

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

**OTIMIZAÇÃO DE DIETA REFERÊNCIA
PARA JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)**

TESE DE DOUTORADO

Viviani Corrêa

Santa Maria, RS, Brasil

2013

**OTIMIZAÇÃO DE DIETA REFERÊNCIA
PARA JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)**

Viviani Corrêa

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

Orientador: Prof. João Radünz Neto

Santa Maria, RS, Brasil

2013

Ficha catalográfica elaborada através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Central da UFSM, com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Corrêia, Viviani
OTIMIZAÇÃO DE DIETA REFERÊNCIA PARA JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*) / Viviani Corrêia.-2013.
128 p. ; 30cm

Orientador: João Radünz Neto
Tese (doutorado) - Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, RS, 2013

1. Nutrição 2. Jundiá 3. Fontes Proteicas 4. Fontes Glicídicas 5. Metabolismo I. Radünz Neto, João II. Título.

**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

**OTIMIZAÇÃO DE DIETA REFERÊNCIA
PARA JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)**

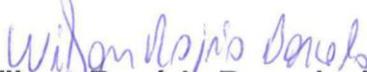
elaborada por
Viviani Corrêa

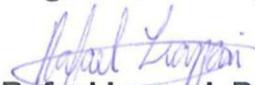
como requisito parcial para obtenção do grau de
Doutora em Zootecnia

COMISSÃO EXAMINADORA:


João Radünz Neto, Dr.
(Presidente/Orientador)


Débora Machado Fracalossi, Dra. (UFSC)


Wilson Rogério Boscolo, Dr. (UNIOESTE)


Rafael Lazzari, Dr. (UFSM)


Leila Picolli da Silva, Dra. (UFSM)

Santa Maria, 28 de Fevereiro de 2013.

AGRADECIMENTOS

À Deus que me deu saúde e força para enfrentar as dificuldades.

À minha mãe Rosani que sempre lutou para que suas filhas pudessem estudar. Meu exemplo de amor e coragem.

Ao meu pai Gilberto que muitas vezes nos disse “a única coisa que eu posso dar à vocês, e que ninguém poderá tirar é o estudo”. Meu exemplo de responsabilidade e integridade.

A minha irmã Daniele pelo amor, incentivo e compreensão. Ao meu querido cunhado Fábio Zimmer e a Daniele que me proporcionarão em breve a alegria de ser tia/dinda. A tia/dinda está ansiosa para ver o rostinho e o tê-lo nos braços, que venha com muita saúde, pois já somos só alegria desde à notícia.

Aos meus avós pelo carinho e compreensão das muitas vezes que não pude visitá-los.

Ao meu namorado Fabio Pedron pelo amor, carinho, alegrias, risos, apoio, paciência, compreensão e ensinamentos tanto profissionais quanto pessoais. A convivência com você me torna uma pessoa ainda mais feliz, é difícil não rir ao seu lado.

A família do Fabio pelo carinho e amizade: Aldo, Ceres, Flávia, Fernanda, Fabrício, Josiane, Lelli, Bianca, Elaine, Fernando, Lico, Mari e Isadora.

Ao professor João Radünz Neto pela oportunidade da orientação, pelo auxílio, preocupação, incentivo, compreensão, paciência, ensinamentos profissionais e pessoais. Uma frase sua que sempre me motivou “seria mais difícil com quatro pequenos na volta”. Sem dúvida ele tinha razão, muitas vezes eu mal cuidava de mim.

À professora Leila Picolli da Silva, pelos ensinamentos, incentivo, paciência e colaborações na construção do projeto. Obrigada por nos ajudar nas decisões e dúvidas, com certeza seu auxílio foi fundamental para realização deste trabalho.

Aos antigos e atuais colegas do Laboratório de Piscicultura pela ajuda na condução dos experimentos, e principalmente pelo carinho e momentos de alegria nestes 10 anos de setor de piscicultura: Fabio, Rafael, Giovani, Cátia, Ricardo Scherer Simões, Marcos, Mário, André, Ivanir, Suzete, Cristiano, Daniel Maschio, Suziani, Marco, Alexandra, Denize, Fernando, Jaqueline, Daniel Rotili, Fernanda,

Naglezi, Suzana, Glauber, Dirleise, Patrícia, Taida, Lucas, Isadora, Silvandro, Júlio, Jackson, Bruno, Caroline, Eduardo, Sérgio, Daniel Prois, Ana Betine, Ricardo Lourega Prati, Rodrigo e Maria. Espero não ter esquecido ninguém.

Ao seu Finamor e ao Darines pelo atenção e auxílio com as leituras de cálcio nos ingredientes e rações.

Ao LAMIC e ADISSEO pelas análises de aminoácidos nos ingredientes.

À Universidade Federal de Santa Maria, ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia e ao Departamento de Zootecnia pela oportunidade concedida. Aos professores e funcionários pela atenção e auxílio.

Ao Emir pela atenção e disposição a nos conduzir a Passo Fundo três vezes, para a compra dos peixes.

À Estação de Piscicultura da Universidade de Passo Fundo pelo fornecimento dos animais.

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida.

Muito obrigada a todos que ajudaram na realização deste sonho.

“Agradeço todas as dificuldades que enfrentei; não fosse por elas, eu não teria saído do lugar. As facilidades nos impedem de caminhar. Mesmo as críticas nos auxiliam muito”.

Chico Xavier

"Na vida, não vale tanto o
que temos, nem tanto importa
o que somos.

Vale o que realizamos com aquilo que
possuímos e, acima de tudo,
importa o que fazemos de nós!"

Chico Xavier

RESUMO

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

OTIMIZAÇÃO DE DIETA REFERÊNCIA PARA JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)

Autor: Viviani Corrêa

Orientador: João Radünz Neto

Data e Local da Defesa: Santa Maria, 28 de Fevereiro de 2013.

O trabalho teve como objetivo aperfeiçoar dietas semipurificadas através da avaliação de diferentes fontes proteicas e glicídicas, bem como, suas combinações, levando em consideração parâmetros de desempenho e metabolismo. Foram conduzidos para isto três experimentos com duração de 40 dias em sistema fechado de recirculação de água. No primeiro experimento foram avaliadas diferentes combinações entre fontes proteicas: caseína + farinha de peixe, albumina + caseína, farinha de peixe + albumina, farinha de peixe + caseína + albumina e gelatina + caseína. Os peixes do tratamento caseína + farinha de peixe apresentaram maior peso, taxa de crescimento específico (TCE), ganho de peso diário (GPD), ganho de peso relativo (GPR), eficiência alimentar (EA), taxa de eficiência proteica (TEP), coeficiente de retenção proteica, deposição de proteína e gordura corporal, e melhor conversão alimentar aparente (CAA). Os animais submetidos à caseína + farinha de peixe exibiram menor índice hepatossomático que os peixes tratados com gelatina + caseína, e menor índice de gordura celomática que os peixes do tratamento farinha de peixe + albumina. No segundo experimento foram testadas diferentes fontes de carboidrato: amido de milho, frutose, maltodextrina e sacarose. Os animais do tratamento maltodextrina apresentaram a maior atividade de protease ácida, maior atividade de quimotripsina que aqueles alimentados com frutose, e ainda maior atividade de tripsina que os tratados com amido de milho. A concentração de triglicérido no plasma foi superior nos animais do tratamento maltodextrina do que nos submetidos a amido de milho e sacarose. Os peixes do tratamento amido de milho exibiram a maior deposição de proteína corporal, maior coeficiente de retenção proteica que os animais tratados com sacarose e frutose, e menor composição e deposição de gordura corporal que os animais alimentados com maltodextrina. No terceiro experimento foram examinadas diferentes combinações entre fontes proteicas e glicídicas: caseína + amido de milho, caseína + frutose, farinha de peixe + amido de milho, farinha de peixe + frutose e gelatina + caseína + maltodextrina. Os peixes submetidos à farinha de peixe + amido de milho exibiram maior peso, TCE, GPD e GPR. Também foi detectada melhor CAA e maior EA e TEP nos animais dos tratamentos farinha de peixe + amido de milho e farinha de peixe + frutose. As maiores deposições de proteína e gordura corporal e o maior coeficiente de retenção proteica foram constatadas nos peixes tratados com farinha de peixe + amido de milho. A concentração de glicose circulante foi maior nos peixes submetidos à farinha de peixe + amido de milho, e os níveis plasmáticos de proteínas totais e aminoácidos livres foram superiores nos animais alimentados com farinha de peixe + amido de milho em relação aos peixes dos tratamentos farinha de peixe + frutose e caseína + frutose. Conclui-se que as combinações de caseína + farinha de peixe + maltodextrina ou caseína + farinha de peixe + amido de milho ou ainda farinha de peixe + amido de milho proporcionam aos animais adequada dinâmica metabólica e eficiência zootécnica.

Palavras-chave: Crescimento. Fontes Glicídicas. Fontes proteicas. Metabolismo.

ABSTRACT

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

OPTIMIZATION REFERENCE DIET FOR JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*)

AUTHOR: Viviani Corrêa

ADVISER: JOÃO RADÜNZ NETO

Date and Defense Place: Santa Maria, February 28th, 2013.

The study aimed to improve semipurified diets through the evaluation of different protein and glycidic sources as well as their combinations, taking into account performance and metabolism parameters. Three feeding were conducted which lasted 40 days trials in a water re-used system. In the first experiment different combinations of protein sources were evaluated: casein + fish meal, albumin + casein, fish meal + albumin, fish meal + casein + albumin and gelatin + casein. The fish which were submitted to the treatment casein + fish meal had higher weight, specific growth rate (SGR), daily weight (DWG), weight gain ratio (RWG), feed efficiency (FE), protein efficiency ratio (PER), retention coefficient protein, protein deposition and body fat, and better feed conversion rate (FCR). The animals subjected to casein + fish meal showed lower hepatosomatic index than fish treated with gelatin + casein, and less abdominal fat index than those fed with fish meal + albumin. In the second experiment, different carbohydrate sources were tested: corn starch, fructose, maltodextrin and sucrose. The animals which were submitted to the maltodextrin treatment showed the highest activity of acid protease and chymotrypsin activity greater than those fed with fructose, and even higher trypsin activity than those treated with corn starch. The concentration of triglyceride in plasma was higher in animals submitted to the maltodextrin treatment than in those undergoing corn starch and sucrose. The fish in the corn starch treatment also exhibited the highest body protein deposition, higher retention coefficient protein than animals treated with sucrose and fructose, and lower composition and body fat deposition than animals fed with maltodextrin. In the third experiment examined, different combinations of protein sources and glycidic were tested: casein + corn starch, casein + fructose, fish meal + corn starch, fish meal + fructose and gelatin + casein + maltodextrin. The fish which were submitted to the treatment fish meal + corn starch showed higher weight than SGR, DWG and RWG. FCR better was also detected and there was larger FE and PER in the animals fed with fish meal + corn starch and fish meal + fructose. The highest deposition of protein and fat and the highest retention coefficient protein were found in fish treated with fish meal + corn starch. The concentration of circulating glucose was higher in fish submitted to fish meal + corn starch, and plasma levels of total protein and free amino acids were higher in the fed with fish meal + corn starch compared to fish fed fish meal + fructose and casein + fructose. The conclusion is that combinations of casein + fish meal + maltodextrin or fish meal + casein + corn starch or fish meal + corn starch can be used in studies on the nutritional requirements for jundiá juveniles, as they provide adequate metabolic dynamic efficiency and zootechnical for animals.

Keywords: Growth. Glicidic sources. Protein sources. Metabolism.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

CAPÍTULO II

- Figura 1 – Peso (A) e ganho em peso relativo (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais49
- Figura 2 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais.....50
- Figura 3 – Atividade de protease ácida no estômago de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais54
- Figura 4 – Atividade de tripsina (A) e quimotripsina (B) no intestino de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais55

CAPÍTULO III

- Figura 1 – Gordura corporal no peixe inteiro de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais75
- Figura 2 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais77
- Figura 3 – Glicogênio hepático de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais.....79

CAPÍTULO IV

- Figura 1 – Peso (A) e taxa de crescimento específico (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais100
- Figura 2 – Ganho em peso diário (A) e ganho em peso relativo (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais101
- Figura 3 – Glicose (A) e proteínas totais (B) no plasma de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais106
- Figura 4 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais108

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO II

Tabela 1 – Composição centesimal dos ingredientes usados nos tratamentos experimentais (% na matéria natural).....	41
Tabela 2 – Formulação dos tratamentos experimentais (%).....	42
Tabela 3 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural).	43
Tabela 4 – Parâmetros zootécnicos e índices digestivos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais	48
Tabela 5 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais.....	51
Tabela 6 – Parâmetros metabólicos e atividade enzimática no fígado de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais.....	52
Tabela 7 – Parâmetros metabólicos plasmáticos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais	56

CAPÍTULO III

Tabela 1 – Formulação dos tratamentos experimentais (%).....	67
Tabela 2 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural)	68
Tabela 3 – Atividade enzimática e índices digestivos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais	73
Tabela 4 – Parâmetros metabólicos plasmáticos em juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais	74
Tabela 5 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais.....	74
Tabela 6 – Parâmetros metabólicos e atividade enzimática no fígado de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais	78
Tabela 7 – Parâmetros zootécnicos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais.....	81

CAPÍTULO IV

Tabela 1 – Formulação dos tratamentos experimentais (%)	93
Tabela 2 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural)	94
Tabela 3 – Parâmetros zootécnicos e índices digestivos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais.....	102
Tabela 4 – Atividade enzimática de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais	103
Tabela 5 – Parâmetros metabólicos plasmáticos e hepáticos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais.....	105
Tabela 6 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, aos 40 dias experimentais	107

LISTA DE APÊNDICES

Apêndice 1 – Metodologia utilizada na confecção da farinha de resíduos de jundiá	127
Apêndice 2 – Composição centesimal da farinha de resíduos de jundiá (% na matéria natura).....	128

LISTA DE ABREVIATURAS

AC	Albumina + caseína
AtC	Alimento consumido
ALT	Alanina aminotransferase
AM	Amido de milho
AST	Aspartato aminotransferase
BTEE	N-Benzoyl-L-tyrosine ethyl ester
CAA	Conversão alimentar aparente
CASAM	Caseína + amido de milho
CASFRU	Caseína + frutose
CP	Caseína + farinha de peixe
CT	Comprimento total
CRP	Coeficiente de retenção proteica
CSDN	Carboidratos solúveis em detergente neutro
DGC	Deposição de gordura corporal
DPC	Deposição de proteína corporal
dpr	Desvio padrão residual
EA	Eficiência alimentar
FC	Fator de condição
FDN	Fibra em detergente neutro
FRU	Frutose
GC	Gelatina + caseína + maltodextrina
G _i	Gordura corporal inicial
G _f	Gordura corporal final
GPD	Ganho em peso médio diário
GPR	Ganho de peso relativo
GTD	Gordura total depositada
IDS	Índice digestivo-somático
IGC	Índice de gordura celomática
IHS	Índice hepatossomático
MALTO	Maltodextrina
NS	Não significativo ($P > 0,05$)
PA	Farinha de peixe + albumina
PBr	Proteína bruta da ração
PBC _i	Proteína bruta corporal inicial
PBC _f	Proteína bruta corporal final
PCA	Farinha de peixe + caseína + albumina
P _i	Peso inicial
PF	Peso final
PTD	Proteína total depositada
PXAM	Farinha de peixe + amido de milho
PXFRU	Farinha de peixe + frutose
SAC	Sacarose
TAME	N _α -p-Tosyl-L-arginine methyl ester hydrochloride
TCE	Taxa de crescimento específico
TEP	Taxa de eficiência proteica

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	25
CAPÍTULO I - REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	27
1.1 Estrutura e metabolismo de proteínas	27
1.2 Estrutura e metabolismo de carboidratos	28
1.3 Dieta semipurificada	31
1.3.1 Fontes proteicas	31
1.3.1.1 Caseína	31
1.3.1.2 Gelatina	32
1.3.1.3 Albumina	33
1.3.1.4 Farinha de peixe	33
1.3.2 Fontes Glicídicas	35
1.3.2.1 Amido	35
1.3.2.2 Maltodextrina e Dextrina	35
1.3.2.3 Sacarose e frutose	36
CAPÍTULO II - QUAL A MELHOR COMBINAÇÃO PROTEICA PARA ESTIMAR EXIGÊNCIA NUTRICIONAL EM JUNDIÁ?	37
2.1 Introdução	38
2.2 Material e métodos	39
2.3 Resultados e discussão	46
2.4 Conclusões	57
Agradecimentos	58
Referências bibliográficas	58
CAPÍTULO III - EFEITO DE MONO-, OLIGO- OU POLISSACARÍDEOS NO METABOLISMO E DESEMPENHO DE JUNDIÁ	63
3.1 Introdução	64
3.2 Material e métodos	65
3.3 Resultados e discussão	72
3.4 Conclusões	81
Agradecimentos	82
Referências bibliográficas	82
CAPÍTULO IV - UTILIZAÇÃO SINCRÔNICA DE FONTES PROTEICAS E GLICÍDICAS PARA MÁXIMO DESEMPENHO DE JUNDIÁ	89
4.1 Introdução	90
4.2 Material e métodos	91
4.3 Resultados e discussão	98
4.4 Conclusões	109
Agradecimentos	109
Referências bibliográficas	110
DISCUSSÃO GERAL	115
CONCLUSÕES GERAIS	119
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	121
APÊNDICES	127

INTRODUÇÃO GERAL

Para o desenvolvimento da produção aquícola é necessário o uso de rações que garantam máxima eficiência de aproveitamento ao animal, tornando-se imprescindível o conhecimento das exigências nutricionais das espécies de interesse. Em relação ao jundiá (*Rhamdia quelen*) alguns trabalhos já trataram sobre a avaliação de fontes alternativas utilizando dietas práticas (aveia, farelo de arroz desengordurado, farelo de soja, casca de soja e algodão) (LAZZARI et al., 2008; PEDRON et al., 2008; CORRÊIA et al., 2012). Porém, estas matérias primas possuem composição química variável, além de conterem antinutrientes que podem impor limitação no processo de digestão e absorção (FRANCIS et al., 2001).

Já em outros estudos realizados com esta mesma espécie estimando as exigências em proteína, energia (MEYER; FRACALOSSI, 2004; SALHI et al., 2004), lisina (MONTES-GIRAO; FRACALOSSI, 2006) e relações carboidrato:lipídio (MORO et al., 2010), foram utilizadas dietas semipurificadas. Nestes casos, os ingredientes purificados possuem composição uniforme e não contém fatores antinutricionais. Porém, determinados resultados destes trabalhos (ganho em peso e taxa de crescimento específico) demonstram que estas dietas não permitiram aos animais expressassem todo o seu potencial de crescimento. Isto pode estar relacionado aos processos de fabricação que as fontes proteicas e glicídicas geralmente usadas (gelatina, caseína e dextrina) são submetidas.

Além disso, a estrutura molecular do ingrediente influencia no tempo de digestão e absorção dos nutrientes, e conseqüentemente, no ritmo de utilização dos intermediários metabólicos (substratos), onde o máximo desempenho do animal ocorrerá se a metabolização de todos os nutrientes da dieta for sincrônica.

Perante isto, o objetivo da tese foi a avaliação de fontes proteicas e glicídicas combinadas para aprimoramento de dietas semipurificadas, considerando o crescimento, metabolismo, composição e retenção de nutrientes de juvenis de jundiá.

O documento está estruturado em capítulos temáticos que se seguem a esta introdução, sendo o capítulo I a revisão bibliográfica, o capítulo II sobre combinação de fontes proteicas, o capítulo III sobre fontes de carboidratos, o capítulo IV sobre

combinação de fontes proteicas e glicídicas, o capítulo V a discussão geral e finaliza-se com as conclusões gerais.

CAPÍTULO I

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1.1 Estrutura e metabolismo de proteínas

As proteínas são moléculas complexas, constituídas por aminoácidos unidos covalentemente entre si por ligações peptídicas. Os aminoácidos possuem um átomo central (carbono α) ligado a um grupo amino, um átomo de hidrogênio e um grupo carboxílico. Um grupo químico específico (radical ou cadeia lateral) também está ligado ao carbono α , o qual definirá cada aminoácido. Os aminoácidos podem formar combinações simples de alfa-hélices e beta-folhas ou dobramentos (estrutura secundária), assim como complexos dobramentos com formato tridimensional (estrutura terciária). De acordo com a cadeia lateral, os aminoácidos são classificados em polares, os quais solúveis em água (lisina, arginina, histidina, ácido glutâmico, ácido aspártico) e apolares, que são insolúveis em água (alanina, fenilalanina, leucina, isoleucina, metionina, prolina, triptofano e valina) (CHAMPE et al., 2009; NELSON; COX, 2011). Sendo que a solubilidade das proteínas ingeridas influencia na absorção intestinal dos aminoácidos, conforme a polaridade dos mesmos.

As funções e propriedades da proteína dependem da sua estrutura e composição aminoacídica. E as condições de processamento dos ingredientes e das rações podem modificar a conformação inicial da proteína. Processos como mudança de pH, aquecimento e desidratação podem causar a desnaturação proteica, sendo que sua digestibilidade pode aumentar com a desnaturação parcial, pois a estrutura proteica fica mais sensível à hidrólise pelas enzimas proteolíticas. No entanto, ocorrem modificações na conformação da proteína que podem levar a perda das funções. Por exemplo, a caseína e gelatina aquecidas a 100°C não sofrem alterações na estabilidade, já as proteínas da carne podem apresentar efeitos na textura e retenção de água quando submetidas a 57-75°C (RIEGEL, 2001; ARAÚJO, 2008).

Além da estrutura e processamento, a utilização das proteínas pelo peixe também dependerá do teor proteico da dieta, do equilíbrio entre aminoácidos e da energia disponível de carboidratos e lipídios. A proteína digerida ou hidrolisada libera aminoácidos livres, estes por sua vez serão absorvidos pelo epitélio intestinal, entrarão na circulação sanguínea e podem seguir duas vias: a anabólica, para a síntese de novas proteínas funcionais como enzimas, hormônios ou na formação e reposição de tecidos; ou a via catabólica, na qual as proteínas desaminadas do músculo produzirão esqueletos carbônicos usados como fonte de energia, sendo esta uma via indesejável (HEMRE et al., 2002; NELSON; COX, 2011).

1.2 Estrutura e metabolismo de carboidratos

Os carboidratos são divididos em monossacarídeos (glicose, frutose e galactose), oligossacarídeos (sacarose, maltose e lactose), e polissacarídeos (amido, glicogênio e celulose). Os monossacarídeos possuem estrutura simples, contendo de três a seis carbonos. Através de um dos seus grupos hidroxil e sob orientação α e β , as unidades de monossacarídeos podem unir-se, resultando em moléculas com diversas variações estruturais, formando uma cadeia curta (oligossacarídeos) ou uma estrutura mais complexa, com mais de 20 unidades (polissacarídeos) (WEBSTER; LIM, 2002; NELSON; COX, 2011).

A habilidade de aproveitamento dos carboidratos da dieta pode ser diferente entre espécies de peixes, isto ocorre devido a particularidades anatômicas e funcionais do trato digestório, de acordo com o hábito alimentar. Geralmente peixes carnívoros possuem baixo aproveitamento das fontes de carboidratos na dieta, devido às características fisiológicas, como intestino curto e baixa atividade da enzima α -amilase, dificultando a digestão e absorção deste nutriente (HEMRE et al., 2002; SILVEIRA et al., 2009). Por outro lado, os peixes herbívoros e onívoros toleram maiores níveis de inclusão de carboidratos em sua dieta (TIAN et al., 2004), pois estes podem passar por alterações na morfologia e absorção intestinal de acordo com a oferta de alimento (ABELHA et al., 2001).

Lee et al. (2003) em estudo com juvenis de linguado japonês (*Paralichthys olivaceus*) detectaram que o ganho de peso foi maior nas dietas com 15-25% de

dextrina e 15% de maltose do que nas dietas com 15% de celulose e 5% de dextrina. Resultados semelhantes também foram constatados por Tan et al. (2006) com bagre chinês "*Leiocassis longirostris* Günther", sendo que os peixes alimentados com dextrina apresentaram maior taxa de crescimento específico do que os tratados com glicose, celulose e amido solúvel. Igualmente Fu (2005), trabalhando com "Southern catfish" (*Silurus meridionalis* Chen) alimentados com glicose, amido de milho cru ou pré-cozido, em dois níveis 15 e 30%, observou menor peso final, eficiência alimentar, taxa eficiência proteica e deposição de lipídeo corporal nos peixes do tratamento com 30% de glicose. Logo, é possível inferir que estas espécies apresentam melhor desempenho quando é incorporado em suas dietas estruturas com maior peso molecular (WILSON, 1994).

Porém, em estudo realizado por Tian et al. (2004), comparando a utilização de amido de milho cru ou glicose para juvenis de carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), verificou-se que as carpas tratadas com glicose exibiram maior ganho em peso, eficiência alimentar e taxa eficiência proteica, assim como, menor índice de gordura mesentérica. Desse modo, constataram que a carpa capim aproveita melhor monossacarídeos do que polissacarídeo.

A digestão e absorção dos carboidratos da dieta originam principalmente glicose, estas moléculas entram na circulação sanguínea e poderão ser oxidadas para fornecer energia, convertidas em glicogênio hepático e muscular e ainda utilizadas para deposição de tecido adiposo. Uma das funções do fígado é extrair do sangue a glicose em excesso e armazená-la na forma de glicogênio, que pode ser novamente liberada com a hidrólise do glicogênio (KAUSHIK, 2001; NELSON; COX, 2011). Dessa forma, o conteúdo de glicogênio no fígado pode aumentar com a disponibilidade de carboidrato da dieta (PERES; OLIVA-TELES, 2002).

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 (KAUSHIK, 2001; HEMRE et al., 2002). 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. Isto foi verificado em juvenis de "*Labeo rohita*" alimentados com dietas semipurificadas contendo diferentes proporções de amido não gelatinizado:gelatinizado (100%/0%, 80%/20%, 60%/40%, 40%/60%,

20%/80% e 0%/100%). Kumar et al. (2010) detectaram maior atividade de aspartato aminotransferase nos peixes do tratamento com 100% de amido gelatinizado (0%/100%) e maior atividade de alanina aminotransferase nos animais do tratamento 0%/100% em relação aos peixes da dieta 80%/20%. Dessa forma, pode-se inferir que aminoácidos foram catabolizados para suprir a demanda energética. Pois, alguns peixes possuem limitada capacidade em usar eficientemente altos níveis de glicose (PANSERAT et al., 2001), fazendo com que a glicose ingerida seja excretada antes de ser metabolizada (DENG et al., 2001; SHIAU; LIN, 2002).

Resultados semelhantes foram observados por Wu et al. (2007) com “Yellowfin seabream” (*Sparus latus*) alimentados com amido cru ou pré-gelatinizado. Os autores verificaram melhores resultados para ganho em peso, taxa de crescimento específico e proteínas totais no plasma, na dieta composta com amido cru. E ressaltam que isso possa ter ocorrido devido ao menor consumo pelos peixes alimentados com amido pré-gelatinizado, causado pela rápida metabolização do ingrediente, atingindo assim a saciedade energética. Ao contrário do que ocorreu com o amido cru, que resultou em melhor desempenho para os peixes. É interessante destacar que a base proteica das dietas era composta por farinha de peixe e caseína. Assim, é provável que tenha ocorrido sintonia metabólica entre estas fontes proteicas e o amido cru, provavelmente devido a melhor dinâmica na utilização dos nutrientes.

Observações similares também foram constatadas com juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*), os animais não apresentaram alteração no desempenho quando submetidos às rações contendo amido de arroz com diferentes proporções de amilose:amilopectina. Entretanto, exibiram maior peso quando tratados com amido de arroz na forma crua (PEDRON, 2010; PEDRON et al., 2011). Ressalta-se que a base proteica utilizada nas dietas foi farinha de carne suína e farelo de soja. Logo, é possível deduzir que houve sincronismo metabólico entre os substratos disponíveis quando foi utilizado o amido cru, farinha de carne suína e farelo de soja pois, estas fontes proporcionam ao animal lenta digestão e metabolização (CAHU et al., 2004; AMBARDEKAR et al., 2009).

