**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

**Carboidratos em dietas para o dourado *Salminus brasiliensis*
(CUVIER, 1816)**

Giovanni Vitti Moro

Tese apresentada para obtenção do título de Doutor
em Ciências. Área de concentração: Ciência Animal
e Pastagens

**Piracicaba
2013**

Giovanni Vitti Moro
Engenheiro Agrônomo

**Carboidratos em dietas para o dourado *Salminus brasiliensis*
(CUVIER, 1816)**

versão revisada de acordo com a resolução CoPGr 6018 de 2011

Orientador:
Prof. Dr. **JOSÉ EURICO POSSEBON CYRINO**

Tese apresentada para obtenção do título de
Doutor em Ciências. Área de concentração:
Ciência Animal e Pastagens

**Piracicaba
2013**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA - ESALQ/USP**

Moro, Giovanni Vitti

Carboidratos em dietas para o dourado *Salminus brasiliensis* (CUVIER, 1816) / Giovanni Vitti Moro.- - versão revisada de acordo com a resolução CoPGr 6018 de 2011. - - Piracicaba, 2013.
102 p: il.

Tese (Doutorado) - - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 2013.

1. Carboidratos na dieta 2. Digestibilidade 3. Dourado 4. Glicemia 5. Nutrição animal 6. Lipídeos I. Título

CDD 639.375
M867c

"Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte – O autor"

DEDICATÓRIA

“Aos meus queridos pais José Roberto e Fabíola e irmãos Gustavo e Juliana”

“A minha esposa Amanda”

“Ao meu orientador Zico”

“A todos os amigos do Setor de Piscicultura”

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente aos meus pais, José Roberto Moro e Fabíola Vitti Moro, pois sem a educação e os ensinamentos que eles me passaram, durante a vida, eu não seria a pessoa que sou hoje.

A minha esposa, Amanda Avelar Barrozo Moro pelo apoio e ajuda durante a elaboração da tese.

Aos meus Avós, Dorairtes S. S. Vitti e Lino Vitti, que me acolheram em sua casa durante o período de doutorado.

Agradeço muito ao meu orientador, José Eurico Possebon Cyrino, por toda a ajuda e apoio durante o tempo de doutorado no Setor de Piscicultura da ESALQ – USP, pela amizade, e por ter proporcionado a oportunidade de desenvolver esse trabalho.

Agradeço ao Prof. Gérson Barreto Mourão o inestimável auxílio na definição do delineamento experimental e orientação para realização das análises estatísticas.

Aos técnicos do setor de piscicultura, Junior e Sérgio deixo meus mais sinceros agradecimentos pela presteza e agilidade em resolver todos os problemas de infraestrutura para a realização dos experimentos.

A todos meus amigos do Setor de Piscicultura da ESALQ – USP, Jony, Thyssia, Tarcila, Ricardo Borghesi, Ricardo Zanon e Brunno Cerozzi, pela amizade e imenso auxílio na realização dos ensaios.

Agradeço por fim ao CNPQ, pelo apoio financeiro para a execução do projeto.

Obrigado!!

EPIÍGRAFE

“A invencibilidade está na defesa; a possibilidade de vitória, no ataque. Quem se defende mostra que sua força é inadequada; quem ataca, mostra que ela é abundante”

Sun Tzu

SUMÁRIO

RESUMO	11
ABSTRACT.	13
LISTA DE FIGURAS.	15
LISTA DE TABELAS	17
1 INTRODUÇÃO.....	19
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	21
2.1 O dourado	21
2.2 Fontes de energia para os peixes	23
2.3 Carboidratos	24
2.4 Lipídios.....	26
2.5 Relação carboidratos lipídios	29
2.6 Controle da glicemia em peixes teleósteos	30
2.7 Digestão química e enzimática em peixes teleósteos	31
2.8 Plasticidade enzimática em peixes teleósteos.....	32
2.9 Processamento das rações	35
3 MATERIAL E MÉTODOS	40
3.1 Determinação da curva glicêmica do dourado (Ensaio 1).....	40
3.2 Determinação da digestibilidade de fontes de carboidratos (Ensaio 2)	43
3.3 Determinação da melhor relação amido:lipídio–C:L (Ensaio 3)	48
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.	55
4.1 Determinação da curva glicêmica do dourado	55
4.2 Determinação da digestibilidade de diferentes fontes de carboidratos.....	65
4.3 Determinação da melhor relação amido:lipídio – C:L	68
CONCLUSÕES.....	81
REFERÊNCIAS	83

RESUMO

Carboidratos em dietas para o dourado *Salminus brasiliensis* (CUVIER, 1816)

Esse estudo objetivou determinar as exigências dietéticas e a relação carboidratos:lipídios ideal para juvenis de dourado em ensaios de desempenho e digestibilidade. Os ensaios foram realizados em sistema de recirculação com controle de temperatura ($25,5 \pm 0,5$ °C), oxigênio dissolvido ($6,2 \pm 0,4$ mg L⁻¹), pH ($7,68 \pm 0,12$) e amônia total ($< 0,25$ mg L⁻¹). Para determinação da curva glicêmica, 700 juvenis de dourado ($57,37 \pm 11,57$ g) foram distribuídos em 14 tanques de polietileno (330 L) em um delineamento inteiramente casualizado (n=5) e alimentados com dietas extrudadas ou peletizadas contendo 85% de uma ração basal (43% de proteína bruta – PB; 4440 kcal kg⁻¹ energia bruta – EB) e 15% das fontes de carboidrato: glicose, dextrina, amido de milho, quirera de arroz, milho moído, fécula de mandioca ou celulose. Para determinar a variação na concentração de glicose sanguínea, cinco peixes por tratamento foram coletados aleatoriamente e anestesiados nos seguintes intervalos após alimentação: 30 minutos, 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 8 h, 12 h, 15 h e 24 h. As amostras de sangue foram coletadas por punção caudal e a leitura da glicose sanguínea realizada imediatamente. Para o ensaio de digestibilidade foram formuladas quatorze rações experimentais, extrudadas ou peletizadas, contendo 69,9% da ração basal, 30% da fonte de carboidrato testada (milho moído, farinha de mandioca torrada, farinha de trigo, quirera de arroz, fécula de mandioca e amido de milho) e 0,1% de óxido de crômio. Juvenis de dourado foram alojados em gaiolas (80 L; 40 peixes; $73,97 \pm 12,00$ g) e alimentados até saciedade aparente em duas refeições diárias em um ensaio em delineamento inteiramente ao acaso (n=3). Após a segunda alimentação, as gaiolas eram transferidas para tanques cilíndrico-cônicos (250 L) e as fezes coletadas por sedimentação em intervalos de 6 h e 12 h. Estas foram congeladas e liofilizadas para conservação até análise e consequente cálculo dos coeficientes de digestibilidade da matéria seca, amido e energia dos ingredientes. No ensaio de desempenho, foram formuladas oito rações extrudadas com diferentes relações amido:lipídios (C:L): 0:1, 0,3:1, 0,7:1, 1,0:1, 1,4:1, 2,0:1, 2,3:1 e 3,3:1. Juvenis de dourado ($3,34 \pm 0,16$ g) foram distribuídos em 32 tanques de polietileno (330 L; 30 peixes por tanque) em um delineamento inteiramente casualizado (n=3) e alimentados duas vezes ao dia (10h00min e 15h30min) até a saciedade aparente, por 95 dias. O processo de extrusão aumentou a digestibilidade das fontes de carboidrato testadas, ao mesmo tempo melhorando o aproveitamento da energia da dieta na forma de carboidrato, mas elevando os valores de glicemia do dourado, o que pode ser prejudicial ao ritmo de crescimento da espécie em longo prazo. A relação carboidrato:lipídio de 0,7:1 foi a que propiciou melhores índices de desempenho e utilização dos nutrientes pela espécie. O perfil enzimático dos peixes foi afetado pelas dietas. O dourado não utiliza bem carboidratos da dieta e, consequentemente, o uso de menores quantidades ou fontes menos digestíveis de carboidratos pode resultar em melhor crescimento durante a produção comercial dessa espécie.

Palavras-chave: Dourado; Carboidratos; Nutrição; Lipídios; Glicemia; Digestibilidade

ABSTRACT

Carbohydrates in diets for dourado *Salminus brasiliensis* (CUVIER, 1816)

This study aimed at determining dietary requirements and the ideal dietary carbohydrates to lipids ratio for juvenile dourado based on performance and digestibility trials. All assays were performed in a recirculation system under controlled temperature (25.5 ± 0.5 °C), dissolved oxygen (6.2 ± 0.4 mg L⁻¹), pH (7.68 ± 0.12) and total ammonia (<0.25 mg L⁻¹). To determine the glycemic curve, 700 juvenile dourado (57.37 ± 11.57 g) were housed into 14 polyethylene tanks (330 L) in a completely randomized design ($n = 5$), and fed pelleted or extruded diets containing 85% of a basal diet (43% crude protein - CP, 4,440 kcal a gross energy kg - EB) and 15% of the carbohydrate sources – glucose, dextrin, maize starch, rice, corn, cassava starch or cellulose. To determine the change in blood glucose concentration, five fish from each treatment were randomly collected immediately and anesthetized at the following intervals after feeding: 30 min, 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 8 h, 12 h, 15 h and 24 h. Blood samples were drawn by puncture of the caudal vein and glycemic levels measured immediately. For the digestibility trial, fourteen experimental diets were formulated, pelleted or extruded, containing 69.9% of the basal diet, 30% of the carbohydrate source to be tested (corn, toasted cassava meal, wheat flour, rice, cassava starch and corn starch) and 0.1% chromic oxide. The trial was set up in a completely randomized design ($n=3$). Juvenile dourado were housed in cages (80 L, 40 fish per cage, 73.97 ± 12.00 g) and fed *ad libitum* twice a day the experimental diets. After the last daily meal, cages were transferred to conical-cylinder tanks (250 L) and faeces collected by sedimentation period of 6 h and 12 h after feeding. Feces were collected, frozen and lyophilized and storage until analysis and subsequent calculation of digestibility coefficients of dry matter, starch and energy ingredients. For the performance, eight extruded diets with different ratios of carbohydrate lipids (C: L): 0:1, 0.3:1, 0.7:1, 1.0:1, 1.4:1, 2.0:1, 2.3:1 and 3.3:1 were formulated and fed to juvenile dourado (3.34 ± 0.16 g) housed in 32 polyethylene tanks (330 L, 30 fish per tank) in a completely randomized design ($n=3$) and fed twice a day (10:00 and 15:30) to apparent satiation for 95 days. The extrusion processing increased digestibility of the tested dietary carbohydrate sources, improving the utilization of dietary energy in the form of carbohydrate, but increasing blood glucose levels as well; this can impair the species growth rate in the long run. The dietary carbohydrate to lipid ratio 0.7:1 led to the best levels of performance and nutrient utilization by the species. The enzymatic profile of fish was affected by diets. Dourado does not utilize efficiently dietary carbohydrates so using lesser amounts or less digestible sources of dietary carbohydrates can lead to better growth in the commercial production of the species.

Keywords: Dourado; Carbohydrates; Nutrition; Lipids; Glycaemia; Digestibility

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Curva glicêmica de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidratos em rações extrudadas	57
Figura 2 - Curva glicêmica de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidratos em rações peletizadas	58
Figura 3 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham celulose, nos diferentes	58
Figura 4 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham glicose, nos diferentes processamentos.....	59
Figura 5 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham dextrina, nos diferentes processamentos	59
Figura 6 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham fécula de mandioca, nos diferentes processamentos	60
Figura 7 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham amido de milho, nos diferentes	60
Figura 8 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham quirera de arroz, nos diferentes processamentos.....	61
Figura 9 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham milho moído, nos diferentes processamentos.....	61
Figura 10 - Regressão polinomial de quarta ordem do ganho em peso dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos	70
Figura 11 - Regressão polinomial de quarta ordem da taxa de crescimento específico (TCE) dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	71
Figura 12 - Regressão polinomial de segunda ordem da conversão alimentar dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos	71
Figura 13 - Regressão polinomial de segunda ordem da taxa de retenção proteica dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	73
Figura 14 - Regressão polinomial de segunda ordem da taxa de retenção proteica dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	74

Figura 15 - Regressão linear do índice hepatossomático (IHS) dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	75
Figura 16 - Regressão linear do índice hepatossomático (IHS) dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	75
Figura 17 - Regressão polinomial de segunda ordem da proteína corporal final dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	77
Figura 18 - Regressão linear da gordura corporal final dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos.....	77

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição de ingredientes e nutricional da ração basal do experimento 1 (base úmida).....	41
Tabela 2 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do experimento 1 (base úmida)	42
Tabela 3 - Composição de ingredientes e nutricional da ração basal do experimento 2 (com base na matéria seca)	45
Tabela 4 - Composição de nutricional dos ingredientes Ensaio 2 (com base na matéria seca)	45
Tabela 5 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do experimento 2 (com base na matéria seca)	46
Tabela 6 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do experimento 3 (com base na matéria seca).....	50
Tabela 7 - Valores de glicose no sangue de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidrato em dietas extrudadas ou peletizadas)	56
Tabela 8 - Coeficientes de digestibilidade aparente (CDAs) para a matéria seca, energia bruta e amido das rações	65
Tabela 9 - Coeficientes de digestibilidade aparente para a matéria seca, energia bruta e amido da fécula de mandioca e do milho, em dietas peletizadas e extrudadas	66
Tabela 10 - Fração digestível, em relação à quantidade presente na ração, da matéria seca, energia bruta e amido da fécula e do milho, em dietas peletizadas e extrudadas	66
Tabela 11 - Variáveis de desempenho de alevinos de dourados alimentados com dietas contendo diferentes relações amido:lipídio (C:L)	70
Tabela 12 - Índice hepatossomático (IHS), glicemia e taxas de retenção proteica (TRP) e energética (TER) dos dourados nos diferentes tratamentos.....	72

Tabela 13 - Composição corporal final dos alevinos de dourado, alimentados com dietas contendo diferentes relações amido:lipídio (C:L)	76
Tabela 14 - Perfil enzimático dos dourados nos diferentes tratamentos	78

1 INTRODUÇÃO

A produção global de pescado passou de aproximadamente 127 milhões de toneladas em 2003, para 142 milhões de toneladas em 2008 (FAO, 2010). Esse incremento ocorreu quase que exclusivamente em função do aumento da produção oriunda da aquicultura, que passou de 38,9 milhões de toneladas em 2003 para 52,5 milhões de toneladas em 2008, ou seja, um incremento anual médio de 6,2%, enquanto a produção da pesca extrativa permaneceu estagnada. No Brasil, apesar do incremento da pesca extrativa ser relativamente maior que o global, a produção de pescado oriunda da pesca extrativista passou de 604 mil toneladas (1999) para 775 mil toneladas (2008), ou seja, um incremento de 28,31%, enquanto a produção proveniente da aquicultura, nesse mesmo período, aumentou de 140 mil toneladas para 290 mil toneladas, um incremento de 107,14% (FAO, 2010).

Seguindo essa tendência, o mercado de rações para organismos aquáticos é o que tem apresentado maior crescimento, tendo dobrado a produção na última década (GILL, 2007). Esse aumento na produção ocorreu principalmente em função dos avanços tecnológicos nos sistemas de produção de peixes e rações. Apesar desse rápido crescimento do setor, estimado em 25% para o ano de 2011 (SINDIRAÇÕES, 2010), o total de rações produzidas para organismos aquáticos ainda é pequeno em comparação à produção de rações para aves e suínos. Dos 61,5 milhões de toneladas de rações produzidas para animais em 2010, apenas 0,7% foi de rações para organismos aquáticos, enquanto que rações para aves e suínos representam 57 e 25% respectivamente (SINDIRAÇÕES, 2010).

De acordo com o sistema de produção adotado, as rações em aquicultura representam de 40 a 60% dos custos totais de produção (SCORVO-FILHO et al., 2010). Assim sendo, é importante conhecer todas as variáveis que possam influenciar no aproveitamento desse insumo nos sistemas de produção aquícolas, pois quanto melhor esse item de dispêndio for manejado e ajustado a cada um dos sistemas de produção, menor será a sua influência no custo total de produção, e melhor o retorno para o investidor. Sob esta ótica, o desenvolvimento da aquicultura comercial exige a utilização de rações balanceadas espécie-específicas, o que estabelece que as exigências nutricionais das espécies confinadas sejam estudadas e determinadas sistemática e precisamente.

Com base nisso, o objetivo deste trabalho foi determinar a utilização de carboidratos pelo dourado (*Salminus brasiliensis*) e a concentração máxima deste nutriente tolerada pela espécie.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 O dourado

O Brasil possui uma grande diversidade de espécies de peixes de água doce com potencial para a aquicultura, com destaque para o pacu (*Piaractus mesopotamicus*), o tambaqui (*Colossoma macropomum*), o pirarucu (*Arapaima gigas*), os surubins (*Pseudoplatystoma* sp.) etc. (BALDISSEROTTO; GOMES, 2005). Mais recentemente, o dourado (*Salminus brasiliensis*) (Cuvier, 1816) (Characiformes: Characidae) passou a receber atenção de criadores e pesquisadores. O dourado é um peixe ictiófago, reofílico, de hábitos diurnos e em função do seu rápido desenvolvimento inicial, do elevado preço de mercado e da preocupação relativa à conservação da espécie em ambiente natural, é considerado dentre as três espécies de *Salminus* existentes aquela com maior potencial para piscicultura (WEINGARTNER; ZANIBONI-FILHO, 2010).

É encontrado nas bacias do Rio Paraguai e Pantanal Mato-grossense, Rio Grande, Paraná e Prata e Rio São Francisco, sendo considerado o maior peixe de escama da Bacia do Prata e uma das espécies mais nobres dos peixes nativos de água doce (MORAIS FILHO e SCHUBART, 1955). O dourado é uma espécie de grande porte, com características organolépticas adequadas e tem características indicadas para a pesca esportiva, sendo um excelente atrativo em estabelecimento de pesque-pague (CARVALHO-FILHO, 1997; SCORVO-FILHO; AYROSA, 1996; KITAMURA et al., 2002; VENTURIERI, 2001; WEINGARTNER; ZANIBONI FILHO, 2010). Tal fato demonstra a necessidade e a importância de realização de estudos mais detalhados sobre a exploração comercial desta espécie em todo país.

As técnicas de reprodução e propagação artificial do dourado já estão bem definidas e estabelecidas (WEINGARTNER; ZANIBONI FILHO, 2010). Apesar disso, a larvicultura da espécie ainda é sujeita ao entrave do intenso canibalismo logo no início da alimentação exógena (LUZ et al., 2000; PINTO et al., 1986; WEINGARTNER; ZANIBONI FILHO, 2010). O treinamento alimentar das larvas, com ração seca, deve ser iniciado cinco dias após a eclosão, pois a partir dessa idade as enzimas digestivas começam a ser secretadas em concentrações adequadas para a digestão do alimento (VEGA-ORELLANA et al., 2006). Antes de cinco dias, as larvas são normalmente alimentadas com larvas de outros peixes (forrageiros), o que reduz o canibalismo intraespecífico (SCHUTZ; NUÑER, 2007). Weingartner et al. (2003) observaram que as pós-larvas de dourado consomem, em média, 2,5 larvas de grumatã (*Prochilodus lineatus*) da mesma idade nas primeiras 24 h de alimentação.

No que diz respeito à taxonomia da espécie, estudos, realizados por Géry e Lauzanne (1990), Lima (2006) e Lima e Britski (2007), definiram a existência de duas espécies de dourado apenas, não considerando as espécies de tabaranas (*S. affinis* e *S. hilarii*): o *Salminus brasiliensis*, incluindo os sinônimos *S. maxillosus*, *Hydrocyon brevidens*, *S. cuvieri*, *S. orbygnianus* e todos os sinônimos de *Hydrocynus brasiliensis*, e o *S. franciscanus*. O *S. brasiliensis* é a espécie de dourado encontrada nas bacias dos rios Paraná, Paraguai, Uruguai e no alto rio Chaporé e Mamoré (ambos na Bolívia), enquanto o *S. franciscanus* é a espécie encontrada na bacia do rio São Francisco.

O dourado é um animal piscívoro por excelência (ESTEVES; PINTO LÔBO, 2001), sendo o principal item alimentar de dourados capturados no alto rio Uruguai, por exemplo, peixes da família Pimelodidae (ZANIBONI FILHO et al., 2000). Em um estudo, avaliando a influência do fotoperíodo na predação de larvas de dourado, Schutz e Nuñez (2007) relataram que apesar do dourado ser considerado um predador visual, ou seja, que identifica suas presas por meio da visão, em situações de falta de luz ele pode apresentar um comportamento de espera e utiliza sensores mecânicos da linha lateral para detectar as presas.

Os trabalhos sobre nutrição do dourado iniciaram na década de 90, quando Borgheti et al. (1990) testaram diferentes níveis proteicos em rações para juvenis de dourado. Após esse trabalho, até meados dos anos 2000, estudos sobre a nutrição da espécie foram negligenciados até que Luz et al. (2000) testaram diferentes organismos vivos na alimentação inicial de pós-larvas de dourado. Nos anos que se seguiram, Schutz (2003) avaliou diferentes tipos de alimentos e influência do fotoperíodo para a espécie e Vega-Orellana (2003) o desenvolvimento ontogenético de proteinases digestórias e transição alimentar. Mais recentemente, Braga et al. (2007; 2008), Borghesi et al. (2009) e Teixeira et al. (2010) publicaram relatos sobre a nutrição e aproveitamento de ingredientes pela espécie. Entretanto, os dados publicados, até o presente, são poucos e insuficientes para determinar um padrão de exigência nutricional e de manejo para uma produção comercial adequada da espécie.

A alimentação artificial de espécies carnívoras é sujeita às limitações que vão desde o conhecimento das exigências nutricionais, o balanceamento e a palatabilidade das rações até o manejo alimentar (PEZZATO et al., 2004). O sucesso da piscicultura industrial depende de estudos sobre a nutrição e bio-energética das espécies confinadas, tanto aquelas cuja agroindústria está bem estabelecida, como novas espécies com potencial para a exploração (LOVELL, 1989). Destarte sua utilização em piscicultura comercial, em especial piscicultura esportiva, poucos ainda são os estudos que contemplam as exigências nutricionais do dourado.

2.2 Fontes de energia para os peixes

A energia necessária para os processos vitais dos peixes origina-se a partir do catabolismo dos macronutrientes, como proteínas, carboidratos e lipídios. De acordo com Halver e Hardy (2002), há uma grande diversidade de espécies de peixes com diferentes características e adaptações, desde espécies carnívoras, herbívoras e onívoras, e que vivem em temperaturas que variam de 0 a 40 °C. Esses e outros fatores afetam a capacidade das espécies em utilizar os macronutrientes para o metabolismo, tanto para o catabolismo quanto anabolismo. Dentre os macronutrientes, as proteínas são utilizadas na formação de tecidos e também como fonte de energia (WILSON, 2002). Entretanto, a proteína é o nutriente mais caro em uma dieta e é inviável economicamente a utilização dela como fonte energética, por isso, a adição de outras fontes de energia na dieta visa reduzir esse “desperdício” de proteína (WEBSTER; LIM, 2002).

A síntese e degradação da proteína são dependentes de um aporte energético ideal, uma relação proteína-energia dietética adequada (COWEY, 1979; WILSON, 2002; WEBSTER; LIM, 2002). A utilização de proteínas como fonte de energia pode ser reduzida pela utilização de uma adequada concentração de lipídios e carboidratos na dieta, fontes de energia mais baratas que as proteínas. Essa redução na transformação da proteína em energia, favorecendo sua utilização para o crescimento e formação dos tecidos, é denominada de efeito poupador da proteína (“protein-sparing effect”) (WILSON, 1989; 2002; HEMRE et al., 2002). Os lipídios aparentam ser mais eficientes que os carboidratos como nutriente poupador de proteína (BUREAU et al., 2002).

Por outro lado, o excesso de energia na dieta pode resultar em acúmulo de gordura corporal (PAGE; ANDREWS, 1973; WEBSTER; LIM, 2002) e mesmo em uma baixa utilização dos outros nutrientes como resultado da diminuição do consumo (BROMLEY, 1980; METAILLER et al., 1981; ALSTED; JOKUMSEN, 1989; WEBSTER; LIM, 2002). De maneira oposta, dietas contendo baixa concentração energética resultam em maior utilização da proteína como fonte de energia pelos peixes, o que seria economicamente prejudicial para a produção comercial (WEBSTER; LIM, 2002). Dessa forma, a utilização de fontes energéticas mais baratas – como carboidratos e lipídios – que propiciem a utilização da proteína, em sua maior parte, para a formação de tecidos, é de grande importância econômica para o setor produtor de alimentos para peixes.

2.3 Carboidratos

Carboidratos são aldeídos ou cetonas poli-hidroxilados, moléculas bio-orgânicas, de fórmula molecular $C_n(H_2O)_n$ (i.e. hidratos de carbono). Os carboidratos são sintetizados pelas plantas através da fotossíntese e constituem a principal reserva energética de todo o reino vegetal. Em animais os carboidratos são encontrados em pequenas quantidades no sangue (glicose) e no fígado e músculos (glicogênio) (SALWAY, 1994). O amido é um exemplo de carboidrato de reserva energética nos vegetais, as fibras de carboidratos estruturais. Apesar do carboidrato não ser considerado um nutriente essencial para os peixes (NRC, 2011), os subprodutos de grãos, largamente utilizados como ingredientes na formulação de rações para peixes, são ricos em carboidratos. Portanto, é importante conhecer como se dá o aproveitamento deste nutriente pelos peixes.

