de glicose será depositado no fígado como glicogênio (glicogênese) ou convertida em lipídios. Igualmente, em condições de carência de alimentos, como um jejum prolongado, pode-se sintetizar glicose *de novo* mediante a gliconeogênese (Pilkis & Granner 1992).

2 Objetivos

2.1 Geral

O objetivo deste estudo foi avaliar a resposta dos juvenis de tainha *Mugil liza* alimentados com níveis crescentes de dextrina na dieta.

2.2 Específicos

- a) Avaliar o desempenho zootécnico do *M. liza* alimentados com níveis crescentes de dextrina na dieta;
- b) Estudar a influência dos diferentes níveis de inclusão de carboidratos sobre os parâmetros sanguíneos: hemoglobina glicosilada, glicose, colesterol, triglicerídeos e proteínas totais;
- c) Examinar a influência dos diferentes níveis de carboidratos sobre as alterações hepáticas quanto ao depósito de lipídio e glicogênio

Referências bibliográficas

- AHEARN, GA, RD BEHNKE, V ZONNO & C STORELLI. 1992. Kinetic heterogeneity of Na-D-glucose cotransport in teleost gastrointestinal tract. *Am. J. Physiol.*, 263: 1018–1023.
- ALARCÓN, FJ, TF MARTINEZ, M DIAZ & FJ MOYANO. 2001. Characterization of digestive carbohydrase activity in the gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Hydrobiologia*, 445: 199–204.
- ALBIERI, RJ & ARAUJO, FG. 2010. Reproductive biology of the mullet *Mugil liza* (Teleostei:Mugilidae) in a tropical Brazilian bay, *Zoologia*, 27(3): 331-340
- ALVÁREZ-LAJONCHÈRE, L, J BERDAYES-ARRITOLA, O LAIZ-AVERHOFF. 1988. Positive results of induced spawning and larval rearing experiments with *Mugil liza* Val., a grey mullet from Cuban waters. *Aquaculture*, 73: 349-355.
- ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE, L, O HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, G PÉREZ-SÁNCHEZ. 1991. Producción de juveniles de *Mugil liza* Valenciennes, 1836, por reproducción controlada en Cuba. *Ciencias Marinas*, 17: 47-56.
- BENETTI, DD & FAGUNDES-NETTO, EB. 1980. Considerações sobre desova e alevinagem da tainha *Mugil liza* (Valenciennes, 1836) em laboratório. *Boletim do Instituto de Pesca*, 135: 1-26.
- BERGOT, F. 1979. Effects of dietary carbohydrates and their mode of distribution on glycaemia in rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson). *Comparative Biochemistry and Physiology*, 64: 543-547.
- BERGOT, F. 1993. Digestibility of native starches of various botanic origins by rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Fish Nutrition in Practice*. (Kaushik, S.J. & Luquet, P. eds), pp. 857–865. INRA, Paris, France.
- BUDDINGTON, RK, JW CHEN & J DIAMOND. 1987. Genetic and phenotypic adaptation of intestinal nutrient transport to diet in fish. *J. Physiol.*, 393: 261–281.

- BUREAU, D. 1998. The partitioning of energy from digestible carbohydrates by rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Dissertation Abstracts International Part B: Science and Engineering, 58: 3379.
- CARVALHO, CVA, A BIANCHINI, MB TESSER, LA SAMPAIO. 2010. The effect of protein levels on growth, postprandial excretion and tryptic activity of juvenile mullet *Mugil platanus* (Günther). Aquacult. Res, 41: 511-518
- CHAKRABARTI, I, MA GANI, KK CHAKI, R SUR & K.K MISRA. 1995. Digestive enzymes in 11 freshwater teleost fish species in relation to food habit and niche segregation. Comp. Biochem. Physiol. A, 112: 167–177.
- CHO, CY & KAUSHIK, SJ. 1990. Nutritional energetics in fish: Protein and energy utilization in rainbow trout. In: Bourne, G.H. (Ed.) Aspects of Food Production, Consumption and Energy Values. World Rev. Anim. Nutr., 61: 132-172
- COLLIE, NL & FERRARIS, RP. 1995. Nutrient fluxes and regulation in fish intestine. In: Metabolic Biochemistry, Vol. 4 (Hochachka, P.W. & Mommsen, T.P. eds), pp. 221–239. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands.
- COSTA, LC, LFM NEVES, JA CHAVIER, VC LISBOA, MRC FIGUEREIDO, WFB WASIELESKY JR. 2008. Policultivo de tainha (*Mugil platanus*) com camarão (*Litopenaeus vannamei*) em viveiros de terra no extremo sul de Brasil. In: Reuniao Anual da Sociedade Brasileira de Zootecnia. 45., 2008, Lavras, Anais... Lavras: Sociedade Brasileira de Zootecnia.
- COWEY, CB & WALTON, MJ. 1989. Intermediary metabolism. In: Fish Nutrition, 2ndedn (ed. by J.E. Halver), pp.259-329. Academic Press, New York, NY, USA.
- DAS, KM & TRIPATHI, SD. 1991. Studies on the digestive enzymes of grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val.). Aquaculture, 92: 21–32.
- ENES, P, S PANSERAT, S KAUSHIK, A OLIVA-TELES. 2008. Hepatic glucokinase and glucose-6-phosphatase responses to dietary glucose and starch in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles reared at two temperatures. Comp. Biochem. Physiol., 149, 80-86.

- ERFANULLAH & JAFRI, AK. 1998. Effect of dietary carbohydrate to-lipid ratio on growth and body composition of walking catfish (*Clarias batrachus*). *Aquaculture*, 161: 159–168.
- ESPER, MLP, MS MENEZES, W ESPER. 2001. Época reprodutiva de *Mugil platanus* (Günther, 1880) Pisces Mugilidae da baía de Paranaguá (Paraná, Brasil). *Acta Biológica Paranaense*, 30 (1,2,3,4): 5-17.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). Carbohydrates in human nutrition. Rome, 1998.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). The State of World Fisheries and Aquaculture 2008. FAO, Rome, 2009.
- FAGBENRO, O, CO ADEDIRE, EO AYOTUNDE & EO FAMINU. 2000. Haematological profile, food composition and digestive enzyme assay in the gut of the African bony-tongue fish, *Heterotis (Clupisudis) niloticus* (Cuvier 1829) (Osteoglossidae). *Trop. Zool.*, 13: 1–9.
- FERNANDEZ, I, FJ MOYANO, M DIAZ & T MARTINEZ. 2001. Characterization of alpha-amylase activity in five species of Mediterranean sparid fishes (Sparidae, Teleostei). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 262: 1–12.
- FONSECA-NETO, JCF & SPACH, HL. 1998/1999. Sobrevivência de juvenis de *Mugil platanus* Günther, 1880 (Pisces, Mugilidae) em diferentes salinidades. *Boletim do Instituto de Pesca*, 25: 13-17.
- FRAGA, E, H SCHNEIDER, M NIRCHIO, E SANTA-BRIGIDA, LF RODRIGUES-FILHO & I SAMPAIO. 2007. Molecular phylogenetic analyses of mullets (Mugilidae, Mugiliformes) based on two mitochondrial genes. *J. Appl. Ichthyol.*, 23: 598–604.
- FURUICHI, M & YONE, Y. 1981. Changes of blood sugar and plasma insulin levels of fishes in glucose tolerance tests. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*, 47: 761-764.
- GALVÃO, MSN, N FENERICH-VERANI, N YAMANAKA, IR OLIVEIRA. 1997a. Histologia do sistema digestivo da tainha *Mugil platanus* Günther, 1880 (Osteichthys, Mugilidae) durante as fases larval e juvenil. *Bol. Inst. Pesca*, 24: 91–100.

