

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA
CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA**

**COMPOSIÇÃO E GELATINIZAÇÃO DO AMIDO NA
RESPOSTA BIOLÓGICA DO JUNDIÁ
(*Rhamdia quelen*)**

TESE DE DOUTORADO

Fabio de Araújo Pedron

**Santa Maria, RS, Brasil
2010**

**COMPOSIÇÃO E GELATINIZAÇÃO DO AMIDO NA
RESPOSTA BIOLÓGICA DO JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)**

por

Fabio de Araújo Pedron

Tese apresentada ao Curso de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Área de Concentração em Produção Animal – Nutrição de Peixes, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS), como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutor em Zootecnia.**

Orientador: Prof. Dr. João Radünz Neto

Santa Maria, RS, Brasil

2010

**Universidade Federal de Santa Maria
Centro de Ciências Rurais
Programa de Pós-Graduação em Zootecnia**

A Comissão Examinadora, abaixo assinada,
aprova a Tese de Doutorado

**COMPOSIÇÃO E GELATINIZAÇÃO DO AMIDO NA RESPOSTA
BIOLÓGICA DO JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)**


elaborada por
Fabio de Araújo Pedron

como requisito parcial para obtenção do grau de
Doutor em Zootecnia

COMISSÃO EXAMINADORA:



João Radünz Neto, Dr.
(Presidente/Orientador)



Leila Picolli da Silva, Dr^a. (UFSM)



Bernardo Baldisserotto, Dr. (UFSM)



Jorge Erick Garcia Parra, Dr. (URI)



Débora Machado Fracalossi, Dr^a. (UFSC)

Santa Maria, 23 de Agosto de 2010.

*“A alegria está na luta, na tentativa, no sofrimento envolvido.
Não na vitória propriamente dita.”
(Mahatma Gandhi)*

AGRADECIMENTOS

A Deus, por tudo.

À UFSM pela oportunidade concedida, desde a graduação até o doutorado estudando neste chão. O agradecimento estende-se ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia e ao Departamento de Zootecnia.

Agradeço à minha amada Viviani, pelo apoio, pelo auxílio incansável sempre que precisei e principalmente pelo carinho e pelo amor dedicados. As nossas idas e vindas com certeza fortaleceram nossa cumplicidade. Sou muito feliz ao teu lado.

Aos meus pais, Aldo e Ceres, por apoiar incondicionalmente nessa jornada e por todo o amor e incentivo sempre presente. Ao meu irmão Fabrício e sua esposa Josiane, a Lelli e a Bianca obrigado pelos momentos juntos e por proporcionar tanta alegria. Agradeço também à Fernanda e Flávia, pelo apoio de sempre. Minha gratidão não tem tamanho.

Duas pessoas que são muito importantes, Vô e Vó, sempre me socorriam quando o “bicho pegava”, as visitas foram vitais para minha sanidade. O carinho que tenho por vocês é imensurável.

Agradeço ao Prof. João Radünz Neto pelo aprendizado, pela amizade, pelo exemplo profissional. Depois de quase dez anos de convivência, comparo o como eu era e como sou agora, e se evoluí, boa parte da culpa é dele.

Também agradeço à Profa. Leila Picolli da Silva, sempre pronta para ajudar. Com certeza este trabalho não seria o mesmo sem sua dedicação.

Ao Prof. Rafael Lazzari pelo apoio durante toda a caminhada no setor. Com certeza a convivência, as conversas e as tardes fechando o buraco do Tq. 4 não foram em vão!

À Profa. Tatiana Emanuelli pelo auxílio com as análises de composição química dos peixes. E à Vanessa Knapp, quem realizou as análises. À Profa. Vânia Lucia Loro e às gurias do Lab. em especial a Doti! Ao Prof. Bernardo Baldisserotto, pelos ensinamentos e sempre disposto em ajudar.

À Profa. Débora Fracalossi pela contribuição a este trabalho com sua experiência e pela amizade. Ao grande Jorge Parra pela participação e pela amizade em boa parte dessa jornada.

Aos colegas de doutorado Ivanir e Mauro, com certeza a caminhada pelas disciplinas com vocês foi enriquecedora.

À Olirta Giuliani, pelo auxílio durante o curso e pela amizade. Também pelo seu carinho especial ao pessoal dos peixes. Ao “Seu” Finamor pela disposição em fazer e refazer as leituras do cromo.

À CAPES e ao CNPq pela concessão das bolsas de doutorado e de produtividade em pesquisa para Profs. Radünz e Leila. Ao Instituto Rio Grandense do Arroz (IRGA) pela doação das variedades de arroz utilizadas neste trabalho. Ao LAMIC e ADISSEO pelas análises concedidas. À empresa Doles[®] pela doação de kits de análises.

Finalmente um agradecimento especial ao pessoal do Laboratório de Piscicultura: Giovani, Cátia, Tinho, Suzete, Cristiano, Suzi, Daniel, Marco e Maria, pelo auxílio nos experimentos e principalmente pela amizade e momentos de alegria, pois reafirmo o que já disse, lá eu me sinto em casa.

RESUMO

Tese de Doutorado
Programa de Pós-Graduação em Zootecnia
Universidade Federal de Santa Maria

COMPOSIÇÃO E GELATINIZAÇÃO DO AMIDO NA RESPOSTA BIOLÓGICA DO JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)

AUTOR: FABIO DE ARAÚJO PEDRON

ORIENTADOR: JOÃO RADÜNZ NETO

Data e Local da Defesa: Santa Maria, 23 de agosto de 2010.

Os peixes utilizam carboidratos menos eficientemente do que proteínas para produção de energia. Mesmo assim, a utilização dessa fonte na alimentação pode reduzir o catabolismo de proteínas e lipídeos para fins energéticos. O objetivo do trabalho foi avaliar o crescimento, metabolismo e digestibilidade dos nutrientes com diferentes proporções de amilose:amilopectina e o processamento térmico do amido na dieta de jundiás (*Rhamdia quelen*). Para isso foram conduzidos dois experimentos delineados inteiramente ao acaso, onde jundiás foram criados em sistema com recirculação de água constituído de doze tanques de 280L e seis tanques de formato cônico de 200L (digestibilidade). No primeiro experimento foram testadas por 60 dias três dietas variando nas proporções de amilose:amilopectina: P26:74=com 26% de amilose e 74% de amilopectina, P16:84=com 16% de amilose e 84% de amilopectina e P0:100=com 0% de amilose e 100% de amilopectina. A variação do teor de amilose das dietas não afetou o crescimento, rendimentos e composição corporais dos peixes, bem como a digestibilidade do amido. Para as variáveis bioquímicas, menor quantidade de amilose (P0:100) proporcionou maior mobilização de triglicerídeos séricos, diminuição na deposição de glicogênio hepático e aumento no metabolismo de aminoácidos e lactato no músculo, indicando gliconeogênese. A resposta glicêmica dos peixes foi estável (linear, $r^2=0,67$) com mais amilose (P26:74). Amido com mais amilopectina apresentou efeito quadrático P16:84 ($r^2=0,76$) e no P0:100 ($r^2=0,93$). No segundo experimento, em arranjo fatorial 2X2, foram avaliadas dietas com duas proporções de amilose:amilopectina e duas formas físicas do amido, cru e gelatinizado. Os jundiás ($14,3\pm 0,6g$) foram alimentados duas vezes por dia (4% peso vivo/dia). A proporção de amilose:amilopectina não afetou o crescimento dos jundiás, já a gelatinização do amido causou diminuição no crescimento, maior índice hepatossomático e de lipídeos na composição corporal dos peixes. A digestibilidade da matéria seca e do amido foi maior com amido gelatinizado na ração. Maior quantidade de amilopectina e o efeito da gelatinização do amido aumentaram os triglicerídeos séricos. No tecido hepático, maiores níveis de amilose e o processo de gelatinização do amido causaram maior deposição de glicogênio e aminoácidos. Como conclusão, a proporção de amilose:amilopectina não causa alterações na digestibilidade do amido e no crescimento do jundiá, mas o aumento da amilose proporciona menor mobilização lipídica e glicemia estável. A gelatinização do amido diminuiu o crescimento, aumentou a digestibilidade do amido e causou maior deposição de lipídeos corporais.

Palavras-chave: Amilose, glicogênio, amilopectina, Mochi, estrutura amídica

ABSTRACT

Animal Science Doctorate Thesis
Post-Graduate Program in Animal Science
Federal University of Santa Maria

COMPOSITION AND GELATINIZATION OF STARCH IN BIOLOGICAL RESPONSE OF JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)

AUTHOR: FABIO DE ARAÚJO PEDRON

ADVISER: JOÃO RADÜNZ NETO

Date and Defense Place: Santa Maria, August, 23th, 2010.

Fish use carbohydrates less efficiently than proteins for energy production. Even so, the use of such source in the diet may reduce the catabolism of proteins and lipids for energy purposes. The objective of this study was to evaluate growth, metabolism and digestibility of nutrients with different proportions of amylose:amylopectin and thermal processing of starch in the diet of jundiá (*Rhamdia quelen*). Two completely randomized experiments were conducted, where jundiás were reared in water re-use system consisting of 12 units of 280L and 6 conical units of 200L (digestibility). In the first experiment three diets were tested for 60 days varying in proportions of amylose:amylopectin: P26:74 = 26% amylose and 74% amylopectin, P16:84 = 16% amylose and 84% amylopectin and P0:100 = 0% amylose and 100% amylopectin. The variation of amylose content of the diets did not affect growth, yield, body composition of fish or starch digestibility. For the biochemical variables, less quantity of amylose (P0:100) provided greater mobilization of triglycerides, decrease in the deposition of liver glycogen and increase in metabolism of amino acids and lactate in muscle, indicating gluconeogenesis. The glycemic response of fish was stable (linear, $r^2 = 0.67$) with more amylose (P26:74). Starch with more amylopectin presented quadratically effect P16:84 ($r^2 = 0.76$) and P0:100 ($r^2 = 0.93$). In the second experiment, in a 2X2 factorial arrangement, diets were evaluated with two proportions of amylose:amylopectin and two physic starch forms, raw and gelatinization starch. The fish (14.3 ± 0.6 g) were fed twice a day (4% body weight/day). The proportion of amylose:amylopectin did not affect the growth of jundiá, however, the gelatinization of the starch decreased growth, a higher hepatosomatic and lipid index in body composition of fish. The digestibility of the dry matter and starch was higher with starch gelatinized in the diet. Greater amount of amylopectin and the effect of gelatinization increased serum triglyceride levels. In liver tissues, higher levels of amylose and the process of gelatinization caused greater deposition of glycogen and amino acids. In conclusion, the proportion of amylose:amylopectin is not i change the digestibility of starch and the growth of jundiá, but the increase in amylose provided lower lipid mobilization and stable glycemic levels. The gelatinization of the starch decreased growth and increased the starch digestibility and deposition of body lipids.

Key words: amylose, glycogen, amylopectin, Mochi, Starch structure

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

CAPÍTULO I

- FIGURA 1 - Proteínas totais (A) e Triglicerídeos totais (B) no soro sanguíneo dos jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina.37
- FIGURA 2 - Atividade das enzimas amilase e maltase no intestino de juvenis de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina39
- FIGURA 3 - Glicemia pós-prandial dos jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina41

CAPÍTULO II

- FIGURA 1 - Umidade (A) Lipídeo (B) corporal de juvenis de jundiá alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido63
- FIGURA 2 - Deposição de gordura corporal (A) e de proteína corporal (B) em juvenis de jundiá alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido64

CAPÍTULO III

- FIGURA 1 - Atividade de amilase e maltase no intestino de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido81

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

TABELA 1 - Composição das dietas experimentais expressa em percentagem.....	28
TABELA 2 - Parâmetros de crescimento de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina	34
TABELA 3 - Rendimento e índices corporais de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina	35
TABELA 4 - Valores de composição corporal (%) de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina	36
TABELA 5 - Digestibilidade dos nutrientes dos jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina	36
TABELA 6 - Parâmetros de sangue e metabólitos intermediários de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina	38

CAPÍTULO II

TABELA 1 - Composição das dietas experimentais expressa em percentagem.....	57
TABELA 2 - Parâmetros de crescimento de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido	60
TABELA 3 - Rendimentos e índices digestivos de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido	61
TABELA 4 - Composição corporal e eficiência protéica de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido.....	62
TABELA 5 - Digestibilidade dos nutrientes dos jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido	65

CAPÍTULO III

TABELA 1 - Composição das dietas experimentais expressa em percentagem.....	75
TABELA 2 - Parâmetros do plasma sanguíneo de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido	80
TABELA 3 - Metabólitos intermediários do fígado de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido.....	82
TABELA 4 - Metabólitos intermediários do músculo de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido.....	83

LISTA DE ANEXOS

ANEXO 1 - Composição centesimal dos ingredientes utilizados.....	101
ANEXO 2 - Composição em aminoácidos dos ingredientes utilizados.....	102
ANEXO 3 - Índice de peróxido da farinha de carne suína.....	105
ANEXO 4 - Determinação da matéria seca total e matéria mineral.....	106
ANEXO 5 - Determinação da proteína bruta	107
ANEXO 6 - Determinação do extrato etéreo	108
ANEXO 7 - Determinação de gordura (filés)	109
ANEXO 8 - Determinação do amido.....	110
ANEXO 9 - Determinação de óxido de cromo (Cr_2O_3)	111

LISTA DE ABREVIATURAS

AC: amido cru	IGC: índice de gordura celomática
ACt: alimento consumido total	Nd: nutriente na dieta
AG: amido gelatinizado	Nf: nutriente nas fezes
ALBU: albumina	NS: não significativo ($P > 0,05$)
BHT: butil hidróxi tolueno	P0:100: Arroz com 0% amilose
CAA: conversão alimentar aparente	P16:84: Arroz com 16% de amilose
CAD: consumo de alimento diário	P26:74: Arroz com 26% de amilose
CDa: coeficiente de digestibilidade aparente	PBc: proteína bruta da dieta
CIN: cinzas	PBCi: proteína bruta corporal inicial
COL: colesterol enzimático líquido	PBCf: proteína bruta corporal final
Cr ₂ O ₃ d: óxido de cromo na dieta	Pi: peso inicial
Cr ₂ O ₃ f: óxido de cromo nas fezes	PF: peso final
CRP: coeficiente de retenção protéica	PROT: proteínas totais
DAM: digestibilidade aparente do amido	PTD: proteína total depositada
DMS: digestibilidade aparente da matéria seca	QI: quociente intestinal
DPB: digestibilidade aparente da proteína bruta	RC: rendimento de carcaça
DPC: deposição de proteína corporal	RF: rendimento de filé
DGC: deposição de gordura corporal	r ² :coeficiente de determinação
dpr: desvio padrão residual	TCE: taxa de crescimento específico
FC: fator de condição	TEP: taxa de eficiência protéica
GCi: gordura corporal inicial	TRIGL: triglicérides enzimático líquido
GCf: gordura corporal final	
GP: ganho em peso	
GTD: gordura total depositada	
HDL: colesterol HDL	
IDS: índice digestivo-somático	

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL	14
2 OBJETIVOS	16
2.1. Objetivo geral.....	16
2.2. Objetivos específicos.....	16
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	17
3.1. Estrutura dos carboidratos.....	17
3.2. Carboidratos na alimentação de peixes.....	18
3.3. Gelatinização dos alimentos.....	20
3.4. Metabolismo.....	21
3.5. Digestibilidade.....	23
4 CAPÍTULO I	24
CRESCIMENTO, METABOLISMO E PARÂMETROS DE CARÇAÇA DE JUVENIS DE JUNDIÁ ALIMENTADOS COM DIFERENTES PROPORÇÕES DE AMILOSE:AMILOPECTINA	24
1 Introdução	25
2 Material e métodos	26
2.1. Local e época.....	26
2.2. Peixes.....	26
2.3. Dietas experimentais.....	26
2.4. Manejo experimental.....	27
2.5. Coleta de dados e variáveis avaliadas.....	29
2.6. Análises estatísticas.....	33
3 Resultados	34
4 Discussão	42
5 Conclusões	46
6 Referências bibliográficas	47
5 CAPÍTULO II	53
PROPORÇÃO DA AMILOSE:AMILOPECTINA E FORMA FÍSICA DO AMIDO NO CRESCIMENTO DO JUNDIÁ (<i>Rhamdia quelen</i>)	53
1 Introdução	54
2 Material e Métodos	55

2.1. Local e época.....	55
2.2. Peixes	55
2.3. Dietas experimentais.....	56
2.4. Manejo experimental.....	56
2.5. Coleta de dados e variáveis avaliadas.....	58
2.6. Análises estatísticas.....	59
3 Resultados	60
4 Discussão	65
5 Conclusões	68
6 Referências bibliográficas	68
6 CAPÍTULO III	72
PROPORÇÃO AMILOSE:AMILOPECTINA E FORMA FÍSICA DO AMIDO NO METABOLISMO DO JUNDIÁ	72
1 Introdução	73
2 Material e métodos	74
2.1. Local e época.....	74
2.2. Peixes	74
2.3. Dietas experimentais.....	74
2.4. Manejo experimental.....	76
2.5. Análises laboratoriais	76
2.6. Estatística	79
3 Resultados	80
4 Discussão	83
5 Conclusões	85
6 Referências bibliográficas	86
7 DISCUSSÃO GERAL	90
8 CONCLUSÕES GERAIS	92
9 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	93
10 ANEXOS	100

1 INTRODUÇÃO GERAL

O Brasil possui ampla diversidade de espécies nativas com alto potencial para piscicultura intensiva. Uma espécie promissora para criação no Sul do País é o jundiá, a qual tem demonstrado rusticidade no manejo criatório (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2005) e bons índices de crescimento, inclusive nos meses mais frios (FRACALOSSO et al., 2002), aliados a boa qualidade de pescado (KUBOTA; EMANUELLI, 2004). Mas para que esta alternativa torne-se rentável, há de se considerar as diversas peculiaridades quanto aos respectivos hábitos alimentares, o que será determinante para elaboração de alimentos (rações) que garantam a maximização do desempenho produtivo.

Espécies onívoras como o jundiá, por definição, têm capacidade de aproveitar tanto alimentos de origem animal quanto vegetal (BALDISSEROTTO, 2009). No entanto, tal aproveitamento será influenciado diretamente pela qualidade nutricional do ingrediente, tendo reflexos marcantes sobre o consumo, digestibilidade e desempenho zootécnico (STEFFENS, 1987; PEZZATO, 1997). Ingredientes de origem animal são importantes, pois têm alto valor protéico e bom balanço em aminoácidos. Já ingredientes de origem vegetal apresentam menor digestibilidade, deficiências em alguns aminoácidos e fatores antinutricionais, entretanto são alternativas de custo mais baixo (PEZZATO, 1995).

As condições adequadas de cultivo refletem um bom manejo, principalmente o alimentar, que está diretamente ligado à qualidade da água. Para minimizar a eliminação de resíduos nitrogenados e melhorar a utilização da proteína alimentar, diminuindo custos, torna-se imprescindível considerar a relação entre proteína e energia da dieta (PEZZATO, 1997) já que a finalidade é a deposição protéica. O efeito poupador de proteína tem sido buscado pela adequação do nível energético das dietas (MEYER; FRACALOSSO, 2004) e pela utilização de ingredientes energéticos não protéicos, como lipídios (SALHI et al., 2004), carboidratos (KIM; KAUSHIK, 1992; SHIAU, 1997; VENU et al., 2003) e suas combinações (MÉDALE et al., 1991; ALI; JAUCEY, 2004; MARTINO et al., 2005).

Os lipídios são ingredientes ricos em energia e em ácidos graxos essenciais, entretanto a utilização varia conforme as espécies (DE SILVA; ANDERSON, 1995). Algumas têm bom crescimento com níveis elevados (cerca de 20%) como o pintado

(MARTINO et al., 2005) e os salmonídeos (HILLESTAD et al., 2001). No jundiá, 15% de lipídios já pode causar aumento na deposição de gordura corporal (LOSEKANN et al., 2008).

Outra fonte energética alimentar são os carboidratos e a sua eficiência no efeito poupador de proteína nos peixes pode variar, afetadas por fatores como temperatura da água, hábito alimentar, espécie cultivada, tipo e quantidade de carboidrato (HEMRE et al., 2002, ENES et al., 2009). O amido se destaca, sendo a fração mais digestível dentro dos carboidratos. Contudo sua utilização pode variar conforme a composição em diferentes estruturas moleculares (amilose e amilopectina). Segundo Rawles e Lochmann (2003), concentrações de amilose e amilopectina no amido da dieta proporcionam crescimento diferenciado em “sunshine bass” (*Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂).

Uma forma de melhorar a utilização do amido é o processamento. O tratamento térmico gelatiniza o grânulo, aumenta a área de superfície e possibilita maior ataque enzimático, principalmente em espécies com baixa atividade amilolítica como os carnívoros (HEMRE et al., 2002).

Pelas características de seu hábito alimentar, o jundiá pode ter capacidade de utilizar o amido presente nos alimentos. No entanto, faltam informações que esclareçam seu potencial para digestão do amido. A utilização do amido como fonte de energia para o jundiá é importante quando se torna possível maximizar a utilização da proteína, melhorando o crescimento, mantendo a qualidade de carne e proporcionando a redução de custos.

2 OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Estudar a resposta biológica e qualidade de pescado do jundiá alimentado com diferentes estruturas moleculares (amilose:amilopectina) e duas formas físicas (cru e gelatinizado) do amido.

2.2. Objetivos específicos

- ✓ Avaliar a influência da proporção amilose:amilopectina e da gelatinização do amido no desempenho zootécnico dos jundiás;
- ✓ Medir a atividade das enzimas digestivas dos peixes;
- ✓ Obter os parâmetros sanguíneos e metabólitos intermediários dos peixes alimentados com diferentes formas de amido e verificar o efeito da gelatinização do amido sobre essas variáveis;
- ✓ Avaliar o efeito das formas de amido e da gelatinização destes, no rendimento de carcaça e de filé e composição química corporal.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. Estrutura dos carboidratos

Carboidratos são compostos orgânicos formados por carbono, hidrogênio e oxigênio. São fracionados em três principais grupos: monossacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos. Os monossacarídeos são açúcares simples, podem conter três (triose), quatro (tetrose), cinco (pentose) e seis carbonos (hexose). Pentoses e hexoses são mais abundantes entre os monossacarídeos. Dentro do grupo das hexoses estão a frutose, a galactose e a glicose. Os oligossacarídeos geralmente resultam da quebra parcial de polissacarídeos e contêm entre dois a dez monossacarídeos ligados quimicamente entre si. O último grupo é formado pelos polissacarídeos, que são açúcares complexos que contêm repetidas cadeias de monossacarídeos, como o amido. Este tem importante papel na alimentação de peixes (DE SILVA; ANDERSON, 1995; LOVELL, 1998; WEBSTER; LIM, 2002).

O amido é um dos principais polissacarídeos digestíveis utilizados em rações para peixes (RAWLES; LOCHMANN, 2003), apresentando-se como dois tipos de cadeia, a amilose (cadeia linear de glicoses unidas por ligações α 1-4) e a amilopectina (cadeia ramificada de glicoses unidas por ligações α 1-4 e α 1-6). A organização da amilose e amilopectina nos grânulos de amido ainda não é bem elucidada (KAUKPETOON; WANG, 2007).

A proporção amilose:amilopectina na presença de lipídios e interação com condições de processamento, tamanho do grânulo e existência de camada protéica de superfície (SVIHUS et al., 2005; KAUKPETOON; WANG, 2006; KAUKPETOON; WANG, 2007), parece se refletir na digestibilidade do amido (ZHOU; KAPLAN, 1997; SVIHUS et al., 2005).

Durante o processamento, as alterações na estrutura do amido modificam as suas propriedades funcionais e fisiológicas. Com o aquecimento e umidade ocorre a ruptura das pontes de hidrogênio estabilizadoras da estrutura cristalina interna do grânulo, caracterizando a gelatinização. Essa modificação estrutural aumenta a susceptibilidade à degradação amilolítica do substrato (LOBO; LEMOS SILVA, 2003; SVIHUS et al., 2005), aumentando a digestibilidade dos carboidratos para os peixes

(STEFFENS, 1987; SHIAU, 1997; LOVELL, 1998; KAUSHIK, 2001) e tornando-se uma alternativa para melhorar a utilização dessa fonte energética da dieta.

3.2. Carboidratos na alimentação de peixes

Em geral, os peixes têm dificuldade na utilização dos carboidratos (SHIAU, 1997; KAUSHIK, 2001), característica essa, refletida pela escassez desse nutriente no ambiente aquático. No entanto, estes constituintes podem vir a ser uma importante fonte de energia na dieta dos peixes (KAUSHIK, 2001).

O nível de inclusão dos carboidratos é inversamente correlacionado com a digestibilidade (GUILLAUME; CHOUBERT, 2001; KROGDAHL et al., 2004). Peixes de hábito alimentar onívoro ou herbívoro possuem capacidade de aproveitar níveis mais elevados de carboidratos, quando comparados com peixes carnívoros. Assim, a utilização do amido é mais eficiente como fonte energética por onívoros e herbívoros pelo potencial de adaptação do trato digestório a dietas ricas em ingredientes vegetais (SHIAU, 1997; NAKAGAWA et al., 2004; RAMIREZ, 2005). Por exemplo, para o “silver barb” (*Puntius gonionotus*) que é uma carpa de hábito onívoro, o nível de carboidrato da ração pode ser aumentado de 26 para 34% sem afetar o crescimento (MOHANTA et al., 2007). Com outra espécie, “gibel carp” (*Carassius auratus* var. gibelio), níveis acima de 32% de amido na ração causam diminuição do crescimento (TAN et al., 2009).

A atividade da enzima digestiva amilase é detectada em todos os peixes, porém, amplamente variável em função do hábito alimentar, do tipo de alimento, da complexidade dos carboidratos e da temperatura da água (BRAUGE et al., 1995; HIDALGO et al., 1999; LUNDSTEDT et al., 2004). Em trabalho realizado com salmão do Atlântico (*Salmo salar*) e com a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) foi demonstrada a adaptação das enzimas digestivas aos níveis de carboidrato da dieta, onde a inclusão de 23% de amido de milho reduz a taxa de crescimento dessas espécies quando comparado com o nível de 7% (KROGDAHL et al., 2004). Com outra espécie carnívora, o pintado (*Pseudoplatystoma coruscans*), a atividade da amilase foi maior com níveis de 13,44 a 25,01% de amido de milho na dieta, porém, menor se comparada a uma espécie onívora (LUNDSTEDT et al., 2004).

Com espécies herbívoras como a carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), a atividade da amilase é superior àquela relatada para peixes carnívoros (DAS;

TRIPATHI, 1991). Um exemplo é o “ayu” (*Plecoglossus altivelis*), que apresentou melhor eficiência protéica e ganho em peso com 40% de amido na dieta, sem afetar a composição corporal (NAKAGAWA et al., 2004).

No jundiá (*Rhamdia quelen*) foi observado um decréscimo da atividade enzimática da amilase e lipase com a diminuição de carboidrato e lipídios e aumento da proteína da dieta, o que ressalta o caráter indutivo das enzimas em resposta ao substrato (MELO, 2004). No entanto, os resultados de crescimento dessa espécie foram maiores com o aumento da proteína da dieta, ficando uma lacuna na questão tipo de carboidrato sobre a sua utilização e resposta ao crescimento.