1.3 Dieta semipurificada

A maioria dos estudos sobre exigências em nutrientes com juvenis de jundiá utilizam dietas semipurificadas. Pois, apesar das dietas práticas serem mais palatáveis e proporcionarem geralmente melhor desempenho aos peixes com reduzido custo, para esta espécie são poucas as informações sobre a digestibilidade de aminoácidos dos ingredientes. Além disso, em geral estas matérias primas não possuem composição uniforme e contém fatores antinutricionais que podem prejudicar a digestão e absorção de nutrientes (FRANCIS et al., 2001).

Comumente, utiliza-se como base proteica em dietas purificadas ou semipurificadas a combinação de caseína e gelatina, devido a rápida digestibilidade destas fontes e também com a finalidade de complementação, já que a gelatina possui desbalanço em aminoácidos essenciais, mas é abundante em arginina. E a caseína apesar de possuir alto valor biológico é carente em arginina (NRC, 1993; LOVELL, 1998).

A albumina e a farinha de peixe são fontes proteicas empregadas em dietas semipurificadas para muitas espécies; entretanto, em trabalhos com o jundiá os dados sobre o uso destas matérias-primas são escassos (SALHI et al., 2004; TRONCO et al., 2007). Como fontes de energia não proteica nestas dietas são utilizadas frequentemente a dextrina e óleos de origem animal e vegetal, e a celulose como fonte de fibra. Também são acrescentadas nestas formulações, aglutinante, palatilizante e misturas de vitaminas e minerais.

1.3.1 Fontes proteicas

1.3.1.1 Caseína

A caseína do leite é uma fosfoproteína (proteína conjugada) em que o fosfato encontra-se esterificado à hidroxila e um resíduo de serina, é fonte rica em aminoácidos essenciais, no entanto, é deficiente em arginina. Aproximadamente

80% da proteína total do leite é constituído de caseínas, que se apresentam sob as formas de α -caseína (60%), β -caseína (17%) e γ -caseína (2,4%). Sua precipitação é obtida com a adição de ácido acético até pH 4,7 (ponto isoelétrico) (LINDEN; LORIENT, 1996; BACILA, 2003). Ressalta-se que esta condição de meio ácido poderá destruir o triptofano (ARAÚJO, 2008).

1.3.1.2 Gelatina

A gelatina consiste da mistura de proteínas derivadas do colágeno (ossos, tecido conjuntivo e pele), é uma proteína fibrosa com estrutura simples, obtida por hidrólise parcial do colágeno, através de tratamento ácido ou básico. Além disso, nas etapas de fabricação, a gelatina passa pelos processos de esterilização (140°C), esfriamento e secagem (LINDEN; LORIENT, 1996). No caso do tratamento alcalino, pode ocorrer a destruição de aminoácidos essenciais (arginina e treonina), conversão parcial dos aminoácidos (L-aminoácido) para a forma D-aminoácido (racemização) e formação de ligações cruzadas entre as ligações peptídicas. Isto reduzirá a qualidade nutricional e impedirá a atividade das proteases, diminuindo a digestibilidade e causando perdas na absorção pela mucosa intestinal de aminoácidos e na síntese proteica (ARAÚJO, 2008).

As gelatinas apresentam diferenças em suas propriedades físicas e químicas conforme a origem do colágeno e o método de extração (BIGI et al., 2004). A sequência de aminoácidos das cadeias polipeptídicas e a composição da gelatina dependerão da massa molecular e do ponto isoelétrico (LINDEN; LORIENT, 1996). Esta fonte proteica pode ser deficiente em um ou mais aminoácidos, principalmente cisteína e triptofano. Entretanto, possui alto teor em arginina (NRC, 1993; ROMAN; SGARBIERI, 2007).

1.3.1.3 Albumina

A albumina é uma proteína com estrutura simples, e por possuir formato de esfera é classificada como globular. Esta proteína contém alto teor de triptofano, lisina e metionina, e compõe cerca de 80% da clara do ovo. Para obter a albumina a clara do ovo passa na indústria pelo processo de desidratação, que pode causar a desnaturação proteica, acarretando em alteração na estrutura, perda da função e atividade biológica da proteína. Porém, o aquecimento moderado inativa enzimas (lipase, proteases e amilase) que poderiam ocasionar rancidez, bem como, odor e sabor indesejáveis (LINDEN; LORIENT, 1996; BACILA, 2003; ARAÚJO, 2008).

Em estudo com pós-larvas de jundiá alimentadas com dietas semipurificadas, que continham como fontes proteicas caseína, albumina e gelatina, juntamente com a inclusão de óleo de canola ou girassol; foi observado que as pós-larvas do tratamento com albumina apresentaram maior crescimento e sobrevivência (TRONCO et al., 2007), sendo o melhor resultado atribuído ao maior valor biológico da albumina, bem como, a sua composição aminoacídica que não continha deficiências em aminoácidos como as outras fontes testadas.

1.3.1.4 Farinha de peixe

De acordo com a solubilidade as proteínas do pescado são classificadas em sarcoplasmáticas, miofibrilares e do estroma. As proteínas sarcoplasmáticas são consideradas proteínas globulares, compõem cerca de 20-35% da proteína total e a maioria possui função enzimática, estão presentes nas organelas celulares, no líquido extracelular e dissolvidas no plasma das células musculares. São solúveis em soluções salinas fracas (baixa força iônica) ou em água. As proteínas miofibrilares representam 60-75% do total de proteínas, formam os tecidos esqueléticos, sendo responsáveis pela contração muscular, são solúveis em soluções salinas fortes. Cerca de 2-5% da proteína total é composta de proteínas estromáticas, o estroma é constituído por tecido conjuntivo (elastina e colágeno), glicoproteínas, lipídeos e mucopolissacarídeos, possui a função de sustentação. As

proteínas do estroma não podem ser extraídas em soluções ácidas ou alcalinas e nem em água (LINDEN; LORIENT, 1996; BACILA, 2003).

A farinha de peixe resultante da indústria de processamento pesqueiro é frequentemente utilizada nas formulações de dietas para peixes, devido a digestibilidade, equilíbrio e disponibilidade de aminoácidos essenciais, por ser fonte de minerais e vitaminas, além de atrativa e palatável. No entanto, o seu fornecimento é limitado e a sua qualidade nutricional é variável (GATLIN III et al., 2007; NRC, 2011; WINDSOR, 2011). Além disto, devido às altas temperaturas utilizadas no processo industrial (acima de 180°C) pode ocorrer desnaturação proteica, pois, as proteínas da carne podem ser desnaturadas sob temperaturas entre 57 – 75°C. Porém, este aquecimento é necessário para inativar enzimas que causam a degradação da carne, e a desnaturação parcial poderá aumentar a digestibilidade e disponibilidade dos aminoácidos (ARAÚJO, 2008).

Os peixes de origem marinha, os peixes que não atingiram o peso para comercialização e os resíduos de processamentos industriais (filé, peixe inteiro eviscerado, eviscerado e descabeçado), são as principais fontes usadas no processo de produção da farinha de peixe. A qualidade da farinha vai depender da matéria-prima utilizada e do método de processamento empregado. As farinhas contendo em torno de 50% de PB são rotuladas como de segunda qualidade, pois, são produzidas a partir de resíduos, já as que possuem acima de 60% de PB são consideradas de primeira, sendo possivelmente utilizados peixes inteiros na fabricação (BOSCOLO et al., 2008).

A digestibilidade da farinha de peixe vai depender da sua composição, sendo que uma farinha de peixe inteiro pode resultar em digestibilidade superior a 80% (ZHOU et al., 2004). Mas, no Brasil a farinha mais encontrada é a do tipo resíduo, para o jundiá foram detectados com farinha de resíduos os seguintes valores de digestibilidade: 58,6% MS, 74,8% EB e 74,8% PB. Os autores atribuíram o baixo valor de digestibilidade para a MS ao alto teor de cinzas do ingrediente (25,2%) (OLIVEIRA FILHO; FRACALOSSO, 2006). Geralmente a farinha de peixe obtida a partir de resíduos possui maior teor de matéria mineral e menor teor de proteína quando comparada a constituída somente com peixe inteiro. No entanto, a farinha com grande proporção de peixes pequenos poderá resultar no mesmo efeito (WINDSOR, 2011).

1.3.2 Fontes Glicídicas

1.3.2.1 Amido

O amido é um polissacarídeo constituído por amilose, que são moléculas de glicose unidas linearmente por ligações α -1,4, e amilopectina. A amilopectina é uma molécula formada por cadeias curtas e ramificadas, sendo que a cada 20-30 unidades de glicose (ligações α -1,4) ocorrem ligações ramificadas (α -1,6) com aproximadamente 30 moléculas de glicose (RAWLES; LOCHMANN, 2003). O amido é o principal carboidrato armazenado nos grãos de cereais, que em geral contêm entre 20-30% de amilose e 70-80% de amilopectina, sendo que o amido de milho possui cerca de 25-28% de amilose e 72-75% de amilopectina (WEBER et al., 2009).

1.3.2.2 Maltodextrina e Dextrina

Ácidos ou enzimas são utilizados como catalisadores para hidrolisar amidos, e de acordo com o grau de hidrólise final, são atribuídos valores de dextrose equivalente, sendo que a dextrose pura (glicose) possui grau 100 de dextrose equivalente. Já a maltodextrina é um amido parcialmente hidrolisado com grau de dextrose equivalente menor que 20. A maltodextrina é um carboidrato formado pela ligação glicosídica do tipo beta entre moléculas de glicose, resultante da união da maltose com a dextrina (RAMÍREZ, 2005; INTERNATIONAL STARCH INSTITUTE, 2011). A dextrina é uma fração amídica granular não ramificada, formada por misturas de D-glicose (α 1,4), obtida através da hidrólise ácida do amido.

1.3.2.3 Sacarose e frutose

A sacarose é um dissacarídeo formado por uma ligação O-glicosídica entre o carbono 1 da α -glicose e o carbono 2 da β -frutose, e quando clivada libera frutose e glicose. A frutose também se apresenta na forma de monossacarídeo livre (mel, vegetais e frutas) (CHAMPE et al., 2009).

CAPÍTULO II

QUAL A MELHOR COMBINAÇÃO PROTEICA PARA ESTIMAR EXIGÊNCIA NUTRICIONAL EM JUNDIÁ?¹

Resumo: O trabalho foi realizado visando definir a melhor combinação de fontes proteicas em dietas semipurificadas, avaliando-se para isto parâmetros de crescimento e metabolismo de jundiá. O ensaio foi conduzido em sistema de recirculação de água durante 40 dias, no qual alojaram-se 25 peixes com peso médio inicial de $9,83 \pm 0,12$ g por tanque (70 litros). Foram testadas cinco combinações proteicas em três repetições: gelatina + caseína, caseína + farinha de peixe, albumina + caseína, farinha de peixe + albumina, farinha de peixe + caseína + albumina. Os peixes alimentados com caseína + farinha de peixe apresentaram os maiores valores para ganho em peso diário, taxa de crescimento específico, taxa de eficiência proteica, eficiência alimentar, e melhor conversão alimentar aparente em relação às outras combinações proteicas. Os animais do tratamento caseína + farinha de peixe também exibiram maior retenção de proteína e deposição de gordura corporal, e juntamente com os peixes alimentados com farinha de peixe + caseína + albumina apresentaram menor teor de gordura no peixe inteiro em relação ao tratamento albumina + caseína. Os animais submetidos à caseína + farinha de peixe exibiram menor índice hepatossomático que os peixes tratados com gelatina + caseína, e menor índice de gordura celomática que os peixes do tratamento farinha de peixe + albumina. As maiores atividades de tripsina e quimotripsina foram nos animais do tratamento farinha de peixe + caseína + albumina do que nos peixes submetidos a farinha de peixe + albumina e albumina + caseína. Os maiores níveis plasmáticos de glicose foram observados nos peixes alimentados com caseína + farinha de peixe. Já os níveis de triglicerídeos e colesterol total circulante foram menores nos animais do tratamento gelatina + caseína do que nos submetidos a farinha de peixe + albumina e farinha de peixe + caseína + albumina. No tecido hepático, a de atividade da enzima aspartato aminotransferase foi maior nos peixes do tratamento gelatina + caseína em relação à farinha de peixe + caseína + albumina. Logo, conclui-se que a mistura de proteínas com diferentes tempos de aproveitamento pelo animal, representada no estudo pela combinação de caseína + farinha de peixe proporciona melhor ritmo nos processos de digestão e metabolização dos nutrientes, fazendo com que os peixes atinjam maior crescimento e retenção de proteína corporal com baixo teor de gordura no peixe inteiro.

Palavras chave: albumina; caseína; dieta semipurificada; farinha de peixe; gelatina; *Rhamdia quelen*

¹ Este trabalho foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais – UFSM. Número do processo: 103/2011

2.1 Introdução

Grande parte dos estudos sobre exigências nutricionais do jundiá (*Rhamdia quelen*) foram conduzidos com dietas semipurificadas onde a base proteica foi composta por caseína e gelatina, devido à complementação de aminoácidos e a rápida digestibilidade destas fontes (LOVELL, 1998). A caseína do leite (fosfoproteína) é uma proteína conjugada, pois na hidrólise libera aminoácidos e outras substâncias não proteicas. Possui alto valor biológico, entretanto, é deficiente em arginina (RIEGEL, 2001; BACILA, 2003). Já a gelatina é uma proteína fibrosa derivada do colágeno, com estrutura simples, liberando somente aminoácidos por hidrólise, geralmente abundante em arginina, mas carente em triptofano e cisteína (ROMAN; SGARBIERI, 2007), o que é atribuído ao processamento industrial pelo qual esta fonte foi exposta (tratamento alcalino) (ARAÚJO, 2008).

Nos estudos com o jundiá utilizando caseína, gelatina e aminoácidos sintéticos como base proteica de dietas (MONTES-GIRAO; FRACALLOSSI, 2006; MORO et al., 2010), os peixes não conseguiram expressar o máximo desempenho zootécnico esperado, principalmente em termos de ganho em peso, taxa de crescimento específico e conversão alimentar. Uma das explicações para isto se deve ao fato de que o processo de absorção pelo enterócito é mais rápido quando são utilizados aminoácidos livres, peptídeos ou proteínas hidrolisadas, do que as proteínas intactas, que precisam antes passar pela hidrólise das enzimas proteolíticas (TONHEIM et al., 2005; CHAMPE et al., 2009). A rápida disponibilidade de aminoácidos pode causar a saturação dos mecanismos de transporte intestinal (absorção antagônica), resultando em desequilíbrio na absorção e oxidação destes aminoácidos, afetando negativamente a retenção protéica (BERGE et al., 1999; CAHU et al., 1999; ARAGÃO et al., 2004).

Uma solução para o problema é a utilização de fontes ou combinações alternativas, como a mistura na dieta de proteína semipurificada (caseína, gelatina e albumina) e proteína intacta (farinha de peixe). Pois, embora o animal requeira tempos diferentes para a digestão e absorção destas fontes, mas ocorrerá um sincronismo e um ritmo mais constante na disponibilidade dos aminoácidos (AMBARDEKAR et al., 2009). Uma opção é a albumina, que possui estrutura simples, sendo classificada como globular, por apresentar o formato semelhante a

uma esfera. A albumina contém bom equilíbrio de aminoácidos, com alto teor de lisina, metionina e triptofano (LINDEN; LORIENT, 1996; BACILA, 2003). Outra opção é a farinha de resíduos de pescado, pois a indústria pesqueira gera quantidade significativa de resíduos ricos em proteína (FELTES et al., 2010). A farinha de peixe possui alto valor biológico, é rica em vitaminas (B1, B2, B6 e B12) e sais minerais (cálcio, magnésio, fósforo e potássio), além de ser muito atrativa e palatável (GATLIN III et al., 2007; NRC, 2011).

Uma desvantagem em utilizar a albumina e a farinha de peixe é a desnaturação proteica que passam estas matérias-primas no processo de desidratação e cozimento industrial, respectivamente. A desnaturação de proteínas pode causar mudança na estrutura molecular, perda da função e atividade biológica da proteína. Porém, o aquecimento moderado inativa enzimas que poderiam acarretar em rancidez, odor e sabor indesejáveis (LINDEN; LORIENT, 1996; BACILA, 2003; ARAÚJO, 2008).

Diante disso, o objetivo deste trabalho foi determinar a melhor combinação de fontes proteicas em dieta semipurificada, avaliando parâmetros de desempenho e metabolismo de juvenis de jundiá.

2.2 Material e métodos

O experimento foi conduzido durante 40 dias (fevereiro a abril de 2011) no Laboratório de Piscicultura da Universidade Federal de Santa Maria (altitude 95 m, 29°43'S, 53°42'W). Para tal, utilizou-se sistema com recirculação de água contendo dois filtros biológicos com pedra britada, esterilizador UV Clarifier TetraPond® (GreenFree™ UV-2 18W), motobomba (½ CV), duas resistências (2000 W) controladas por termostato e 15 tanques de 70 litros. Cada tanque possuía renovação e aeração onde toda a água era renovada a cada 23,3 min.

Inicialmente realizaram-se nos ingredientes análises bromatológicas (Tabela 1), conforme descrito na AOAC (1995): na determinação da matéria seca as amostras permaneceram 24 h em estufa a 105°C. Logo após, foram levadas para mufla a 550°C para obtenção do teor de cinzas. A gordura foi determinada por Bligh e Dyer (1959) e a proteína bruta, através da determinação do nitrogênio total pelo

método de microKjeldahl ($PB=N \times 6,25$). Na determinação de fibra em detergente neutro (FDN) seguiu-se o método de Van Soest et al. (1991). Cálcio e fósforo foram determinados conforme Tedesco et al. (1995). No Laboratório de Análises Micotoxicológicas (UFSM) foi analisado o perfil de aminoácidos dos ingredientes por cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) (caseína, gelatina e albumina) ou por espectroscopia de reflectância no infravermelho próximo (NIRS) (farinha de peixe). Com base nestes resultados e nas exigências nutricionais já sabidas para o jundiá e catfish, formularam-se cinco rações semipurificadas (37 % de proteína bruta e 3.200 kcal de energia digestível/kg): gelatina + caseína (GC), caseína + farinha de peixe (CP), albumina + caseína (AC), farinha de peixe + albumina (PA), farinha de peixe + caseína + albumina (PCA), que foram testadas em três repetições no delineamento inteiramente casualizado (Tabelas 2 e 3).

As rações foram confeccionadas manualmente através da mistura dos ingredientes secos, do óleo, e posteriormente da água até obtenção de uma massa homogênea. Estas dietas foram peletizadas, secas em estufa (50°C, 24 h), trituradas e armazenadas em freezer (-18°C). As dietas foram ofertadas aos animais três vezes ao dia (9, 13 e 17 h) na taxa de 4% da biomassa/dia. Às 8 e 16 horas foram realizadas a limpeza dos tanques e dos biofiltros através de sifonagem. Aos 10, 20 e 30 dias experimentais foram feitas pesagens do lote de peixes de cada tanque, para o ajuste da quantidade de ração ofertada. Bem como, foram realizados ajustes quando se verificou falta de alimento no período entre biomassas.

Antes do início do experimento, 1000 juvenis de jundiá originários da Estação de Piscicultura da Universidade de Passo Fundo/RS e com aproximadamente 60 dias de vida foram adaptados por 20 dias às condições experimentais. Para a biometria inicial selecionou-se, deste lote, 375 juvenis com $9,83 \pm 0,12$ g de peso médio inicial, que foram previamente submetidos a jejum de 12 h e anestesiados com benzocaína (30 mg/L) no momento da pesagem. Os animais foram alojados na densidade de 25 juvenis por tanque.

Tabela 1 – Composição centesimal dos ingredientes usados nos tratamentos experimentais (% na matéria natural)

% na matéria natural	Caseína ¹	Albumina ²	Farinha de peixe ³	Gelatina ⁴
Composição Centesimal				
Matéria Seca ⁵	89,94	95,37	92,63	89,19
Proteína Bruta ⁵	82,30	50,86	56,41	85,70
Matéria Mineral ⁵	1,89	2,92	28,64	1,25
Extrato Etéreo ⁵	2,41	1,96	7,09	-
FDN ⁶	-	-	-	-
CSDN ⁷	3,33	39,62	0,5	2,24
Cálcio ⁸	0,10	-	5,83	0,13
Fósforo ⁵	0,14	1,18	2,78	0,11
Aminoácidos ⁹				
Lisina	3,92	2,66	2,99	2,74
Metionina	1,89	1,62	0,99	0,50
Treonina	3,50	1,94	2,04	1,44
Triptofano	1,08	1,00	0,39	0,01
Valina	4,74	2,93	2,54	2,07
Isoleucina	3,76	2,60	1,91	1,67
Leucina	7,36	4,13	3,76	2,79
Fenilalanina	2,57	1,76	2,08	0,91
Histidina	2,40	1,78	1,00	1,50
Arginina	2,40	2,81	2,97	7,61

¹ Synth[®], Diadema/SP.² D.N.A. Design Nutrição Avançada, Poços de Caldas/MG.³ IRPEL - Indústria de Resíduos de Pescado, Canoas/RS.⁴ APTI[®], Chapecó/SC.⁵ Analisados – Laboratório de Piscicultura – DZ/UFSM.⁶ FDN: fibra em detergente neutro.⁷ CSDN= carboidratos solúveis em detergente neutro= 100-(umidade+proteína bruta+matéria mineral+extrato etéreo+fibra em detergente neutro).⁸ Laboratório de Análises de Solo- CCR/UFSM.⁹ Analisados- Laboratório de Análises Micotoxicológicas – LAMIC/CCR/UFSM.

Tabela 2 – Formulação dos tratamentos experimentais (%)

Ingredientes	Fontes proteicas ¹				
	GC	AC	PCA	CP	PA
Caseína ²	34,8	10	15	22,35	0
Albumina:dextrina (60:40) ³	0	56,6	24,5	0	36,15
Farinha de peixe comercial ⁵	0	0	21,65	33	33
Gelatina ⁴	9,75	0	0	0	0
Maltodextrina ³	26,72	6,34	18,75	25	11,7
Celulose microcristalina ²	10,9	9,8	7,93	7,39	7,34
Vitamina C revestida	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05
Óleo de canola	6,08	5,11	4,3	4,66	4,28
Óleo de fígado de bacalhau	2	2	2	2	2
Vitaminas e minerais ⁶	3	3	3	3	3
Calcário calcítico	1,4	1,1	0,1	0	0
Fosfato bicálcico	2,5	3,5	0,2	0	0
Cloreto de sódio iodado	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Melbond ^{®7}	2	2	2	2	2
Butil-hidroxi-tolueno	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02
L-Lisina	0,032	0	0	0	0
DI-metionina	0,301	0,032	0,052	0,077	0,005

¹ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

² Synth[®], Diadema/SP.

³ D.N.A. Design Nutrição Avançada, Poços de Caldas/MG.

⁴ APTI[®], Chapecó/SC.

⁵ IRPEL - Indústria de Resíduos de Pescado, Canoas/RS.

⁶ Composição da mistura vitamínica e mineral (Mig Fish 1% de inclusão): Ác. Fólico: 300mg, Ác. Pantotênico: 3000mg, Ác. Glutâmico: 1mg, Cobalto: 60mg, Cobre: 1000mg, Colina: 102120 mg, Ferro: 5000mg, Biotina: 60 mcg, Iodo: 45mg, Manganês: 8000mg, Magnésio: 5%, Selênio: 60mg, Vit.A: 1000UI, Vit. B1: 1500mg, Vit. B2: 1500mg, Vit. B6: 1500mg, Vit. B12: 2000mcg, Vit. C: 15000 mg, Vit. D: 240 UI, Vit. E: 10000 mg, Vit. K: 400 mg, Zinco: 14000mg, Inositol 10000 mg, Niacina 9000 mg, antioxidante: 792 mg. Mig Plus[®], Casca/RS.

⁷ Lignosulfonato de cálcio e magnésio (Aglutinante e palatabilizante) - Ligno Tech Brasil[®], São Paulo/SP.

Tabela 3 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural)

Componentes ²	Fontes proteicas ¹				
	GC	AC	PCA	CP	PA
Proteína bruta	37,33	37,05	37,07	37,09	37,01
Lisina	1,66	1,90	1,89	1,86	1,95
Metionina+Cistina	1,37	1,37	1,37	1,37	1,37
Treonina	1,36	1,45	1,44	1,46	1,37
Triptofano	0,38	0,67	0,49	0,37	0,49
Valina	1,85	2,13	1,98	1,90	1,90
Isoleucina	1,47	1,85	1,61	1,47	1,57
Leucina	2,83	3,07	2,93	2,89	2,73
Fenilalanina	0,98	1,25	1,27	1,26	1,32
Histidina	0,98	1,25	1,01	0,87	0,97
Arginina	1,58	1,83	1,69	1,52	2,00
Energia digestível (kcal/kg) ³	3200,29	3200,77	3200,29	3200,09	3200,14
Extrato etéreo	8,88	8,43	8,65	9,51	9,30
FDN ⁴	10,39	9,34	8	7,04	6,99
CSDN ⁵	26,75	28,78	28,12	24,64	25,59
Matéria mineral	0,84	1,86	7,24	9,93	10,53
Cálcio	1,29	1,32	1,42	2,04	1,95
Fósforo	0,71	0,72	0,76	1,10	0,95
Relação Ca/P	1,83	1,84	1,87	1,85	2,06

¹ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

² Calculado a partir da análise dos ingredientes.

³ Energia digestível= [(PB*5640 kcal/kg*0,9) +(EE*9510 kcal/kg *0,85)+(CSDN*4110 kcal/kg *0,50)] (Jobling, 1983).

⁴ FDN: fibra em detergente neutro.

⁵ CSDN: Carboidratos solúveis em detergente neutro= 100-(umidade+proteína bruta+matéria mineral+ extrato etéreo+fibra em detergente neutro).

Semanalmente foram aferidos parâmetros de qualidade da água conforme manual de análises APHA (2005): nitrito (ppm) pelo método da alfa-naftilamina conforme Fries (1971); amônia total (ppm) pelo método colorimétrico Indotest®;

alcalinidade total (mg CaCO₃/L) pelo método titulação de neutralização; a dureza total (mg CaCO₃/L) pelo método titulação de complexação, e o pH com pHmetro digital (Servylab-mPA/210). O oxigênio dissolvido (ppm) e temperatura (°C) foram aferidos diariamente através de oxímetro digital (modelo 550A -YSI-YellowSprings-EUA). Os parâmetros físicos e químicos da água durante o período experimental permaneceram dentro dos limites considerados adequados para a criação da espécie trabalhada (BALDISSEROTTO; SILVA, 2004), sendo obtidas as seguintes médias: 5,94±0,04 ppm de oxigênio dissolvido; 26,55±0,15°C de temperatura; 0,19±0,02 ppm de amônia total; 0,11±0,05 ppm para nitrito; 40,67±9,7 mg CaCO₃ L⁻¹ para alcalinidade total; 7,02±0,05 de pH e 44,67±1,77 mg CaCO₃ L⁻¹ para dureza total.

Ao final do experimento (40 dias) os animais foram submetidos a jejum de 12 h e anestesiados com benzocaína (30 mg/L) para a realização das coletas de dados. Coletaram-se as amostras de sangue de nove peixes por tratamento (três peixes/tanque). Para isto foi feita punção na veia caudal usando seringa com anticoagulante (heparina), as amostras foram acondicionadas em microtubos tipo Eppendorf que também possuíam anticoagulante (heparina) para serem centrifugadas (1000 g, 10 min). O plasma obtido foi armazenado em tubos Eppendorf e refrigerado. Usando-se kits colorimétricos (Doles[®]), determinaram-se no plasma os níveis de: proteínas totais (g/dL), albumina (g/dL), triglicerídeos (mg/dL), colesterol total (mg/dL) e glicose (mg/gL). Além disso, foi determinado no plasma a concentração de aminoácidos livres (SPIES, 1957).