- GALVÃO, MSN, N YAMANAKA, N FENERICH-VERANI, CMM PIMENTEL. 1997b. Estudos preliminares sobre enzimas digestivas proteolíticas da tainha *Mugil platanus* Günter, 1980 (Osteichthyes, Mugilidae) durante as fases larval e juvenil. Bol. Inst. Pesca 24, 101-110.
- GARCÍA-RIERA, MP & HEMRE, GI 1996. Glucose tolerance in turbot (*Scophthalmus maximus*). Aquacult. Nutr., 2: 117–120.
- GODINHO, HM, PCS SERRALHEIRO, JD SCORVO FILHO. 1988. Revisão e discussão de trabalhos sobre as espécies do gênero *Mugil* (TELEOSTEI, PERCIFORMES, MUGILIDAE) da costa brasileira. B. Inst. Pesca. 15 (1): 67–80.
- GODINHO, HM, ERA DIAS, O JACOBSEN, N YAMANAKA. 1984. Reprodução induzida de tainha *Mugil liza* Valenciennes 1836, da região de Cananéia, São Paulo, Brasil (25°, 21'). In: Simpósio Brasileiro de Aquicultura. 3., São Carlos. Anais... São Carlos: Sociedade brasileira de Aquicultura, 1984. p. 661-667.
- GODINHO, HM, ET KAVAMOTO, EF ANDRADE-TALMELLI, PCS SERRALHEIRO, P PAIVA, EM. FERRAZ. 1993. Induced spawning of the mullet *Mugil platanus* GÜNTHER, 1980, in Cananéia, São Paulo, Brazil. Boletim do Instituto de Pesca, 20: 59-66.
- GRISDALE-HELLAND, B & HELLAND SJ. 1997. Replacement of protein by fat and carbohydrate in diets for Atlantic salmon (*Salmo salar*) at the end of the freshwater stage. Aquaculture, 152: 167–180.
- GRISDALE-HELLAND, B & HELLAND, SJ. 1998. Macronutrient utilization by Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*): diet digestibility and growth of 1 kg fish. Aquaculture, 166: 57–65.
- HARPAZ, S & UNI, Z. 1999. Activity of intestinal mucosal brush border membrane enzymes in relation to the feeding habits of three aquaculture fish species. Comp. Biochem. Physiol. A, 124: 155–160.
- HERAS S, MI ROLDÁN & MG CASTRO. 2009. Molecular phylogeny of Mugilidae fishes revised. Rev. Fish Biol. Fish., 19: 217–231.

- HEMRE, GI, Ø LIE, E LIED & G LAMBERTSEN. 1989. Starch as an energy source in feed for cod (*Gadus morhua*): digestibility and retention. *Aquaculture*, 80: 261–270.
- HEMRE, GI, K SANDNES, Ø LIE, O TORRISSEN & R WAAGBØ. 1995. Carbohydrate nutrition in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., growth and feed utilisation. *Aquacult. Res.*, 26: 149–154.
- HIDALGO, MC, E UREA & A SANZ. 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. *Aquaculture*, 170: 267–283.
- HILTON, JW, JL ATKINSON & SJ SLINGER. 1982. Maximum tolerable level, digestion, and metabolism of D-glucose (cerelose) in rainbow trout (*Salmo gairdneri*) reared on a practical trout diet. *Can. J. Fish Aquat. Sci.*, 39: 1229–1234.
- IBAMA. 2009. Estatística da Pesca 2007 - Brasil. Grandes Regiões e Unidades da Federação.
- ITO, K, JC BARBOSA. 1997. Nível proteico e proporção de proteína de origem animal em dietas artificiais para a tainha, *Mugil platanus*. *Bol. Inst. Pesca* 24: 111–117.
- KROGDAHL, A, S NORDRUM, M SØRENSEN, L BRUDESETH & C RØSJØ. 1999. Effects of diet composition on apparent nutrient absorption along the intestinal tract and of subsequent fasting on mucosal disaccharidase activities and plasma nutrient concentration in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Aquacult. Nutr.*, 5: 121–133.
- KROGDAHL, A, GI HEMRE & TP MOMMSEN. 2005. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. *Aquaculture Nutrition*, 11: 103–122.
- LEE, SM, KD KIM, SP LALL. 2003. Utilization of glucose, maltose, dextrin and cellulose by juvenile flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture* 221: 427–438.
- LEGATE, NJ, A BONEN & TW MOON. 2001. Glucose tolerance and peripheral glucose utilization in three fish species. *General Comp. Endocrinol.* (in press).
- MEDALE, F, JM POLI, F VALLEE & D BLANC. 1999. Utilisation of a carbohydrate-rich diet by common carp reared at 18 and 25 degrees C. *Cybium*, 23: 139–152.

- MENEZES, NA. 1983. Guia prático para reconhecimento e identificação das tainhas e paratis (PISCES, MUGILIDAE) do litoral brasileiro. Rev. Bras. Zoologia, 2 (1): 1–12.
- MENEZES, NA & FIGUEIREDO, JL. 1985. Manual de peixes marinhos do sudeste do Brasil. São Paulo, USP. 96p.
- MENEZES, NA, C OLIVEIRA & M NIRCHIO. 2010 An old taxonomic dilemma: the identity of the western south Atlantic lebranche mullet (Teleostei: Perciformes: Mugilidae). Zootaxa, 2519: 59-68.
- MESEDA, ME & SAMIRA, SA 2006. Spawning induction in the Mediterranean grey mullet *Mugil cephalus* and larval developmental stages. African Journal of Biotechnology, 5 (19): 1836-1845
- MIRANDA-FILHO, KC, W WASIELESKY JR., AP MAÇADA. 1995. Efeito da amônia e nitrito no crescimento da tainha *Mugil platanus* (Pisces, Mugilidae). Revista Brasileira de Biologia, 55: 45-50.
- MOON, TW. 2001. Glucose tolerance in fish: fact or fiction? Comp.Biochem. Physiol., B129: 243–244.
- OKAMOTO, MH, LA SAMPAIO, AP MAÇADA. 2006. Efeito da temperatura sobre o crescimento e a sobrevivência de juvenis da tainha *Mugil platanus* (Günther, 1880. Atlantica, 28: 61-68.
- OLIVEIRA, IR & SOARES, LSH. 1996. Alimentação da tainha *Mugil platanus* GUNTHER, 1880 (PISCES: MUGILIDAE) da região estuarino-lagunar de Cananeia, São Paulo, Brasil. B. Inst. Pesca, 23:95–104.
- OTSUBO, RI. 2010. Inseminação artificial da tainha *Mugil liza* com a utilização de sêmen fresco e crioconservado. Dissertação de mestrado do Programa de Pos-graduação em aquicultura e pesca do Instituto de Pesca-APTA-SAA.
- PANSERAT, S, E CAPILLA, J GUTIÉRREZ, PO FRAPPART, C VACHOT, E PLAGNES-JUAN. 2001a. Glucokinase is highly induced and glucose-6-phosphatase poorly repressed in liver of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) by a single meal with glucose. Comp Biochem Physiol 128B, 275–283

