

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E TECNOLÓGICAS
CAMPUS DE DRACENA

**EFEITO DAS CARACTERÍSTICAS ESTRUTURAIS DO
AMIDO NO METABOLISMO E CRESCIMENTO DO PACU**
Piaractus mesopotamicus

Carolina Vasconcelos Tavares de Farias

Zootecnista

2017

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E TECNOLÓGICAS
CAMPUS DE DRACENA

**EFEITO DAS CARACTERÍSTICAS ESTRUTURAIS DO
AMIDO NO METABOLISMO E CRESCIMENTO DO PACU**
Piaractus mesopotamicus

Carolina Vasconcelos Tavares de Farias

Orientador: Prof. Dr. Leonardo Susumu Takahashi

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Tecnológicas – FCAT – Unesp, Campus de Dracena, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia Animal.

2017

FICHA CATALOGRÁFICA
Desenvolvida pela Seção Técnica de Biblioteca e Documentação
Campus de Dracena

F224e

Farias, Carolina Vasconcelos Tavares de.

Efeito das características estruturais do amido no metabolismo e crescimento do pacu *Piaractus mesopotamicus* / Carolina Vasconcelos Tavares de Farias. -- Dracena: [s.n.], 2017.

43 f. : il.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Ciências Agrárias e Tecnológicas de Dracena. Área do conhecimento: Produção Animal, 2017.

Orientador: Leonardo Susumu Takahashi

Inclui bibliografia.

1. Amido. 2. Nutrição animal. 3. Peixe. 4. Metabolismo. I. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: Respostas metabólicas e produtivas de pacus à carboidratos com diferentes quantidades de amilose e amilopectina

AUTORA: CAROLINA VASCONCELOS TAVARES DE FARIAS

ORIENTADOR: LEONARDO SUSUMU TAKAHASHI

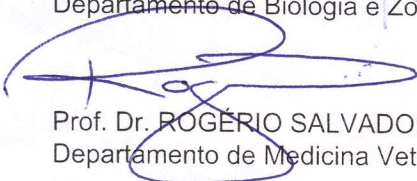
Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em CIÊNCIA E TECNOLOGIA ANIMAL, área: PRODUÇÃO ANIMAL pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. LEONARDO SUSUMU TAKAHASHI
Curso de Zootecnia / Faculdade de Ciência Agrárias e Tecnológicas de Dracena



Prof. Dr. ALEXANDRE NINHAUS SILVEIRA
Departamento de Biologia e Zootecnia / Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira



Prof. Dr. ROGÉRIO SALVADOR
Departamento de Medicina Veterinária e Produção Animal / Universidade Estadual do Norte do Paraná

Dracena, 23 de fevereiro de 2017

DADOS CURRICULARES DO ALUNO

CAROLINA VASCONCELOS TAVARES DE FARIAS – Nascida em Birigui, SP. No ano de 2013, concluiu sua graduação em Zootecnia na Universidade Estadual de Maringá (UEM), no município de Maringá, PR. Participou durante a graduação do grupo PET Zootecnia, e teve duas Iniciações Científicas na área de extensão rural. Estagiou como Auxiliar no Controle de Qualidade no Frigorífico Mar e Terra, unidade de Buritama –SP e trabalhou no mesmo estabelecimento durante 8 meses. Atualmente, é discente do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Animal na Faculdade de Ciências Agrárias e Tecnológicas – UNESP Campus de Dracena.

“Dificuldades preparam pessoas comuns para destinos extraordinários.”

C.S Lewis

DEDICATÓRIA

“Aos meus pais, pelo amor, compreensão e apoio”.

“Ao meu filho, pelo afeto e incentivo involuntário”.

“A meus tios e primos, pela ajuda nos cuidados com o Humberto”.

*“Ao meu namorado, pelo carinho e paciência nas horas mais
difíceis”.*

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus pela oportunidade de crescer com minhas dificuldades e defeitos, pela força que aprendi a ter nas horas difíceis.