Da digestão enzimática dos carboidratos – di, oligo e polisacarídeos – originam os monossacarídeos, que são absorvidos por difusão simples ou por uma reação de fosforilação. Somente monossacarídeos simples estão presentes no sistema porta de circulação, e estes podem ser utilizados diretamente como suprimento e fonte de energia. A decomposição de carboidratos se completa pela produção de CO_2 e H_2O como resíduos finais (BERG et al., 2004; NELSON; COX, 2000)

Os peixes onívoros possuem maior capacidade de regulação da concentração de glicose no sangue, e isso pode explicar a maior capacidade desses peixes em utilizar carboidratos como fonte de energia comparativamente às espécies carnívoras (HEMRE et al., 2002). Essa resposta regulatória se traduz em um aumento da atividade da via glicolítica, bem como da lipogênese, e uma redução na gliconeogênese, conforme descrito por Shimeno et al. (1993) para a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). Em um estudo comparativo, foi relatado um aumento na atividade glicolítica, substancialmente maior para a carpa (*Cyprinus carpio*), uma espécie onívora, do que para duas espécies carnívoras, o pargo (*Chrysophrys major*) e o olhete (*Seriola quinqueradiata*), quando foram fornecidas glicose para os peixes. Entretanto, todas as espécies apresentaram um pequeno aumento na gliconeogênese, sendo que esse aumento foi maior para o olhete do que para a carpa (FURUICHI; YONE, 1982). Pode-se inferir, desta forma, que os peixes onívoros possuem mecanismos adaptativos mais eficientes para aproveitar uma maior concentração de carboidratos na dieta do que peixes carnívoros.

Os carboidratos mais importantes na nutrição de peixes são o glicogênio, a glicose, o lactato e o piruvato. O glicogênio é encontrado em grande quantidade no fígado e tecidos do músculo dos peixes. O glicogênio muscular de truta arco-íris (*Oncorhynchus mikiss*) pode ser,

em média, cerca de 6% maior que no fígado (0,25% contra 2,5% do peso corporal original), contudo as quantidades totais de glicogênio presentes no fígado e músculo podem ser consideradas equivalentes. No habitat natural, peixes ingerem muito pouco carboidrato em sua dieta, e obtêm suas necessidades energéticas pela quebra da proteína, usando certos aminoácidos, especialmente alanina, serina, fenilalanina e tirosina pela gluconeogênese. Os níveis de carboidratos considerados ótimo nas dietas podem variar de 7% até 40%, dependendo, principalmente, do hábito alimentar das espécies. A utilização de rações com elevados níveis de carboidratos, basicamente o amido, tem sido associada ao aumento no tamanho e peso do fígado, aumento na deposição de lipídios e glicogênio no fígado, descoloração do fígado – da carpa, truta arco-íris, salmão do Atlântico, perca amarela e do pintado –, um indicativo de que estes peixes não se adaptam bem a dietas com níveis elevados de carboidratos (COWEY; SARGENT, 1979; De SILVA; ANDERSON, 1995; FÄNGE; GROVE, 1979; GARCIA-GALLEGO et al., 1993; GOODWIN et al., 2002; HUTCHINS et al., 1998; SMALL; SOARES JR., 1999; SOENGAS; MOON, 1998; STOREBAKKEN et al., 2000).

A utilização de carboidratos pelos peixes depende da concentração do nutriente na dieta, do hábito alimentar e do grau de processamento das dietas (WILSON, 1994; JOVER et al., 1999; ROBAINA et al., 1999). Existe um interesse particular da pesquisa e da indústria de rações em estudos sobre a digestibilidade do amido. O amido cozido é significativamente melhor digerido pelo peixe do que o amido cru. De acordo com Spannhof e Plantikow (1983), o aumento do nível de amido na dieta de truta arco-íris produz aumento no volume de suco gástrico; a atividade da amilase, entretanto, é reduzida na presença de amido cru, mas aumentada na presença do amido hidrolisado.

A inclusão de carboidratos como fonte energética economizadora da proteína na dieta de organismos aquáticos (HEMRE et al., 2002) geralmente acompanha a substituição de fontes de proteína animal – e.g. farinha de peixe (ALBREKTSEN et al., 2006; REFSTIE et al., 2001), farinha de carne (HUNTER et al., 2000), farinha de abatedouro avícola (GAYLORD; RAWLES, 2005) – por fontes de proteína de origem vegetal – e.g. farelo de soja, glúten de milho, farelo de canola etc. (BUREL et al., 2000a, b; NG; CHEN, 2002). Se a tônica é encontrar sucedâneos para as fontes tradicionais de proteína e energia – i.e. farinha de peixe, cujo suprimento estará praticamente esgotado em meados da próxima década (BARRET; ODUM, 2000; HILBORN et al., 2004; NAYLOR, 1996; NAYLOR et al., 2001; VALDIMARSSON; JAMES, 2001) – das dietas de organismos aquáticos (BERGE et al., 1999; EL-SAYED, 1999; GATLIN III et al., 2007; GLENCROSS et al., 2002; HEBB et al.,

2003; TWIBELL; BROWN, 1998; XIE; JOKUMSEN, 1997), tanto a indústria como a academia vão ser obrigadas não só a conviver com a presença de carboidratos nas dietas dos organismos aquáticos, independentemente do hábito alimentar das espécies, mas conseguir a melhor produtividade possível a partir desta fonte de energia, a fim de viabilizar a aquicultura comercial.

Sobre a complexidade dos carboidratos e sua utilização pelos peixes, espécies como o catfish americano (*Ictalurus punctatus*) (WILSON; POE, 1987) e a carpa (*Cyprinus carpio*) (FURUICHI; YONE, 1982) utilizam melhor a dextrina ou o amido que a glicose. Em um estudo com o linguado (*Paralichthys olivaceus*), Lee et al. (2003) relataram um menor crescimento nos peixes que receberam fontes mais simples de carboidrato (glicose e maltose) do que nos peixes que receberam dextrina. No entanto, para a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), Anderson et al. (1984) não relataram diferenças no crescimento quando diferentes fontes de carboidratos (glicose, sacarose, dextrina e amido) foram adicionadas à dieta por 63 dias, mas afirmaram que um período maior de experimento deveria ter sido empregado para verificar possíveis danos metabólicos pelas fontes mais simples de carboidratos.

Os ingredientes ricos em carboidratos são mais disponíveis no mercado e são também uma forma de energia mais barata que aquela produzida por ingredientes ricos em proteínas ou lipídios, e podem ainda servir como precursores de aminoácidos e ácidos nucleicos, necessários para o crescimento. Portanto, se este macronutriente não está presente na dieta, os lipídios e as proteínas são metabolizados para obtenção de energia, aumentando o custo da ração. Deste modo, é importante suprir quantidades apropriadas de carboidratos, e na concentração máxima tolerável, na dieta de peixes confinados para diminuir o custo de produção.

2.4 Lipídios

Lipídios são compostos que possuem baixa solubilidade em água e considerável solubilidade em solventes orgânicos, propriedades físicas que refletem a natureza hidrofóbica de estruturas de hidrocarboneto que constituem fontes concentradas de energia, vitaminas, pigmentos e fatores de crescimento essenciais para os peixes (SALWAY, 1994). A carcaça de peixes extraídos de ambientes naturais, independentemente da temperatura ou salinidade da água, contém significativa quantidade de ácidos graxos poli-insaturados obtidos através do alimento, principalmente algas (SARGENT et al., 2002). Os lipídios são uma importante fonte de energia e de ácidos graxos essenciais na dieta, necessários para o crescimento e desenvolvimento dos peixes, sendo também importantes para absorção de vitaminas

lipossolúveis. Os lipídios apolares, na forma de triacilgliceróis, são hidrolisados pelas enzimas digestivas, resultando em glicerol e ácidos graxos livres, os quais são catabolizados principalmente para obtenção de energia (NRC, 2011). Já os lipídios polares, na forma de fosfolipídios, são componentes essenciais das membranas celulares.

Obras clássicas (BERG et al. 2004; NELSON; COX, 2000) classificam os lipídios em cinco classes principais: ácidos graxos, triglicerídios, fosfolipídios, esteróis e esfingolipídios. A nomenclatura dos ácidos graxos é resumida pela seguinte fórmula: $C_x:y(n-z)$, onde 'x' representa o número de átomos de carbono da estrutura; 'y' indica o número de duplas ligações na cadeia e 'z' indica em que posição está a primeira dupla ligação a partir do grupo não carboxílico (COOH). Os ácidos graxos de origem animal apresentam uma cadeia aberta, que pode conter até seis duplas ligações. Os ácidos graxos de origem vegetal são bem variados, podendo conter ligações acetilênicas, epóxi-hidróxi e ceto-grupos ou anéis de ciclopropeno.

Devido à incapacidade dos animais sintetizarem *de novo* ácidos graxos das séries n-6 e n-3, os mesmos devem estar presentes nas rações. Para animais terrestres, a série linoleica (n-6) é de fundamental importância, enquanto que a série linolênica (n-3) possui apenas importância relativa como ácido graxo esterificado [AGE]. Os dois principais ácidos graxos presentes nos tecidos de animais terrestres pertencem as séries n-6, e são: 18:2n-6 (linoleico) e o 20:4n-6 (araquidônico) (BELL; SARGENT, 2003; BRODTKORG et al., 1997; BUREAU et al., 2002; SARGENT et al., 2002).

Com exceção de algumas espécies, principalmente as marinhas, os peixes têm a capacidade de alongar e posteriormente desaturar 18:2n-6 ou 18:3n-3 no seu ácido graxo altamente poliinsaturado [HUFA] correspondente: 20:4n-6 no caso da série n-6, e 20:5n-3 ou 22:6n-3 no caso da série n-3 (MARTINO et al., 2002a, b, 2003; TOCHER et al., 1996; VALENTE et al., 2007; WEBSTER et al., 1994). Acredita-se que tais HUFA são responsáveis pelas funções metabólicas chaves atribuídas aos AGE. De fato, para a maioria das espécies de peixes, os HUFA possuem uma grande atividade como AGE, que estão diretamente relacionadas à sua unidade básica (18:2n-6 ou 18:3n-3) (TAKEUCHI; WATANABE, 1977; TAKEUCHI et al., 1983).

De forma geral os lipídios são bem utilizados por todas as espécies de peixes. Entretanto, eles são mais importantes como fonte de energia para peixes carnívoros tropicais ou para peixes de água fria e marinhos, já que estes têm pouco ou nenhuma capacidade de utilizar carboidrato como fonte de energia, diferindo um pouco neste aspecto de peixes tropicais não carnívoros, que possuem capacidade de digerir e consequentemente utilizar

carboidratos como fonte de energia (CHOU; SHIAU, 1999; TAKAHASHI; CYRINO, 2006). Independentemente do hábito alimentar e distribuição geográfica, organismos aquáticos têm nos lipídios a principal fonte de energia dietética e um importante regulador metabólico, responsável por manutenção do estado de higidez e pela adiposidade de carcaças no pescado produzido em confinamento (BRIGHT et al., 2005; CEJAS et al., 2003; FRACALOSSI; LOVELL, 1994, 1995; FRACALOSSI et al., 1994; FURUITA et al., 2003; GALLAGHER, 1999; GAYLORD; GATLIN III, 2000; GAYLORD; RAWLES, 2005; GEURDEN et al., 1997; MORGAN et al., 2002; PERES; OLIVA-TELES, 1999; POZERNICK; WIEGAND, 1977; REGOST et al., 2001; REGOST et al., 2003a, b; REIGH; ELLIS, 2000; ROBINSON; ROBINETTE, 1993; ROSENLUND et al., 2001; TANAKA et al., 2002; TUCKER et al., 2001; YILDIRIN-AKSOY et al., 2007; ZAMBONINO-INFANTE et al., 1999).

O aumento da concentração de lipídios na dieta, até certo ponto, resulta em maior aproveitamento da proteína pelos peixes, com melhoras nos índices de utilização alimentar e no crescimento. Takeuchi et al. (1978) relataram que a concentração de proteína da dieta para truta arco-íris poderia ser reduzida de 48 para 35%, sem nenhum prejuízo no crescimento, se a concentração de lipídio fosse aumentada de 15% para 20% da dieta. Takeda et al. (1975) demonstraram que é possível diminuir a concentração proteica da dieta do olhete (*Seriola quinqueradiata*) de 70% para 55%, sem provocar diminuição na taxa de crescimento, elevando o conteúdo de lipídios na dieta de 10% para 17%. Em outras espécies, porém, ocorre uma redução no crescimento com o aumento da concentração de lipídios na dieta acima de 4%, como é o caso da carpa indiana (*Catla catla*) (SEENAPA; DEVARAJ, 1995) e a tilápia do Nilo, (*Oreochromis niloticus*) (MEURER et al., 1999).

Tradicionalmente os óleos comerciais utilizados na alimentação de peixes são subprodutos da indústria pesqueira, fonte rica em ácidos graxos como o eicosapentaenoico (EPA 20:5 n-3) e o docosaexaenoico (DHA 22:6 n-3). Esses produtos têm tido sua demanda aumentada devido à procura para utilização na alimentação humana (NAYLOR et al., 2001; REGOST et al., 1999, 2003a, b). O óleo de pescado é a principal fonte de lipídios utilizada na formulação e processamento de dietas para peixes, dada sua importância como fonte de energia e de ácidos graxos poli-insaturados. Outras fontes muito exploradas são os óleos obtidos da extração de plantas oleaginosas, que não somente podem ser encontradas no mercado a um preço mais acessível quando comparadas às fontes de origem animal, como também possuem maior estabilidade, preservando-se livres de oxidação por mais tempo. Óleos vegetais como os de soja, de linhaça e de canola, apresentam teores mais elevados de ácido α -linolênico, precursor do EPA e do DHA, em comparação aos óleos de milho e de

girassol, por exemplo. O óleo de milho, extraído do germe do milho, apresenta aplicações muito variadas nas indústrias farmacêutica, cosmética e alimentícia, fábricas de rações animais, entre outras. O óleo de soja, consumido mundialmente em larga escala, tem uma utilização também bastante diversificada. Seu baixo preço aliado à excelente qualidade permite seu aproveitamento não só na alimentação humana, como na nutrição animal (BAHURMIZ; NG, 2007; BELL et al., 2003; BENDIKSEN et al., 2003; BUREAU et al., 2002; CABALLERO et al., 2002; CHOU et al., 2001; CRAIG et al., 1999; FRANCIS et al., 2006; GATLIN III et al., 2007; HADAS et al., 2003; HEBB et al., 2003; HUANG et al., 1998; HUNG et al., 1997; KIKUCHI, 1999; PIEDCAUSA et al., 2007; RAINUZZO et al., 1997).

2.5 Relação carboidratos : lipídios

A concentração de proteína na dieta é geralmente considerada fundamental para o ótimo crescimento do animal. Igualmente importante, entretanto, é a inclusão de níveis apropriados de fontes não protéicas de energia na dieta, os quais determinarão a eficiência da utilização da proteína (STEFFENS, 1981). Carboidratos e lipídios são as principais fontes não protéicas de energia na dieta de peixes, ambos mais baratos do que a proteína e amplamente disponíveis para formulação de rações. Em peixes de águas tropicais (quentes), a utilização dos carboidratos da dieta é consideravelmente alta e a sua incorporação nas formulações pode trazer benefícios adicionais para o crescimento do animal e também para a qualidade do pélete (WILSON, 1994; STONE, 2003; NRC, 2011). Altas concentrações de lipídios na dieta podem diminuir a estabilidade dos péletes, bem como alterar as características da carcaça e composição corporal.

Qualquer desequilíbrio em relação às fontes de energia não proteica (e/ou seus níveis de inclusão) pode ter um efeito direto no crescimento, conversão alimentar, retenção de nutrientes e composição corporal. Para algumas espécies, alterações nos níveis de carboidratos e lipídios podem melhorar o desempenho dos animais e a utilização da proteína na dieta (ERFANULLAH, 1998; BORBA et al., 2006; MORO et al., 2010), enquanto que para outras esse efeito não é observado (GARLING; WILSON, 1977). Deste modo, é importante determinar para cada espécie criada comercialmente, qual relação carboidrato (amido) lipídio (C:L) na dieta proporcionará o maior crescimento, conversão alimentar, aproveitamento dos nutrientes e adequada composição corporal.

2.6 Controle da glicemia em peixes teleósteos

As rotas metabólicas que exercem o controle da glicemia em peixes teleósteos são diferentes quando comparadas aos mamíferos (MOJSOV, 2000). Por esse motivo, os peixes aparentemente conseguem suportar melhor flutuações na concentração de glicose sanguínea do que os demais vertebrados (MOMMSEN; PLISETSKAYA, 1991). O controle da homeostase glicêmica nos animais está associado a vários fatores, como secreção de insulina, presença de receptores de insulina nas células, tipos de receptores e a presença de sensores localizados em diferentes partes do corpo (MOON, 2001; CARUSO; SHERIDAN, 2011; POLAKOF et al., 2011).

A concentração e produção de insulina em peixes são aparentemente normais ou, em alguns casos, bem acima do valor observado para os demais vertebrados (MOJSOV, 2000; MOON, 2001; POLAKOF et al., 2011). Desta forma, uma das razões que pode explicar as flutuações de glicose na corrente sanguínea e a hiperglicemia persistente observada para diversas espécies de peixes (MOON, 2001) é o número reduzido de receptores de insulina nas células da musculatura esquelética dos peixes, quando comparado com outros vertebrados (PLANAS et al., 2000). Por esse motivo, é comum em peixes, após a alimentação, digestão dos carboidratos e absorção da glicose, um aumento expressivo nos níveis glicêmicos levando a uma hiperglicemia persistente que pode levar, para algumas espécies, mais que um dia para ser normalizada (WRIGHT et al., 1998; LEGATE et al., 2001). Portanto, os peixes teleósteos respondem ao aumento da glicose no sangue como humanos que sofrem de diabetes do tipo II, ou diabetes *melitus* (MOMMSEN; PLISETSKAYA, 1991).

Em adição, a capacidade das espécies de peixe em controlarem o aumento da concentração de glicose sanguínea é variável e está relacionada com o hábito alimentar. Em uma revisão sobre os aspectos da intolerância à glicose nos teleósteos, Moon (2001) demonstrou que espécies onívoras retornam a níveis glicêmicos normais mais rapidamente que espécies carnívoras, o que explica em parte a maior capacidade desses peixes em aceitar e utilizar maiores concentrações de carboidratos da dieta (WILSON, 1994). Assim sendo, o aumento da digestibilidade dos carboidratos da dieta devido ao processamento pode trazer problemas para espécies carnívoras, prejudicando o desempenho produtivo (MOON, 2001; HEMRE et al., 2002; STONE, 2003).

2.7 Digestão química e enzimática do alimento em peixes teleósteos

A produção de suco gástrico ocorre na maioria das espécies de peixes, mas não naquelas que não possuem estômago definido (e.g. a carpa comum, *Cyprinus carpio*). Nessas espécies também não são secretados nem o ácido clorídrico ou a pepsina (FÄNGE; GROVE, 1979). O suco gástrico nos peixes teleósteos é composto por ácido clorídrico (HCl) e pepsinogênio (WILSON; CASTRO, 2011). O pepsinogênio é transformado em pepsina (forma ativa da enzima) pelo pH baixo, resultante da secreção de HCl (DABROWSKI; PORTELLA, 2005; FÄNGE; GROVE, 1979).

No pâncreas são produzidas e armazenadas enzimas proteolíticas, principalmente tripsina, quimotripsina, carboxipeptidases e elastase (FÄNGE; GROVE, 1979), na forma de grânulos de zimogênio inativo. Ao ser secretado na luz intestinal, o tripsinogênio é convertido em tripsina por proteases secretadas pelas células presentes no epitélio da mucosa intestinal (enteroquinases). Os demais zimogênios são ativados pela tripsina e iniciam sua ação sobre o substrato (FÄNGE; GROVE, 1979).

A lipase e a amilase são sintetizadas principalmente no pâncreas dos peixes, e em diversas espécies de teleósteos essa síntese pode ocorrer na mucosa intestinal (BORLONGAN, 1990). Para a amilase, essa característica é observada principalmente em peixes de hábito alimentar onívoro ou herbívoro, nos quais uma maior concentração dessa enzima é essencial para a digestão do carboidrato presente nos alimentos. Em peixes carnívoros, no entanto, a secreção de amilase se restringe apenas ao pâncreas difuso (FÄNGE; GROVE, 1979). Esse mecanismo serve para compensar a falta de um pâncreas bem desenvolvido nos peixes teleósteos.

Apesar de ser observada a atividade da lipase no estômago de alguns peixes, o sítio primário de hidrólise dos lipídios para a maioria das espécies é na porção anterior do intestino e nos cecos pilóricos, quando presentes, a partir da ação da bile (GISBERT et al., 1999). No entanto, a digestão de lipídios continua nas demais porções do intestino (SMITH, 1989), principalmente naquelas espécies estritamente carnívoras, que apresentam o trato digestório curto (FERRARIS; AHEARN, 1984). O aumento da produção de amilase pode ocorrer em resposta à presença de carboidratos ou de produtos da sua hidrólise no trato gastrintestinal (JOBLING, 1994); por exemplo, a glicose pode influenciar diretamente a produção desta enzima pelo tecido pancreático ou indiretamente, estimulando a liberação de insulina pelo pâncreas, que por sua vez estimulará a produção de amilase. A capacidade de digerir polissacarídeos, mesmo que modesta, está presente em peixes carnívoros (HALVER; HARDY, 2002).

Alguns autores relatam a presença de enzimas digestivas, características típicas do intestino dos animais, no estômago de algumas espécies de peixes. Concentrações consideráveis de amilase e lipase foram registradas nos estômagos de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) (MELO, 2004) e pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) (LUNDSTEDT, et. al., 2004), porém em menor concentração que no intestino. Por outro lado, o peixe espátula (*Polyodon spathula*) apresenta atividade de amilase no estômago e esôfago, mas a lipase está presente exclusivamente no intestino da espécie (JI et al., 2011). Da mesma forma, a atividade da amilase foi constatada no estômago de tambaqui (*Colossoma macropomum*), porém em uma concentração menor que no intestino (CORRÊA et al., 2007). Estas características bioquímicas e da fisiologia da digestão não são exclusivas de peixes de água doce; o mesmo tipo de atividade enzimática foi também registrada no estômago da espécie marinha (*Dentex dentex*) (PÉREZ-JIMÉNEZ et al., 2009).

Em mamíferos, a secreção de enzimas responsáveis pela digestão de carboidratos acontece na boca e no pâncreas, enquanto que a secreção e de enzimas responsáveis pela digestão de lipídios é limitada ao pâncreas. Aparentemente nos peixes isso não ocorre da mesma forma, havendo, em algumas espécies, secreção dessas enzimas pela mucosa estomacal. Um fator importante a ser ressaltado é que essas enzimas normalmente estão ativas em pH alcalino ou neutro e no estômago o pH ácido pode representar uma barreira as suas atividades. Portanto, apesar de estarem presentes nesse órgão, essas enzimas podem não estar ativas e exercerem sua função apenas quando o bolo alimentar atinge o intestino.

2.8 Plasticidade enzimática em peixes teleósteos

Como nos demais vertebrados, os peixes teleósteos possuem capacidade de modular fenotipicamente o perfil de enzimas digestivas em decorrência de variações ambientais naturais (GERMAN et al., 2004; KARASOV, 1996; SABAT et al., 1999). A secreção de enzimas digestivas como amilase, lipase e proteases é modulada não apenas por variações na composição do alimento ingerido diariamente e nas diferentes estações, mas também pela frequência alimentar, quantidade de alimento consumido, temperatura ambiente, estágio de desenvolvimento e possibilidade de alterações cíclicas (DABROWSKI et al., 1992).

Normalmente, peixes de hábito alimentar carnívoro possuem uma capacidade adaptativa mais limitada que peixes onívoros (BUDDINGTON et al., 1997). Em adição, a atividade das proteases é menos dependente do hábito alimentar do que a atividade da amilase, a qual geralmente é maior nos peixes onívoros (HIDALGO et al., 1999). Para os peixes tropicais, essas afirmativas são verdadeiras, embora em alguns casos a resposta

adaptativa do perfil enzimático não seja tão aparente para certas enzimas. Por exemplo, jundiás (*Rhamdia quelen*) alimentados com rações com concentração crescente de proteína bruta (20, 27, 34 e 41%) apresentaram aumento significativo nas proteases inespecíficas tanto do estômago quanto do intestino anterior. Inversamente, houve redução na atividade da amilase e da lipase também no intestino anterior, com o aumento na concentração proteica da dieta, o que permite inferir que o jundiá possui a capacidade de modificar o perfil de atividade das enzimas digestivas de acordo com a concentração dos nutrientes no alimento consumido (MELO, 2004). De maneira contrária, a inclusão crescente de carboidratos na dieta da mesma espécie e concomitante redução na concentração de lipídios não influenciou o perfil enzimático dos peixes (MORO et al., 2010). Essa variação de comportamento na mesma espécie pode ser explicada pelo estágio de desenvolvimento em que os animais se encontravam: 32 g no estudo de Melo (2004) e 0,62 g no estudo de Moro et al. (2010). Tal fato demonstra que a capacidade do jundiá modular a secreção enzimática pode não estar relacionada apenas à composição da dieta, mas também à idade dos peixes, i.e., aparentemente peixes mais jovens possuem menor capacidade em alterar a composição enzimática do trato digestório, quando comparados com peixes mais velhos.