Os peixes utilizados para a coleta de sangue foram sacrificados por secção medular e eviscerados para obtenção dos dados de: peso e comprimento do peixe inteiro, peso e comprimento do trato digestório, peso do fígado e da gordura celomática. Com estes dados foi possível calcular o: índice digestivo-somático [IDS (%)] = (peso do trato digestório/peso do peixe inteiro) x 100; índice hepatossomático [IHS (%)] = (peso fígado/peso do peixe inteiro) x 100 e índice de gordura celomática [IGC(%)] = peso da gordura celomática/peso inteiro x 100.

Após a pesagem destes tecidos, foram congelados o trato digestório e o fígado, para posteriores análises bioquímicas. Na determinação da atividade de enzimas digestivas, o trato digestório foi separado em estômago e intestino, estes tecidos foram pesados para o cálculo da solução de tampão (10 mM fosfato/20 mM tris) na qual os mesmos foram homogeneizados. O homogeneizado foi centrifugado

(1000 g, 10 min), sendo o sobrenadante armazenado em freezer (-18°C) para a realização dos ensaios enzimáticos.

As atividades de tripsina e quimotripsina foram determinadas segundo o método descrito por Hummel (1959). Foram usados N_{α} -p-Tosyl-L-arginine methyl ester hydrochloride (TAME) e N-Benzoyl-L-tyrosine ethyl ester (BTEE) como substratos para determinar tripsina e quimotripsina, respectivamente. Uma unidade de ambas as enzimas foi definida como a quantidade de enzima necessária para hidrolisar 1 μ g de substrato (TAME ou BTEE) por min/mg proteína. Já a atividade de protease ácida foi determinada segundo o protocolo de Hidalgo et al. (1999). Utilizou-se a caseína como substrato, e a tirosina como padrão, sendo que uma unidade de enzima foi definida como a quantidade de enzima necessária para catalisar a formação de 1 μ g de tirosina por 1 min/mg de proteína. A concentração de proteína nos extratos (intestino e estômago) foi determinada pelo método de Bradford (1976), usando-se a albumina de soro bovino (1 mg/mL) como um padrão.

No tecido hepático foram determinados os metabólitos, sendo que algumas amostras de fígado (50 mg) foram aquecidas a 100°C com KOH para estimar a quantidade de proteína de acordo com a técnica descrita por Bradford (1976). Do restante, separou-se uma parte de extrato e adicionou-se também etanol para hidrolisar e precipitar o glicogênio, após centrifugação a 1000 g durante 10 min, foi determinada glicose (PARK; JOHNSON, 1949) no sobrenadante. Outras amostras de fígado (50 mg) foram homogeneizadas em TCA10%, centrifugadas (1000 g, 10 min), e utilizou-se o sobrenadante como extrato celular para a quantificação de glicose (PARK; JOHNSON, 1949) e amônia (VERDOUW et al., 1978). Ainda em outras amostras de fígado (50 mg) adicionou-se tampão fosfato de potássio 20 m μ (pH=7,5), em seguida as amostras foram homogeneizadas e centrifugadas a 1000 g durante 10 min para determinar no sobrenadante a quantidade de aminoácidos livres conforme Spies (1957) e mensurar a atividade enzimática da alanina aminotransferase (ALT, U/L) e aspartato aminotransferase (AST, U/L) conforme metodologia descrita por Melo (2004), fazendo-se o uso de kits colorimétricos (Doles[®]).

Também aos 40 dias experimentais os animais foram pesados e medidos individualmente, para o cálculo dos parâmetros de desempenho zootécnico: fator de condição (FC) = peso/(comprimento total)³ x 100; taxa de crescimento específico [TCE (%/dia)]= [(ln (peso final) - ln (peso inicial))/dias] x 100, sendo: ln= logaritmo

neperiano; ganho em peso diário [GPD (g/dia)] = (peso final – peso inicial)/dias; conversão alimentar aparente (CAA) = alimento consumido/ganho em peso; taxa de eficiência proteica (TEP) = ganho em peso (g)/proteína ingerida (g) e eficiência alimentar (EA) = ganho em peso/consumo de matéria seca.

No início do experimento foram anestesiados com benzocaína, sacrificados por secção medular e triturados alguns peixes até se obter quantidade suficiente para compor seis amostras. O mesmo procedimento foi realizado no final do período experimental, porém foram amostrados nove peixes por tratamento (três peixes/tanque). Todas as amostras foram congeladas para posterior análise da composição centesimal do peixe inteiro, onde foram determinados os teores de: gordura (BLIGH; DYER 1959), proteína bruta (microKjeldahl, $PB=N \times 6,25$), umidade (24h a 60°C e depois 12h a 105°C) e cinzas (550°C, 4 h). Estas metodologias estão descritas na AOAC (1995). Com os resultados obtidos, calculou-se a: deposição de proteína corporal: $PTD(g) = [Pf * (\%PBCf/100)] - [Pi * (\%PBCi/100)]$, coeficiente de retenção proteica: $CRP(\%) = 100 * [(Pf * PBCf) - (Pi * PBCi)] / AtC * PBr$ e deposição de gordura corporal: $GTD(g) = [Pf * (\%GCf/100)] - [Pi * (\%GCI/100)]$, sendo: Pi e Pf = pesos iniciais e finais dos peixes, $PBCi$ e $PBCf$ = proteína corporal inicial e final, AtC = alimento consumido na matéria seca, PBr = Proteína bruta da ração em %, GCI e GCf = gordura corporal inicial e final.

As análises estatísticas foram realizadas no SAS[®] (2001), onde os dados obtidos foram submetidos à análise de detecção dos “outliers”, sendo excluídas as observações maiores ou menores que a média (2*desvio padrão). Posteriormente foi realizado teste de normalidade (Shapiro-Wilk) e análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey em nível de 5% de significância.

2.3 Resultados e discussão

Os peixes alimentados com a mistura de caseína + farinha de peixe (CP) apresentaram maior peso final (Figura 1A), ganho em peso diário (Figura 1B), deposição de proteína, coeficiente de retenção proteica (Figuras 2A e 2B), taxa de crescimento específico (TCE), eficiência alimentar (EA), taxa de eficiência proteica (TEP) e melhor conversão alimentar aparente (CAA) (Tabela 4). Estes resultados

podem ser atribuídos aos diferentes tempos de digestão destas fontes, já que a caseína (proteína semipurificada) possui digestão rápida e a farinha de peixe (proteína intacta) lenta, o que acarretou em sincronismo e ritmo mais constante na disponibilidade dos aminoácidos, que foram otimizados para o desempenho (AMBARDEKAR et al., 2009).

Resposta semelhante foi observada por Cahu et al. (2004) com “sea bass” (*Dicentrarchus labrax*) alimentadas com proteína intacta (farinha de peixe) ou diferentes proporções entre proteína intacta e hidrolisada. Os autores observaram maior peso final nas pós-larvas das dietas compostas somente com proteína intacta (74% de farinha de peixe) ou na dieta com menor inclusão de proteína hidrolisada (14% de farinha de peixe hidrolisada + 62% de farinha de peixe) em relação à dieta com maior teor de proteína hidrolisada (46% de farinha de peixe hidrolisada + 30% de farinha de peixe). Colaborando com estes resultados, Carvalho et al. (1997) detectaram em carpa comum (*Cyprinus carpio*), maior crescimento na dieta contendo a mistura de proteína hidrolisada e proteína intacta (hidrolisado de peixe e caseína) em relação às dietas compostas somente com proteína hidrolisada [hidrolisado de: bacalhau, peixe, carne, soja, lacto albumina, caseína (N-Z Amine AS, Sigma N4517) ou caseína (N-Z Amine A, Sigma C0626)]. Nestes dois casos o excesso de proteína hidrolisada pode ter perturbado a dinâmica de absorção dos aminoácidos.

Uma explicação para o menor desempenho zootécnico verificado nos animais submetidos aos tratamentos farinha de peixe + albumina (PA) e albumina + caseína (AC) em comparação aos do CP (Tabela 4 e Figuras 1 e 2) é o uso das fontes semipurificadas de proteína (albumina e caseína), que apresentam disponibilidade rápida de aminoácidos saturando os mecanismos de transporte intestinal (absorção antagônica), e causando desequilíbrio na absorção e oxidação dos aminoácidos, o que afetou negativamente a retenção protéica (Figura 2B) (BERGE et al., 1999; CAHU et al., 1999; ARAGÃO et al., 2004). Já nos peixes tratados com PA, provavelmente tenha ocorrido um processo de digestão mais demorado devido a inclusão da farinha de peixe, uma vez que a proteína intacta exige maior ação enzimática (CAHU et al., 2004). E como a albumina possui tempo mais rápido de curso no sistema digestório, estes aminoácidos podem ter sido catabolizados devido à dissincronia na absorção, prejudicando a síntese proteica (AMBARDEKAR; REIGH, 2007). Isto justifica o maior índice de gordura celomática nos animais do

tratamento PA em relação aos peixes do CP (Tabela 4). E o maior teor de gordura no peixe inteiro dos animais alimentados com AC do que aqueles dos tratamentos CP e PCA (Tabela 5), ou seja, os aminoácidos em excesso foram desaminados e catabolizados, sendo os esqueletos de carbono convertidos em gordura (NELSON; COX, 2011). Outra hipótese para o desempenho inferior dos animais destes tratamentos (PA e AC) é a baixa qualidade proteica da albumina (Tabela 1).

Tabela 4 – Parâmetros zootécnicos e índices digestivos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes proteicas ³					dpr ⁴	P ⁵
	CP	PCA	GC	PA	AC		
CT (cm)	14,95 ^a	14,25 ^{ab}	13,88 ^{bc}	13,37 ^c	12,59 ^d	0,29	*
FC	1,05 ^a	0,96 ^b	1,02 ^a	0,96 ^b	0,97 ^b	0,01	*
TCE (%/dia)	3,19 ^a	2,62 ^b	2,56 ^b	2,13 ^c	1,71 ^d	0,15	*
CAA	1,02 ^d	1,39 ^c	1,27 ^c	1,77 ^b	2,12 ^a	0,07	*
EA	0,98 ^a	0,72 ^b	0,78 ^b	0,56 ^c	0,47 ^d	0,03	*
TEP	2,63 ^a	1,94 ^c	2,1 ^b	1,52 ^d	1,27 ^e	0,07	*
IDS (%)	2,87	2,78	2,75	3,09	2,89	0,42	NS
IHS (%)	2,3 ^b	2,61 ^{ab}	3,11 ^a	2,51 ^{ab}	2,41 ^{ab}	0,5	*
IGC (%)	2,19 ^b	2,58 ^{ab}	2,89 ^{ab}	3,61 ^a	3,32 ^{ab}	0,72	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: CT: comprimento total; FC: fator de condição; TCE: taxa de crescimento específico; CAA: conversão alimentar aparente expressa com o consumo de alimento na matéria seca; EA: eficiência alimentar com o consumo de alimento na matéria seca; TEP: taxa de eficiência protéica com o consumo de alimento na matéria seca; IDS: índice digestivo-somático; IHS: índice hepatossomático; IGC: índice de gordura celomática.

³ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

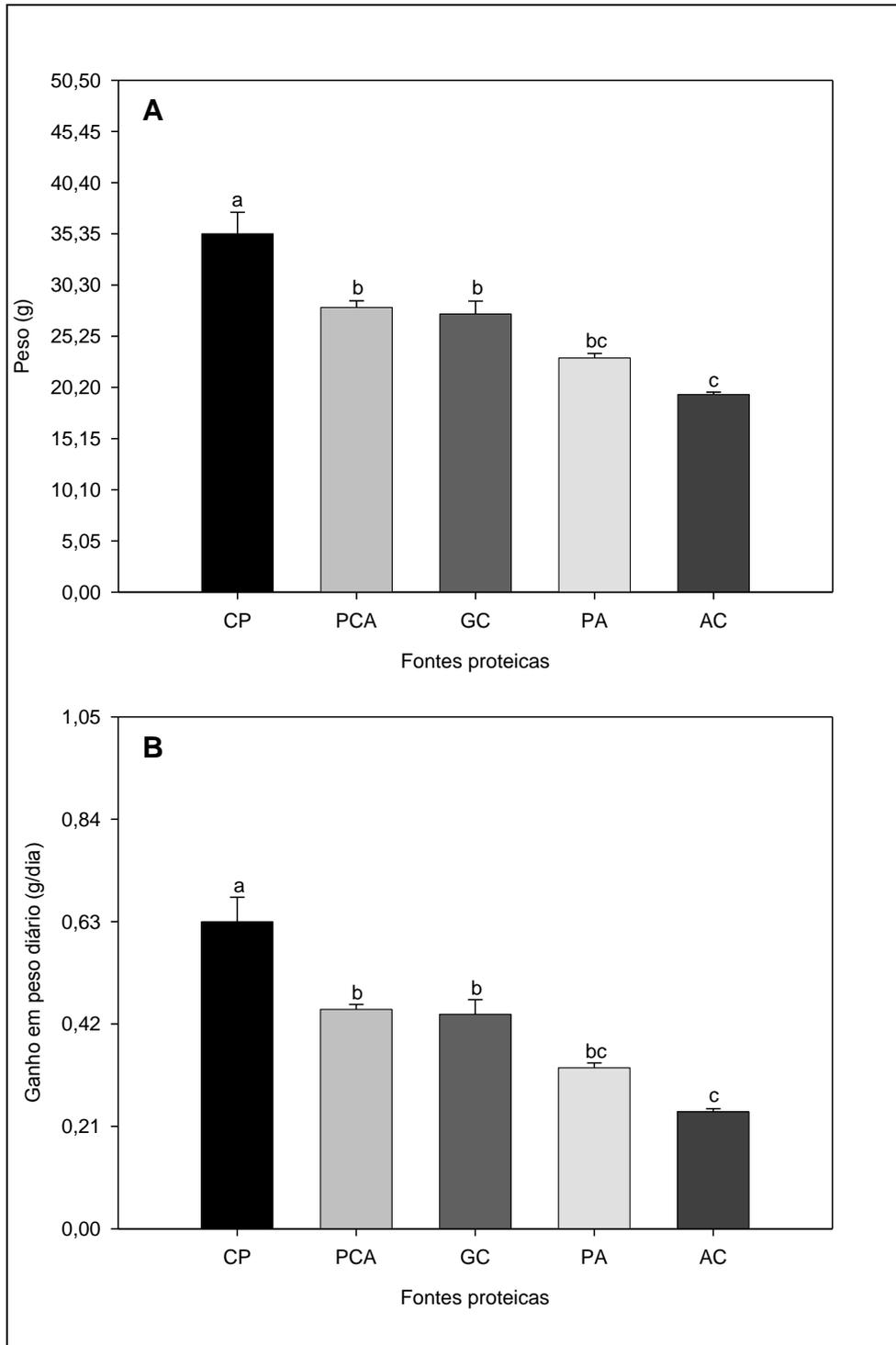


Figura 1 – Peso (A) e ganho em peso diário (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

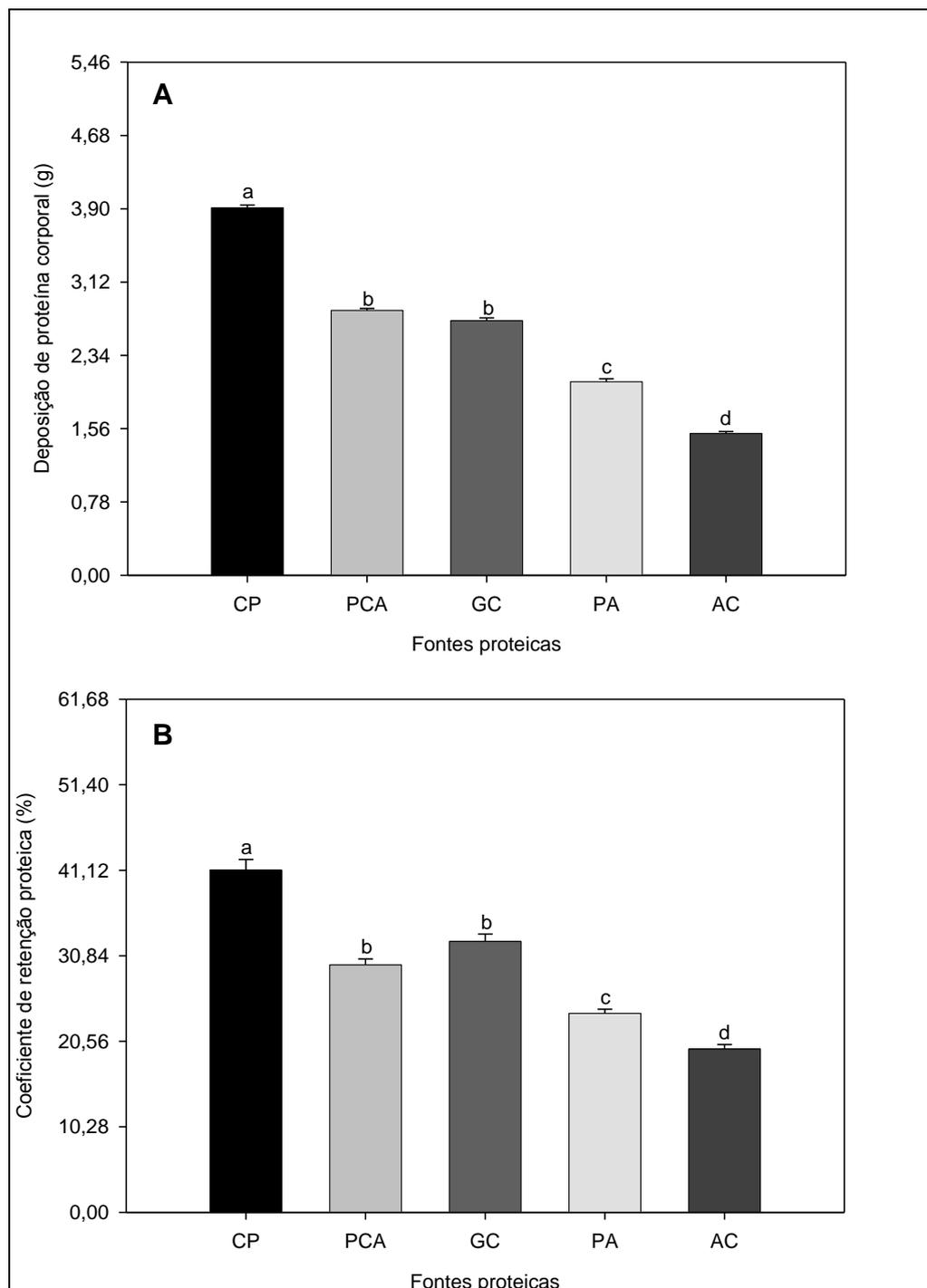


Figura 2 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Os peixes tratados com farinha de peixe + caseína + albumina (PCA), CP e PA apresentaram maior teor de cinzas na composição corporal em comparação aos do GC (Tabela 5), isto é justificável perante a inclusão da farinha de peixe, já que esta possuía alto teor de matéria mineral (Tabela 1).

Tabela 5 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes proteicas ³					dpr ⁴	P ⁵
	CP	PCA	GC	PA	AC		
Umidade (%)	72,15	72,46	72,17	71,06	71,25	1,2	NS
Cinza (%)	2,89 ^a	2,89 ^a	2,46 ^b	2,9 ^a	2,62 ^{ab}	0,22	*
Proteína (%)	14,85	14,82	14,76	14,69	14,56	0,35	NS
Gordura (%)	9,46 ^b	10,09 ^b	10,93 ^{ab}	10,96 ^{ab}	11,82 ^a	1,12	*
GTD (g)	3,09 ^a	2,35 ^b	2,51 ^b	2,21 ^{bc}	1,94 ^c	0,25	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: GTD: gordura total depositada.

³ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

No caso do menor crescimento apresentado pelos animais da combinação constituída somente por caseína e gelatina (GC), é possível que a síntese proteica tenha ficado comprometida devido ao tratamento alcalino ao qual a gelatina é submetida. Este processamento pode acarretar na destruição de aminoácidos (treonina, cistina e arginina), na racemização, que é a conversão parcial da forma L-aminoácido para D-aminoácido, e ainda em ligações cruzadas entre as cadeias peptídicas, o dificulta a hidrólise pelas enzimas (ARAÚJO, 2008). Na ausência de certos aminoácidos ou em ritmo assíncrono de disponibilidade destes, a síntese proteica ficará prejudicada, fazendo com que os aminoácidos sejam catabolizados e utilizados para obtenção de energia (AMBARDEKAR; REIGH, 2007). A caseína também pode ter contribuído para este evento devido a deficiência em triptofano ocasionada pelo tratamento ácido pelo qual é obtida (ARAÚJO, 2008). O maior índice hepatossomático nos peixes do tratamento GC em relação aos animais

alimentados com CP (Tabela 4) também indica sobrecarga metabólica, ou ainda, uma deposição de gordura neste órgão (NELSON; COX, 2011).

Isto se confirma com a maior atividade de AST (aspartato aminotransferase) apresentadas pelos os peixes submetidos ao tratamento GC em relação ao PCA (Tabela 6). Pois, como esta enzima está envolvida no catabolismo de aminoácidos, um aumento na atividade da mesma pode indicar que havia excesso ou deficiência de aminoácidos, o que pode levar os animais a utilizar proteína para obter energia bem como, comprometer a síntese de proteínas (RIEGEL, 2001).

Tabela 6 – Parâmetros metabólicos e atividade enzimática no fígado de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes proteicas ³					dpr ⁴	P ⁵
	CP	PCA	GC	PA	AC		
Proteína	33,7	29,36	33,75	32,92	32,00	5,07	NS
Aminoácidos	64,62 ^a	48,12 ^b	55,11 ^{ab}	46,19 ^b	63,03 ^a	6,47	*
Amônia	6,22	6,02	6,29	6,18	6,76	0,47	NS
Glicose	58,64	54,44	59,78	66,39	64,52	13,51	NS
Glicogênio	4,27	4,62	3,57	4,65	3,99	0,88	NS
AST	563,52 ^a	288,14 ^b	570,78 ^a	515,41 ^a	458,40 ^{ab}	100,68	*
ALT	8,13	7,04	7,95	7,65	7,23	1,24	NS

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: proteína: mg de proteína/g de tecido; aminoácidos livres: μmol de aminoácidos/g de tecido; amônia: μmol de amônia/g de tecido; glicose: μmol de glicose/g de tecido; glicogênio: μmol de glicose/g de tecido; AST: aspartato aminotransferase (UI/mg de tecido); ALT: alanina aminotransferase (UI/mg de tecido).

³ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

O processo de digestão consiste na transformação de moléculas com alto peso molecular (proteínas, carboidratos e lipídios) em estruturas com constituição mais simples (aminoácidos, monossacarídeos, ácidos graxos, glicerol), as quais o animal conseguirá absorver, para tal o alimento passará por ações físicas, microbiológicas e químicas. No caso da atuação química haverá a ação de enzimas

digestivas, que são responsáveis pela hidrólise dos macronutrientes. A digestão e absorção dos nutrientes de uma dieta irão depender da atividade enzimática, da anatomia e fisiologia gastrointestinal da espécie, bem como da composição dos ingredientes contidos na dieta (DE SILVA; ANDERSON, 1995; HIDALGO et al., 1999; STECH et al., 2009).

A atividade de protease ácida foi superior nos peixes do tratamento GC em comparação aos animais do CP (Figura 3). O provável motivo deste resultado é a desnaturação proteica que pode ocorrer no processo de fabricação industrial da gelatina e caseína, devido a alteração do pH. Pois, a proteína desnaturada é mais sensível à hidrólise pelas enzimas. O tratamento alcalino também causa a destruição de aminoácidos essenciais, racemização e formação de ligações cruzadas entre as cadeias peptídicas o que poderia impedir a atividade da protease ácida, bem como, a absorção e utilização dos aminoácidos (ARAÚJO, 2008). No entanto, no presente estudo não observa-se inibição desta enzima porém, verifica-se prejuízos na síntese proteica, já que os animais alimentados com GC apresentaram desempenho inferior quando comparados aos peixes do tratamento CP.

Os peixes tratados com PCA exibiram maior atividade de tripsina do que os submetidos ao PA e AC (Figura 4A), sendo que o tratamento PCA possui menor inclusão de farinha de peixe (21,65%) que o PA (33%) (Tabela 2). Desse modo, esperava-se resultado oposto, uma vez que a proteína intacta demanda maior atividade enzimática. Como o que foi constatado com “sea bass” (*Dicentrarchus labrax*) em que foram detectados maiores níveis de secreção de tripsina nos animais alimentados com maior inclusão de proteína intacta na dieta (74% de farinha de peixe ou 62% de farinha de peixe + 14% de farinha de peixe hidrolisada) em comparação aos do tratamento com maior inclusão de proteína hidrolisada (46% de farinha de peixe hidrolisada + 30% de farinha de peixe) (CAHU et al., 2004).

A atividade da quimotripsina também foi superior nos animais alimentados com PCA do que nos submetidos ao PA e AC (Figura 4B). O que indica que esta maior ação enzimática foi desencadeada pela tripsina, já que esta ativa os zimogênios da quimotripsina (HIDALGO et al., 2011). Além disso, é possível notar que a atividade de quimotripsina é bem maior que a de tripsina, o que é comum nos estudos com jundiá (LAZZARI et al., 2010; PEDRON, 2010). Porém, a tripsina possui importante função no processo de digestão, pois está envolvida tanto na ativação dos seus zimogênios quanto nos de outras enzimas (HIDALGO et al., 2011).