A minha mãe que me apoiou e incentivou a realizar este sonho, e que em todos os momentos estava do meu lado me mostrando que tudo na vida tem seu lado bom e que a evolução, mesmo que pareça ruim, é necessária.

Ao meu pai, que mesmo depois das brigas sempre tinha conselhos e ensinamentos a oferecer.

Ao meu pequeno Humberto, que tive que ver dar seus primeiros passos de longe, mas que sempre tinha um lindo sorriso a cada final de semana que voltava para vê-lo, um amor sem medidas e parâmetros!

Ao meu namorado que com sua calma soube superar nossos problemas e que até quando meu humor faltava estava ao meu lado.

Aos padrinhos, primos e tias que cuidaram do Humberto com carinho e afeição que eu cuidaria.

Aos amigos que em pouco tempo de convivência tornaram meus dias mais leves (Luana, Aline, Kamila, Robert, Isabela, Viviani, Helena)

Ao meu orientador, professor Dr. Leonardo Susumu Takahashi e a professora Dra. Jaqueline D. Biller-Takahashi, pela compreensão e ajuda na vida pessoal e profissional, por acreditarem no meu trabalho e não desistirem de me apoiar, com quem aprendi com as broncas, conselhos e risadas.

Ao grupo GAUD onde tive a experiência de conviver com alunos da graduação, que me ajudaram durante todo o experimento nas coletas e análises, e onde pude observar que cada um, na sua particularidade, tinha algo de especial e importante para ensinar e compartilhar.

A Amanda, pelos finais de semanas e pela paciência perdida com o projeto, seria impossível sem esta parceria.

A Renata, que sempre ajudou e aguentou meus devaneios e bobagens, uma amiga dedicada e compreensiva.

A todos os funcionários da Universidade, pelo dedicado trabalho que torna viável a excelência do Campus de Dracena.

EFEITO DAS CARACTERÍSTICAS ESTRUTURAIS DO AMIDO NO METABOLISMO E CRESCIMENTO DO PACU *Piaractus mesopotamicus*

RESUMO

Em peixes, a utilização dos carboidratos da dieta pode variar em função da fonte e características estruturais do amido. O objetivo do trabalho foi avaliar o efeito de dietas com diferentes quantidades de amilose e amilopectina no metabolismo de carboidratos e desempenho produtivo de juvenis de pacu (*Piaractus mesopotamicus*). Os animais foram alojados (n = 216) em 24 caixas de polietileno (100-L) e alimentados três vezes por dia até a saciedade aparente durante 90 dias. O experimento foi conduzido em um delineamento em blocos casualizados com seis tratamentos (dietas experimentais): T1 - 0,5/38,7; T2 - 6,9/32,6; T3 - 10,3/29,5; T4 - 20,4/18,6; T5 - 27,3/11,0 e T6 - 28,4/9,8 (% de amilose e % de amilopectina, respectivamente) e quatro blocos (faixa de peso), sendo cada bloco considerado como uma repetição. Os resultados obtidos foram submetidos a ANOVA e as médias comparadas pelo teste de Tukey (5%). Melhor peso final, ganho de peso, taxa de crescimento específico, conversão alimentar, taxa de eficiência proteica e atividade da amilase foram observadas nos peixes que receberam as dietas com menor quantidade de amilose (até 6,9%). As reservas de lipídio muscular, lipídeo hepático e índice hepatossomático foram mais elevadas nos peixes que receberam a dieta com a 38,7% de amilopectina. Dentre os indicadores das vias metabólicas, a atividade hepática da glicoquinase foi maior nos peixes que receberam essas dietas com maior percentagem de amilopectina. Na composição corporal o extrato etéreo foi maior nos animais da dieta com mais amilopectina. De forma geral, dietas com mais de 74% de amilopectina resultaram em melhores índices zootécnicos e maior estoque energético, sugerindo melhor aproveitamento do carboidrato amiláceo da dieta.