- PANSERAT, S, E PLAGNES-JUAN, S KAUSHIK. 2001b. Nutritional regulation and tissue specificity of gene expression for proteins involved in hepatic glucose metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Experimental Biology* 204, 2351-2360.
- PERES, A, JLZ INFANTE & C CAHU. 1998. Dietary regulation of activities and mRNA levels of trypsin and amylase in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. *Fish Physiol. Biochem.*, 19: 145–152.
- PHILLIPS, AM. 1969. Nutrition, digestion and energy utilization. *Fish Physiology* 1 (Hoar, W.S. & Randall, D.J. eds), 391 pp. Academic Press, New York.
- PILKIS, S & GRANNER, DK. 1992. Molecular physiology of the regulation of hepatic gluconeogenesis and glycolysis. *Annu. Ver. Physiol.*, 54: 885–909.
- POERSCH, LH, MHS SANTOS, K MIRANDA-FILHO, W WASIELESKY JR. 2007. Efeito agudo do nitrato sobre alevinos da tainha, *Mugil platanus* (Pisces: Mugilidae). *Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo*, 33 (2): 247-252.
- REIS, EG & D'INCAO, F. 2000. The present status of artisanal fisheries of extreme Southern Brazil: An effort towards community-based management. *Ocean & Coastal Management*, 43: 585 – 595.
- ROBINSON, EH & LI, MH. 1997. Comparison of practical diets with and without animal protein at various concentrations of dietary protein on performance of pond-raised, channel catfish *Ictalurus punctatus* in earthen ponds. *Aquaculture*, 29:273-280.
- SABAPATHY, U & TEO, LH. 1993. A quantitative study of some digestive enzymes in the rabbitfish, *Siganus canaliculatus* and the sea bass, *Lates calcarifer*. *J. Fish Biol.*, 42: 595–602.
- SAMPAIO, LA, AH FERREIRA, MB TESSER. 2001. Effect of stocking density on laboratory rearing of mullet fingerlings, *Mugil platanus* (Günther, 1880). *Acta Scientiarum*, 23: 471-475.
- SAMPAIO, JAO. 2008. Desempenho de linguados *Paralichthys orbignyanus* em policultivo com tainhas *Mugil platanus* em viveiros de solo, no período de outono e inverno. Rio Grande. 33p. (Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande-FURG).

- SATPATHY, BB & RAY, AK. 2009. Effect of dietary protein and carbohydrate levels on growth, nutrient utilization and body composition in fingerling rohu, *Labeo rohita* (Hamilton) J. Appl. Ichthyol., 25: 728–733.
- SCORVO-FILHO, JD, LMS AYROZA, PF COLHERINHAS NOVATO, ER ALMEIDA-DIAS. 1995. Efeito da densidade de estocagem sobre crescimento de tainha listrada (*Mugil platanus*) criada em mono e policultivo com carpa comum (*Cyprinus carpio*), na região do Vale do Ribeira. Boletim do Instituto de pesca, São Paulo, 22 (2): 85-93.
- SEIXAS, JT, MGD OLIVEIRA, JL DONZELE, ATD GOMIDE & E MENIN. 1999. Amylase activity in the chyme of three Teleostei freshwater fish. Bras. J. Anim. Sci., 28, 907–913.
- SHIAU, SY & LIANG, HS. 1995. Carbohydrate utilization and digestibility by tilapia, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*, are affected by chromic oxide inclusion in the diet. J. Nutr., 125: 976–982.
- SILVEIRA, US, PVR LOGATO, EC PONTES. 2009. Utilização e metabolismo dos carboidratos em peixes. Revista Eletronica Nutritime, 6: 817-836.
- SINHA, AK, B VIKAS KUMAR, PS HARINDER, B MAKKAR, A GUDRUN DE BOECK, K BECKER. 2011. Non-starch polysaccharides and their role in fish nutrition—A review. Food Chemistry, 127: 1409–1426.
- SMITH, JL, AR OPEKUN, E LARKAI & DY GRAHAM. 1989. Sensitivity of the esophageal mucosa to pH in gastroesophageal reflux disease. Gastroenterology, 96: 683–689.
- TAN, Q, S XIE, X ZHU, W LEI & Y YANG. 2007. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratios on growth and feed utilization in Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris* Günther). Journal of Applied Ichthyology, 23: 605-610.
- TENGJAROENKUL, B, BJ SMITH, T CACECI & SA SMITH. 2000. Distribution of intestinal enzyme activities along the intestinal tract of cultured Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L. Aquaculture, 182: 317–327.

THIBAULT, M, U BLIER & H GUDERLEY. 1997. Seasonal variation of muscle metabolic organization in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Fish Physiol. Biochem., 16: 139–155.

UGOLEV, AM & KUZ'MINA, VV. 1994. Fish enterocyte hydrolases. Nutrition adaptations. Comp. Biochem. Physiol. A107: 187–193.

VIEIRA, JP. 1991. Juvenile mullets (Pises: Mugilidae) in the estuary of Lagoa dos Patos, RS, Brazil. Copeia, 2: 409-418.

VIEIRA, JP & SCALABRIN, C. 1991. Migracao reprodutiva da “tainha” (*Mugil platanus* GÜNTHER, 1980) no sul do Brasil. Atlantica, Rio Grande. 13: 131–141.

WILSON, RP. 1994. Utilization of dietary carbohydrate by fish. Aquaculture, 124: 67-80.

CAPÍTULO ÚNICO – Manuscrito da presente dissertação para submissão no periódico internacional *Journal of Applied Ichthyology*.

Effect of dietary dextrin levels on the growth performance, blood chemistry, body composition and hepatic triglycerides and glycogen of Lebranche mullet juveniles (*Mugil liza* Valenciennes 1836, Mugilidae)

Autores: Juan Zamora Sillero, Leonardo Rocha Vidal Ramos, Luís Alberto Romano, José María Monserrat, Marcelo Borges Tesser

Effect of dietary dextrin levels on the growth performance, blood chemistry, body composition and hepatic triglycerides and glycogen of Lebranche mullet juveniles (*Mugil liza* Valenciennes 1836, Mugilidae)

Juan Zamora-Sillero¹, Leonardo Rocha Vidal Ramos¹, Luis Alberto Romano^{1, 2}, José María Monserrat^{1, 3}, Marcelo Borges Tesser^{1, 4}

¹ Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Universidade Federal do Rio Grande (FURG), Av. Itália km 8, Rio Grande, RS, Cx.P. 474, CEP 96.200-970, Brasil

² Instituto de Oceanografia (IO), Laboratório de Patologia e Imunologia de Organismos Aquáticos, FURG, Brasil

³ Instituto de Ciências Biológicas (ICB), FURG, Brasil

⁴ Instituto de Oceanografia (IO), Laboratório de Nutrição de Organismos Aquáticos, FURG, Brasil

Correspondence: Marcelo Borges Tesser, Universidade Federal do Rio Grande, Instituto de Oceanografia, Laboratório de Piscicultura Marinha, Rio Grande-RS, CP 474, Brasil, CEP 96201-900, Brasil. E-mail: mbtesser@gmail.com

Summary

The effects of increasing levels of dietary dextrin on growth performance, body composition, blood chemistry and hepatic triglycerides and glycogen were evaluated for juvenile Lebranche mullet, *Mugil liza*. Five diets were formulated to be isonitrogenous (350 g kg⁻¹) and isolipidic (6 g kg⁻¹) with increasing dextrin levels (D150: 150 g kg⁻¹; D200: 200 g kg⁻¹; D250: 250 g kg⁻¹; D300: 300 g kg⁻¹; D350: 350 g kg⁻¹). The experimental diets were offered to the fish for 34 d, 4 times per day, until apparent satiation. Each treatment was tested in triplicate, with 9 fish per tank (mean weight 4.69 ± 0.31 g). Fish were reared in a recirculating aquatic system with 15 fibreglass tanks containing 50 L of saltwater. The growth parameters and the body composition of the mullets were not significantly affected (P>0.05) by the dietary treatments. Plasma glucose concentration declined (P<0.05) when dietary dextrin increased from D250 to D300 but recovered to the previous values (in reference to D150 and D200) when fish were fed with D350. Glycated haemoglobin, plasma proteins, triglycerides and cholesterol did not show any significant differences among these treatments. Hepatic glycogen reached a maximum in treatment D250, followed by D350, D200 and D300, with the lowest concentration of liver glycogen found in D150 (P<0.05). The concentration of liver triglycerides showed an increase (P<0.05) in treatments D300 and D350 compared with D200. In conclusion, *Mugil liza* juveniles can be fed diets with high levels of dietary dextrin without deleterious effects on their growth or plasma biochemistry and hepatic glycogen and triglycerides.