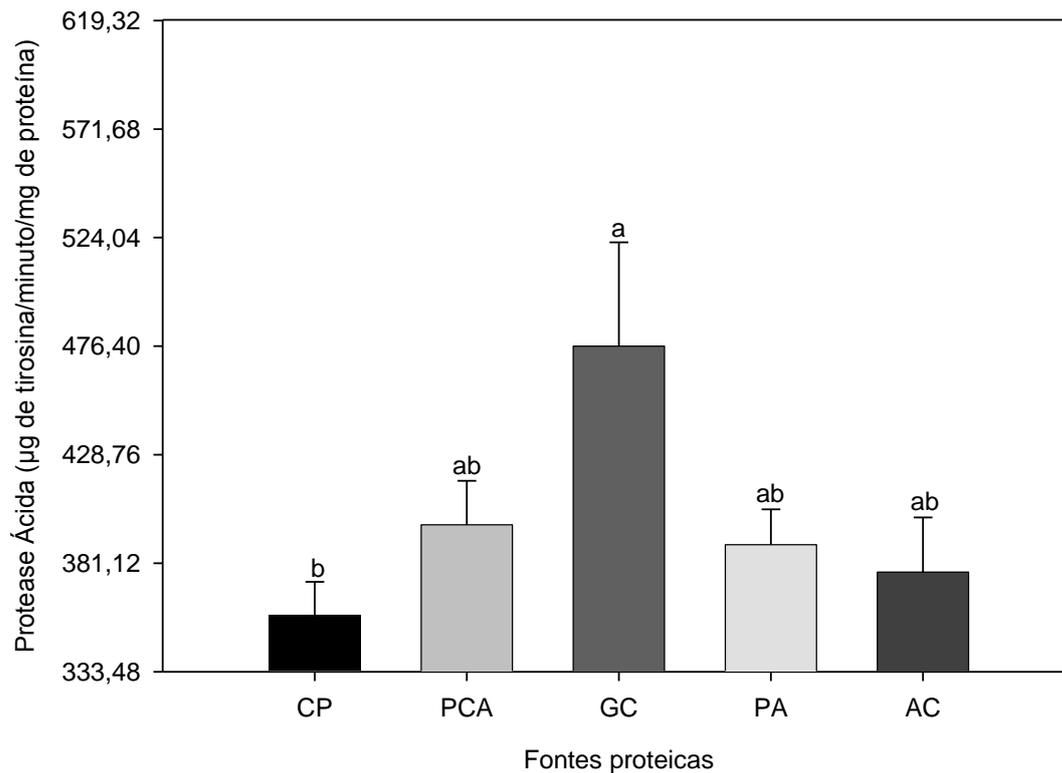


Figura 3 – Atividade de protease ácida no estômago de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais. GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

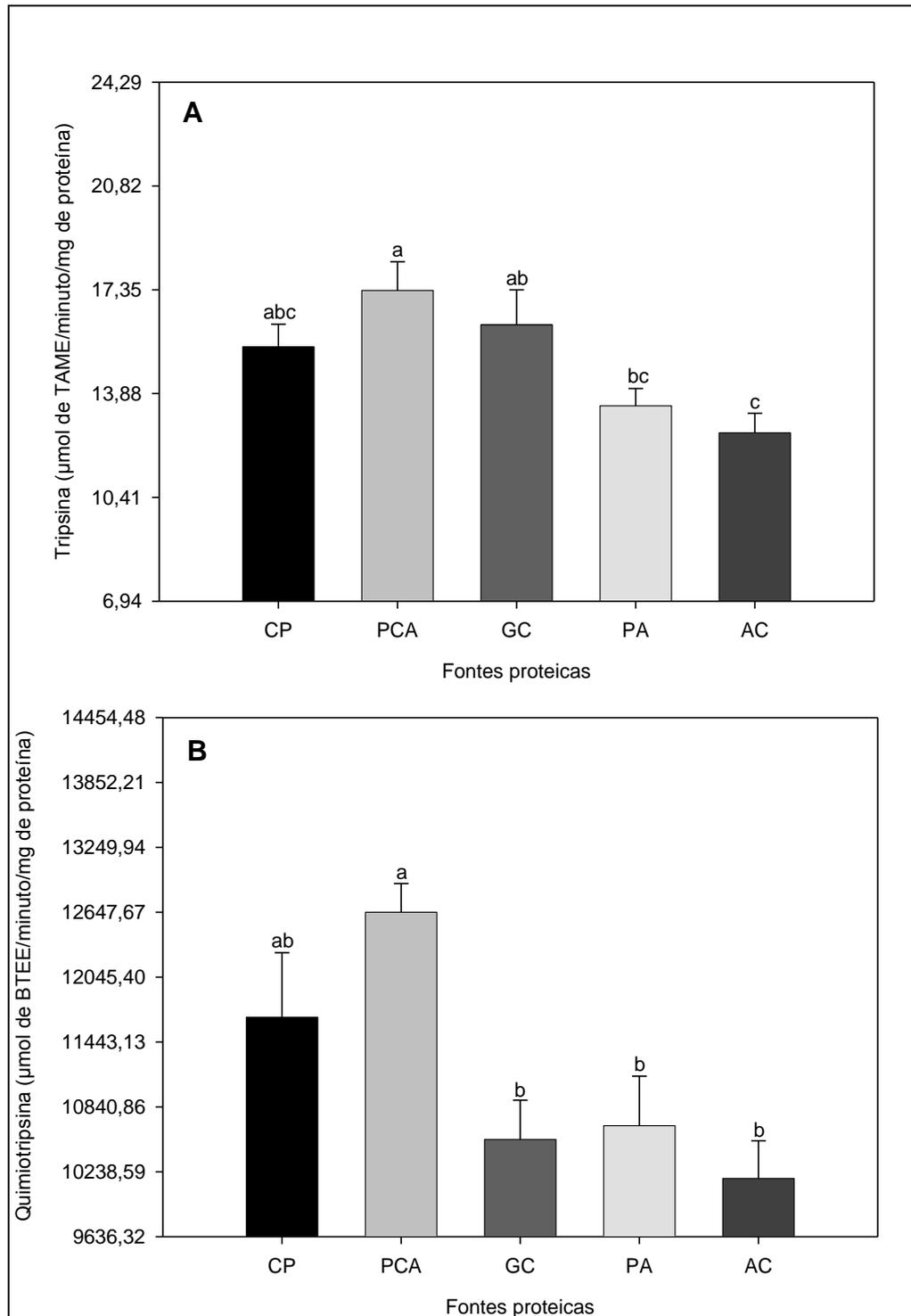


Figura 4 – Atividade de tripsina (A) e quimiotripsina (B) no intestino de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais. GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Com relação aos parâmetros metabólicos plasmáticos, nota-se que os níveis de glicose circulante foram maiores nos peixes alimentados com caseína + farinha de peixe (CP), como também apresentaram maior concentração de colesterol total no plasma que os peixes dos tratamentos GC e AC (Tabela 7). Somado a isto, os animais tratados com CP obtiveram maior deposição de gordura corporal (Tabela 5). Dessa forma, é possível supor que estes animais estavam submetidos à sobrecarga de glicose e, portanto, a lipogênese estava ativada, fazendo com que os peixes armazenassem energia na forma de gordura (RIEGEL, 2001). Embora esta deposição de gordura não seja desejável, o valor observado no presente estudo (3,09) está bem abaixo dos valores obtidos em outros trabalhos com esta mesma espécie, usando dietas práticas (5,83 a 7,81) (CORREIA et al., 2012) (6,67 a 7,74) (PEDRON et al., 2011). Este resultado também pode estar relacionado à espécie e a sua fase de vida, bem como, ao sistema de cultivo utilizado. Além disso, ainda são necessários mais estudos com a espécie sobre as relações entre proteína, carboidrato e lipídio nas diferentes fases de criação.

Tabela 7 – Parâmetros metabólicos plasmáticos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes proteicas ³					dpr ⁴	P ⁵
	CP	PCA	GC	PA	AC		
Proteínas Totais	2,98	2,79	3,10	3,30	2,76	0,43	NS
Albumina	0,57 ^{ab}	0,52 ^b	0,54 ^b	0,68 ^a	0,54 ^b	0,09	*
Aminoácidos	3,68	3,98	3,72	3,90	3,82	0,31	NS
Glicose	56,44 ^a	41,68 ^b	39,39 ^b	31,68 ^b	34,10 ^b	9,19	*
Triglicerídeos	536,5 ^{ab}	722,6 ^a	466,37 ^b	697,11 ^a	546,58 ^{ab}	135,53	*
Colesterol	111,46 ^{ab}	95,44 ^{bc}	65,36 ^d	129,35 ^a	85,05 ^{cd}	15,48	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: proteínas totais: g/dL; albumina: g/dL; aminoácidos livres: mmol/dL; glicose: mg/gL; triglicerídeos: mg/gL; colesterol total: mg/gL.

³ Tratamentos: GC: gelatina + caseína, AC: albumina + caseína, PCA: farinha de peixe + caseína + albumina, CP: caseína + farinha de peixe, PA: farinha de peixe + albumina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

Ainda sobre os resultados de colesterol total, constatou-se que os peixes submetidos a PA apresentaram maior concentração deste metabólito em comparação aos animais do GC (Tabela 7). Uma provável causa deste resultado é a maior inclusão de celulose no tratamento GC (10,9%) em relação a PA (7,34%), pois esta fibra insolúvel por não dissolver na água aumenta o bolo fecal, acelerando o tempo de trânsito intestinal, gerando alteração na digestão e absorção de gorduras (KROGDAHL et al., 2005).

Os animais alimentados com PA também exibiram maior concentração plasmáticas de albumina e triglicerídeos do que os peixes do tratamento GC (Tabela 7), o aumento proporcional de albumina em relação a maior concentração de triglicerídeo no plasma é compreensível, já que os triglicerídeos são transportados no sangue combinados com albumina (CHAMPE et al., 2009).

Fazendo-se algumas relações entre os parâmetros estudados pode-se perceber que a mistura de gelatina + caseína (GC) não proporcionou adequado ritmo digestivo-metabólico aos peixes, o que acarretou em menor crescimento. Em contrapartida, o tratamento caseína + farinha de peixe (CP) promoveu aos animais adequada dinâmica na utilização dos nutrientes, resultando assim em maior crescimento, com baixo teor de gordura no peixe inteiro e maior retenção de proteína corporal.

2.4 Conclusões

A combinação de caseína + farinha de peixe proporciona melhor desempenho zootécnico sem causar distúrbios no metabolismo dos animais. Portanto, deve ser preferencialmente utilizada em dietas semipurificadas nos estudos sobre exigências em nutrientes para juvenis de jundiá.

Agradecimentos

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida a Viviani Corrêa; aos professores e alunos do Laboratório de Piscicultura (Departamento de Zootecnia/UFSM) e ao Laboratório de Análises Micotoxicológicas (LAMIC/CCR/UFSM);.

Referências bibliográficas

AMBARDEKAR, A. A.; REIGH, R. C. Sources and utilization of amino acids in catfish diets: a review. **North American Journal of Aquaculture**, v. 69, p. 174-179, 2007.

AMBARDEKAR, A. A.; REIGH, R. C.; WILLIAMS, M. B. Absorption of amino acids from intact dietary proteins and purified amino acid supplements follows different time-courses in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Aquaculture**, v. 291, n. 3-4, p. 179-187, 2009.

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

APHA. American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Waste water**. 21th ed. Washington: DC, 2005. 1368 p.

ARAGÃO, C. et al. A balanced dietary amino acid profile improves amino acid retention in post-larval Senegalese sole (*Solea senegalensis*). **Aquaculture**, v. 234, p. 429-455, 2004.

ARAÚJO, J. M. A. **Química de alimentos: teoria e prática**. 4. Ed. Viçosa, MG: Ed. UFV, 2008. 596p.

BACILA, M. **Bioquímica Veterinária**. São Paulo: Ed. Robe Editorial, 2003, 433 p.

BALDISSEROTTO, B.; SILVA, L. V. F. Qualidade da água. In: _____; RADÜNZ NETO, J. **Criação do jundiá**. Santa Maria: Ed.UFSM, 2004, p. 73-94.

BERGE, G. E.; BAKKE-MCKELLEP, A. M.; LIED, E. In vitro uptake and interaction between arginine and lysine in the intestine of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, v. 179, p. 181-193, 1999.

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

BRADFORD M.M., A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976.

CAHU, C. et al. Expression and activities of pancreatic enzymes in developing sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) in relation to intact and hydrolyzed dietary protein; involvement of cholecystinin. **Aquaculture**, v. 238, p. 295-308, 2004.

_____ et al. Protein hydrolysate vs. fish meal in compound diets for 10-day old sea bass *Dicentrarchus labrax* larvae. **Aquaculture**, v. 171, p. 109-119, 1999.

CARVALHO, A.P. et al. First feeding of common carp larvae on diets with high levels of protein hydrolysates. **Aquaculture International**, v. 5, p. 361-367, 1997.

CHAMPE, P. C.; HARVEY, R. A.; FERRIER, D. R. **Bioquímica Ilustrada**. 4ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 528 p.

CORREIA, V. et al. Fontes energéticas vegetais para juvenis de jundiá e carpa. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, n. 3, p. 693-701, 2012.

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

FELTES, M. M. C. et al. Alternativas para a agregação de valor aos resíduos da industrialização de peixe. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, n. 6, p. 669-677, 2010.

FRIES, J. **Análisis de trazas: métodos fotométricos comprobados**. Darmstadt: Merck, 1971. 184p.

GATLIN III, D. M. et al. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. **Aquaculture Research**, v. 38, p. 551-579, Apr. 2007.

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

HIDALGO, B. F. et al. Digestive enzymes of two freshwater fish (*Limia vittata* and *Gambusia punctata*) with different dietary preferences at three developmental stages. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part B**, v. 158, n. 2, p. 136-141, Feb. 2011.

HUMMEL, B.C.W. A modified spectrophotometric determination of chymotrypsin, trypsin and thrombin. **Canadian Journal Biochemistry Physiology**, v. 37, n. 12, p. 1393-1399, 1959.

JOBLING, M. A short review and critic of methodology used in fish growth and nutrition studies. **Journal of Fish Biology**, v. 23, p. 685-703, 1983.

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

LAZZARI, R. et al. Protein sources and digestive enzyme activities in jundiá (*Rhamdia quelen*). **Scientia Agricola**, v. 67, n. 3, p. 259-266, 2010.

LINDEN, G.; LORIENT, D. **Bioquímica Agroindustrial. Revalorización alimentaria de la producción agrícola**. Zaragoza: Ed. Acribia S.A., 1996, 428 p.

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

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.

MONTES-GIRAO, P. J.; FRACALLOSSI, D. M. Dietary lysine requirement as basis to estimate the essential dietary amino acid profile for jundiá, *Rhamdia quelen*. **Journal of World Aquaculture Society**, 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**, v. 41, n. 3, p. 394-400, 2010.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. 5 ed. New York: W. H. Freeman, 2011.

NRC – National Research Council. **Nutrient Requirements of Fish and Shrimp**. Washington, D.C.: National Academy Press, 2011. 376p.

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

PEDRON, F. A. **Composição e gelatinização do amido na resposta biológica do jundiá (*Rhamdia quelen*)**. Santa Maria, 2010. 111f. Tese (Doutor em Zootecnia). Programa de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, 2010.

_____. et al. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 63, n. 5, p. 1200-1207, 2011.

RIEGEL, R. E. **Bioquímica**. 3 Ed. São Leopoldo: Ed. UNISINOS, 2001. 548 p.

ROMAN, J. A.; SGARBIERI, V. C. Caracterização Físico-química do Isolado Protéico de Soro de Leite e Gelatina de Origem Bovina. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 10, n. 2, p. 137-143, 2007.

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

SPIES, J. R. Colorimetric procedures for amino acids. **Methods in Enzymology**, v. 3, p. 467-477, 1957.

STECH, M. R.; CARNEIRO, D. J.; PIZAURO JÚNIOR, J. M. Fatores que afetam a produção de enzimas digestivas em peixes e o uso de enzimas exógenas como ferramentas em nutrição de peixes. **Ensaio e Ciência (Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde)**, v. XII, n. 2, p. 79-93, 2009.

TEDESCO, M. J. et al. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. 2ª Ed. Porto Alegre: Departamento de solos, UFRGS, 1995. 174p (Boletim Técnico, 5).

TONHEIM, S.K. et al. Pre-hydrolysis improves utilisation of dietary protein in the larval teleost Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus L.*) **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 321, p. 19–34, 2005.

VAN SOEST, P. J.; ROBERTSON, J. B.; LEWIS, B. A. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. **Journal of Dairy Science**, v. 74, n. 10, p. 3583-3597, 1991.

VERDOUW, H.; VAN ECHELD, C. J. A.; DEKKERS, E. M. J. Ammonia determination based on indophenols formation with sodium salicylate. **Water Research**, v. 12, n. 6, p. 399-402, 1978.

CAPÍTULO III

EFEITO DE MONO-, OLIGO- OU POLISSACARÍDEOS NO METABOLISMO E DESEMPENHO DE JUNDIÁ¹

Resumo: O objetivo deste trabalho foi avaliar qual a melhor fonte glicídica a ser utilizada em dieta semipurificada para juvenis de jundiá, levando em consideração parâmetros metabólicos e de desempenho zootécnico. Para tal testou-se em delineamento inteiramente casualizado, quatro fontes de carboidrato em três repetições: amido de milho, frutose, maltodextrina e sacarose. O experimento foi conduzido durante 40 dias em sistema de recirculação de água, onde foram alojados 25 peixes por tanque (70 litros) com peso médio inicial de $4,08 \pm 0,005$ g. Não foi detectada diferença significativa nos resultados de crescimento. Os animais do tratamento maltodextrina apresentaram a maior atividade de protease ácida, maior atividade de quimotripsina que aqueles alimentados com frutose, e ainda maior atividade de tripsina que os tratados com amido de milho. O índice hepatossomático também foi maior nos peixes alimentados com maltodextrina. A concentração de triglicérido no plasma foi superior nos animais do tratamento maltodextrina do que nos submetidos a amido de milho e sacarose. O nível de glicose plasmática e a concentração de glicose e glicogênio hepático foram superiores nos peixes alimentados com amido de milho em comparação aos do tratamento maltodextrina. A concentração de glicose hepática e a atividade da enzima alanina aminotransferase foram maiores nos animais submetidos à sacarose em relação aos peixes do tratamento maltodextrina. Os animais do tratamento amido de milho apresentaram a maior deposição de proteína corporal, maior coeficiente de retenção proteica que os animais tratados com frutose e sacarose, e menor composição e deposição de gordura corporal que os peixes submetidos à maltodextrina. De uma forma geral, pode-se concluir que a maltodextrina é aproveitada rapidamente pelos peixes, o que resulta em hiperglicemia e afeta negativamente a composição e deposição de nutrientes. Já o amido de milho promove adequada dinâmica energético-proteica, o que proporciona aos peixes maior deposição de proteína corporal com baixo teor de gordura no peixe inteiro. As fontes glicídicas avaliadas não comprometem o crescimento de juvenis de jundiá.

Palavras-chave: amido de milho; composição corporal; frutose; maltodextrina; *Rhamdia quelen*; sacarose

¹ Este trabalho foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais – UFSM. Número do processo: 103/2011

3.1 Introdução

A capacidade de utilização dos carboidratos pelos peixes está intrinsecamente ligada à complexidade molecular e o nível de inclusão deste nutriente na dieta, assim como, das características e atividade enzimática do trato digestório da espécie (KROGDAHL et al., 2005; SVIHUS et al., 2005). Os monossacarídeos (glicose e frutose) correspondem aos açúcares mais simples, contendo de três a seis carbonos. Estas unidades podem se unir por meio de ligações glicosídicas, resultando em moléculas com diversas variações estruturais, formando uma cadeia curta ou uma estrutura mais complexa (mais de 20 unidades), chamados oligossacarídeos (sacarose e maltose) e polissacarídeos (amido, glicogênio e celulose), respectivamente (WEBSTER; LIM, 2002; NELSON; COX, 2011).

Alguns peixes apresentaram melhor desempenho quando alimentados com glicose (carpa capim) (TIAN et al., 2004), outros com maltose (linguado japonês) (LEE et al., 2003), e já outros com amido de milho e dextrina (híbrido de “sunshine bass”) (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Além disso, certos animais demonstram melhor crescimento com amido na forma crua (jundiá) (PEDRON, 2010) e outros na forma gelatinizada (tilápia híbrida) (TAKEUCHI et al., 1994). Estas diferentes respostas podem estar relacionadas à habilidade digestiva e absorptiva entre as espécies, como também ao manejo alimentar e a temperatura da água de criação (HUNG et al. 1989; LEE et al., 2003). Geralmente espécies onívoras conseguem tolerar melhor a inclusão de fontes glicídicas na dieta devido às adaptações morfológicas e absorptivas que podem passar (ABELHA et al., 2001).

Nos estudos realizados com jundiá (*Rhamdia quelen*) sobre exigências nutricionais em proteína e energia (MEYER; FRACALLOSSI, 2004; SALHI et al., 2004), em lisina (MONTES-GIRAO; FRACALLOSSI, 2006) e relações carboidrato:lipídio (MORO et al., 2010), a dextrina foi utilizada como fonte glicídica em dietas semipurificadas, sendo que o nível de inclusão entre os trabalhos variou de 11,41 a 43,01%. No estudo de Moro et al. (2010) sobre a proporção de carboidrato:lipídio (0,3:1; 1,0:1; 2,0:1; 3,4:1; 4,6:1; 5,3:1; 5,6:1 e 6,5:1) para esta espécie, os autores não observaram efeito destas relações sobre o crescimento, conversão alimentar, concentração de proteínas, glicose e triglicerídeos no fígado.

No entanto, detectaram que o excesso de carboidrato na dieta reduz a utilização da proteína e o estoque de glicogênio hepático. Também foi constatado aumento na deposição de gordura corporal nas menores relações de carboidrato:lipídio. Assim, os autores indicaram que pode ser usada a relação 5,3:1, que corresponde a 15,7% de inclusão de dextrina.

Já Pedron et al. (2011) em estudo com juvenis de jundiá avaliando, em dietas práticas, diferentes proporções de amilose:amilopectina [26%/74% (IRGA 417), 16%/84% (IRGA 416) e 0%/100% (MOCHI)], incluíram 30% destas variedades de arroz, e observaram que o crescimento, composição corporal e rendimento de carcaça não foram afetados. Em outro experimento com esta mesma espécie, Pedron (2010) avaliou a inclusão de 30% de duas cultivares de arroz contendo 0% amilose/100% amilopectina (MOCHI) e 26% amilose/74% amilopectina (IRGA 417), nas formas de amido cru e gelatinizado. O autor verificou que a proporção de amilose:amilopectina não afetou o desempenho dos animais. Porém, menor crescimento e maior teor de lipídio corporal foram observados nos peixes alimentados com amido gelatinizado. Já os peixes da dieta com amido cru apresentaram maior deposição proteica e menor deposição de gordura. Isto pode estar relacionado com a habilidade do animal em lidar com a sobrecarga de glicose, quando se trata de fontes rapidamente degradadas. Algumas espécies adaptam-se melhor com fontes de lenta digestão, as quais proporcionam glicemia mais estável (RAWLES et al., 2008).

Dessa forma, observa-se que para o jundiá ainda não são claros os resultados quanto ao tipo de carboidrato mais adequado para a espécie. Logo, o objetivo deste estudo foi determinar qual fonte glicídica proporciona melhor equilíbrio digestivo-metabólico para o animal expressar o seu máximo desempenho em dietas semipurificadas.

3.2 Material e métodos

O experimento foi realizado no Laboratório de Piscicultura, Departamento de Zootecnia, da Universidade Federal de Santa Maria, (altitude 95 m, 29°43'S, 53°42'W) durante 40 dias, entre os meses de janeiro a março de 2012. Este ensaio

foi executado em sistema de recirculação de água, constituído por dois filtros biológicos com pedra britada, motobomba ($\frac{1}{2}$ CV), esterilizador UV Clarifier TetraPond® (GreenFree™ UV-2 18 W), duas resistências (2000 W), 12 tanques de 70 L com entrada e saída de águas independentes, e sistema de aeração.

Seguindo as metodologias descritas na AOAC (1995), primeiramente realizaram-se as seguintes análises bromatológicas nos ingredientes: a proteína bruta foi determinada pelo método de microKjeldahl ($N \times 6,25$); a gordura de acordo com Bligh e Dyer (1959); para determinar matéria seca as amostras permaneceram 24 h em estufa a 105°C , sendo que para obter o teor de cinzas as mesmas foram levadas para mufla a 550°C . Já a análise do perfil aminoacídico dos ingredientes (Tabela 2) foi realizada no Laboratório de Análises Micotoxicológicas (UFSM) através de espectroscopia de reflectância no infravermelho próximo (NIRS) (farinha de peixe) e por cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) (caseína). Fósforo e cálcio foram determinados segundo Tedesco et al. (1995), e a fibra em detergente neutro (FDN) conforme Van Soest et al. (1991). Com base nestas análises e nas exigências nutricionais já conhecidas para o jundiá e o catfish, formularam-se quatro rações semipurificadas isocalóricas (3.200 kcal de energia digestível/kg) e isoproteicas (37% de proteína bruta) contendo diferentes fontes de carboidrato, que foram avaliadas em três repetições no delineamento inteiramente casualizado (Tabela 1): amido de milho (AM), frutose (FRU), maltodextrina (MALTO), e sacarose (SAC).

Na preparação das dietas a mistura dos ingredientes secos, do óleo e da água foi feita de forma manual. Após as mesmas foram peletizadas em moedor elétrico, secas em estufa durante 24 h a 50°C . Estas rações também foram trituradas e armazenadas em freezer (-18°C).

Vinte dias antes do início do experimento, um lote de 1500 juvenis de jundiá originários da Estação de Piscicultura da Universidade de Passo Fundo/RS, com aproximadamente 30 dias de vida foram adaptados ao sistema e manejo experimental. Na biometria inicial os juvenis estavam sob jejum de 12h e foram anestesiados (benzocaína – 30 mg/L) para a aferição do peso. Para este estudo foram selecionados 25 juvenis para cada tanque, com peso médio de $4,08 \pm 0,005\text{g}$.

Quanto ao manejo experimental, às 8 e 16 h os tanques e os biofiltros foram limpos (sifonagem), para retirada de excretas e sobras de alimento. E às 9, 13 e 17 h os peixes foram alimentados na taxa média de 5,6% da biomassa/dia. Sendo que

a cada 10 dias de experimento realizou-se a pesagem do lote de peixes de cada tanque, para ajustar a quantidade de ração ofertada. Também foram realizados ajustes entre as biomassas quando se detectou falta de alimento.

Tabela 1 – Formulação dos tratamentos experimentais (%)

Ingredientes	Fontes glicídicas ¹			
	AM	FRU	MALTO	SAC
Caseína ²	20	20	20	20
Farinha de peixe ³	31,36	31,36	31,36	31,36
DL-metionina	0,439	0,439	0,439	0,439
Amido de milho ⁴	27,50	-	-	-
Frutose ²	-	25,55	-	-
Maltodextrina ⁵	-	-	26,30	-
Sacarose ²	-	-	-	25
Celulose microcristalina ²	5,82	7,65	6,9	8,2
Óleo de canola	4,546	4,675	4,671	4,671
Óleo de fígado de bacalhau	2	2	2	2
Vitaminas e minerais ⁶	3	3	3	3
Vitamina C	0,05	0,05	0,05	0,05
Cloreto de sódio iodado	0,5	0,5	0,5	0,5
Fosfato bicálcico	2,81	2,81	2,81	2,81
Melbond ^{®7}	2	2	2	2
Butil-hidroxi-tolueno	0,02	0,02	0,02	0,02

¹ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

² Synth[®], Diadema/SP.

³ Farinha de resíduos de jundiá.

⁴ APTI[®], Chapecó/SC.

⁵ D.N.A. Design Nutrição Avançada, Poços de Caldas/MG.

⁶ Composição da mistura vitamínica e mineral (Mig Fish 1% de inclusão): Ác. Fólico: 300mg, Ác. Pantotênico: 3000mg, Ác. Glutâmico: 1mg, Cobalto: 60mg, Cobre: 1000mg, Colina: 102120 mg, Ferro: 5000mg, Biotina: 60 mcg, Iodo: 45mg, Manganês: 8000mg, Magnésio: 5%, Selênio: 60mg, Vit.A: 1000UI, Vit. B1: 1500mg, Vit. B2: 1500mg, Vit. B6: 1500mg, Vit. B12: 2000mcg, Vit. C: 15000 mg, Vit. D: 240 UI, Vit. E: 10000 mg, Vit. K: 400 mg, Zinco: 14000mg, Inositol 10000 mg, Niacina 9000 mg, antioxidante: 792 mg. Mig Plus[®], Casca/RS.

⁷ Lignosulfonato de cálcio e magnésio (Aglutinante e palatabilizante) - Ligno Tech Brasil[®], São Paulo/SP.

Tabela 2 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural)

Componentes ²	Fontes glicídicas ¹			
	AM	FRU	MALTO	SAC
Proteína bruta	37	37	37	37
Lisina	2,98	2,98	2,98	2,98
Metionina+Cistina	1,37	1,37	1,37	1,37
Treonina	1,63	1,63	1,63	1,63
Triptofano	1,21	1,21	1,21	1,21
Valina	1,98	1,98	1,98	1,98
Isoleucina	1,51	1,51	1,51	1,51
Leucina	3,03	3,03	3,03	3,03
Fenilalanina	1,7	1,7	1,7	1,7
Histidina	1,93	1,93	1,93	1,93
Arginina	2,3	2,3	2,3	2,3
Energia digestível (kcal/kg) ³	3200	3200	3200	3200
Extrato etéreo	8,83	8,89	8,89	8,89
FDN ⁴	5,54	7,29	6,57	7,81
CSDN ⁵	28,15	28,14	28,16	28,16
Matéria mineral	5,28	5,28	5,33	5,28
Cálcio	2,06	2,06	2,06	2,06
Fósforo	1,1	1,1	1,1	1,1
Relação Ca/P	1,87	1,87	1,87	1,87

¹ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

² Calculado a partir das análises dos ingredientes.

³ Energia digestível= [(PB*5640 kcal/kg*0,9) +(EE*9510 kcal/kg *0,85)+(CSDN*4110 kcal/kg *0,50)] (Jobling, 1983).

⁴ FDN: fibra em detergente neutro.

⁵ CSDN: Carboidratos solúveis em detergente neutro= 100-(umidade+ proteína bruta+matéria mineral+ extrato etéreo+fibra em detergente neutro).