Gominho-Rosa (2012) comparou as atividades da amilase e maltase intestinal entre duas espécies onívoras, o jundiá e a tilápia-do-Nilo, alimentadas com ingredientes ricos em carboidratos: farelo de trigo, farelo de mandioca, milho moído e quirera de arroz. A atividade da amilase foi significativamente maior no jundiá do que na tilápia, mas não foi afetada pela fonte de carboidrato da dieta. Entretanto, a atividade da maltase foi significativamente maior no jundiá que na tilápia e também diferiu entre as fontes de carboidratos: o farelo de trigo, a fonte de carboidratos com o menor teor de amido, promoveu uma maior atividade de maltase no jundiá, que apresentou ainda maior atividade das carboidrases, provavelmente para compensar o tamanho reduzido do seu intestino, quando comparado à tilápia.

Em estudo com juvenis de pintado, Lundstedt et al., 2004, mediram a concentração enzimática em diferentes regiões do trato digestório dos peixes, alimentados com rações que continham níveis crescentes de proteína bruta (20, 30, 40 e 50%), níveis decrescentes de amido (36,23; 25,01; 13,44 e 1,94%) e nível de lipídios próximo de 13%. Apesar da grande variação na concentração de amido nas rações, não foram observadas diferenças significativas na concentração de amilase no intestino, mas houve variação na concentração desta enzima no estômago (LUNDSTEDT et al., 2004). Esse comportamento era esperado por se tratar de uma espécie carnívora, cujos alimentos ricos em carboidratos são praticamente inexistentes na dieta natural.

Fato interessante relatado por Lundstedt et al. (2004) foi o aumento na concentração de proteases principalmente nas regiões anterior e média dos intestinos dos peixes. Entretanto, nos níveis mais altos de proteína bruta na dieta, a concentração das proteases diminuiu, demonstrando que o aumento da inclusão de um nutriente pode estimular a secreção das enzimas responsáveis pela sua digestão até certo limite, mas quando em excesso, o efeito desse nutriente em estimular a secreção enzimática pode ser contrário ao esperado. A atividade da lipase, principalmente na porção anterior do intestino dos peixes, aumentou com o aumento da inclusão de proteína na dieta e redução na concentração de carboidratos. Provavelmente, a menor concentração de fontes de energia não proteica na dieta estimulou uma maior secreção de lipase, com o objetivo de tornar a digestão da gordura da dieta mais eficiente, consequentemente, melhor aproveitada.

O aumento na secreção de proteases alcalinas como resultado da maior concentração de proteína na dieta também foi observado para o rohu (*Labeo rohita*) (DEBNATH et al., 2007). Segundo Hidalgo et al. (1999), essa resposta é comum na maioria das espécies de peixes e não está muito relacionada ao hábito alimentar das espécies, ou seja, tanto em peixes carnívoros como em onívoros há um incremento na secreção de proteases em função da concentração de proteína no alimento. Esse mesmo comportamento não ocorre em relação à amilase, sendo que peixes onívoros possuem maior capacidade de modular a secreção dessa enzima do que peixes carnívoros (HIDALGO et al., 1999). Por exemplo, em um trabalho com o tambaqui, uma espécie onívora, o aumento da concentração de milho na dieta e consequente aumento na concentração de carboidratos, resultaram em uma maior atividade da amilase e maltase, tanto nos cecos pilóricos quanto no intestino dos peixes (CORRÊA et al., 2007).

Não só a concentração de um nutriente influencia diretamente a secreção de enzimas digestivas. Em alguns casos, a baixa concentração do nutriente ou a baixa qualidade do ingrediente resultam em uma maior secreção enzimática a fim de aumentar a eficiência digestiva e também absorptiva (BUDDINGTON et al., 1997; GERMAN et al., 2004; HIDALGO et al., 1999; KARASOV, 1996; RAY, 1988; SABAT et al., 1999). Por exemplo, para o tambaqui foi verificada maior atividade de proteases no estômago dos peixes quando a concentração proteica da dieta foi reduzida de 60% para 42% aproximadamente. Foi constatado ainda um aumento na atividade da lipase no intestino como resultado do aumento na inclusão de gordura na dieta. Antagonicamente, a atividade da amilase diminuiu no intestino dos peixes, possivelmente pela maior concentração de gordura na ração (DE ALMEIDA et al., 2006).

Alguns ingredientes possuem fatores antinutricionais que podem reduzir a atividade de

algumas enzimas. A inclusão de farelo de soja como fonte proteica na dieta de jundiá (LAZZARI et al., 2010) reduziu a atividade da quimotripsina e tripsina no intestino dos animais. Outros trabalhos também comprovam que a inclusão de níveis elevados de farelo de soja em rações para peixes causa redução na atividade da tripsina e quimotripsina em função da presença de inibidores dessas enzimas naquele ingrediente, levando conseqüentemente a um menor crescimento dos peixes (KROGDAHL et al., 2003; OLIVA-TELES et al., 1994; REFSTIE et al., 1998).

2.9 Processamento das rações

A produção comercial de peixes de água doce para consumo humano utiliza alimentos obtidos pelos processos de extrusão e/ou peletização, sendo as rações extrudadas de uso mais frequente (KAUSHIK, 2000). O processo de peletização consiste na transformação de uma mistura de ingredientes finalmente moídos em um aglomerado denso e livre de material particulado, o pélete ou grânulo, o que melhora o desempenho dos animais facilitando a apreensão, reduzindo as perdas e eliminando o consumo seletivo de alimentos (BEHNKE, 2006). A formação do pélete ocorre por meio da prensagem da mistura alimentar contra a matriz da prensa granuladora ou peletizadora por um rolo compressor. Dependendo das características dos ingredientes utilizados, uma maior ou menor proporção de força é necessária na prensagem do material e formação do pélete. O atrito da mistura de ingredientes com os componentes da peletizadora e o umedecimento através da adição de água ou injeção de vapor à mistura gera um aumento discreto da temperatura interna na prensa que promove o cozimento dos ingredientes, o qual irá resultar em uma melhor aglutinação do pelete e digestibilidade dos ingredientes, quando comparado com o ingrediente cru. Normalmente a temperatura alcançada durante o processo de peletização não ultrapassa os 95 °C (BOTTING, 1991; HASTINGS; HIGGS, 1980; KAUSHIK, 2000; NEW, 1987).

No processo de extrusão a formação do grânulo ocorre pela prensagem da mistura alimentar por uma rosca sem-fim contra a matriz do canhão extrusor, sob alta pressão e temperatura; a pressão pode atingir de 34~37 atm e a temperatura 125~150 °C. O processo de extrusão pode às vezes melhorar a digestibilidade das rações animais por meio da desnaturação de algumas proteínas. Segundo Camire (2002), algumas enzimas e inibidores enzimáticos geralmente reduzem sua atividade devido à desnaturação e, ainda, alguns inibidores de proteases, presentes em ingredientes proteicos vegetais, podem ser eliminados pela elevada temperatura a que são submetidos durante o processo. Dessa forma, o tempo de permanência do material na extrusora, mais precisamente na região do canhão da extrusora, e

a temperatura do processo terá uma influência direta na digestibilidade da proteína (BOTTING, 1991; CAMIRE, 2002; HASTINGS; HIGGS, 1980; KAUSHIK, 2000; NEW, 1987; ROKEY et al., 2010).

Como relatado por Sorensen et al. (2002), trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*), por exemplo, alimentadas com dietas extrudadas a 100, 125 ou 150°C não apresentaram diferenças quanto à digestibilidade da proteína. O fato de dietas de peixes carnívoros conterem quantidades reduzidas de ingredientes de origem vegetal e o principal efeito do processo de extrusão ser a inativação de compostos antinutricionais presentes em ingredientes de origem vegetal, explica a ausência de efeitos significativos no relato em questão. Essa afirmação pode ser confirmada pelo trabalho realizado por Venou et al. (2003), que relataram que o processo de extrusão melhorou a digestibilidade da proteína do milho incluído em dietas para a dourada, (*Sparus aurata*), uma espécie onívora.

Cheng e Hardy (2003) registraram uma redução na digestibilidade da proteína da protenose de milho, cevada e trigo integral por trutas arco-íris alimentadas com rações não extrudadas comparativamente a rações extrudadas. Segundo Camire (2002), a reação de Maillard, que ocorre nos carboidratos expostos a altas temperaturas, pode indisponibilizar alguns aminoácidos (principalmente a lisina) nas dietas, o que reduzirá o aproveitamento da proteína como um todo. Então, apesar de não ter sido justificado pelos autores o motivo da redução na digestibilidade da proteína para os ingredientes testados, provavelmente esse fenômeno deve ter sido relevante no trabalho de Cheng e Hardy (2003).

Entretanto, Glencross et al. (2011) relataram uma melhora na digestibilidade da proteína do farelo de soja para truta arco-íris quando compararam rações extrudadas ou peletizadas. Porém, esses mesmos autores não verificaram diferenças na digestibilidade do concentrado proteico de tremoço amarelo, concentrado proteico de tremoço azul, farinha de gérmen de tremoço amarelo e farinha de gérmen de tremoço azul para essa mesma espécie devido ao processamento. Torna-se então razoável inferir que o efeito do processamento na digestibilidade da proteína é específico para cada ingrediente e processo, o que torna impossível definir quanto o processo de extrusão influencia o aproveitamento da proteína da dieta das diferentes rações pelas diferentes espécies.

Alimentos extrudados geralmente apresentam uma baixa concentração de lipídios e, caso seja necessária, a inclusão de óleos é feita após a extrusão por meio da aspersão desse óleo no alimento extrudado. A redução do atrito entre a parede do canhão, o produto e a rosca sem fim quando os teores de lipídios na dieta excedem 10% dificulta e prejudica o processo de extrusão uma vez que gera quantidade insuficiente de pressão no interior da câmara de

extrusão para que ocorra a expansão do produto (SINGH et al., 2007).

Outro problema da adição de fontes de lipídios às misturas antes da extrusão é o aparente desaparecimento dos lipídios durante o processamento. Segundo Camire (2002), durante o processo de extrusão lipídios e carboidratos formam complexos resistentes aos procedimentos básicos de extração de lipídios, levando a uma não detecção desses compostos no alimento ou ração. Ainda segundo esse autor, os lipídios podem ser liberados do complexo por meio de uma digestão ácida antes da análise e, dessa forma, a quantidade precisa de lipídios no alimento pode ser mensurada.

De acordo com Venou et al. (2003) o processo de extrusão do milho aumenta a digestibilidade dos lipídios contidos nesse ingrediente para a dourada. Segundo esses autores, a melhora na digestibilidade pode ser atribuída a uma menor concentração de carboidratos indigestíveis, os quais induzem um aumento da viscosidade do intestino e, conseqüentemente, aceleram o tempo de passagem do bolo alimentar pelo trato gastrointestinal. Resposta semelhante foi registrada por Cheng e Hardy (2003) que relataram uma melhora na digestibilidade do lipídio para o farelo de soja e cevada quando dietas para a truta arco-íris eram extrudadas. Por outro lado, a digestibilidade dos lipídios contidos na protenose de milho não variou com o processamento da ração; para o trigo integral foi registrado piora na digestibilidade desse nutriente. Os autores justificam essa variação pelo fato da concentração de lipídios nos cereais ser muito baixa, de forma que pequenas variações resultam em grandes diferenças.

O processo de extrusão busca aumentar a digestibilidade das fontes de carboidratos por meio do cozimento e gelatinização desse nutriente. Essa prática é importante porque ingredientes ricos em carboidratos são mais disponíveis no mercado, propiciando uma forma de energia mais barata que aquela produzida por ingredientes ricos em proteínas ou lipídios. Dessa forma, a inclusão de níveis adequados de carboidratos nas rações pode reduzir a utilização da proteína como fonte energética pelos peixes e, conseqüentemente, o custo da ração.

O aumento na digestibilidade do carboidrato pela redução da sua complexidade devido à gelatinização pelo cozimento já está bem definida para a maioria das espécies de peixes (STONE, 2003). A melhora nos coeficientes de digestibilidade do amido foi relatada para o robalo Europeu, (*Dicentrarchus labrax*), espécie de hábito alimentar carnívoro, alimentado com dietas contendo amido gelatinizado comparativamente aos peixes alimentados com dietas contendo amido cru (PERES; OLIVA-TELES, 2002). Venou et al. (2003) também relataram uma melhora nos coeficientes de digestibilidade aparente do amido para a dourada quando

compararam dietas que continham milho e trigo cru ou extrudados. Por fim, Pfeffer et al. (1991) demonstraram que, para a truta arco-íris, existe uma relação direta entre a digestibilidade do amido e o aumento na temperatura durante o processo de extrusão e Figueiredo-Silva et al. (2009) registraram que o “blackspot seabream”, (*Pagellus bogaraveo*), digere muito melhor o amido de milho gelatinizado pelo processo de extrusão.

O aumento na digestibilidade do amido pode resultar da redução na relação entre amilose e amilopectina consequente ao processo de gelatinização, conforme descrito para o amido presente no milho e trigo por alguns autores (BERGOT, 1993; COUSIN et al, 1996). Outra causa desse aumento pode ser a quebra das ligações de fósforo nos fosfo-oligossacarídeos presentes nessas fontes, dado que a amilase não consegue quebrar essas ligações e consequentemente digerir esses carboidratos, conforme descrito por Noda et al. (2008) para a fécula de batata. Noda et al. (2008) sugerem ainda que o processo de gelatinização diminui o tamanho dos grânulos de amido, o que aumenta superfície para ação da amilase, aumentando sua digestibilidade.

Por outro lado, a redução da complexidade dos carboidratos digestíveis e subsequente aumento na sua absorção podem prejudicar o desempenho de algumas espécies de peixes. Isto ocorre porque o uso do carboidrato da dieta pelos peixes está associado à sua complexidade (WILSON, 1994) e peixes de hábito alimentar onívoro possuem maior capacidade de regulação da concentração de glicose no sangue, o que pode explicar a maior capacidade dessas espécies em utilizar o carboidrato (HEMRE et al., 2002). Espécies de peixes como o catfish americano, (*Ictalurus punctatus*) (WILSON; POE, 1987) e a carpa, (*Cyprinus carpio*) (FURUICHI; YONE, 1982) utilizam melhor a dextrina ou o amido em comparação à glicose. Em um estudo com o linguado japonês (*Paralichthys olivaceus*) Lee et al. (2003) registraram um menor crescimento nos peixes que receberam fontes mais simples de carboidrato (glicose e maltose) do que nos peixes que receberam dextrina. Essa piora no desempenho pode ser explicada pelo fato de alimentos com altas concentrações de carboidratos resultarem em um aumento no tamanho do fígado e conteúdo de glicogênio, como ocorre, por exemplo, em salmonídeos (BUHLER; HALVER, 1961; LEE; PUTNAM, 1973). Esse efeito também foi relatado para o pargo (*Pagrus major*) (FURUICHI; YONE, 1971), e para o linguado (*Pleuronectes platessa*) (COWEY et al., 1975). No entanto, Anderson et al. (1984) não registraram diferenças no crescimento da tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentadas com dietas contendo diferentes fontes de carboidratos – glicose, sacarose, dextrina ou amido.

Em suma, o processo de extrusão melhora a digestibilidade da energia para a maioria das espécies de peixes estudadas (PFEFFER et al, 1991; PERES; OLIVA-TELES, 2002;

CHENG; HARDY, 2003; VENOU et al., 2003; GLENCROSS et al., 2011). A melhora na digestibilidade da energia está relacionada com o aumento da digestibilidade das fontes de energia não proteicas nas rações, ocasionada pelo processo de extrusão, principalmente das fontes de carboidratos.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os ensaios foram conduzidos no Laboratório de Nutrição de Peixes, Setor de Piscicultura do Departamento de Zootecnia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” da Universidade de São Paulo, *campus* Luiz de Queiroz em Piracicaba, SP, Brasil (22°42' S; 47°38' W; altitude 546 m). O laboratório é operado em sistema de recirculação total da água, com aeração constante, aquecimento da água e controle de fotoperíodo (12 h), e monitoramento rotineiro dos parâmetros de qualidade da água de temperatura (°C), oxigênio dissolvido (mg L^{-1}), pH e amônia total (mg L^{-1}).

3.1 Determinação da curva glicêmica do dourado (Ensaio 1)

Juvenis de dourado foram aclimatados às condições experimentais durante sete dias, alimentados duas vezes ao dia (08h00m e 16h00m) com uma dieta comercial contendo 40% de proteína bruta [PB], submetidos a um jejum de 48 h, pesados ($57,37 \pm 11,57$ g, distribuídos em 14 tanques de polietileno (330 L; 50 peixes por tanque) e alimentados, uma única vez (3% da biomassa) antes das coletas de sangue, com as dietas experimentais contendo as diferentes fontes de carboidratos (glicose, dextrina, amido de milho, quirera de arroz, milho moído, fécula de mandioca e celulose) e submetidas ao processamento de extrusão ou peletização. Os valores dos parâmetros de qualidade da água, monitorados durante o ensaio, foram: temperatura $25,5 \pm 0,5$ °C; oxigênio dissolvido $6,2 \pm 0,4$ mg L^{-1} ; pH $7,68 \pm 0,12$ e amônia total $\leq 0,25$ mg L^{-1} . Temperatura e oxigênio foram monitorados diariamente, de manhã e a tarde ; pH e a amônia total monitorados semanalmente.

Antes do período de alimentação foi coletado sangue de 14 peixes para a determinação da concentração inicial de glicose. Para determinar a variação na concentração de glicose sanguínea durante o tempo – 30 minutos, 1h, 2h, 4h, 6h, 8h, 12h, 15h e 24h após a última refeição – cinco peixes foram coletados aleatoriamente em cada parcela, anestesiados imediatamente em uma solução de benzocaína (100 mg L^{-1}) e submetidos à punção caudal para amostragem de sangue. Para reduzir a influência do manejo e estresse nos valores de glicose sanguínea, cada peixe foi submetido à amostragem uma única vez.

Rações experimentais

Para confecção das rações experimentais os ingredientes foram finamente moídos ($\emptyset = 0,7 \pm 0,2$ mm), homogeneizados, misturados, e (i) processados em extrusora experimental

(Imbramaq, Ribeirão Preto, SP), ou (ii) granulados em moinho elétrico para obtenção de grânulos extrudados ou peletizados, respectivamente. As rações foram secas em estufa de ventilação forçada (50 °C) por 24 horas, armazenadas em sacos plásticos e conservadas ao abrigo da luz em ambiente refrigerado (4 °C) até o momento do uso. As dietas foram formuladas para conter 85% de uma ração basal (43% PB; 4.440 kcal kg⁻¹ de energia bruta – EB; Tabela 1) e 15% das fontes de carboidrato testadas (Tabela 2) (LEE et al., 2003): glicose, dextrina, amido de milho, quirera de arroz, milho moído, fécula de mandioca e celulose.

Tabela 1 - Composição de ingredientes e nutricional da ração basal do ensaio 1 (matéria natural)

Ingrediente (%)	Ração basal
Farinha de peixe	39,74
Farelo de soja	45,00
Farelo de trigo	6,36
Óleo de soja	7,88
BHT	0,02
Premix ¹	1,00
<i>Composição proximal</i> ²	
Proteína bruta (PB)	43,00
Matéria seca (MS)	89,97
Extrato etéreo (EE)	15,38
Extrato não nitrogenado ³ (ENN)	7,56
Cinzas (C)	20,98
Fibra bruta (FB)	3,05
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4440,00

¹ Níveis de garantia do premix (Agrocere®) por kg de produto: Fe 100.000mg; Cu 15.000mg; Zn 150.000mg; I 4.500mg; Mn 60.000mg; Se 400mg e Co 2.000mg.; vit. A 6.000.000 UI; vit. D3 2.250.000 UI; vit. E 75.000mg; vit. K 3.000mg; tiamina (B1) 5.000mg; riboflavina (B2) 10.000mg; niacina 30.000mg; piridoxina 8.000mg; ácido pantotênico 30.000mg; biotina 2.000mg; ácido fólico 3.000mg; cianocobalamina 20.000g e ácido ascórbico (vit. C) 192.500mg.

² Calculado.

³ ENN = MS – PB – EE – C – FB

Tabela 2 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do ensaio 1 (matéria natural)

Ingrediente (%)	Rações ¹													
	GP	GE	DP	DE	AMP	AME	QAP	QAE	MP	ME	FMP	FME	CP	CE
Ração basal	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85
Glicose	15	15	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dextrina	-	-	15	15	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amido de milho	-	-	-	-	15	15	-	-	-	-	-	-	-	-
Quirera de arroz	-	-	-	-	-	-	15	15	-	-	-	-	-	-
Milho moído	-	-	-	-	-	-	-	-	15	15	-	-	-	-
Fécula de mandioca	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15	15	-	-
Celulose	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15	15
<i>Composição proximal²</i>														
Proteína bruta (PB)	36,55	36,55	36,55	36,55	36,55	36,55	37,82	37,82	37,79	37,79	36,55	36,55	36,55	36,55
Matéria seca (MS)	90,04	90,04	91,24	91,24	89,64	89,64	89,69	89,69	89,55	89,55	89,72	89,72	91,18	91,18
Extrato etéreo (EE)	13,07	13,07	13,07	13,07	13,07	13,07	13,26	13,26	13,62	13,62	13,07	13,07	13,07	13,07
Extrato não nitrogenado ³ (ENN)	19,99	19,99	21,11	21,11	19,58	19,58	17,70	17,70	15,80	15,80	19,83	19,83	6,43	6,43
Cinzas (C)	17,80	17,80	17,92	17,92	17,85	17,85	18,24	18,24	19,49	19,49	17,68	17,68	17,99	17,99
Fibra bruta (FB)	2,59	2,59	2,59	2,59	2,59	2,59	2,67	2,67	2,85	2,85	2,59	2,59	17,14	17,14
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4390	4390	4390	4390	4360	4360	4365	4365	4374	4374	4312	4312	3785	3785

¹ glicose peletizada [GP] e extrudada [GE]; dextrina peletizada [DP] e extrudada [DE]; amido de milho peletizado [AMP] e milho extrudado [AME]; quirera de arroz peletizada [QAP] e extrudada [QAE]; milho peletizado [MP] e extrudado [ME]; fécula de mandioca peletizada [FMP] e extrudada [FME]; celulose peletizada [CP] e extrudada [CE]

² Calculado.

³ ENN = MS – PB – EE – C – FB

Coleta de sangue e determinação da glicemia

O sangue dos peixes foi coletado por meio de punção caudal, utilizando uma seringa não heparinizada (1 mL). O sangue dos peixes foi coletado para cada um dos cinco peixes retirados por caixa, para cada tempo de medição, com intervalo ≤ 5 min. A glicose foi quantificada imediatamente após a coleta pelo método da glicose desidrogenase flavina-adenina dinucleotídeo (GDH-FAD), com um glicosímetro portátil Bayer Contour™ TS (Bayer Consumer Care AG, Basel, Suíça).

Delineamento experimental e avaliação estatística

Foi adotado um delineamento inteiramente ao acaso, com cinco repetições ($n=5$) em um esquema fatorial triplo $2 \times 7 \times 10$. Os dados da glicemia dos dourados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), seguida por um teste de comparação de médias (Tukey; $\alpha = 0,05$). Foram testadas as diferenças entre os valores obtidos dentro de cada intervalo e ao longo do tempo. As curvas glicêmicas foram feitas utilizando o program Microsoft Excel™ 2010.

3.2 Determinação da digestibilidade de fontes de carboidratos (Ensaio 2)

Os peixes foram aclimatados nas condições experimentais durante dez dias e alimentados com ração comercial (40% PB). Os valores dos parâmetros de qualidade da água monitorados durante o ensaio foram: temperatura $24,84 \pm 1,8$ °C, oxigênio dissolvido $6,8 \pm 0,7$ mg L⁻¹, pH $7,46 \pm 0,09$ e amônia total $\leq 0,25$ mg L⁻¹. Temperatura e oxigênio foram monitorados diariamente, de manhã e à tarde; pH e amônia total monitorados semanalmente.

Os peixes ($73,97 \pm 12,00$ g) foram então alojados em seis caixas de 500 L ($n=40$) e condicionados às rações experimentais por sete dias. Para cada ingrediente testado foram coletadas simultaneamente as fezes das três repetições, agrupadas por tipo de processamento. Completado o ciclo de coleta de fezes para determinação da digestibilidade de um ingrediente, os peixes eram combinados em único grupo, separados aleatoriamente nas caixas e aclimatados às novas rações a serem testadas por sete dias. Durante as coletas, os peixes foram alimentados até a saciedade aparente em duas refeições diárias (08h00m e 18h00m). O método de coleta de fezes utilizado no ensaio foi por sedimentação (Guelph adaptado) em tanques cilindro-cônicos com volume de 250 L. Os peixes eram alojados em gaiolas de tela com volume de aproximadamente

80 L e transferidos dos tanques de alimentação para os aquários de coleta de fezes.

A coleta de fezes iniciava-se às 00h00min com a colocação dos tubos de coleta (50 mL) nos tanques e terminava às 12h00min do dia seguinte (12 horas de coleta); foram realizadas duas coletas por período, em intervalo de 6 h, conforme recomendado por Kitagima et al. (2009). As fezes resultantes das coletas eram centrifugadas a $2.296 \times g$ por 10 min e o líquido sobrenadante descartado. As fezes resultantes foram congeladas nos próprios tubos de 50 mL para posterior liofilização.

Rações experimentais

Para confecção das dietas experimentais os ingredientes foram finamente moídos ($\varnothing = 0,7 \pm 0,2$ mm), homogeneizados, misturados, e (i) processados em extrusora experimental (Imbramaq, Ribeirão Preto, SP), ou (ii) granulados em moinho elétrico para obtenção de grânulos extrudados ou compactados em peletizadora artesanal. As rações foram secas em estufa de ventilação forçada (50°C) por 24 horas e então armazenadas em sacos plásticos e conservados ao abrigo da luz em ambiente refrigerado (4 °C) até o momento de uso.