Keywords: carbohydrates, fish nutrition, glycated haemoglobin, plasma glucose.

Introduction

As is known, inclusion of appropriate levels of non-protein energy sources in the diet, which would promote efficient protein utilization, is important in fish husbandry practice (Wilson & Halver 1986). Carbohydrates and lipids are the major non-protein energy sources in fish diets.

Compared with lipids the use of carbohydrates as a non-protein energy resource has received little attention because of their apparently poor digestibility and utilisation in fish (Satpathy and Ray, 2009). Although it is known that fish possess the enzymatic machinery to digest and absorb carbohydrates (Wilson, 1994), the physiological utilisation of carbohydrates is poor in fish (Hemre et al., 2002).

The ability to utilise carbohydrates varies among species (Hemre et al., 2002). This variability reflects anatomical and functional differences in the gastrointestinal system and associated organs (Krogdahl et al., 2005). Moreover, carbohydrate utilisation depends on carbohydrate complexity, the heat and moisture level during food manufacture and the percentage of inclusion in the diet (González-Félix et al., 2010).

Knowledge of the optimum inclusion of dietary carbohydrate is indispensable for improving the feeding performance of fish and reducing diet costs. However, an excessive addition of carbohydrates to diets may have harmful effects on growth, nutrient assimilation and physiological functions (Tan et al., 2009).

Fish of the Mugilidae family, commonly known as mullets, have a broad geographic distribution. They are distributed worldwide in tropical and subtropical waters, especially in coastal and estuarine regions, where they live during most of

their life stages (Menezes and Figueredo, 1985). Mullet juveniles are iliophagous and feed on detritus and organic matter (Oliveira and Soares, 1996). Therefore, they are consumers of the low trophic layers, and their production can be carried out in a variety of ecosystems. Consequently, mullets have long been considered among the most interesting coastal species for aquaculture (Ben Khemis et al., 2006).

The identification of the lebranche mullet in the western south Atlantic has been problematical. The specimens used in this work, have characteristics of *Mugil platanus*, although recent studies (Fraga et al., 2007, Heras et al., 2009, Menezes et al. 2010) show that *Mugi. liza* should be considered senior synonym of *M. platanus*.

Studies on the nutritional requirements of *Mugil liza* are limited. Ito and Barbosa (1997) compared the performance of juvenile *M. liza* mullets by replacing animal protein with vegetal protein in the diet and verified a higher growth rate for mullets fed with a 40 g kg⁻¹ crude protein diet (40 and 60%; animal and vegetal protein, respectively). Subsequently, Carvalho et al. (2010) reported that the optimum protein requirement for *M. liza* juveniles is 35 g kg⁻¹. To the best of our knowledge, there are no previous studies evaluating the effect of the inclusion of dietary carbohydrates in the diet of the Lebranche mullet (*Mugil liza*).

The objectives of the present study was to investigate the response of juvenile Lebranche mullet (*M. liza*) to increasing levels of dietary dextrin in terms of growth, body composition and haematological and hepatic alterations when fed isolipidic and isoproteic diets under controlled laboratory conditions.

Materials and Methods

Experimental fish

Mugil liza juveniles were caught at Cassino Beach (Rio Grande-RS, Brazil, 32°11'70''S, 52°11'00''W) with a beach seine net (2.5 m x 1.5 m, with a mesh size of 5.0 mm). Fish were transferred to the Laboratory of Nutrition of Aquatic Animals (LANOA) at the Aquaculture Marine Station at the Federal University of Rio Grande (FURG). On the first and second days after being caught, the mullets were subjected to a prophylactic treatment (100 ppm formaldehyde for 30 min). The mullets were acclimated to laboratory conditions for 2 weeks in a 1,000 L circular fibreglass tank at the temperature of 27°C. During the acclimation period, the mullets were carefully hand-fed three times per day (8:00, 12:00 and 16:00 h) until apparent satiation with a commercial diet (NRD Inve Aquaculture Inc, Salt Lake City, UT, USA).

Recirculating Aquaculture System (RAS)

The feeding trial was carried out in a recirculating aquaculture system (RAS) composed of 15 fibreglass cylinder tanks containing 50 L of seawater each, with continuous aeration via air stone. The water was continuously filtered through 4 interconnected biofilters (bioballs 40 mm, Aquatic Eco-systems inc.) each one containing a foam separator (Recirculating chamber 8 L, 1950 L h⁻¹, direct current, Plaspiral) and a UV lamp (UVPL18, Cold cathodes, low pressure lamp, 254 nm lamp, 18 W. 30.000 mW(cm² s)⁻¹, Jebo) the water exchange rate was 3 L min⁻¹ tank⁻¹. Three tanks were assayed per treatment. The water parameters were measured daily in all tanks. Temperature (27.4 ± 0.78 °C) and dissolved oxygen (6.63 ± 0.25 mg L⁻¹) were measured using a multi-parameter electrode (550 A, YSI, Yellow Springs, OH, USA). The pH was measured with a digital pH meter (Hanna

Instruments, model HI 221, Woonsocket, RI, USA) with mean values of 7.25 ± 0.13 . Salinity was maintained constant at $29.0 \pm 0.3\%$. Chemical parameters were measured twice per week. The amounts of nitrogenous compounds (0.12 ± 0.08 mg ammonium L⁻¹, 0.18 ± 0.32 mg nitrite L⁻¹ and 7.45 ± 2.43 mg nitrate L⁻¹) were determined according to the methods presented by UNESCO (1983), Benderschneider and Robinson (1952) and Strickland and Parsons (1972). The alkalinity was kept above 120 mg CaCO₃ L⁻¹ to maintain the biofilter and was measured according to the method of the American Public Health Association (2005). The photoperiod was adjusted to 14 L:10 D.

Feeding trial

At the beginning of the feeding trial, all mullets (mean weight 4.69 ± 0.31 g) were anaesthetised with benzocaine (50 ppm) and weighed with a 0.01 g precision analytical scale (BL-3200H, Marte). Afterwards, a total of 135 fish were randomly distributed among 15 fibreglass tanks (9 fish per tank) in the experimental RAS, with a lower stocking density than the reported by Sampaio et al. (2001). There was no significant difference in the initial biomass among tanks ($P > 0.05$). The mullets were carefully hand-fed 4 times per day (9:00, 12:00, 15:00 and 18:00 h) with the experimental food until apparent satiation. During the feeding trial, feed consumption was recorded daily using a 0.01g precision analytical scale (BL-3200H, Marte). Uneaten food was siphoned 1 h after feeding. The feeding trial lasted for 34 days.

Experimental diets

The formulation and proximate composition of the experimental diets for the juvenile mullets are shown in Table 1. The diets were formulated to have increasing levels of digestible dextrin (D150: 150 g kg⁻¹; D200: 200 g kg⁻¹; D250: 250 g kg⁻¹; D300: 300 g kg⁻¹; D350: 350 g kg⁻¹). They were also formulated to be isolipidic and isoproteic, where the only source of protein was fish meal. The protein level used (35%) was the optimum reported for this species (Carvalho et al., 2010).

Diets were prepared by initially mixing and homogenising the dry ingredients and subsequently adding fish oil. The mixture was moisturised, and the homogenate was forced to pass through a 2 mm meat grinder and dried in an oven at 40 °C for 24 h. The dry pellet was manually crushed to a small diameter (0.8-1.18 mm) and stored at -20 °C until used.