No decorrer do experimento as análises dos parâmetros físicos e químicos da água foram feitas uma vez por semana, exceto oxigênio e temperatura que foram verificados diariamente. Para medição do oxigênio (ppm) e temperatura (°C) foi utilizado oxímetro digital (modelo 550A -YSI-Yellowsprings-EUA), e para aferição do pH um pHmetro digital (Servylab-mPA/210). A amônia total foi determinada pelo

método colorimétrico Indotest, o nitrito pelo método da alfa-naftilamina segundo Fries (1971), a dureza total pelo método titulação de complexação, e a alcalinidade total pelo método titulação de neutralização. Estas análises estão descritas no manual de análises APHA (2005). Os parâmetros físicos e químicos da água mantiveram-se dentro dos níveis apropriados para a criação do jundiá durante todo o período experimental (BALDISSEROTTO; SILVA, 2004), e foram obtidas as seguintes médias: $5,95 \pm 0,18$ ppm para oxigênio dissolvido; $25,28 \pm 0,23^\circ\text{C}$ de temperatura; $7,07 \pm 0,11$ de pH; $0,25 \pm 0,04$ ppm para amônia total; $0,12 \pm 0,03$ ppm de nitrito; $42,80 \pm 7,52$ mg $\text{CaCO}_3 \text{ L}^{-1}$ para dureza total e $39,14 \pm 5,38$ mg $\text{CaCO}_3 \text{ L}^{-1}$ de alcalinidade total.

No final do experimento (40 dias) os animais foram submetidos a jejum de 12 h e anestesiados com benzocaína (30 mg/L) para a coleta dos dados. Foram colhidas amostras de sangue de nove peixes por tratamento (três peixes/tanque) através de punção na veia caudal, utilizando-se seringa com anticoagulante (heparina). Estas amostras foram acondicionadas em microtubos tipo Eppendorf que também possuíam heparina, e em seguida foram centrifugadas (1000 g) durante 10 min. O plasma obtido foi acondicionado em tubos Eppendorf e refrigerado para posterior realização das seguintes análises: triglicerídeos (mg/dL), colesterol total (mg/dL), glicose (mg/dL), proteínas totais (g/dL), albumina (g/dL), para isto utilizou-se kits colorimétricos (Doles[®]). Além disso, foi determinada a concentração de aminoácidos livres de acordo com Spies (1957).

Estes peixes utilizados para a coleta de sangue foram sacrificados por secção medular e eviscerados, assim obteve-se: peso e comprimento do peixe inteiro, peso do fígado e da gordura celomática, o peso e comprimento do trato digestório. Com estes dados calculou-se: índice hepatossomático [IHS (%)] = (peso fígado/peso do peixe inteiro) x 100; índice de gordura celomática [IGC(%)] = peso da gordura celomática/peso inteiro x 100; e índice digestivo-somático [IDS (%)] = (peso do trato digestório/peso do peixe inteiro) x 100.

O tecido hepático e o trato digestório foram congelados, para posterior preparação dos extratos celulares e realização das análises bioquímicas. Para determinar a quantidade de proteína no fígado segundo Bradford (1976), foi adicionado KOH nas amostras (50 mg), em seguida estas foram submetidas ao aquecimento (100°C). Também deste extrato retirou-se uma parte e nela adicionou-se etanol para hidrolisar e precipitar o glicogênio, depois da centrifugação (1000 g, 10

min), determinou-se glicose no sobrenadante (PARK; JOHNSON, 1949). Outras amostras de fígado (50 mg) foram homogeneizadas em tampão fosfato de potássio 20mM (pH=7,5) e centrifugadas (1000 g, 10 min), sendo mensuradas no sobrenadante a atividade das enzimas aspartato aminotransferase (AST, U/L) e alanina aminotransferase (ALT, U/L) (MELO, 2004) com o uso de kits colorimétricos (Doles[®]) e a quantidade de aminoácidos livres (SPIES,1957). Ainda em outras amostras de fígado (50 mg) foi acrescentado o TCA10% para proceder a homogeneização e posterior centrifugação (1000 g) durante 10 min, no sobrenadante foram quantificadas a amônia (VERDOUW et al., 1978) e a glicose (PARK; JOHNSON, 1949).

Com relação ao trato digestório, as amostras de estômago e intestino foram pesadas separadamente para calcular a quantidade de tampão (10 mM fosfato/20 mM tris) necessária para a homogeneização destes tecidos. Após centrifugação (1000 g) de 10 min, o sobrenadante foi conservado em freezer para que em breve fossem utilizados nos ensaios enzimáticos. A maltase foi determinada segundo Corrêa et al. (2007), utilizando-se a maltose como substrato, sendo que a glicose foi determinada pelo método da glicose oxidase (kit-Labtest). Uma unidade desta enzima corresponde 1 μ mol de glicose liberada da maltose por min/mg de proteína. A atividade de amilase foi determinada com adaptações ao protocolo de Bernfeld (1955), e seguindo a metodologia de Park e Johnson (1949) determinou-se a hidrólise do amido. Uma unidade desta enzima foi definida como 1 μ mol de glicose liberada do amido por min/mg de proteína. A atividade da lipase foi medida utilizando-se o substrato p-fenil meristato, de acordo com metodologia proposta em Gawlicka et al. (2000). Uma unidade desta enzima foi definida como 1 μ mol de substrato/min, sendo a atividade da enzima expressa em min/mg de proteína.

A quantidade de proteína nos extratos de estômago e intestino foi determinada pelo método de Bradford (1976), usando albumina de soro bovino (1 mg/mL) como padrão. A atividade de protease ácida foi determinada de acordo com a técnica descrita por Hidalgo et al. (1999), utilizando-se a caseína como substrato, e a tirosina como padrão, sendo que uma unidade de enzima foi definida como a quantidade de enzima necessária para catalisar a formação de 1 μ g de tirosina por 1 min/mg de proteína. Já atividade de quimotripsina e tripsina foram determinadas conforme Hummel (1959), usando-se N-Benzoyl-L-tyrosine ethyl ester (BTEE) como

substrato para determinar quimotripsina e N_{α} -p-Tosyl-L-arginine methyl ester hydrochloride (TAME) para tripsina. Uma unidade de ambas as enzimas foi definida como a quantidade de enzima necessária para hidrolisar 1 μ g de substrato (TAME ou BTEE) por min/mg proteína.

Também aos 40 dias de experimento foram coletados dados de peso e comprimento total dos peixes, e com estes dados foram realizados cálculos para obtenção dos seguintes parâmetros: taxa de crescimento específico [TCE (%/dia)]= $[(\ln(\text{peso final}) - \ln(\text{peso inicial}))/\text{dias}] \times 100$, sendo: \ln = logaritmo neperiano; ganho em peso diário [GPD (g/dia)]= $(\text{peso final} - \text{peso inicial})/\text{dias}$; ganho de peso relativo [GPR(%)] = $[(\text{peso final} - \text{peso inicial})/\text{peso inicial}] \times 100$; fator de condição (FC) = $\text{peso}/(\text{comprimento total})^3 \times 100$; conversão alimentar aparente (CAA) = $\text{alimento consumido}/\text{ganho em peso}$; eficiência alimentar (EA) = $\text{ganho em peso}/\text{consumo de matéria seca}$ e taxa de eficiência proteica (TEP)= $\text{ganho em peso (g)}/\text{proteína ingerida (g)}$.

Para a análise da composição centesimal do peixe inteiro foram selecionados na biometria inicial alguns juvenis de jundiá com a mesma média de peso dos animais que comporiam o experimento, estes peixes foram anestesiados, sacrificados através de secção medular e triturados, totalizando seis amostras. Este procedimento também foi realizado aos 40 dias de experimento, no entanto foram amostrados nove peixes por tratamento (três peixes/tanque). As amostras foram conservadas em freezer, para a realização das seguintes análises descritas na AOAC (1995): umidade (60°C por 24 h e após 105°C por 12 h), cinzas (550°C, 4 h), proteína bruta (microKjeldahl, $N \times 6,25$) e gordura (BLIGH; DYER 1959). Com estes dados, calculou-se: deposição de gordura corporal: $\text{GTD(g)} = [\text{Pf} * (\% \text{GCf}/100)] - [\text{Pi} * (\% \text{GCi}/100)]$, deposição de proteína corporal: $\text{PTD(g)} = [\text{Pf} * (\% \text{PBCf}/100)] - [\text{Pi} * (\% \text{PBCi}/100)]$, e o coeficiente de retenção proteica: $\text{CRP(\%)} = 100 * [(\text{Pf} * \text{PBCf}) - (\text{Pi} * \text{PBCi})] / \text{AtC} * \text{PBr}$, sendo: GCi e GCf= gordura corporal inicial e final Pi e Pf= pesos iniciais e finais dos peixes, PBCi e PBCf= proteína corporal inicial e final, AtC=alimento consumido na matéria seca e PBr=Proteína bruta da ração em %.

Em relação às análises estatísticas (SAS[®] 2001), primeiramente excluiu-se os valores aberrantes (*outliers*), usando o critério da média \pm (2*desvio padrão). Também foi realizado teste de normalidade de Shapiro-Wilk, e logo após análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey em nível de 5% de significância.

3.3 Resultados e discussão

A eficiência de digestão e absorção dos nutrientes está diretamente ligada à ação enzimática (DE SILVA; ANDERSON, 1995; HIDALGO et al., 1999). Sendo que a quantidade secretada de cada enzima e a capacidade de digerir e aproveitar determinados alimentos depende da constituição nutricional do alimento e das particularidades anatômicas e atividade enzimática de cada espécie (BALDISSEROTTO, 2009; SILVEIRA et al., 2009).

A protease ácida inicia a digestão de proteínas hidrolisando essencialmente ligações peptídicas que envolvam aminoácidos aromáticos como, triptofano, fenilalanina e tirosina. Em outros tipos de ligações o ataque enzimático será mais lento. As frações proteicas resultantes serão hidrolisadas no intestino pelas enzimas pancreáticas (tripsina, quimotripsina, carboxipeptidases e elastase) e também por enzimas produzidas pela própria mucosa intestinal. A quimotripsina também hidrolisa especialmente as ligações peptídicas em que participam certos aminoácidos aromáticos. Em contrapartida a tripsina age sobre as ligações que estejam presentes aminoácidos básicos (lisina e arginina) (RIEGEL, 2001; NELSON; COX, 2011).

No presente estudo, os peixes alimentados com maltodextrina (MALTO) exibiram a maior atividade de protease ácida, maior ação de quimotripsina em relação aos tratados com frutose (FRU), e ainda maior atuação da enzima tripsina em comparação aos animais submetidos ao amido de milho (AM) (Tabela 3). Como a base proteica das dietas era idêntica não esperava-se diferença significativa na atividade destas enzimas. Mas, diante destes resultados, pode-se inferir que a maltodextrina induz a atividade de enzimas proteolíticas. Além disso, é possível que a tripsina tenha desencadeado maior atividade de quimotripsina, uma vez que a tripsina ativa os zimogênios da quimotripsina (HIDALGO et al., 2011).

Constatou-se também maior atividade de lipase nos animais do tratamento MALTO em relação aos peixes submetidos à FRU (Tabela 3). Somado a isto, os peixes tratados com MALTO tiveram maior concentração de triglicérido no plasma em relação aos peixes alimentados com AM e sacarose (SAC) (Tabela 4). Além disto, o índice hepatossomático foi maior nos animais do tratamento MALTO (Tabela 3). Também verificou-se maior teor de gordura no peixe inteiro nos animais tratados

com MALTO que nos peixes submetidos ao AM . E maior deposição de gordura nos animais alimentados com MALTO em comparação aqueles tratados com AM e SAC (Figura 1 e Tabela 5). Dessa forma, pode-se inferir que a maltodextrina foi rapidamente absorvida e metabolizada pelos animais gerando um estado de hiperglicemia. A glicose que não foi utilizada pelos tecidos foi destinada para a síntese de triglicerídeo, que foi transportado para o plasma ou depositada na forma de gordura no fígado e tecido adiposo (NELSON; COX, 2011).

Tabela 3 – Atividade enzimática e índices digestivos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes glicídicas ³				dpr ⁴	P ⁵
	AM	FRU	MALTO	SAC		
Amilase	0,15	0,15	0,19	0,20	0,07	NS
Maltase	2,58	2,52	3,81	3,06	0,98	NS
Lipase	14,20 ^a	8,51 ^c	15,36 ^a	13,71 ^a	2,03	*
Protease ácida	135,7 ^b	147,77 ^b	180,08 ^a	135,75 ^b	19,99	*
Quimotripsina	4726,2 ^{ab}	4496,6 ^b	5403,7 ^a	4874,9 ^{ab}	678,33	*
Tripsina	6,11 ^c	6,59 ^{bc}	7,27 ^{ab}	7,97 ^a	0,80	*
IHS	1,61 ^b	1,7 ^b	2,4 ^a	1,62 ^b	0,25	*
IGC	1,31	0,87	1,6	1,07	0,58	NS
IDS	3,06 ^c	4,18 ^a	3,1 ^c	3,7 ^b	0,33	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: Amilase: μmol de amido/min/mg de proteína; maltase: μmol de maltose/min/mg de proteína; lipase: μmol de p-fenil meristato/minuto/mg de proteína; protease ácida: μg de tirosina/min/mg de proteína; quimotripsina: μmol de BTEE/min/mg de proteína; Tripsina: μmol de TAME/min/mg de proteína; IHS: índice hepatossomático (%); IGC: índice de gordura celomática (%); IDS: índice digestivo-somático (%).

³ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

Tabela 4 – Parâmetros metabólicos plasmáticos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes glicídicas ³				dpr ⁴	P ⁵
	AM	FRU	MALTO	SAC		
Proteínas Totais	3,32	3,07	3,12	3,36	0,23	NS
Albumina	0,36	0,25	0,35	0,26	0,10	NS
Aminoácidos	4,1	4,5	4,0	4,2	0,64	NS
Glicose	52,20 ^a	45,92 ^{ab}	39,39 ^b	45,07 ^{ab}	6,35	*
Triglicerídeos	414,5 ^b	423,4 ^{ab}	529,0 ^a	400,42 ^b	74,49	*
Colesterol	125,2 ^{ab}	117,07 ^{ab}	103,52 ^a	127,41 ^a	15,45	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: Proteínas Totais: g/dL; albumina: g/dL; Aminoácidos livres: mmol/dL; Glicose: mg/gL; Triglicerídeos: mg/gL; Colesterol total: mg/gL. Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

³ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

Tabela 5 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes glicídicas ³				dpr ⁴	P ⁵
	AM	FRU	MALTO	SAC		
Umidade (%)	76,47 ^a	74,02 ^b	74,32 ^b	75,20 ^b	0,92	*
Cinza (%)	2,70	2,53	2,64	2,71	0,27	NS
Proteína (%)	14,83	15,34	14,92	15,01	0,48	NS
GTD (g)	1,88 ^b	2,35 ^{ab}	2,51 ^a	1,92 ^b	0,38	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: GTD: gordura total depositada.

³ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

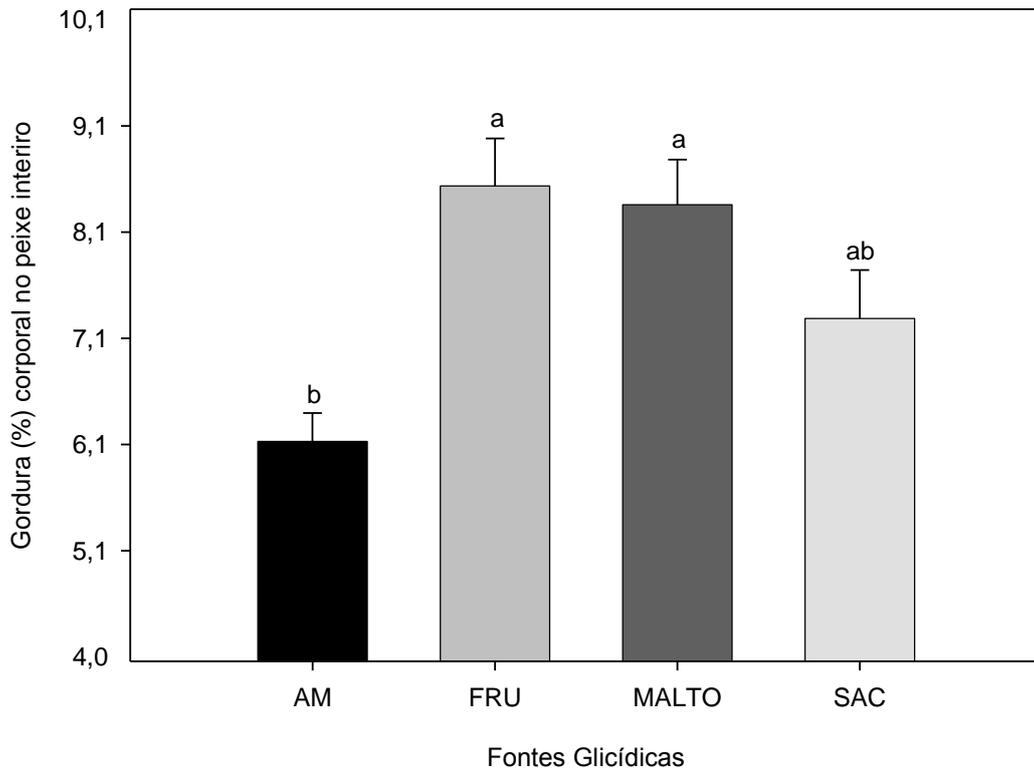


Figura 1 – Gordura corporal no peixe inteiro de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Resultados semelhantes foram encontrados por Pedron (2010) em juvenis de jundiá (peso inicial=14,3 g), quando alimentados com fontes de amido que variaram as proporções entre as estruturas amilose e amilopectina na forma crua ou gelatinizada, onde os peixes apresentaram maior índice hepatossomático e gordura corporal quando alimentados com amido gelatinizado. Neste estudo, os animais que receberam dieta com maior proporção de amilopectina associada ao processo de gelatinização do amido, exibiram alta concentração de triglicerídeos plasmáticos. Assim, pode-se inferir que esta espécie não tolera glicose altamente disponível, sendo a mesma rapidamente absorvida no intestino, metabolizada e depositada na forma de gordura corporal e no fígado, justificando o aumento no índice hepatossomático. A amilopectina contribui para este evento, pois sua estrutura

ramificada permite a atuação da enzima em diversos pontos da molécula (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Como também, é possível que o excesso de energia tenha ativado a lipogênese, resultando no aumento dos triglicerídeos na circulação sanguínea.

Em outro trabalho com esta mesma espécie, quando alimentados com fonte de carboidrato considerada de lenta digestão (maior teor de amilose), os animais apresentaram menor concentração de triglicerídeos no plasma (PEDRON, 2010). Isto pode ser explicado pela glicemia mais estável, evitando excesso de glicose que poderia ativar vias lipogênicas. No entanto, esta digestão mais lenta pode ativar vias gliconeogênicas, fazendo com que aminoácidos sejam catabolizados para suprir a demanda por energia (KUMAR et al., 2010). Isto não foi constatado no presente estudo, pois observou-se nos peixes alimentados com amido de milho (AM) que houve maior deposição proteica, maior coeficiente de retenção proteica em comparação aos submetidos aos tratamentos SAC e FRU, e menor teor de gordura no peixe inteiro em relação ao FRU e MALTO (Figuras 1 e 2). Desse modo, percebe-se que a estrutura molecular mais complexa do amido, embora requeira maior tempo de digestão, quando comparado a fontes com estrutura mais simples (sacarose), mas isto não afetou a eficiente utilização dos aminoácidos, como pode-se notar com os resultados de retenção e deposição proteica. Portanto, é possível deduzir que a eficiência de utilização dos carboidratos pode melhorar conforme a sua estrutura molecular, fazendo com que a glicose seja distribuída mais uniformemente para os tecidos, amenizando o estado de hiperglicemia (WILSON, 1994; RAWLES et al., 2008).

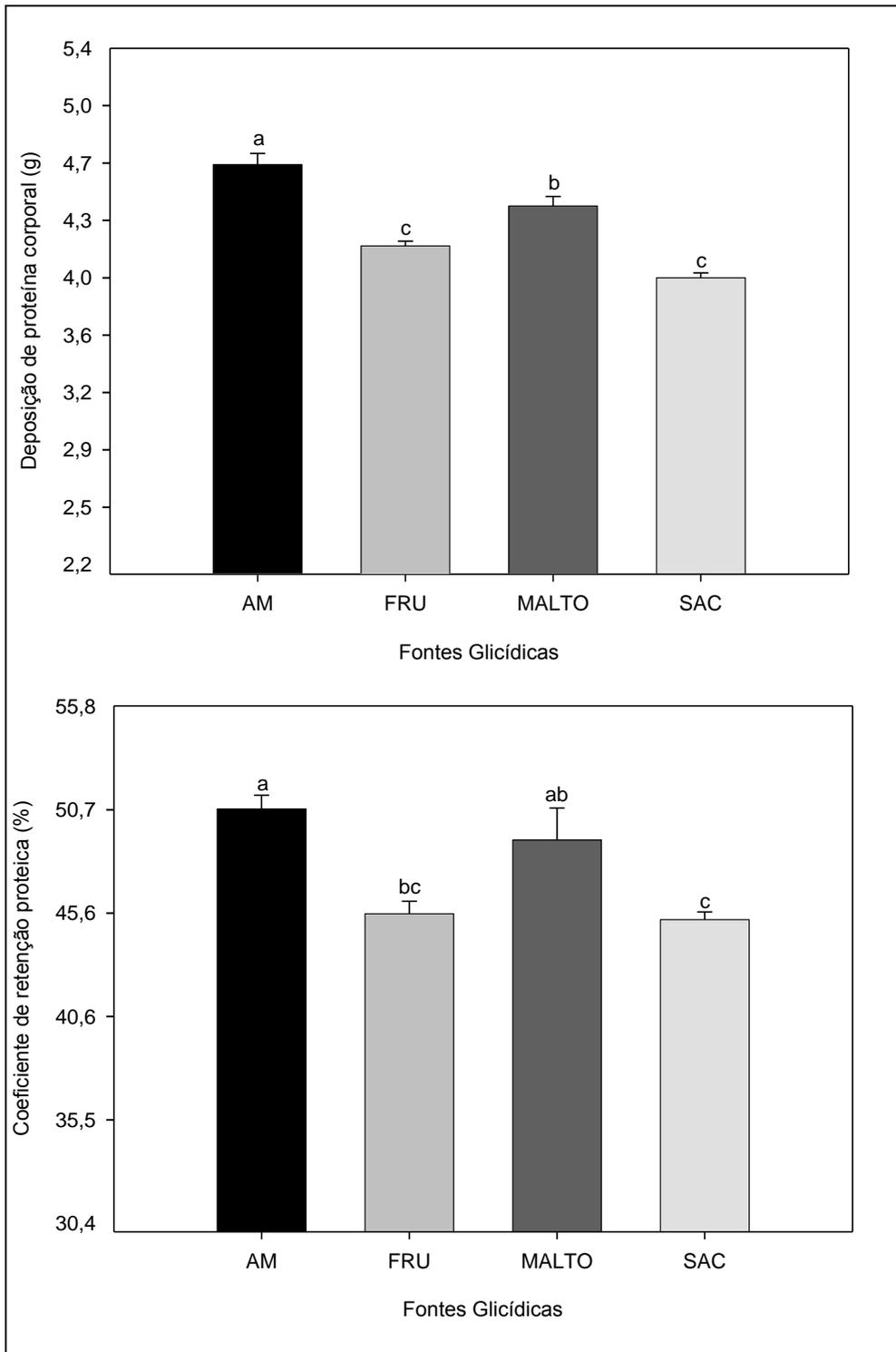


Figura 2 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Os peixes submetidos ao tratamento FRU exibiram o maior índice digestivo somático (Tabela 3). Alteração como esta no trato digestório pode indicar alguma adaptação morfológica causada pela composição da dieta (ABELHA et al., 2001). Os animais alimentados com FRU também apresentaram alta taxa de glicose no plasma e no fígado, alta concentração de colesterol plasmático (Tabelas 4 e 6), elevados níveis de glicogênio hepático e alto teor de gordura corporal (Figuras 1 e 3). Possivelmente estes animais estavam submetidos à sobrecarga de glicose, sendo que encontravam-se ativadas as vias lipogênicas e glicogênicas, nas quais os peixes armazenam energia na forma de gordura no tecido adiposo e na forma de glicogênio no fígado, respectivamente (CHAMPE et al., 2009; AHMAD et al., 2012).

Tabela 6 – Parâmetros metabólicos e atividade enzimática no fígado de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes glicídicas ³				dpr ⁴	P ⁵
	AM	FRU	MALTO	SAC		
Proteína	63,94 ^a	64,88 ^a	51,04 ^b	57,86 ^{ab}	7,97	*
Aminoácidos	77,71 ^{ab}	61,43 ^b	99,77 ^a	75,76 ^{ab}	19,49	*
Amônia	4,01	4,15	3,74	4,0	0,82	NS
Glicose	55,69 ^b	67,39 ^a	39,63 ^c	72,23 ^a	4,44	*
AST	1119,2	1141,3	1350,2	1165,6	312,17	NS
ALT	33,47 ^{ab}	31,47 ^{ab}	27,95 ^b	38,06 ^a	5,24	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: Proteína: mg de proteína/g de tecido; Aminoácidos livres: µmol de aminoácidos/g de tecido; Amônia: µmol de amônia/g de tecido; Glicose: µmol de glicose/g de tecido; AST: Aspartato aminotransferase (UI/mg de tecido); ALT: alanina aminotransferase (UI/mg de tecido).

³ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

Os animais do tratamento AM apresentaram quadro metabólico parecido. No entanto, como foi observada nos peixes deste tratamento a maior deposição de proteína corporal, maior coeficiente de retenção proteica do que aqueles submetidos ao FRU e SAC, menor teor de gordura no peixe inteiro quando comparado aos animais alimentados com FRU e MALTO (Figuras 1 e 2), e menor deposição de gordura em relação aos do MALTO (Tabela 5), pode-se deduzir que o amido

promoveu disponibilidade de glicose tanto para reserva de energia (glicogênio) quanto para utilização energética imediata. Desse modo, os peixes conseguiram maximizar a utilização da fonte proteica para reposição de tecidos e síntese proteica (HEMRE et al., 2002; NELSON; COX, 2011).

Resultados similares foram constatados nos peixes tratados com SAC, pois devido à alta concentração de colesterol total plasmático e de glicose no plasma e no fígado (Tabelas 4 e 6) pode-se supor que os peixes estavam realizando lipogênese. E como a atividade de ALT estava alta (Tabela 6), isto pode indicar que os peixes degradavam proteína para realizar este processo, como também, utilizavam as reservas de glicogênio, já que as mesmas encontravam-se baixas (Figura 3), ou seja, os peixes também realizavam glicogenólise, na qual o animal usa reservas de energia prontamente disponíveis para manter a glicemia (CHAMPE et al., 2009; NELSON; COX, 2011).