As rações experimentais foram formuladas a partir de uma ração basal, nutricionalmente completa, para o dourado (Tabela 3), seguindo ainda as recomendações de Braga et al. (2008), Borghesi et al. (2009) e Dairiki (2009). As rações continham 69,9% da ração basal, 30% da fonte de carboidrato a ser testada – milho moído, farinha de mandioca torrada, farinha de trigo, quirera de arroz, fécula de mandioca e amido de milho – e 0,1% do marcador inerte óxido de cromo (CHO; SLINGER, 1979; KÖPRUCU; ÖZDEMİR, 2005; TIBBETTS et al. 2006). As rações foram submetidas a dois tipos de processamento, peletização e extrusão (Tabela 4).

Tabela 3 - Composição de ingredientes e nutricional da ração basal do Ensaio 2 (com base na matéria seca)

Ingrediente (%)	Basal Extrudada	Basal Peletizada
Farinha de peixe	39,79	39,79
Farelo de soja	45,00	45,00
Farelo de trigo	6,20	6,20
Óleo de soja	7,92	7,92
BHT	0,5	0,5
Premix ¹	0,5	0,5
Óxido de cromo III	0,1	0,1
<i>Composição próxima(%)l²</i>		
Proteína bruta	53,28	52,92
Matéria seca	93,86	94,28
Extrato etéreo	18,11	17,92
Amido total	2,33	2,15
Óxido de cromo III	0,096	0,063
Cinzas	13,55	13,65
Fibra bruta	4,91	5,22
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4965	4968

¹ Níveis de garantia do premix (Agrocere®) por kg de produto: Fe 100.000mg; Cu 15.000mg; Zn 150.000mg; I 4.500mg; Mn 60.000mg; Se 400mg e Co 2.000mg.; vit. A 6.000.000 UI; vit. D3 2.250.000 UI; vit. E 75.000mg; vit. K 3.000 mg; tiamina (B1) 5.000mg; riboflavina (B2) 10.000mg; niacina 30.000mg; piridoxina 8.000mg; ácido pantotênico 30.000mg; biotina 2.000mg; ácido fólico 3.000mg; cianocobalamina 20.000g e ácido ascórbico (vit. C) 192.500mg.

² Valores analisados

Tabela 4 - Composição de nutricional dos ingredientes Ensaio 2 (com base na matéria seca).

Ingrediente	Energia (kcal/kg)	Amido (%)	MS (%)
Fécula de mandioca	3.502,00	89,34	88,27
Amido de milho	3.584,00	90,22	91,15
Milho moído	3.921,00	64,68	87,52
Farinha de mandioca torrada	3.606,00	78,54	88,23
Farinha de trigo	3.790,00	71,86	86,98
Quirera de arroz	3.842,00	80,39	91,15

Tabela 5 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do Ensaio 2 (com base na matéria seca)

Ingrediente (%)	Rações ¹											
	ME	MP	FMTE	FMTP	FTE	FTP	QAP	QAE	FME	FMP	AME	AMP
Ração basal	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9	69,9
Óxido de cromo III	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
Milho moído	30	30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Farinha de mandioca torrada	-	-	30	30	-	-	-	-	-	-	-	-
Farinha de trigo	-	-	-	-	30	30	-	-	-	-	-	-
Quirera de arroz	-	-	-	-	-	-	30	30	-	-	-	-
Fécula de mandioca	-	-	-	-	-	-	-	-	30	30	-	-
Amido de milho	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	30	30
<i>Composição próxima (%)²</i>												
Proteína bruta	38,81	38,4	37,06	36,58	39,32	38,69	38,21	38,7	36,44	36,37	36,18	36,62
Matéria seca	94,14	93,56	93,52	93,61	94,25	94,12	93,08	92,80	93,50	94,08	93,91	93,41
Extrato etéreo	11,88	12,82	13,06	6,35	12,50	12,90	12,49	12,05	9,81	6,65	12,83	12,38
Amido total	19,28	20,69	26,42	25,06	23,74	24,16	27,77	25,97	28,26	27,16	29,78	30,56
Óxido de cromo III	0,070	0,083	0,088	0,086	0,068	0,089	0,081	0,076	0,066	0,072	0,094	0,084
Cinzas	9,70	9,46	9,69	9,90	9,56	9,57	9,42	9,37	9,80	9,58	9,78	9,49
Fibra bruta	7,70	7,57	6,11	6,91	5,27	5,33	5,97	6,49	6,17	5,09	6,02	6,55
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4782	4681	4614	4710	4708	4697	4608	4660	4618	4646	4665	4653

¹ basal extrudada [BE] e peletizada [BP]; milho extrudada [ME] e peletizada [MP]; farinha de mandioca torrada extrudada [FMTE] e peletizada [FMTP], farinha de trigo extrudada [FTE] e peletizada [FTP], quirera de arroz extrudada [QAE] e peletizada [QAP]; fécula de mandioca extrudada [FME] e peletizada [FMP]; amido de milho extrudada [AME] e peletizada [AMP].

² Valores analisados

Análise da composição proximal

A composição proximal dos ingredientes, das rações experimentais e das fezes foi determinada conforme metodologia descrita pela “Association of Official Analytical Chemists” (AOAC, 1999). As rações foram analisadas quanto aos seus conteúdos em matéria seca, fibra bruta, energia bruta, proteína bruta (6,25 x N), amido total e matéria mineral. Os ingredientes foram analisados quanto aos seus conteúdos em matéria seca, amido total e energia bruta. As demais análises não foram consideradas para os ingredientes, pois alguns deles se tratavam de fontes puras de carboidratos e continham níveis insignificantes dos outros nutrientes, i.e., proteína, lipídios, etc. Foram determinados os conteúdos de energia bruta, matéria seca e amido total das fezes, também segundo a metodologia AOAC (1999). A concentração de óxido de cromo III nas rações e nas fezes foi determinada seguindo metodologia descrita por Bremer Neto et al. (2003).

Cálculo dos coeficientes de digestibilidade aparente (CDAs)

Os coeficientes de digestibilidade aparente (CDAs) foram calculados segundo as equações descritas por Belal (2005) para a matéria seca, Maynard & Loosli (1969) para o amido e energia bruta, e para os ingredientes conforme sugerida por Bureau et al. (1999). As fórmulas utilizadas foram as seguintes:

Para a matéria seca:

$$CDA\% = 100 - \left(\frac{100 \times \% \text{ indicador na ração}}{\% \text{ indicador nas fezes}} \right)$$

Para o amido e energia bruta:

$$CDA\% = 100 - \left[100 \times \left(\frac{\% \text{ marcador na dieta}}{\% \text{ marcador nas fezes}} \times \frac{\% \text{ nutriente nas fezes}}{\% \text{ nutriente da dieta}} \right) \right]$$

Para os ingredientes:

$$CDA\% = \left[\left(\frac{((a+b) \times CDA\%_{DT} - (a) \times CDA\%_{RR})}{b} \right) \right]$$

em que: $a = 0,7 \times$ porcentagem de nutriente na dieta basal

$b = 0,3 \times \text{porcentagem de nutriente no ingrediente}$

DT = dieta teste (ração basal 70% e 30% ingrediente teste)

RR = ração referência (ração basal)

Delineamento experimental e avaliação estatística

O ensaio foi conduzido em delineamento inteiramente ao acaso ($n=3$). Os dados dos CDAs dos dourados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), seguida por um teste de comparação de médias (Tukey; $\alpha = 0,05$).

3.3 Determinação da melhor relação amido/lipídio [C:L] (Ensaio 3)

Juvenis de dourado foram aclimatados às condições experimentais por dez dias alimentados com uma dieta comercial contendo 40% PB. Findo o período de aclimação, foi realizada a biometria inicial dos peixes e foi retirada uma amostra composta por 20 peixes, os quais foram sacrificados em gelo, para determinação da composição corporal inicial. Em seguida, 960 alevinos de dourado ($3,34 \pm 0,16$ g), foram distribuídos em 30 tanques de polietileno (330 L; $n=30$) e alimentados duas vezes ao dia até a saciedade aparente (10h00min e 15h30min) por 95 dias com rações experimentais, formuladas para conter as seguintes relações amido (carboidrato):lipídio dietéticos: 0:1; 0,3:1; 1,0:1; 1,4:1; 2,3:1 e 3,3:1 ($n=4$), e 0,7:1 e 2,0:1 ($n=3$). Ao término do período de alimentação foi realizada a biometria e 15 peixes de cada parcela foram sacrificados (choque térmico) para realização das análises de composição corporal. Dois peixes foram aleatoriamente amostrados de cada parcela e submetidos à coleta de sangue e do fígado para quantificar os níveis de glicose sanguínea e determinação do índice hepatossomático. Ainda, outros dois peixes foram amostrados aleatoriamente de cada unidade experimental para a coleta do intestino e posterior ensaio das enzimas digestivas.

A variação dos parâmetros de qualidade da água monitorados durante o ensaio foi: temperatura $24,69 \pm 1,22$ °C; oxigênio dissolvido $6,53 \pm 0,59$ mg L⁻¹; pH $7,45 \pm 0,07$; e amônia total $\leq 0,25$ mg L⁻¹, temperatura e oxigênio monitorados diariamente, de manhã e a tarde, e o pH e a amônia total monitorados semanalmente.

Rações experimentais

Para a confecção das dietas experimentais os ingredientes foram finamente moídos ($\emptyset =$

0,7 $\pm$ 0,2 mm), homogeneizados, misturados e processados em extrusora experimental (Imbramaq, Ribeirão Preto, SP). As rações foram secas em estufa de ventilação forçada (50 °C) por 24 horas e então armazenados em sacos plásticos e conservados ao abrigo da luz em ambiente refrigerado (4 °C) até utilização. As rações foram formuladas para serem nutricionalmente completa para o dourado (Tabela 5), de acordo com o que foi definido por Braga et al. (2008), Borghesi et al. (2009) e Dairiki (2009). A fonte de lipídio utilizada foi o óleo de peixe.

Variáveis de desempenho

Para o cálculo das variáveis de desempenho foi registrado o peso dos peixes no início e ao final do período experimental. O controle do consumo de ração foi monitorado duas vezes na semana com a pesagem das sobras de alimento nos recipientes relativos a cada unidade experimental. As variáveis de desempenho calculadas foram:

- Ganho em peso médio (g): $GPm = (P_{\text{médio final}} - P_{\text{médio inicial}})$
- Taxa de crescimento específico (%): $TCE = [100 \times (\ln \text{ peso corporal final} - \ln \text{ peso corporal inicial}) / \text{período experimental (dias)}]$
- Conversão alimentar (kg de alimento/kg de peso): $CA = \text{consumo (g)} / GP \text{ (g)}$
- Sobrevivência (%): $[(N \text{ peixes inicial} - N \text{ peixes final}) / (N \text{ peixes inicial})] \times 100$

Tabela 6 - Composição de ingredientes e nutricional das rações experimentais do Ensaio 3 (com base na matéria seca)

Ingrediente (%)	Rações							
	0	0,3	0,7	1,0	1,4	2,0	2,3	3,3
Farinha de peixe	50,00	53,00	50,45	46,82	55,00	37,88	27,85	21,86
Farinha de vísceras	15,00	13,50	21,00	23,00	15,36	12,17	10,71	10,00
Farelo de soja	0,00	5,00	5,97	2,19	0,00	0,00	5,86	0,00
Farinha de carne e ossos	20,00	13,50	7,00	4,50	0,00	0,00	0,00	0,00
Farinha de penas hidrolisadas	0,00	0,00	0,00	0,00	3,73	7,00	8,50	10,00
Glúten de milho	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	12,00	15,00	22,50
Quirera de arroz	0,00	0,00	0,00	22,47	13,76	29,93	31,06	34,62
Amido de milho	0,00	10,00	13,98	0,00	11,13	0,00	0,00	0,00
Óleo de peixe	12,00	3,98	0,58	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
BHT – antioxidante	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02
Premix ¹	3,00	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
<i>Composição proximal (%)²</i>								
Proteína bruta	50,09	50,36	51,72	49,17	48,33	48,26	48,67	47,87
Proteína digestível ³	39,40	39,85	39,34	40,37	38,11	39,65	39,74	39,96
Extrato etéreo	26,92	18,16	14,66	13,87	11,48	10,91	9,76	9,16
Amido total	0,00	4,78	10,62	14,52	16,13	21,35	22,62	30,27
Extrato não nitrogenado ⁴ (ENN)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,84	0,65	1,50	0,00
Matéria seca	95,95	94,54	94,46	94,38	94,44	94,07	93,77	93,93
Cinzas	21,37	19,44	18,02	16,07	15,54	10,95	9,45	7,73
Fibra bruta	2,44	3,00	2,17	2,03	2,12	1,95	1,77	2,28
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4765	4601	4532	4552	4490	4605	4581	4643

¹ Níveis de garantia do premix (Agrocere®) por kg de produto: Fe 100.000mg; Cu 15.000mg; Zn 150.000mg; I 4.500mg; Mn 60.000mg; Se 400mg e Co 2.000mg.; vit. A 6.000.000 UI; vit. D3 2.250.000 UI; vit. E 75.000mg; vit. K 3.000mg; tiamina (B1) 5.000mg; riboflavina (B2) 10.000mg; niacina 30.000mg; piridoxina 8.000mg; ácido pantotênico 30.000mg; biotina 2.000mg; ácido fólico 3.000mg; cianocobalamina 20.000g e ácido ascórbico (vit. C) 192.500mg.

² Valores analisados

³ Conforme definido por Borghesi (2008) e Braga et al. (2008) para o dourado.

⁴ ENN = MS – PB – EE – C – FB

Análises proximais

A análise proximal da composição das dietas experimentais e da composição corporal foi determinada de acordo com os procedimentos definidos pela AOAC (1999). A utilização dos nutrientes da dieta foi calculada de acordo com as fórmulas:

- Taxa de retenção protéica (%): $TRP = \frac{[\text{peso corporal final (g)} \times \text{proteína corporal final (\%)}] - [\text{peso corporal inicial (g)} \times \text{proteína corporal inicial (\%)}]}{\text{proteína consumida (g)} \times 100}$
- Taxa de retenção de energia (%): $TRE = \frac{[\text{peso corporal final (g)} \times \text{energia corporal final (kcal/kg)}] - [\text{peso corporal inicial (g)} \times \text{energia corporal inicial (kcal/kg)}]}{\text{energia consumida (kcal/kg)} \times 100}$.

Coleta de material e ensaio das enzimas digestivas

O intestino dos peixes amostrados foi coletado sob uma superfície congelada, para evitar a perda de atividade das enzimas ou acelerar o consumo de alguns compostos, como a glicose, o que poderia influenciar os resultados. Após a coleta de cada intestino, este foi acondicionado em eppendorf de 2,0 mL e armazenados em nitrogênio líquido. Ao término das coletas os intestinos foram colocados em freezer -80 °C para posterior ensaio enzimático.

Para a análise da atividade das enzimas digestivas foram utilizados aproximadamente 50 mg de tecido para cada mL de tampão de homogeneização (0,02 M Tris/fosfato de sódio 0,01 M, pH 7,0, em glicerol, v/v) para os intestinos. Os intestinos foram homogeneizados dentro de um tubo Eppendorff, com pistilo de Teflon em homogeneizador mecânico tipo Potter-Elvehjem a 1.000 rpm durante 30 s, sempre com o tubo imerso em gelo. Após a homogeneização, os extratos foram centrifugados a 12.000 rpm a 4 °C por 5 min e o sobrenadante foi utilizado como fonte de enzima.

A atividade da amilase foi determinada segundo o método proposto por Bernfeld (1955), com modificações. Inicialmente foi realizado um teste para padronização da técnica para a espécie. Neste teste foram avaliadas as atividades da amilase em diferentes pHs, alíquotas e tempo de reação, no tratamento com a relação C:L de 1,0:1,0. Com base nos resultados obtidos, o pH mais adequado para o ensaio da atividade da amilase para o dourado é de 7,6, alíquota de homogenato de 50 µL, o tempo de incubação de 1h00min e a alíquota retirada para quantificação da glicose de 15 µL. Na mistura de reação contendo 1,0 mL de solução de amido 5% em tampão citrato/fosfato 0,2 M (pH 7,6) e 0,5 mL de solução de NaCl 0,5% como cofator enzimático, foi adicionado 50 µL de homogeneizado celular. A reação foi encubada a 25°C (temperatura média da água durante o ensaio alimentar) por 1h00min e interrompida com 1,0 mL de solução 5% ZnSO_4 : Ba(OH)_2 0,3 N. Posteriormente, a mistura de reação foi centrifugada a 12.000 rpm por 3 min e, no sobrenadante, determinou-se a concentração de glicose livre pelo método colorimétrico de Park e Johnson (1949) a 690 nm. A atividade específica foi expressa como µmoles de açúcares redutores totais por min (U) por mg de proteína (UI).

Nos ensaios da atividade proteolítica alcalina inespecífica utilizou-se o método de hidrólise da caseína, adaptado de Walter (1984). O valor adequado de pH para a determinação da atividade no intestino foi previamente determinado por um ensaio com o tratamento C:L 1,0:1,0, de tal forma que o tampão 0,1 M Tris/HCl, pH 7,8 foi o mais adequado para o intestino. A

mistura de reação foi composta por tampão (500 μL), caseína 1% (500 μL) como substrato e alíquota de 20 μL , valor este previamente ajustado para os homogenatos, da fonte de enzima. O tempo de incubação adotado foi de 1h30min, o qual foi previamente definido por ensaio com o tratamento C:L 1,0:1,0, a 25°C. A reação era paralisada com 500 μL de ácido tricloroacético (TCA) 15% e o precipitado removido por centrifugação a 12.000 rpm por 3 min, para leitura do sobrenadante em 280 nm. Todas as amostras foram realizadas em duplicata e, paralelamente, dois brancos, um de enzima (onde a quantidade de enzima foi substituída por água destilada) e outro de substrato (onde o substrato foi substituído por água destilada), observando-se os mesmos procedimentos dos tubos de reação. A tirosina foi utilizada como padrão e uma unidade de atividade enzimática específica foi definida como a quantidade de enzima necessária para formar 1 μg de tirosina, por min (U), expressa por mg de proteína (U mg^{-1} de proteína).

A atividade da lipase não específica foi determinada segundo metodologia adaptada de Albro et al. (1985). Novamente anteriormente aos ensaios foi realizado um teste para padronização da técnica para a espécie. Neste teste foram avaliadas as atividades da lipase não-específica em diferentes pHs, alíquotas e tempo de reação, no tratamento com a C:L de 1,0:1,0. Com base nos resultados obtidos, o pH mais adequado para o ensaio da atividade da amilase para o dourado foi de 7,8, alíquota de homogenato de 70 μL , o tempo de incubação de 45min. A reação foi encubada em meio contendo 0,4 mM p-nitrofenil miristato em solução tampão 24 mM de bicarbonato de amônio pH 7,8 e 0,5% Triton X-100. Após 45 min, as reações eram interrompidas pela adição de NaOH 25 mM. A densidade óptica foi registrada a 405 nm e uma unidade de atividade enzimática específica foi definida como a quantidade de enzima necessária para formar 1,0 μmol de substrato hidrolisado por minuto (U), expressa por mg de proteína (U mg^{-1} proteína).

A concentração protéica foi determinada nos tecidos homogeneizados usando albumina bovina como padrão (BRADFORD et al., 1976), para que se pudesse determinar as atividades específicas das enzimas.

Delineamento experimental e avaliação estatística

O delineamento experimental adotado no ensaio foi inteiramente ao acaso com parcelas não balanceadas. Os dados obtidos foram analisados por meio da análise de regressão polinomial ($\alpha=0,05$). Nos casos em que a análise de regressão não revelou diferenças significativas, foram

realizados a análise de variância (ANOVA) e teste o de Tukey ($\alpha=0,05$) para verificar possíveis diferenças entre as médias.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Curva glicêmica do dourado

As dietas que continham glicose promoveram um aumento nos níveis glicêmicos com 30 min e 1 hora após a alimentação (Tabela 6). A glicose foi a que causou um aumento nos níveis de glicose sanguínea mais rapidamente, aliás, como esperado, uma vez que era a fonte de carboidrato mais simples testada. Os picos de glicemia foram observados 6 horas após a ingestão de dextrina e amido de milho peletizados; 8 horas após a ingestão de dextrina extrudada; 12 horas após a ingestão de glicose, fécula de mandioca, quirera de arroz e milho peletizados e amido de milho, fécula de mandioca e milho extrudados. Quinze horas após alimentação, os peixes alimentados com dietas extrudadas que continham quirera de arroz apresentaram o maior valor de glicemia.

Os maiores valores de glicose sanguínea foram registrados para os peixes alimentados com as dietas que continham fontes de carboidrato complexas, independente do tipo de processamento a que foram submetidas. Considerando o mesmo período de tempo após a alimentação, peixes alimentados com as dietas que continham celulose sempre apresentaram os valores mais baixos de glicemia. A hiperglicemia dos peixes persistiu mesmo após 24 horas decorridas da alimentação, para os peixes alimentados com as dietas contendo celulose, dextrina ou amido de milho, independente do processamento, milho na forma peletizada e fécula de mandioca e quirera de arroz na forma extrudada, não retornando aos valores de glicose no sangue observado no início do ensaio, i.e., com os peixes em jejum de 48 horas ($462 \pm 95 \mu\text{mol dL}^{-1}$).

Tabela 7 - Valores de glicose no sangue de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidrato em dietas extrudadas ou peletizada*

Ingrediente	Glicose sanguínea ($\mu\text{mol dL}^{-1}$) ¹								
	30 min	1h	2h	4h	6h	8h	12h	15h	24h
Peletização									
Celulose	467 ± 67 ^{bcB}	473 ± 13 ^{abcB}	413 ± 17 ^{aB}	430 ± 64 ^{dB}	510 ± 73 ^{bAB}	603 ± 32 ^{cdeAB}	537 ± 41 ^{cAB}	470 ± 45 ^{dB}	610 ± 15 ^{aA}
Glicose	597 ± 75 ^{aABC}	523 ± 41 ^{abcBC}	443 ± 06 ^{aC}	520 ± 60 ^{bcdBC}	657 ± 53 ^{abAB}	660 ± 23 ^{bcdAB}	725 ± 87 ^{bcA}	547 ± 47 ^{bcdBC}	463 ± 41 ^{abc}
Dextrina	463 ± 33 ^{bcB}	530 ± 43 ^{abcAB}	533 ± 63 ^{aAB}	607 ± 21 ^{abAB}	640 ± 76 ^{abA}	610 ± 26 ^{cdAB}	647 ± 32 ^{bcA}	493 ± 63 ^{cdAB}	547 ± 69 ^{aAB}
Amido de milho	420 ± 05 ^{bcB}	547 ± 24 ^{abAB}	463 ± 08 ^{aB}	553 ± 14 ^{abcAB}	650 ± 37 ^{abA}	643 ± 26 ^{cdA}	637 ± 06 ^{bcA}	507 ± 126 ^{cdAB}	527 ± 46 ^{aAB}
Fécula mandioca	510 ± 20 ^{aDE}	440 ± 34 ^{bcE}	507 ± 29 ^{aDE}	520 ± 20 ^{bcdDE}	630 ± 36 ^{abBC}	650 ± 11 ^{bcdAB}	817 ± 31 ^{abcA}	547 ± 49 ^{bcdCD}	477 ± 24 ^{aDE}
Quirera de arroz	373 ± 18 ^{CC}	550 ± 40 ^{abBC}	550 ± 41 ^{aBC}	540 ± 47 ^{abcdBC}	633 ± 49 ^{abB}	627 ± 033 ^{cdB}	873 ± 163 ^{abcA}	623 ± 32 ^{abcdB}	470 ± 11 ^{aBC}
Milho moído	403 ± 23 ^{bcB}	500 ± 57 ^{abcB}	483 ± 78 ^{aB}	513 ± 31 ^{bcdB}	563 ± 18 ^{abB}	660 ± 15 ^{bcdB}	1055 ± 172 ^{aA}	697 ± 57 ^{abcAB}	603 ± 101 ^{aB}
Extrusão									
Celulose	447 ± 28 ^{bcBC}	423 ± 38 ^{CC}	533 ± 86 ^{aABC}	483 ± 30 ^{cdBC}	523 ± 35 ^{bABC}	580 ± 40 ^{deAB}	673 ± 48 ^{bcA}	650 ± 80 ^{abcdA}	570 ± 40 ^{aABC}
Glicose	433 ± 53 ^{bcD}	580 ± 35 ^{abCD}	537 ± 42 ^{aCD}	607 ± 41 ^{abBCD}	687 ± 82 ^{aABC}	517 ± 42 ^{eCD}	750 ± 47 ^{abcAB}	803 ± 116 ^{aA}	483 ± 33 ^{aD}
Dextrina	420 ± 21 ^{bcC}	520 ± 15 ^{abcABC}	493 ± 61 ^{aBC}	617 ± 27 ^{abABC}	680 ± 46 ^{aAB}	760 ± 35 ^{aA}	725 ± 164 ^{bcA}	653 ± 41 ^{abcdABC}	533 ± 14 ^{aABC}
Amido de milho	493 ± 64 ^{abC}	490 ± 51 ^{abcC}	490 ± 10 ^{aC}	640 ± 56 ^{aBC}	643 ± 64 ^{abBC}	757 ± 47 ^{aB}	993 ± 79 ^{abA}	620 ± 79 ^{abcdBC}	520 ± 36 ^{aBC}
Fécula mandioca	450 ± 17 ^{bcD}	517 ± 66 ^{abccD}	537 ± 13 ^{aCD}	490 ± 20 ^{cdCD}	647 ± 62 ^{abABC}	747 ± 42 ^{abAB}	810 ± 76 ^{abcA}	737 ± 64 ^{abAB}	607 ± 113 ^{abcd}
Quirera de arroz	487 ± 14 ^{abcd}	573 ± 44 ^{aCD}	537 ± 74 ^{aD}	573 ± 17 ^{abccD}	610 ± 17 ^{abBCD}	690 ± 15 ^{abcABC}	710 ± 32 ^{bcAB}	810 ± 06 ^{aA}	550 ± 87 ^{aD}
Milho moído	433 ± 20 ^{bcCD}	427 ± 19 ^{bcD}	513 ± 47 ^{aBCD}	483 ± 60 ^{cdBCD}	587 ± 41 ^{abABC}	680 ± 42 ^{abcA}	737 ± 77 ^{abcA}	613 ± 84 ^{abcdAB}	470 ± 36 ^{abcd}

* Interação: Ingrediente x Processamento x Tempo, $P > 0,05$; Interação Processamento x Tempo, $P > 0,05$; Interação: Ingrediente x Tempo $P < 0,05$; Interação: Ingrediente x Processamento, $P < 0,05$. Médias ± Erro Padrão - Letras em caixa baixa correspondem a diferenças entre as colunas e letras em caixa alta diferenças na mesma linha ($P < 0,05$).