Diet dry matter (DM) was obtained by keeping the samples at 105 °C for 5 h. Ash content was determined after sample incineration at 600 °C for 5 h. Lipid content was determined using ether extraction with a Soxhlet extractor. Crude protein content was determined using the Kjeldahl method (N x 6.25). All analyses followed the Association of Official Analytical Chemists (AOAC, 1998) standard procedures.

Table 1. Formulation and proximate analysis of experimental diets for *Mugil liza* juveniles (% dry matter, DM)

Ingredients (g Kg⁻¹)	D150	D200	D250	D300	D350
Fish meal*	500	500	500	500	500
Corn starch	50	50	50	50	50
Dextrin†	150	200	250	300	350
Fish oil§	30	30	30	30	30
Cellulose†	240	190	140	90	40
Min. and Vit. mixture‡	10	10	10	10	10
CMC†	10	10	10	10	10
Vitamin C	10	10	10	10	10
<i>Proximate Composition</i>					
Dry matter	93.09	90.56	90.48	88.85	87.82
Crude protein (%DM)	35.14	35.2	36.1	36.52	35.61
Crude lipid (%DM)	6.53	6.73	6.17	6.23	6.01
NFE (%DM) ¶	32.06	36.54	39.15	42.04	46.39
Fibre (%DM)	17.68	12.54	9.54	6.95	3.07
Ash (%DM)	8.59	8.99	9.04	8.26	8.92
Metabolizable Energy (MJ g ⁻¹)	13.67	14.51	14.88	15.46	15.95

*Fish meal analysed values (as % of dry matter): crude protein, 68.63; lipid, 11.48; ash, 13.63. Nutron (RS, Brazil).

†Rhoster (São Paulo, SP, Brazil).

‡Premix M. Cassab, SP, Brazil (Vitamin A (500,000 UI kg⁻¹), Vit. D3 (250,000 UI kg⁻¹), Vit. E (5,000 mg kg⁻¹), Vit. K3 (500 mg kg⁻¹), Vit. B1 (1,000 mg kg⁻¹), Vit. B2 (1,000 mg kg⁻¹), Vit. B6 (1,000 mg kg⁻¹), Vit. B12 (2,000 mcg kg⁻¹), Niacin (2,500 mg kg⁻¹), Calcium pantothenate (4,000 mg kg⁻¹), Folic acid (500 mg kg⁻¹), Biotin (10 mg kg⁻¹), Vit. C (10,000 mg kg⁻¹), Choline (100,000 mg kg⁻¹), Inositol (1,000 mg kg⁻¹). Trace elements: Selenium (30 mg kg⁻¹), Iron (5,000 mg kg⁻¹), Copper (1,000 mg kg⁻¹), Manganese (5,000 mg kg⁻¹), Zinc (9,000 mg kg⁻¹), Cobalt (50 mg kg⁻¹), Iodine (200 mg kg⁻¹).

§Campestre Ind. e Com. de Óleos Vegetais Ltda (São Paulo, SP, Brazil).

¶Nitrogen free extract: calculated by difference (100 - crude protein - crude lipid - ash - fibre).

|| Calculated from the physiological standard values, where 1 kg of carbohydrate (N-free extract), protein and lipid yields 16.7, 16.7, and 37.6 MJ, respectively (Garling & Wilson, 1976).

Sample collection

At the beginning of the feeding trial, fish were weighed with an 0.01 g precision analytical scale (BL-3200H, Marte) after 24 h of fasting, and a sample of 50 fish were sacrificed with an overdose of benzocaine for whole body composition analysis using the same analytical procedures described for the diets.

At the end of the experiment (day 34) fish were fasted for 24h. Subsequently, all mullets were anaesthetised with benzocaine (50 ppm). Fish were weighed and the blood was collected by caudal vein puncture with a heparinised 1 mL syringe. An aliquot of a pool of blood from three fish (three pools per tank) was kept refrigerated for the subsequent analysis of glycohaemoglobin. The remaining blood was centrifuged, separated into different aliquots and stored in an ultrafreezer (-80 °C) for later determination of glucose, proteins, cholesterol and triglycerides. Afterwards, the fish were euthanised by cervical dislocation, and the liver and intestines from all specimens were dissected and weighed. A fraction of the liver of all mullets was stored in an ultrafreezer (-80 °C) for glycogen and triglyceride analysis. Carcasses from all fish were ground and homogenised, and their body composition was analysed.

Glycated haemoglobin, glucose, proteins, triglycerides and total cholesterol analysis

The concentrations of glycated haemoglobin and those of plasma glucose, proteins, triglycerides and total cholesterol in the blood were analysed using commercial analytical kits. The blood concentration of glycated haemoglobin was measured using a commercial kit (Glicohemoglobina, Katal, Belo Horizonte, MG, Brazil). The total plasma concentrations of glucose, triglycerides and cholesterol were measured by enzymatic methods using commercial kits (Glicose Enzimática Líquida, Colesterol Enzimático Líquido, Triglicérides Enzimático Líquido, all from Doles, Goiânia, GO, Brazil). Total plasma proteins were assayed using a commercial kit (Proteínas Totais, Doles, Goiânia, GO, Brazil). All determinations were made by spectrophotometry at 490 nm using a spectrophotometre with a microplate reader (ELx808, Biotek Instruments Inc., Winooski, VT, USA).

Hepatic triglycerides and glycogen assays

Liver samples were homogenised according the method used by Láiz-Carrión et al. (2012) and adapted for our laboratory. Frozen livers were immediately homogenised for 40 min by ultrasonic disruption with 7.5 volumes of cooled 6% perchloric acid. After the ultrasonic bath, the homogenates were neutralised with the same volume of 1 mol L⁻¹ potassium bicarbonate. Afterwards, the homogenates were centrifuged (13,000 g x 30 min), and the supernatants were used for later assays. The

total concentration of hepatic triglycerides was estimated using a commercial kit (Triglicerides Enzimático Líquido, Doles, Goiânia, GO, Brazil).

Liver glycogen levels were assessed in duplicate using the method of Carr and Neff (1984) modified by Nery and Santos (1993). Hepatic glycogen was enzymatically broken down (amidoglycosidase from *Aspergillus niger*, Sigma-Aldrich Co.) into glucose. The resultant glucose was measured using a commercial kit (Glicose enzimática, Doles, Goiânia, G, Brazil). All determinations were made by spectrophotometry at 490 nm using a spectrophotometre with a microplate reader (ELx808, Biotek Instruments Inc., Winooski, VT, USA).

Performance parameters

The parameters used to evaluate the growth and performance of the *M. liza* juveniles were calculated using the following formulae:

- Feeding intake (FI) (g per fish): feed intake (on dry matter basis)/weight of fish
- Thermal growth coefficient (TGC): $1,000 \times [(final\ weight^{1/3} - initial\ weight^{1/3}) / (time \times temperature)]$
- Feeding conversion rate (FCR): feed consumed/weight gain
Protein efficiency ratio (PER): weight gain/protein intake
- Protein retention efficiency (PRE) (%): $[(final\ weight \times final\ body\ protein) - (initial\ weight \times initial\ body\ protein)] / (total\ dry\ protein\ intake) \times 100$.
- Lipid Retention Efficiency (LRE) (%): $[(final\ weight \times final\ body\ lipid) - (initial\ weight \times initial\ body\ lipid)] / (total\ dry\ lipid\ intake) \times 100$

- Hepatosomatic index (HI): $100 \times (\text{liver weight}/\text{total body weight})$
- Viscerosomatic index (VI): $100 \times (\text{visceral weight}/\text{total body weight})$

Statistics

The data are expressed as the mean \pm standard deviation. The differences between treatments were evaluated using a one-way analysis of variance (ANOVA) followed by the Newman–Keuls post-hoc test. The significance level adopted was 5% ($\alpha=0.05$). The ANOVA assumptions (normality by Shapiro–Wilks and variance homogeneity by Levene) were previously tested (Zar, 1984).