Palavras-chave: amido, crescimento, metabolismo, nutrição, peixe.

EFFECT OF STRUCTURAL CHARACTERISTICS OF STARCH ON METABOLISM AND GROWTH OF PACU *Piaractus Mesopotamicus*

ABSTRACT

In fish, the use of dietary carbohydrates may vary depending on the source and structural characteristics of the starch. The objective of this work was to evaluate the effect of diets with different levels of amylose and amylopectin, in carbohydrate metabolism and productive performance of juveniles of pacu (*Piaractus mesopotamicus*). The animals were stocked (n = 216) in 24 polyethylene (100-L) boxes and fed three times daily to apparent satiety for 90 days. The experiment was conducted in a randomized block design with six treatments (experimental diets): T1 - 0,5/38,7; T2 - 6.9/32.6; T3 - 10.3/29.5; T4 - 20.4/18.6; T5 - 27.3/11.0 and T6 - 28.4/9.8 (% amylose and % amylopectin, respectively) and four blocks (weight range), each block being considered as a replicate. The results were submitted to ANOVA and Tukey's test (5%) for means comparisons. Better final weight, weight gain, specific growth rate, feed conversion, protein efficiency rate and amylase activity were observed in fish fed diets with less amylose (up to 6.9%). Muscle lipid, hepatic lipid and hepatosomatic index were higher in fish that received a diet of 38.7% amylopectin. Among the indicators of the metabolic pathways, a hepatic glycokinase activity was higher in the fish that received diets with more than 47% of amylopectin. In the body composition, ether extract percentage was higher in the animals of the diet with more amylopectin. In general, diets with more than 74% of amylopectin resulted in better zootechnical indexes and higher energy supply, suggesting a better use of the dietary starch.

Keyword: starch, growth, metabolism, nutrition, fish.

Lista de Tabelas

Tabela 1- Formulação e composição analisada das dietas experimentais.	21
Tabela 2 - Desempenho produtivo de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.	28
Tabela 3 - Composição corporal analisada e eficiência nutricional de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.	30
Tabela 4 - Glicose plasmática, triglicerídeos e proteínas totais no sangue de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.	31
Tabela 5 - Lipídio muscular, índice gorduro-viscerossomático (IGVS), índice hepatossomático (IHS) e lipídio hepático de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais. ...	32
Tabela 6 - Atividade da amilase de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.	33
Tabela 7 - Atividade hepática da hexoquinase (HK), glicocinase (GK) e piruvatoquinase (PK), frutose 1,6-bifosfatase (FBPase), glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD), alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST) de juvenis de pacu (<i>P. mesopotamicus</i>).	35

Lista de Figuras

Figura 1. Representação da molécula de amilose.....	7
Figura 2 . Representação da molécula de amilopécina.	7
Figura 3. Representação da via da glicólise.	13
Figura 4. Representação da via da gliconeogênese.....	15
Figura 5. Representação da via das Pentoses.	17

Sumário

1 INTRODUÇÃO.....	1
1.1 Aspectos gerais	1
1.2 Carboidratos na dieta de peixes nativos.....	3
1.3 Objetivo	5
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	6
2.1 Carboidratos e características estruturais do amido.....	6
2.2 Utilização de carboidratos na alimentação de peixes.....	8
2.3 Amilose e amilopectina no aproveitamento do amido pelos peixes....	10
2.4 Vias metabólicas	11
2.4.1 Glicólise	11
2.4.2 Gliconeogênese	14
2.4.3 Via das pentoses.....	16
2.5 Modelo biológico.....	17
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	19
3.1 Adequações das instalações.....	19
3.2 Aclimatação dos peixes.....	19
3.3 Formulação e composição das dietas	20
3.4 Protocolo experimental.....	22
3.4.1 Desempenho produtivo	22
3.4.2 Composição corporal	23
3.4.3 Metabolitos do sangue	24
3.4.4 Reservas energéticas teciduais	24
3.4.5 Atividade da amilase	24
3.4.6 Atividade hepática de enzimas-chave das vias metabólicas.....	25