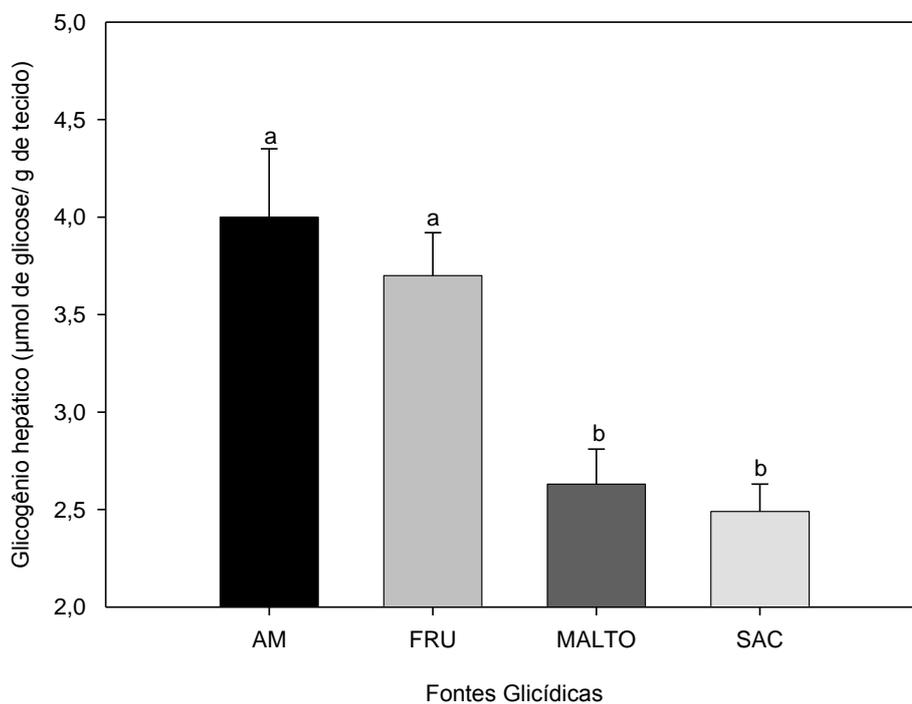


Figura 3 – Glicogênio hepático de juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Não foi constatada diferença significativa para os parâmetros de desempenho zootécnico (Tabela 7). Mas, cabe destacar os resultados de taxa de crescimento específico (4,9 - 5,3 %/dia), ganho em peso diário (0,62 - 0,75 g), taxa de eficiência proteica (2,90 - 3,36) e conversão alimentar aparente (0,80 - 0,93), pois números como estes não são comuns com dietas semipurificadas para jundiá. Os baixos valores de conversão alimentar aparente observados podem ser explicados pela boa genética dos animais e pelo cuidado diário na quantidade de alimento ofertado.

Discordando destes resultados Rawles e Lochmann (2003) observaram em híbridos de “sunshine bass” (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*) alimentados com 25% de dextrina, glicose ou amido de milho com diferentes relações de amilopectina/amilose (30%/70%, 70%/30% e 100%/0%), que os peixes tratados com 70% de amilose apresentaram maior ganho em peso juntamente com os que receberam dextrina. Também foi detectada menor taxa de gordura intraperitoneal nos animais das dietas com 30 e 70% de amilose. Os autores atribuíram este resultado à complexidade da fonte de carboidrato, exigindo que a digestão ocorresse mais lentamente, proporcionando glicemia mais estável. Dessa forma, a necessidade de energia foi atendida constantemente, evitando o uso da proteína como fonte energética.

Colaborando com os resultados do presente trabalho, Enes et al. (2010) em estudo com “gilthead sea bream” também não observaram efeito no crescimento dos peixes avaliando a inclusão de 20% de amido de milho pré-gelatinizado, dextrina, maltose ou glicose na ração. Porém, verificaram que a eficiência alimentar foi menor nos peixes alimentados com glicose em comparação aos animais das dietas com dextrina ou maltose, e os peixes do tratamento com glicose também apresentaram menor taxa de eficiência proteica. Os autores ressaltam que isto se deve a complexidade da fonte glicídica.

Tabela 7 – Parâmetros zootécnicos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes fontes glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Fontes glicídicas ³				dpr ⁴	P ⁵
	AM	FRU	MALTO	SAC		
Peso (g)	34,12	30,07	32,50	29,08	3,14	NS
CT (cm)	14,82	14,29	14,46	14,15	0,35	NS
FC	1,04	1,03	1,06	1,02	0,04	NS
TCE (%/dia)	5,3	4,99	5,16	4,9	0,23	NS
CAA	0,80	0,93	0,86	0,92	0,05	NS
EA	1,24	1,07	1,16	1,08	0,07	NS
TEP	3,36	2,9	3,14	2,93	0,19	NS
GPD (g/dia)	0,75	0,65	0,71	0,62	0,08	NS
GPR (%)	736,42	637,06	696,63	612,78	76,93	NS

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: CT: comprimento total; FC: fator de condição; TCE: taxa de crescimento específico; CAA: conversão alimentar aparente expressa com o consumo de alimento na matéria seca; EA: eficiência alimentar com o consumo de alimento na matéria seca; TEP: taxa de eficiência proteica com o consumo de alimento na matéria seca; GPD: ganho em peso diário; GPR: ganho em peso relativo.

³ Fontes glicídicas: AM: amido de milho, FRU: frutose, MALTO: maltodextrina, SAC: sacarose.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: NS=não significativo (P>0,05).

Similarmente, Lee et al. (2003) também detectaram, em juvenis de linguado japonês (*Paralichthys olivaceus*), maior taxa de eficiência proteica e alimentar nos peixes das dietas com 15-25% de dextrina em relação às outras formulações (15% celulose, 15% maltose e 15% glicose). Por conseguinte, percebe-se que os dissacarídeos e polissacarídeos são melhor utilizados por algumas espécies que os monossacarídeos, isto pode ser explicado pelo aporte mais lento de glicose ao fígado, pois exigem ação enzimática antes de serem absorvidos (DENG et al., 2001; KAUSHIK, 2001).

3.4 Conclusões

O amido de milho proporciona aos animais adequado ritmo energético-proteico, o que resulta em maior deposição de proteína corporal e baixo teor de

gordura no peixe inteiro. O crescimento de juvenis de jundiá não é afetado pela estrutura molecular das fontes de carboidrato testadas.

Agradecimentos

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida a Viviani Corrêia; aos professores e alunos do Laboratório de Piscicultura (Departamento de Zootecnia/UFSM) e ao Laboratório de Análises Micotoxicológicas (LAMIC/CCR/UFSM).

Referências bibliográficas

ABELHA, M. C. F.; AGOSTINHO, A. A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 23, n. 2, p. 425-434, 2001.

AHMAD, M.; QURESHI, T. A.; SINGH, A. B. Effect of dietary protein, lipid and carbohydrate contents on the liver composition and enzyme activity of *Cyprinus carpio communis* fingerlings. **International Journal of Fisheries and Aquaculture**, v. 4, n. 2, p. 22-29, 2012.

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

APHA. American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Waste water**. 21th ed. Washington: DC, 2005. 1368 p.

BALDISSEROTTO, B.; SILVA, L. V. F. Qualidade da água. In: _____; RADÜNZ NETO, J. **Criação do jundiá**. Santa Maria: Ed.UFSM, 2004, p. 73-94.

_____. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. 2ª Ed. Santa Maria: Ed. da UFSM, 2009. 352p.

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.

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

BRADFORD M.M., A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976.

CHAMPE, P. C.; HARVEY, R. A.; FERRIER, D. R. **Bioquímica Ilustrada**. 4^a ed. Porto Alegre: Artmed, 2009 . 528 p.

CORREA, C. F. et al. Responses of digestive enzymes of tambaqui (*Colossoma macropomum*) to dietary cornstarch changes and metabolic inferences. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A, v. 147, p. 857–862, 2007.

DENG, D.F.; REFSTIE, S.; HUNG, S.S.O. Glycemic and glycosuric responses in white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) after oral administration of simple and complex carbohydrates. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 199, p. 107–117, 2001.

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

ENES, P. et al. Growth performance and metabolic utilization of diet including starch, dextrin, maltose or glucose as carbohydrate source by gilthead sea bream (*Sparus aurata*), **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 36, p. 903-910, 2010.

FRIES, J. **Análisis de trazas: métodos fotométricos comprobados**. Darmstadt: Merck, 1971. 184p.

GAWLICKA, A. et al. Activity of digestive enzymes in yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossu hippoglossus*): indication of readiness for first feeding. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 184, p. 303-314, 2000.

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

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

HIDALGO, B. F. et al. Digestive enzymes of two freshwater fish (*Limia vittata* and *Gambusia punctata*) with different dietary preferences at three developmental stages. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part B, v. 158, n. 2, p. 136-141, 2011.

HUMMEL, B. C. W. A modified spectrophotometric determination of chymotrypsin, trypsin and thrombin. **Canadian Journal Biochemistry Physiology**, v. 37, n. 12, p. 1393-1399, 1959.

HUNG, S.S.O. et al. Ability of juvenile white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) to utilize different carbohydrate sources. **Journal of Nutrition**, v. 119, p. 727-733, 1989.

JOBLING, M. A short review and critic of methodology used in fish growth and nutrition studies. **Journal of Fish Biology**, v. 23, p. 685-703, 1983.

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

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

KUMAR, V. 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**, v. 36, n. 3, p. 491-499, 2010.

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

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.

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

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**, 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**, v. 41, n. 3, p. 394-400, 2010.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. 5 ed. New York: W. H. Freeman, 2011.

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

PEDRON, F. A. **Composição e gelatinização do amido na resposta biológica do jundiá (*Rhamdia quelen*)**. Santa Maria, 2010. 111f. Tese (Doutor em Zootecnia). Programa de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, 2010.

_____ et al. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 63, n. 5, p. 1200-1207, 2011.

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.

_____; SMITH, S.B.; GATLIN III D.M. Hepatic glucose utilization and lipogenesis of hybrid striped bass (*Morone chrysops* X *Morone saxatilis*) in response to dietary carbohydrate level and complexity. **Aquaculture Nutrition**, v. 14, p. 40-50, 2008.

RIEGEL, R. E. **Bioquímica**. 3 Ed. São Leopoldo: Ed. UNISINOS, 2001. 548 p.

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

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**, v. 231, p. 435-444, 2004.

SILVEIRA, U. S.; LOGATO, P. V. R.; PONTES, E. C. Utilização e metabolismo dos carboidratos em peixes. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 6, n. 1, p. 817-836, jan./fev. 2009. Disponível em http://www.nutritime.com.br/arquivos_internos/artigos/079V6N1P817_836_JAN2009_.pdf. Acesso em: 02 jul. 2011.

SPIES, J. R. Colorimetric procedures for amino acids. **Methods in Enzymology**, v. 3, p. 467-477, 1957.

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**, v. 122, n. 3-4, p. 303-320, 2005.

TAKEUCHI, T.; HERNÁNDEZ, M.; WATANABE, T. Nutritive value of gelatinized corn meal as a carbohydrate source to grass carp and hybrid tilapia *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. **Fisheries Science**, v. 60, n. 5, p. 573-577, 1994.

TEDESCO, M. J. et al. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. 2ª Ed. Porto Alegre: Departamento de solos, UFRGS, 1995. 174p (Boletim Técnico, 5).

TIAN, L-X., et al. Utilization of glucose and cornstarch by juvenile grass carp. **North American Journal of Aquaculture**, v. 66, p. 141-145, 2004.

VAN SOEST, P. J.; ROBERTSON, J. B.; LEWIS, B. A. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. **Journal of Dairy Science**, v. 74, n. 10, p. 3583-3597, 1991.

VERDOUW, H.; VAN ECHTELD, C. J. A.; DEKKERS, E. M. J. Ammonia determination based on indophenols formation with sodium salicylate. **Water Research**, v. 12, n. 6, p. 399-402, 1978.

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. Utilization of dietary carbohydrate by fish. **Aquaculture**, v. 124, p. 67-80, 1994.

CAPÍTULO IV

UTILIZAÇÃO SINCRÔNICA DE FONTES PROTEICAS E GLICÍDICAS PARA MÁXIMO DESEMPENHO DE JUNDIÁ ¹

Resumo: Este trabalho teve como objetivo comparar em dietas semipurificadas qual mistura proteica e glicídica proporciona adequado perfil digestivo-metabólico para que juvenis de jundiá expressem máximo desempenho. Para isto avaliou-se cinco combinações entre fonte de proteína e carboidrato em delineamento inteiramente casualizado (três repetições): caseína + amido de milho, caseína + frutose, gelatina + caseína + maltodextrina, farinha de peixe + amido de milho e farinha de peixe + frutose. O experimento compreendeu um período de 40 dias e foi realizado em sistema de recirculação de água, utilizando-se 25 peixes com peso médio inicial de $4,03 \pm 0,02$ g em cada tanque (70 litros). Os animais submetidos ao tratamento farinha de peixe + amido de milho apresentaram maior peso, taxa de crescimento específico, ganho de peso diário e ganho de peso relativo. Também foram detectadas melhor conversão alimentar aparente e maior eficiência alimentar e taxa de eficiência proteica nos peixes alimentados com farinha de peixe + amido de milho e farinha de peixe + frutose. Os maiores valores de deposição de proteína e gordura corporal e o maior coeficiente de retenção proteica foram constatados nos animais tratados com farinha de peixe + amido de milho. Sendo que os maiores teores de gordura no peixe inteiro foram nos animais dos tratamentos caseína + amido de milho e farinha de peixe + amido de milho. A concentração de glicose circulante foi maior nos peixes submetidos à farinha de peixe + amido de milho. E os níveis plasmáticos de proteínas totais e aminoácidos livres foram superiores nos animais tratados com farinha de peixe + amido de milho em relação aos peixes alimentados com farinha de peixe + frutose e caseína + frutose. A atividade de aspartato aminotransferase foi superior nos peixes alimentados com gelatina + caseína + maltodextrina em comparação aos animais submetidos a caseína + frutose, e a atividade de alanina aminotransferase foi maior nos peixes do tratamento farinha de peixe + frutose do que nos animais tratados com gelatina + caseína + maltodextrina. Com estes resultados verifica-se que a espécie apresenta melhor eficiência digestiva e metabólica e conseqüentemente ótimo desempenho zootécnico com a mistura de farinha de peixe + amido de milho, ingredientes estes que exigem do animal utilização mais lenta.

Palavras-chave: amido de milho; caseína; crescimento; farinha de peixe; frutose; metabolismo, *Rhamdia quelen*

¹ Este trabalho foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais – UFSM. Número do processo: 103/2011

4.1 Introdução

A utilização de proteínas pelos peixes depende da sua estrutura molecular e da fase de desenvolvimento do animal. Por exemplo, pós-larvas podem apresentar dificuldade em digerir proteínas intactas, devido ao sistema digestivo pouco desenvolvido, o que poderá não ocorrer na fase juvenil (ROJAS-GARCÍA; RØNNESTAD, 2003; TONHEIM et al., 2004). Da mesma forma, a complexidade molecular dos carboidratos pode influenciar os processos de digestão e absorção deste nutriente pelo peixe. Pois estruturas mais simples, como no caso de monossacarídeos, poderão ser mais rapidamente utilizadas pelo animal em comparação às estruturas mais complexas como os polissacarídeos (WEBSTER; LIM, 2002; KROGDAHL et al., 2005). Somado a isto, sabe-se que para os peixes obterem máximo aproveitamento proteico é preciso que exista sintonia entre o metabolismo de proteínas, carboidratos e os demais nutrientes da ração.

Em alguns trabalhos já realizados sobre o tipo e processamento de fontes de carboidratos com diferentes espécies de peixes, os autores observaram que a gelatinização do amido ou a utilização de fontes glicídicas com estruturas mais simples podem melhorar a disponibilidade do carboidrato, maximizando assim a sua utilização pelo animal (MOHAPATRA et al., 2003; VENOU et al., 2003; TIAN et al., 2004). Porém, no trabalho de Pedron (2010) com juvenis de jundiá avaliando duas cultivares de arroz [0% amilose/100% amilopectina (MOCHI) e 26% amilose/74% amilopectina (IRGA 417)], nas formas de amido cru ou gelatinizado em dietas práticas, foi constatado que os animais alimentados com amido gelatinizado apresentaram pior crescimento e maior teor de lipídio corporal. Já os peixes alimentados com a dieta que continha o amido na forma crua apresentaram maior crescimento e deposição proteica, com menor deposição de lipídio. Não sendo detectada diferença significativa no desempenho dos peixes devido a proporção em amilose:amilopectina do amido. Neste caso as fontes proteicas utilizadas foram a farinha de carne suína e o farelo de soja, que são consideradas de lenta digestão (CAHU et al., 2004; AMBARDEKAR et al., 2009). Desse modo, é possível que o problema não seja somente a gelatinização do carboidrato, mas a associação desta fonte glicídica mais rapidamente metabolizada com uma mistura proteica que não proporcionou rápida digestão e absorção ao animal. Pois, para ocorrer sincronismo

no metabolismo de proteína e carboidrato é necessário que exista utilização harmônica entre os metabólitos disponíveis.

Já em dietas semipurificadas nos trabalhos com o jundiá utiliza-se, na maioria das vezes, a mistura de caseína, gelatina e dextrina (MEYER; FRACALOSSI, 2004; MONTES-GIRAO; FRACALOSSI, 2006). Neste caso, trata-se de fontes proteicas semipurificadas e uma fonte de carboidrato que passou pelo processo de hidrólise, portanto, possivelmente as fontes são rapidamente aproveitadas pelo peixe. No entanto, observando-se nestes estudos os resultados de ganho em peso diário e taxa de crescimento específico, percebe-se que os animais não exibiram todo o seu potencial de crescimento. Diante disto, o objetivo do trabalho foi misturar fontes de proteína e carboidrato com diferentes estruturas moleculares e que, portanto, exigem do animal diferentes tempos de digestão e metabolização, na tentativa de averiguar qual combinação promove melhor dinâmica na utilização dos nutrientes para que juvenis de jundiá expressem máximo desempenho.

4.2 Material e métodos

O trabalho foi realizado nos meses de abril e maio de 2012 (40 dias) no Laboratório de Piscicultura/UFSM (altitude 95 m, 29°43'S, 53°42'W). Usou-se no experimento um sistema fechado de recirculação de água termorregulado. Este sistema era formado por 15 tanques (70 litros), aeradores, motobomba (½ CV), esterilizador UV Clarifier TetraPond® (GreenFree™ UV-2 18 W), duas resistências (2000 W) e dois filtros biológicos contendo pedra britada como substrato para o desenvolvimento de bactérias nitrificantes.

Conforme AOAC (1995) realizou-se nos ingredientes as seguintes análises bromatológicas: gordura (BLIGH; DYER, 1959), proteína bruta (microKjeldahl = N x 6,25), matéria seca (105°C por 24 h) e cinzas (550°C por 4 h). A fibra em detergente neutro (FDN) foi determinada de acordo com Van Soest et al. (1991), cálcio e fósforo conforme Tedesco et al. (1995). O perfil de aminoácidos foi realizado no Laboratório de Análises Micotoxicológicas/UFSM através de cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) (caseína e gelatina) ou por espectroscopia de reflectância no infravermelho próximo (NIRS) (farinha de peixe). Com base nestes resultados e nas

exigências conhecidas do jundiá e do catfish formulou-se cinco rações semipurificadas com 37 % de proteína bruta e 3.200 kcal de energia digestível/kg que foram testadas em três repetições no delineamento inteiramente casualizado: caseína + amido de milho (CASAM), caseína + frutose (CASFRU), farinha de peixe + amido de milho (PXAM), farinha de peixe + frutose (PXFRU) e gelatina + caseína + maltodextrina (GC) (Tabela 1 e 2). Estes tratamentos foram formulados com o intuito de misturar fonte proteica semipurificada com mono ou polissacarídeo (CASFRU e CASAM), fonte proteica intacta com mono ou polissacarídeo (PXFRU e PXAM) e também utilizou-se a mistura de proteína e carboidrato que geralmente é usada nos trabalhos com dietas semipurificadas para jundiá (GC).

A elaboração das rações foi feita manualmente, misturando-se primeiro os ingredientes secos, depois o óleo e por último a água, a massa obtida foi peletizada, seca em estufa com circulação de ar forçado (50°C por 24 h) e conservada em freezer (-18°C). Durante todo o experimento as rações foram sendo trituradas para obterem-se partículas adequadas conforme o crescimento dos animais.

Um lote de 1500 juvenis de jundiá com cerca de 30 dias de vida, e originários da Estação de Piscicultura da Universidade de Passo Fundo/RS, foi adaptado durante 20 dias a rotina experimental. Após este período de adaptação foi realizada a biometria inicial, os peixes foram mantidos em jejum de 12 h e anestesiados com benzocaína (30 mg/L) para a seleção de 375 juvenis com $4,03 \pm 0,02$ g de peso médio inicial (25 peixes/tanque).

Diariamente às 8 e 16 h realizou-se a limpeza dos tanques e biofiltros, e às 9, 13 e 17 h foi ofertada a alimentação na taxa média de 6% da biomassa/dia. Para ajustar a quantidade de ração ofertada efetuou-se a pesagem do lote de peixes de cada tanque, este procedimento foi realizado a cada 10 dias de experimento. Como também foram realizados ajustes entre as biomassas quando se observou falta de alimento.

Tabela 1 – Formulação dos tratamentos experimentais (%)

Ingredientes	Tratamentos ¹				
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC
Caseína ²	-	-	45,72	45,87	36
Farinha de peixe ³	55,42	55,6	-	-	-
Gelatina ⁴	-	-	-	-	9,42
DL-metionina	0,015	0,011	0,993	0,99	1,054
Amido de milho ⁴	27,5	-	27,5	-	-
Frutose ²	-	25,55	-	25,55	-
Maltodextrina ⁵	-	-	-	-	26,4
Celulose microcristalina ²	6,05	7,78	4,33	6,07	5,32
Óleo de canola	3,49	3,54	6,09	6,14	6,39
Óleo de fígado de bacalhau	2	2	2	2	2
Vitaminas e minerais ⁶	3	3	3	3	3
Vitamina C revestida	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05
Cloreto de sódio iodado	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Calcário calcítico	-	-	-	-	2,9
Fosfato bicálcico	-	-	-	-	5,0
Melbond ^{®7}	2	2	2	2	2
Butil-hidroxi-tolueno	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02

¹ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

² Synth[®], Diadema/SP.

³ Farinha de resíduos de jundiá.

⁴ APTI[®], Chapecó/SC.

⁵ D.N.A. Design Nutrição Avançada, Poços de Caldas/MG.

⁶ Composição da mistura vitamínica e mineral (Mig Fish 1% de inclusão): Ác. Fólico: 300mg, Ác. Pantotênico: 3000mg, Ác. Glutâmico: 1mg, Cobalto: 60mg, Cobre: 1000mg, Colina: 102120 mg, Ferro: 5000mg, Biotina: 60 mcg, Iodo: 45mg, Manganês: 8000mg, Magnésio: 5%, Selênio: 60mg, Vit.A: 1000UI, Vit. B1: 1500mg, Vit. B2: 1500mg, Vit. B6: 1500mg, Vit. B12: 2000mcg, Vit. C: 15000 mg, Vit. D: 240 UI, Vit. E: 10000 mg, Vit. K: 400 mg, Zinco: 14000mg, Inositol 10000 mg, Niacina 9000 mg, antioxidante: 792 mg. Mig Plus[®], Casca/RS.

⁷ Lignosulfonato de cálcio e magnésio (Aglutinante e palatabilizante) - Ligno Tech Brasil[®], São Paulo/SP.

Tabela 2 – Composição centesimal dos tratamentos experimentais (% na matéria natural)

Componentes ²	Tratamentos ¹				
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC
Proteína bruta	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0
Lisina	2,85	2,86	3,11	3,12	2,6
Metionina+Cistina	1,37	1,37	1,37	1,37	1,37
Treonina	1,64	1,65	1,6	1,61	1,54
Triptofano	0,4	0,41	2,25	2,26	1,93
Valina	1,85	1,86	2,14	2,15	1,86
Isoleucina	1,5	1,5	1,52	1,53	1,24
Leucina	2,82	2,83	3,27	3,28	2,84
Fenilalanina	1,46	1,47	2,0	2,0	1,79
Histidina	1,05	1,05	3,06	3,07	2,92
Arginina	2,63	2,64	1,85	1,86	2,27
Energia digestível (kcal/kg) ³	3200,04	3200,01	3200,08	3200,08	3200,06
Extrato etéreo	8,71	8,7	9,16	9,15	9,17
FDN ⁴	5,76	7,41	4,13	5,78	5,07
CSDN ⁵	28,18	28,18	28,08	28,09	28,11
Matéria mineral	8,94	8,97	0,5	0,5	0,59
Cálcio	2,38	2,39	2,38	2,38	2,39
Fósforo	0,98	0,98	0,97	0,97	0,97
Relação Ca/P	2,44	2,44	2,45	2,45	2,45

¹ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

² Calculado a partir das análises dos ingredientes.

³ Energia digestível= [(PB*5640 kcal/kg*0,9) +(EE*9510 kcal/kg *0,85)+(CSDN*4110 kcal/kg *0,50)] (Jobling, 1983).

⁴ FDN: fibra em detergente neutro.

⁵ CSDN: Carboidratos solúveis em detergente neutro= 100-(umidade+ proteína bruta+matéria mineral+ extrato etéreo+fibra em detergente neutro).

Durante o período experimental verificou-se diariamente com oxímetro digital (modelo 550A -YSI-Yellowsprings-EUA) o oxigênio dissolvido (ppm) e a temperatura (°C), e semanalmente: pH (pHmetro digital - Servylab-mPA/210), alcalinidade total (mg CaCO₃/L) pelo método titulação de neutralização, dureza total (mg CaCO₃/L) pelo método titulação de complexação, amônia total (ppm) pelo método colorimétrico

Indotest e nitrito (ppm) pelo método da alfa-naftilamina conforme Fries (1971). Estas técnicas estão descritas no manual de análises APHA (2005). Detectando-se os seguintes resultados: $5,98 \pm 0,33$ ppm para oxigênio dissolvido; $25,08 \pm 0,14^\circ\text{C}$ de temperatura; $7,1 \pm 0,05$ de pH; $37,29 \pm 3,35$ mg $\text{CaCO}_3 \text{ L}^{-1}$ de alcalinidade total; $44,25 \pm 5,02$ mg $\text{CaCO}_3 \text{ L}^{-1}$ para dureza total; $0,17 \pm 0,02$ ppm para amônia total e $0,02 \pm 0,01$ ppm de nitrito. Estes valores são considerados adequados para o cultivo de juvenis de jundiá (BALDISSEROTTO; SILVA, 2004).

Na biometria final (40 dias) os animais também foram submetidos a jejum de 12 h e anestesia com benzocaína (30mg/L) para a coleta dos dados. Primeiramente, coletou-se amostras de sangue de nove peixes/tratamento (três animais/tanque) por meio de punção na veia caudal utilizando seringa com anticoagulante (heparina). Estas amostras foram condicionadas em microtubos tipo Eppendorf que também continham heparina, para em seguida serem centrifugadas (1000 g por 10 min). O plasma obtido foi condicionado em tubos Eppendorf e refrigerado. Através de kits colorimétricos (Doles[®]) foram realizadas as seguintes análises no plasma: albumina (g/dL), proteínas totais (g/dL), glicose (mg/dL), colesterol total (mg/dL) e triglicerídeos (mg/dL). Já a concentração de aminoácidos livres foi determinada de acordo com Spies (1957).

Os animais utilizados na coleta de sangue foram sacrificados por meio de secção medular e eviscerados, e assim obteve-se os dados de: peso e comprimento do peixe inteiro, peso da gordura celomática e do fígado, peso e comprimento do trato digestório. E com isto calculou-se o: índice de gordura celomática $[\text{IGC}(\%)] = \text{peso da gordura celomática} / \text{peso inteiro} \times 100$; índice hepatossomático $[\text{IHS}(\%)] = (\text{peso fígado} / \text{peso do peixe inteiro}) \times 100$ e índice digestivo-somático $[\text{IDS}(\%)] = (\text{peso do trato digestório} / \text{peso do peixe inteiro}) \times 100$.

Logo após o trato digestivo e o fígado foram congelados, com estes tecidos preparou-se extratos celulares onde foram realizadas análises bioquímicas. Para isto, o trato digestório foi separado em estômago e intestino sendo feita a pesagem dos mesmos para calcular a quantidade necessária de tampão (10 mM fosfato/20 mM tris) para homogeneizar os tecidos. O homogeneizado obtido foi centrifugado (1000 g por 10 min), sendo o sobrenadante separado e conservado em freezer até a realização dos ensaios enzimáticos.