Results

Growth performance

No mortality was observed during the trial. The growth of the juvenile mullets was not affected by the dietary treatments ($P>0.05$). No significant differences ($P>0.05$) were detected in FI, TGC, FCR, PER or PRE among the dietary treatments (Table 2).

Table 2. The effects of dietary dextrin levels on the growth performance parameters of *Mugil liza* fed experimental diets for 34 days.

Diets	D150	D200	D250	D300	D350
Initial weight (g)	4.65 ± 0.42	4.82 ± 0.38	4.58 ± 0.41	4.82 ± 0.31	4.57 ± 0.08
Final weight (g)	13.43 ± 1.05	14.84 ± 2.33	14.32 ± 1.26	15.03 ± 0.63	13.56 ± 1.17
FI (g fish ⁻¹)	4.57 ± 0.20	4.64 ± 0.6	4.62 ± 0.36	4.99 ± 0.42	4.75 ± 0.19
TGC	1.63 ± 0.13	1.53 ± 0.13	1.61 ± 0.22	1.79 ± 0.09	1.59 ± 0.10
FCR	1.92 ± 0.20	2.01 ± 0.12	1.97 ± 0.41	1.79 ± 0.07	1.96 ± 0.18
PER	1.49 ± 0.15	1.41 ± 0.09	1.44 ± 0.27	1.53 ± 0.06	1.44 ± 0.12
PRE (%)	30.71 ± 2.71	29.25 ± 1.34	30.20 ± 5.27	31.71 ± 1.56	31.20 ± 2.21
LRE (%)	82.81 ± 2.99	102.06±22.2	103.99±5.82	111.88±5.11	91.97 ± 8.64

Values are expressed as means ± SD of three replicate groups. No significant differences (P>0.05) were detected between diets for the variables analysed.

Body composition

No significant differences (P>0.05) were observed in the whole body composition as the dietary dextrin level increased from 15% to 35% (Table 3).

Table 3. The effect of dietary dextrin levels on the body composition of *Mugil liza* (% wet weight) fed experimental diets for 34 days.

Diets	Initial	D150	D200	D250	D300	D350
Dry matter (%)	20.66	28.92 ± 0.47	30.22 ± 1.37	30.03 ± 0.53	29.68 ± 1.43	29.33 ± 0.42
Crude protein (%)	14.03	17.39 ± 0.04	16.99 ± 0.48	17.23 ± 0.18	17.00 ± 0.26	17.30 ± 0.31
Crude lipid (%)	2.41	7.77 ± 0.48	8.80 ± 1.29	8.53 ± 0.59	9.43 ± 0.86	8.07 ± 0.14
Ash (%)	5.55	4.80 ± 0.09	4.80 ± 0.04	4.52 ± 0.26	4.67 ± 0.14	4.71 ± 0.17

Values are expressed as means ± SD of three replicate groups. No significant differences (P>0.05) were detected between diets for the variables analysed.

Blood parameters

The effects of dietary carbohydrate treatments on the plasma biochemical parameters are shown in Table 4. The serum glucose concentration of fish fed with D300 was significantly lower (P<0.05) than those of D200 and D250. The other treatments did not show any significant differences. Glycated haemoglobin, plasma proteins, triglycerides and cholesterol did not show any significant differences (P>0.05) among treatments.

1
2
3
4
5
6

Table 4. The effects of different levels of dextrin in feed on blood parameters of *Mugil liza* fed experimental diets for 34 days.

Diets	D150	D200	D250	D300	D350
Glucose (mmol L ⁻¹)	3.8 ± 0.65 ^{ab}	4.42 ± 0.11 ^a	4.46 ± 0.46 ^a	3.25 ± 0.49 ^b	3.92 ± 0.71 ^{ab}
Protein (g L ⁻¹)	38.2 ± 0.7	40.8 ± 3.9	42.1 ± 3.3	38.3 ± 2.4	35.7 ± 3.3
Triglycerides (mmol L ⁻¹)	1.98±0.08	2.07±0.28	2.26± 0.03	2.19±0.20	2.13 ± 0.03
Cholesterol (mmol L ⁻¹)	5.54±0.58	6.16±0.71	6.82±0.50	5.97±0.67	5.29±0.71
Glycated haemoglobin (%)	48.28 ± 1.13	47.01 ± 2.30	46.67 ± 2.77	47.66 ± 4.11	49.53 ± 2.08

Values are expressed as means ± SD from three replicate groups. Means in each line sharing a common superscript are not significantly different (P>0.05).

7 Hepatic parameters

8 The visceros- and hepatosomatic indices of the Lebranche mullets fed
 9 with increasing levels of dextrin did not show any significant differences
 10 ($P>0.05$; Table 5).

11 The liver glycogen concentration in mullets fed with treatment D1 was
 12 significantly lower ($P<0.05$) than that in mullets fed with D3. There were no
 13 significant differences among the other treatments ($P>0.05$). The liver
 14 triglyceride concentration of fish fed with D2 was lower ($P<0.05$) than those of
 15 mullets fed with D4 and D5. The other treatments did not show any significant
 16 differences ($P>0.05$; Table 5).

17

18 Table 5. The effects of different levels of dextrin in feed on hepatic parameters of
 19 *Mugil liza* fed experimental diets for 34 days.

Diets	D150	D200	D250	D300	D350
Glycogen (mg g ⁻¹)	18.21±6.65 ^a	30.45±6.83 ^{ab}	48.28±7.52 ^b	22.68±4.72 ^{ab}	42.14±7.74 ^{ab}
Triglycerides (mg g ⁻¹)	2.80± 0.19 ^{ab}	1,97 ± 0.25 ^b	2,69±0.35 ^{ab}	3.24 ± 0.34 ^a	3.84 ± 0.72 ^a
HIS (%)	1.39 ± 0.01	1.51 ± 0.02	1.65 ± 0.21	1.53 ± 0.06	1.68 ± 0.18
VSI (%)	10.81 ± 0.84	10.30 ± 0.51	10.42 ± 0.64	10.15 ± 0.17	10.54 ± 0.54

20 Values are expressed as means ± SD from three replicate groups. Means in each line
 21 sharing a common superscript are not significantly different ($P>0.05$).
 22

23 **Discussion**

24 The growth of the juvenile Lebranche mullets in this study was not
25 affected by dietary treatments with increasing levels of carbohydrates.
26 Although, the experimental period lasted 34 days, the fish showed an
27 approximate weight gain of 250% as reported by NRC (2011) as the growth
28 from which we can conclude a feeding trial. It is known that the ability of fish
29 to use carbohydrates from ingested food varies among species and feeding
30 habits (Hemre et al., 2002). Omnivorous and herbivorous fish species have a
31 better carbohydrate acceptance and show a greater protein sparing effect than
32 carnivorous species (Hemre et al., 2002). The omnivorous grass carp
33 (*Ctenopharyngodon idella*) can tolerate an inclusion of 33% wheat starch in the
34 diet without affecting the growth and digestibility of dietary protein and
35 carbohydrate (Tian et al., 2011). Tan et al. (2009) reported that, for optimum
36 growth, a maximum of 32% dietary starch can be included in the diet of Gibel
37 carp (*Carassius auratus*). In contrast, carnivorous fish have a lower acceptance
38 of dietary carbohydrates. In the diet of the striped mullet, *Channa striatus*, it
39 was reported that a maximum of 12% dietary carbohydrates is allowed for
40 optimal growth (Arockiaraj et al., 1999). Our results indicate that 35% of
41 dextrin could be included in the Lebranche mullet diet without growth
42 impairment or negative effects on blood and hepatic parameters.