3.5 Delineamento e análise estatísticas	26
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	27
4.1 Desempenho produtivo.....	27
4.2 Composição corporal.....	29
4.3 Metabólitos do sangue.....	30
4.4 Reservas energéticas	31
4.5 Atividade da amilase	33
4.6 Atividade hepática de enzimas-chave das vias metabólicas	34
5 CONCLUSÃO	38
6 REFERÊNCIAS.....	39

1 INTRODUÇÃO

1.1 Aspectos Gerais

A aquicultura é uma atividade multidisciplinar, que se refere ao cultivo de diversos organismos aquáticos, incluindo as plantas aquáticas, moluscos, crustáceos e peixes. A piscicultura é um dos segmentos da aquicultura, praticada em várias culturas distintas e manejada há alguns séculos. Existem evidências deste relato em documentos e manuscritos chineses de séculos remotos e em hieróglifos egípcios (OLIVEIRA, 2009). Desde então, o desenvolvimento tecnológico nas áreas de nutrição, manejo e genética vem tornando a atividade cada vez mais interessante.

A partir de 1980, a piscicultura passou a ser uma atividade largamente executada em todo o mundo. No Brasil esta atividade tem se destacado e gerado resultados socioeconômicos significativos. Técnicas de manejo em piscicultura apoiada pelas inovações tecnológicas elevam a produtividade incrementando a renda do produtor rural (MPA, 2015).

O crescimento da população e mudanças nos hábitos alimentares contribuem para o aumento no consumo de pescado que é excelente fonte de proteína animal. Nesse cenário, a aquicultura desponta como a principal atividade capaz de suprir essa demanda, pois é cada vez mais difícil e oneroso obter pescado por meio da pesca extensiva em rios e mares devido a diminuição dos estoques pesqueiros (CODEVASF, 2008). Estima-se que a aquicultura será responsável por 62% do abastecimento de peixe do mundo para o consumo humano em 2030 (FAO, 2014). A atividade tem sido apontada como uma resposta para os problemas resultantes da diminuição das populações selvagens de pescado.

Para atender a demanda do mercado, houve um crescimento da produção, porém esta intensificação nos sistemas de produção de organismos aquáticos tem revelado obstáculos que afetam diretamente a produtividade e o crescimento da atividade. Um dos fatores de maior relevância é a nutrição, onde a qualidade da matéria prima é o ponto chave para a qualidade do produto final (RESENTE, 2009).

Na piscicultura intensiva, os custos com a alimentação ultrapassam 50% dos custos totais da produção. As exigências nutricionais, estratégias de alimentação e relação com o ambiente são diferentes para essa classe de animais quando comparado com animais terrestres, já que estão em um ambiente aquático. Com isto, o estudo para conhecimento das necessidades metabólicas para atender diferentes espécies de peixes, minimizar custos, reduzir fatores impactantes ao meio ambiente e melhorar a qualidade do produto torna-se fundamental para o sucesso da atividade (MELO et al., 2016).

Os animais necessitam de energia para atender as demandas energéticas de manutenção, crescimento e reprodução. Esta é obtida a partir do metabolismo de aminoácidos, lipídios e carboidratos presentes no alimento consumido (BOSCOLO et al., 2011). Dentre os substratos energéticos, é desejável que os peixes utilizem fontes energéticas não proteicas para baratear o custo da ração. Inicialmente, os lipídios apresentavam-se como a principal fonte de energia não proteica para peixes, entretanto, a disponibilidade, importância no processamento e baixo custo, tornam mais interessante a inclusão de carboidratos nas dietas para peixes (WILSON, 1994; ERFANULLAH; JAFRI, 1995).