¹ Valor inicial de glicemia de quatorze dourados (média ± desvio padrão) = $462 \pm 95 \mu\text{mol dL}^{-1}$.

Os peixes que recebem as dietas extrudadas tiveram uma resposta glicêmica menos acentuada e gradativa para a maior parte das fontes de carboidratos (Figuras 1). As rações peletizadas promoveram um pico de valores de glicemia 12 horas após a alimentação (Figura 2). Esse fenômeno não foi observado para os peixes que ingeriram as dietas extrudadas, com exceção aos que receberam a dieta contendo amido de milho. Com exceção daquelas contendo quirera de arroz e milho moído, dietas produzidas por extrusão resultaram em valores de glicemia maiores e mais persistente em comparação com as dietas produzidas por peletização (Figuras 3 a 9). O efeito mais evidente do processo de extrusão – aumento da digestibilidade da fonte de carboidrato –, representado pelo maior valor nos níveis de glicose sanguínea, foi registrado para o amido de milho (Figura 7), enquanto que o processo de peletização aparentemente melhorou o aproveitamento do milho moído (Figura 9).

Figura 1 - Curva glicêmica de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidratos em rações extrudadas

Figura 2 - Curva glicêmica de dourados alimentados com diferentes fontes de carboidratos em rações peletizadas

Figura 3 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham celulose nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 4 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham glicose nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 5 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham dextrina nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 6 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham fécula de mandioca nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 7 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham amido de milho nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 8 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham quirera de arroz nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

Figura 9 - Curva glicêmica de dourados alimentados com dietas que continham milho moído nos diferentes processamentos (média $\pm$ SE).

A variação da glicose no sangue dos peixes alimentados com as dietas que continham celulose, tanto peletizada quanto extrudada, foram as menores quando comparadas com os demais ingredientes (Tabela 6; Figuras 1 e 2). Esse fato ocorreu porque as dietas basais continham pouco carboidrato em sua composição (Tabela 1) e a celulose, assim como outras fontes de carboidrato estrutural, não é digerida e nem promove um aumento nos níveis de glicose para os peixes (SHIAU, 1997). Algumas variações nos níveis glicêmicos dos dourados, ao longo do tempo, foram registradas para os peixes alimentados com as dietas que continham celulose (Figura 3). Essas variações podem ser atribuídas ao carboidrato contido no farelo de soja e de trigo, que compunham parte da ração basal.

Como relatado por Wilson (1994), Hemre et al. (2002) e Stone (2003), carboidratos simples são muito mais disponíveis para peixes que carboidratos complexos. De fato, 30 minutos após a alimentação os peixes que receberam as dietas que continham glicose, peletizada ou extrudada, apresentaram os maiores valores de glicemia (Figuras 1 e 2). Além disso, os peixes alimentados com estas dietas na forma peletizada apresentaram o valor máximo de glicemia 12 horas após a alimentação; peixes alimentados com as dietas contendo glicose na forma extrudada apresentaram picos de glicemia 15 horas após alimentação (Figura 4). Este efeito pode ser explicado pela ocorrência da reação de Maillard nas dietas e formação de complexos de glicose com lisina e glicina, principalmente (ÖSTE, et al, 1985; DENG et al, 2005; CHUNG et al, 2011), o que pode ter levado a uma redução na disponibilidade e atrasado a digestão e absorção da glicose pelos peixes.

Alimentação com dietas extrudadas resultou em níveis mais elevados de glicose no sangue dos dourados, exceto para aqueles alimentados com as dietas que continham milho moído (Figuras 5, 6, 7 e 8), especialmente no tratamento que continha dextrina (Figura 5). O aumento na digestibilidade de fontes de carboidratos nas dietas submetidas à extrusão ocasionou uma liberação gradual de glicose ao longo do tempo, promovendo uma hiperglicemia mais persistente nos peixes (Figura 1), o contrário acontecendo com aqueles alimentados com dietas obtidas por peletização. Além disso, um pico de glicose para todas as fontes de carboidratos complexos foi registrado 12 horas após a alimentação nos peixes que receberam as rações peletizadas, com exceção daqueles alimentados com a dieta que continha amido de milho (Figura 2). Apenas os peixes alimentados com a dieta peletizada que continha milho apresentaram pico hiperglicêmico maior que aqueles registrados para os peixes alimentados com dietas extrudadas (Figura 9).

A dieta que continha amido de milho peletizado teve influência reduzida nos níveis glicêmicos dos peixes avaliados. Esse efeito pode ser atribuído à baixa digestibilidade do amido cru para os peixes (WILSON, 1994; STONE, 2003). Isso se torna evidente quando se comparam os efeitos das dietas extrudadas contendo amido de milho na glicemia dos peixes (Figura 7). A utilização de fonte de carboidratos de baixa digestibilidade é recomendado para aumentar o crescimento do salmão do Atlântico (*Salmo salar*) (HEMRE et al., 1995); a maior absorção das fontes de carboidratos mais digestíveis, como milho e trigo, pode aumentar a liberação de glicose no sangue (HEMRE; HANSEN, 1998), efeito que leva a uma hiperglicemia persistente (WRIGHT et al, 1998; LEGADO et al, 2001) e que causa redução do crescimento dos peixes. A exemplo dos salmões, este aspecto da digestibilidade dos carboidratos deve também ser considerado na formulação das rações para o dourado, i.e., utilizar fontes de carboidratos menos digestíveis pode ser benéfico para a espécie e, dentre essas fontes, o amido cru é uma excelente opção.

Foram registrados maiores valores da glicemia para os peixes alimentados com a dieta peletizadas contendo milho moído, comparativamente à dieta extrudada (Figura 9). Entretanto, não foi registrado efeito do processo de extrusão no aumento da digestibilidade das fontes de carboidratos complexas (WILSON, 1994; HEMRE et al., 2002, STONE, 2003), possivelmente porque a reação de Maillard reduz a digestão de carboidratos a partir da redução da ação da amilase, tanto *in vitro* como *in vivo* (DENG et al., 2005). Como resultado das temperaturas mais elevadas do processo de extrusão, a reação de Maillard foi mais intensa na dieta extrudada contendo milho, resultando em menor digestão e, conseqüentemente, menores níveis de glicose no sangue dos peixes alimentados com esta dieta, em comparação com aqueles alimentados com a dieta peletizada (Figura 9). Esse mesmo fenômeno pode não ter sido observado em alguns tratamentos em função da composição da dieta, i.e., dos tipos de carboidratos presentes nos ingredientes testados. A reação de Maillard é mais acentuada na presença de fontes mais simples de carboidratos e alguns aminoácidos específicos (e.g., lisina); no milho moído, aparentemente, há uma maior concentração desses compostos. Fontes “puras” de amido, e.g. o amido de milho, a fécula de mandioca e a quirera de arroz, possuem baixa concentração de açúcares simples, o que explica porque a reação de Maillard ocorreu de forma menos acentuada nessas fontes, quando comparadas com o milho moído.

Foi registrada uma variação algo elevada entre os peixes amostrados nos mesmos

períodos e tratamento (Figuras 3, 4, 5, 6, 7, 8 e 9). Essa variação também foi evidente nos peixes amostrados no início do ensaio, todos em um jejum de 48 horas e mantidos em condições idênticas (Tabela 6), fato explicado por particularidades fisiológicas e metabólicas individuais dos peixes (MARTINS, et al., 2011), que podem ensejar maior capacidade de digestão e absorção do alimento em alguns indivíduos e, conseqüentemente, níveis glicêmicos diferenciados, inclusive em caráter intra-específico (HEMRE et al., 2002). Outro fator que pode ter contribuído para essa variação é a diferença individual na resposta ao estresse. No início do ensaio os peixes vieram de um jejum de 48 horas, o qual é suficiente para esgotar as reservas de glicogênio no fígado e músculos. Entretanto algumas horas após a alimentação esses estoques de glicogênio poderiam estar restabelecido e o estresse da manipulação pode ter levado a um aumento no valor de glicemia neste momento, em alguns tratamentos e indivíduos, devido à glicogenólise (REID et al., 1998).

Comparando os resultados deste estudo com outros que avaliaram a resposta glicêmica de algumas espécies de peixes, os picos de glicose observados em torno de 12 horas após a alimentação difere dos dados relatados para o linguado *Paralichthys olivaceus*, cujo pico de glicose no sangue ocorreu em torno de 5 horas após a alimentação tanto com dietas contendo glicose, como maltose ou dextrina (LEE et al., 2003); para o “sunshine bass” *Morone chrysops* x *M. saxatilis*, com o pico de glicose no sangue ocorrendo em torno de 4 horas após a alimentação, uma vez mais para peixes alimentados tanto com dietas contendo glicose, como maltose ou dextrina (HUTCHINS et al. , 1998) e, finalmente, para o esturjão branco *Acipenser transmontanus*), com um pico de glicemia ocorrendo 3 horas após a administração oral de glicose (GISBERT et al., 2003). Essas três espécies citadas são peixes de água fria, enquanto que o dourado é uma espécie tropical; tal fato pode explicar as divergências observadas nesse estudo com os demais. Não existem relatos sobre a resposta glicêmica após a alimentação para espécies neotropicais brasileiras, o que dificulta ou mesmo impossibilita a comparação e discussão dos resultados. Em todo caso e apesar das divergências registradas, o valor basal de glicose no sangue dos dourados ficou próximo ao valor observado para o linguado, o “sunshine bass” e esturjão branco, todas espécies carnívoras.

4.2 Digestibilidade das fontes de carboidratos

A digestibilidade da matéria seca foi maior para as dietas extrudadas e contendo milho moído e fécula de mandioca (Tabela 7). A ração basal extrudada teve menor digestibilidade da matéria seca comparativamente à ração peletizada; as demais rações não diferiram quanto à digestibilidade da matéria seca, independentemente do processamento (Tabela 7). A extrusão aumentou a digestibilidade da energia nas dietas que continham milho moído e fécula de mandioca e piorou a digestibilidade da dieta basal; entretanto, o processo de extrusão melhorou o CDA do amido nas dietas que continham fécula de mandioca e milho moído, mas não influenciou esse parâmetro nas demais rações (Tabela 7).

O processo de extrusão aumentou significativamente a digestibilidade da energia e do amido contido no milho moído, fécula de mandioca, farinha de trigo, quirera de arroz e amido de milho (Tabela 8); esse efeito não foi observado nas dietas contendo farinha de mandioca torrada, provavelmente porque este ingrediente é obtido por processo térmico e as fontes de carboidratos presentes nesse ingrediente já são originalmente digestíveis. Isso fica claro quando consideramos os valores de digestibilidade do amido obtido para esse ingrediente (Tabela 8). Da mesma forma que os valores dos CDAs da energia para os ingredientes, a fração digestível da energia dos ingredientes foi maior quando as dietas foram extrudadas, com exceção da farinha de mandioca torrada (Tabela 9).

Tabela 8 - Coeficientes de digestibilidade aparente (CDAs) para a matéria seca, energia bruta e amido das rações ^{1*}

Ração	Coeficiente de Digestibilidade Aparente (%)		
	Matéria seca	Energia	Amido
Basal peletizada	79,44 ± 0,76 ^a	90,44 ± 1,63 ^a	95,62 ± 3,99
Basal extrudada	37,44 ± 10,42 ^b	57,80 ± 5,76 ^b	78,27 ± 10,43
Milho peletizada	61,08 ± 1,04 ^b	74,46 ± 4,04 ^b	47,34 ± 6,07 ^b
Milho extrudada	73,38 ± 1,20 ^a	82,64 ± 1,31 ^a	74,89 ± 4,05 ^a
Farinha de mandioca torrada peletizada	73,36 ± 1,24	84,32 ± 1,22	85,87 ± 1,71
Farinha de mandioca torrada extrudada	64,39 ± 7,96	77,18 ± 5,33	84,99 ± 3,42
Farinha de trigo peletizada	71,82 ± 1,80	81,95 ± 1,20	73,40 ± 3,46
Farinha de trigo extrudada	72,72 ± 1,82	82,57 ± 1,60	75,14 ± 1,67
Quirera de arroz peletizada	71,66 ± 2,92	81,06 ± 2,33	77,70 ± 2,55
Quirera de arroz extrudada	71,40 ± 0,58	80,11 ± 1,35	81,78 ± 4,96
Fécula de mandioca peletizada	61,33 ± 2,31 ^b	75,46 ± 0,99 ^b	44,07 ± 1,02 ^b
Fécula de mandioca extrudada	76,41 ± 0,84 ^a	84,05 ± 0,31 ^a	82,63 ± 2,38 ^a
Amido de milho peletizada	53,30 ± 7,54	64,24 ± 8,34	62,19 ± 14,46
Amido de milho extrudada	62,81 ± 2,20	72,99 ± 1,66	66,94 ± 7,05

¹ Média das três repetições ± desvio padrão

* Médias seguidas de letras diferentes diferem estatisticamente (P < 0,05)

Tabela 9 - Coeficientes de digestibilidade aparente para a energia bruta e amido dos ingredientes em dietas peletizadas e extrudadas ^{1*}

Ingrediente	Coeficiente de Digestibilidade Aparente (%)	
	Energia	Amido
Peletizadas		
Milho moído	27,30 ± 15,97 ^b	43,60 ± 6,54 ^b
Farinha de mandioca torrada	64,67 ± 5,12	85,25 ± 1,82
Fécula de mandioca	25,98 ± 4,27 ^b	41,18 ± 1,07 ^b
Farinha de trigo	56,02 ± 4,87 ^b	71,85 ± 3,70
Quirera de arroz	52,82 ± 9,36 ^b	76,58 ± 2,71
Amido de milho	23,70 ± 7,41 ^b	51,59 ± 2,84
Extrudadas		
Milho moído	90,30 ± 5,17 ^a	74,75 ± 4,39 ^a
Farinha de mandioca torrada	67,95 ± 22,47	85,57 ± 3,66
Fécula de mandioca	97,29 ± 1,35 ^a	83,00 ± 2,53 ^a
Farinha de trigo	90,28 ± 6,51 ^a	75,03 ± 1,80
Quirera de arroz	80,28 ± 5,41 ^a	82,12 ± 5,29
Amido de milho	50,16 ± 7,01 ^a	66,35 ± 7,48

¹ Média das três repetições ± desvio padrão

* Médias seguidas de letras diferentes diferem estatisticamente (P < 0,05).

Tabela 10 - Fração digestível, em relação à quantidade presente na ração, da energia bruta e amido dos ingredientes testados, em dietas peletizadas e extrudadas ^{1*}

Processamento/ingrediente	Fração Digestível	
	Energia (kcal kg ⁻¹)	Amido (g kg ⁻¹)
Peletizadas		
Milho moído	1070,3 ± 626,2 ^b	28,20 ± 4,23 ^b
Farinha de mandioca torrada	2332,0 ± 184,6	66,95 ± 1,43
Fécula de mandioca	909,9 ± 149,5 ^b	36,79 ± 0,96 ^b
Farinha de trigo	2123,3 ± 184,6 ^b	51,63 ± 2,66
Quirera de arroz	2029,3 ± 359,7 ^b	61,57 ± 2,18
Amido de milho	849,31 ± 265,71 ^b	54,43 ± 13,77
Extrudadas		
Milho moído	3540,6 ± 202,56 ^a	48,35 ± 2,84 ^a
Farinha de mandioca torrada	2450,1 ± 810,4	67,21 ± 2,87
Fécula de mandioca	3406,9 ± 47,2 ^a	74,15 ± 2,26 ^a
Farinha de trigo	3421,4 ± 246,7 ^a	53,92 ± 1,29
Quirera de arroz	3084,5 ± 208,0 ^a	66,02 ± 4,25
Amido de milho	1797,76 ± 251,2 ^a	59,86 ± 6,75

¹ Média das três repetições ± desvio padrão.

* Médias seguidas de letras diferentes diferem estatisticamente (P < 0,05).

Foi registrada melhora na digestibilidade do amido originado do milho moído e da fécula de mandioca. Para os demais ingredientes, mesmo crus, os valores dos CDAs foram relativamente altos, demonstrando que o dourado, apesar de ser uma espécie carnívora, apresenta uma boa capacidade em digerir a farinha de trigo, quirera de arroz e o amido de milho, em sua forma natural (Tabelas 8 e 9).

A maioria dos teleósteos evoluiu em ambientes onde itens alimentares ricos em carboidratos eram escassos; com exceção de algumas espécies que se alimentam de frutas e grãos na natureza, como, por exemplo, o pacu, *Piaractus mesopotamicus* e o tambaqui, *Colossoma macropomun*, a maioria das espécies de peixes não aproveita bem carboidratos presentes nas dietas artificiais (WILSON, 1994; JOVER et al., 1999; ROBAINA et al., 1999; HEMRE et al., 2002; STONE, 2003). Não obstante, a utilização dos carboidratos pelos peixes é afetada por fatores tais como espécie, hábito alimentar, complexidade da fonte de carboidrato, estado físico do carboidrato e processamento da dieta (incluindo temperatura, tempo de cozimento, pressão), entre outros (BERGOT; BREQUE, 1983; WILSON, 1994; HEMRE et al., 2002; SØRENSEN, et al., 2002; STONE, 2003). Essa influência de fatores intrínsecos e extrínsecos no aproveitamento de ingredientes ricos em carboidratos pelos peixes pode ser o motivo das diferenças registradas neste estudo para o dourado.

A alta temperatura e pressão geradas durante o processo de extrusão gelatinizam os carboidratos, melhorando sua digestibilidade e consequentemente o aproveitamento pela maioria das espécies de peixes (PFEFFER et al., 1991; DAHLIN; LORENZ, 1995; PERES; OLIVA-TELES, 2002; STONE, 2003; CHENG; HARDY, 2003; VENOU, 2003). Peixes carnívoros em particular aproveitam melhor carboidratos em sua forma mais disponível – gelatinizada (WILSON, 1994; HEMRE et al., 2002; STONE, 2003). Os resultados deste estudo confirmam o efeito positivo do processo de extrusão na gelatinização do amido e consequente aumento da digestibilidade da energia dos ingredientes testados e do amido contido no milho moído e na fécula de mandioca.

A melhora nos coeficientes de digestibilidade da energia e do amido também foi registrada para o carnívoro robalo europeu *Dicentrarchus labrax*, quando se comparou amido cru com o amido gelatinizado, extrudado (PERES; OLIVA-TELES, 2002). Venou et al. (2003) também relataram uma melhora nos coeficientes de digestibilidade aparente do amido e da energia para a dourada *Sparus aurata* quando compararam dietas que continham milho e trigo cru

ou extrudados. Entretanto, Figueiredo-Silva et al. (2009) registraram apenas um aumento na digestibilidade do amido de milho como resultado da gelatinização, mas não observaram esse mesmo efeito em relação à digestibilidade da energia das dietas pelo “blackspot seabream”, *Pagellus bogaraveo*.

O aumento na digestibilidade do amido nas fontes de carboidrato testadas pode ter resultado da redução na relação entre amilose e amilopectina resultante do processo de gelatinização, conforme descrito há longo tempo para o amido do milho e do trigo por Bergot (1993) e Cousin et al. (1996). Outra possibilidade para ocorrência deste aumento pode estar relacionada à quebra das ligações de fósforo nos fosfo-oligossacarídeos presentes nessas fontes, conforme descrito por Noda et al. (2008) em fécula de batata, visto que a amilase não consegue quebrar essas ligações e, conseqüentemente, digerir esses carboidratos. Por fim, Noda et al. (2008) sugerem ainda que o processo de gelatinização diminui o tamanho dos grânulos de amido, aumentando a superfície de contato para ação da amilase e, conseqüentemente, aumentando a digestibilidade deste nutriente.

4.3 Relação amido:lipídio – C:L

As relações amido:lipídio (C:L) na dieta de alevinos de dourado afetaram ($P < 0,05$) o desempenho dos peixes (Tabela 10). Dietas com relação C:L de 0,7 resultaram em melhor desempenho. Todavia as relações C:L 0,3 e 1,0 também resultaram em desempenho adequado, porém, o ganho em peso e a taxa de crescimento específico, por exemplo, foram inferiores aos valores registrados para as demais relações testadas. A melhor conversão alimentar foi registrada para os peixes que receberam a dieta contendo uma relação C:L de 1,0. As relações ótimas estimadas para o ganho em peso (Figura 10), TCE (Figura 11) e conversão alimentar (Figura 12) pela análise de regressão, foram próximas daquelas estimadas pela análise de variância (ANOVA), seguida pelo teste de Tukey, de 0,7:1.

Estudando diferentes relações entre C:L (0,02, 0,60, 1,54, 3,38, 8,93 e 43:1) na dieta para três espécies de carpas indianas (*Catla catla*, *Labeo rohita* e *Cirrhinus mrigala*), Erfanullah e Jafri (1998) registraram maior ganho em peso e maior taxa de crescimento específico para a catla e para o rohu, com a relação de 8,93:1, mas para a mrigal o melhor desempenho foi registrado para os peixes alimentados com dietas com a relação C:L igual a 3,38:1. Tan et al. (2007)

relataram efeito semelhante para o “Chinese longsnout catfish” (*Leiocassis longirostris*), ou seja, melhor crescimento e eficiência alimentar registrados para peixes alimentados com dieta com relação C:L de 1,98:1. A exemplo do dourado, o “Chinese catfish” é uma espécie carnívora; assim, o fato da relação C:L que resultou em melhor desempenho ter sido mais baixa que aquela registrada para as espécies onívoras citadas, mostra que a eficiência na utilização do carboidrato dietético por estas espécies onívoras é maior.

De forma semelhante, Mohanta e colaboradores (2009) testaram o aumento dos conteúdos em carboidrato em dietas para o barbo prateado, *Puntius gonionotus*, e relataram melhora no desempenho dos peixes com o aumento da quantidade de dextrina de 220 g kg⁻¹ para 260 e 300 g kg⁻¹ de ração. Entretanto, relataram também que valores acima de 300 g kg⁻¹ novamente pioraram o desempenho dos animais. Efeito semelhante foi registrado neste estudo para os dourados. Por outro lado, Garling e Wilson (1977) não relataram diferenças no ganho em peso, conversão alimentar quando alevinos de bagre do canal foram alimentados com dietas isoproteicas (24% proteína bruta) e isocalóricas (2.750 kcal kg⁻¹ de energia metabolizável estimada), com relações C:L variando de 0,45 a 4,5. Nematipour et al. (1992) e Brauge et al. (1994) também não registraram diferenças significativas no desempenho para o “sunshine bass” (*Morone saxatilis* x *Morone chrysops*) e truta arco-íris, *Oncorhynchus mykiss*, respectivamente, quando alimentados com rações contendo diferentes relações entre carboidratos e lipídios. Nankervis et al. (2000) e Moro et al. (2010) também não relataram diferenças no crescimento e conversão alimentar do barramundi, *Lates calcarifer*, e do jundiá, respectivamente, alimentados com dietas contendo diferentes relações entre as fontes de energia não proteica na dieta.

Tabela 11 - Variáveis de desempenho de alevinos de dourados alimentados com dietas contendo diferentes relações amido:lipídio (C:L) ^{1,2}

C:L	Peso final (g)	Ganho em peso (g)	TCE (%)	Consumo (g)	Conversão alimentar	Sobrevivência (%)
0,0	31,42 ± 3,55 ^{bc}	28,13 ± 3,51 ^{bc}	2,37 ± 0,12 ^{ab}	33,02 ± 0,27 ^b	1,19 ± 0,15 ^{ab}	94,17 ± 1,67 ^{ab}
0,3	36,24 ± 4,14 ^{ab}	32,98 ± 4,08 ^{ab}	2,53 ± 0,10 ^a	36,52 ± 1,15 ^{ab}	1,12 ± 0,11 ^{ab}	97,50 ± 3,19 ^{ab}
0,7	39,71 ± 1,63 ^a	36,37 ± 1,56 ^a	2,60 ± 0,02 ^a	38,87 ± 2,03 ^a	1,07 ± 0,09 ^{ab}	100 ± 0,00 ^a
1,0	36,62 ± 3,52 ^{ab}	33,24 ± 3,54 ^{ab}	2,51 ± 0,12 ^a	35,26 ± 3,17 ^{ab}	1,06 ± 0,05 ^a	99,17 ± 1,67 ^a
1,4	26,48 ± 1,42 ^{cd}	23,10 ± 1,38 ^{cd}	2,16 ± 0,05 ^{bc}	25,96 ± 1,24 ^c	1,12 ± 0,03 ^{ab}	95,00 ± 4,30 ^a
2,0	20,14 ± 1,99 ^{de}	16,92 ± 1,85 ^{de}	1,93 ± 0,06 ^{cd}	21,54 ± 3,11 ^{cd}	1,27 ± 0,12 ^{ab}	87,78 ± 8,39 ^{bc}
2,3	20,38 ± 1,29 ^{de}	16,98 ± 1,31 ^{de}	1,89 ± 0,09 ^d	21,96 ± 1,51 ^{cd}	1,30 ± 0,09 ^b	96,67 ± 2,72 ^a
3,3	14,68 ± 1,81 ^e	11,28 ± 1,84 ^e	1,54 ± 0,15 ^e	17,75 ± 2,19 ^d	1,58 ± 0,11 ^c	77,50 ± 9,57 ^c

* TCE = taxa de crescimento específico

¹ Média ± desvio padrão. Letras diferentes significam diferenças entre os valores na mesma coluna (P < 0,05).