Dietas com carboidratos que são digeridos lentamente em geral resultam em glicemia mais estável e melhor crescimento (WILSON, 1994). Entretanto, a digestibilidade deve ser alta para maior aproveitamento e menor eliminação de resíduos. A digestibilidade está ligada à complexidade da molécula dos carboidratos, sendo que açúcares simples como glicose e sacarose, têm maior digestibilidade que dextrina e amido. Contudo, em termos práticos, esses açúcares não são utilizados de forma significativa na formulação de dietas, mas sim, carboidratos de estrutura complexa como o amido, presente nos produtos de origem vegetal (KAUSHIK, 2001).

Diferentes formas moleculares de amido têm demonstrado efeito significativo na utilização do alimento e no crescimento em algumas espécies (HEMRE, 2002), o que decorre de sua variação natural de composição. A utilização de glicose, maltose e dextrina em níveis de 25% nas dietas para o “striped bass” (*Morone saxatilis*) e “sunshine bass” (*Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂) não afetou o crescimento dessas espécies (RAWLES; GATLIN, 1998).

Cereais como o milho e o trigo são ingredientes muito utilizados para elaboração de rações para peixes (VENOU et al., 2003; RAWLES; LOCHMANN, 2003). HEMRE; HANSEN (1998) sugerem que os amidos de trigo e de milho podem ser utilizados na alimentação de salmão do Atlântico (*Salmo salar*), com digestibilidade semelhante, porém, com velocidades de absorção diferentes. Com outra espécie, “sea bream” (*Sparus auratus*), o trigo foi melhor fonte de amido que o milho, proporcionando melhor peso final, eficiência alimentar e taxa de eficiência protéica, por ter uma absorção intestinal mais lenta (VENOU et al., 2003).

O amido é o tipo de carboidrato mais digestível para animais monogástricos (LIMA et al., 2006). As estruturas amídicas (amilose e amilopectina) podem estar

associadas à velocidade de digestão e absorção. A amilopectina é hidrolisada mais rapidamente que a amilose durante a digestão em ratos (ZHOU; KAPLAN, 1997). Já em peixes, trabalho realizado com “sunshine bass” mostrou que maior quantidade de amilose na dieta promoveu melhor crescimento e eficiência alimentar, e menor deposição de gordura visceral que dietas onde a maior parte do amido era composto por amilopectina (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Em juvenis de “European sea bass” (*Dicentrarchus labrax*) a variação nos teores de amilose e amilopectina das rações não afetou significativamente o crescimento (ENES et al., 2006). O mesmo resultado foi verificado para juvenis de “gilthead sea bream” (*Sparus aurata*) (ENES et al., 2008).

3.3. Gelatinização dos alimentos

O processamento dos alimentos através da gelatinização ou extrusão pode trazer benefícios para o cultivo de peixes, pela maior disponibilização dos nutrientes e menor eliminação de resíduos. No trabalho realizado por Mohapatra et al. (2003), foi demonstrado que graus de gelatinização da ração acima de 90% melhoraram o crescimento, proporcionando aumento da atividade enzimática da amilase e conseqüentemente maior digestibilidade dos carboidratos, salientando que a espécie utilizada (*Labeo rohita*) era herbívora.

Com o “gilthead sea bream” a extrusão melhorou nutricionalmente o milho e o trigo, principalmente o milho, pois o trigo apresentou resultados idênticos na forma extrusada ou cru (VENOU et al., 2003). Nesse mesmo trabalho, a extrusão promoveu acúmulo de lipídeos corporais nos peixes. Contudo, o tratamento térmico do milho e do trigo através do cozimento (75-80 °C) não influenciou no crescimento de juvenis de piava, mas modificou a composição corporal aumentando a deposição de lipídios (LAZZARI et al., 2007).

Resultado semelhante foi obtido com “southern catfish” (*Silurus meridionalis*) em que a utilização de amido cru ou pré-cozido ou glicose não afetaram o desempenho (FU, 2005). Já em dietas para o “sea bass” com 25% de amido, a substituição total do amido cru pelo gelatinizado reduziu o crescimento e ingestão. No entanto, a substituição parcial (50%) ou total do amido cru pelo gelatinizado aumentou significativamente a eficiência alimentar, reduzindo a excreção de amônia, e também maximizou necessidades de proteína e energia digestível para produção.

Portanto, em 25% de amido a mistura de amido cru (12,5%) e gelatinizado (12,5%) apresentou melhores resultados para esta espécie (PERES; OLIVA-TELES, 2002).

Também há casos em que o processamento não se torna interessante. Para juvenis de “yellowfin seabream” (*Sparus lotus*) a alimentação com amido cru proporcionou melhor desempenho produtivo, no entanto aumentou a quantidade de lipídeos na carcaça e no filé (WU et al., 2007).

3.4. Metabolismo

Os carboidratos podem exercer importante influência no metabolismo intermediário dos peixes (HEMRE et al., 2002), porém, não são bem conhecidas as maneiras de metabolização, e para algumas espécies, seu real potencial energético. A quantidade e o tipo de carboidrato utilizado na alimentação também interferem no aproveitamento (WILSON, 1994).

Após a digestão, as moléculas de glicose são absorvidas e entram na circulação sanguínea, por onde são distribuídas pelo organismo para produção de energia (ATP). Existem algumas particularidades no metabolismo dos glicídios nos peixes. Em contraste aos animais terrestres, os peixes permanecem com níveis altos de glicose sanguínea por tempo prolongado após alimentação rica em carboidratos (MOON, 2001).

Um fator que interfere na resposta glicêmica dos peixes é a complexidade do carboidrato utilizada na alimentação (HUTCHINS et al., 1998; HAMID et al., 2009). Estes últimos autores observaram diferente resposta na glicemia de “bagrid catfish” (*Mystus nemurus*), onde a dextrina proporcionou maior valor glicêmico até três horas após alimentação, sendo as demais fontes (amido de milho, arroz quebrado, farinha de mandioca) estáveis até quatro horas pós-prandial. De mesma forma, Hutchins et al. (1998) obtiveram com “sunshine bass” diferentes respostas na glicemia, utilizando glicose, maltose, dextrina e dieta basal sem amidos. A glicose sanguínea desta espécie alimentada com dietas contendo dextrina ou predominantemente amilopectina proporcionou glicemia elevada por mais tempo que peixes alimentados com glicose ou predominantemente amilose (RAWLES; LOCHMANN, 2003).

A utilização de glicose na alimentação ou em testes de resposta glicêmica tem resultado em pico de glicose acentuado para peixes, independente da espécie (HEMRE; HANSEN, 1998; HUTCHINS et al., 1998; RAWLES; LOCHMANN, 2003;

GISBERT et al., 2003). No entanto, a intensidade dessa resposta está correlacionada com o nível de inclusão ou dose administrada (HUTCHINS et al., 1998; GISBERT et al., 2003).

De fato, segundo Enes et al. (2008), os mecanismos que podem explicar a capacidade distinta dos peixes de metabolizar a glicose ainda não é bem entendido. Porém, a deficiência no controle da glicemia pode ser atribuída à baixa secreção de insulina, mas esse fato não é elucidado, pois para algumas espécies não é um fator limitante (KAUSHIK, 2001; MOON, 2001).

No metabolismo dos carboidratos existe um ponto chave, que é a síntese e mobilização de glicogênio hepático, e em menores proporções o glicogênio muscular. Esse tipo de reserva vai intermediar o momento de ativação das rotas metabólicas (glicólise, glicogenólise, gliconeogênese), dependendo da quantidade disponível de glicogênio. Conforme alguns autores, a fonte ou tipo de carboidrato não causa alteração nas reservas de glicogênio hepático (PERES; OLIVA-TELES, 2002; ENES et al., 2006; HEMRE et al., 2007; ENES et al., 2008). No entanto, a quantidade de reserva glicídica hepática tem relação direta com a quantidade de carboidratos, principalmente amido, incluída na alimentação dos peixes (HEMRE et al., 1996; HUTCHINS et al., 1998; KROGDAHL et al., 2004; COUTO et al., 2008).

Com a diminuição da glicemia e das reservas de glicogênio, os peixes sintetizam glicose a partir de compostos diferentes dos carboidratos, através da gliconeogênese, o que leva à oxidação de aminoácidos e ácidos graxos para a obtenção de energia (SHIAU, 1997; KAUSHIK, 2001; HEMRE et al., 2002; MELO et al., 2006). A gliconeogênese não se torna interessante quando se procura crescimento, pois as moléculas que deveriam ir para síntese de proteínas e tecidos são utilizadas para produção e manutenção energética do organismo.

A utilização dos carboidratos com finalidade de crescimento e efeito poupador de proteína pode estar relacionada com o fato de a glicose ser substrato preferencial para oxidação pelo tecido nervoso e pelas células sanguíneas, assim como deposição de reserva energética, dessa forma diminuindo a atividade gliconeogênica, evitando a utilização de aminoácidos para fins energéticos (HEMRE et al., 2002).

Para jundiás alimentados com proteína e carboidrato, 40 e 24% respectivamente, foi observado elevado catabolismo de proteínas, demonstrando a importância da adição de fontes energéticas na dieta dessa espécie na busca da

redução da oxidação protéica (MELO et al., 2006). No estudo de Moro et al. (2010), foram testadas para o jundiá oito relações carboidrato:lipídeo (CHO:L) (0,3:1, 1,0:1, 2,0:1, 3,4:1, 4,6:1, 5,3:1, 5,6:1) as quais não causaram diferença no crescimento dos peixes, mas o aumento na relação CHO:L proporcionou menores valores de deposição de gordura. Os autores sugerem até a relação 5,3:1 para a dieta do jundiá.

3.5. Digestibilidade

A digestibilidade tem grande importância para avaliação nutricional dos alimentos (BOMFIM; LANNA, 2004). Porém, deve-se considerar alguns fatores que atuam sobre a digestão dos alimentos, tais como: temperatura da água, manejo criatório, tipo de alimento, hábito alimentar, idade, processamento do alimento e principalmente a metodologia de coleta (GONÇALVES; CARNEIRO, 2003; LANNA et al., 2004; BOMFIM; LANNA, 2004; OLIVEIRA FILHO; FRACALLOSSI, 2006).

A composição dos alimentos é um ponto importante quando se trabalha com digestibilidade. A existência de fatores antinutricionais e composição dos nutrientes (interação) pode causar efeito negativo, dependendo da espécie. No entanto, conforme Rawles e Gatlin III (1998), a relação entre a digestibilidade da proteína e a complexidade do carboidrato na dieta de “sunshine bass” ou “striped bass” não tem efeito significativo.

O carboidrato em níveis elevados tem a digestibilidade diminuída e também a dos demais macronutrientes. A capacidade de digestão dos carboidratos como o amido está fortemente ligada à atividade enzimática dos peixes, a qual varia em função dos seus hábitos alimentares (KAUSHIK, 2001). Para a truta arco-íris o aumento de 20 para 60% de dextrina causou diminuição de 77,2 para 45% na digestibilidade, como também para o bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*) em que níveis de 12,5, 25 e 50% de amido de milho na dieta proporcionaram valores de 72, 60 e 55% de digestibilidade respectivamente (BOMFIM; LANNA, 2004).

Resultados obtidos com jundiá demonstram que apesar do hábito alimentar onívoro, a espécie apresenta grande capacidade de digerir ingredientes protéicos e relativa dificuldade com ingredientes energéticos, sugerindo que este peixe é onívoro com tendência a carnivoría (OLIVEIRA FILHO; FRACALLOSSI, 2006). Mas a espécie pode aproveitar o amido da dieta, contudo não se sabe o potencial.

4 CAPÍTULO I

CRESCIMENTO, METABOLISMO E PARÂMETROS DE CARÇAÇA DE JUVENIS DE JUNDIÁ ALIMENTADOS COM DIFERENTES PROPORÇÕES DE AMILOSE:AMILOPECTINA

Resumo: O objetivo do trabalho foi avaliar o crescimento, metabolismo, parâmetros de carcaça e digestibilidade do jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. Os peixes foram criados em sistema de recirculação de água constituído de 12 tanques de 280L, com 20 peixes por tanque e peso inicial de $34,3 \pm 4,3$ g, durante 60 dias. Foram testadas três dietas idênticas com o amido variando nas proporções de amilose:amilopectina: P26:74=com 26% de amilose e 74% de amilopectina, P16:84=com 16% de amilose e 84% de amilopectina e P0:100=com 0% de amilose e 100% de amilopectina. Os peixes foram alimentados 2 vezes por dia, às 8:30 e às 16:00 horas, em 4% peso vivo/dia até aos 45 dias experimentais, após receberam 3% peso vivo/dia. A cada 15 dias foram feitas biometrias para ajuste da quantidade de alimento ofertado. Todos os dias uma hora após cada alimentação realizou-se a limpeza dos tanques experimentais. A análise de água foi feita a cada sete dias, exceto o oxigênio dissolvido e a temperatura que foram aferidos diariamente. A variação do teor de amilose no amido das dietas não afetou o crescimento, os rendimentos de carcaça e a composição corporal dos peixes. Para as variáveis bioquímicas, no plasma o P26:74 proporcionou menores valores de triglicerídeos e maiores valores de proteínas totais que os demais tratamentos. No fígado, o tratamento com níveis intermediários de amilose (P16:84) apresentou aumento no glicogênio comparado com tratamento sem amilose (P0:100). No tecido muscular, os aminoácidos foram aumentados nos peixes alimentados com 0% de amilose, junto com os níveis de lactato. Os resultados do comportamento da glicemia dos peixes mostram que com 26% de amilose no amido (P26:74) a glicose sanguínea tem resposta mais estável (linear, $r^2=0,67$), com maior quantidade de amilopectina ocorre efeito quadrático no P16:84 ($r^2=0,76$) e no P0:100 ($r^2=0,93$). Como conclusão, destaca-se que a proporção de amilose:amilopectina no amido da dieta não afeta diretamente o crescimento, mas proporciona mudanças no metabolismo intermediário.

Palavra-chave: *Rhamdia quelen*, amido, glicogênio, glicemia, P0:100

1 Introdução

Com intuito de melhorar a utilização dos alimentos pelos peixes, tem-se buscado avaliar os alimentos de diferentes formas, estruturas, composições e processamentos, para maximizar crescimento e reduzir a eliminação de resíduos, principalmente nitrogenados. A utilização equilibrada entre proteína e energia da dieta permite um bom crescimento e reduz eliminação de excrementos, esse ponto é chamado de efeito poupador de proteína (SALHI et al., 2004).

Os carboidratos são fontes energéticas de baixo custo que podem ser utilizadas em rações, no entanto, sua eficiência no efeito poupador de proteína nos peixes pode variar, afetada por fatores como temperatura da água (BRAUGE et al., 1995; ENES et al., 2008b), hábito alimentar (SHIAU, 1997), espécie cultivada (HUNG et al., 2003), tipo e quantidade de carboidrato (HEMRE et al., 2002a; KROGDAHL et al., 2004).

O amido é um dos principais polissacarídeos digestíveis utilizados em rações para peixes (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Muitos trabalhos estudaram diferentes formas estruturais do amido, pela gelatinização (YOUNG et al., 2006; WU et al., 2007; HAMID et al., 2009), fontes convencionais (HEMRE et al., 2002a; VENOU et al., 2003; HAMID et al., 2009) e fontes como mono e dissacarídeos (RAWLES; GATLIN, 1998; HUTCHINS et al., 1998).

As formas moleculares do amido se apresentam sobre dois tipos de cadeia, a amilose (cadeia linear de glicoses unidas por ligações α 1-4) e a amilopectina (cadeia ramificada de glicoses unidas por ligações α 1-4 e α 1-6) (CHEN et al., 2009). A organização da amilose e amilopectina nos grânulos de amido ainda não é bem elucidada (KAUKPETOON; WANG, 2007). A relação amilose:amilopectina parece estar relacionada com a digestibilidade do amido (ZHOU; KAPLAN, 1997; SVIHUS et al., 2005), pois dietas com carboidratos que são digeridos lentamente em geral resultam em glicemia mais estável e melhor crescimento (WILSON, 1994).

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é um peixe caracterizado como onívoro, conseqüentemente, com características para o aproveitamento do amido. Segundo Moro et al. (2010), o aumento na relação carboidrato:lipídeo na dieta do jundiá não interfere no crescimento, mas proporciona melhor utilização protéica. Os autores indicam a relação de 5,3:1 na relação carboidrato:lipídeo.

O objetivo do trabalho foi avaliar o crescimento, metabolismo, digestibilidade, rendimentos e composição corporais de jundiás alimentados durante 60 dias com diferentes proporções de amilose:amilopectina na ração.

2 Material e métodos

2.1. Local e época

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Piscicultura da UFSM, localizado em Santa Maria-RS (latitude 29°43' sul e longitude 53°42' oeste, com altitude de 95m), entre os meses de fevereiro a maio de 2008 com duração de 60 dias. A coleta de fezes para predição da digestibilidade aparente foi realizada ao final de cada experimento.

2.2. Peixes

Foram utilizados 240 peixes com peso médio inicial de $34,3 \pm 4,3$ g distribuídos em 12 unidades experimentais com 20 peixes em cada. Os animais passaram por período de adaptação nas unidades experimentais 15 dias antes do início do experimento.

Na criação dos peixes foi utilizado circuito de recirculação de água com 18 unidades experimentais (tanques de polipropileno) com capacidade de 280 L cada. Cada unidade tinha entrada e saída de água individual além de oxigenadores auxiliares. O sistema possuía filtragem biológica e um reservatório principal com capacidade de 2000 L.

Para a coleta de fezes, foram acoplados ao circuito de recirculação de água seis tanques em forma cônica com capacidade de 200 L cada, com entrada e saída de água independentes, todos contendo um registro e um reservatório para sedimentação de fezes em sua extremidade inferior (adaptado de Guelph).

2.3. Dietas experimentais

Foram testadas diferentes proporções entre amilose:amilopectina do amido. Para isso, utilizaram-se três variedades de arroz, produzidas pelo Instituto

Riograndense do Arroz (IRGA): MOCHI: com 0% de amilose e 100% de amilopectina, IRGA 416: com 16% de amilose e 84% de amilopectina e IRGA 417: com 26% de amilose e 74% de amilopectina (Tabela 1). A composição em aminoácidos das dietas foi ajustada às exigências do jundiá, conforme Montes-Girao e Fracalossi (2006). Para a confecção das rações, todos os ingredientes foram pesados e misturados até sua completa homogeneização. Em seguida foram umedecidos e peletizados em moedor de carne, e levados à estufa por 24 h (50 °C). Após a secagem, as rações foram quebradas para a obtenção de grânulos com aproximadamente 5 mm de diâmetro. Para digestibilidade foi adicionado 0,1% de marcador inerte (Cr_2O_3) para determinação da digestibilidade das rações através de cálculo. O marcador foi incorporado primeiramente aos ingredientes de pequeno volume (vitaminas, minerais e ao cloreto de sódio) e após, aos demais ingredientes.

2.4. Manejo experimental

Para o monitoramento da qualidade da água, foram realizadas semanalmente, análises dos seguintes parâmetros: pH, alcalinidade total, amônia total, nitrito. Somente temperatura e oxigênio dissolvido foram diários. A leitura do pH foi feita com pHmetro digital. Os valores de oxigênio foram coletados com oxímetro digital (modelo YSI 550A). Os parâmetros de qualidade de água do sistema de criação foram: temperatura ($22,64 \pm 2,35$ °C), amônia total ($0,08 \pm 0,06$ ppm), nitrito ($0,01 \pm 0,01$ ppm), alcalinidade ($26,27 \pm 5,79$ mgCaCO₃/L), pH ($6,8 \pm 0,5$) e oxigênio dissolvido ($7,26 \pm 0,66$ ppm). Esses valores estão dentro da faixa considerada adequada para a criação da espécie (GOMES et al., 2000). Para a realização das análises a água foi coletada na entrada do primeiro filtro biológico, sempre antes da sifonagem diária.

A alimentação foi realizada duas vezes ao dia (às 8:30 e 16:00 horas). A quantidade ofertada foi de 4% da biomassa por dia até os 45 dias, e após foi ofertado 3%/dia. Para manter a qualidade da água foram realizadas sifonagens dos resíduos das caixas uma hora após a alimentação. Com a finalidade de ajustar a quantidade de ração ofertada, foram realizadas biometrias a cada 15 dias de experimento.

Tabela 1. Composição das dietas experimentais expressa em percentagem

INGREDIENTES	Proporção amilose:amilopectina		
	P0:100	P16:84	P26:74
Farinha de carne suína	25	25	25
Farelo de soja	40	40	40
Arroz (0% amilose e 100% amilopectina)	30	-	-
Arroz (16% amilose e 84% amilopectina)	-	30	-
Arroz (26% amilose e 74% amilopectina)	-	-	30
Óleo de soja	2	2	2
Lisina	0,05	0,05	0,05
Metionina	0,17	0,17	0,17
Cloreto de sódio	1	1	1
Vitaminas e minerais ¹	1,99	1,99	1,99
Antioxidante ²	0,01	0,01	0,01
Composição analisada ³			
Umidade	12,13	13,52	12,32
Lipídeos	8,11	7,68	7,80
Cinzas	8,44	9,26	9,08
Proteína bruta	31,29	32,53	32,04
Amido total	30,36	32,48	30,93
Amido disponível	26,04	25,56	26,82
Amilose	0	5,20	8,04
Amilopectina	30,36	27,28	22,88
Energia digestível (kcal/kg) ⁵	3278,9	3278,9	3278,9
Lisina ⁴	1,87	1,87	1,87
Metionina ⁴	0,68	0,68	0,68
Metionina + Cistina ⁴	0,94	0,94	0,94
Treonina ⁴	1,18	1,18	1,18
Triptofano ⁴	0,28	0,28	0,28
Valina ⁴	1,64	1,64	1,64
Isoleucina ⁴	1,19	1,19	1,19
Leucina ⁴	2,23	2,23	2,23
Fenilalanina ⁴	1,36	1,36	1,36
Histidina ⁴	0,76	0,76	0,76
Arginina ⁴	2,48	2,48	2,48

¹Composição da mistura vitamínica e mineral (por kg de produto): Ác. Fólico: 400mg, Ác. Nicotínico: 14000mg, Ác. Pantotênico: 8000mg, Cobalto: 1500mg, Cobre: 15000mg, Colina: 1500mg, Ferro: 50000mg, Iodo: 700mg, Manganês: 23000mg, Selênio: 250mg, Vit. A: 6000000UI, Vit. B1: 1400mg, Vit. B2: 3375mg, Vit. B6: 4830mg, Vit. B12: 5000mcg, Vit. C: 25000mg, Vit. D3: 530000UI, Vit. E: 22500mg, Vit. K3: 500mg, Zinco: 40000mg; ²Butil hidróxi tolueno (BHT); ³Valores na Matéria Natural; ⁴Valores calculados a partir da composição dos ingredientes. ⁵Energia digestível= [(PBx5,65x0,87) + (EEx9,4x0,9) + (AMIDOx4,15x0,80)] x10 (cálculo baseado em MÉDALE, F.; GUILLAUME, J., 2001, usando os fatores de digestibilidade obtidos no presente trabalho).

2.4.1. Coletas de fezes

Para as coletas foi utilizado sistema “Guelph” adaptado. Dos doze tanques que formavam o circuito, seis tanques foram manejados por dia, com transferência a dos animais para os tanques de coleta. Os animais que não foram para os tanques de coleta foram alimentados normalmente. Os peixes foram transferidos pela manhã (8:00 h) e retirados ao final da tarde (18:00 h), os intervalos de coletas foram de duas horas.

O material coletado foi centrifugado, retirado o excesso de água e seco em estufa a 50 °C.

2.5. Coleta de dados e variáveis avaliadas

2.5.1. Dados Zootécnicos

Após passar por jejum de 24 horas, os peixes foram medidos e pesados individualmente para obtenção dos dados de crescimento: peso do peixe inteiro (g); comprimento total (cm); ganho em peso ($\text{g}\cdot\text{dia}^{-1}$); fator de condição $\text{FC}=(\text{peso}\times 100)/(\text{comprimento total}^3)$; taxa de crescimento específico (% por dia): $\text{TCE}=[(\ln \text{PF} - \ln \text{PI})/d]*100$; taxa de eficiência protéica: ganho em peso/proteína consumida; consumo alimentar diário; conversão alimentar aparente.

2.5.2. Dados de carcaça

No início do experimento, foram separados 10 peixes para obtenção dos dados iniciais. No final do experimento foram amostrados 2 peixes por caixa (6 peixes por tratamento) para a coleta de amostras. Os peixes foram abatidos por hipotermia (imersão em água mais gelo 1:1), filetados e eviscerados, coletados e pesados os filés, fígado, trato gastrintestinal, gordura celomática e gônadas e medido o comprimento do trato gastrintestinal. Com os dados foram calculados as seguintes variáveis de carcaça: rendimento de carcaça; rendimento de filé (sem pele); Índice hepato-somático; Índice digestivo-somático; quociente intestinal; Índice gonado-somático; quantidade de gordura celomática; coeficiente de Retenção Protéica (%): $\text{CRP} = 100*[(\text{Pf}\cdot\text{PBCf}) - (\text{Pi}\cdot\text{PBCi})]/\text{ACt}\cdot\text{PBc}$; Onde: Pf=peso final; Pi= peso inicial; PBCf=proteína bruta na carcaça final; PBCi=proteína bruta na carcaça inicial; ACt=alimento consumido total; PBc=PB da dieta em %.

Para a composição centesimal, foram utilizados dois peixes por unidade experimental. Os valores de proteína bruta foram determinados pelo método de Kjeldahl com fator de 6,25. A matéria mineral e a umidade foram determinadas conforme metodologias da AOAC (1995) e a fração lipídica pelo método de Bligh e Dyer (1959).

2.5.3 - Análises hematológicas

No final do experimento dois peixes de cada unidade experimental foram capturados aleatoriamente e puncionados na veia caudal para coleta de sangue. O hematócrito foi determinado pela técnica de centrifugação de microhematócrito. Com as amostras sangue foram analisados: taxa de hemoglobina (HGB = mg dL⁻¹); proteínas totais (g/L); triglicerídeos totais (mg/dL); colesterol (mg/dL). Estas análises foram realizadas com kits colorimétricos Doles[®].

2.5.4. Curva glicêmica

No final do experimento, os peixes passaram por jejum de 48 horas. Foram utilizados cinco peixes por coleta e por tratamento de uma única unidade experimental, sem retorno. Sendo que para cada hora de coleta alternava-se entre as repetições dos tratamentos. Foi realizada coleta de sangue em jejum (amostra tempo 0), após os peixes foram alimentados normalmente. A cada intervalo de tempo determinado (0,5, 1, 2, 4, 8, 16 e 24 horas após a alimentação), 5 peixes de cada tratamento foram submetido à coleta de sangue. Após as coletas os peixes foram descartados. As amostras foram lidas imediatamente em aparelho digital de leitura de glicose sanguínea. A metodologia foi adaptada de Brauge et al. (1995).