A exigência nutricional de peixes herbívoros e onívoros são consequência do seu trato digestório mais adaptado à utilização de carboidratos. Devido a esta característica, é importante se ter profundo conhecimento da digestão e metabolismo das diferentes espécies nativas para formulação de rações, visando atender as exigências, não comprometendo seu desempenho (BOSCOLO et al., 2011).

1.2 Carboidratos na dieta de peixes nativos

Os tipos e as quantidades de cada um dos nutrientes que os peixes necessitam variam não somente entre as espécies, mas também com a idade, funções produtivas e condições ambientais. Proteínas são fontes de energia, mas são mais caras do que os carboidratos e as gorduras. Uma dieta balanceada de baixo custo deve conter suficientes quantidades de gorduras e carboidratos para reduzir o uso de proteínas como fonte de energia, destinando os ingredientes proteicos principalmente para crescimento dos peixes (BOSCOLO et al., 2011).

O uso adequado de carboidratos na dieta pode trazer benefícios à piscicultura, atuando como fator de redução no custo da dieta, e mitigando impactos ambientais (FERNANDEZ et al., 2007). Quando fontes de energia não proteicas não estão disponíveis na dieta, a proteína dietética é desaminada no organismo para fornecimento de energia, reduzindo a síntese proteica e o crescimento muscular. Por isto, níveis adequados de fontes energéticas não proteicas, como os carboidratos amiláceos, podem minimizar a utilização de proteína como fonte de energia (WILSON, 1994).

Os carboidratos são divididos em energéticos (glicose, amido nas células vegetais e glicogênio nas células animais) e estruturais (celulose, quitina e fibra). A utilização de níveis adequados de carboidratos não-estruturais (amido) em rações pode apresentar efeito poupador de proteínas, refletindo em ótimo custo/benefício e minimizando a excreção de amônia, com consequente ganho econômico e ambiental. O composto carbono de maior importância na nutrição animal é o amido, um polissacarídeo composto por cadeias de amilose e amilopectina, e especial atenção deve ser dada à esta constituição nas diferentes fontes de amido, pois a proporção adequada de amilose e amilopectina, dependendo da espécie a ser estudada, pode resultar em melhor desempenho produtivo dos animais (MELO et al., 2016).

O interesse em conhecer o comportamento fisiológico do pacu, fundamenta-se no contexto de que ele se alimenta preferencialmente de frutas e apresenta mecanismos bioquímicos ligados à utilização de elevadas quantidades de carboidratos, além de exibir uma grande capacidade para armazenar gordura (METÓN et al., 2003).

A fauna brasileira é representada por grande número de espécies de peixes, a maior parcela que chega aos consumidores é proveniente da pesca extrativa. No entanto, o represamento dos rios, a poluição (urbana e agrícola) e o desmatamento, contribuem para a redução dos estoques pesqueiros, sendo preconizada cada vez mais a produção em grandes escalas de larvas e alevinos (FURUYA, 2001).

Grandes desafios ainda deverão ser enfrentados pelos nutricionistas com relação à nutrição de peixes nativos, devido ao número de espécies com potencial para cultivo (BITTENCOURT; FEIDEN; SIGNOR 2010).

A criação de peixes nativos vem crescendo significativamente na aquicultura nacional. Embora a tilápia seja a espécie dominante nos sistemas de cultivo, algumas espécies nativas destacam-se, como é o caso dos peixes redondos, como o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*); dos surubins, como o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e Cachara (*P. fasciatum*); dos jundiás (*Rhamdia sp.*); e outras espécies com potencial, como a piapara (*Leporinus obtusidens*), piavuçu (*Leporinus macrocephalus*), curimbatá (*Prochilodus lineatus*), pirarucu (*Arapaima gigas*) e dourado (*Salminus brasiliensis*). Estudos relacionados à nutrição destas espécies têm recebido grande atenção nos últimos anos, permitindo a identificação de algumas das exigências nutricionais em sistemas de cultivo intesivos (BOSCOLO et al., 2011).