A concentração de proteína nos extratos de estômago e intestino foi quantificada segundo Bradford (1976), usando albumina de soro bovino (1 mg/mL)

como padrão. A atividade de protease ácida foi determinada de acordo com Hidalgo et al. (1999), usando-se a caseína como substrato, e a tirosina como padrão, sendo que uma unidade de enzima foi definida como a quantidade de enzima necessária para catalisar a formação de 1 µg de tirosina por 1 min/mg de proteína. A atividade de quimotripsina e tripsina foram determinadas segundo o método descrito por Hummel (1959), utilizou-se N-Benzoyl-L-tyrosine ethyl ester (BTEE) como substrato para quantificar quimotripsina e N_α-p-Tosyl-L-arginine methyl ester hydrochloride (TAME) para tripsina. Uma unidade de ambas as enzimas foi definida como a quantidade de enzima necessária para hidrolisar 1 µg de substrato (TAME ou BTEE) por min/mg proteína. A atividade da lipase foi determinada conforme protocolo de Gawlicka et al. (2000), utilizando-se o substrato p-fenil meristato. Uma unidade desta enzima foi definida como 1 µmol de substrato/min, sendo a atividade da enzima expressa em min/mg de proteína. A atividade de amilase foi quantificada com adaptações a metodologia proposta por Bernfeld (1955), e seguindo o protocolo de Park e Johnson (1949) determinou-se a hidrólise do amido, onde uma unidade desta enzima corresponde a 1 µmol de glicose liberada do amido por min/mg de proteína. A maltase foi determinada de acordo com Corrêa et al. (2007), usando-se a maltose como substrato, e a glicose foi quantificada pelo método da glicose oxidase (kit-Labtest). Uma unidade da enzima corresponde 1 µmol de glicose liberada da maltose por min/mg de proteína.

Em relação ao tecido hepático, pesou-se amostras de fígado com aproximadamente 50 mg, estas foram homogeneizadas em TCA10%, e centrifugadas durante 10 min a 1000 g. No sobrenadante obtido foi quantificada a glicose (PARK; JOHNSON, 1949) e amônia (VERDOUW et al., 1978). Já outras amostras de fígado (50 mg) foram homogeneizadas em tampão fosfato de potássio 20mM (pH=7,5) e centrifugadas a 1000 g por 10 min, sendo mensurado neste sobrenadante a concentração de aminoácidos livres conforme Spies (1957), e quantificado por meio de kits colorimétricos (Doles[®]) a atividade enzimática da alanina aminotransferase (ALT, U/L) e aspartato aminotransferase (AST, U/L) segundo Melo (2004). E para determinar a quantidade de proteína no fígado de acordo com Bradford (1976), ainda outras amostras deste tecido (50 mg) foram submetidos ao aquecimento de 100°C em KOH. Também se retirou uma parte deste extrato e fez-se a adição de etanol para hidrolisar e precipitar o glicogênio, sendo

que após centrifugação de 10 min a 1000 g quantificou-se no sobrenadante a glicose (PARK; JOHNSON, 1949).

Ao final do experimento todos os peixes foram pesados e medidos, com estes dados realizou-se os cálculos dos seguintes parâmetros: ganho em peso diário [GPD (g/dia)] = (peso final – peso inicial)/dias; ganho de peso relativo [GPR(%)] = [(peso final – peso inicial)/peso inicial] x 100; taxa de crescimento específico [TCE (%/dia)] = [(ln (peso final) - ln (peso inicial))/dias] x 100, sendo: ln = logaritmo neperiano; fator de condição (FC) = peso/(comprimento total)³ x 100; conversão alimentar aparente (CAA) = alimento consumido/ganho em peso; taxa de eficiência protéica (TEP) = ganho em peso (g)/proteína ingerida (g) e eficiência alimentar (EA) = ganho em peso/consumo de matéria seca.

Também aos 40 dias foram anestesiados, sacrificados por secção medular e triturados nove peixes/tratamento para a análise da composição centesimal do peixe inteiro, sendo que na biometria inicial também foram selecionados alguns exemplares até obter-se seis amostras para a realização destas análises. Todas as amostras foram mantidas em freezer até a realização das seguintes análises: proteína bruta (microKjeldahl, N x 6,25), gordura (BLIGH; DYER 1959), umidade (24 h a 60°C e depois 12 h a 105°C) e cinzas (4 h a 550°C). Estas metodologias estão descritas na AOAC (1995). Também com estes dados calculou-se: coeficiente de retenção proteica: CRP(%) = 100*[(Pf*PBCf) – (Pi*PBCi)]/AtC*PBr, deposição de proteína corporal: PTD(g) = [Pf * (%PBCf/100)] – [Pi * (%PBCi/100)] e a deposição de gordura corporal: GTD(g) = [Pf * (%GCf/100)] – [Pi * (%GCI/100)], sendo: Pi e Pf = pesos iniciais e finais dos peixes, PBCi e PBCf = proteína corporal inicial e final, AtC = alimento consumido na matéria seca, PBr = Proteína bruta da ração em %, GCI e GCf = gordura corporal inicial e final.

As análises estatísticas foram realizadas no SAS[®] (2001), depois de excluídas as observações maiores ou menores que a média (2*desvio padrão) realizou-se teste de normalidade de Shapiro-Wilk e análise de variância, sendo as médias obtidas comparadas pelo teste de Tukey em nível de 5% de significância.

4.3 Resultados e discussão

Os juvenis de jundiá alimentados com o tratamento farinha de peixe + amido de milho (PXAM) apresentaram maior peso, taxa de crescimento específico (TCE) (Figura 1), ganho em peso diário (GPD) e ganho de peso relativo (GPR) (Figura 2). Além disso, os animais submetidos à PXAM e PXFRU (farinha de peixe + frutose) expressaram maior comprimento total (CT), eficiência alimentar (EA) e taxa de eficiência proteica (TEP), sendo também constatada melhor conversão alimentar aparente (CAA). Os piores resultados de peso, TCE, GPD, GPR e CAA foram detectados nos peixes alimentados com GC (gelatina + caseína + maltodextrina) e CASFRU (caseína + frutose), assim como, foram observados valores inferiores de CT, EA e TEP nos animais tratados com GC, CASFRU e CASAM (caseína + amido de milho) (Tabela 3).

O excelente crescimento observado nos peixes do tratamento PXAM indica que o jundiá expressa seu melhor desempenho com a combinação de fontes proteicas e glicídicas com estrutura mais complexa e, portanto, demandam digestão mais lenta. Esta mistura de fontes com similares tempos de digestão e absorção podem promover um quadro “metabólico ideal”, no qual ocorrerá harmonia entre os substratos disponíveis, proporcionando máximo desempenho.

Isto se confirma com os resultados inferiores de crescimento observados nos peixes submetidos aos tratamentos GC e CASFRU. Pois, são fontes semipurificadas e/ou com estrutura molecular mais simples, o que pode ter proporcionado rápido aproveitamento, fazendo com que os aminoácidos fossem catabolizados devido ao desequilíbrio no processo de oxidação e absorção dos mesmos, prejudicando a síntese proteica (AMBARDEKAR; REIGH, 2007). Da mesma forma, esta utilização rápida possivelmente também ocorreu com as fontes de carboidratos, pois os níveis de glicose circulante nos peixes destes tratamentos já estavam baixos após aproximadamente 13,5 h de jejum. Este fato não se repetiu nos peixes do tratamento PXAM, onde observou-se os maiores níveis de glicose plasmática (Figura 3). Esta dinâmica glicêmica mais estável pode ter contribuído para bom crescimento dos animais (WILSON, 1994; RAWLES et al., 2008).

Os resultados do presente estudo estão de acordo com Pedron (2010), este autor também trabalhou com juvenis de jundiá e utilizou na ração farinha de carne

suína + farelo de soja e cultivares de arroz [MOCHI (0% amilose) ou IRGA 417 (26% amilose)] nas formas de amido cru ou gelatinizado. E detectou maior peso final, ganho em peso, taxa de crescimento específico e deposição proteica, com menor deposição de gordura nos animais submetidos a ração com o arroz na forma de amido cru. Desse modo, pode-se entender que neste trabalho a espécie também demonstrou maior crescimento quando foi utilizada a mistura de ingredientes considerados de lenta digestão (farinha de carne suína + farelo de soja + amido de arroz cru) (CAHU et al., 2004; KROGDAHL et al., 2005; AMBARDEKAR et al., 2009).

Observações similares foram constatadas em “Yellowfin seabream” (*Sparus latus*) (WU et al., 2007) tratados com amido de milho, mandioca ou batata na forma crua ou pré-gelatinizada. Sendo que os peixes alimentados com amido cru apresentaram maiores peso e taxa de crescimento específico. Cabe salientar que neste trabalho a ração continha farinha de peixe e caseína como base proteica. Esta combinação de fonte glicídica e proteica de lenta digestão e metabolização (amido cru e farinha de peixe) com fonte proteica rapidamente aproveitada (caseína), possivelmente promoveu adequado ritmo na utilização dos nutrientes.

O índice digestivo somático foi maior nos animais alimentados com CASFRU em relação aos peixes dos tratamentos PXAM, CASAM e GC (Tabela 3). É possível que tenham ocorrido modificações na morfologia intestinal dos peixes, com a finalidade de aumentar as áreas de digestão e/ou absorção quando alimentados com a frutose (ABELHA et al., 2001).

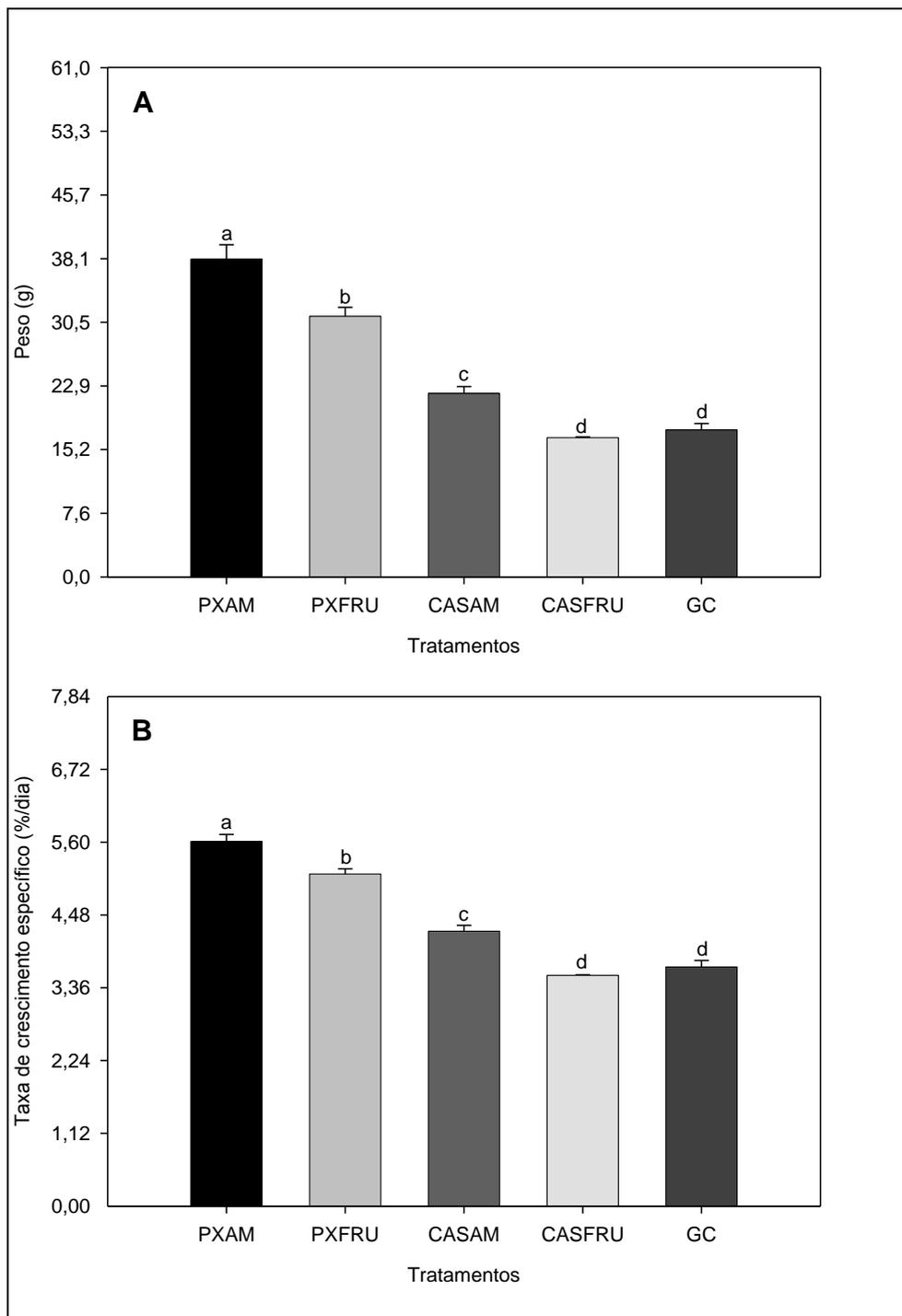


Figura 1 – Peso (A) e taxa de crescimento específico (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

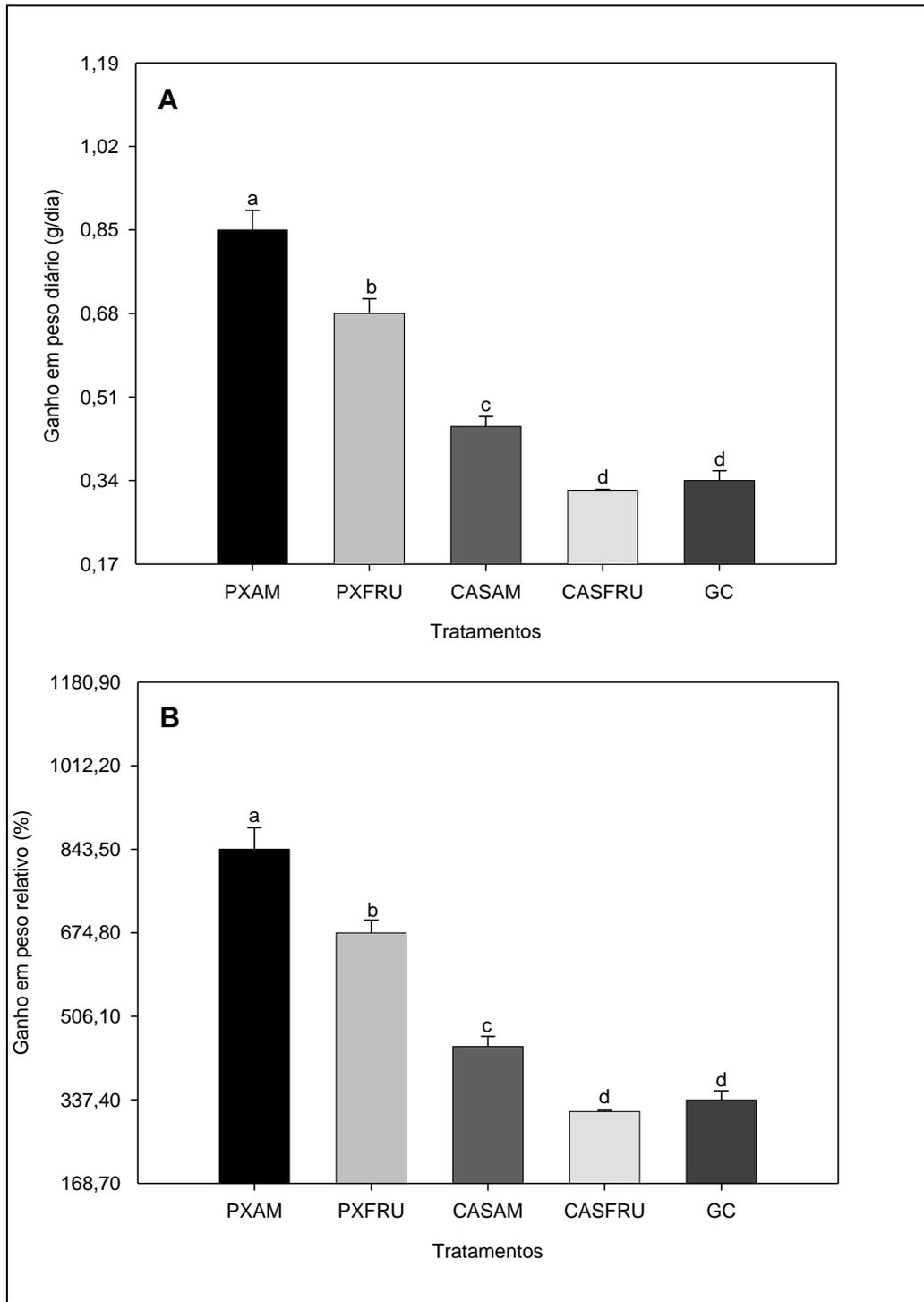


Figura 2 – Ganho em peso diário (A) e ganho em peso relativo (A) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 3 – Parâmetros zootécnicos e índices digestivos dos juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Tratamentos ³					dpr ⁴	P ⁵
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC		
CT (cm)	14,9 ^a	14,66 ^a	13,03 ^b	12,24 ^b	12,19 ^b	0,46	*
FC	1,06 ^a	0,99 ^{ab}	0,99 ^{ab}	0,91 ^b	0,97 ^{ab}	0,04	*
CAA	0,96 ^c	1,05 ^c	1,27 ^b	1,55 ^a	1,54 ^a	0,08	*
EA	1,05 ^a	0,96 ^a	0,79 ^b	0,64 ^b	0,65 ^b	0,06	*
TEP	2,83 ^a	2,59 ^a	2,13 ^b	1,74 ^b	1,75 ^b	0,17	*
IDS (%)	3,41 ^{cd}	4,26 ^{ab}	3,74 ^{bc}	4,85 ^a	3,1 ^d	0,44	*
IHS (%)	1,72	1,5	1,66	1,77	1,71	0,27	NS
IGC (%)	2,44	1,47	2,49	1,5	2,38	0,78	NS

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: CT: comprimento total; FC: fator de condição; CAA: conversão alimentar aparente expressa com o consumo de alimento na matéria seca; EA: eficiência alimentar com o consumo de alimento na matéria seca; TEP: taxa de eficiência protéica com o consumo de alimento na matéria seca; IDS: índice digestivo-somático; IHS: índice hepatossomático; IGC: índice de gordura celomática.

³ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

A atividade da maltase foi maior nos peixes submetidos à CASAM em relação aos animais do tratamento CASFRU (Tabela 4). Provavelmente este resultado possa ser atribuído ao fato do amido de milho conter em torno de 72-75% de amilopectina (WEBER et al., 2009), pois esta estrutura ramificada proporciona mais sítios para a atuação de enzimas (RAWLES; LOCHMANN, 2003). Outra explicação é que o amido por ser um polissacarídeo requer maior ação enzimática.

Já a atividade de tripsina foi superior nos peixes tratados com CASAM em comparação aos animais do PXAM (Tabela 4), ou seja, observou-se maior ação desta enzima nos peixes alimentados com uma fonte proteica semipurificada. Esperava-se o contrário, já que a proteína intacta (farinha de peixe) requer maior atividade enzimática. Como foi constatado em “sea bass” (*Dicentrarchus labrax*) por Cahu et al. (2004), os autores detectaram maiores níveis de secreção de tripsina nos animais do tratamento com maior inclusão de farinha de peixe (62% de farinha de

peixe + 14% de farinha de peixe hidrolisada) e nos peixes do tratamento que continha somente farinha de peixe como fonte proteica (74% de farinha de peixe).

A atividade de quimotripsina foi menor nos animais submetidos ao tratamento PXAM em relação aos peixes alimentados com GC, CASAM e PXFRU (Tabela 4). É presumível que este resultado esteja relacionado com a menor atividade da tripsina nos animais do PXAM em comparação aos do CASAM, já que os zimogênios da quimotripsina são ativados pela tripsina (HIDALGO et al., 2011). Outra explicação para esta resposta está relacionada à composição de aminoácidos das dietas. Pois, a quimotripsina hidrolisa especialmente as ligações peptídicas em que participam certos aminoácidos aromáticos (triptofano e fenilalanina) (RIEGEL, 2001), os tratamentos GC e CASAM possuem maior quantidade de triptofano e fenilalanina em comparação ao tratamento PXAM. Porém, esta justificativa não se aplica para o tratamento PXFRU, já que este possui a mesma concentração destes aminoácidos que o PXAM.

Tabela 4 – Atividade enzimática de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Tratamentos ³					dpr ⁴	P ⁵
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC		
Amilase	0,16	0,2	0,17	0,09	0,21	0,09	NS
Maltase	3,67 ^{ab}	3,47 ^{ab}	4,35 ^a	3,17 ^b	4,0 ^{ab}	0,8	*
Lipase	12,09 ^a	9,19 ^b	9,46 ^{ab}	5,37 ^c	4,62 ^c	1,92	*
Protease ácida	152,75	171,67	161,69	147,08	146,26	22,83	NS
Quimotripsina	4458,6 ^b	5511,4 ^a	5688,7 ^a	4797,6 ^{ab}	5736,0 ^a	656,36	*
Tripsina	6,49 ^b	7,55 ^{ab}	8,7 ^a	6,82 ^{ab}	8,56 ^{ab}	1,53	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: Amilase: μmol de amido/min/mg de proteína; maltase: μmol de maltose/min/mg de proteína; lipase: μmol de p-fenil meristato/min/mg de proteína; protease ácida: μg de tirosina/min/mg de proteína; Quimotripsina: μmol de BTEE/min/mg de proteína; Tripsina: μmol de TAME/min/mg de proteína.

³ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

Foi detectada maior atividade de lipase nos peixes tratados com PXAM em relação aos peixes tratados com CASFRU, PXFRU e GC (Tabela 4). Além disso, os animais alimentados com PXAM também apresentaram a maior concentração de glicose circulante e exibiram maior teor de colesterol total plasmático do que os peixes dos tratamentos CASAM, CASFRU e GC (Tabela 5 e Figura 3). O teor de gordura na composição do peixe inteiro foi maior nos animais tratados com CASAM e PXAM, e a deposição de gordura corporal também foi maior nos peixes submetidos ao PXAM (Tabela 6). Diante disto, é possível que os animais alimentados com PXAM estivessem realizando lipogênese, na qual o animal encontra-se em estado de hiperglicemia, e a energia em excesso foi sintetizada e armazenada como tecido adiposo (CHAMPE et al., 2009; NELSON; COX, 2011). Estas respostas também podem estar ligadas a relações não apropriadas entre os macronutrientes, pois, ainda não são conhecidas muitas exigências nutricionais da espécie utilizada neste estudo. Estes resultados também podem estar relacionados à fase de desenvolvimento do animal e ao tipo de sistema de criação utilizado. Somado a isto, os peixes submetidos ao tratamento PXAM apresentavam uma condição metabólica adequada com níveis de proteínas totais, glicose e aminoácidos livres elevados na corrente sanguínea (Figura 3 e Tabela 5), o que culminou nos bons resultados de crescimento, com maior deposição de proteína corporal e coeficiente de retenção proteica (Figura 4).

Tabela 5 –Parâmetros metabólicos plasmáticos e hepáticos de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Tratamentos ³					dpr ⁴	P ⁵
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC		
Plasma							
Albumina	0,47	0,4	0,49	0,44	0,38	0,12	NS
Aminoácidos	5,59 ^a	4,22 ^{bc}	4,88 ^{ab}	4,22 ^{bc}	3,99 ^c	0,55	*
Triglicerídeos	365,6	391,45	406,81	408,79	405,29	45,36	NS
Colesterol total	156,8 ^a	144,88 ^{ab}	108,91 ^c	120,11 ^{bc}	119,5 ^{bc}	22,97	*
Fígado							
Proteína	74,26 ^{ab}	80,46 ^{ab}	77,27 ^{ab}	92,8 ^a	60,78 ^b	15,83	*
Aminoácidos	95,66 ^{ab}	96,11 ^{ab}	98,88 ^a	81,73 ^b	89,54 ^{ab}	10,98	*
Amônia	5,05	5,73	5,45	5,0	5,46	0,8	NS
Glicose	47,87	49,5	45,1	42,82	41,81	7,41	NS
Glicogênio	1,37	1,54	1,56	1,31	1,19	0,27	NS
AST	2074,0 ^{ab}	2077,4 ^{ab}	1964,2 ^{ab}	1697,6 ^b	2212,2 ^a	339,9	*
ALT	22,49 ^{ab}	25,74 ^a	17,81 ^{ab}	19,25 ^{ab}	12,88 ^b	7,07	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: albumina: g/dL; Aminoácidos livres: mmol/dL; Triglicerídeos: mg/gL; Colesterol total: mg/gL; Proteína: mg de proteína/g de tecido; Aminoácidos livres: μmol de aminoácidos/g de tecido; Amônia: μmol de amônia/g de tecido; Glicose: μmol de glicose/g de tecido; Glicogênio: μmol de glicose/g de tecido; AST: Aspartato aminotransferase (UI/mg de tecido); ALT: alanina aminotransferase (UI/mg de tecido)

³ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

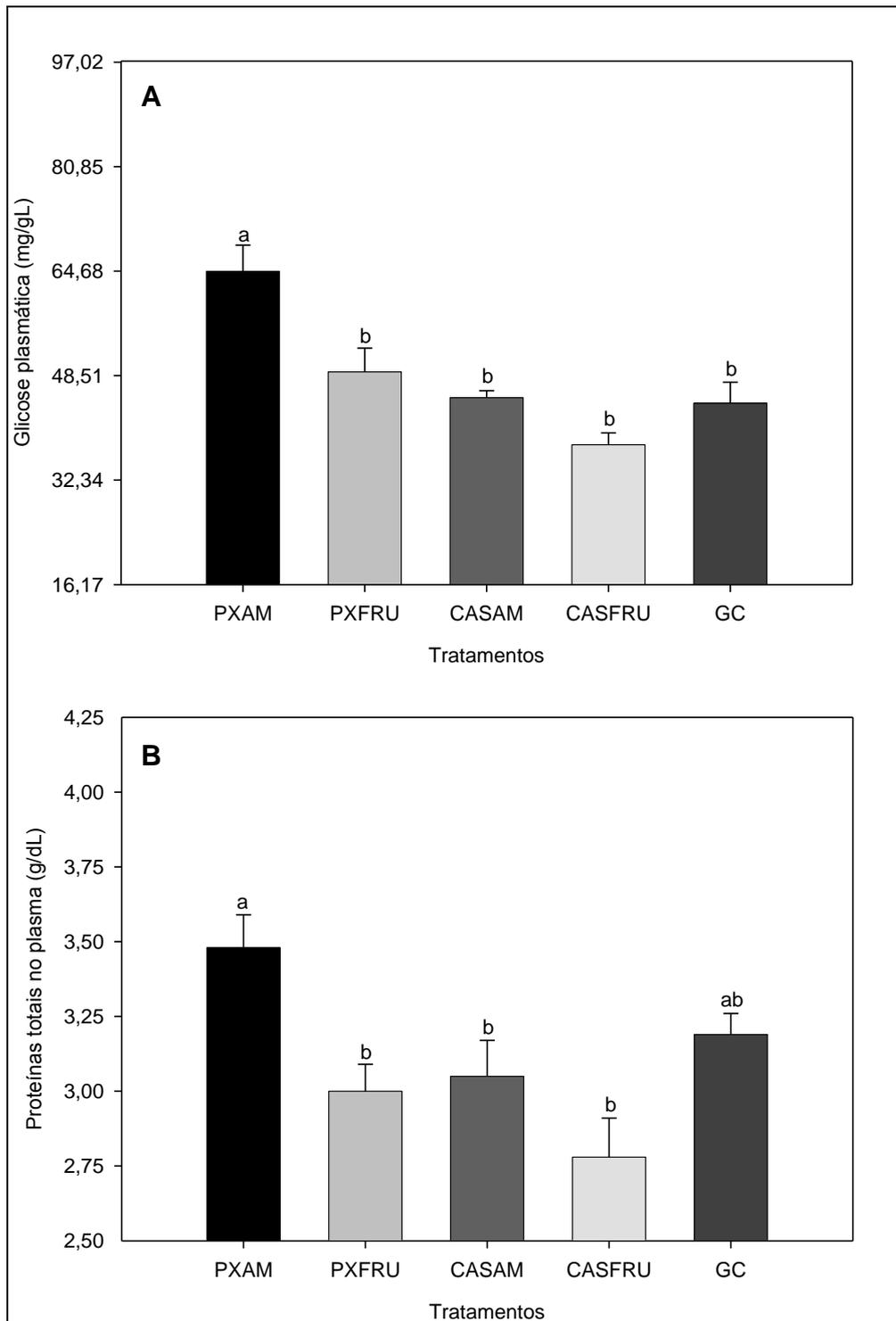


Figura 3 – Glicose (A) e proteínas totais (B) no plasma de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 6 – Composição centesimal do peixe inteiro e deposição de gordura corporal nos peixes alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais¹

Variáveis ²	Tratamentos ³					dpr ⁴	P ⁵
	PXAM	PXFRU	CASAM	CASFRU	GC		
Umidade (%)	73,53 ^c	76,3 ^a	74,27 ^{bc}	75,64 ^{ab}	75,33 ^{ab}	1,02	*
Gordura (%)	9,14 ^a	6,4 ^b	9,18 ^a	6,81 ^b	7,61 ^b	1,1	*
Cinza (%)	2,71 ^a	2,62 ^a	2,49 ^a	2,59 ^a	2,21 ^b	0,19	*
Proteína (%)	14,49	14,27	14,01	14,35	14,25	0,35	NS
GTD (g)	3,24 ^a	1,76 ^b	1,85 ^b	0,9 ^c	1,1 ^c	0,32	*

¹ Médias com letras diferentes, na linha, indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05).