43 Some authors have reported that when fish are fed with an excessive
44 input of starch in the diet, a decrease in feed intake (FI) is observed because the
45 energetic contribution of the diet can regulate food consumption in fish
46 (Erfanullah Jafri, 1998). This reduction in the FI could lead to a lower

47 ingestion of other essential nutrients, thereby reducing growth (Ali & Jauncey,
48 2004). However, in the present study, no differences in FI were observed in
49 fish fed with dextrin levels ranging from 15 to 35%.

50 The inclusion of dietary carbohydrates can potentially promote an
51 improved utilisation of the protein offered in the diet as well as an increased
52 growth performance, as occurs with tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*
53 (Shiau and Peng, 1993); fingerling rohu, *Labeo rohita* (Satpathy and Ray,
54 2009); and pacu, *Piractus mesopotamicus* (Abimorad and Carneiro, 2007).
55 Growth promotion and protein sparing may be related to the fact that glucose is
56 the preferred oxidative substrate for nervous tissue and blood cells, and the
57 carbohydrate present in fish diets can depress gluconeogenic activity, thus
58 diverting amino acids away from oxidative pathways (Cowey et al., 1977;
59 Sanchez-Muros et al., 1996; Hemre et al., 2002). However, the PER did not
60 show any significant variation among the dietary treatments. Thus, in this study
61 increasing levels of dietary dextrin did not present the protein sparing effect.

62 Some authors have previously reported that high levels of dietary
63 carbohydrates can lead to an increase in blood glucose levels (Hemre and
64 Hansen, 1998; Hemre et al. 2002). To the best of our knowledge, no previous
65 works reporting the normal Lebranche mullet plasma glucose concentration
66 have been published. Thus, it cannot be determined whether the plasma
67 glucose level returned to its normal value 24 h after the last meal in all of the
68 treatment groups. Furthermore, the percentage of glycated haemoglobin, a form
69 of haemoglobin that provides information about the average plasma glucose
70 concentration over prolonged periods of time (Bookchin and Gallop, 1968;
71 Kilpatrick et al., 2009; Rahbar et al., 1969), did not show any significant

72 differences among the treatments. Therefore, the utilisation of high levels of
73 dietary digestible carbohydrates did not affect the long term glycemic response
74 in the Lebranche mullet. However, there is no previous works evaluating the
75 glicated haemoglobin in fish or ectoterm animals.

76 In hepatic tissue, the excess glucose derived from feeding results in
77 either glycogen synthesis or lipogenesis (Tan et al., 2009). In the present study,
78 liver size and the Hepatosomatic Index (HSI) of the Lebranche mullets were
79 not affected by the dietary treatments. However, liver glycogen content
80 increased when the dietary dextrin levels increased from 15% to 25%. In
81 addition, when the dietary dextrin level increased from 25% to 35%, the
82 accumulation of hepatic triglycerides increased. These results suggest that
83 lipogenesis could be activated as the amount of dietary dextrin increased from
84 25% to 35%. This increase in the lipid content of the liver may imply that a
85 large portion of the carbohydrate was used as energy. Thus, the Lebranche
86 mullet is possibly well adapted to the higher carbohydrate level by increasing
87 its glucose utilisation.

88 In fish culture practice, carbohydrate is the least expensive energy
89 source and should be intensively used to improve dietary protein utilisation and
90 to save costs when fish growth and the food conversion ratio are not depressed
91 (Tan et al., 2009). From this study, we can conclude that *Mugil liza* juveniles
92 can be fed diets containing up to 35% dietary dextrin without deleterious
93 effects on their growth or their plasma and hepatic biochemistry parameters.

94 **Acknowledgements**

95
96 J. Zamora-Sillero is a student in the Graduate Program in Aquaculture at
97 FURG and received support from the Brazilian Council of Research, CNPq. J.

98
99
100

M. Monserrat received a productivity research fellowship from the Brazilian Council of Research, CNPq.

101
102
103
104

105
106

107
108
109

110
111
112

113
114

115
116
117

118
119

120
121

122
123
124

125
126

127
128
129

130
131
132

133
134

References

- Abimorad, E. G.; Carneiro, D. J., 2007: Digestibility and performance of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) juveniles fed diets containing different protein, lipid and carbohydrate levels. *Aquac. Nut.* **13**, 1-9.
- Ali, M. Z.; Jauncey, K., 2004: Optimal dietary carbohydrate to lipid ratio in African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). *Aquacult. Int.* **12**, 169-180.
- American Public Health Association (APHA). (2005) Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 21st edn. APHA, Washington, DC, USA, 1193.
- Arockiaraj, J.; Muruganandam, M.; Marimuthu, K.; Haniffa, M. A., 1999: Utilization of carbohydrates as a dietary energy source by striped Murrel *Channa striatus* (Bloch) fingerlings. *Acta Zoologica Taiwanica* **10**, 103–111.
- Association of official Analytical Chemist (AOAC) (1998) Official Methods of Analysis of the AOAC International 16th edn. AOAC.
- Ben Khemis, I.; Zouiten, D.; Besbes, R.; Kamoun, F., 2006: Larval rearing and weaning of thick lipped grey mullet (*Chelon labrosus*) in mesocosm with semi-extensive technology. *Aquaculture* **259**, 190-201.
- Benderschneider, K.; Robinson, R. J., 1952: A new spectrophotometric method for determination of nitrate in sea water, *J. Mar. Res.* **1**: 69-87.
- Blaxter, K. L., 1989: Energy metabolism in animals and man. Cambridge, UK: Cambridge University Press. 336 pp. ISBN: 0521360943.
- Bookchin, R. M.; Gallop, P. M., 1968: Structure of haemoglobin A1c: nature of the N-terminal beta chain blocking group. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* **32**, 86–93
- Carr, R. S.; Neff, J. M., 1984: Quantitative semiautomated enzymatic assay for tissue glycogen. *Comp. Biochem. Physiol.* **77B**, 447-449.
- Carvalho, C. V. A.; Bianchini, A.; Tesser, M. B.; Sampaio L. A., 2010: The effect of protein levels on growth, postprandial excretion and tryptic activity of juvenile mullet *Mugil platanus* (Günther). *Aquac. Res.* **41**, 511-518.
- Cowey, C. B.; Knox, D.; Walton, M. J.; Adron, J. W., 1977: The regulation of gluconeogenesis by diet and insulin in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Br. J. Nutr.*, **38**, 462-470.
- Enes, P.; Panserat, S.; Kaushik, S.; Oliva-Teles A., 2009: Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish. *Fish Physiol. Biochem.* **35**, 519–539.