2.5.5. Análise enzimática

O trato digestório foi removido na coleta de tecidos, sendo dividido em estômago (descartado) e intestino. O conteúdo digestivo foi descartado e o respectivo órgão homogeneizado com solução tampão (10 mM fosfato/20 mM tris - pH 7,0), utilizando-se homogeneizador Potter-Elvehjem a 1000 rpm durante 2 minutos. Após as amostras foram centrifugados e os sobrenadantes usados nos ensaios como fonte enzimática.

Amilase

A atividade de amilase foi determinada em tampão fosfato-citrato (0,2M, pH 7,0, NaCl 0,5%) com concentração de amido de 2,5%. A reação foi interrompida com a adição de Ba(OH)₂ (0,3 N e ZnSO₄ 5%). O protocolo experimental foi modificado de acordo com Bernfeld (1955). A determinação da hidrólise do amido foi segundo metodologia de Park e Johnson (1949). A leitura foi realizada em 660 nm. Uma unidade desta enzima foi definida como 1 μmol de glicose liberada do amido por min/mg de proteína.

Maltase

A maltase foi determinada também em tampão fosfato-citrato, com 5% de concentração de maltose e 20 μl de extrato bruto. Estes foram incubados durante 60 minutos (25 °C). A reação foi interrompida com PCA 0,6 N (0,1 mL) e adicionado 0,1 mL de KHCO₃. As amostras foram centrifugadas a 3.000g por 5 minutos e a glicose determinada a 500 nm, com glicose oxidase (Kit-Labtest). A proteína dos extratos brutos para a medição da atividade enzimática foi determinada pelo método de Lowry et al. (1951), utilizando albumina de soro bovino como padrão.

2.5.6. Análises metabólicas

Preparação dos extratos ácidos

Os tecidos hepático e muscular foram coletados para as determinações das concentrações dos intermediários metabólicos. Mantida a proporção de 100 mg de tecido/ml de TCA 20%, foram homogeneizados (1.000 rpm) em banho de gelo. Após os extratos foram centrifugados a 3.000 x g em centrífuga e os sobrenadantes utilizados como extratos celulares nas determinações.

Glicogênio

As determinações de glicogênio foram realizadas conforme técnica descrita por Bidinotto et al. (1998). Amostras de fígado, músculo de cada peixe foram transferidas para um tubo de ensaio na proporção de 50 a 100 mg de tecido para 1,0 ml de KOH 6,0N e incubado por 1 a 2 minutos em banho-maria a 100°C. Após a dissolução dos tecidos, 250 μl deste extrato foram transferidos para um tubo limpo e

adicionados 3 ml de etanol e 100 µl de K_2SO_4 10 % seguidos de agitação. Logo após, a amostra foi centrifugada a 2.000 x g por 1 minuto.

Lactato

O lactato foi estimado nos extratos ácidos segundo o método de Harrower e Brown (1972). Um volume de extrato foi adicionado de 20 µl de $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ 4%, 2,5 ml de ácido sulfúrico concentrado e 50 µl de solução de p-fenilfenol (1,5 g de p-fenilfenol em solução aquosa de NaOH 2 %) lentamente adicionado. Após 15 minutos em repouso, os tubos foram fervidos por 90 segundos, imediatamente resfriados em água e a leitura óptica realizada por espectrofotometria em 750 nm.

Aminoácidos

O extrato foi feito no momento da análise e consiste em homogeneizar 100 mg de tecido em 2 ml de TKF 20 mµ com pH 7,5. Após, foi realizada centrifugação. Na técnica foi utilizado 250 µl de amostra, 250 µl de água destilada e 1,5 ml de Ninhidrina 0,5%. Após permaneceu em banho a 40 °C por 15 minutos, e lido em 570 nm.

Amônia

A técnica consiste em misturar a amostra em 200 µl de Nitroprussiato da Na^+ 0,2%, Salicilato de Na^+ 40% e hipoclorito de sódio 5-6%. Também com citrato alcalino (35g citrato de Na^+ e 4g de NaOH, ambos em 100ml de água e misturados em partes iguais). A leitura foi feita em 595 nm.

Proteína

A determinação de proteína nos tecidos foi realizada pelo método de Lowry et al. (1951). Foi adicionado 20 µl de amostra, 180 µl de água e 2,5 ml do primeiro reagente formado por (50 ml de Na_2CO_3 2% em NaOH 0,1N, 0,5 ml de $CuSO_4$ 1% e 0,5 ml de tartarato duplo de sódio e potássio 2% em água). Depois de 10 minutos, foi adicionado 0,25 ml de Folin 25%. Após 30 minutos foi lido em 660 nm.

2.5.7 - Análises das amostras de fezes

Para as rações e para as fezes, foram realizadas análises da composição química. A proteína bruta foi determinada pelo método de Kjeldahl com fator de 6,25. A matéria mineral, amido e a umidade foram determinadas por metodologias da AOAC (1995). A fração lipídica foi determinada pelo método de solubilização por éter. A concentração do Cr_2O_3 nas fezes e na dieta foi determinada por espectrofotometria (BREMER NETO, 2003). O cálculo do coeficiente de digestibilidade aparente foi através da fórmula:

$$\text{CDa} = 100 - \left\{ 100 \left[\frac{\% \text{Cr}_2\text{O}_3 \text{ d}}{\% \text{Cr}_2\text{O}_3 \text{ f}} \right] \left[\frac{\% \text{Nf}}{\% \text{Nd}} \right] \right\}$$

Onde: CDa = coeficiente de digestibilidade aparente; Cr_2O_3 d = óxido de cromo na dieta; Cr_2O_3 f = óxido de cromo nas fezes; Nd = nutriente na dieta; Nf = nutriente nas fezes.

2.6. Análises estatísticas

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com três tratamentos e quatro repetições. Os dados foram submetidos a teste de normalidade. Foi realizada análise de variância. As variáveis de crescimento, carcaça e composição corporal foram comparadas pelo teste de Duncan ($P < 0,05$). As variáveis bioquímicas, por terem maior discrepância natural, foram comparadas por teste de Duncan ($P < 0,1$). Foram realizadas correlações de Pearson entre as variáveis. Para as análises foi utilizado o programa estatístico "SAS" (2001).

3 Resultados

Não houve diferença significativa entre os tratamentos testados para os resultados de crescimento (Tabela 2). No entanto, os valores de ganho em peso e taxa de crescimento específico demonstram que os peixes tiveram bom crescimento. O consumo alimentar diário (%) foi estimado abaixo do ofertado aos peixes, proporcionando dessa forma pior conversão alimentar aparente. Ainda, essas últimas variáveis apresentaram correlação negativa com coeficiente de retenção protéica (-0,71) e com taxa de eficiência protéica (-0,76). Isso indica, que quanto mais alimento é consumido, a tendência é diminuir o aproveitamento protéico, dentro das condições experimentais.

Tabela 2. Parâmetros de crescimento de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina

	P0:100	P16:84	P26:74	dpr	P
PF (g)	82,5	84,9	84,9	7,7	NS
GP (g)	48,0	50,4	50,2	7,7	NS
TCE (%/dia)	1,44	1,50	1,49	0,15	NS
FC	0,97	1,00	0,98	0,07	NS
CAA	2,05	1,98	1,95	0,22	NS
CAD (%/dia)	2,76	2,75	2,73	0,05	NS
CRP (%)	25,55	26,37	25,46	2,20	NS
TEP	1,46	1,49	1,52	0,15	NS

P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose; PF=peso final individual; GP=ganho em peso individual; TCE=taxa de crescimento específico; FC=fator de condição; CAA=conversão alimentar aparente; CAD=consumo de alimento diário (% Peso Vivo/dia); CRP=coeficiente de retenção protéica; TEP=taxa de eficiência protéica; dpr=desvio padrão residual; NS=não significativo (P>0,05).

Os rendimentos de carcaça e filé não foram afetados pela diferença entre amilose:amilopectina no amido da dieta. De mesma forma, os índices hepato-somático e digestivo-somático não diferiram entre os tratamentos, no entanto, apresentaram alta correlação (0,73) caracterizando um maior peso do fígado conforme o comprimento do trato digestivo aumenta. As proporções de

amilose:amilopectina não apresentaram influência no índice gonado-somático e índice de gordura celomática (Tabela 3).

Os valores de composição corporal dos peixes (umidade, cinzas, lipídeos e proteína bruta) não apresentaram diferença estatística entre os tratamentos (Tabela 4). A utilização de amidos de diferentes digestibilidades não afetam de forma significativa a composição corporal. O que é reforçado pelos resultados de gordura total depositada, taxa de deposição de gordura, proteína total depositada, taxa de deposição de proteína. Apenas a amostra inicial de proteína bruta diferenciou das amostras ao final do experimento.

Tabela 3. Rendimentos e índices corporais de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina

	P0:100	P16:84	P26:74	dpr	P
RC (%)	87,0	85,3	86,6	1,16	NS
RF (%)	34,0	32,5	32,1	1,69	NS
IDS (%)	2,54	2,45	2,52	0,46	NS
IHS (%)	0,98	0,81	0,93	0,20	NS
IGC (%)	3,01	3,78	3,01	1,07	NS

P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose; RC= Rendimento de carcaça (com cabeça e pele); RF= rendimento de filé; IDS= Índice digestivo-somático; IHS= Índice hepato-somático; IGC= índice de gordura celomática; dpr=desvio padrão residual; NS=não significativo ($P>0,05$).

A variação na amilose:amilopectina do amido da dieta causou diferença nos valores de proteínas totais no sangue dos jundiás. A P26:74 apresentou valores significativamente superiores as demais proporções (Figura 1A).

Os resultados de triglicerídeos totais também apresentaram diferença significativa, sendo a P16:84 superior a P26:74, e ambos não diferiram estatisticamente da P0:100 (Figura 1B).

Tabela 4. Valores de composição corporal de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina

Variáveis	Inicial ¹	P0:100	P16:84	P26:74	dpr	P
Umidade (%)	71,61	70,30	68,85	70,13	1,79	NS
Cinzas (%)	3,16	2,93	3,03	3,00	0,22	NS
Proteína Bruta ² (%)	12,70	15,55	15,54	15,34	0,64	NS
Gordura (%)	11,41	12,86	13,36	13,73	1,78	NS
GTD ³ (g)	-	6,67	7,43	7,74	1,51	NS
PTD ⁴ (g)	-	8,47	8,67	8,84	0,54	NS

P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose; ¹Valores iniciais do experimento. ²Diferença significativa em relação à inicial pelo teste de Dunnet. ³Gordura total depositada; ⁴Proteína total depositada; dpr=desvio padrão residual; NS=não significativo (P>0,05).

Tabela 5. Digestibilidade dos nutrientes de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina

	P0:100	P16:84	P26:74	dpr	P
DMS ¹ (%)	68,43	70,76	71,86	3,34	NS
DPB ² (%)	87,18	86,18	89,11	4,21	NS
DAM ³ (%)	82,14	78,78	82,11	2,23	NS

P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose; ¹Digestibilidade da matéria seca; ²Digestibilidade da proteína bruta; ³Digestibilidade do amido; dpr=desvio padrão residual; NS=não significativo (P>0,05).

A digestibilidade dos nutrientes (matéria seca, proteína bruta e amido) não apresentou diferença estatística em função da variação na proporção de amilose:amilopectina do alimento.

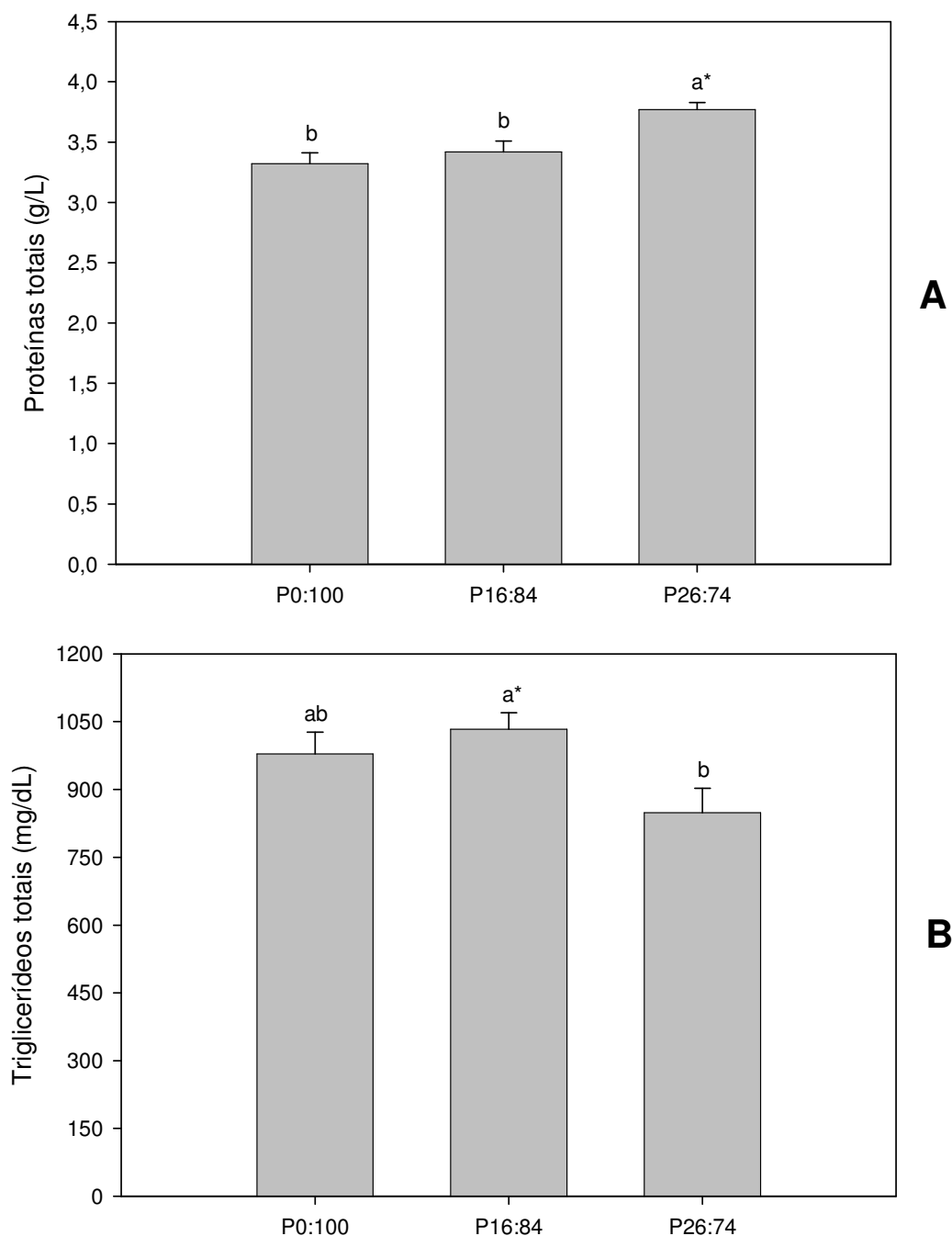


Figura 1. Proteínas totais (A) e Triglicerídeos totais (B) no soro sanguíneo dos jundiás ao final do experimento. P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose;*Teste de Duncan (P<0,1).

Os tratamentos testados não afetaram os níveis de colesterol (HDL) no plasma sanguíneo dos jundiás. De mesma forma, os valores de hematócrito e hemoglobina do sangue não diferiram em função da variação da amilose:amilopectina da ração (Tabela 6).

No fígado dos peixes ocorreu maior deposição de glicogênio nos peixes da P16:84, quando comparado a P0:100, não diferindo da P26:74. Para proteína, a proporção com maior nível de amilose (P26:74) obteve valores superiores às P16:84 e P0:100. A concentração de aminoácidos, lactato e amônia no fígado não demonstraram diferença significativa entre as proporções (Tabela 6).

Tabela 6. Parâmetros de sangue e metabólitos intermediários de jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina

	P0:100	P16:84	P26:74	dpr	P
Sangue					
Colesterol (mg/dL)	225,72	228,10	224,82	21,04	NS
Hematócrito (%)	31,3	30,6	30,8	3,54	NS
Hemoglobina (mg/dL)	100,5	93,7	92,4	9,41	NS
Fígado					
Glicogênio ¹	335,64 ^b	423,23 ^a	370,74 ^{ab}	54,43	0,061
Lactato ²	12,67	11,82	12,24	2,28	NS
Aminoácidos ³	33,78	34,96	33,17	5,74	NS
Proteína ⁴	50,58 ^b	48,22 ^b	62,27 ^a	9,88	0,057
Amônia ⁵	14,41	13,70	13,36	1,81	NS
Músculo branco					
Glicogênio ¹	9,49	8,16	8,99	2,22	NS
Lactato ²	37,78 ^a	22,51 ^b	36,22 ^a	6,47	0,003
Aminoácidos ³	14,68 ^a	11,72 ^b	11,99 ^b	2,46	0,079
Proteína ⁴	224,24 ^{ab}	250,28 ^a	193,77 ^b	35,70	0,047
Amônia ⁵	1,23	1,42	1,20	0,43	NS

P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose; ¹Mmolglicosil-glicose/g tecido; ²Mmollactato/g tecido; ³Mmol aminoácido/g tecido; ⁴mg proteína/g tecido; ⁵Mmol amônia/g tecido; dpr=desvio padrão residual; NS=não significativo (P>0,1).

No tecido muscular, o glicogênio não diferiu entre os tratamentos, como também os valores de amônia. A P16:84 apresentou menor concentração de lactato que as demais proporções. Para os aminoácidos no músculo branco, a proporção

P0:100 mostrou maior valor quando comparado com as P16:84 e P26:74. Os valores de proteína no músculo foram maiores na P16:84, se comparado com a P26:74, não diferindo estatisticamente da P0:100.

A atividade das enzimas amilase e maltase no intestino dos peixes foram alteradas pela variação na proporção de amilose e amilopectina. Na Figura 2, observa-se que a atividade da maltase aumenta com maior quantidade de amilose no substrato. Para a amilase, a P26:74 apresentou maior atividade que as demais proporções ($P < 0,05$). Verificou-se maior atividade de maltase do que amilase nos peixes, independente da dieta experimental (Figura 2).

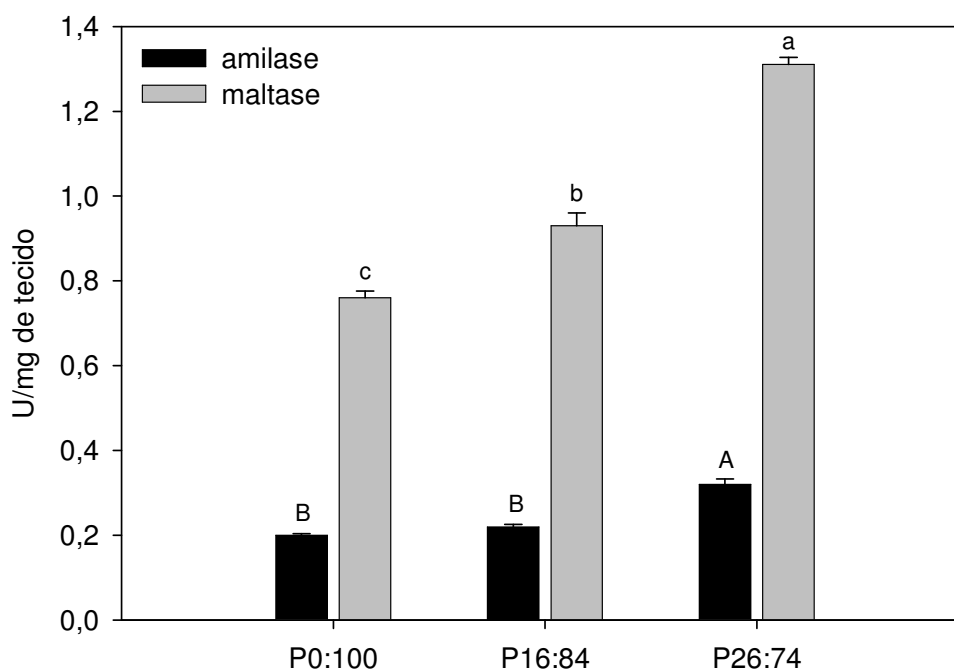


Figura 2. Atividade das enzimas amilase e maltase no intestino de juvenis de jundiá alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina: P0:100=0% amilose; P16:84=16% de amilose; P26:74=26% de amilose. Variações nas letras demonstram diferença significativa entre os tratamentos (dentro de cada enzima) pelo teste de Duncan ($P < 0,05$).

A figura 3 mostra o comportamento da glicemia pós-prandial dos jundiás durante 24 horas. Observa-se que, no jejum, a glicemia da P16:84 é superior a P0:100. Após a alimentação, ocorre diminuição da glicose circulante na P16:84 e P26:74 até a primeira hora pós-prandial, o que não ocorreu com a P0:100, que até a primeira hora demonstrou aumento na glicemia, sendo significativamente superiores as demais proporções.

Os comportamentos das equações de regressão apresentam a resposta das proporções de amilose:amilopectina das rações na glicemia dos peixes. Para a P0:100 (Figura 3A), a curva da regressão ($r^2=0,93$) demonstra que a grande quantidade de amilopectina causa aumento da glicemia, porém não sustenta seus níveis durante o período de jejum até 24 horas. Esse mesmo efeito pode ser observado na P16:84 (Figura 3B) com $r^2=0,76$. A P26:74, com mais amilose, demonstrou comportamento linear no modelo da regressão ($r^2=0,67$) (Figura 3C).

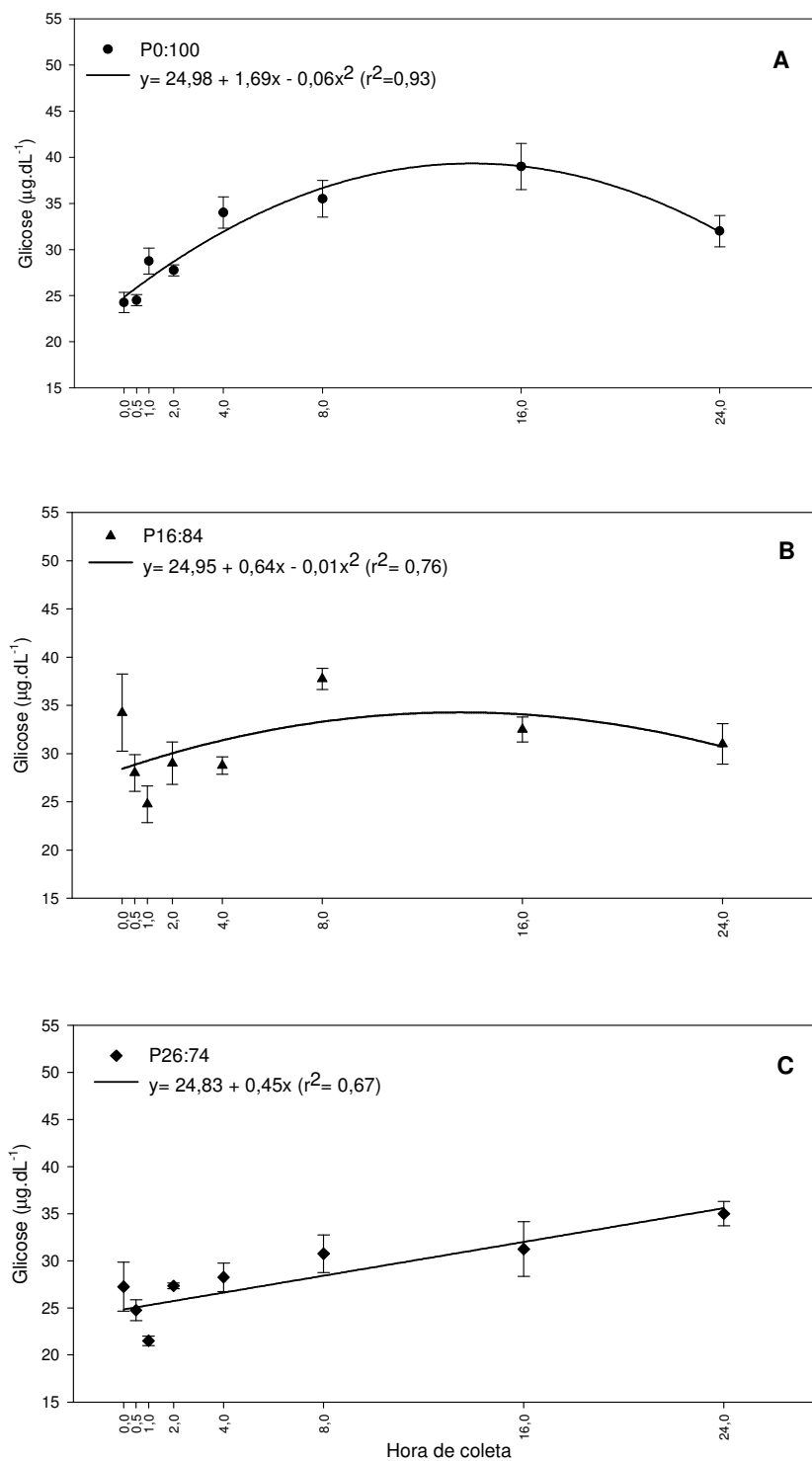


Figura 3. Glicemia pós-prandial dos jundiás alimentados com diferentes proporções de amilose:amilopectina ($n=5$). (A) P0:100=0% amilose; (B) P16:84=16% de amilose; (C) P26:74=26% de amilose. As letras demonstram diferenças entre as médias dos tratamentos dentro da hora (teste de Duncan, $P \leq 0,1$). Temperatura da água = 24,3°C.

4 Discussão

4.1. Crescimento, rendimentos e composição de carcaça

O tipo de cadeia e complexidade do amido são fatores que atuam de forma significativa no aproveitamento energético dos alimentos e quando metabolizados eficientemente, os carboidratos (amido) proporcionam rápido crescimento, melhor utilização protéica e animal saudável (LIN et al., 1997; HEMRE et al., 2002a; WU et al., 2007; PERES; OLIVA-TELES, 2002; HAMID et al., 2009; ENES et al., 2006).

Os resultados de crescimento aos 60 dias experimentais demonstraram que a relação amilose:amilopectina do amido da dieta não alterou o crescimento dos peixes. Estes resultados concordam com outros trabalhos, onde a composição estrutural do amido (amilose:amilopectina) não influenciou de forma expressiva o crescimento de duas espécies, *Dicentrarchus labrax* (ENES et al., 2006) e *Sparus aurata* (ENES et al., 2008a). No entanto, “Sunshine bass” alimentados com proporção de 70% de amilose e 30% amilopectina, apresentou melhor crescimento dos peixes quando comparado com menores proporções de amilose (30/70 e 0/100 de amilose:amilopectina) (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Isto sugere que a proporção entre essas formas moleculares do amido pode apresentar resultados diferenciados conforme a espécie, hábito alimentar e quantidade de amido incluído nas rações (GAYLORD et al., 2009).