² Peso médio inicial 3,34 ± 0,16 g.

Figura 10 - Regressão polinomial de quarta ordem do ganho em peso dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Figura 11- Regressão polinomial de quarta ordem da taxa de crescimento específico (TCE) dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Figura 12 -Regressão polinomial de segunda ordem da conversão alimentar dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Foi registrado melhor aproveitamento da proteína da dieta, i.e., maior TRP, quando os peixes foram alimentados com dietas contendo a relação C:L de 1,0:1 ($P < 0,05$) (Tabela 11). Nestas condições, os peixes utilizaram maior proporção da proteína ingerida para deposição de tecido muscular do que como fonte energética. Resultados da análise de regressão estimam que a relação C:L ideal seria de 0,88:1, ou seja, um valor próximo àquele estimado a partir dos parâmetros de desempenho (Figura 13). O aumento nos valores de utilização da proteína pode ser atribuída ao “protein-sparing effect”, i.e., efeito poupador da proteína, promovido pelos carboidratos e lipídios (WILSON, 1994, WILSON, 2002; HEMRE et al., 2002). Esse mesmo efeito foi relatado para diversas outras espécies de peixe, com o aumento da relação C:L da dieta (HIDALGO et al., 1993; ERFANULLAH; JAFRI, 1998; TAN et al., 2007; MOHANTA et al., 2009; MORO et al., 2010).

Tabela 12 - Índice hepatossomático (IHS), glicemia e taxas de retenção proteica (TRP) e energética (TER) dos dourados nos diferentes tratamentos ¹

Relação C:L	IHS (%)	Glicogênio (g 100g ⁻¹)	Glicemia (μmol dL ⁻¹) ao final do ensaio ²	TRP (%)	TER (%)
0,0	1,02 ± 0,24 ^a	8,88 ± 1,80 ^{ab}	49,14 ± 10,70	28,49 ± 3,40 ^{abc}	30,82 ± 3,87 ^{ab}
0,3	1,10 ± 0,15 ^a	9,93 ± 2,70 ^{ab}	53,17 ± 8,61	31,23 ± 2,65 ^{ab}	32,22 ± 3,66 ^a
0,7	1,19 ± 0,23 ^a	9,93 ± 2,35 ^{ab}	56,33 ± 8,76	32,03 ± 2,94 ^{ab}	32,89 ± 2,12 ^a
1,0	1,21 ± 0,12 ^a	8,06 ± 2,59 ^{ab}	69,00 ± 15,19	33,09 ± 1,19 ^a	33,93 ± 2,07 ^a
1,4	1,37 ± 0,21 ^{ab}	8,07 ± 2,83 ^{ab}	56,00 ± 10,18	31,38 ± 0,45 ^{ab}	29,19 ± 1,21 ^{ab}
2,0	1,15 ± 0,28 ^a	9,29 ± 1,57 ^{ab}	50,00 ± 6,20	26,74 ± 1,90 ^{bc}	23,78 ± 1,63 ^b
2,3	1,75 ± 0,34 ^{bc}	10,42 ± 2,74 ^a	55,67 ± 15,90	25,89 ± 1,59 ^c	24,41 ± 2,94 ^b
3,3	1,81 ± 0,41 ^c	4,37 ± 3,43 ^b	67,00 ± 27,82	19,95 ± 2,02 ^d	17,65 ± 3,09 ^c

¹ Média ± desvio padrão. Médias seguidas por letras diferentes diferem pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

² Peixes em jejum de 24 horas.

Figura 13 - Regressão polinomial de segunda ordem da taxa de retenção proteica dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

A taxa de retenção energética (TRE) aumentou com o aumento da relação C:L da dieta (Figura 14; Tabela 11). Brauge et al. (1994), em um estudo com a truta arco-íris, relataram um efeito similar na TER para essa espécie, relativo ao aumento da relação C:L dietética. Da mesma forma, Tan et al. (2007) registraram esse efeito para o “Chinese longsnout catfish”. Por outro lado, em um estudo com a *Tilapia zilli*, El-Sayed e Garling (1988) relataram uma redução na TRE com o aumento da concentração de carboidratos na dieta. No presente estudo, considerando-se a análise de regressão dos valores da TRE (Figura 14), registra-se redução na taxa de retenção energética para os peixes alimentados com dietas com relação C:L mais alta. O balanço ideal entre as fontes de energia não proteica na dieta promove uma utilização mais eficaz dos nutrientes e da energia, o que explica a melhora na TER registrada para o dourado neste estudo e, aparentemente, um desequilíbrio nessa relação pode levar a uma sobrecarga metabólica que também se reflete em piora na TRE (HEMRE et al., 2002; MORO et al., 2010).

Figura 14 - Regressão polinomial de segunda ordem da taxa de retenção energética dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

O índice hepatossomático dos dourados aumentou linearmente (Figura 15; Tabela 11) com o aumento da relação C:L na dieta. Esse efeito também foi observado para o barbo prateado por Mohanta e colaboradores (2009), para o “chinese longsnout catfish” por Tan et al. (2007) e para a truta arco-íris por Krogdahl et al. (2004). Segundo esses autores, o aumento do IHS pode resultar de uma maior disponibilidade de energia na dieta, o que condiciona aumento de peso e volume do fígado pela maior concentração de lipídio e/ou glicogênio nesse órgão. Neste estudo, o aumento do índice hepatossomático em todos os tratamentos exceto aquele em que os peixes receberam dieta com relação C:L igual a 3,3:1, pode ser relacionado a um maior acúmulo de glicogênio hepático (Figura 16). No tratamento com C:L igual a 3,3:1, apesar de um maior tamanho do fígado, a concentração de glicogênio foi menor, fenômeno que pode ser explicado pela uma sobrecarga metabólica dos peixes devido à alta concentração de carboidrato dietético, conforme descrito por Hemre et al. (2002) e Moro et al. (2010). O nível glicêmico dos dourados alimentados com as diferentes relações C:L foi igual para todos os tratamentos (Tabela 11), o que contrasta com afirmações de Krogdahl et al. (2004) que relataram aumento na concentração de glicose sanguínea em trutas arco-íris alimentadas com dietas contendo altos teores de carboidratos.

Figura 15 - Regressão linear do índice hepatossomático (IHS) dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Figura 16 - Regressão polinomial de segunda ordem da concentração de glicogênio hepático dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

A concentração de proteína corporal dos dourados foi afetada pelo aumento na relação entre amido e lipídio na dieta (Tabela 12, Figura 16), o que contraria relatos de Borba et al. (2006) e Moro et al. (2010) que não registraram diferenças na quantidade de proteína corporal para a piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) e para o jundiá (*Rhamdia quelen*), respectivamente, com o aumento da relação C:L na dieta. Erfanullah e Jafri (1998), no entanto, relataram um aumento na concentração proteica corporal das carpas indianas catla, rohu e mrigal com o aumento da C:L na dieta. Novamente, esse aumento na concentração proteica corporal possivelmente resultou do efeito poupador da proteína promovido pelos carboidratos e lipídios dietéticos (WILSON, 1994, WILSON, 2002; HEMRE et al., 2002), pois com uma relação ideal entre essas duas fontes de energia não protéica na ração, os peixes passariam a utilizar a proteína dietética para crescimento em formação de tecido, principalmente muscular, e não como fonte de energia, a qual seria suprida pelos carboidratos e lipídios.

Tabela 13 - Composição corporal final dos alevinos de dourado, alimentados com dietas contendo diferentes relações carboidrato: lipídio (C:L)¹

Relação C:L	Extrato etéreo (%)	Proteína bruta (%)	Cinzas (%)	Matéria Seca (%)	Energia bruta (kcal kg ⁻¹)
0,0	29,51 ± 1,95 ^a	58,82 ± 1,13 ^c	9,99 ± 0,98 ^a	28,48 ± 0,75 ^a	1703 ± 68,5 ^a
0,3	25,62 ± 3,15 ^{abc}	61,73 ± 0,87 ^{abc}	11,17 ± 1,60 ^{ab}	28,15 ± 0,21 ^a	1630 ± 55,5 ^{ab}
0,7	22,98 ± 2,53 ^{bc}	63,54 ± 0,94 ^{ab}	11,50 ± 0,70 ^{ab}	27,63 ± 0,23 ^{ab}	1584 ± 45,2 ^{abc}
1,0	26,66 ± 1,77 ^{ab}	60,81 ± 1,68 ^{bc}	11,33 ± 0,08 ^{ab}	28,31 ± 0,70 ^a	1627 ± 53,3 ^{ab}
1,4	21,29 ± 1,92 ^{bc}	64,73 ± 0,71 ^a	11,54 ± 0,93 ^{abc}	26,25 ± 0,31 ^{bc}	1478 ± 44,8 ^{bcd}
2,0	21,13 ± 0,29 ^{bc}	63,79 ± 0,61 ^{ab}	13,64 ± 0,06 ^{bc}	25,71 ± 0,73 ^{bc}	1409 ± 39,4 ^{cd}
2,3	22,21 ± 3,34 ^{bc}	63,42 ± 1,78 ^{ab}	12,49 ± 1,35 ^{abc}	25,77 ± 0,50 ^{bc}	1455 ± 93,3 ^{bcd}
3,3	20,75 ± 2,81 ^c	62,10 ± 2,29 ^{abc}	13,90 ± 1,33 ^c	24,85 ± 1,59 ^c	1345 ± 132,1 ^d

¹ Média ± desvio padrão. Médias seguidas por letras diferentes diferem pelo teste de Tukey (P < 0,05).

A quantidade de lipídios na carcaça dos dourados também variou de acordo com a relação C:L das dietas experimentais (P<0,01) (Tabela 12, Figura 17): o aumento na relação C:L das dietas diminuiu o acúmulo de gordura corporal nos peixes. O acúmulo de gordura foi maior nos peixes que receberam as dietas com uma relação C:L de 0:1, ou seja, na dieta que não continha amido na composição (P<0,05) (Tabela 12, Figura 18). Pelo fato dos lipídios serem uma fonte energética mais concentrada que os carboidratos, a energia bruta da carcaça também foi maior nos peixes que receberam a dieta com a relação C:L de 0:1 (Tabela 12).

Figura 17 - Regressão polinomial de segunda ordem da proteína corporal final dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Figura 18 - Regressão linear da gordura corporal final dos alevinos de dourado nos diferentes tratamentos

Maior acúmulo de gordura corporal foi também relatado para tilápia nilótica alimentada com dietas contendo maior concentração de lipídios em relação aos carboidratos (SHIMENO et al., 1993). Esse padrão de resposta também foi relatado por Erfanullah e Jafri (1998) para as carpas indianas catla, rohu e mirigal, por Nankervis et al. (2000) para o barramundi e por Tan et al. (2007) para o “chinese longsnout catfish”. A diferença no acúmulo de gordura corporal registrada nestes estudos sugere que a energia dietética seja mais prontamente disponível quando fornecida na forma de lipídio que de carboidrato, conforme relatado por Astrup (2001) para humanos. A energia em excesso, neste caso, foi armazenada na forma de gordura, o que não aconteceu nos peixes que receberam dietas com maior relação C:L. Um menor acúmulo de gordura corporal é desejável para dourados produzidos em confinamento, já que espécimes selvagens não apresentam altas concentrações de gordura.

As atividades de protease e lipase não-específicas do dourado foram responsivas à dieta, o que não se verificou para a amilase. Como já observado e relatado para outras espécies de peixes, o dourado apresenta uma plasticidade enzimática em resposta à composição da dieta (HIDALGO et al., 1999; MELO, 2004; LUNDSTEDT et al., 2004, De ALMEIDA et al., 2006; DEBNATH et al., 2007; CORRÊA et al., 2007) (Tabela 13).

Tabela 14 – Perfil enzimático dos dourados nos diferentes tratamentos ¹

Relação C:L	Amilase (UI)	Lipase Inespecífica (UI)	Protease Inespecífica (UI)
0,0	0,057 ±0,037	2,38 ±0,76 ^{ab}	6,10 ±3,89 ^{ab}
0,3	0,051 ±0,018	1,86 ±0,37 ^b	5,44 ±2,05 ^{ab}
0,7	0,017 ±0,010	2,08 ±0,84 ^b	3,94 ±1,83 ^b
1,0	0,040 ±0,016	2,77 ±0,88 ^b	8,65 ±5,60 ^{ab}
1,4	0,041 ±0,017	3,32 ±0,86 ^a	15,63 ±7,54 ^a
2,0	0,044 ±0,036	2,29 ±0,60 ^{ab}	4,19 ±2,04 ^b
2,3	0,038 ±0,011	2,47 ±0,57 ^{ab}	9,20 ±3,98 ^{ab}
3,3	0,040 ±0,019	2,14 ±0,49 ^{ab}	9,43 ±5,83 ^{ab}

¹ Média ± desvio padrão. Médias seguidas por letras diferentes diferem pelo teste de Tukey (P < 0,05).

Peixes alimentados com a dieta com a relação C:L de 1,4:1 apresentaram aumento na secreção das proteases e das lipases e, conseqüentemente, valores mais altos de atividade dessas enzimas. Esse efeito pode ter resultado da menor concentração de proteína digestível nessa dieta, quando comparada com as demais. Por outro lado, as menores atividades das proteases foram registradas para os tratamentos com as relações C:L de 0,7 e 2,0:1; as menores atividades da

lipase foram retratadas em peixes alimentados com relações C:L de 0,7 e 1,0:1. Infere-se, portanto, que nessas condições o desequilíbrio entre os nutrientes afeta negativamente a secreção enzimática dos dourados.

Um aumento significativo nas proteases inespecíficas tanto do estômago quanto do intestino anterior de jundiás foi observado quando estes foram alimentados com rações cuja concentração de proteína bruta era crescente (20, 27, 34 e 41%). Inversamente, houve redução na atividade da amilase e da lipase também no intestino anterior, com o aumento na concentração proteica da dieta (MELO, 2004). Em estudo com juvenis de pintado, a concentração enzimática foi medida em diferentes regiões do trato digestório dos peixes, alimentados com rações que continham níveis crescentes de proteína bruta (20, 30, 40 e 50%), níveis decrescentes de amido (36,23; 25,01; 13,44 e 1,94%) e nível de gordura de aproximadamente 13%. Apesar da grande variação na concentração de amido nas rações, não foram observadas diferenças significativas na concentração de amilase no intestino, mas houve variação na concentração desta enzima no estômago (LUNDSTEDT et al., 2004). Esse comportamento era esperado por se tratar de uma espécie carnívora, cujos itens alimentares ricos em carboidratos são praticamente inexistentes na dieta natural dos animais, esse mesmo efeito foi observado para o dourado.

Lundstedt et al. (2004) relataram ainda aumento na concentração de proteases principalmente nas regiões anterior e média dos intestinos dos peixes. Entretanto, nos níveis mais altos de proteína bruta na dieta, a concentração das proteases diminuiu, demonstrando que o aumento da inclusão de um nutriente pode estimular a secreção das enzimas responsáveis pela sua digestão até certo limite, mas quando em excesso, o efeito pode ser contrário ao esperado. A atividade da lipase, principalmente na porção anterior do intestino dos peixes, aumentou com o aumento da inclusão de proteína na dieta e redução na concentração de amido. Provavelmente a menor concentração de fontes de energia não proteica na dieta estimulou a secreção de lipase, com o objetivo de tornar a digestão da gordura dietética mais eficiente, consequentemente, melhor aproveitada; este fato explica a maior atividade da lipase dos dourados que receberam a dieta com uma concentração proteica mais baixa.

Não é só a concentração de um nutriente que influencia diretamente a secreção de enzimas digestivas. Em alguns casos, a baixa concentração do nutriente ou a baixa qualidade do ingrediente resultam em maior secreção enzimática e consequente maior eficiência digestiva e também absorviva (BUDDINGTON et al., 1997; GERMAN et al., 2004; HIDALGO et al., 1999;

KARASOV, 1996; RAY, 1988; SABAT et al., 1999). Por exemplo, para o tambaqui foi verificada maior atividade de proteases no estômago dos peixes quando a concentração proteica da dieta era reduzida de 60% para 42% aproximadamente. Além disso, foi constatado aumento na atividade da lipase no intestino em função do aumento da inclusão de gordura na dieta. Antagonicamente, a atividade da amilase diminuiu no intestino dos peixes, possivelmente em função da maior concentração de gordura na ração (DE ALMEIDA et al., 2006). Esta constatação também explica o que foi observado em relação à atividade da lipase e protease no intestino dos dourados. Apesar da capacidade do dourado modular o perfil enzimático do trato digestório, no tratamento com a relação de 1,4:1 esse efeito não foi suficiente para manter o ganho em peso dos animais, comparado com as relações 0,7 e 1,0:1, o ganho em peso dos animais piorou (Figura 10).

CONCLUSÕES

A exemplo das demais espécies de peixes carnívoros, o dourado não apresenta capacidade elevada em utilizar os carboidratos dietéticos. Aparentemente, fontes mais disponíveis e digestíveis de carboidrato nas dietas podem causar uma hiperglicemia mais persistente o que, em prazo mais longo, irá prejudicar o crescimento do animal e, em casos extremos, pode ocasionar mortandade em populações confinadas para produção comercial. Considerando o hábito alimentar carnívoro da espécie, o dourado apresentou alta capacidade de digerir algumas fontes de carboidratos, mesmo em seu estado natural, fenômeno que, novamente, poderia prejudicar o seu desenvolvimento em condições de produção intensiva. O processamento da dieta melhorou a disponibilidade de algumas fontes de carboidrato para espécie, mas, novamente, fez com que os peixes se mantivessem em hiperglicemia persistente, fenômeno que prejudica o desenvolvimento. A antecipadamente reduzida capacidade de a espécie utilizar os carboidratos dietéticos foi confirmada pelos resultados do ensaio de desempenho; concentrações de amido na dieta acima de 14,52% (ou uma relação C:L de 1,0:1,0) pioram o desempenho mas, paradoxalmente, a inclusão de níveis adequados de carboidratos na dieta dos dourados promove melhor utilização da proteína e energia dietética pela espécie. Ainda, o dourado foi capaz de adequar o perfil enzimático em relação à dieta. Entretanto, isso só ocorreu com relação à secreção das proteases alcalinas e lipases inespecíficas, não sendo verdade para a secreção da amilase. Novamente, esse comportamento evidencia a limitação da espécie em utilizar os carboidratos dietéticos.

REFERÊNCIAS

- ALBREKTSSEN, S.; MUNDHEIM, H.; AKSNES, A. Growth, feed efficiency, digestibility and nutrient distribution in Atlantic cod (*Gadus morhua*) fed two different fish meal qualities at three dietary levels of vegetable protein sources. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 261, p. 626-640, 2006.
- ALBRO, P.W.; HALL, R.D.; CORBETT, J.T.; SCHROEDER, J. Activation of non-specific lipase (EC 3.1.1.-) by bile salts. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, n. 835, p. 477-490, 1985.
- ALSTED, N.; JOKUMSEN, A. The influence of dietary protein:fat ratio on the growth of rainbow trout (*Salmo gairdnerii*). In: SYMP. ON FEEDING AND NUTRITION IN FISH, 3., 1989. Toba **Proceedings...** Toba, Japan, 1989. 28 Aug.– 1 Sept. p. 209–220,
- ANDERSON, J.; JACKSON A.J.; MATTY A.J.; CAPPER B.S. 1984. Effects of dietary carbohydrates and fibre on the tilápia, *Oreochromis niloticus* (Linn.). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 37, n. 4, p. 303-314, 1984.
- ASSOCIATION of OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official Methods of Analysis of AOAC**. CUNNIFF, P. (Ed.). 16th ed. Washington, DC 1999. 1141p.
- ASTRUP A. The role of dietary fat in the prevention and treatment of obesity. Efficacy and safety of low-fat diets. **International Journal of Obesity and Related Metabolic Disorders**, London, v. 25, p. 46-50, 2001.
- BAHURMIZ, O.M.; NG, W.K. Effects of dietary palm oil source on growth, tissue fatty acid composition, and nutrient digestibility of red hybrid tilapia, *Oreochromis sp.*, raised from stocking to marketable size. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 262, p. 382-392, 2007.
- BALDISSEROTTO, B.; GOMES L.C.(Ed). **Espécies Nativas para Piscicultura no Brasil**. Santa Maria:Editora UFSM, 2005. 606p.
- BARRETT, G.W.; ODUM, E.P. The Twenty-first Century: The world at carrying capacity. **BioScience**, Washington, v. 50, n. 4, p. 363-368, 2000.
- BEHNKE, K.C. The art (science) of pelleting. In: TECHNICAL REPORT SERIES: FEED TECHNOLOGY. American Liat Towers, Singapura: Soybean Association International Marketing Southeast Asia, 2006. p.5-9.
- BELAL, I.E.H. A review of some fish nutrition methodologies. **Bioresource Technology**, Essex, n.96, p.395-402, 2005
- BELL, J.G.; McGHEE, F.; CAMPBELL, P.J.; SARGENT J.R. Rapeseed oil as an alternative to marine fish oil in diets of post-smolt Atlantic salmon (*Salmo salar*): changes in flesh fatty acid composition and effectiveness of subsequent fish oil “wash out”. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 218, p. 515-528, 2003.

BELL, J.G.; SARGENT J.R. Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 218, p. 491-499, 2003.

BENDIKSEN, E.Å.; BERG, O.K.; JOBLING, M.; ARNESEN, A.M.; MÅSØVAL, K. Digestibility, growth and nutrient utilization of Atlantic salmon parr (*Salmo salar* L.) in relation to temperature, feed fat and oil source. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 224, p. 283-299, 2003.

BERG, J.M.; TYMOCZKO, J.L.; STRYER, L. **Bioquímica**. 5th ed. Rio de Janeiro, RJ: Editora Guanabara Koogan, 2004. 1059p.

BERGE, G.M.; GRISDALE-HELLAND, B.; HELLAND, S.J. Soy protein concentrate in diets for Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 178, p. 139-148, 1999.

BERGOT, F. Digestibility of native starches of various botanical origins by rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). In: KAUSHIK, S.J.; LUQUET, P. (Ed.). **Fish nutrition in practice**, Biarritz, 1991. Paris:Ed. INRA, 1993. June 24–27, p. 857–865, (Les Colloques, 61),

BERGOT, F.; BREQUE, J. Digestibility of starch by rainbow trout: effects of the physical state of starch and of the intake level. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 34, p. 203-212, 1983.

BERNFELD, P. Amylases α and β : colorimetric assay method. In: COLOWICH, S.P.; KAPLAN, N.O. (Ed.). **Methods in Enzymology**. New York:Academic Press, 1955. v. 1.

BORBA, M.R.; FRACALOSSO, D.M.; PEZZATO, L.E. Dietary energy requirement of piracanjuba fingerlings, *Brycon orbignyanus*, and relative utilization of dietary carbohydrate and lipid. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, n. 12, p. 183–191, 2006.

BORGHESI, R.; DAIRIKI, J.K.; CYRINO, J.E.P. Apparent digestibility coefficients of selected feed ingredients for dourado *Salminus brasiliensis*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 15, p. 453-458, 2009.

BORGHETI, J.R.; CANZI, C.; FERNANDEZ, D.R. Influência de diferentes níveis de proteína no crescimento do dourado *Salminus maxillosus*. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, Curitiba, v. 33, n. 3, p. 683-689, 1990.

BORLONGAN, I.G. Studies on the digestive lipases of milkfish, *Chanos chanos*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 89, p. 315–325, 1990.

BOTTING, C.C. 1991. Extrusion technology in aquaculture feed processing. AKIYAMA, D.M.; TAN: R.K.H. (Ed.). In: AQUACULTURE FEED PROCESSING AND NUTRITION WORKSHOP, 1991. Singapore. **Proceedings....** Singapore:American Soybean Association, , 1991. 129-137p.

BRADFORD, M.M.; McRORIE, R.A.; WILLIAM, W.L. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, New York, v. 72, p. 248–254, 1976.

BRAGA, L.G.T.; BORGHESI, R.; CYRINO, J.E.P. Apparent digestibility of ingredients in diets for *Salminus brasiliensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 43, n. 2, p. 271-274, 2008.

BRAGA, L.G.T.; BORGHESI, R.; DAIRIKI, J.K.; CYRINO, J.E.P. Trânsito gastrintestinal de dieta seca em *Salminus brasiliensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 42, n. 1, p. 131-134, 2007.

BRAUGE, C.; MEDALE, F.; CORRAZE, G. Effect of dietary carbohydrates levels on growth, body composition and glycaemia in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, reared in seawater. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 126, p. 109-120, 1994.

BREMER NETO, H.; GRANER, C.A.F.; PEZZATO, L.E.; PADOVANI, C.R.; CANTELMO, O.A. Diminuição do teor de óxido de cromo (III) usado como marcador externo. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.32, p.249-255, 2003.