² Variáveis: GTD: gordura total depositada.

³ Tratamentos: PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina.

⁴ dpr: desvio padrão residual.

⁵ P: *P<0,05; NS=não significativo (P>0,05).

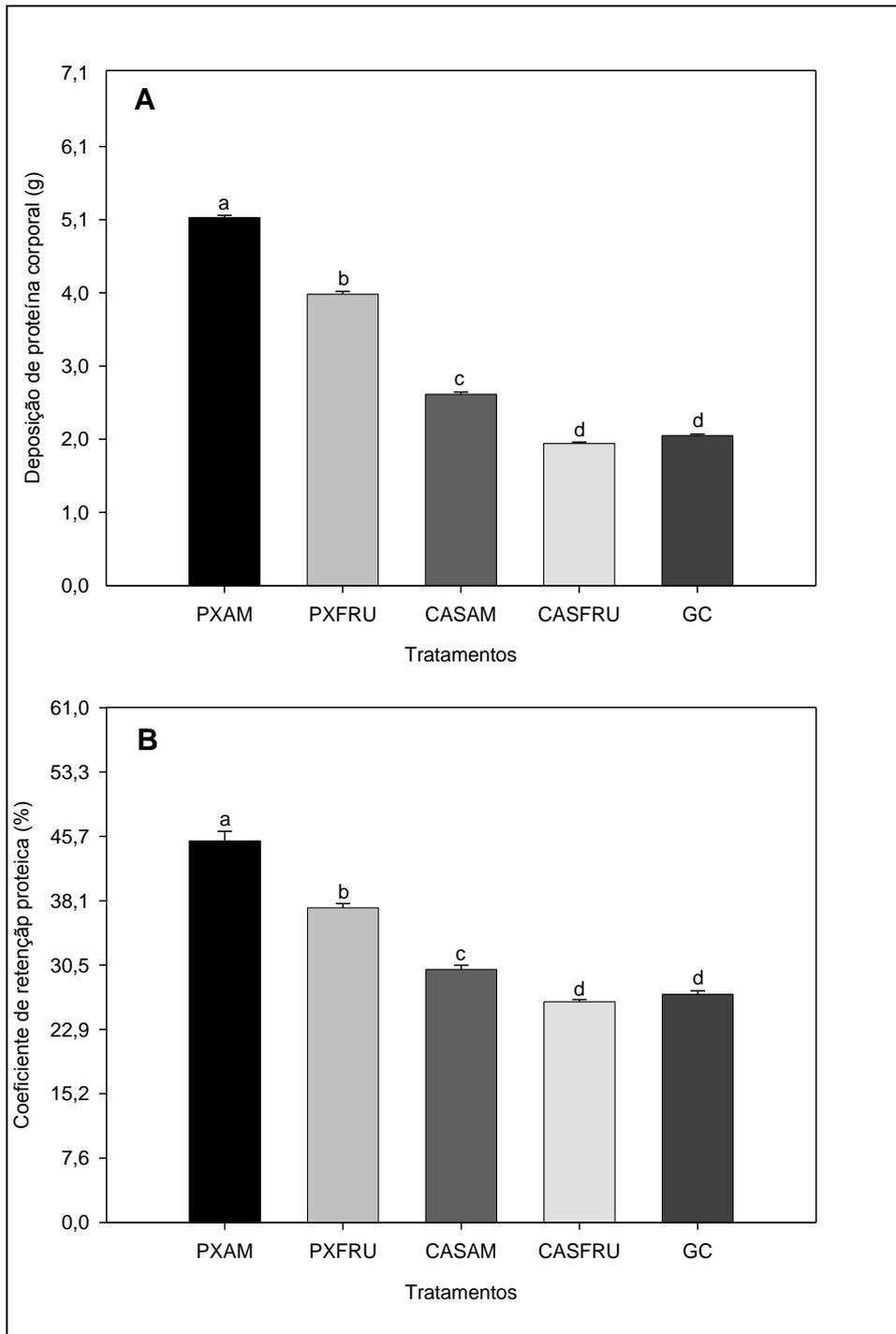


Figura 4 – Deposição de proteína corporal (A) e coeficiente de retenção proteica (B) de juvenis de jundiá alimentados com diferentes combinações de fontes proteicas e glicídicas, ao final de 40 dias experimentais. PXAM: farinha de peixe + amido de milho, PXFRU: farinha de peixe + frutose, CASAM: caseína + amido de milho, CASFRU: caseína + frutose, GC: gelatina + caseína + maltodextrina. Valores expressos como média \pm erro padrão da média. Letras diferentes nas barras indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

O contrário parece ter ocorrido com os animais submetidos ao CASFRU e GC, pois os peixes apresentaram os menores valores para coeficiente de retenção proteica e deposição corporal de proteína e gordura (Figura 4 e Tabela 6), assim como baixos níveis de proteínas totais, glicose e aminoácidos livres no plasma (Figura 3 e Tabela 5). Com este quadro metabólico associado ao menor desempenho pode-se deduzir que os peixes destes tratamentos provavelmente estavam degradando suas reservas endógenas. Além disso, foi constatada maior atividade de aspartato aminotransferase nos animais alimentados com GC em relação aos peixes do tratamento CASFRU, sendo que a concentração de proteína hepática foi menor nos peixes tratados com GC em comparação aos do CASFRU (Tabela 5). Isto indica que estes peixes precisaram mobilizar proteína para obter energia.

4.4 Conclusões

A mistura de farinha de peixe + amido de milho em dietas semipurificadas proporciona adequado ritmo de digestão, absorção e metabolização de proteínas e carboidratos nos juvenis de jundiá, o que resulta em animais com melhor desempenho.

Agradecimentos

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida a Viviani Corrêa; ao Laboratório de Análises Micotoxicológicas (LAMIC/CCR/UFSM); aos professores e alunos do Laboratório de Piscicultura (Departamento de Zootecnia/UFSM).

Referências bibliográficas

ABELHA, M. C. F.; AGOSTINHO, A. A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 23, n. 2, p. 425-434, 2001.

AMBARDEKAR, A. A.; REIGH, R. C. Sources and utilization of amino acids in catfish diets: a review. **North American Journal of Aquaculture**, v. 69, p. 174-179, 2007.

AMBARDEKAR, A. A.; REIGH, R. C.; WILLIAMS, M. B. Absorption of amino acids from intact dietary proteins and purified amino acid supplements follows different timecourses in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Aquaculture**, v. 291, n. 3-4, p. 179-187, 2009.

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

APHA. American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Waste water**. 21th ed. Washington: DC, 2005. 1368 p.

BALDISSEROTTO, B.; SILVA, L. V. F. Qualidade da água. In: _____; RADÜNZ NETO, J. **Criação do jundiá**. Santa Maria: Ed.UFSM, 2004, p. 73-94.

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.

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

BRADFORD, M. M., A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976.

CAHU, C. et al. Expression and activities of pancreatic enzymes in developing sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) in relation to intact and hydrolyzed dietary protein; involvement of cholecystokinin. **Aquaculture**, v. 238, p. 295-308, 2004.

CHAMPE, P. C.; HARVEY, R. A. FERRIER, D. R. **Bioquímica Ilustrada**. 4ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 528 p.

CORREA, C. F. et al. Responses of digestive enzymes of tambaqui (*Colossoma macropomum*) to dietary cornstarch changes and metabolic inferences. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A, v. 147, p. 857-862, 2007.

FRIES, J. **Análisis de trazas: métodos fotométricos comprobados**. Darmstadt: Merck, 1971. 184 p.

GAWLICKA, A. et al. Activity of digestive enzymes in yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*): indication of readiness for first feeding. **Aquaculture**, v. 184, p. 303-314, 2000.

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

HIDALGO, B. F. et al. Digestive enzymes of two freshwater fish (*Limia vittata* and *Gambusia punctata*) with different dietary preferences at three developmental stages. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part B, v. 158, n. 2, p. 136-141, 2011.

HUMMEL, B. C. W. A modified spectrophotometric determination of chymotrypsin, trypsin and thrombin. **Canadian Journal Biochemistry Physiology**, v. 37, n. 12, p. 1393-1399, 1959.

JOBLING, M. A short review and critic of methodology used in fish growth and nutrition studies. **Journal of Fish Biology**, v. 23, p. 685-703, 1983.

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

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.

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

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

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

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. 5 ed. New York: W. H. Freeman, 2011.

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

PEDRON, F. A. **Composição e gelatinização do amido na resposta biológica do jundiá (*Rhamdia quelen*)**. Santa Maria, 2010. 111f. Tese (Doutorado em Zootecnia). Programa de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, 2010.

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.

_____; SMITH, S. B.; GATLIN III, D. M. Hepatic glucose utilization and lipogenesis of hybrid striped bass (*Morone chrysops* X *Morone saxatilis*) in response to dietary carbohydrate level and complexity. **Aquaculture Nutrition**, v. 14, p. 40-50, 2008.

RIEGEL, R. E. **Bioquímica**. 3 Ed. São Leopoldo: Ed. UNISINOS, 2001. 548 p.

ROJAS-GARCIA, C. R.; RØNNESTAD, I. Assimilation of dietary free amino acids, peptides and protein in post-larval Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). **Marine Biology**, v. 142, 801–808, 2003.

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

SPIES, J. R. Colorimetric procedures for amino acids. **Methods in Enzymology**, v. 3, p. 467-477, 1957.

TEDESCO, M. J. et al. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. 2ª Ed. Porto Alegre: Departamento de solos, UFRGS, 1995. 174p (Boletim Técnico, 5).

TIAN, L-X. et al. Utilization of glucose and cornstarch by juvenile grass carp. **North American Journal of Aquaculture**, v. 66, p. 141-145, 2004.

TONHEIM, S. K. et al. In vivo incorporation of [U]-14C-amino acids: an alternative protein labelling procedure for use in examining larval digestive physiology. **Aquaculture**, v. 235, 553-567, 2004.

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, 2003.

VAN SOEST, P. J.; ROBERTSON, J. B.; LEWIS, B. A. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. **Journal of Dairy Science**, v. 74, n. 10, p. 3583-3597, 1991.

VERDOUW, H.; VAN ECHTELD, C. J. A.; DEKKERS, E. M. J. Ammonia determination based on indophenols formation with sodium salicylate. **Water Research**, v. 12, n. 6, p. 399-402, 1978.

WEBER, F. H.; COLLARES-QUEIROZ, F. P.; CHANG, Y. K. Caracterização físico-química, reológica, morfológica e térmica dos amidos de milho normal, ceroso e com alto teor de amilose. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 29, n. 4, p. 748-753, 2009.

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. Utilization of dietary carbohydrate by fish. **Aquaculture**, 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**, v. 13, n. 5, p. 389-396, 2007.

DISCUSSÃO GERAL

No primeiro ensaio (capítulo 2) no qual avaliou-se a combinação de fontes proteicas, detectou-se maior crescimento e retenção proteica com menor gordura no peixe inteiro nos peixes alimentados com fontes proteicas que possuem diferentes tempos de digestão (caseína + farinha de peixe). O que provavelmente promoveu ritmo constante e sincrônico na utilização dos aminoácidos. Como neste experimento a farinha de peixe utilizada foi adquirida na IRPEL – Indústria de Resíduos de Pescado optou-se por elaborar manualmente no Laboratório de Piscicultura/UFSM uma farinha de resíduos de jundiá para ser utilizada nos outros dois ensaios biológicos que seriam realizados. Assim, teria-se o domínio da constituição desta farinha, o que não é possível quando esta é de origem comercial (Apêndices 1 e 2).

Sem dúvida a utilização dos resíduos de pescado além de reduzir o impacto ambiental, ainda aumenta os lucros de produção, devido ao aproveitamento total do pescado cultivado. Pois, dependendo da espécie e peso do peixe processado, bem como do processamento empregado, os resíduos originados do beneficiamento do peixe na indústria (cabeça, pele, nadadeiras, vísceras e restos de carne) podem representar 60-72% se resultante da produção de filé sem pele, e 8-16% no caso de pescado eviscerado (KUBITZA; CAMPOS, 2006). Já o processamento de exemplares de jundiá entre 200-300 g e 701-800 g, resulta em rendimento de filé de 29,55 e 34,75%, respectivamente (CARNEIRO et al., 2003). O restante desta matéria-prima (70,45 a 65,25%) pode ser usado na fabricação de farinha de peixe, juntamente com os peixes que não atingiram o tamanho comercial.

No segundo experimento (capítulo 3) utilizou-se como base a melhor ração do primeiro ensaio (caseína + farinha de peixe + maltodextrina) que denominamos de MALTO, e testou-se outras fontes de carboidrato (frutose, sacarose e amido de milho). Neste ensaio não foi detectada diferença significativa entre as fontes glicídicas avaliadas para os parâmetros de crescimento; porém, observou-se que os peixes alimentados com amido de milho apresentaram baixo teor de gordura no peixe inteiro e maior retenção de proteína corporal, tornando possível supor que este tratamento promoveu melhor eficiência na utilização dos macronutrientes. O que já

não constatou-se no animais tratados com maltodextrina, que é uma fonte de carboidrato parcialmente hidrolisada, logo, proporcionou aos peixes aproveitamento mais rápido, causando ineficiente utilização da glicose e efeito negativo na composição e deposição corporal de nutrientes.

Autores ressaltam que carboidratos altamente disponíveis na dieta de peixes, podem ativar enzimas da via lipogênica, acarretando em maior deposição de gordura corporal (BRAUGE et al., 1995). Já Hemre et al. (2002) sugerem que a disponibilidade de acetilCoA não é o papel principal dos carboidratos na lipogênese, mas sim a produção de equivalentes redutores NADPH. Com isto, é fundamental que mais estudos sejam desenvolvidos para avaliar qual a verdadeira função da glicose na síntese e oxidação de lipídios (NRC, 2011).

No terceiro experimento (capítulo 4) confrontou-se a combinação entre fontes proteicas e glicídicas com diferentes estruturas moleculares e que, portanto, promovem diferenças no processo digestivo e metabólico, com o objetivo de tentar verificar qual mistura proporcionaria melhor ritmo na utilização dos nutrientes, resultando em maior desempenho zootécnico. Para compor este ensaio também usou-se como um dos tratamentos a mistura de gelatina + caseína + maltodextrina (GC), já que esta é uma formulação comumente utilizada em trabalhos com dietas semipurificadas, com o intuito de confirmar se esta base proteica é eficiente para ser utilizada nos trabalhos sobre exigências nutricionais com jundiá. Com os resultados deste experimento pôde-se observar que a espécie apresenta melhor quadro digestivo-metabólico com a combinação de matérias-primas que possuem maior complexidade estrutural (farinha de peixe + amido de milho).

De uma forma geral, pode-se perceber que nos experimentos 1 e 3 a mistura gelatina + caseína + maltodextrina (GC) não proporcionou bom desempenho aos peixes. Também constatou-se que dependendo do objetivo do estudo pode-se utilizar caseína + farinha de peixe + maltodextrina (CP), ou caseína + farinha de resíduos de jundiá + amido de milho (AM) ou ainda farinha de resíduos de jundiá + amido de milho (PXAM), pois estas combinações promovem excelentes resultados de desempenho e apropriado perfil digestivo e metabólico.

Estes resultados podem estar relacionados com estrutura e o processamento das fontes utilizadas, e também com a forma como os animais se alimentavam, pois detectou-se durante a oferta de alimento que os peixes dos tratamentos CP (capítulo 2), AM (capítulo 3) e PXAM (capítulo 4) buscavam com voracidade o alimento,

consumindo tudo o que fora ofertado rapidamente. Já os animais tratados com albumina + caseína (AC) e gelatina + caseína (GC) (experimento 1), e caseína + amido de milho (CASAM) (experimento 3) não consumiam toda a ração no momento da oferta, sendo que na hora da limpeza principalmente nos tanques do tratamento GC também observaram-se sobras. Isto prejudica a qualidade do alimento devido a perdas ocasionadas pela lixiviação. Este comportamento possivelmente se deva a atrato-palatabilidade da farinha de peixe (NRC, 2011).

Também verificou-se ao longo do estudo que a espécie apresentou melhores resultados de crescimento e metabolismo à medida que foi-se retirando da formulação ingredientes semipurificados e/ou com estrutura mais simples (caseína, gelatina, frutose), que foram substituídos por moléculas que exigem do animal uma digestão e metabolização mais lenta (farinha de peixe e amido de milho). Acredita-se que este quadro metabólico propicie melhor dinâmica na utilização dos nutrientes, resultando em melhor desempenho.

Porém, constatou-se nos peixes dos tratamentos CP e PXAM não só maior coeficiente de retenção de proteína [CP (41,13); PXAM (45,19)], mas também maior deposição de gordura [CP (3,09); PXAM (3,24)]. Já no tratamento AM (amido de milho) observou-se que os animais exibiram o maior coeficiente de retenção proteica (50,74), e menor deposição de gordura (1,88) que os peixes do tratamento MALTO (2,51). Além das fontes e combinações proteicas e glicídicas, estes resultados podem estar relacionados ao nível de proteína e/ou energia, cabendo uma avaliação disto em futuros trabalhos, visto que ainda são escassos os dados com jundiá sobre nível e/ou relação de proteína, carboidrato e lipídio nas diferentes fases. Por outro lado, estas respostas também podem estar relacionadas à espécie, a fase de vida do animal e ao sistema de cultivo utilizado.

CONCLUSÕES GERAIS

- ✓ A combinação de caseína e farinha de peixe promove melhor desempenho zootécnico, com maior retenção de proteína e baixo teor gordura no peixe inteiro;
- ✓ A mistura de caseína, farinha de peixe e amido de milho proporciona aos peixes adequado perfil digestivo e metabólico, excelentes resultados de crescimento e maior retenção de proteína;
- ✓ A combinação de farinha de peixe e amido de milho proporciona melhor ritmo de digestão e absorção de proteínas e carboidratos o que resulta em eficiência metabólica e zootécnica;
- ✓ A mistura de caseína + gelatina + maltodextrina causa perturbações na dinâmica metabólica e menor crescimento de juvenis de jundiá.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABELHA, M. C. F.; AGOSTINHO, A. A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 23, n. 2, p. 425-434, 2001.

AMBARDEKAR, A. A.; REIGH, R. C.; WILLIAMS, M.B. Absorption of amino acids from intact dietary proteins and purified amino acid supplements follows different timecourses in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Aquaculture**, v. 291, n. 3-4, p.179-187, 2009.

ARAÚJO, J. M. A. **Química de alimentos: teoria e prática**. 2 ed. Viçosa: UFV, 2008. 596 p.

BACILA, M. **Bioquímica Veterinária**. São Paulo: Ed. Robe Editorial, 2003, 433 p.

BIGI, A., PANZAVOLTA, S., RUBINI, K. Relationship between triple-helix content and mechanical properties of gelatin films. **Biomaterials**, v. 25, n. 25, p. 5675-5680, 2004.

BOSCOLO, W. R. et al. Composição química e digestibilidade aparente da energia e nutrientes da farinha de resíduos da indústria de filetagem de tilápias, para a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Ciência Rural**, v. 38, n. 9, p. 2579-2586, 2008.

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**, v. 35, n. 3, p. 277-290, 1995.

CAHU, C. et al. Expression and activities of pancreatic enzymes in developing sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) in relation to intact and hydrolyzed dietary protein; involvement of cholecystokinin. **Aquaculture**, v. 238, p. 295-308, 2004.

CARNEIRO P.; MIKOS J. D., BENDHACK F. Processamento: O jundiá como matéria-prima. **Panorama da Aqüicultura**, v. 13, n. 78, p. 17-21, 2003.

CHAMPE, P. C.; HARVEY, R. A. FERRIER, D. R. **Bioquímica Ilustrada**. 4ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 528 p.

CORREIA, V. et al. Fontes energéticas vegetais para juvenis de jundiá e carpa. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, n.3, p. 693-701, 2012.

DENG, D.F.; REFSTIE, S.; HUNG, S.S.O. Glycemic and glycosuric responses in white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) after oral administration of simple and complex carbohydrates. **Aquaculture**, v. 199, p. 107–117, 2001.

FRANCIS, G.; MAKKAR, H. P. S.; BECKER, K. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. **Aquaculture**, v. 199, n. 3-4, p. 197-227, 2001.

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

GATLIN III, D. M. et al. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. **Aquaculture Research**, v. 38, p. 551-579, 2007.

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

INTERNATIONAL STARCH INSTITUTE. **Starch & sweetener dictionary**. Disponível em: <http://www.starch.dk/isi/starch/glossary.htm>. Acesso em 9 jun. 2011.

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

KUBITZA, F. Aproveitamento dos subprodutos do processamento de pescados. **Panorama da Aqüicultura**, v. 16, n. 94, p. 23-29, 2006.

KUMAR, V. 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**, v. 36, n. 3, p. 491-499, 2010.

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**, v. 60, n. 2, p. 477-484, 2008.

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

LINDEN, G.; LORIENT, D. **Bioquímica Agroindustrial. Revalorización alimentaria de la producción agrícola**. Zaragoza: Ed. Acribia S.A., 1996, 428 p.

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

MEYER, G.; FRACALOSSO, D. M. Protein requirement of jundia fingerlins, *Rhamdia quelen*, at two dietary energy concentrations. **Aquaculture**, v. 240, n. 1-4, p. 331-343, 2004.

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**, 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**, v. 41, n. 3, p. 394-400, 2010.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. 5 ed. New York: W. H. Freeman, 2011.

NRC – National Research Council. **Nutrient Requirements of Fish**. Washington, D.C.: National Academy Press, 1993. 128p.

_____. National Research Council. **Nutrient Requirements of Fish and Shrimp**. Washington, D.C.: National Academy Press, 2011. 376p.

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

PANSERAT, S. et al. Glucokinase is highly induced and glucose-6-phosphatase poorly repressed in liver of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) by a single meal with glucose. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology**, v. 128, n. 2, p. 275–283, 2001.

PEDRON, F. A. **Composição e gelatinização do amido na resposta biológica do jundiá (*Rhamdia quelen*)**. Santa Maria, 2010. 111f. Tese (Doutor em Zootecnia). Programa de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, 2010.

_____ 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.

_____ et al. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.63, n.5, p.1200-1207, 2011.

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

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

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.

RIEGEL, R. E. **Bioquímica**. 3 Ed. São Leopoldo: Ed. UNISINOS, 2001. 548 p.

ROMAN, J. A.; SGARBIERI, V. C. Caracterização Físico-química do Isolado Protéico de Soro de Leite e Gelatina de Origem Bovina. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 10, n. 2, p. 137-143, 2007.

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**, v. 231, p. 435-444, 2004.

SHIAU, S.Y.; LIN, Y. H. Utilization of glucose and starch by the grouper *Epinephelus malabaricus* at 23°C, **Fisheries Science**, v. 68, p. 991-995, 2002.

SILVEIRA, U. S.; LOGATO, P. V. R.; PONTES, E. C. Utilização e metabolismo dos carboidratos em peixes. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 6, n. 1, p. 817-836, jan./fev. 2009. Disponível em http://www.nutritime.com.br/arquivos_internos/artigos/079V6N1P817_836_JAN2009_.pdf. Acesso em: 02 jul. 2011.

TAN Q. et al. Effect of dietary carbohydrate sources on growth performance and utilization for gibel carp (*Carassius auratus gibelio*) and Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris Günther*). **Aquaculture Nutrition**, v. 12, p. 61–70, 2006.

TIAN, L.X.; LIV, Y. J. Utilization of glucose and cornstarch by juvenile grass carp. **North American Journal of Aquaculture**, v. 66, n. 141-145, 2004.

TRONCO, A. P. et al. Alimentação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) com dietas semipurificadas e fontes lipídicas. **Boletim do Instituto de pesca**, São Paulo, v. 33, n. 1, p. 9-17, 2007.

WEBER, F.H.; COLLARES-QUEIROZ, F.P.; CHANG, Y.K. Caracterização físico-química, reológica, morfológica e térmica dos amidos de milho normal, ceroso e com alto teor de amilose. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 29, n. 4, p. 748-753, 2009.

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.

WINDSOR M. L. Fish Meal. FAO TORRY ADVISORY NOTE No. 49 Disponível em <http://www.fao.org/wairdocs/tan/x5926e/x5926e00.htm>. Acesso em 16 abr. 2011.

VIDOTTI, R. M.; GONÇALVES, G.S. Produção e caracterização de silagem, farinha e óleo de tilápia e sua utilização na alimentação animal, out. 2006. Disponível em: http://WWW.pesca.sp.gov.br/textos_tecnicos. Acesso em 10 Dec. de 2012.

WILSON, R. P. Utilization 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**, v. 13, n. 5, p. 389-396, 2007.

ZHOU, Q.C. et al. Apparent digestibility selected feed ingredients for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. **Aquaculture**, v. 241, n. 1-4, p. 441-451, 2004.

APÊNDICES

APÊNDICE 1 – Metodologia utilizada na confecção da farinha de resíduos de jundiá

A farinha de resíduos de jundiá possuía a seguinte constituição: 43,94% de peixes que não atingiram o tamanho comercial + 42,7% de resíduo de filetagem + 4% de vísceras + 9,4% de cabeças e nadadeiras. Seguindo a metodologia proposta por Vidotti e Gonçalves (2006), estes resíduos foram envoltos em papel alumínio para o processo de cozimento a vapor em estufa de ar forçado a 105°C durante 2 h, após este tempo foram feitas aberturas no alumínio para a secagem na mesma estufa a 55°C por 12 h. Posteriormente realizou-se a extração manual do óleo através de prensagem (prensa para torresmo). O resíduo retornou para a estufa para secar por mais 24 h a 55°C. Realizou-se também a moagem da farinha e a adição de BHT (Butil-hidroxi-tolueno), sendo armazenada em freezer a -18°C. Depois esta farinha de resíduos de jundiá foi peneirada, desengordurada em hexano (1:2), seca em estufa (45°C) e conservada novamente em freezer. Obteve-se uma farinha de resíduos de jundiá com alto teor proteico e bom perfil aminoacídico (Apêndice 2), podendo ser classificada como uma farinha de primeira qualidade (BOSCOLO et al., 2008).

APÊNDICE 2 – Composição centesimal da farinha de resíduos de jundiá (% na matéria natural)

Componentes	Farinha de resíduo de jundiá
Composição Centesimal	
Matéria Seca ¹	94,20
Proteína Bruta ¹	66,53
Matéria Mineral ¹	16,14
Extrato Etéreo ¹	5,73
CSDN ³	5,80
Cálcio ²	4,3
Fósforo ¹	1,76
Perfil de aminoácidos ⁴	
Lisina	5,15
Metionina	2,44
Treonina	2,96
Triptofano	0,73
Valina	3,34
Isoleucina	2,7
Leucina	5,09
Fenilalanina	2,64
Histidina	1,89
Arginina	4,74

¹ Analisado - Laboratório de Piscicultura - DZ/UFSM.

² Analisado - Laboratório de Análises de Solo- CCR/UFSM.

³ CSDN= carboidratos solúveis em detergente neutro= 100-(umidade+proteína bruta+matéria mineral+ extrato etéreo+fibra em detergente neutro).

⁴ Analisado- Laboratório de Análises Micotoxicológicas - CCR/UFSM.