A proporção de amilose:amilopectina nas dietas pode influenciar no rendimento de cortes e índices corporais dos peixes (ENES et al., 2006), pois a utilização energética pode ser diferenciada conforme essa relação (SVIHUS et al., 2005). A utilização de carboidratos de maior digestibilidade em rações pode propiciar o acúmulo de gordura na cavidade celomática dos animais (HEMRE et al., 2002a). Rawles e Lochmann (2003) demonstraram que com maiores proporções de amilose (30-70%) pode se obter um peixe com menores teores de gordura celomática. Esse resultado não foi observado no presente trabalho, pois não existiu diferença no acúmulo de gordura celomática entre os tratamentos. O mesmo ocorreu para o rendimento de carcaça e de filé, índices hepatossomático e digestivossomático (Tabela 3). Enes et al. (2008a) também obtiveram índice hepatossomático iguais para dietas variando as proporções de amilose:amilopectina, independente do nível de inclusão de amido. No entanto, com níveis de 10 e 20% de amido na dieta, peixes alimentados com maior nível o amido “ceroso” (1% amilose) demonstrou

menor tamanho de fígado que o amido “nativo” (30% amilose) (ENES et al., 2006). Contraditório a isso, com maiores quantidades de amilose na ração, os peixes apresentaram menor índice hepatossomático (RAWLES; LOCHMANN, 2003).

A utilização da glicose como fonte energética diminui a oxidação lipídica e estimula a biossíntese de gordura (HEMRE et al., 2002a), além de também promover maior deposição protéica por efeito poupador de proteína (LIN et al., 1997; SHIAU, 1997; SINGH et al., 2006). Considerando isso, a composição química corporal dos peixes se torna uma informação importante sobre o aspecto nutricional.

O efeito da relação amilose:amilopectina não causou alteração na composição corporal dos jundiás (Tabela 4). Concordando com os resultados deste trabalho, Enes et al. (2006) e Enes et al. (2008a) não observaram influência da quantidade de amilose na composição corporal dos peixes. Essa mesma observação foi descrita para a composição do músculo do “Sunshine bass” (RAWLES; LOCHMANN, 2003). A composição química dos peixes parece não ter influência significativa pela fonte de carboidrato utilizada nas rações (HEMRE et al., 2007; HEMRE; HANSEN, 1998; WU et al., 2007; YOUNG et al., 2006).

Os resultados deste trabalho sugerem a dependência do crescimento na digestibilidade dos nutrientes. Como não ocorreu diferença na digestibilidade, possivelmente esse efeito foi refletido no desenvolvimento dos peixes. Segundo Enes et al. (2006) e Enes et al. (2008a), a proporção amilose:amilopectina não causa diferença na digestibilidade dos nutrientes. Mesmo sendo evidenciado maior digestibilidade da amilopectina em alguns mamíferos (ZHOU; KAPLAN, 1997).

Os jundiás apresentaram bom crescimento e rendimentos corporais quando comparados com outros trabalhos realizados com juvenis dessa espécie (LAZZARI et al., 2008; LOSEKANN et al., 2008; PEDRON et al., 2008; CORRÊIA et al., 2009).

4.2. Metabólitos e glicemia

Os parâmetros bioquímicos do animal demonstram qual via metabólica está sendo utilizada para o metabolismo energético, bem como a utilização diferenciada de dietas formuladas (MELO et al., 2006). Os dados de sangue do presente trabalho demonstram que a maior quantidade de amilose proporciona menores valores de triglicerídeos, o que não é observado em outros trabalhos testando proporções de

amilose:amilopectina (RAWLES; LOCHMANN, 2003; ZHOU; KAPLAN, 1997) e também diferentes variedades comerciais de milho (SANDEN et al., 2006). Porém, a utilização de carboidratos de maior disponibilidade aumenta a atividade de enzimas relacionadas com a lipogênese (HEMRE, 2002a; ENES et al., 2008b), e conseqüentemente níveis sanguíneos de triglicerídeos. Os resultados de triglicerídeos deste trabalho estão de acordo com as curvas de glicose, em que as curvas que apresentam modelo quadrático, demonstram níveis mais elevados de triglicerídeos.

Os resultados de sangue em conjunto com os metabólitos intermediários demonstram algumas tendências. Segundo Sanden et al. (2006), diferentes variedades comerciais de milho não afetam os valores de proteínas totais do sangue. No entanto, no presente trabalho o nível de proteínas totais no sangue aumenta significativamente na P26:74, de mesma forma que a proteína no fígado dos peixes, contudo, no músculo, a proteína diminui.

O aumento no lactato muscular na P0:100 e P26:74 demonstra maior atividade anaeróbica nesse órgão, que pode ser causado pela diminuição na oferta de glicose. Sustentando essa afirmação, nesses mesmos tratamentos os níveis de glicogênio hepático foram inferiores a P16:84, levando a crer que a relação intermediária entre amilose:amilopectina pode promover maior estabilidade no metabolismo dos peixes. No entanto, para outras espécies como *Dicentrarchus labrax* e *Sparus aurata*, a proporção de amilose:amilopectina não alterou as reservas de glicogênio (ENES et al., 2006; ENES et al., 2008). Da mesma forma, para o “Sunshine bass”, a quantidade de amido mais digestível (gelatinizado) não causou diferença no depósito de glicogênio (PERES; OLIVA-TELES, 2002), e em *Salmo salar* o amido de milho não alterou a concentração de glicogênio (HEMRE et al., 2007).

Dados apresentados pela literatura demonstram que existe correlação positiva entre o nível de carboidrato e o acúmulo de glicogênio hepático (COUTO et al., 2008; KROGDAHL et al., 2004; HUTCHINS et al., 1998; HEMRE et al., 1996). Trabalho realizado por Moro et al. (2010) com alimentação do jundiá, observaram que relação carboidrato:lipídeo acima de 4,6:1 (equivalente a 14,5% de dextrina) na ração causou diminuição na concentração de glicogênio hepático, possivelmente por sobrecarga metabólica pelo excesso de carboidrato.

Os níveis de glicogênio muscular não apresentaram diferenças entre tratamentos, no entanto, os valores observados foram baixos (entre 9 e 9,5) quando comparados com valores do glicogênio muscular de *Brycon cephalus*, entre 70 e 140 Mmolglicosil-glicose/g de tecido (VIEIRA et al., 2005). Em trabalho utilizando diferentes fontes de amido (trigo, milho e aveia) (HEMRE; HANSEN, 1998) e amidos de milho modificados geneticamente (HEMRE et al., 2007) para *Salmo salar*, não foi observado diferença entre as fontes para deposição de glicogênio muscular.

O maior valor de aminoácidos muscular observado no tratamento P0:100 pode indicar utilização de gliconeogênese para suprir demanda energética, sendo o músculo o principal fornecedor desse metabólito (MELO et al., 2006). No entanto, esse resultado não é observado no fígado. Este efeito pode ser caracterizado como início do processo de gliconeogênese, pois quando visualizada a curva glicêmica (Figura 4), para o P0:100 ocorre uma diminuição na glicemia perto de 24 horas de jejum, período esse, utilizado para coleta dos tecidos para as análises laboratoriais.

A queda na glicemia dos peixes dos tratamentos contendo amilose após a alimentação (Figura 3) pode ocorrer pelo gasto energético na preparação do organismo/metabolismo para digerir e metabolizar devidamente o alimento recém ingerido. No entanto, após a primeira e segunda hora, a glicemia aumenta novamente, demonstrando absorção de glicose via alimentar. A proporção P0:100 (Figura 3A) não ocasiona esse efeito, com a glicemia aumentando logo após a alimentação. Esse fato pode ser assegurado pela velocidade de absorção da amilopectina, sendo rapidamente absorvida pelo organismo (ZHOU; KAPLAN, 1997; GAYLORD et al., 2009), podendo apresentar efeito hiperglicêmico (BRAUGE et al., 1995; HEMRE et al., 2002b).

A variação da glicemia pós-prandial está diretamente ligada ao potencial de absorção da fonte de amido (HEMRE et al., 2002a). Com amido de alta digestibilidade, a glicemia aumenta e se mantém elevada por longo período, e o contrário ocorre com amido de menor digestibilidade, no qual a glicemia aumenta gradativamente (BRAUGE et al., 1994; BRAUGE et al., 1995; HAMID et al., 2009). No entanto, Rawles e Lochmann (2003) observaram que não houve efeito da proporção amilose:amilopectina na glicemia pós-prandial do "sunshine bass", apenas uma pequena elevação nas primeiras horas. Desses mesmos autores, somente os peixes que receberam glicose na alimentação (ração) demonstraram um pico pronunciado na glicemia quatro horas após a alimentação.

A utilização de fontes de carboidratos na forma simples (monossacarídeos) na alimentação ou via injeção intraperitoneal provoca uma rápida elevação da glicemia em testes de curva de glicose (HUTCHINS et al., 1998; HEMRE; HANSEN, 1998; HEMRE et al., 2002b; GISBERT et al., 2003). Estes testes podem demonstrar resultados diferentes aos que utilizam carboidratos mais complexos (amido) na alimentação em testes de glicemia.

A utilização de amidos de menor digestibilidade induz ao aumento do catabolismo de aminoácidos (gliconeogênese), com amido de maior digestibilidade ocorre o aumento da atividade de enzimas da via glicolítica (KUMAR et al., 2009). Contudo, esta afirmação discorda dos resultados deste trabalho, pois a dieta com proporção P0:100 (100% amilopectina) demonstrou uma queda na glicemia perto das 24 horas finais, também um aumento nos níveis de lactato no músculo, sendo que o aumento desse metabólito pode caracterizar a ativação da via gliconeogênica pelos peixes (VIEIRA et al., 2005; MELO et al., 2006; KUMAR et al., 2009).

5 Conclusões

O crescimento do jundiá até 60 dias não é influenciado pela variação na proporção de amilose:amilopectina da ração, bem com sua eficiência alimentar.

Os rendimentos de carcaça e composição corporal não são afetados pelas diferentes proporções de amilose:amilopectina, principalmente em relação a acúmulo de gordura.

As diferentes formas moleculares do amido causam mudanças no metabolismo do jundiá, em que a ração com 0% de amilose apresenta possível utilização de vias gliconeogênicas para manutenção energética, quando comparada com os outros tratamentos.

6 Referências bibliográficas

AOAC. Association of Official Analytical Chemists. **Official Methods of Analysis of the AOAC International**. 16th ed. Supplement 1998. Washington: AOAC, 1995. 1018 p.

BERNFELD, P. Amylases α e β : colorimetric assay methods. In: Colowick, S.P.; Kaplan, N. O. **Methods in enzymology**, (1) New York: Academic Press. 1955.

BIDINOTTO, P. M., SOUZA, R. H. S., MORAES, G. Hepatic glycogen in eight tropical freshwater teleost fish: A procedure for field determinations of microsamples. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, n. 10, p. 53-60, 1998.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, Ottawa, v. 37, n. 8, p. 911-917, 1959.

BRAUGE, C.; CORRAGE G.; MÉDALE F. Effect of dietary levels of lipid and carbohydrate on growth performance, body composition, nitrogen excretion and plasma glucose levels in rainbow trout reared at 8 or 18°C. **Reproduction Nutrition Development**, France, v. 35, n. 3, p. 277-290, May/June. 1995.

BRAUGE, C.; MÉDALE, F.; CORRAZE, G. Effect of carbohydrate levels on growth, body composition and glycaemia in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, reared in seawater. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 123, n. 1-2, p. 109-120, June 1994.

BREMER NETO, H. et al. Diminuição do teor de óxido de crômio (III) usado como marcador externo. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n. 2, p. 249-255, 2003.

CHEN, P. et al. Morphologies and microstructures of cornstarches with different amylose–amylopectin ratios studied by confocal laser scanning microscope **Journal of Cereal Science**, v. 50, n. 2, p. 241-247, Sept. 2009.

COUTO, A. et al. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 151, n. 1, p. 45–50, Sept. 2008.

CORRÊIA, V. et al. Crescimento de jundiá e carpa húngara criados em sistema de recirculação de água. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 5, p. 1533-1539, ago. 2009.

ENES, P. et al. Effect of normal and waxy maize starch on growth, food utilization and hepatic glucose metabolism in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 143, n.1, p. 89-96, Jan. 2006.

_____ et al. Growth performance and metabolic utilization of diets with native and waxy maize starch by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 274, n. 1, p. 101-108, Jan. 2008a.

_____ et al. Hepatic glucokinase and glucose-6-phosphate responses to dietary glucose and starch in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles reared at two temperatures. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 149, n. 1, p. 80-86, Jan. 2008b.

FU, S. J. The growth performance of southern catfish fed diets with raw, precooked and glucose at two levels. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 4, p. 257-261, Aug. 2005.

GAYLORD, T. G.; et al. Apparent digestibility of nutrients and energy in extruded diets from cultivars of barley and wheat selected for nutritional quality in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 15, n. 3, p. 306-312, June 2009.

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, n. 1-4, p. 301-312, June 2003.

GOMES, L. C. et al. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 1, p. 179-185, jan./mar. 2000.

HAMID, N. K. A.; MAHAYAT, M.; HASHIM, R. Utilization of different carbohydrate sources and starch forms by bagrid catfish (*Mistus nemurus*) (Cuv & Val). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, in press DOI: 10.1111/j.1365-2095.2009.00713.x

HARROWER, J. R.; BROWN, C. H. Blood lactic acid. A micromethod adapted to field collection of microliter sample. **Journal of Applied Physiology**, v. 32, n. 5, p. 709-711, 1972.

HEMRE, G-I. et al. Nutritional, physiological, and histological responses in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. fed diets with genetically modified maize. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 3, p. 186-199, June 2007.

_____ et al. Effect of gelatinized wheat and maize in diets for large Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) on glycogen retention, plasma glucose and fish health. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 2, n. 1, p. 33-39, Mar. 1996.

_____; 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, n. 1-4, p. 145-157, Feb. 1998.

_____; MOMMSEN, T. P.; KROGDAHL, Á. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 8, n. 3, p. 175-194, Sept. 2002.

HUNG, L. T. et al. Comparison of starch utilization in fingerlings of a two Asian catfishes from the Mekong River (*Pangasius bocourti* Sauvage, 1880, *Pangasius hypophthalmus* Sauvage, 1878). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, n. 4, p. 215-222, Aug. 2003.

HUTCHINS, C. G.; RAWLES, S. D.; GLATLIN 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, n. 1-4, p. 187-199, Feb. 1998.

KROGDAHL, A.; HEMRE, G. I.; MOMMSEN, T. P. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 103-122, Apr. 2005.

_____; 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, n. 1-4, p. 335-360, Jan. 2004.

KUAKPETOON, D.; WANG, Y. J. Internal structure and physicochemical properties of corn starches as revealed by chemical surface gelatinization. **Carbohydrate Research**, v. 342, n. 15, p. 2253- 2263, Nov. 2007.

_____ et al. Modulation of key enzymes of glycolysis, gluconeogenesis, amino acid catabolism, and TCA cycle of the tropical freshwater fish *Labeo rohita* fed gelatinized and non-gelatinized starch diet. **Fish Physiology Biochemistry**, New York, DOI: 10.1007/s10695-009-9319-5, published online: 02 April 2009a.

LAZZARI, R. et al. Desempenho e composição dos filés de jundiás (*Rhamdia quelen*) submetidos a diferentes dietas na fase de recria. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v.60, n.2, p.477-484, abr. 2008.

LIN, J. H. et al. Effect of feeding strategy and carbohydrate source on carbohydrate utilization by white sturgeon (*Acipenser trasmontanus*) and hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus* x *O. aureus*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 148, n. 2-3, p. 201-211, Jan. 1997.

LOWRY, D. H. et al. Protein measurement with folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**. v. 193, n. 1, p. 265-275, 1951.

LOSEKANN, M.E. et al. Alimentação do jundiá com dietas contendo óleos de arroz, canola ou soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.38, n.1, p.225-230, jan./fev. 2008.

MELO, L. F. B. et al. Effects of dietary levels of protein on nitrogenous metabolism of *Rhamdia quelen* (Teleostei: Pimelodidae). **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A, Amsterdam, v. 145, n. 2, p. 181-187, Oct. 2006.

MONTES-GIRAO, P. J.; FRACALOSSO, D. M. Dietary lysine requirement as basis to estimate the essential dietary amino acid profile for jundiá, *Rhamdia quelen*. **Journal of World Aquaculture Society**, Oxford, v. 37, n. 4, p. 388-396, 2006.

MORO, G. V. et al. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 41, n. 3, p. 394-400, Feb. 2010.

PARK, J. T.; JOHNSON, M. J. Submicro determination of glucose. **Journal Biology Chemistry**, n. 181, p. 149-151, 1949.

PEDRON, F. A. et al. Cultivo de jundiás alimentados com dietas com casca de soja ou de algodão. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 1, p. 93-98, jan. 2008.

PERES, H.; OLIVA-TELES, A. Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 205, n. 3-4, p. 287-299, Mar. 2002.

RAWLES, S. D.; LOCHMANN, R. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass *Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 34, n. 3, 2003.

SALHI, M., et al. Growth, feed utilization and body composition of black catfish, *Rhamdia quelen*, fry fed diets containing different protein and energy levels. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 231, n. 1-4, p. 435-444, Mar. 2004.

SANDEN, M. et al. Growth performance and organ development in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. parr fed genetically modified (GM) soybean and maize. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 12, n. 1, p. 1-14, Feb. 2006.

SAS. Statistical Analysis System. User's Guide. Version 8.02. SAS INSTITUTE INC. North Caroline, SAS, 2001. 3864p.

SHIAU, S. Y. Utilization of carbohydrates in warmwater fish – with particular reference to tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 151, p. 79-96, 1997.

SINGH, R. K.; BALANGE, A. K.; GHUGHUSKAR, M. M. Protein sparing effect of carbohydrate in the diet of *Cirrhinus mrigala* (Hamilton, 1822) fry. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 258, n. 1-4, p. 680-684, Aug. 2006.

SVIHUS, B.; UHLEN, A.K.; HARSTAD, O.M. Effect of starch granule structure, associated components and processing on nutritive value of cereal starch: A review. **Animal Feed Science and Technology**, Amsterdam, v. 122, n. 3-4, p. 303-320, Sept. 2005.

VENOU, B. et al. Effect of extrusion of wheat and corn on gilthead sea bream (*Sparus aurata*) growth, nutrient utilization efficiency, rates of gastric evacuation and digestive enzyme activities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 225, n. 1-4, p. 207-223, July 2003.

VIEIRA, V. P.; INOUE, L. A. K.; MORAES, G. Metabolic responses of matrinxã (*Brycon cephalus*) to dietary protein level. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 140, n. 3, p. 337-342, Mar. 2005.

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

WU, X. Y. et al. Utilization of different raw and pre-gelatinized starch sources by juvenile yellowfin seabream *Sparus latus*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 5, p. 389-396, Oct. 2007.

YOUNG, A. et al. Replacing fish oil with pre-extruded carbohydrate in diets for Atlantic salmon, *Salmo salar*, during their entire marine grow-out phase: Effects on growth, composition and colour. **Aquaculture**, v. 253, n. 1-4, p. 531-546, Mar. 2006.

ZHOU, X.; KAPLAN, M. L. Soluble amylose cornstarch is more digestible than soluble amylopectin potato starch in rats. **Journal of Nutrition**, v. 127, n. 7, p. 1349-1356, July, 1997.

5 CAPÍTULO II

PROPORÇÃO DA AMILOSE:AMILOPECTINA E FORMA FÍSICA DO AMIDO NO CRESCIMENTO DO JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)

Resumo: Os peixes utilizam carboidratos menos eficientemente do que proteínas para produção de energia. Mesmo assim, a utilização dessa fonte na alimentação pode reduzir o catabolismo de proteínas e lipídeos para fins energéticos. No presente trabalho, fontes amídicas com duas proporções de amilose:amilopectina e duas formas físicas do amido, cru e gelatinizado, foram avaliadas no crescimento, digestibilidade dos nutrientes, rendimentos e composição corporal de jundiá. Os peixes foram criados em sistema de recirculação de água constituído de 12 tanques de 280L, com 25 peixes por tanque e peso inicial de $14,3 \pm 0,6$ g, durante 60 dias, alimentados 2 vezes por dia, em 4% peso vivo/dia. A variação do teor de amilose das dietas não afetou o crescimento, os rendimentos de carcaça e composição corporal dos peixes. Já a gelatinização do amido causou diminuição no crescimento, maior índice hepatossomático e de lipídeos na composição corporal dos peixes. A digestibilidade da matéria seca e do amido foi maior com amido gelatinizado na ração. Pela maior digestibilidade, a gelatinização pode causar absorção mais rápida da glicose em relação aos outros nutrientes, principalmente em relação à energia e proteína. Com isso, há maior aporte de nutrientes no fígado e deposição de lipídeos. A utilização do amido cru proporcionou maior deposição de proteína e menor deposição de lipídeos na carcaça, demonstrando que a utilização conjunta dos nutrientes proporciona estado metabólico mais equilibrado. Os resultados demonstraram que a proporção de amilose:amilopectina não afetou o crescimento dos jundiás, e que a gelatinização do amido diminui o crescimento e aumenta a digestibilidade do amido causando maior deposição de lipídeos corporais.

Palavra-chave: Glicose, carboidrato, lipídeos, digestibilidade, cozimento.

1 Introdução

Os peixes têm deficiência na utilização de carboidratos para geração de energia, no entanto, a utilização dessa fonte na alimentação pode reduzir o catabolismo de proteínas e lipídeos para finalidades energéticas (WILSON, 1994). Dentre os carboidratos, o polissacarídeo de maior potencial energético para os peixes é o amido (HEMRE et al., 2002; RAWLES; LOCHMANN, 2003), formado por dois tipos de cadeias de glicoses: a amilose, composta por moléculas de glicose unidas linearmente por ligações α -1,4 e a amilopectina, formada glicoses unidas por ligações α -1,4, com ramificações em α -1,6. Naturalmente existe variação nas cadeias amídicas conforme a espécie de cereal e suas variedades (CHEN et al., 2009). A proporção entre estas cadeias amídicas pode apresentar variações amplas em uma mesma espécie de cereal, de acordo com suas características genéticas. Para milho, arroz e cevada são identificadas formas mutantes com 98 a 100% de amilopectina (ceroso ou “waxy”), bem como, formas com aproximadamente 70% de amilose (“amylose extender”) (KUAKPETOON; WANG, 2006).

A amilopectina apresenta maior velocidade de digestão que a amilose, sendo absorvida de forma mais rápida pelo organismo, causando diferentes efeitos metabólicos que se refletem sobre o desempenho e qualidade de carcaça (RAWLES; LOCHMANN, 2003; SVIHUS et al., 2005; ENES et al., 2006; ENES et al., 2008).

Além das proporções dos polímeros amídicos, outra ação que influencia no aproveitamento dessa fonte energética pelos peixes é o processamento térmico (SHIAU, 1997). Durante o processo de gelatinização do amido ocorrem alterações na estrutura interna, com ruptura das pontes de hidrogênio estabilizadoras da estrutura cristalina. Essa modificação molecular aumenta a susceptibilidade à degradação amilolítica do substrato (LOBO; LEMOS SILVA, 2003; SVIHUS et al., 2005), o que pode proporcionar melhorias no crescimento de “young carp” (*Labeo rohita*) (Mohapatra et al., 2003), não causar efeito (KUMAR et al., 2008) ou piorar a resposta zootécnica para outras espécies, como “southern catfish” (*Silurus meridionalis*), “yellowfin sea bream” (*Sparus latus*) e “bagrid catfish” (*Mystus nemurus*) (FU, 2005; WU et al., 2007; HAMID et al., 2009). Outros estudos ainda relatam que a utilização parcial entre amido gelatinizado e cru pode ser benéfica

para “ sea bass” (*Dicentrarchus labrax*) e “gilthead sea bream” (*Sparus aurata*) (PERES; OLIVA-TELES, 2002; VENOUE et al., 2003).

Peixes de hábito alimentar onívoro, quando comparados com carnívoros, têm maior adaptação à digestão do amido (PERES; OLIVA-TELES, 2002). O jundiá (*Rhamdia quelen*), é uma espécie caracterizada como onívora, pode utilizar o amido como fonte energética. No presente trabalho, fontes amídicas contendo diferentes proporções de amilose:amilopectina e duas formas físicas, foram avaliadas quanto às respostas de crescimento, digestibilidade dos nutrientes, rendimentos e composição corporal de jundiá.

2 Material e Métodos

2.1. Local e época

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Piscicultura da UFSM, localizado em Santa Maria-RS (latitude 29°43' sul e longitude 53°42' oeste, com altitude de 95m), entre os meses de janeiro a março de 2009 com duração de 60 dias. A coleta de fezes para predição da digestibilidade aparente foi realizada ao final do experimento.

2.2. Peixes

Foram utilizados 240 peixes com peso aproximado de $14,3 \pm 0,6$ g da espécie *Rhamdia quelen*, distribuídos em 12 unidades experimentais com 25 peixes em cada. Os peixes passaram por período de adaptação de 15 dias nas unidades experimentais antes do início do experimento.

Na criação dos peixes foi utilizado circuito de recirculação de água com 12 unidades experimentais (tanques de polipropileno) com capacidade de 280 L cada, com entrada e saída de água individuais, e oxigenadores auxiliares. O sistema possuía filtragem biológica e um reservatório principal com capacidade de 2000 L.

Para a coleta de fezes, seis tanques cônicos com capacidade de 200 litros contendo registro e reservatório para sedimentação de fezes em sua extremidade inferior, foram acoplados ao circuito de recirculação de água, possuindo entrada e saída de água independentes (sistema Guelph).

2.3. Dietas experimentais

Foram testadas diferentes proporções entre amilopectina/amilose e efeito de duas formas físicas do amido, cru e gelatinizado. Para isso, foram utilizados grãos polidos de duas cultivares de arroz (MOCHI e IRGA 417) com 0% de amilose/100% de amilopectina e 26% de amilose/74% de amilopectina respectivamente (Tabela 1). As fontes de amido utilizadas passaram por cozimento com água (1:1,5) a temperatura de 76-80 °C por 20 minutos para o arroz IRGA 417, e temperatura de 70-76 °C por 20 minutos para o arroz MOCHI.

A composição em aminoácidos das dietas foi ajustada às exigências do jundiá (MONTES-GIRAO; FRACALLOSSI, 2006). Para a confecção das rações, todos os ingredientes foram pesados e misturados até sua completa homogeneização. Em seguida foram umedecidas e peletizadas em moedor de carne, e levadas à estufa (50 °C) por 24 h, e após a secagem foram quebradas para a obtenção de grânulos com aproximadamente 5 mm de diâmetro. Nas rações utilizadas na digestibilidade foram adicionados 0,1% de marcador inerte (Cr_2O_3) para determinação da digestibilidade das rações. O marcador foi incorporado primeiramente aos ingredientes de pequeno volume (mistura vitamínica e mineral e sal) e após, aos demais ingredientes.

2.4. Manejo experimental

Para o monitoramento da qualidade da água, foram realizadas análises dos parâmetros: temperatura e oxigênio dissolvido (medido com oxímetro digital) medidos diariamente, e pH (com pHmetro digital), alcalinidade total, amônia total e nitrito (kits colorimétricos) medidos semanalmente. Os valores medidos foram: temperatura ($25,68 \pm 1,52$ °C), amônia total ($0,11 \pm 0,12$ ppm), nitrito ($0,02 \pm 0,02$ ppm), alcalinidade ($31,3 \pm 4,16$ mgCaCO₃/l), pH ($7,1 \pm 0,3$), dureza ($22,6 \pm 4,61$ mgCaCO₃/l) e oxigênio dissolvido ($6,73 \pm 0,64$ ppm). Esses valores estão dentro da faixa considerada adequada para a criação da espécie (GOMES et al., 2000). Para a realização das análises a água foi coletada na entrada do primeiro filtro biológico, sempre antes da limpeza diária das unidades.