BRIGHT, L.A.; COYLE, S.D.; TIDWELL, J.H. Effect of dietary lipid level and protein energy ration on growth and body composition of largemouth bass *Micropterus salmoides*. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 36, n. 1, p. 129-134, 2005.

BRODTKORG, T.; ROSELUND, G.; LIE, Ø. Effects of dietary levels of 20:5n-3 and 22:6n-6 on tissue lipid composition in juvenile Atlantic salmon, *Salmo salar*, with emphasis on brain and eye. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 3, p. 175-187, 1997.

BROMLEY, P.J. Effect of dietary protein, lipid and energy content on the growth of turbot (*Scophthalmus maximus* L.). **Aquaculture**, Amsterdam, n. 19, p. 359-369, 1980.

BUDDINGTON, R.K.; KROGDAHL, Å.; BAKKE-McKELLEP, A.M. The intestines of carnivorous fish: structure and functions and the relations with diet. **Acta Physiologica Scandinavica**, Oxford, v. 161, p. 67-80, 1997.

BUHLER, D.R.; HALVER, J.E. Nutrition of salmonid fishes. IX. Carbohydrate requirements of Chinook salmon. **Journal of Nutrition**, Philadelphia, v. 74, p. 307-318, 1961.

BUREAU, D.P.; HARRIS, A.M.; CHO, C.Y. Apparent digestibility of rendered animal protein ingredients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture**, Amsterdam, n. 180, p. 345-358, 1999.

BUREAU D.P.; KAUSHIK, S.J.; CHO, C.Y. Bioenergetics. In: HALVER J.E.; HARDY R.W. **Fish nutrition**. San Diego: Academic, 2002. cap.1. p. 2-54.

BUREAU, D.P.; GIBSON, J.; EL-MOWAFI, A. Review: Use of animal fats in aquaculture feeds. In: CRUZ-SUÁREZ, L.E. ; RICQUE-MARIE, D. ; TAPIA-SALAZAR, M. ; GAXIOLA-CORTÉS, M.G.; SIMOES, N.(Ed.). SIMPOSIUM INTERNACIONAL DE NUTRICIÓN ACUÍCOLA, 6., **Memorias...** Cancún:Quintana Roo, México, 2002. p. 487-504.

BUREL, C.; BOUJARD, T.; KAUSHIK, S.J.; BOEUF, G.; Van DER GEYTEN, S.; MOL, K.A.; KUHN, E.R.; QUINSAC, A.; KROUTI, M.; RIBAILLIER, D. Potential of plant-protein sources as fish meal substitutes in diets for turbot (*Psetta maxima*): growth, nutrient utilization and thyroid status. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 188, p. 363-382, 2000b.

BUREL, C.; BOUJARD, T.; TULLI, F.; KAUSHICK, S.J. Digestibility of extruded peas, extruded lupin, and rapeseed meal in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and turbot (*Psetta maxima*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 188, p. 285-298, 2000a.

CABALLERO, M.J.; OBACH, A.; ROSENBLUND, G.; MONTERO, D.; GISVOLD, M.; IZQUIERDO, M.S. Impact of different dietary lipid sources on growth, lipid digestibility, tissue fatty acid composition and histology of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 214, p. 253-271, 2002.

CAMIRE, M.E. Extrusion cooking. In: HENRY, C.J.K.; CHAPMAN, C. (Ed.) **The Nutrition Handbook for Food Processors**. Cambridge, UK: Woodhead Publishing, 2002. p.314-330.

CARVALHO-FILHO, A.C. Ah, vida dura: A febre dos pesque-pagues. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 39, n. 7, p. 20-21, 1997.

CEJAS, J.R.; ALMANSA, E.; VILLAMANDOS, J.E.; BADÍA, P.; BOLAÑOS, A.; LORENZO, A. Lipid and fatty acid composition of ovaries from wild fish ovaries and eggs from captive fish of white sea bream (*Diplodus sargus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 216, p. 299-313, 2003.

CHENG, Z.J.; HARDY, R.W. Effects of extrusion processing of feed ingredients on apparent digestibility coefficients of nutrients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, p. 77-83, 2003.

CHO C.Y.; SLINGER, S.J. Apparent digestibility measurement in feedstuffs for rainbow trout. In: HALVER, J.E.; TIEWS, K.(Ed.). **Finfish Nutrition and Fishfeed Technology**. Heinemann, 1979. p. 239-247.

CHOU, B.S.; SHIAU, S.Y. Both n-6 and n-3 fatty acids are required for maximal growth of juvenile hybrid tilapia. **North American Journal of Aquaculture**, Bethesda, v. 61, p. 13-20, 1999.

CHOU, R.L.; SU, M.S.; CHEN, H.Y. Optimal dietary protein and lipid levels for juvenile cobia (*Rachycentron canadum*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 193, p. 81-89, 2001.

CHUNG, S.Y.; LEE, S.W.; RHEE, C. Effects of various maillard reaction products on *in vitro* starch hydrolysis and blood glucose responses in mice. **Starch**. Special Issue: Clinical Nutrition-Applications of Alpha-glucans, 2011. . p. 443-449.

CORRÊA, C.F.; De AGUIAR, L.H.; LUNDSTEDT, L.M.; MORAES, G. Responses of digestive enzymes of tambaqui (*Colossoma macropomum*) to dietary cornstarch changes and metabolic inferences. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 147A, p. 857-862, 2007.

COUSIN, M.; CUZON, G.; GUILLAUME, J. Digestibility of starch in *Penaeus vannamei*: in vivo and in vitro study on eight samples of various origin. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 140, p. 361–372, 1996.

COWEY, C.B. Protein and amino acid requirement of finfish. In: HALVER, J.E.; TIEWS, K. **Finfish Nutrition and Fishfeed Technology**. Heenemann, Berlin, 1979. v.1. p. 3 – 16.

COWEY, C.B.; ADRON, J.W.; BROWN, D.A. Studies on the nutrition of marine flatfish. The metabolism of glucose by plaice (*Pleuronectes platessa*) and effect of dietary energy source on protein utilization in plaice. **British Journal of Nutrition**, Cambridge, v. 33, p. 219-231, 1975.

COWEY, C.B.; SARGENT, J.R. Nutrition. In: ROAR, W.S.; RANDALL, D.J.; BRETT, J.R. (Ed.). **Fish Physiology VIII**. Orlando:Academic Press, 1979. p.1-69

CRAIG, S.R.; WASHBURN, B.S.; GATLIN III, D.M. Effects of dietary lipids on body composition and liver function in juvenile red drum, *Sciaenops ocellatus*. **Fish Physiology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 21, p. 249-255, 1999.

DABROWSKI, K.; KRUMSCHNABEL, G.; PAUKKU, M.; LABANOWSKI, J. Cyclic growth and activity of pancreatic enzymes of Arctic charr (*Salvelinus alpinus*) alevins. **Journal of Fish Biology**, London, v. 40, p. 511-521, 1992.

DABROWSKI, K.; PORTELLA, M.C. Feeding plasticity and nutritional physiology in tropical fishes. In HOAR, W.S.; RANDALL, D.J.; FARRELL, A.P.(Ed.). **The Physiology of tropical fishes**. New York: Fish Physiology, Academic Press, 2005. p. 155-224.

DAHLIN, K; LORENZ, K. Cereal protein and carbohydrate digestibility as affected by extrusion. In: CHARALAMBOUS, G. (Ed.). **Food flavors: generation, analysis and process influence**. Local: Elsevier Science B.V, 1995. p. 575-594.

DAIRIKI, J.K. **Exigência em aminoácidos e farelo de soja na nutrição de juvenis de dourado *Salminus brasiliensis* (Cuvier, 1816)**. 2009. 137p. Tese (Doutorado em Ciência Animal e Pastagens) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP, 2009.

DE ALMEIDA, L.C.; LUNDSTEDT, L.M.; MORAES, G. Digestive enzyme responses of tambaqui (*Colossoma macropomum*) fed on different levels of protein and lipid. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 12, p. 443-450, 2006.

De SILVA, S.S.; ANDERSON, T.A. **Fish Nutrition in Aquaculture**. London: Chapman & Hall, 1995. 319p. (Aquaculture Series,1.).

DEBNATH, D.; PAL, A.K.; SAHU, N.P.; YENGKOKPAM, S.; BARUAH, K.; CHOUDHURY, D.; VENKATESHWARLU, G. Digestive enzymes and metabolic profile of *Labeo rohita* fingerlings fed diets with different crude protein levels. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 146B, p. 107-114, 2007.

DENG, D.F.; HEMRE, G.I.; STOREBAKKEN, T.; SHIAU, S.Y.; HUNG, S.S.O. Utilization of diets with hydrolyzed potato starch, or glucose by juvenile white sturgeon (*Acipenser transmontanus*), as affected by Maillard reaction during feed processing. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 248, p. 103–109, 2005.

EL-SAYED, A.M. Alternative dietary protein sources for farmed tilapia, *Oreochromis* sp. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 179, p. 149–168, 1999.

EL-SAYED, A.M.; GARLING JR, D.L. Carbohydrate-to-lipid ratios in diets for *Tilapia zillii* fingerlings. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 73, p. 157–163, 1988.

ERFANULLAH Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratio on growth and body composition of walking catfish (*Clarias batrachus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 161, p. 159–168, 1998.

ERFANULLAH; JAFR, A.K. Growth rate, feed conversion, and body composition of *Catla catla*, *Labeo rohita*, and *Cirrhinus mrigala* fry fed diets of various carbohydrate-to-lipid ratios. **Journal of The World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 29, n. 1, p. 84–91, 1998.

ESTEVES, K.E.; PINTO LÔBO, AV. Feeding pattern of *Salminus maxillosus* (Pisces Characidae) at Cachoeira das Emas, Mogi-Guaçu River (São Paulo State, Southeast Brazil). **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 61, n. 2, p. 267–276, 2001.

FÄNGE, R.; GROVE, D. Digestion. In: HOAR, W.S.; RANDALL, D.J.; BRETT, J.R.(Ed.). **Fish Physiology**. New York: Academic Press, 1979. p.162–260.

FÄNGE, R.; GROVE, D. Digestion. In: ROAR, W.S.; RANDALL, D.J.; BRETT, J.R. (Ed.). **Fish Physiology VIII**. Orlando:Academic Press,1979. p.162–260.

FERRARIS, R.P.; AHEARN, G.A. Sugar and aminoacid transport in fish intestine. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 77A, p. 397–413, 1984.

FIGUEIREDO-SILVA, AC.; CORRAZE, G.; REMA, P.; SANCHEZ-GURMACHES, J.; GUTIÉRREZ, J.; VALENTE, L.M.P. Blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*) lipogenic and glycolytic pathways appear to be more related to dietary protein level than dietary starch type. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 291, p. 101–110, 2009.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). **Fishery and Aquaculture Statistics 2008**. Roma: FAO Yearbook, 2010. 72p.

FRACALOSSO, D.M.; CRAIG-SCHMIDT, M.C.; LOVELL, R.T. Effect of dietary lipid sources on production of leukotriene B by head kidney of channel catfish held at different water temperatures. **Journal of Aquatic Animal Health**, Bethesda, v. 6, p. 242–250, 1994.

FRACALOSSO, D.M.; LOVELL, R.T. Dietary lipid sources influence responses of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) to challenge with the pathogen *Edwardsiella ictaluri*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 119, n. 287–298, 1994.

FRACALOSS, D.M.; LOVELL, R.T. Growth and liver polar fatty acid composition of year-1 channel catfish fed various lipid sources at two water temperatures. **The Progressive Fish Culturist**, Bethesda, v. 57, p. 107-113, 1995.

FRANCIS, D.S.; TURCHINI, G.M.; JONES, P.L.; De SILVA, S.S. Effects of dietary oil source and fillet fatty acid composition on Murray cod, *Maccullochella peelii peelii*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 253, p. 547-536, 2006.

FURUICHI, M.; YONE, Y. Changes in activities of hepatic enzymes related to carbohydrate metabolism of fishes in glucose and insulin-glucose tolerance tests. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 48, p. 463-466, 1982.

FURUICHI, M.; YONE, Y. Effect of dietary dextrin levels on the growth and feed efficiency, the chemical composition of liver and dorsal muscle, the absorption of the dietary protein and dextrin in fishes. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 46, p. 225-229, 1980.

FURUICHI, M.; YONE, Y. Studies on nutrition of red sea bream. 4. Nutritive value of dietary carbohydrate. **Report of Fishery Research Laboratory, Kyushu University**, Kyushu, (Japan), v. 1, p. 75-81, 1971.

FURUITA, H.; YAMAMOTO, T.; SHIMA, SUZUKI, N.; TAKEUCHI, T. Effect of arachidonic acid level in broodstock diet on larval and egg quality of Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 220, p.725-735, 2003.

FURUYA, W.M.; PEZZATO, L.E.; MIRANDA, E.C.; FURUYA, V.R.B.; BARROS, M.M.; LANNA, E.A.T. Digestibilidade aparente de energia e nutrientes do farelo de canola pela tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 30, n. 3, p. 611-616, 2001.

GALLAGHER, M.L. Growth responses, tissue composition, and liver enzyme changes in juvenile sunshine bass, *Morone chrysops* x *Morone saxatilis*, associated with dietary protein and lipid level. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 9, n. 4, p. 41-51, 1999.

GARCIA-GALLEGO, M.; BAZOCO, J.; SANZ, A.; SUAREZ, M.D. A comparative study of the nutritive utilization of dietary carbohydrates by eel and trout. In: KAUSHIK, S.J. ; LUQUET, P. (Ed.). **Fish Nutrition in Practice**. Versailles Cedex: INRA Editions, 1993. p.939-943.

GARLING JR, D.L.; WILSON, R.P. Effects of dietary carbohydrate to lipid ratios on growth and body composition of fingerling channel catfish. **The Progressive Fish Culturist**, Bethesda, n. 39, p. 43-47, 1977.

GATLIN III, D.M.; BARROWS, F.T.; BROWN, P.; DABROWSKI, K.; GAYLORD, T.G.; HARDY, R.W.; HERMAN, E.; HU, G.; KROGDAHL, A.; NELSON, R.; OVERTURF, K.; RUST, M.; SEALEY, W.; SKONBERG, D.; SOUZA, E.J.; STONE, D.; WILSON, R.; WURTELE, E. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 38, p. 551-579, 2007.

GAYLORD, T.G.; GATLIN III, D.M. Effects of dietary carnitine and lipid on growth and body composition of hybrid striped bass (*Morone chrysops* ♀ x *Morone saxatilis* ♂). **Fish Physiology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 22, p. 297-302, 2000.

GAYLORD, T.G.; RAWLES, S.D. The modification of poultry-by-product meal for use in hybrid striped bass *Morone chrysops* x *Morone saxatilis* diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 36, n. 3, p. 363-374, 2005.

GERMAN, D.P.; HORN, M.H.; GAWLICKA, A. Digestive Enzyme Activities in Herbivorous and Carnivorous Prickleback Fishes (Teleostei: Stichaeidae): Ontogenetic, Dietary, and Phylogenetic Effects. **Physiological and Biochemical Zoology**, Chicago, v. 77, n. 5, p. 789-804, 2004.

GÉRY, J.; LAUZANNE, L. Les types des espèces du genre *Salminus* Agassiz, 1829 (Ostariophysi, Characidae) du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris. **Cybbium**, Paris, v. 14, n. 2, p. 113-124, 1990.

GEURDEN, I.; COUTTEAU, P.; SORGELOSS, P. Effect of dietary phospholipid supplementation on growth and fatty acid composition of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) and turbot (*Scophthalmus maximus* L.) juveniles from weaning onwards. **Fish Physiology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 16, p. 259-272, 1997.

GILL, C. World feed panorama: bigger cities, more feed. **Feed International**, New York, v. 28, n. 1, p. 5-9, 2007.

GISBERT, E.; SAINZ, R.D.; HUNG, S.S.O. Glycemic responses in white sturgeon after oral administration of graded doses of D-glucose. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 224, p. 301-312, 2003.

GISBERT, E.; SARASQUETE, M.C.; WILLIOT, P.; CASTELLÓ-ORVAY, F. Histochemistry of the development of the digestive system of Siberian sturgeon during early ontogeny. **Journal of Fish Biology**, London, v. 55, p. 596-616, 1999.

GLENCROSS, B.; CURNOW, J.; HAWKINS, W.; FELSING, M. Evaluation of yellow lupin *Lupinus luteus* meal as an alternative protein resource in diets for sea-cage reared rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 33, n. 3, p. 287-296, 2002.

GLENCROSS, B.; HAWKINS, W.; EVANS, D.; RUTHERFORD, N.; MCCAFFERTY, P.; DODS, K.; HAULER, E. R. A comparison of the effect of diet extrusion or screw-press pelleting on the digestibility of grain protein products when fed to rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 312, p. 154-161, 2011.

GOMINHO-ROSA, M.C. **Carboidratos em dietas para o jundiá, *Rhamdia quelen*: desempenho, digestibilidade e metabolismo**. 2012. 113p. Tese (Doutorado. em Aqüicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, Santa Catarina, 2012.

GOODWIN, A.E.; LOCHMANN, R.T.; TIEMAN, D.M.; MITCHELL, A.J. Massive hepatic necrosis and nodular regeneration in largemouth bass fed diets high in available carbohydrate. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 33, n. 4, p. 466-477, 2002.

HADAS, E.; KOVEN, W.; SKLAN, D.; TANDLER, A. The effect of dietary phosphatidylcholine on the assimilation and distribution of ingested free oleic acid (18:1 η -9) in gilthead seabream (*Sparus aurata*) larvae. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 217, p. 577-588, 2003.

HALVER, J.E.; HARDY, R.W. Nutrient flow and retention. In: HALVER J.E.; HARDY R.W. **Fish nutrition**. San Diego: Academic, 2002. cap.14. p. 756-769.

HALVER, J.E.; HARDY, R.E. Nutrient flow and retention. In: HALVER, J.E.; HARDY, R.E.(Ed.). **Fish Nutrition**. San Diego:Academic Press, 2002. p.756-769

HARDY, W.R.; BARROWS, F.T. Diet formulation and manufacture. In HALVER, J.E. ; HARDY, R.W. (Ed.). **Fish Nutrition**. 3rd ed. San Diego: Academic Press, Elsevier Science, 2002. p.505-600

HASTINGS, W.H.; HIGGS, D. Feed milling processes. In: PILLAY, T.V.R.(Ed.) **Fish feed technology**. Aquaculture Development and Coordination Programme, Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO].Rome:FAO,1980. p.293-313.

HEBB, C.D.; CASTELL, J.D.; ANDERSON, D.M.; BATT, J. Growth and feed conversion of juvenile winter flounder (*Pleuronectes americanus*) in relation to different protein-to-lipid levels in isocaloric diets. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 221, p. 439-449, 2003.

HEMRE, G.I.; HANSEN, T. Utilization of different dietary starch sources and tolerance to glucose loading in Atlantic salmon (*Salmo salar*), during parr-smolt transformation. **Aquaculture**, Amsterdam, v.161, p.145-157, 1998.

HEMRE, G.I.; MOMMSEN, T.P.; KROGDAHL, A. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v.8, p.175-194, 2002.

HEMRE, G.I.; SANDNES, K.; LIE, Ø.; TORRISSEN, O.; WAAGBØ, R. Carbohydrate nutrition in Atlantic salmon: I. Growth and feed utilization. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 26, p. 149–154, 1995.

HIDALGO, M.C.; UREA, E.; SANZ, A. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 170, p. 267–283, 1999.

HILBORN, R.; PUNT, A.E.; ORENSANZ, J. Beyond band-aids in fisheries management: Fixing world fisheries. **Bulletin of Marine Science**, Coral Gables, v. 74, n. 3, p. 493-507, 2004.

HUANG, C.H.; HUANG, M.C.; HOU, P.C. Effect of dietary lipids on fatty acid composition and lipid peroxidation in sarcoplasmic reticulum of hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part B, New York, v. 120, p. 331-336, 1998.

HUNG, S.S.O.; BERGE, G.M.; STOREBAKKEN, T. Growth and digestibility effects of soya lecithin and choline choride on juvenile Atlantic salmon. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 3, p. 141-144, 1997.

HUTCHINS, C.G.; RAWLES, S.D.; GATLIN III, D.M. Effects of dietary carbohydrate kind and level on growth, body composition and glycemic response of juvenile sunshine bass (*Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂). **Aquaculture**, Amsterdam, v.161, p.187-199, 1998.

JI, H.; SUN, H.T.; XIONG, D.M. Studies on activity, distribution, and zymogram of protease, α-amylase, and lipase in the paddlefish *Polyodon spathula*. **Fish Physiology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 42, p. 1542-1551, 2011.

JOBLING, M. **Fish bioenergetics**. London:Chapman & Hall, 1994. 328p.

JOVER, M.; GARCÍA-GÓMEZ, A.; TOMÁS, A.; DE LA GÁNDARA, F.; PÉREZ, L. Growth of Mediterranean yellowtail (*Seriola dumerilii*) fed extruded diets containing different levels of protein and lipid. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 179, p. 25-33, 1999.

KARASOV, W.H. Digestive plasticity in avian energetics and feeding ecology. In:CAREY, C. (Ed.).**Avian Energetics and nutritional ecology**. New York:Chapman and Hall, 1996. p.61-84.

KAUSHIK, S.J. Feed formulation,diet development and feed technology
In:_____ **Recent advances in Mediterranean aquaculture finfish species diversification**. Zaragoza: CIHEAM-IAMZ, 2000. p. 43-51

KIKUCHI, K. Use of defatted soybean meal as a substitute for fish meal in diets of Japanese founder (*Paralichthys olivaceus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 179, p. 3-11, 1999.

KITAGIMA, R.E. **Digestibilidade da matéria seca, energia bruta, proteína e aminoácidos pelo catfish americano, *Ictalurus punctatus***. 2009. 102p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) – Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2009.

KITAMURA, P.C.; QUEIROZ, J.F.; LOPES, R.B.; CASTRO JR., F.G.; BOYD, C.E. Environmental and economic assessment of fee-fishing in São Paulo State, Brazil. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 12, n. 4, p. 23-41, 2002.

KÖPRUCU, K.; ÖZDEMİR, Y. Apparent digestibility of selected feed ingredients for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 250, p. 308-316, 2005.

KROGDAHL, Å.; BAKKE-McKELLEP, A.M.; BAEVERFJORD, G. Effects of graded levels of standard soybean meal on intestinal structure, mucosal enzyme activities, and pancreatic response in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, p. 361-371, 2003.

KROGDAHL, A.; SUNDBY, A.; OLLI, J.J. Atlantic salmon (*Salmo salar*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) digest and metabolize nutrients differently. Effects of water salinity and dietary starch level. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 229, p. 335-360, 2004.

KUBTZA, F. Nutrição e alimentação de tilápias – parte 1. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 9, n. 52, p. 42-50, 1999.

LAZZARI, R.; RADÜNZ NETO, J.; PEDRON, F.A.; LORO, V.L.; PRETTO, A.; GIODA, C.R. Protein sources and digestive enzyme activities in jundiá (*Rhamdia quelen*). **Scientia Agricola**, Piracicaba, n. 67, p. 259-266, 2010.

LEE, D.J.; PUTNAM, G.B. Response of rainbow trout to varying protein/energy ratios in a test diet. **Journal of Nutrition**, Philadelphia, v. 103, p. 916-922, 1973.

LEE, S.M.; KIM, K.D.; LALL, S.P. Utilization of glucose, maltose, dextrin and cellulose by juvenile flounder (*Paralichthys olivaceus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 221, p. 427-438, 2003.

LEGATE, N.J.; BONEN, A.; MOON, T.W. Glucose tolerance and peripheral glucose utilization in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*), American eel (*Anguilla rostrata*), and black bullhead catfish (*Ameiurus melas*). **General and Comparative Endocrinology**, San Diego, v. 122, p. 48-59, 2001.

LIMA, F.C.T. **Revisão taxonômica e relações filogenéticas do gênero Salminus (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes: Characidae)**. 2006. 253p. Tese (Doutorado na área de Ciências) - Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

LIMA, F.C.T.; BRITSKI, H.A. *Salminus franciscanus*, a new species from the rio São Francisco basin, Brazil (Ostariophysi: Characiformes: Characidae). **Neotropical Ichthyology**, Porto Alegre, v. 5, n. 3, p. 237-244, 2007.

LOVELL, R.T. **Nutrition and feeding of fish**. An AVI Book. New York: Van Nostrand Reinhold, 1989. 260p.

LUNDSTEDT, L.M.; MELO, J.F.B.; MORAES, G. Digestive enzymes and metabolic profile of *Pseudoplatystoma coruscans* (Teleostei: Siluriformes) in response to diet composition. **Comparative Biochemistry Physiology**, New York, v. 137B, p. 331-339, 2004.

LUZ, R.K.; FERREIRA, A.A.; REYNALTE-TATAJE, D.A.; MAFFEZZOLLI, G.; ZANIBONI-FILHO, E. Larvicultura de pós-larvas de dourado (*Salminus maxillosus*, Valenciennes, 1849), nos primeiros dias de vida. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 11., 2000. Florianópolis. **Anais...** Florianópolis: SIMBRAQ, 2000. 1 CD-ROM.

MARTINO, R.C.; CYRINO, J.E.P.; PORTZ, L.; TRUGO, L.C. Performance and fatty acid composition of surubim, *Pseudoplatystoma coruscans* fed diets with animal and plant lipids. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 209, p. 233-246, 2002b.

MARTINO, R.C.; CYRINO, J.E.P.; PORTZ, L.; TRUGO, L.C. Effect of dietary lipid level on nutritional performance of the surubim, *Pseudoplatystoma coruscans*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 209, p. 209-219, 2002a.