- 135 Erfanullah Jafri, A. K., 1998: Effect of dietary carbohydrate-to-lipid on growth
136 and body composition of walking catfish (*Clarias batrachus*). Aquaculture
137 **161**, 159-168.
- 138 Fraga, E.; Schneider, H.; Nirchio, M.; Santa-Brigida, E.; Rodrigues-Filho, L.
139 F.; Sampaio, I., 2007: Molecular phylogenetic analyses of mullets (Mugilidae,
140 Mugiliformes) based on two mitochondrial genes. J. Appl. Ichthyol. **23**, 598–
141 604.
- 142 Fynn-Aikins, K.; Hung, S. S. O.; Liu, W.; Li, H., 1992: Growth, lipogenesis
143 and liver composition of juvenile white sturgeon fed different levels of D-
144 glucose. Aquaculture **105**, 61–72.
- 145 González-Félix, M. L.; Davis, D. A.; Rossi, W.; Perez-Velazquez, M., 2010:
146 Evaluation of apparent digestibility coefficient of energy of various vegetable
147 feed ingredients in Florida pompano, *Trachinotus carolinus*. Aquaculture **310**,
148 240-243.
- 149 Hemre, G.I., Lie, Ø.; Sundby, A., 1993: Dietary carbohydrate utilisation in cod
150 (*Gadus morhua*): metabolic responses to feeding and fasting. Fish Physiol.
151 Biochem. **10**, 455–463.
- 152 Hemre, G.I.; Sandnes, K.; Lie, Ø.; Torrissen, O.; Waagbø, R., 1995:
153 Carbohydrate nutrition in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., growth and feed
154 utilization. Aquacult. Nutr. **26**, 149–154.
- 155 Hemre, G. I.; Hansen, T., 1998: Utilization of different dietary starch sources
156 and tolerance to glucose loading in Atlantic salmon during parr–smolt
157 transformation. Aquaculture **161**, 145–157.
- 158 Hemre, G. I.; Mommsen, T. P.; Krogdahl, A., 2002: Carbohydrates in fish
159 nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. Aquac.
160 Nutr. **8**; 175-194.
- 161 Heras, S.; Roldán, M. I.; Castro, M. G., 2009: Molecular phylogeny of Mugilidae
162 fishes revised. Rev. Fish Biol. Fish **19**, 217–231.
- 163 Hilton, J.W.; Hodson, P. V., 1983: Effect of increased dietary carbohydrate on
164 selenium metabolism and toxicity in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). J.
165 Nutrition **113**, 1241–1248.
- 166 Ito, K.; Barbosa, J. C., 1997: Nível proteico e proporção de proteína de origem
167 animal em dietas artificiais para a tainha, *Mugil platanus*. B. Inst. Pesca **24**,
168 111-117.
- 169 Kilpatrick, E.S.; Bloomgarden, Z. T.; Zimmet, P. Z., 2009: Is haemoglobin
170 A1c a step forward for diagnosing diabetes? BMJ **339**: b4432.

- 171 Krogdahl, A.; Hemre, G. I.; Mommsen, T. P., 2005: Carbohydrates in fish
172 nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. *Aquac. Nutr.* **11**, 103–
173 122.
- 174 Laiz-Carrión, R.; Viana, I. R.; Cejas, J.R.; Ruiz-Jarabo, I.; Jerez, S.; Martos, J.
175 A.; Almansa Berro, E.; Mancera, J. M., 2012: Influence of food deprivation
176 and high stocking density on energetic metabolism and stress response in red
177 porgy, *Pagrus pagrus* L. *Aquacult. Int.* **20**, 585–599.
- 178 Lee, S. M.; Kim, K. D.; Lall, S. P., 2003: Utilization of glucose, maltose,
179 dextrin and cellulose by juvenile flounder (*Paralichthys olivaceus*).
180 *Aquaculture* **221**, 427–438.
- 181 Menezes, N. A.; Figueiredo, J. L., 1985: Manual de peixes marinhos do
182 Sudeste do Brasil V. Teleostei. Museu de Zoologia da Universidade de São
183 Paulo, São Paulo, SP.
- 184 Menezes, N. A.; Oliveira, C.; Nirchio M., 2010: An old taxonomic dilemma: the
185 identity of the western south Atlantic lebranche mullet (Teleostei: Perciformes:
186 Mugilidae). *Zootaxa* **2519**: 59-68.
- 187 Nery, L. E. M.; Santos, E. A., 1993: Carbohydrate metabolism during
188 osmoregulation in *Chasmagnathus granulata* dana, 1851 (Crustacea,
189 Decapoda). *Comp. Biochem. Physiol.* **106 B**, 747, 753.
- 190 NRC (National Research Council), 2011: Nutrient requirement of fish and
191 shrimps. National Academy Press, Washington, DC.
- 192 Oliveira, I. R.; Soares, L. S. H., 1996: Alimentação da tainha *Mugil platanus*
193 Günther, 1880 (Pisces: Mugilidae), da região estuarino-lagunar de Cananeia,
194 São Paulo, Brasil. *B. Inst. Pesca* **23**, 95-104.
- 195 Rahbar, S.; Blumenfeld, O.; Ranney, H. M., 1969: Studies of an unusual
196 hemoglobin in patients with diabetes mellitus. *Biochem. Biophys. Res.*
197 *Commun.* **36**, 838–843.
- 198 Sanchez-Muros, M. J.; Garcia-Rejon, L.; Lupianez, J. A.; De la Higuera, M.,
199 1996: Long-term nutritional effects on the primary liver and kidney
200 metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Adaptive response of
201 glucose-6-phosphate dehydrogenase activity to high carbohydrate/low-protein
202 and high-fat/non-carbohydrate diets. *Aquac. Nutr.* **2**, 193–200.
- 203 Satpathy, B. B.; Ray, A. K., 2009: Effect of dietary protein and carbohydrate
204 levels on growth, nutrient utilization and body composition in fingerling rohu,
205 *Labeo rohita* (Hamilton). *J. Appl. Ichthyol.* **25**, 728–733.

- 206 Shiau, S. Y.; Peng, C. Y., 1993: Protein-sparing effect by carbohydrate in diets
207 for tilapia *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. *Aquaculture* **117**, 327–334.
- 208 Strickland, J. L. H.; Parsons, T. R., 1972: A practical handbook of seawater
209 analysis. Fish. Res. Board. Can. Bull., Ottawa.
- 210 Tan, Q.; Wang, F.; Xie, S.; Zhu, X.; Lei, W.; Shen, J., 2009: Effect of high
211 dietary starch levels on the growth performance, blood chemistry and body
212 composition of gibel carp (*Carassius auratus* var. gibelio). *Aquac. Res.* **40**,
213 1011-1018.
- 214 Tian, L. X.; Liu, Y. J.; Hung, S. S. O.; Deng, D. F.; Yang, H. J.; Niu, J.; Liang,
215 G.Y., 2010: Effect of feeding strategy and carbohydrate source on
216 carbohydrate utilization by Grass Carp (*Ctenopharyngodon idella*). *Am J Agric*
217 *Biol Sci* **5**, 135–142
- 218 UNESCO, 1983: Chemical methods for use in marine environmental
219 monitoring. Paris, France: Intergovernmental Oceanographic Commission.
220 Manual and Guides. 53 pp. ISSN: 0251-6020.
- 221 Wilson, R. P.; Halver, J. E., 1986: Protein and amino acid requirements of fishes.
222 *Annual Review of Nutrition* **6**, 225-244.
- 223 Wilson, R. P., 1994: Utilization of dietary carbohydrate by fish. *Aquaculture*
224 **124**, 67–80.
- 225 Zar, J.H., 1984: *Biostatistical Analysis*, 2nd ed. Prentice Hall, New Jersey.
226 960pp. ISBN: 0321656865.
- 227

228 **3. Conclusões**

229

230 O presente trabalho permite concluir que a dextrina pode ser fornecida até
231 35% de inclusão na dieta da tainha *Mugil liza* sem afetar negativamente a
232 sobrevivência, o desempenho zootécnico, assim como os parâmetros metabólicos e
233 composição corporal.

234

235 **4. Considerações finais**

236 Como o maior nível de dextrina fornecido na dieta (35%) não apresentou
237 diferenças significativas quanto aos parâmetros zootécnicos e metabólicos na tainha
238 quando comparado aos demais grupos alimentados com valores de inclusão de
239 dextrina inferiores; em estudos posteriores é indicado fornecimento de níveis maiores
240 de dextrina para que se possa determinar o nível ótimo de dextrina que pode ser
241 suplementado na dieta da tainha *Mugil liza*. Seria interessante estudar a tolerância à
242 glicose da tainha mediante injeções intraperitoneais para se determinar níveis basais
243 de glicose plasmática da espécie e o tempo necessário para sua redução.