Tabela 1. Composição das dietas experimentais expressa em percentagem.

INGREDIENTES	Proporção amilose:amilopectina	
	P0:100	P26:74
Farinha de carne suína	25	25
Farelo de soja	40	40
Arroz (0% amilose:100% amilopectina)	30	-
Arroz (26% amilose:74% amilopectina)	-	30
Óleo de soja	2	2
Lisina	0,05	0,05
Metionina	0,17	0,17
Sal comum	1	1
Vitaminas e minerais ¹	1,99	1,99
Antioxidante ²	0,01	0,01
Composição analisada ³		
Umidade	12,13	12,32
Lipídeos	8,11	7,80
Cinzas	8,44	9,08
Proteína bruta	31,29	32,04
Amido total	30,13	32,33
Amido disponível	26,04	27,82
Amilose	0	8,40
Amilopectina	30,13	23,93
ED com amido cru (kcal/kg)*	3334,0	3334,0
ED com amido gelatinizado (kcal/kg)#	3520,0	3520,0
Lisina ⁴	1,87	1,87
Metionina ⁴	0,68	0,68
Metionina + Cistina ⁴	0,94	0,94
Treonina ⁴	1,18	1,18
Triptofano ⁴	0,28	0,28
Valina ⁴	1,64	1,64
Isoleucina ⁴	1,19	1,19
Leucina ⁴	2,23	2,23
Fenilalanina ⁴	1,36	1,36
Histidina ⁴	0,76	0,76
Arginina ⁴	2,48	2,48

¹Composição da mistura vitamínica e mineral (por kg de produto): Ác. Fólico: 400mg, Ác. Nicotínico: 14000mg, Ác. Pantotênico: 8000mg, Cobalto: 1500mg, Cobre: 15000mg, Colina: 1500mg, Ferro: 50000mg, Iodo: 700mg, Manganês: 23000mg, Selênio: 250mg, Vit. A: 6000000UI, Vit. B1: 1400mg, Vit. B2: 3375mg, Vit. B6: 4830mg, Vit. B12: 5000mcg, Vit. C: 25000mg, Vit. D3: 530000UI, Vit. E: 22500mg, Vit. K3: 500mg, Zinco: 40000mg; ²Butil hidróxi tolueno (BHT); ³Valores na Matéria Natural; ⁴Valores calculados a partir da composição dos ingredientes.*Energia digestível da ração com amido cru = [(PBx5,65x0,85) + (EEx9,4x0,9) + (AMIDOx4,15x0,83)] x10. #Energia digestível da ração com amido gelatinizado = [(PBx5,65x0,85) + (EEx9,4x0,9) + (AMIDOx4,15x0,97)] x10 (Médale, F. & Guillaume, J., 2001).

A alimentação foi realizada duas vezes ao dia às 8:30 e 16:00 horas. A quantidade ofertada foi de 4% da biomassa por dia. Para manter a qualidade da água, os resíduos das unidades experimentais foram retirados uma hora após cada alimentação. A quantidade de ração ofertada foi reajustada a cada 15 dias experimentais, após biometrias parciais.

2.4.1. Coletas de fezes

Das doze unidades experimentais, seis foram manejadas por dia, com transferência dos animais para os tanques cônicos de coleta. Os peixes foram transferidos pela manhã (8:00 h) e retirados ao final da tarde (18:00 h), os intervalos de coletas foram de duas horas. O material coletado foi centrifugado, retirado o excesso de água e seco em estufa a 50°C. O restante dos peixes foram alimentados normalmente.

2.5. Coleta de dados e variáveis avaliadas

2.5.1. Dados Zootécnicos

Após passar por jejum de 24 horas, os peixes foram medidos e pesados individualmente para obtenção dos dados de crescimento. Foram avaliados peso do peixe inteiro (g); ganho em peso ($\text{g}\cdot\text{dia}^{-1}$); fator de condição $\text{FC}=(\text{peso}\times 100)/(\text{comprimento total}^3)$; taxa de crescimento específico (% por dia): $\text{TCE}=[(\ln \text{PF} - \ln \text{PI})/d]*100$; taxa de eficiência protéica: ganho em peso/proteína consumida; consumo alimentar diário; conversão alimentar aparente.

2.5.2. Dados de carcaça

No início do experimento foram separados 10 peixes para obtenção dos dados iniciais. Na biometria de 60 dias foram amostrados 2 peixes por caixa (6 peixes por tratamento) para a coleta de amostras. Os peixes foram abatidos por hipotermia (proporção gelo:água = 1:1), filetados e eviscerados, coletados e pesados os filés, fígado, trato gastrintestinal, gordura celomática e gônadas e medido o comprimento do trato gastrintestinal. Com os dados foram calculados as seguintes variáveis de carcaça: Rendimento de carcaça; Rendimento de filé (sem pele); Índice hepatossomático; Índice digestivossomático; Quociente intestinal; Índice de gordura celomática; Coeficiente de Retenção Protéica (%): $\text{CRP} = 100*[(\text{Pf}*PBCf) -$

$(P_i \cdot PBC_i) / A_{CT} \cdot PBC$; Deposição de proteína corporal (g): $DPC = [P_f \cdot (\%PBC_f/100)] - [P_i \cdot (\%PBC_i/100)]$; Deposição de gordura corporal (g): $DGC = [P_f \cdot (\%GC_f/100)] - [P_i \cdot (\%GC_i/100)]$; Onde: P_f =peso final; P_i = peso inicial; PBC_f =proteína bruta corporal final; PBC_i =proteína bruta corporal inicial; A_{CT} =alimento consumido total; PBC =PB da dieta em %; GC_i =gordura corporal inicial; GC_f =gordura corporal final.

Para a composição centesimal dos peixes foram utilizados 2 peixes por unidade experimental. Os valores de proteína bruta foram determinados pelo método de Kjeldahl com fator de 6,25. A matéria mineral e a umidade foram determinadas conforme metodologias da AOAC (1995) e a fração lipídica pelo método de Bligh e Dyer (1959).

2.5.3. Análises das amostras de rações e fezes

Para as rações e para as fezes, foram realizadas análises da composição química. A proteína bruta foi determinada pelo método de Kjeldahl com fator de 6,25. A umidade e amido foram determinados por metodologia da AOAC (1995). A concentração do Cr_2O_3 nas fezes e na dieta foi determinada por espectrofotometria (BREMNER NETO et al., 2003). O cálculo do coeficiente de digestibilidade aparente foi através da fórmula:

$$CDa = 100 - \left\{ 100 \left[\frac{\%Cr_2O_3 d}{\%Cr_2O_3 f} \right] \left[\frac{\% N f}{\% N d} \right] \right\}$$

Onde: CDa = coeficiente de digestibilidade aparente; $Cr_2O_3 d$ = óxido de cromo na dieta; $Cr_2O_3 f$ = óxido de cromo nas fezes; Nd = nutriente na dieta; e Nf = nutriente nas fezes.

2.6. Análises estatísticas

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial (2X2), com dois tratamentos (relação amilose:amilopectina) e duas formas físicas com três repetições. Os dados foram submetidos a teste de normalidade. Foi realizada análise de variância de duas vias. As médias foram comparadas pelo teste

t de “student” ($P < 0,05$). Para as análises foi utilizado o programa estatístico “SAS” (2001).

3 Resultados

A proporção entre amilose:amilopectina não causou alterações nas variáveis de crescimento, como peso final, ganho em peso, taxa de crescimento específico, fator de condição, conversão alimentar e consumo aparente diário (Tabela 2). No entanto, as fontes amídicas submetidas à gelatinização causaram diminuição no peso final, ganho em peso e taxa de crescimento específico dos peixes, quando comparadas às dietas que continham amido cru. A gelatinização não afetou significativamente as demais variáveis (Tabela 2).

Tabela 2. Parâmetros de crescimento de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido

		PF	GP	TCE	FC	CA	CAD
Proporção	P0:100	76,0	61,7	2,78	0,92	1,10	2,47
	P26:74	71,8	57,5	2,68	0,95	1,11	2,46
Forma física ¹	AC	77,9 ^a	63,6 ^a	2,82 ^a	0,98	1,06	2,41
	AG	69,9 ^b	55,6 ^b	2,64 ^b	0,88	1,14	2,51
dpr ²		4,27	4,27	0,09	0,19	0,07	0,09
Proporção (P)		NS	NS	NS	NS	NS	NS
Forma física (F)		0,01	0,01	0,01	NS	NS	NS
P X F		NS	NS	NS	NS	NS	NS

PF= peso final; GP=ganho em peso; TCE=taxa de crescimento específico; FC=fator de condição; CA=conversão alimentar aparente; CAD=consumo de alimento diário (%PV); ¹AC=amido cru; AG=amido gelatinizado; ²desvio padrão residual; Letras diferentes mostram diferença significativa pelo teste t; NS=não significativo ($P > 0,05$).

De mesma forma que as variáveis de crescimento, os rendimentos de carcaça e filé e índices hepato-somático, digestivo-somático, quociente intestinal e índice de gordura celomática não foram alterados pela variação na proporção de amilose:amilopectina da dieta (Tabela 3). A gelatinização das fontes amídicas também não influenciou significativamente as variáveis supracitadas, exceto no índice hepatossomático, onde a gelatinização causou aumento significativo ($P < 0,05$).

Tabela 3. Rendimentos e índices digestivos de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido

		RC	RF	IDS	IHS	IGC	QI
		----- % -----					
Proporção	P0:100	87,2	33,2	2,94	1,71	0,92	1,32
	P26:74	86,9	32,7	3,02	1,68	0,95	1,77
Forma física ¹	AC	87,1	33,0	3,13	1,43 ^a	0,98	1,58
	AG	86,8	32,8	2,83	1,96 ^b	0,88	1,51
dpr ²		1,21	2,34	0,40	0,48	0,88	0,19
Proporção (P)		NS	NS	NS	NS	NS	NS
Forma física (F)		NS	NS	NS	0,013	NS	NS
P X F		NS	NS	0,02	NS	0,03	NS

RC=Rendimento de carcaça, RF=rendimento de filé, IDS=Índice digestivosomático, IHS=Índice hepatossomático, IGC=índice de gordura celomática, QI=quociente intestinal; ¹AC=amido cru; AG=amido gelatinizado; ²desvio padrão residual; Letras diferentes mostram diferença significativa pelo teste t; NS=não significativo ($P > 0,05$).

A composição corporal do peixe inteiro em proteína bruta não foi alterada pela proporção de amilose:amilopectina e forma física do amido (Tabela 4). O teor de matéria mineral foi maior nos peixes alimentados com maior teor de amilopectina (P0:100), sendo que a gelatinização do amido não causou alteração nessa variável.

A proporção de amilose:amilopectina e a forma física do amido não causaram efeitos significativos na taxa de eficiência protéica e coeficiente de retenção protéica (Tabela 4).

A relação amilose:amilopectina das dietas não modificou a composição corpórea dos peixes em umidade e lipídeos. No entanto, peixes alimentados com amido gelatinizado demonstraram aumento nos lipídeos corporais e diminuição da umidade (Figuras 1A e 1B).

Tabela 4 – Composição corporal e eficiência protéica de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido

		PB	CIN	TEP	CRP
Proporção	P0:100	15,87	3,40 ^a	2,68	71,22
	P26:74	16,48	2,78 ^b	2,66	70,68
Forma física ¹	AC	16,28	3,18	2,76	72,43
	AG	16,07	3,00	2,57	69,47
dpr ²		0,76	0,45	0,17	4,74
Proporção (P)		NS	0,02	NS	NS
Forma física (F)		NS	NS	NS	NS
P X F		NS	NS	NS	NS

PB=Proteína bruta, CIN=cinzas, TEP=Taxa de eficiência protéica e CRP=Coeficiente e retenção protéica; ¹AC=amido cru; AG=amido gelatinizado; ²desvio padrão residual; Médias com diferenças significativas comparadas pelo teste t; NS=não significativo (P>0,05).

A deposição de gordura corporal dos peixes foi maior na proporção com mais amilopectina (P0:100) comparado à proporção P26:74 (Figura 2A). Concordando com os resultados de ganho em peso e TCE, os peixes alimentados com amido cru obtiveram maior deposição de proteína corporal (Figura 2B). O maior teor de amilopectina (P0:100) proporcionou maior deposição de proteína, sem causar efeito significativo no crescimento.

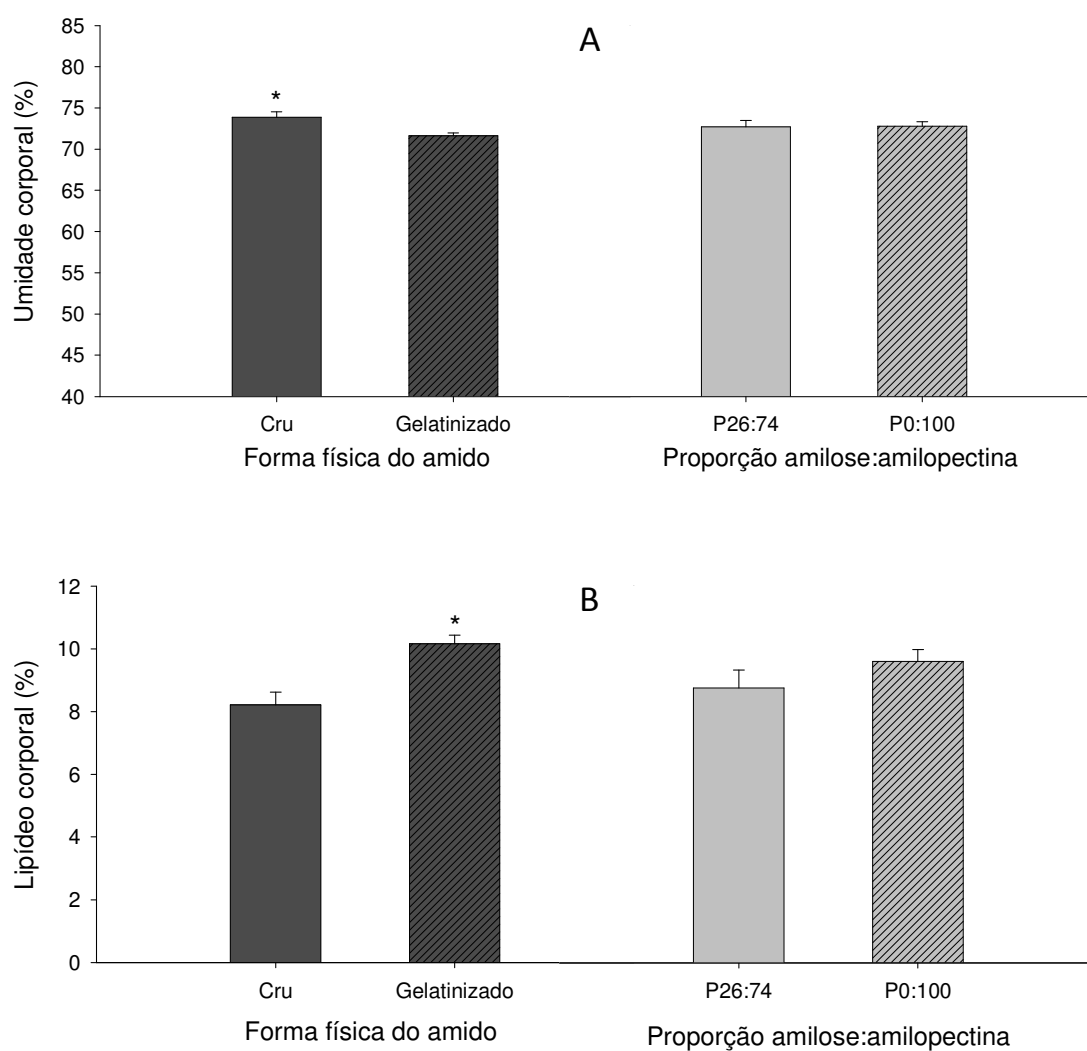


Figura 1. Umidade (A) e lipídeo (B) corporal de juvenis de jundiá alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido; (*) simboliza diferença estatística pelo teste t ($P < 0,05$).

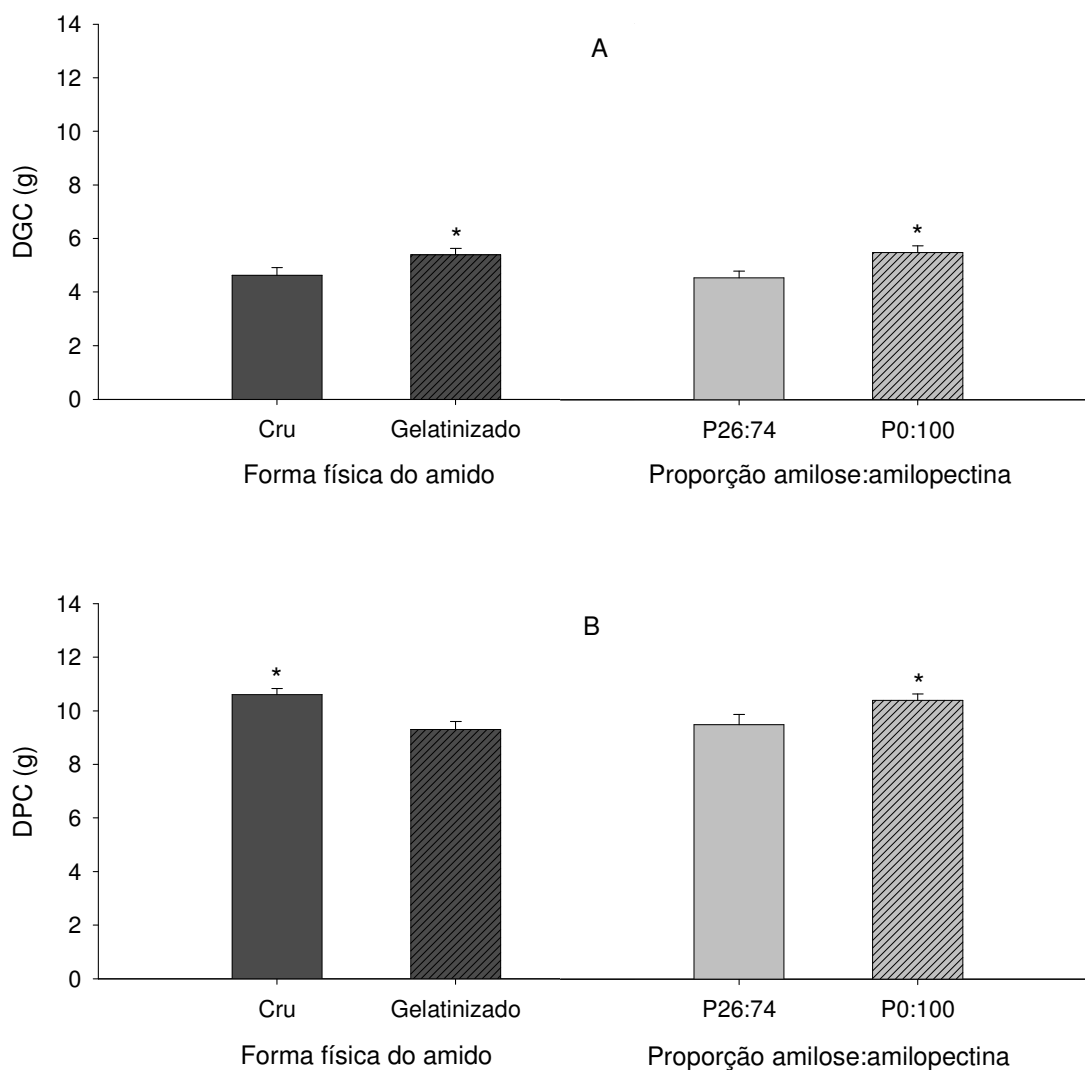


Figura 2. Deposição de gordura corporal (A) e de proteína corporal (B) em juvenis de jundiá alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido; (*) simboliza diferença estatística pelo teste t ($P < 0,05$).

Tabela 5 – Digestibilidade dos nutrientes dos jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido

		DMS	DPB	DAM
Proporção	P0:100	69,28	86,78	85,74
	P26:74	67,45	86,10	86,19
Forma física ¹	AC	63,36 ^b	86,44	78,03 ^b
	AG	73,36 ^a	86,43	93,90 ^a
dpr ²		5,13	2,45	2,94
Proporção (P)		NS	NS	NS
Forma física (F)		0,009	NS	<0,0001
P X F		NS	NS	NS

Digestibilidade aparente da matéria seca (DMS), proteína bruta (DPB) e do amido (DAM); ¹AC=amido cru; AG=amido gelatinizado; ²desvio padrão residual; Médias com diferenças significativas comparadas pelo teste t; NS=não significativo.

Não foi verificado efeito da proporção amilose:amilopectina na digestibilidade da matéria seca, proteína bruta e amido das rações. Já a gelatinização promoveu maior digestibilidade do amido, e concomitantemente maior digestibilidade da matéria seca (correlação 85%). Para a digestibilidade da proteína bruta não houve diferença significativa entre as fontes de variação (Tabela 5).

4 Discussão

Neste estudo, a proporção de amilose:amilopectina na dieta não causou diferença para as variáveis de crescimento dos jundiás. A variação entre a amilose e amilopectina no alimento dos peixes pode expressar diferentes resultados conforme hábito alimentar, fonte e nível de inclusão de amido e espécie utilizada (GAYLORD et al., 2009). Resultados encontrados por Enes et al. (2006) e Enes et al. (2008) com as espécies *Dicentrarchus labrax* e *Sparus aurata*, respectivamente, não

observaram efeito da proporção de amilose:amilopectina no crescimento. No entanto, altos teores de amilose no amido (70%) resultaram em melhor crescimento para “sunshine bass” (*Morone chrysops* ♀ x *M. saxatilis* ♂) (RAWLES; LOCHMANN, 2003).

Neste estudo, o ganho em peso e a taxa de crescimento específico dos jundiás alimentados com amido gelatinizado foram inferiores aos alimentados com amido cru. Esse resultado pode acontecer pela gelatinização causar diminuição no consumo, pois a gelatinização aumenta o potencial energético do alimento (WU et al., 2007). No entanto, o consumo alimentar diário dos jundiás não foi afetado pelas formas físicas do amido, mesmo as dietas tendo maior aporte energético (Tabela 1). Pela maior digestibilidade, a gelatinização pode causar absorção mais rápida da glicose em relação aos outros nutrientes, principalmente em relação à energia e proteína. O menor crescimento seria explicado pela utilização desequilibrada dos nutrientes e deposição de lipídeos. Isso foi observado no estudo de Peres e Oliva-Teles (2002), onde a substituição parcial do amido cru pelo gelatinizado melhorou a eficiência alimentar, mas a utilização única de amido gelatinizado causou redução do crescimento.

A gelatinização do amido não causou efeitos significativos em relação a ganho em peso, para “bagrid catfish” (*Mystus nemurus*) (HAMID et al., 2009), e “southern catfish” (*Silurus meridionalis*) (FU, 2005). Mas pode apresentar resultados positivos (HEMRE et al., 2002), como para o “young carp” (*Labeo rohita*) onde houve crescimento superior foi observado utilizando-se 93% de gelatinização do amido (MOHAPATRA et al., 2003).

A gelatinização do amido proporcionou maior digestibilidade da matéria seca e amido para os jundiás (Tabela 5). O tratamento térmico aumenta a digestibilidade do amido pelo aumento da exposição ao ataque enzimático, e pode apresentar diferentes respostas, dependendo da espécie (KROGDAHL et al., 2005). Conforme aumenta o grau de gelatinização do amido, aumenta sua susceptibilidade à digestão (MOHAPATRA et al., 2003; KUMAR et al., 2008). Peres e Oliva-Teles (2002) e Venou et al. (2003) observaram melhoria da digestibilidade do amido com a gelatinização.

Foi observado maior índice hepatossomático para os jundiás alimentados com amido gelatinizado. Com maior digestibilidade, o amido gelatinizado pode aumentar o metabolismo da glicose no fígado, ocasionando maior deposição de glicogênio

hepático e estimulando a síntese de lipídeos (PERES; OLIVA-TELES 2002; HEMRE et al., 2002; KUMAR et al., 2008). Porém, esse efeito não ocorreu com outras espécies estudadas, como “yellowfin sea bream” (*Sparus latus*) (VENOU et al., 2003), “bagrid catfish” (WU et al., 2007) e “gilthead sea bream” (*Sparus aurata*) (HAMID et al., 2009), o que demonstra que o aproveitamento de amido de grande digestibilidade varia conforme a espécie ou hábito alimentar (KROGDHAL et al., 2004; HEMRE et al., 2007).

Os rendimentos carcaça e de filé dos peixes (Tabela 3) não foram alterados pela proporção de amilose:amilopectina e forma física do amido. Independente do tipo de amido testado os rendimentos geralmente não apresentam diferenças significativas, pois o metabolismo do animal procura formas de atender o crescimento (WU et al., 2007; HAMID et al., 2009). A interação entre a proporção amilose:amilopectina e processamento foi observada para o IDS dos jundiás. Resultado que demonstra aumento (em peso) do trato gastrintestinal como resposta fisiológica à maior dificuldade de digestão do amido cru com mais amilose.

A composição corporal dos peixes pode não ser afetada significativamente pelo tipo do carboidrato incluído na dieta (BRAUGE et al., 1994; PERES; OLIVA-TELES 2002; HAMID et al., 2009). Mas, no presente estudo, a gelatinização do amido causou aumento nos lipídeos na composição corporal (Figura 2), o que sugere aumento da lipogênese proporcionada pela maior disponibilidade do amido gelatinizado. Este fato também foi observado em outros estudos (WILSON et al., 1994; PERES; OLIVA-TELES 2002; HEMRE et al., 2002; VENOU et al., 2003).

A atividade lipogênica é confirmada pelo aumento na deposição de gordura (Figura 2) causado pela gelatinização, e também pela maior proporção de amilopectina. Segundo Svihus et al. (2005), a complexidade do amido utilizado em rações tem efeito significativo no aproveitamento desse nutriente. Como observado neste trabalho, o efeito do processamento térmico (gelatinização ou extrusão) causa rápida absorção e metabolização energética, efeito esse observado em amidos com estruturas simples (mono ou dissacarídeos) (HEMRE et al., 2002; KROGDHAL et al., 2005).

A gelatinização do amido causou maior deposição de gordura corporal e menor deposição de proteína corporal nos jundiás, indicando que a ração com amido cru promove melhor equilíbrio na utilização dos nutrientes. Segundo Young et al. (2006), carboidratos de lenta digestão resultam em glicemia mais estável e

melhor crescimento. É importante que exista equilíbrio entre os macronutrientes do alimento, com aproveitamento conjunto e complementar da energia e da proteína, que proporcione ao animal expressar o máximo crescimento (HEMRE et al., 2002).

5 Conclusões

A relação amilose:amilopectina testada não causa efeito significativo no crescimento, rendimento de cortes e digestibilidade dos nutrientes para juvenis de jundiá.

O jundiá obtém melhor crescimento quando alimentado com amido cru, além de demonstrar maior deposição de proteína corporal e menor deposição de gordura.