MARTINO, R.C.; TRUGO, L.C.; CYRINO, J.E.P.; PORTZ, L. Use of white fat as replacement for squid liver oil in practical diets for surubim, *Pseudoplatystoma coruscans*. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 34, n. 2, p. 192-202, 2003.

MARTINS, C.I.M.; CASTANHEIRA, M.F.; ENGROLA, S.; COSTAS, B.; CONCEIÇÃO, L.E.C. Individual differences in metabolism predict coping styles in fish. **Applied Animal Behaviour Science**, Amsterdam, v. 130, p. 135–143, 2011.

MAYNARD, L.A.; LOOSLI, J.K. Animal Nutrition, 6th ed. New York, St. Louis, San Francisco, London, Sydney, Toronto, Mexico, Panama:McGraw-Hill, 1969. 613 p.

MELO, J.F.B. **Digestão e metabolismo de jundiá *Rhamdia quelen* submetido a diferentes regimes alimentares**. Tese 2004. 80p. (Doutorado em Ciências Fisiológicas) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2004.

METAILLER, R.; ALDRIN, J.F.; MESSENGER, J.L.; MEVEL, G.; STEPHAN, G. Feeding of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*): role of protein level and energy source. **Journal of the World Mariculture Society**, Baton Rouge, n. 12, p. 117– 118, 1981.

MEURER, F.; HAYASHI, C.; SOARES, C.M.; BOSCOLO, W.R. Níveis de gordura na alimentação de machos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*, L.), revertidos sexualmente, na fase inicial. In: ACUICULTURA VENEZUELA. 1999, Puerto La Cruz, Venezuela. **Anais....** Puerto La Cruz, Venezuela: ASA, 1999. p. 348-357

MOHANTA, K.N.; MOHANTY, S.N.; JENA, J.; SAHU, N.P.; PATRO, B. Carbohydrate level in the diet of silver barb, *Puntius gonionotus* (Bleeker) fingerlings: effect on growth, nutrient utilization and whole body. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 40, p. 927-937, 2009

MOON, T.W. Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction? **Comparative Biochemistry Physiology**, Amsterdam, v. 129, p. 243– 249, 2001.

MORAIS-FILHO, M.B.; SCHUBART, O. **Contribuição ao Estudo do Dourado (*Salminus maxillosus*) do Rio Mogi Guassu (Pisces, Characidae)**. Ministério da Agricultura, Divisão de Caça e Pesca, São Paulo, SP, 1955. 131p.

MORGAN, I.J.; MCCARTHY, I.D.; METCALFE, N.B. The influence of life-history strategy on lipid metabolism in overwintering juvenile Atlantic salmon. **Journal of Fish Biology**, London, v. 60, p. 674-686, 2002.

MORO, G.V.; CAMILO, R.Y.; MORAES, G.; FRACALOSSO, D.M. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 41, p. 394–400, 2010.

MORO, G.V.; CAMILO, R.Y.; MORAES, G.; FRACALOSSO, D.M. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 41, p. 394–400, 2010.

NANKERVIS, L.; MATTHEWS, S.J.; APPLEFORD, P. Effect of dietary non-protein energy source on growth, nutrient retention and circulating insulin-like growth factor I and triiodothyronine levels in juvenile barramundi, *Lates calcarifer*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 191, p. 323-335, 2000.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL (NRC). Nutrient Requirement of fish and shrimp. Washington: The National Academic Press, 360 p., 2011.

NAYLOR, R. Energy and resource constraints on intensive agricultural production. **Annual Review of Energy and Environment**, Palo Alto, v. 21, p. 99-123, 1996.

NAYLOR, R.L.; GOLDBURG, R.J.; PRIMAVERA, J.; KAUTSKY, N.; BEVERIDGE, M.C.M.; CLAY, J.; FOLKE, C.; LUBCHENCO, J.; MOONEY, H.; TROEL, M. Effects of aquaculture on world fish supplies. **Issues in Ecology**, Washington, v. 8, p. 2-12, 2001.

NELSON, D.L.; COX, M.M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. New York: Worth Publishers, 2000. 1152p.

NEMATIPOUR, R.G.; BROWN, M.L.; GATLIN III, D.M. Effects of dietary energy: protein ratio on growth characteristics and body composition of hybrid striped bass, *Morone chrysops* x *M. saxatilis*. **Aquaculture**, Amsterdam, n. 107, p. 359-368, 1992.

NEW, M.B. **Feed and Feeding of Fish and Shrimp** – A manual on the preparation and presentation of compound feeds for shrimp and fish in aquaculture. Aquaculture Development and Coordination Programme, Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO]. Rome:FAO, 1987. 275p.

NG, W.K.; CHEN, M.L. Replacement of soybean meal with palm kernel meal in practical diets for hybrid Asian-African catfish, *Clarias macrocephalus* x *C. gariepinus*. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 12, n. 4, p. 67-76, 2002.

NODA T.; TAKIGAWA, S.; MATSUURA-ENDO, C.; SUZUKI, T.; HASHIMOTO, N.; KOTTEARACHCHI, N. S.; YAMAUCHI, H.; ZAIDU, I. S. M. Factors affecting the digestibility of raw and gelatinized potato starches. **Food Chemistry**, London, n. 110, p. 465–470, 2008.

OLIVA-TELES, A.; GOUVEIA, A.; GOMES, E.; REMA, P. The effect of different processing treatments on soybean meal utilization by rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 124, p. 343-349, 1994.

PAGE, J.W.; ANDREWS, J.W. Interactions of dietary levels of protein and energy on channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Journal of Nutrition**, Philadelphia, n. 103, p.1339– 1346, 1973.

PARK, J.T.; JOHNSON, M.J. Submicro determination of glucose. **Journal Biology Chemistry**, Rockville, n. 249, p. 149-151, 1949.

PERES, H.; OLIVA-TELES, A Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles **Aquaculture**, Amsterdam, v. 205, p. 287-299, 2002.

PERES, H.; OLIVA-TELES, A. Effect of dietary lipid level on growth performance and feed utilization by European sea bass juveniles (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 179, p. 325-334, 1999.

PÉREZ-JIMÉNEZ, A.; CARDENETE, G.; MORALES, A.E.; GARCÍA-ALCÁZAR, A.; ABELLÁN, E.; HIDALGO, M.C. Digestive enzymatic profile of *Dentex dentex* and response to different dietary formulations. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 154A, p. 157-164, 2009.

PEZZATO, L.E.; BARROS, M.M.; FRACALOSSO, D.M.; CYRINO, J.E.P. Nutrição de peixes. In :CYRINO, J. E. P. ; URBINATI, E.C. ; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N.(Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, 2004. p.75-169

PFEFFER, E.; BECKMANN-TOUSSAINT, J.; HENRICHFREISE, B.; JANSEN, H.D. Effect of extrusion on efficiency of utilization of maize starch by rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 96, p. 293-303, 1991.

PIEDCAUSA, M.A.; MAZÓN, M.J.; GARCÍA, B.; HERNÁNDEZ, M.D. Effects of total replacement of fish oil by vegetable oils in the diets of shapsnout seabream (*Diplodus puntazzo*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 263, p. 211-219, 2007.

PINTO, M.L.G.; GUGLIELMONI, L.A. Observações sobre a reprodução induzida do dourado (*Salminus maxillosus* Valenciennes, 1849). In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 4., 1986, Cuiabá. **Resumos...** Cuiabá: SIMBRAQ, 1986. p.89-98.

PLANAS, J.V.; MENDEZ, E.; BAÑOS, N.; CAPILLA, E.; CASTILLO, J.; NAVARRO, I.; GUTIÉRREZ, J. Fish insulin, IGF-I and IGF-II receptors: a phylogenetic approach. **American Zoologist**, Thousand Oaks, v. 40, p. 223-268, 2000.

POLAKOF, S.; MOMMSEN, T.W.; SOENGAS, J.L. Glucosensing and glucose homeostasis: from fish to mammals. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 160, p. 123-149, 2011.

POZERNICK, M.; WIEGAND, M.D. Use of canola oil in the feed of larval and juvenile goldfish, *Carassius auratus* L. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 28, p. 75-83, 1997.

RAINUZZO, J.R.; REITAN, K.I.; OLSEN, Y. The significance of lipids at early stages of marine fish: a review. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 155, p. 103-115, 1997.

RAY, A.K. On the digestive enzymes in three Indian freshwater perches in relation to food and feeding habits. **Journal of the Fisheries Society Indonesian**, Taiwan, n. 20, p. 1-5, 1988.

REFSTIE, S.; STOREBAKKEN, T.; BAEVERFYORD, G.; ROEM, A.J. Long-term protein and lipid growth of Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets with partial replacement of fish meal by soy protein products at medium or high lipid level. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 193, p. 91-106, 2001.

- REFSTIE, S.; STOREBAKKEN, T.; ROEM, A.J. Feed consumption and conversion in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets with fish meal, extracted soybean meal or soybean meal with reduced content of oligosaccharides, trypsin inhibitors, lectins and soy antigens. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 162, p. 301-312, 1998.
- REGOST, C.; ARZEL, J.; CARDINAL, M.; ROBIN, J.; LAROCHE, M.; KAUSHIK, S.J. Dietary lipid level, hepatic lipogenesis and flesh quality of turbot (*Psetta maxima*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 192, p. 291-309, 2001.
- REGOST, C.; ARZEL, J.; CARDINAL, M.; ROSENLUND, G.; KAUSHIK, S.J. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with return to fish oil in turbot (*Psetta maxima*) 2. Flesh quality properties. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 220, p. 737-747, 2003b.
- REGOST, C.; ARZEL, J.; KAUSHIK, S.J. Partial or total replacement of fish meal by corn gluten meal in diet for turbot (*Psetta maxima*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 180, p. 99-117, 1999.
- REGOST, C.; ARZEL, J.; ROBIN, J.; ROSENLUND, G.; KAUSHIK, S.J. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with return to fish oil in turbot (*Psetta maxima*) 1. Growth performance, flesh fatty acid profile and lipid metabolism. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 217, p. 465-482, 2003a.
- REID, S.G.; BERNIER, N.J.; PERRY, S.F. The adrenergic stress response in fish: control of catecholamine storage and release. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 120, p. 1-27, 1998.
- REIGH, R.C.; ELLIS, S.C. Effects of dietary catfish oil, menhaden oil, and tallow on production characteristics of pond-raised channel catfish, *Ictalurus punctatus*. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 10, n. 1, p. 53-63, 2000.
- ROBAINA, L.; CORRAZE, G.; AGUIRRE, P.; BLANC, D.; MELCION, J.P.; KAUSHIK, S.J. Digestibility, postprandial ammonia excretion and selected plasma metabolites in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) fed pelleted or extruded diets with or without wheat gluten. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 179, p. 45-56, 1999.
- ROBINSON, E.H.; ROBINETTE, H.R. Effects of dietary protein level and feeding regimen on growth and on fattiness of channel catfish, *Ictalurus punctatus*. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 3, p. 67-89, 1993.
- ROKEY, G.J. Process description for aquatic and pet feed production. Sabatha Wenger Corporation, 1993. 25p.
- ROKEY, G.J.; PLATTNER, B.; DE SOUZA, E.M. Feed extrusion process description. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 39, p. 510-518, 2010.
- ROSENLUND, G.; OBACH, A.; SANDBERG, M.G.; STANDAL, H.; TVEIT, K. Effect of alternative lipid sources on long-term growth performance and quality of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Aquaculture Research**, Oxford, v. 32, Suppl. 1, p. 323-328, 2001.

SABAT, P.; LAGOS, J.A.; BOZINOVIC, F. Test of the adaptive modulation hypothesis in rodents: dietary flexibility and enzyme plasticity. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 123A, p. 83-87, 1999.

SALWAY, J.G. *Metabolism at a Glance*. Oxford: Blackwell Sciences, 1994. 111p.

SARGENT, J.R.; TOCHER, D.R.; BELL, J.G. The lipids. In: HALVER, J.E. ;HARDY, R.H. (Ed.). **Fish Nutrition**. San Diego:Academic Press, 2002. p.181-257.

SCHUTZ, J.H. **Avaliação de diferentes tipos de alimentos e fotoperíodos no crescimento e na sobrevivência de pós-larvas de dourado *Salminus brasiliensis* (Pisces, Characidae)** 2003. 33p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2003.

SCHUTZ, J.H.; NUÑER, A.P.O. Growth and survival of dorado *Salminus brasiliensis* (Pisces, Characidae) post-larvae cultivated with different types of food and photoperiods. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 50, n. 3, p. 435-444, 2007.

SCORVO FILHO, J.D.; AYROSA, L.M.S. São Paulo: A situação da piscicultura no Estado. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 35, n. 6, p. 18-19, 1996.

SCORVO-FILHO, J.D.; FRASCA-SCORVO, C.M.D.; ALVES, J.M.C.; DE SOUZA, F.R.A. A tilapicultura e seus insumos, relações econômicas. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 39, p. 1-7, 2010.

SEENAPPA, D.; DEVARAJ, K.V. Effect of different levels of protein, fat and carbohydrate on growth, feed utilization and body carcass composition of fingerlings in *Catla catla* (Ham.). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 129, p. 242-249, 1985.

SEIXAS FILHO, J.T.; FONSECA, C.S.; OLIVEIRA, M.G.A.; DONZELE, J.L.; MENIN, E. Determinação do sistema endócrino difuso nos intestinos de três Teleostei (pisces) de água doce com hábitos alimentares diferentes. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 30, n. 5, p. 1403-1408, 2001.

SHIMENO, S.; DUAN-CUN-MING; TAKEDA, M. Regulation of carbohydrate metabolism in fish XVI. Metabolic response to dietary carbohydrate to lipid ratios in *Oreochromis niloticus*. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 59, p. 827-833, 1993.

SINDIRAÇÕES. Indústria de Alimentação Animal: Boletim Informativo do Setor. Sindicato Nacional da Indústria de Alimentação Animal. São Paulo, SP, Brasil, 2010. 4p.

SINGH, S.; GAMLATH, S.; WAKELING, L. Nutrition aspects of food extrusion: a review. **International Journal of Food Science and Technology**, Oxford, v. 42, p. 916-929, 2007.

SMALL, B.C.; SOARES JR, J.H. Effect of dietary carbohydrate on growth, glucose tolerance, and liver composition of juvenile striped bass. **North American Journal of Aquaculture**, Bethesda, v. 61, p. 286-292, 1999.

SMITH, L.S. Digestive function in teleost fishes. In: HALVER, J.E.(Ed.). **Fish nutrition**. San Diego: Academic press, 1989. p.2-29.

SOENGAS, J.L.; MOON, T.W. Transport and metabolism of glucose in isolated enterocytes of the black bullhead *Ictalurus melas*: effects of diet and hormones. **The Journal of Experimental Biology**, Cambridge, v. 201, p. 326-327, 1998.

SØRENSEN, M.; LJØKJEL, K.; STOREBAKKEN, T.; SHEARER, K.D.; SKERDE, A. Apparent digestibility of protein, amino acids and energy in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed a fish meal based diet extruded at different temperatures. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 211, p. 215–225, 2002.

SORENSEN, M.; LJOKJEL, K.; STOREBAKKEN, T.; SHEARER, K.D.; SKREDE, A. Apparent digestibility of protein, amino acids and energy in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed a fish meal based diet extruded at different temperatures. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 211, p. 215-225, 2002.

SPANNHOF, L.; PLATINKOW, H. Studies on carbohydrate digestion in rainbow trout. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 30, p. 95-108, 1983.

STEFFENS, W. Protein utilization of rainbow trout (*Salmo gairdnerii*) and carp (*Cyprinus carpio*): a brief review. **Aquaculture**, Amsterdam, n. 23, p. 337–345, 1981.

STONE, A.J. Dietary carbohydrate utilization by fish. **Reviews in Fisheries Science**, London, n. 11, p. 337-369, 2003.

STOREBAKKEN, T.; SHEARER, K.D.; BAEVERFJORD, G.; NIELSEN, B.G.; ÅSGÅRD, T.; SCOTT, T.; DE LAPORTE, A. Digestibility of macronutrients, energy and amino acids, absorption of elements and absence of intestinal enteritis in Atlantic salmon, *Salmo salar*, fed diets with wheat gluten. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 184, p. 115-132, 2000.

TAKAHASI, L.S.; CYRINO, J.E.P. Dietary carbohydrate level on growth performance of speckled catfish, *Pseudoplatystoma coruscans*. **Journal of Aquaculture in the Tropics**, Calcutta, v. 21, n. 1, p. 13-19, 2006.

TAKEDA, M.; SHIMENO, S.; HOSOKAWA, H.; KAJIYAMA, H.; KAISYO, T. The effect of dietary calorie-to-protein ratio on the growth, feed conversion and body composition of young yellowtail. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, n. 41, p. 443-447, 1975.

TAKEUCHI, T.; WATANABE, T.; OGINO, C. Studies on nutritive value of dietary lipids in fish. XII. Optimum ratio of protein to lipid in diets of rainbow trout. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, n. 44, p. 729-732, 1978

TAKEUCHI, T.; SATOH, S.; WATANABE, T. Requirement of *Tilapia nilotica* for essential fatty acids. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 49, p. 1127-1134, 1983.

TAKEUCHI, T.; WATANABE, T. Effect of eicosapentaenoic acid and docosahexaenoic acid in pollock liver oil on growth and fatty acid composition of rainbow trout. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 43, p. 947-953, 1977.

TAKEUCHI, T.; WATANABE, T.; OGINO, C. Availability of carbohydrate and lipid as dietary energy sources for carp. **Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish**, Tokyo, v. 45, p. 977-982, 1979.

TAN, B.Q.; XIE, S.; ZHU, X.; LEI, W.; YANG, Y. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratios on growth and feed utilization in Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris* Gunther). **Journal of Applied Ichthyology**, Berlin, v. 23, p. 605–610, 2007.

TANAKA, R.; HIGO, Y.; SHIBATA, T.; SUZUKI, N.; HATATE, H.; NAGAYAMA, K.; NAKAMURA, T. Accumulation of hydroxyl lipids in live fish infected with fish diseases. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 211, p. 341-351, 2002.

TEIXEIRA, B.; MACHADO, C.C.; FRACALLOSSI, D.M. Exigência proteica em dietas para alevinos do dourado (*Salminus brasiliensis*). **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, Maringá, v. 32, n. 1, p. 33-38, 2010.

TIBBETTS S.M.; MILLEY J.E.; LAW S.P., Apparent protein and energy digestibility of common and alternative feed ingredients by Atlantic cod, *Gadus morhua* (Linnaeus, 1758). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 261, p. 1314–1327, 2006.

TOCHER, D.R.; BELL, J.G.; SARGENT, J.R. Induction of $\Delta 9$ -fatty acyl desaturation in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) liver by dietary manipulation. **Comparative Biochemistry and Physiology**, New York, v. 113B, n. 1, p. 205-212, 1996.

TUCKER JR.; J.W.; LELLIS, W.A.; VERMEER, G.K. The correlation between liver dry matter and liver lipid in cultured juvenile red drum fed various diets. **North American Journal of Aquaculture**, Bethesda, v. 63, p. 38-44, 2001.

TWIBELL, R.G.; BROWN, P.B. 1998. Optimal dietary protein concentration for hybrid tilapia *Oreochromis niloticus* x *O. aureus* fed all-plant diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 29, n. 1, p. 9-16, 1998.

VALDIMARSSON, G.; JAMES, D. World fisheries: utilization of catches. **Ocean & Coastal Management**, Amsterdam, v. 44, p. 619-633, 2001.

VALENTE, L.M.P.; BABDARRA, N.M.; FIGUEIREDO-SILVA, A.C.; CORDEIRO, A.R.; SIMÕES, R.M.; NUNES, M.L. Influence of conjugated linoleic acid on growth, lipid composition and hepatic lipogenesis in juvenile European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 267, p. 225-235, 2007.

VEGA-ORELLANA, O. M.; FRACALLOSSI, D. M.; SUGAI, J. K. Dourado (*Salminus brasiliensis*) larviculture: Weaning and ontogenetic development of digestive proteinases. **Aquaculture**, Amsterdam, v.252, p.484-493, 2006.

VEGA-ORELLANA, O.M. Larvicultura do dourado (*Salminus brasiliensis*): Desenvolvimento ontogenético de proteinases digestórias e transição alimentar. 2003. 69p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2003.

VENOU, B.; ALEXIS, M.N.; FOUNTOULAKI, E.; NENGAS, I.; APOSTOLOPOULOU, M.; CASTRITSI-CATHARIOUB, I. Effect of extrusion of wheat and corn on gilthead seabream (*Sparus aurata*) growth, nutrient utilization efficiency, rates of gastric evacuation and digestive enzyme activities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 225, p. 207–223, 2003.

VENOU, B.; ALEXIS, M.N.; FOUNTOULAKI, E.; NENGAS, I.; APOSTOLOPOULOU, M.; CASTRITSI-CATHARIOUB, I. Effect of extrusion of wheat and corn on gilthead seabream (*Sparus aurata*) growth, nutrient utilization efficiency, rates of gastric evacuation and digestive enzyme activities. **Aquaculture**, Amsterdam, n. 225, p. 207–223, 2003.

VENTURIERI, R.L. Pesque-Pague no Estado de São Paulo: Vetor de desenvolvimento da piscicultura e opção de turismo e lazer. PNBP/IBAMA/Embratur. Brasília, DF, 2001. 191p.

WALTER, H.E. Proteinases: methods with hemoglobin, casein and azocoll as substrates. In: BERGMAYER, H.U. (Ed.), **Methods of Enzymatic Analysis**. Weinheim: Verlag Chemie, 1984, v.5. p. 270-277.

WEBSTER, C.D.; LIM, C. Introduction to fish nutrition. In: WEBSTER, C.D.; LIM, C. **Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture**. New York: CABI Publishing, 2002. cap.1. p. 1-27.

WEBSTER, C.D.; LOVELL, R.T.; CLAWSON, J.A. Ratio of 20:3(n-9) to 20:5(n-3) in phospholipids as an indicator of dietary essential fatty acid sufficiency in striped bass, *Morone saxatilis*, and palmetto bass, *M. saxatilis* x *M. chrysops*. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 4, n. 4, p. 75-90, 1994.

WEINGARTNER, M.; TATAJE, D.R.; ZANIBONI-FILHO, E. Determinacion del consumo de larvas forrajeras de curimatá (*Prochilodus lineatus*) por larvas de dourado (*Salminus brasiliensis*) durante la fase inicial de larvicultura. In: SIMPÓSIO COLOMBIANO DE ICTIOLOGIA – PECES E DESAROLLO SOSTENIBLE, 7, 2003. Montería. **Anais...** Montería, 2003. p. 96.

WEINGARTNER, M.; ZANIBONI FILHO, E. Biologia e cultivo do dourado. In: BALDISSEROTTO, B. ; GOMES, L.C. (Ed.). **Espécies Nativas para Piscicultura no Brasil**. 2.ed. Santa Maria:Editora UFSM, 2010. p.257-286

WILSON, J.M.; CASTRO, L.F.C. Morphological diversity of the gastrointestinal tract in fishes. In: GROSELL, M.; FARRELL, A.P.; BRAUNER, C.J. (Ed.). **The multifunctional gut of fish**. Fish Physiology. New York: Academic Press, 2011. p.2-55

WILSON, R.P.; POE W.E. Apparent digestibility protein and energy coefficients of feed ingredients for channel catfish. **The Progressive Fish Culturist**, Bethesda, v. 47, p. 154-158, 1985.

WILSON, R.P. Amino Acids and Proteins. In: HALVER J.E.; HARDY R.W. **Fish nutrition**. San Diego: Academic, 2002. cap.3. p. 144-175.

WILSON, R.P. Amino acids and proteins. In: HALVER, J.E. **Fish Nutrition**. 2nd ed. San Diego, Academic Press, 1989. p. 111 – 151.

WILSON, R.P. Utilization of dietary carbohydrate by fish. **Aquaculture**, Amsterdam, n. 124, p. 67-80, 1994.

WRIGHT, J.R.; O’HALI, W.; YANG, H.; HAN, X.X.; BONEN, A. GLUT-4 deficiency and severe peripheral resistance to insulin in the teleost fish tilapia. **General and Comparative Endocrinology**, San Diego, v. 111, p. 20-27, 1998.

XIE, S.; JOKUMSEN, A. Replacement of fish meal by potato protein concentrate in diets for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum): growth, feed utilization and body composition. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 3, p. 65-69, 1997.

YILDIRIM-AKSOY, M.; LIM, C.; DAVIS, D.A.; SHELBY, R.; KLESIUS, P.H. Influence of dietary lipid sources on the growth performance, immune response and resistance of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, to *Streptococcus iniae* challenge. **Journal of Applied Aquaculture**, Binghamton, v. 19, n. 2, p. 29-49, 2007.

ZAMBONINO INFANTE, J.L.; CAHU, C.; PERES, A. High dietary lipid levels enhance digestive tract maturation and improve *Dicentrarchus labrax* larvae development. **Journal of Nutrition**, Philadelphia, v. 129, p. 1195-1200, 1999.

ZANIBONI FILHO, E.; NUÑER, A.P. de O.; MEURER, S. **Monitoramento e manejo da ictiofauna do alto rio Uruguai – espécies migradoras: UHE-Itá**. Florianópolis, 2000. 56 p.(Relatório final).

ÖSTE, R.; SJÖDIN, P.; JÄGERSTAD, M.; BJÖRCK, I.; DAHLQVIST, A. Effect of maillard reaction products on carbohydrate utilization – studies in vitro and in vivo. **Food Chemistry**, London, v. 16, p. 37-47, 1985.