Os coeficientes de digestibilidade da matéria seca e do amido são maiores quando os jundiás são alimentados com amido gelatinizado, proporcionando aumento do fígado e aumento de lipídeos corporais.

6 Referências bibliográficas

AOAC. Association of Official Analytical Chemists. **Official Methods of Analysis of the AOAC International**. 16th ed. Supplement 1998. Washington: AOAC, 1995. 1018 p.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, Ottawa, v. 37, n. 8, p. 911-917, 1959.

BRAUGE, C.; MÉDALE, F.; CORRAZE, G. Effect of carbohydrate levels on growth, body composition and glycaemia in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, reared in seawater. **Aquaculture**, v. 123, n. 1-2, p. 109-120, June 1994.

BREMER NETO, H., et al. Diminuição do teor de óxido de cromo (III) usado como marcador externo. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n. 2, p. 249-255, 2003.

CHEN, P. et al. Morphologies and microstructures of cornstarches with different amylose–amylopectin ratios studied by confocal laser scanning microscope **Journal of Cereal Science**, v. 50, n. 2, p. 241-247, Sept. 2009.

ENES, P. et al. Effect of normal and waxy maize starch on growth, food utilization and hepatic glucose metabolism in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 143, n.1, p. 89-96, Jan. 2006.

_____ et al. Growth performance and metabolic utilization of diets with native and waxy maize starch by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 274, n. 1, p. 101-108, Jan. 2008.

FU, S. J. The growth performance of southern catfish fed diets with raw, precooked and glucose at two levels. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 4, p. 257-261, Aug. 2005.

GAYLORD, T. G.; et al. Apparent digestibility of nutrients and energy in extruded diets from cultivars of barley and wheat selected for nutritional quality in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 15, n. 3, p. 306-312, June 2009.

GOMES, L. C. et al. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 1, p. 179-185, jan./mar. 2000.

HAMID, N. K. A.; MAHAYAT, M.; HASHIM, R. Utilization of different carbohydrate sources and starch forms by bagrid catfish (*Mistus nemurus*) (Cuv & Val). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, in press DOI: 10.1111/j.1365-2095.2009.00713.x

HEMRE, G-I.; MOMMSEN, T. P.; KROGDAHL, Á. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 8, n. 3, p. 175-194, Sept. 2002.

_____ et al. Nutritional, physiological, and histological responses in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. fed diets with genetically modified maize. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 3, p. 186-199, June 2007.

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, n. 1-4, p. 335-360, Jan. 2004.

_____; HEMRE, G. I.; MOMMSEN, T. P. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 103-122, Apr. 2005.

KUAKPETOON, D.; WANG, Y. J. Internal structure and physicochemical properties of corn starches as revealed by chemical surface gelatinization. **Carbohydrate Research**, v. 342, n. 15, p. 2253- 2263, Nov. 2007.

KUMAR, V. et al. Gelatinized to non-gelatinized starch ratio in the diet of *Labeo rohita*: effect on digestive and metabolic response and on growth. **Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition**, v. 92, n. 4, p. 492-501, Aug. 2008.

LOBO, A. R.; LEMOS SILVA, G. M. Amido resistente e suas propriedades físico-químicas. **Revista de Nutrição**, Campinas, v. 16, n. 2, p. 219-226, jun. 2003.

MÉDALE, F.; GUILLAUME, J. Nutritional energetics. In: GUILLAUME, J.; KAUSHIK, S.J.; BERGOT, P., et al. **Nutrition and feeding of fish and crustaceans**. Chichester: Springer Praxis, 2001. Cap. 5, p. 59-80.

MOHAPATRA, M.; SAHU, N. P.; CHAUDHARI, A. Utilization of gelatinized carbohydrate in diets of *Labeo rohita* fry. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, n. 3, p. 189-196, June 2003.

MONTES-GIRAO, P. J.; FRACALOSSO, D. M. Dietary lysine requirement as basis to estimate the essential dietary amino acid profile for jundiá, *Rhamdia quelen*. **Journal of World Aquaculture Society**, Oxford, v. 37, n. 4, p. 388-396, 2006.

PERES, H.; OLIVA-TELES, A. Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 205, n. 3-4, p. 287-299, Mar. 2002.

RAWLES, S. D.; LOCHMANN, R. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass *Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 34, n. 3, 2003.

SAS. Statistical Analysis System. **User's Guide**. Version 8.02. SAS INSTITUTE INC. North Caroline, SAS, 2001. 3864p.

SHIAU, S. Y. Utilization of carbohydrates in warmwater fish – with particular reference to tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 151, p. 79-96, 1997.

SVIHUS, B.; UHLEN, A.K.; HARSTAD, O.M. Effect of starch granule structure, associated components and processing on nutritive value of cereal starch: A review. **Animal Feed Science and Technology**, Amsterdam, v. 122, n. 3-4, p. 303-320, Sept. 2005.

VENOU, B. et al. Effect of extrusion of wheat and corn on gilthead sea bream (*Sparus aurata*) growth, nutrient utilization efficiency, rates of gastric evacuation and digestive enzyme activities. **Aquaculture**, v. 225, n. 1-4, p. 207-223, July 2003.

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

WU, X. Y. et al. Utilization of different raw and pre-gelatinized starch sources by juvenile yellowfin seabream *Sparus latus*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 5, p. 389-396, Oct. 2007.

YOUNG, A. et al. Replacing fish oil with pre-extruded carbohydrate in diets for Atlantic salmon, *Salmo salar*, during their entire marine grow-out phase: Effects on growth, composition and colour. **Aquaculture**, v. 253, n. 1-4, p. 531-546, Mar. 2006.

6 CAPÍTULO III

PROPORÇÃO AMILOSE:AMILOPECTINA E FORMA FÍSICA DO AMIDO NO METABOLISMO DO JUNDIÁ

Resumo: O objetivo deste trabalho foi avaliar o metabolismo sérico, hepático e muscular do jundiá alimentado com amidos variando na proporção de amilose:amilopectina e na forma física, cru e gelatinizado. Os peixes foram criados em sistema de recirculação de água constituído de 12 tanques de 280L, com 25 peixes ($14,3 \pm 0,6$ g) por tanque, durante 60 dias. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em arranjo fatorial 2X2. Os peixes foram alimentados 2 vezes por dia, as 8:30 e as 16:00 horas, em 4% peso vivo/dia, sendo realizadas diariamente duas sifonagens uma hora após as alimentações. A cada 15 dias foram feitas biometrias para ajuste da quantidade de alimento ofertado. Foram avaliados níveis de colesterol, colesterol HDL, triglicerídeos, proteínas totais, albumina e urato no soro, como também glicogênio, aminoácidos, lactato, amônia e proteína no tecido hepático e muscular. Foram verificadas a atividade das enzimas digestivas maltase e amilase. Maior quantidade de amilopectina causou aumento nos níveis séricos de triglicerídeos. A gelatinização do amido proporcionou aumento nos níveis de triglicerídeos e diminuição no colesterol dos peixes. A utilização de amidos com maior digestibilidade proporciona aumento na mobilização lipídica, possivelmente por síntese de triglicerídeo no fígado. A atividade da maltase e da amilase é maior nos peixes alimentados com mais amilose, e também com amido gelatinizado. No tecido hepático, maiores níveis de amilose e a gelatinização causaram maior deposição de glicogênio e aminoácidos. Conclui-se que os jundiás alimentados com mais amilose apresentam utilização energética mais lenta pela resposta do glicogênio hepático e mudanças no metabolismo lipídico.

Palavra-chave: *Rhamdia quelen*, carboidrato, triglicerídeos, digestibilidade, amilase

1 Introdução

Para obter maior eficiência na utilização protéica e evitar a utilização desse nutriente para fins energéticos, é necessária a inclusão adequada de fontes de energia como lipídeos e carboidratos (WILSON 1994, HEMRE et al., 2002; FU, 2005; ENES et al., 2006; COUTO et al., 2008). A utilização dos carboidratos pelos peixes depende de alguns fatores como espécie, nível de inclusão da fonte (ingrediente), complexidade molecular e processamento físico e térmico (STONE, 2003).

Quanto à estrutura molecular, o amido apresenta-se em duas cadeias distintas: a amilose, formada por unidades de glicose unidas linearmente por ligações α -1,4 e a amilopectina, formada por cadeias mais curtas e ramificadas de glicose unidas por ligações α -1,4 e α -1,6 (CHEN et al., 2009). Considerando que a amilopectina é mais digestível que a amilose (ZHOU; KAPLAN, 1997), a variação na proporção destes polímeros pode causar mudanças no metabolismo energético dos peixes, refletindo-se sobre a eficiência alimentar (RAWLES; LOCHMANN, 2003; ENES et al., 2006; ENES et al., 2008).

Normalmente o processamento aplicado na fabricação de rações inclui o uso de umidade e calor que causam a gelatinização do amido, aumentando a sua utilização (KROGDAHL et al., 2005). A gelatinização rompe as estruturas do grânulo aumentando a área de superfície, conseqüentemente a suscetibilidade ao ataque enzimático (SHIAU, 1997; STONE, 2003; SVIHUS et al., 2005). Para carpa indiana (*Labeo rohita*) o amido cru promove aumento da atividade gliconeogênica, enquanto o amido gelatinizado proporciona ativação das enzimas relacionadas com a glicólise (KUMAR et al., 2008; KUMAR et al., 2009a; KUMAR et al., 2009b), como também a atividade lipogênica (KUMAR et al., 2009b). Estes resultados demonstram que o metabolismo dos animais responde diretamente ao tipo e qualidade de alimento consumido, adaptando suas rotas metabólicas para o melhor aproveitamento dos nutrientes (Hemre et al., 2002; MELO et al., 2006).

A inclusão de carboidratos na relação 5,3:1 com lipídeo na alimentação proporciona melhor utilização protéica no jundiá (*Rhamdia quelen*) (MORO et al., 2010). De forma paralela e complementar, o presente trabalho foi desenvolvido com o objetivo de avaliar o efeito de diferentes proporções de de amilose e amilopectina

e duas formas físicas do amido, cru e gelatinizado, sobre o metabolismo sérico, hepático e muscular do jundiá.

2 Material e métodos

2.1. Local e época

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Piscicultura da UFSM, localizado em Santa Maria-RS (latitude 29°43' sul e longitude 53°42' oeste, com altitude de 95m), entre os meses de janeiro a março de 2009 com duração de 60 dias.

2.2. Peixes

Foram utilizados 240 peixes com peso inicial de $14,3 \pm 0,6$ g da espécie *Rhamdia quelen*, distribuídos em 12 unidades experimentais com 25 peixes em cada. Os animais passaram por período de 15 dias em adaptação às unidades experimentais.

Na criação dos peixes foi utilizado circuito de recirculação de água, dotado de 2 biofiltros, com 18 unidades experimentais com capacidade de 280 L cada. Cada unidade tinha entrada e saída de água individual além de oxigenadores auxiliares.

2.3. Dietas experimentais

Foram testadas diferentes proporções entre amilopectina/amilose e efeito de duas formas físicas do amido, cru e gelatinizado. Para isso, foram utilizados grãos polidos de duas cultivares de arroz (MOCHI e IRGA 417) com 0% de amilose/100% de amilopectina e 26% de amilose/74% de amilopectina respectivamente (Tabela 1). As fontes de amido utilizadas passaram por cozimento com água (1:1,5) a temperatura de 76-80 °C por 20 minutos para o arroz IRGA 417, e temperatura de 70-76 °C por 20 minutos para o arroz MOCHI.

A composição em aminoácidos das dietas foi ajustada às exigências do jundiá (MONTES-GIRAO; FRACALLOSSI, 2006). Para a confecção das rações, todos os ingredientes foram pesados e misturados até sua completa homogeneização. Em seguida foram umedecidas e peletizadas em moedor de carne, e levadas à estufa (50°C) por 24 h, e após a secagem foram quebradas para a obtenção de grânulos com aproximadamente 5 mm de diâmetro.

Tabela 1. Composição das dietas experimentais expressa em percentagem.

INGREDIENTES	Proporção amilose:amilopectina	
	P0:100	P26:74
Farinha de carne suína	25	25
Farelo de soja	40	40
Arroz (0% amilose:100% amilopectina)	30	-
Arroz (26% amilose:74% amilopectina)	-	30
Óleo de soja	2	2
Lisina	0,05	0,05
Metionina	0,17	0,17
Sal comum	1	1
Vitaminas e minerais ¹	1,99	1,99
Antioxidante ²	0,01	0,01
Composição analisada ³		
Umidade	12,13	12,32
Lipídeos	8,11	7,80
Cinzas	8,44	9,08
Proteína bruta	31,29	32,04
Amido total	30,13	32,33
Amido disponível	26,04	27,82
Amilose	0	8,40
Amilopectina	30,13	23,93
ED com amido cru (kcal/kg)*	3334,0	3334,0
ED com amido gelatinizado (kcal/kg)#	3520,0	3520,0
Lisina ⁴	1,87	1,87
Metionina ⁴	0,68	0,68
Metionina + Cistina ⁴	0,94	0,94
Treonina ⁴	1,18	1,18
Triptofano ⁴	0,28	0,28
Valina ⁴	1,64	1,64
Isoleucina ⁴	1,19	1,19
Leucina ⁴	2,23	2,23
Fenilalanina ⁴	1,36	1,36
Histidina ⁴	0,76	0,76
Arginina ⁴	2,48	2,48

¹Composição da mistura vitamínica e mineral (por kg de produto): Ác. Fólico: 400mg, Ác. Nicotínico: 14000mg, Ác. Pantotênico: 8000mg, Cobalto: 1500mg, Cobre: 15000mg, Colina: 1500mg, Ferro: 50000mg, Iodo: 700mg, Manganês: 23000mg, Selênio: 250mg, Vit. A: 6000000UI, Vit. B1: 1400mg, Vit. B2: 3375mg, Vit. B6: 4830mg, Vit. B12: 5000mcg, Vit. C: 25000mg, Vit. D3: 530000UI, Vit. E: 22500mg, Vit. K3: 500mg, Zinco: 40000mg; ²Butil hidróxi tolueno (BHT); ³Valores na Matéria Natural; ⁴Valores calculados a partir da composição dos ingredientes.*Energia digestível da ração com amido cru = [(PBx5,65x0,85) + (EEx9,4x0,9) + (AMIDOx4,15x0,83)] x10. #Energia digestível da ração com amido gelatinizado = [(PBx5,65x0,85) + (EEx9,4x0,9) + (AMIDOx4,15x0,97)] x10 (Médale, F. & Guillaume, J., 2001).

2.4. Manejo experimental

Para o monitoramento da qualidade da água, esta foi coletada na entrada do primeiro filtro biológico, sempre antes da sifonagem diária. Através de kit colorimétrico Alfakit[®] foi realizada semanalmente análise dos seguintes parâmetros: pH, alcalinidade total, amônia total, nitrito. Somente temperatura e oxigênio dissolvido foram diários. A leitura do pH foi feita com pHmetro digital. Os valores de oxigênio foram coletados com oxímetro digital (modelo 550A -YSI-Yellowsprings-EUA). Os valores observados estão dentro da faixa considerada adequada para a criação da espécie (GOMES et al., 2000): temperatura ($25,68 \pm 1,52$ °C), amônia total ($0,11 \pm 0,12$ ppm), nitrito ($0,02 \pm 0,02$ ppm), alcalinidade ($31,3 \pm 4,16$ mgCaCO₃/l), pH ($7,1 \pm 0,3$), dureza ($22,6 \pm 4,61$ mgCaCO₃/l) e oxigênio dissolvido ($6,73 \pm 0,64$ ppm).

A alimentação foi realizada duas vezes ao dia (8:30 e 16:00 horas), na quantidade de 4% da biomassa por dia. Para manter a qualidade da água, os resíduos das unidades experimentais foram retirados uma hora após cada alimentação. A quantidade de ração ofertada foi reajustada a cada 15 dias experimentais, após biometrias parciais.

2.5. Análises laboratoriais

2.5.1. Análises hematológicas

No final do experimento dois peixes de cada unidade experimental foram capturados aleatoriamente e puncionados na veia caudal para coleta de sangue. As amostras foram centrifugadas a 3000 rpm/10 minutos, sendo analisado no soro: Albumina (g/L); proteínas totais (g/L); triglicerídeos totais (mg/dL); colesterol total (mg/dL) e colesterol HDL (mg/dL). Essas análises foram realizadas com kits colorimétricos Doles[®].

2.5.2. Análises enzimáticas

O trato digestório foi removido na coleta de tecidos, foi dividido em estômago e intestino, o qual somente o último foi analisado. O conteúdo digestivo foi descartado e os respectivos órgãos homogeneizados com solução tampão (10 mM fosfato/20 mM tris - pH 7,0), utilizando-se homogeneizador Potter-Elvehjem a 1000

rpm durante 2 minutos. As amostras foram centrifugadas e os sobrenadantes usados nos ensaios como fonte enzimática.

Amilase

A atividade de amilase foi determinada em tampão fosfato-citrato (0,2M, pH 7,0, NaCl 0,5%) com concentração de amido de 2,5%. A reação foi interrompida com a adição de Ba(OH)₂ (0,3 N e ZnSO₄ 5%). O protocolo experimental foi modificado de acordo com Bernfeld (1955). A determinação da hidrólise do amido foi segundo metodologia de Park e Johnson (1949). A leitura foi realizada em 660 nm. Uma unidade desta enzima foi definida como 1 µmol de glicose liberada do amido por min/mg de proteína.

Maltase

A maltase foi determinada também em tampão fosfato-citrato, com 5% de concentração de maltose e 20 µl de extrato bruto. Estes foram incubados durante 60 minutos (25 °C). A reação foi interrompida com PCA 0,6 N (0,1 mL) e adicionado 0,1 mL de KHCO₃. As amostras foram centrifugadas a 3.000g por 5 minutos e a glicose determinada a 500 nm, com glicose oxidase (Kit-Labtest). A proteína dos extratos brutos para a medição da atividade enzimática foi determinada pelo método de Lowry et al. (1951), utilizando albumina de soro bovino como padrão.

2.5.3. Análises metabólicas

Preparação dos extratos ácidos

Os tecidos hepático e muscular foram coletados e amostrados para as determinações das concentrações dos intermediários metabólicos. Mantida a proporção de 100 mg de tecido/ml de TCA 20%, foram homogeneizados (1.000 rpm) em banho de gelo. Após os extratos foram centrifugados a 3.000 x G em centrífuga e os sobrenadantes utilizados como extratos celulares nas determinações.

Glicogênio

As determinações de glicogênio foram realizadas conforme técnica descrita por Bidinotto et al. (1998). Amostras de fígado, músculo de cada peixe foram transferidas para um tubo de ensaio na proporção de 50 a 100 mg de tecido para 1,0

ml de KOH 6,0N e incubado por 1 a 2 minutos em banho-maria a 100°C. Após a dissolução dos tecidos, 250 µl deste extrato foram transferidos para um tubo limpo e adicionados 3 ml de etanol e 100 µl de K₂SO₄ 10 % seguidos de agitação. Logo após, a amostra foi centrifugada a 2.000 x G por 1 minuto.

Lactato

O lactato foi estimado nos extratos ácidos segundo o método de Harrower e Brown (1972). Um volume de extrato foi adicionado de 20 µl de CuSO₄.5H₂O 4%, 2,5 ml de ácido sulfúrico concentrado e 50 µl de solução de p-fenilfenol (1,5 g de p-fenilfenol em solução aquosa de NaOH 2 %) lentamente adicionado. Após 15 minutos em repouso, os tubos foram fervidos por 90 segundos, imediatamente resfriados em banho de água e a leitura óptica realizada em 750 nm por espectrofotometria.

Aminoácidos

O extrato foi feito no momento da análise e consiste em homogeneizar 100 mg de tecido em 2 ml de TKF 20 mµ com pH 7,5. Após, foi realizada centrifugação. Na técnica foi utilizado 250 µl de amostra, 250 µl de água destilada e 1,5 ml de Ninhidrina 0,5%. Após permaneceu em banho a 40 °C por 15 minutos, e lido em 570 nm.

Amônia

A técnica consiste em misturar a amostra em 200 µl de Nitroprussiato da Na⁺ 0,2%, Salicilato de Na⁺ 40% e hipoclorito de sódio 5-6%. Também com citrato alcalino (35g citrato de Na⁺ e 4g de NaOH, ambos em 100ml de água e misturados em partes iguais). A leitura foi feita em 595 nm.

Proteína

A determinação de proteína nos tecidos foi realizada pelo método de Lowry et al. (1951). Foi adicionado 20 µl de amostra, 180 µl de água e 2,5 ml do primeiro reagente formado por (50 ml de Na₂CO₃ 2% em NaOH 0,1N, 0,5 ml de CuSO₄ 1% e 0,5 ml de tartarato duplo de sódio e potássio 2% em água). Depois de 10 minutos, foi adicionado 0,25 ml de Folin 25%. Após 30 minutos fez-se a leitura em 660 nm.

2.6. Estatística

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial (2X2), dois tratamentos (relação amilose:amilopectina), cru e gelatinizado, em três repetições. Os dados foram submetidos a teste de normalidade. Foi realizada análise de variância de duas vias e apresentando diferença significativa, as médias foram comparadas por teste t ($P < 0,05$). Para as análises foi utilizado o programa estatístico "SAS" (2001).

3 Resultados

Os níveis de colesterol, colesterol HDL, proteínas e albumina no soro não variaram conforme o tipo de amido na alimentação. Porém, os níveis de triglicerídeos foram significativamente superiores nos peixes alimentados com mais amilopectina (P0:100). Os níveis de triglicerídeos também foram maiores nos peixes alimentados com amido gelatinizado. Os resultados de colesterol e colesterol HDL foram superiores no soro dos peixes consumidores do amido cru. O processamento do amido não afetou os resultados de proteína e albumina séricos (Tabela 2).

Tabela 2. Parâmetros séricos de jundiás alimentados com duas proporções de amilose:amilopectina e formas físicas do amido

		COL	HDL	TRIGL	PROT	ALBU
Proporção	P0:100	116,5	73,7	464,3 ^a	3,36	0,89
	P26:74	117,8	76,1	382,4 ^b	3,39	0,94
Forma física ¹	AC	130,7 ^a	80,7 ^a	352,5 ^b	3,35	0,90
	AG	102,3 ^b	66,4 ^b	482,5 ^a	3,41	0,93
dpr ²			7,21	36,48	0,19	0,06
Proporção (P)			NS	0,002	NS	NS
Forma física (F)			0,0004	<0,0001	NS	NS
P X F			NS	NS	NS	NS

COL=colesterol enzimático líquido (mg/dL); HDL=colesterol HDL (mg/dL); TRIGL=triglicérides enzimático líquido (mg/dL); PROT=proteínas totais (g/L); ALBU=albumina (g/L); ¹AC=amido cru; ¹AG=amido gelatinizado; ²desvio padrão residual; Médias com diferenças significativas comparadas pelo teste t; NS=não significativo (P>0,05).

A atividade das enzimas digestivas maltase e amilase foram significativamente maiores nos peixes que receberam amido gelatinizado. O tipo de estrutura do amido também afetou a atividade das duas enzimas, em que a maior quantidade de amilose causou aumento da maltase e da amilase (Figura 1).

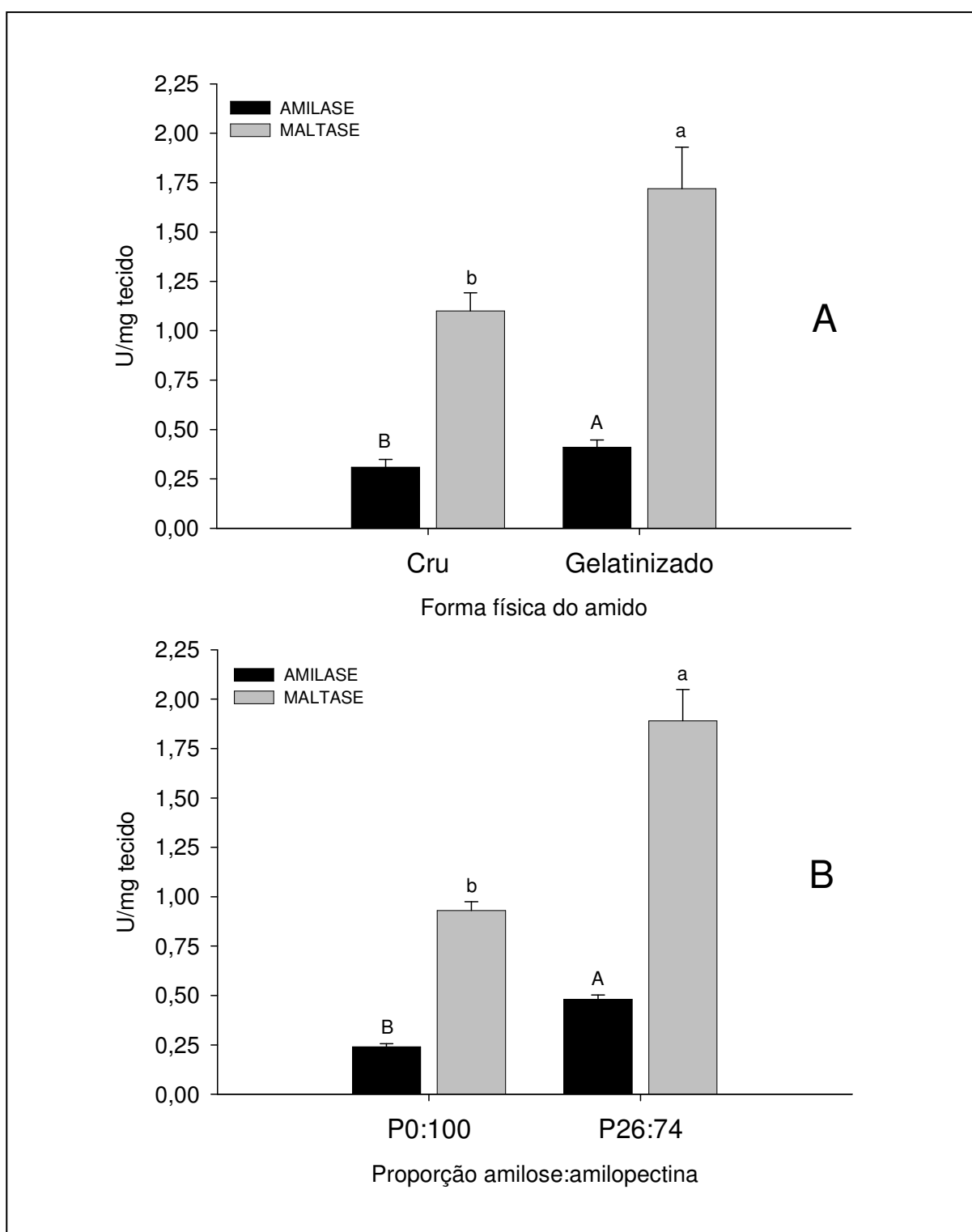


Figura 1 – Atividade de amilase e maltase no intestino de jundiás; variações nas letras demonstram efeito significativo das proporções de amilose:amilopectina (B) e da gelatinização (A) (dentro de cada enzima) pelo teste t ($P < 0,05$).

As rações com maiores níveis de amilose apresentaram maiores valores de glicogênio e aminoácidos hepático. No entanto, os valores de amônia no fígado foram maiores para os peixes das rações com menos amilose. Lactato e proteína não foram afetadas pela variação na relação amilose:amilopectina da ração (Tabela 3).

A gelatinização do amido proporcionou maior deposição de glicogênio e aumento nos aminoácidos no fígado dos peixes quando comparado com amido cru. A utilização de amido cru na alimentação dos peixes causou aumento significativo na proteína e amônia hepáticos em comparação ao amido gelatinizado (Tabela 3).

A única variável que demonstrou interação foi a deposição de glicogênio hepático, em que o amido com mais amilose na sua estrutura com gelatinização, aumenta o glicogênio hepático dos peixes.

Tabela 3. Metabólitos intermediários do fígado de jundiás alimentados com diferentes composições de amido e formas físicas do amido

		Glicogênio ¹	Lactato ²	Proteína ³	AA ⁴	Amônia ⁵
Proporção	P0:100	449,4 ^b	11,60	83,95	153,03 ^b	21,81 ^a
	P26:74	540,3 ^a	12,53	86,03	167,68 ^a	14,82 ^b
Forma física ¹	AC	449,0 ^b	11,22	99,95 ^a	150,94 ^b	21,23 ^a
	AG	540,7 ^a	12,91	70,03 ^b	171,60 ^a	14,56 ^b
dpr ²			2,31	37,75	10,9	4,14
Proporção (P)			NS	NS	0,02	0,004
Forma física (F)			NS	0,05	0,002	0,005
P X F			NS	NS	NS	NS

¹Mmolglicosil-glicose/g tecido; ²Mmollactato/g tecido; ³Mmol aminoácido/g tecido; ⁴aminoácidos=mg proteína/g tecido; ⁵Mmol amônia/g tecido; ⁶AC=amido cru; ⁶AG=amido gelatinizado; ⁷desvio padrão residual; Médias com diferenças significativas comparadas pelo teste t; NS=não significativo (P>0,05).

No músculo branco dos jundiás, o processamento térmico do amido não causou alterações significativas no glicogênio, lactato, aminoácidos, proteína e amônia. No entanto, maior proporção de amilose no amido aumentou a proteína,

lactato e amônia no músculo ($P < 0,05$). O glicogênio e os aminoácidos não foram alterados pela diferenciação na estrutura do amido. A gelatinização do amido não causou variações nos metabólitos intermediários no músculo do jundiá (Tabela 4).

Tabela 4. Metabólitos intermediários do músculo de jundiás alimentados com diferentes composições de amido e formas físicas do amido

		Glicogênio ¹	Lactato ²	Proteína ³	AA ⁴	Amônia ⁵
Proporção	P0:100	22,32	34,94 ^b	468,20 ^b	65,14	2,60 ^b
	P26:74	21,57	42,80 ^a	572,90 ^a	67,49	2,91 ^a
Forma física ¹	AC	21,08	39,13	502,32	69,70	2,68
	AG	22,80	38,59	542,41	63,17	2,82
dpr ²			6,19	112,17	9,34	0,26
Proporção (P)			0,005	0,04	NS	0,01
Forma física (F)			NS	NS	NS	NS
P X F			NS	NS	NS	NS

¹Mmolglicosil-glicose/g tecido; ²Mmollactato/g tecido; ³Mmol aminoácido/g tecido; ⁴aminoácidos=mg proteína/g tecido; ⁵Mmol amônia/g tecido; ⁶AC=amido cru; ⁶AG=amido gelatinizado; ⁷desvio padrão residual; Médias com diferenças significativas comparadas pelo teste t; NS=não significativo ($P > 0,05$).

4. Discussão

Os resultados demonstram que amidos de maior digestibilidade, seja ela proporcionada pela forma molecular ou pelo processamento térmico, causam aumento nos níveis plasmáticos de triglicerídeos em jundiás, o que provavelmente possa ser explicado pelo aumento da atividade de enzimas relacionadas com a lipogênese (HEMRE et al., 2002; ENES et al., 2008b). A proporção amilose:amilopectina pode causar variações nos valores de triglicerídeos séricos, dependendo da espécie estudada. Para o “European sea bass” (*Dicentrarchus labrax*), os triglicerídeos séricos não são alterados pela proporção

amilose:amilopectina (ENES et al., 2006). Já com outra espécie, “sunshine bass” (*Morone chrysops* ♀ x *M. saxatilis* ♂), o aumento da amilose causou aumento nos níveis de triglicerídeos (RAWLES; LOCHMANN, 2003).

A dieta com amido rico em amilopectina proporcionou menor atividade da amilase e maltase. A complexidade estrutural do amido pode desencadear diferenças nas respostas à produção enzimática, pois o aumento na absorção de glicose pode ser um fator de inibição sobre a atividade da amilase (KROGDAHL et al., 2005). Contrária a essa afirmação, a gelatinização do amido aumentou significativamente a atividade das enzimas digestivas maltase e amilase. Essa tendência foi observada em outros estudos que avaliaram o efeito da gelatinização sobre essas enzimas (MOHAPATRA et al., 2003; KUMAR et al., 2008). As atividades das enzimas digestivas avaliadas neste trabalho demonstram relação próxima com a mobilização de glicose, isso mostra que o potencial de digestão do amido repercute nos níveis de glicogênio hepático e de triglicerídeos séricos, principalmente em relação à gelatinização do amido (HEMRE et al., 2002; KROGDAHL et al., 2005).

Segundo Rawles e Lochmann (2003), a utilização de mono e dissacarídeos na ração de “sunshine bass” causaram maior deposição de glicogênio no fígado, seguido de amido com somente amilopectina, em comparação com amidos com 30 e 70% de amilose. Discordando dos resultados de glicogênio deste trabalho, que mostraram maior valor com amido com 26% de amilose.

Para o “European sea bass” e para o “gilthead sea bream” (*Sparus aurata*), o tipo de estrutura e o nível de inclusão do amido (10 ou 20%) não afetaram o glicogênio hepático dos peixes (ENES et al., 2006; ENES et al., 2008a). No entanto com o “gilthead sea bream”, os autores observaram que a utilização de glicose na ração causa maior deposição de glicogênio quando comparado com amido ceroso (0% amilose) (ENES et al., 2008b). Segundo Enes et al. (2009), algumas espécies de peixes como carpa comum (*Cyprinus carpio*), “American eel” (*Anguilla rostrata*) e “Atlantic salmon” (*Salmo salar*), podem mobilizar fontes não glicídicas para produção de energia preservando as reservas de glicogênio hepático.

O fígado é responsável por grande parte da transformação e processamento do nitrogênio residual do metabolismo (MELO et al. 2006). Foi observado pequeno aumento nos valores de amônia no fígado dos jundiás alimentados com menos amilose e com amido cru, que também apresentaram menores valores de glicogênio hepático. Esses resultados podem caracterizar que estes peixes utilizavam substrato

endógeno para manutenção energética (atividade gliconeogênica) (VIEIRA et al., 2005). No tecido hepático não foi observada variação no lactato, mas no músculo ocorreu aumento no lactato nos jundiás que consumiram mais amilose (P26:74), de mesma forma que a amônia no músculo.

Para o jundiá maiores níveis protéicos na dieta propicia a ativação da gliconeogênese no organismo para atender a necessidade energética, conforme observação de Melo et al. (2006). Estes mesmos autores consideram importante a utilização de carboidratos na alimentação desta espécie com intuito de melhorar a utilização protéica. Outro trabalho realizado com o jundiá apresenta resultados que a espécie demonstra capacidade de utilização de carboidratos como fonte energética, com relação carboidrato:lipídeo (CHO:L) recomendada de 5,3:1, com melhor taxa de retenção protéica (MORO et al., 2010). No presente estudo a relação CHO:L ficou em 4:1, próximo ao resultado recomendado pelos autores citados anteriormente. Dessa forma, são necessários mais estudos com amido para o jundiá, que indiquem a melhor forma de utilizar como fonte energética, promovendo crescimento e qualidade de pescado.

5 Conclusões

A gelatinização do amido proporciona aumento nos níveis de triglicerídeos séricos, maior deposição de glicogênio hepático e atividade das enzimas relacionadas com digestão do amido, evidenciando rápida utilização dessa fonte energética.

Os jundiás alimentados com mais amilose apresentam utilização energética mais lenta pela resposta do glicogênio hepático e níveis de triglicerídeos.

6 Referências bibliográficas

BERNFELD, P. Amylases α e β : colorimetric assay methods. In: Colowick, S.P.; Kaplan, N. O. **Methods in enzymology**, (1) New York: Academic Press. 1955.

BIDINOTTO, P. M., SOUZA, R. H. S., MORAES, G. Hepatic glycogen in eight tropical freshwater teleost fish: A procedure for field determinations of microsamples. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, n. 10, p. 53-60, 1998.

CHEN, P. et al. Morphologies and microstructures of cornstarches with different amylose–amylopectin ratios studied by confocal laser scanning microscope **Journal of Cereal Science**, v. 50, n. 2, p. 241-247, Sept. 2009.

COUTO, A. et al. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 151, n. 1, p. 45–50, Sept. 2008.

ENES, P. et al. Effect of normal and waxy maize starch on growth, food utilization and hepatic glucose metabolism in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 143, n.1, p. 89-96, Jan. 2006.

_____ et al. Growth performance and metabolic utilization of diets with native and waxy maize starch by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 274, n. 1, p. 101-108, Jan. 2008a.

_____ et al. Hepatic glucokinase and glucose-6-phosphate responses to dietary glucose and starch in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles reared at two temperatures. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 149, n. 1, p. 80-86, Jan. 2008b.

_____ et al. Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish. **Fish Physiology and Biochemistry**, New York, v. 35, n. 3, p. 519-539, Aug. 2009.

FU, S. J. The growth performance of southern catfish fed diets with raw, precooked and glucose at two levels. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 4, p. 257-261, Aug. 2005.

GOMES, L. C. et al. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 1, p. 179-185, jan./mar. 2000.

HARROWER, J. R.; BROWN, C. H. Blood lactic acid. A micromethod adapted to field collection of microliter sample. **Journal of Applied Physiology**, v. 32, n. 5, p. 709-711, 1972.

HEMRE, G-I.; MOMMSEN, T. P.; KROGDAHL, Á. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 8, n. 3, p. 175-194, Sept. 2002.

KROGDAHL, A.; HEMRE, G. I.; MOMMSEN, T. P. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 103-122, Apr. 2005.

KUMAR, V. et al. Gelatinized to non-gelatinized starch ratio in the diet of *Labeo rohita*: effect on digestive and metabolic response and on growth. **Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition**, v. 92, n. 4, p. 492-501, Aug. 2008.

_____ et al. Modulation of key enzymes of glycolysis, gluconeogenesis, amino acid catabolism, and TCA cycle of the tropical freshwater fish *Labeo rohita* fed gelatinized and non-gelatinized starch diet. **Fish Physiology and Biochemistry**, New York, DOI: 10.1007/s10695-009-9319-5, published online: 02 April 2009a.

_____ et al. Modulation of key metabolic enzymes of *Labeo rohita* (Hamilton) juvenile: effect of dietary starch type, protein level and exogenous α -amylase in the diet. **Fish Physiology and Biochemistry**, New York, v. 35, n. 2, p. 301-315, May 2009b.

LOWRY, D. H. et al. Protein measurement with folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**. v. 193, n. 1, p. 265-275, 1951.

MÉDALE, F.; GUILLAUME, J. Nutritional energetics. In: GUILLAUME, J.; KAUSHIK, S.J.; BERGOT, P., et al. **Nutrition and feeding of fish and crustaceans**. Chichester: Springer Praxis, 2001. Cap. 5, p. 59-80.

MELO, L. F. B. et al. Effects of dietary levels of protein on nitrogenous metabolism of *Rhamdia quelen* (Teleostei: Pimelodidae). **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A, Amsterdam, v. 145, n. 2, p. 181-187, Oct. 2006.

MONTES-GIRAO, P. J.; FRACALOSSO, D. M. Dietary lysine requirement as basis to estimate the essential dietary amino acid profile for jundiá, *Rhamdia quelen*. **Journal of World Aquaculture Society**, Oxford, v. 37, n. 4, p. 388-396, 2006.

MOHAPATRA, M.; SAHU, N. P.; CHAUDHARI, A. Utilization of gelatinized carbohydrate in diets of *Labeo rohita* fry. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, n. 3, p. 189-196, June 2003.

MORO, G. V. et al. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 41, n. 3, p. 394-400, Feb. 2010.

PARK, J. T.; JOHNSON, M. J. Submicro determination of glucose. **Journal Biology Chemistry**, n. 181, p. 149-151, 1949.

RAWLES, S. D.; LOCHMANN, R. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass *Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂. **Journal of the World Aquaculture Society**, Oxford, v. 34, n. 3, Sept. 2003.

SAS - Statistical Analysis System. **User's Guide**. Version 8.02. 4. ed. North Caroline: SAS INSTITUTE INC, 2001.

SHIAU, S. Y. Utilization of carbohydrates in warmwater fish – with particular reference to tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 151, p. 79-96, 1997.

STONE, D. A. J. Dietary carbohydrate utilization by fish. **Reviews in Fisheries Science**, Texas, v. 11, n. 4, p. 337-369, Dec. 2003.

SVIHUS, B.; UHLEN, A.K.; HARSTAD, O.M. Effect of starch granule structure, associated components and processing on nutritive value of cereal starch: A review. **Animal Feed Science and Technology**, Amsterdam, v. 122, n. 3-4, p. 303-320, Sept. 2005.

VIEIRA, V. P.; INOUE, L. A. K.; MORAES, G. Metabolic responses of matrinxã (*Brycon cephalus*) to dietary protein level. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 140, n. 3, p. 337-342, Mar. 2005.

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

ZHOU, X.; KAPLAN, M. L. Soluble amylose cornstarch is more digestible than soluble amylopectin potato starch in rats. **Journal of Nutrition**, v. 127, n. 7, p. 1349-1356, July, 1997.

7 DISCUSSÃO GERAL

Neste trabalho, nos capítulos 1 e 2, a proporção de amilose:amilopectina não afetou o crescimento mostrando que o jundiá possui capacidade de digerir o amido independente da sua formação estrutural. No capítulo 2, observou-se maior deposição de lipídeos nos peixes alimentados com mais amilopectina (P0:100), porém esse resultado não foi confirmado no capítulo 1. Isto pode ter ocorrido pelo tempo de duração dos experimentos não serem suficientes para apresentarem diferenças significativas nos resultados relacionados a crescimento (ganho em peso, rendimentos e índices corporais), mas os resultados de enzimas digestivas e bioquímicos foram alterados. Isso indica que em longo prazo as alterações bioquímicas podem expressar mudanças no crescimento dos peixes.

Pode ser observado que o amido de maior dificuldade de digestão promove disponibilização mais lenta da glicose para o metabolismo, e com isso proporciona melhor equilíbrio na metabolização energética e protéica, observado pelo menor valor de triglicerídeos séricos, maior quantidade de glicogênio hepático e principalmente pela resposta da curva glicêmica observada no capítulo 1.

A atividade das enzimas amilase e maltase demonstram que o organismo do jundiá tem capacidade de adaptar à produção enzimática à dificuldade de digestão do substrato, o que provavelmente está relacionado com a maior permanência de amido no trato intestinal.

Alguns estudos existentes com espécies de hábito alimentar carnívoro e onívoro apresentam resultados semelhantes ao deste trabalho, onde a fonte ou estruturação amídica não interferem no crescimento.

O fato da gelatinização do amido causar diminuição do crescimento é inesperado, já que proporciona maior digestibilidade do amido. No entanto, essa maior disponibilidade da glicose pode causar rápida absorção intestinal, o que não acontece com a fonte protéica da dieta. A farinha de carne suína e o farelo de soja são ingredientes de lenta digestão, por isso são digeridos e absorvidos mais lentamente que a fonte energética da dieta. Esse efeito causa desequilíbrio na metabolização desses nutrientes, onde a energia necessária para metabolizar a proteína e aminoácidos (deposição muscular) já foi metabolizada e provavelmente depositada como tecido de reserva. Observou-se no presente estudo (capítulo 2),

que a utilização de amido gelatinizado causou maior deposição de lipídeos, possivelmente pelo estímulo da lipogênese pela grande quantidade de glicose disponível.

Outro ponto que merece atenção é a capacidade dos peixes em utilizar a glicose circulante. A hiperglicemia prolongada pode ser ocasionada pela deficiência de receptores de insulina no músculo esquelético, pois o nível de insulina no sangue aumenta proporcionalmente com a glicemia. Dessa forma, a utilização de amidos de digestibilidade mais lenta aumenta gradativamente a glicemia, a qual atende a capacidade de fluxo nos receptores da membrana celular. As curvas glicêmicas observadas no capítulo 1 e o desempenho dos peixes alimentados com amido cru do capítulo 2 caracterizam bem esse conceito.

Mesmo com a possibilidade de causar algum prejuízo ao crescimento, o processamento térmico do amido das rações pode promover estabilidade, agregação e flutuabilidade dos “peletes”, por isso a gelatinização parcial pode ser uma alternativa de manter essas características físicas sem causar diminuição ao crescimento.

Os resultados de conversão alimentar aparente (média de 1,18) e taxa de eficiência protéica (2,4) demonstram que o jundiá possui grande capacidade de utilizar o amido como fonte de energia, com digestibilidade aparente de 78% (amido cru). Todo esse potencial confirma a versatilidade da espécie para diferentes fontes de alimentos, tanto de origem vegetal como animal, caracterizando o hábito alimentar onívoro.

Sobre a utilização de carboidratos na alimentação do jundiá são necessários mais estudos para maximizar a utilização dessa fonte energética, principalmente trabalhos envolvendo metabolismo, já que promove o crescimento e colabora com melhorias na qualidade de pescado.

8 CONCLUSÕES GERAIS

A proporção de amilose:amilopectina não influencia no crescimento, na digestibilidade dos nutrientes e nos rendimentos e composição corporal do jundiá.

As diferentes formas moleculares do amido causam mudanças no metabolismo do jundiá, em que a ração com 0% de amilose apresenta possível utilização de vias gliconeogênicas para manutenção energética, quando comparada com os outros tratamentos.

A gelatinização aumenta a digestibilidade do amido e causa alterações metabólicas que caracterizam maior aporte energético e rápida utilização dessa fonte, com aumento na composição em lipídeos.

A utilização do amido cru proporciona melhor crescimento e menos gordura depositada, demonstrando ser uma fonte energética bem aproveitada pelo jundiá.

9 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALI, M. Z.; JAUNCEY, K. Optimal dietary carbohydrate to lipid ratio in African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). **Aquaculture International**, Netherlands, v.12, n. 2, p. 169-180, Mar. 2004.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria, Ed. UFSM, 2002. 212 p.

BALDISSEROTTO, B.; GOMES, I.C. **Espécies Nativas para piscicultura no Brasil**. In: ARAUJO, C.A.R.M.; GOMES, I.C. Santa Maria:UFSM, 2005. p.175-202.

BOMFIM, M.A.D.; LANNA, E.A.T. Fatores que afetam os coeficientes de digestibilidade nos alimentos para peixes. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 1, n. 1, p. 20-30, jul./ago de 2004. Disponível em: http://www.nutritime.com.br/arquivos_internos/artigos/003V1N1P20_30_JUL2004.pdf. Acesso em: 16 mar. 2009.

BRAUGE, C.; CORRAGE G.; MÉDALE F. Effect of dietary levels of lipid and carbohydrate on growth performance, body composition, nitrogen excretion and plasma glucose levels in rainbow trout reared at 8 or 18°C. **Reproduction Nutrition Development**, France, v. 35, n. 3, p. 277-290, May/June. 1995.

COUTO, A. et al. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 151, n. 1, p. 45-50, Sept. 2008.

DAS, K. M.; TRIPATHI, S. D. Studies on the digestive enzymes of grass carp *Ctenopharyngodon idella* (Val.) **Aquaculture**, Amsterdam, v. 92, p. 21-32, 1991.

DE SILVA, S. S.; ANDERSON, T. A. **Fish nutrition in aquaculture**. London, Chapman & Hall, 1995. 319 p.

ENES, P. et al. Effect of normal and waxy maize starch on growth, food utilization and hepatic glucose metabolism in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part A, v. 143, n.1, p. 89-96, Jan. 2006.

_____ et al. Growth performance and metabolic utilization of diets with native and waxy maize starch by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 274, n. 1, p. 101-108, Jan. 2008.

FRACALLOSSI, D. M. et al. No rastro das espécies nativas. **Panorama da Aqüicultura**, v. 12, p.43-49, 2002.

FU, S. J. The growth performance of southern catfish fed diets with raw, precooked and glucose at two levels. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 4, p. 257-261, Aug. 2005.

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, n. 1-4, p. 301-312, June 2003.

GONÇALVES, E. G.; CARNEIRO, D. J. Coeficiente de digestibilidade aparente da proteína e energia de alguns ingredientes utilizados em dietas para o pintado (*Pseudoplatystoma coruscans*). **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n. 4, p. 779-786, jul./ago. 2003.

GUILLAUME, J.; CHOUBERT, G. Digestive physiology and nutrient digestibility in fish. In: GUILLAUME, J.; KAUSHIK, S.J.; BERGOT, P., et al. **Nutrition and feeding of fish and crustaceans**. Chichester: Springer Praxis, 2001, Cap. 4, p. 27-57.

HAMID, N. K. A.; MAHAYAT, M.; HASHIM, R. Utilization of different carbohydrate sources and starch forms by bagrid catfish (*Mistus nemurus*) (Cuv & Val). **Aquaculture Nutrition**, Oxford, in press DOI: 10.1111/j.1365-2095.2009.00713.x

HEMRE, G-I. et al. Nutritional, physiological, and histological responses in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. fed diets with genetically modified maize. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 3, p. 186-199, June 2007.

_____ et al. Effect of gelatinized wheat and maize in diets for large Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) on glycogen retention, plasma glucose and fish health. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 2, n. 1, p. 33-39, Mar. 1996.

_____; 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, n. 1-4, p. 145-157, Feb. 1998.

_____; MOMMSEN, T. P.; KROGDAHL, A. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 8, n. 3, p. 175-194, Sept. 2002.

HIDALGO, M. C.; UREA, E.; SANZ, A. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylose activities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 170, n. 3-4, p. 267-283, Jan. 1999.

HILLESTAD, M.; JOHNSEN, F.; ASGARD, T. Protein to carbohydrate ratio in high-energy diets for Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Aquaculture Research**, Oxford, v. 32, n. 7, p. 517-529, July, 2001.

HUTCHINS, C. G.; RAWLES, S. D.; GLATLIN 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, n. 1-4, p. 187-199, Feb. 1998.

KAUSHIK, S.J. Carbohydrate nutrition: importance and limits of carbohydrate supplies. In: GUILLAUME, J.; KAUSHIK, S.J.; BERGOT, P., et al. **Nutrition and feeding of fish and crustaceans**. Springer Praxis, Chichester, 2001, cap. 8, p. 131-144.

KIM, J. D.; KAUSHIK, S. J. Contribution of digestible energy from carbohydrates and estimation of protein/energy requirements for growth of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 106, n. 2, p. 161-169, Sept. 1992.

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, n. 1-4, p. 335-360, Jan. 2004.

KUAKPETOON, D.; WANG, Y. J. Internal structure and physicochemical properties of corn starches as revealed by chemical surface gelatinization. **Carbohydrate Research**, v. 342, n. 15, p. 2253- 2263, Nov. 2007.

KUAKPETOON, D.; WANG, Y. J. Structural characteristics and physicochemical properties of oxidized corn varying in amylose content. **Carbohydrate Research**, v. 341, n. 11, p. 1896-1915, Aug. 2006.

KUBOTA, E.H.; EMANUELLI, T. Processamento do pescado. In: BALDISSEROTTO, B.; RADÚNZ NETO, J. **Criação de Jundiá**. Santa Maria: Ed.UFSM, 2004, p. 201-228.

LANNA, E.A.T. et al. Digestibilidade aparente e trânsito gastrintestinal em tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*), em função da fibra bruta da dieta. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 33, n. 6, p. 2186-2192, 2004

LAZZARI, R. et al. Composição corporal e crescimento de juvenis de piava alimentados com dietas contendo farinhas de trigo e milho submetidas ao cozimento. **Ciência Rural**, v. 37, n. 6, p. 1824-1827, dez. 2007.

LIMA, R. F. et al. Sistema laboratorial de fracionamento de carboidratos de concentrados energéticos. **Acta Scientiarum**, v. 28, n. 2, p. 215-221, Abr./ Jun. 2006.

LOBO, A. R.; LEMOS SILVA, G. M. Amido resistente e suas propriedades físico-químicas. **Revista de Nutrição**, Campinas, v. 16, n. 2, p. 219-226, jun. 2003.

LOVELL, T. **Nutrition and Feeding of Fish**. 2 ed. Norwell: Kluwer Academic Publishers, 1998. 267 p.

LOSEKANN, M.E. et al. Alimentação do jundiá com dietas contendo óleos de arroz, canola ou soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.38, n.1, p.225-230, jan./fev. 2008.

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 and Physiology**, Amsterdam, Part B, v. 137, n. 3, p. 331-339, Mar. 2004.

MARTINO, R. C. et al. Performance, carcass composition and nutrient utilization of suruim *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz) fed diets with varying carbohydrate and lipid levels. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 131-137, Apr. 2005.

MÉDALE, F.; BLANC D.; KAUSHIK, S. J. Studies on the nutrition of Siberian sturgeon, *Acipenser baeri*. II. Utilization of dietary non protein energy by sturgeon. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 93, N. 2, p. 143-154, Mar. 1991.

MELO, J. F. B. **Digestão e metabolismo de jundiá *Rhamdia quelen* submetidos a diferentes regimes alimentares**. São Carlos, 2004. 80f. Tese (Doutorado em

Ciências). Programa de Pós-graduação em Ciências Fisiológicas, Universidade Federal de São Carlos.

MELO, J. F. B. et al. Effects of dietary levels of protein on nitrogenous metabolism of *Rhamdia quelen* (Teleostei: Pimelodidae). **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A, Amsterdam, v. 145, n. 2, p. 181-187, Oct. 2006.

MEYER, G.; FRACALOSSI, D.M. Protein requirement of jundiá fingerlings, *Rhamdia quelen*, at two dietary energy concentrations. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 240, n. 1-4, p. 331-343, Oct. 2004.

MOHANTA, K.N.; MOHANTY, S.N.; JENA, J.K. Protein-sparing effect of carbohydrate in silver barb, *Puntius gonionotus* fry. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 4, p. 311-317, Aug. 2007.

MOHAPATRA, M.; SAHU, N. P.; CHAUDHARI, A. Utilization of gelatinized carbohydrate in diets of *Labeo rohita* fry. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 9, n. 3, p. 189-196, June 2003.

MOON, T.W. Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction? **Comparative Biochemistry and Physiology**, Amsterdam, Part B, v. 129, n. 2-3, p. 243-249, June 2001.

MORO, G. V. et al. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 41, n. 3, p. 394-400, Feb. 2010.

NAKAGAWA, H. et al. Utilization of α -starch in ayu, *Plecoglossus altivelis*, relating to growth and body composition. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 20, n. 5, p. 389-394, Oct. 2004.

OLIVEIRA FILHO, P. R. C.; FRACALOSSI, D. Coeficientes de digestibilidade aparente de ingredientes para juvenis de jundiá. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 4, p. 1581-1587, 2006.

PERES, H.; OLIVA-TELES, A. Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 205, n. 3-4, p. 287-299, Mar. 2002.

PEZZATO, L. E. Alimentos convencionais e não convencionais disponíveis para a indústria da nutrição de peixes no Brasil. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS. Campos do Jordão. **Anais...** Campos do Jordão: 1995. p. 35-52.

PEZZATO, L. E. Estabelecimento das exigências nutricionais das espécies de peixes cultivadas. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO E NUTRIÇÃO DE PEIXES. Piracicaba. **Anais...** Piracicaba : 1997. p. 45-62.

RAMIREZ, A. P. M. **Utilização de carboidratos digestíveis em dietas para o pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887)**. Jaboticabal, 2005. 123f. Tese (Doutorado em Aqüicultura). Universidade Estadual Paulista, 2005.

RAWLES, S. D.; GATLIN, D. M. Carbohydrate utilization in striped bass (*Morone saxatilis*) and sunshine bass (*M. chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 161, n. 1-4, p. 201-212, Feb. 1998.

RAWLES, S. D.; LOCHMANN, R. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass *Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 34, n. 3, 2003.

SALHI, M., et al. Growth, feed utilization and body composition of black catfish, *Rhamdia quelen*, fry fed diets containing different protein and energy levels. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 231, n. 1-4, p. 435-444, Mar. 2004.

SHIAU, S.Y. Utilization of carbohydrates in warmwater fish – with particular reference to tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 151, n. 1-4, p. 79-96, May 1997.

STEFFENS, W. **Principios fundamentales de la alimentacion de los peces**. Zaragoza: Ed. Acribia S. A., 1987, 275p.

SVIHUS, B. et al. Effect of starch granule structure, associated components and processing on nutritive value of cereal starch: A review. **Animal Feed Science and Technology**, v. 122, p. 303-320, 2005.

TAN, Q. et al. Effect of high dietary starch levels on the growth performance, blood chemistry and body composition of gibel carp (*Carassius auratus* var. gibelio). **Aquaculture Research**, Oxford, v. 40, n.9, p. 1011-1018, June 2009.

VENOU, B. et al. Effect of extrusion of wheat and corn on gilthead sea bream (*Sparus aurata*) growth, nutrient utilization efficiency, rates of gastric evacuation and digestive enzyme activities. **Aquaculture**, v. 225, n. 1-4, p. 207-223, July 2003.

WEBSTER, C. D.; LIM, C. Introduction to fish nutrition. In: WEBSTER, C. D.; LIM, C. **Nutrient Requirement and Feeding of Finfish for Aquaculture**. London: CABI Publishing, 2002. Cap. 1, p. 1-27.

WILSON, R. P. Utilisation of dietary carbohydrate by fish. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 124, n. 1-4, p. 67-80, July 1994.

WU, X. Y. et al. Utilization of different raw and pre-gelatinized starch sources by juvenile yellowfin seabream *Sparus latus*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 5, p. 389-396, Oct. 2007.

ZHOU, X.; KAPLAN, M. L. Soluble amylose corn starch is more digestible than soluble amylopectin potato starch in rats. **Journal of Nutrition**, v. 127, n. 7, p. 1349-1356, July, 1997.

10 ANEXOS

ANEXO 1. Composição centesimal dos ingredientes utilizados nos experimentos

(%)	Farinha de carne suína	Farelo de soja	Arroz P0:100	Arroz 416	Arroz 417
Matéria seca	88,82	88,74	86	85,3	85
PB	45,96	43,31	7,34	7,88	8,96
MM	18	5,6	0,36	0,36	0,36
EE	20	1,05	0,75	0,16	0,23
Fibra bruta	0	4,98	0,1	0,1	0,1
Amido	0	9,2	77,1	75,4	73,8

Composição na matéria natural; PB=proteína bruta; MM=matéria mineral; EE=extrato etéreo; Analisados no Laboratório de Nutrição animal do Departamento de Zootecnia - UFSM

ANEXO 2. Composição em aminoácidos dos ingredientes utilizados nos experimentos



LAMIC - Laboratório de Análises Micotoxicológicas - UFSM
 CCR & CCS DMVP & DACT FATEC • Coordenação: Prof. C. A. Mallmann
 Prédio 44, 3º andar, ala norte • Santa Maria (RS) 97.105-900
 Fones (55) 3220 8445 • 3220 8073 • 9967 4377 • www.lamic.ufsm.br



:: Resultado de Análise ::

:: Identificação ::

Requisitante:			Número do Laudo:		
SETOR DE PSICULTURA - UFSM			3032/08		
Responsável:		Endereço Eletrônico:			
João Radünz Neto/CNPQ					
Endereço:					CEP:
Universidade Federal de Santa Maria					97119-900
Cidade:	UF:	Fone:	Fax:		
SANTA MARIA	RS	(55) 3220 8365	(55) 9125 8565		
Data/Hora . Entrada:	Data/Hora . Saída:		Tempo de Laboratório:		
27/02/2008 - 10:30	28/02/2008 - 11:40		25:10h		
Observações:					
DAR DESCONTO DE 50%. Farinha de Carne e Osso - 3032 - Proteína=45.96 Arroz RGA 416 - 3033 - Proteína=8.93 Arroz RGA 417 - 3034 - Proteína=9.01 Arroz Mochy - 3035 - Proteína=8.89					

Amostra 3032/08 Farinha de carne e ossos.

Resultados de Aminoácidos

Ác. ASP	Ac. GLU	SER	GLI	HIS	ARG	TRE	ALA	PRO	TIR	VAL	MET
2,59	4,81	2,37	5,62	1,04	3,69	2,12	3,53	3,88	1,2	1,92	0,71

M+C	ISO	LEU	FEN	LIS
1,38	1,74	2,86	1,8	2,19

Amostra 3033/08 Arroz - RGA 416.

Resultados de Aminoácidos

Ác. ASP	Ac. GLU	SER	GLI	HIS	ARG	TRE	ALA	PRO	TIR	VAL	MET
0,54	1,45	0,45	0,24	0,22	0,65	0,4	0,54	0,36	0,35	0,37	0,1

M+C	ISO	LEU	FEN	LIS
0,16	0,32	0,48	0,27	0,33



LAMIC - Laboratório de Análises Micotoxicológicas - UFSM
 CCR & CCS DMVP & DACT FATEC • Coordenação: Prof. C. A. Mallmann
 Prédio 44, 3º andar, ala norte • Santa Maria (RS) 97.105-900
 Fones (55) 3220 8445 • 3220 8073 • 9967 4377 • www.lamic.ufsm.br



Amostra 3034/08 Arroz - RGA 417.

Resultados de Aminoácidos

Ác. ASP	Ac. GLU	SER	GLI	HIS	ARG	TRE	ALA	PRO	TIR	VAL	MET
0,57	1,45	0,45	0,26	0,22	0,67	0,41	0,55	0,36	0,35	0,38	0,1

M+C	ISO	LEU	FEN	LIS
0,16	0,33	0,49	0,28	0,34

Amostra 3035/08 Arroz - Mochy.

Resultados de Aminoácidos

Ác. ASP	Ac. GLU	SER	GLI	HIS	ARG	TRE	ALA	PRO	TIR	VAL	MET
0,58	1,41	0,44	0,23	0,21	0,65	0,42	0,53	0,36	0,34	0,37	0,4

M+C	ISO	LEU	FEN	LIS
0,45	0,32	0,48	0,27	0,33

Análises disponíveis: AF B1, AF B2, AF G1, AF G2, AFM1, AME, F B1, F B2, IME, 3DON, 15DON, DON, NIV, DAS, FX, PAT, HT-2, OTA, T-2, ZEA, ERG, Aw

LAMIC - Laboratório credenciado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e do Abastecimento (MAPA) para executar análises de aflatoxinas em produtos, subprodutos e derivados de origem vegetal (Port. 129 de 30 de dezembro de 2007). O LAMIC também é aferido pelo controle de qualidade analítica do Food Analysis Performance Assessment Scheme (FAPAS), da Inglaterra.

Resultados expressos em µg/Kg= ppb; Ergosterol= Resultados expressos em mg/kg= ppm; Aw= Atividade de água; ND= < Limite de Quantificação; Aminoácidos= g/100g Métodos Utilizados: Metodologia de extração, clarificação e derivação 100% automatizada, desenvolvida e validada "In house" e análise por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC) e Cromatografia Gasosa acoplada a Espectrometria de Massa para TRCs (GCMS). Aminoácidos analisados por HPLC/UV, pós digestão ácida. Limites de Quantificação / Coeficiente de Recuperação: AFB1 (Aflatoxina B1) 1µg/kg/94,5%; AFB2 (Aflatoxina B2) 1µg/kg/80,0%; AFG1 (Aflatoxina G1) 1µg/kg/88,5%; AFG2 (Aflatoxina G2) 1µg/kg/88,1%; AFM1 (Aflatoxina M1) 0,015 µg/kg/78%; ZEA (Zearalenona) 10µg/kg/85,0%(LCMS/MS) zearalenona 100µg/kg (HPLC com detecção por fluorescência); 15DON (15-Acetil Deoxinivalenol) 10µg/kg/91%; 3DON (3-Acetil Deoxinivalenol) 10µg/kg/87%; DON (Desoxinivalenol) 140µg/kg/94%; DAS (Diacetoxicirpenol) 10µg/kg/96%; ERG (Ergosterol) 0,1 mg/kg/99,6%; Fumonisina B1 e B2 (FB1 e FB2), 30 µg/kg cada/95,0%; FX (Fusarenon X) 10µg/kg/75%; NIV (Nivalenol) 10µg/kg/74%; OTA (Ocratoxina A) 2µg/kg/80%; PAT (Patulina) 2µg/kg/87%; T-2 10µg/kg/96%. Os resultados restringem-se tão somente à amostra analisada. Este certificado não poderá ser reproduzido parcialmente.

Em 2007 foram 20.000 atendimentos, em 2008 estaremos novamente ao seu lado!!!!

Santa Maria, 28 de fevereiro de 2008 .



Aminoácidos Totais e Digestíveis (AATD), via nirs

Controle: 08004516

Cliente: LAMIC - LABORATÓRIO DE ANÁLISES MICOTOXICOLÓGICAS

Origem: Santa Maria / RS

Chegada: 26 de fevereiro de 2008 - 09:36hs

Saída: 26 de fevereiro de 2008 - 09:56hs



O GH indica a similaridade da calibração com relação à amostra. Geralmente, se $GH > 3$, as previsões não são precisas.

Os resultados são válidos EXCLUSIVAMENTE para a(s) amostra(s) ou espectro(s) recebido(s) pelo laboratório.

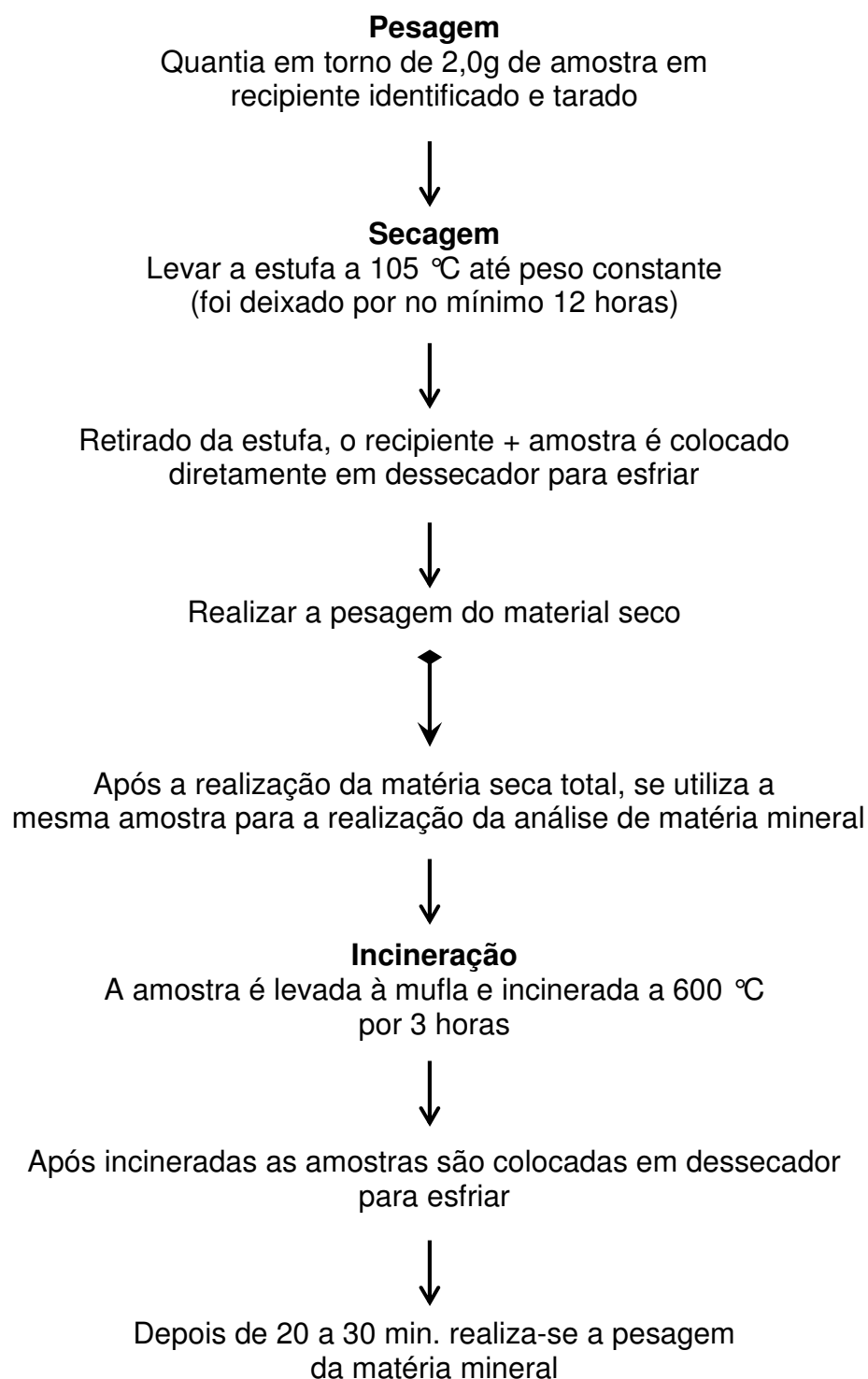
Composição: (g/100g), base úmida.

Amostra	Número da Amostra	GH	Proteína	Aminoácidos	Lys	Met	Cys	Thr	Try	Val	Ile	Leu	Phe	His	Arg
Farelo de Soja	1	0,86	45,91	total	2,87	0,59	0,69	1,85	0,67	2,29	2,18	3,42	2,33	1,22	3,28
				digestível	2,60	0,52	0,54	1,55	0,59	1,92	1,94	2,94	2,03	1,10	2,97
				digestibilidade(%)	90,80	87,63	77,91	84,20	88,73	84,05	89,35	85,89	87,45	90,57	90,59

ANEXO 3. Índice de peróxido da farinha de carne suína utilizada nos experimentos.

		UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA CENTRO DE PESQUISA EM ALIMENTAÇÃO			
RELATÓRIO DE ENSAIO Nº: 4536/08					
CLIENTE: JOAO RADUNZ NETO			AMOSTRA Nº: 4536/08		
Endereço : Av.Roraima,1000 - Prédio 78 - Sala 11-Laboratório de Piscicultura-UFSM - - Santa Maria RS - CEP:97150-900					
Ítem Ensaiado : Farinha de carne e osso suíno					
Local da Coleta : -			Marca: -		
Observação: -			Responsável: -		
Data de fabricação : -		Data de Validade : -		Lote : -	
Registro: -		Data da coleta : -		Data do Recebimento : 16/07/2008	
Período de Realização dos Ensaios : 16/07/08 a 21/07/08			Data de Emissão : 28/07/2008		
RESULTADO(S) DO(S) ENSAIO(S) - Laboratório de Ensaios Físico Químicos					
ENSAIOS REALIZADOS		Unidade		Resultado	
Índice de Peróxido		mEq/Kg		< 0,01	
Método(s) dos Ensaio(s)					
Índice de Peróxido: Método Modificado Bligh & Dyer					
Parecer Técnico:					
Os resultados contidos neste documento tem significação restrita e aplicam-se exclusivamente ao ítem ensaiado. Este documento somente poderá ser publicado na íntegra.					
<input type="checkbox"/> Quím. Silvio Cesar Rodegheri - CRQ/5ª 05100990					
<input type="checkbox"/> Quím. Ind. Jorge G. Schulz - CRQ/5ª 05200142					
_____ Gerente Técnico		_____ Quím. Darlene Venturini Moro CRQ/5ª Nº 05100792 - Gerente de Qualidade			

ANEXO 4. Determinação da matéria seca total e matéria mineral



ANEXO 5. Determinação da proteína bruta

Método de MicroKjeldahl

Pesagem

0,2g de amostra em duplicata
e colocado nos tubos de micro-klejdahl



Digestão

É incluído em cada tubo 0,5g de reagente catalisador
(7g de sulfato de cobre CuSO_4 + 93g de sulfato de sódio NaSO_4)



Adicionado 2 ml de ácido sulfúrico concentrado por tubo



Realizar a digestão aumentando a temperatura 50°C a cada 30min.
até atingir 375°C . A solução quente apresenta coloração
esverdeada e após esfriar, torna-se incolor.



Depois de esfriar, adicione 20 ml de água destilada em cada tubo e
misture bem para dissolver o sal amônia formado.



Destilação

Para cada tubo, preparo de um erlenmeyer de 50 ml contendo
5 ml da solução de ácido bórico como indicador.



Colocar o tubo no aparelho destilador e adicionar 10 ml
de hidróxido de sódio. Destilar até atingir 25 ml de solução
no erlenmeyer.



Titulação

Titule o conteúdo dos erlenmeyer com ácido sulfúrico 0,05 N padronizado,
até o ponto de viragem da coloração.

ANEXO 6. Determinação do extrato etéreo

Método de Soxhlet adaptado ao Laboratório de Nutrição Animal do Departamento de Zootecnia

Pesar cerca de 2,0 g de amostra em um quadrado de papel de filtro comum (cerca de 10 x 10 cm, previamente tarado) fazer um envelope para reter a amostra



Pesar os béckers de gordura secos



Colocar os envelopes de papel com as amostras nos tubos extratores



A quantidade de éter etílico a ser utilizado é duas vezes o volume do tubo extrator



Acoplar os béckers sob os tubos no aparelho



Ligar a circulação da água (refrigeração) e deixar extraíndo por 8 horas



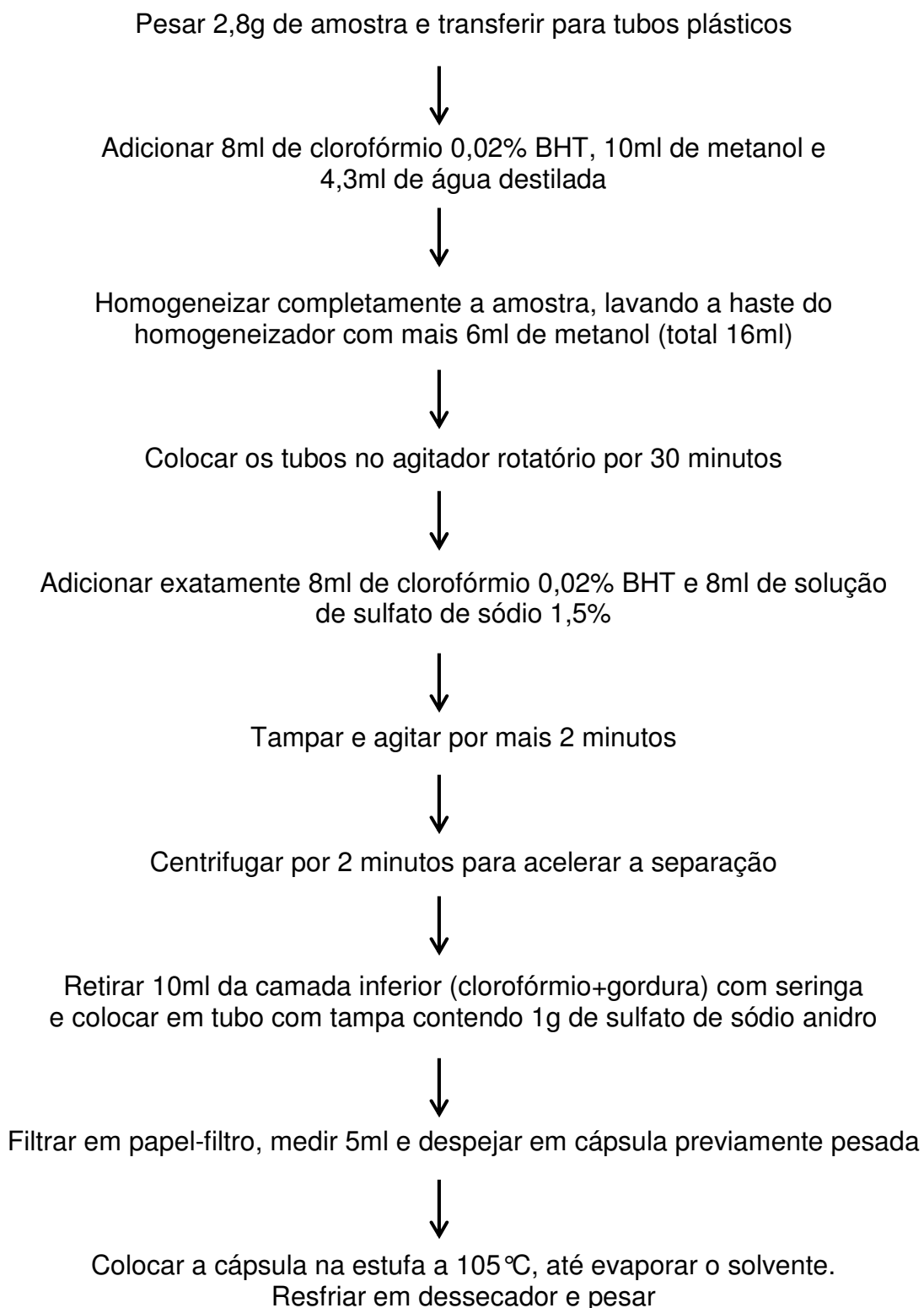
Após a extração recolher o éter e levar os béckers com gordura para a estufa



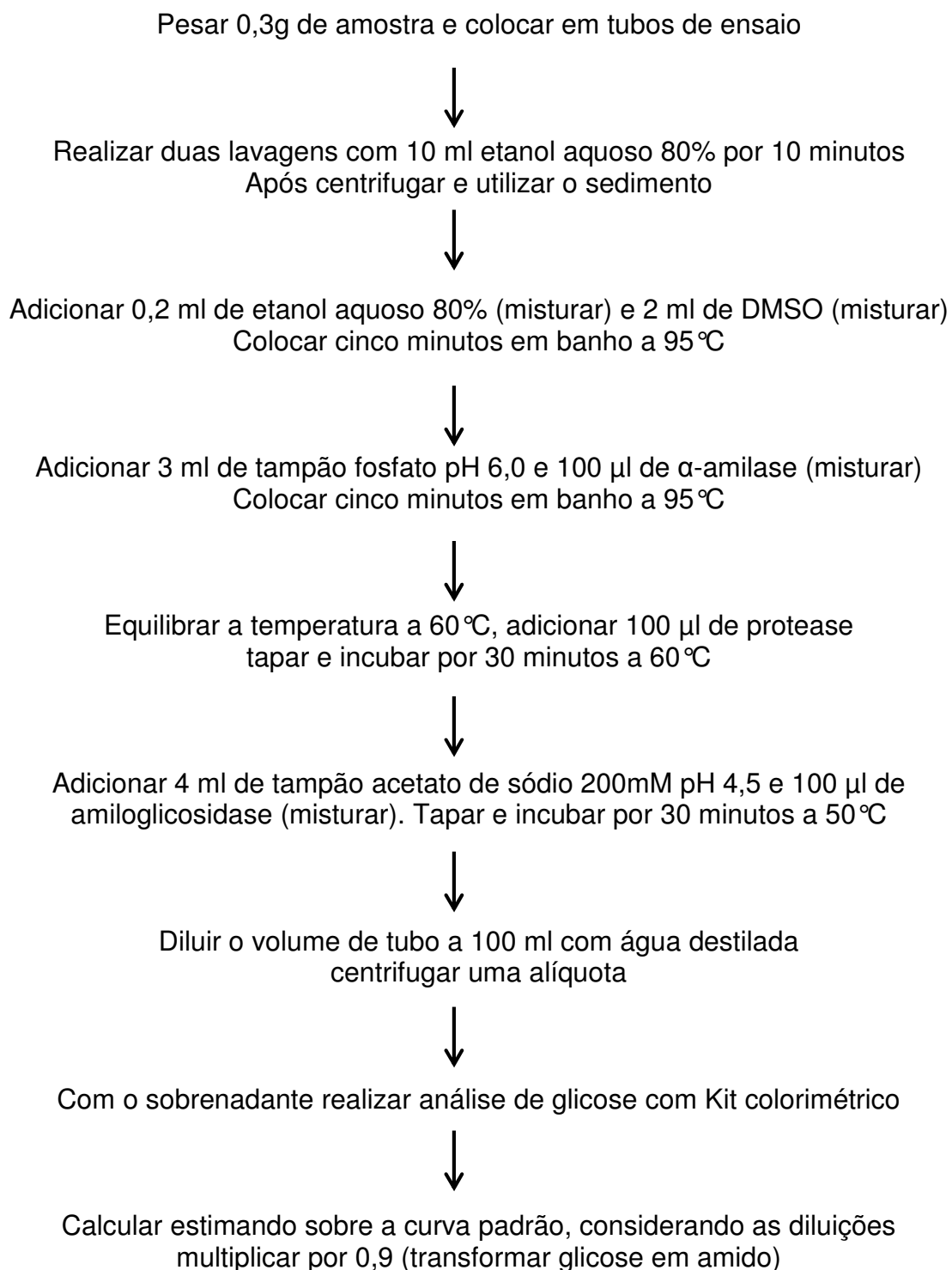
Após 2 horas esfriar os béckers (em dessecador) e realizar a pesagem

ANEXO 7. Determinação de gordura (filés)

Método de Bligh-Dyer adaptado ao Núcleo Integrado de Análises Laboratoriais (NIDAL)



ANEXO 8. Determinação do amido



ANEXO 9. Determinação de óxido de cromo

Pesar 0,5g de amostra e colocar em tubo de microkjeldahl



Adicionar 5ml de solução solubilizadora do cromo
(150ml ácido nítrico concentrado + 200ml ácido perclórico 70%) em 1 litro



Levar as amostras para o bloco digestor a 300 °C
e deixar ferver por 2 horas, ou até trocar a coloração de verde claro
para um tom de laranja (o tempo pode variar dependendo da amostra)



Depois, diluir a amostra (5ml) em um balão volumétrico de 50ml



Realizar a filtração do material diluído com papel filtro



A leitura é feita em espectrofotômetro de absorção atômica
(espectrofotômetro de chama) calibrado com curva padrão