Espécies nativas onívoras como o pacu (*P. mesopotamicus*), tambaqui (*C. macropomum*), piavuçu (*L. macrocephalus*), utilizam eficientemente o amido das dietas, possibilitando altas taxas de inclusão de carboidratos, sem prejudicar o desempenho e a saúde dos animais (LOCHMANN; CHEM, 2009). Este fato é de grande importância, pois resulta em maior sustentabilidade da piscicultura, devido à menor dependência de alimentos de origem animal, como a farinha e o óleo de peixe (BOSCOLO et al., 2011).

Pesquisas com a utilização de ingredientes alternativos reduzirem custos de produção e o aumento da eficiência das rações de forma que sejam obtidas altas produtividades, mitigando o impacto ambiental. A nutrição de espécies nativas está em desvantagem quando comparada com espécies exóticas devido, entre outras razões, à escassez de conhecimentos na elaboração de rações de baixo custo que respondam as exigências nutricionais destas espécies (RESENTE, 2009).

1.4 Objetivo

O objetivo deste estudo foi avaliar o efeito das características estruturais do amido no crescimento, mecanismos bioquímicos e fisiológicos de juvenis de pacu alimentados com dietas contendo níveis crescentes de amilose e decrescentes de amilopectina.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Carboidratos e características estruturais do amido

Os carboidratos representam as biomoléculas com maior abundância na Terra. Constitui a maior parte da dieta do mundo e por meio da oxidação gera energia para a maioria das células não fotossintéticas. São substâncias orgânicas ternárias compostas de carbono, hidrogênio e oxigênio, encontrando-se o hidrogênio e o oxigênio nas mesmas proporções que na formação da molécula de água, dando origem ao termo carboidrato. Constituídos principalmente de hexosanas, que são formadas por hexoses ou moléculas de 6 átomos de carbono; de pentosanas que são constituídas por pentoses ou moléculas de 5 átomos de carbono. Moléculas como as trioses e dioses, estão algumas vezes presentes, porém em pequenas quantidades e geralmente com menor importância (NELSON; COX, 2011).

Os monossacarídeos são os carboidratos mais simples, representados pela glicose e frutose, os oligossacarídeos correspondem aos carboidratos de cadeia curta, cujo principal representante é a sacarose e a celobiose, e os polissacarídeos incluem carboidratos com cadeias maiores, representados pelo amido e pelos polissacarídeos não amiláceos (FORTES e ROSA, 2016).

Também conhecidos como glicídios, são representados principalmente pelos açúcares, amidos, celuloses, gomas e substâncias afins. O termo glicídio ou glucídio deriva-se do grego *glukus* que significa doce e compreende exclusivamente os açúcares redutores e seus compostos que, por hidrólise, dão um ou mais açúcares redutores. Os açúcares simples e o amido são facilmente digeridos pelos animais e têm elevado valor alimentício (energético). Por outro lado, a celulose e outros glicídios complexos são digeridos com mais dificuldade, implicando muito dispêndio de energia em sua digestão, salvo os ruminantes, cuja microbiota é de adequada para utilização deste carboidrato estrutural (ANDRIGUETTO et al., 2006).

O amido é formado basicamente por dois polímeros: a amilose e a amilopectina (NELSON e COX, 2011). Suas proporções variam de acordo com a espécie vegetal, idade e cultivares. A maior parte dos amidos é composta por 70-80% de amilopectina e 20-30% de amilose (FORTES e ROSA, 2016).

A amilose é uma molécula formada por unidades de α -D-glicose unidas por ligações glicosídicas α -1,4 e forma uma cadeia helicoidal não ramificada

relativamente menor (Figura 1). A amilopectina é um polissacarídeo de cadeia ramificada formada por unidades de glicose também unidas por ligações glicosídicas α -1,4 e nos pontos ramificados por ligações α -1,6 (Figura 2) (NELSON e COX, 2011). As diferentes respostas produtivas e metabólicas de peixes alimentados com diferentes fontes de amido podem estar relacionadas a proporção amilose/amilopectina destas fontes.

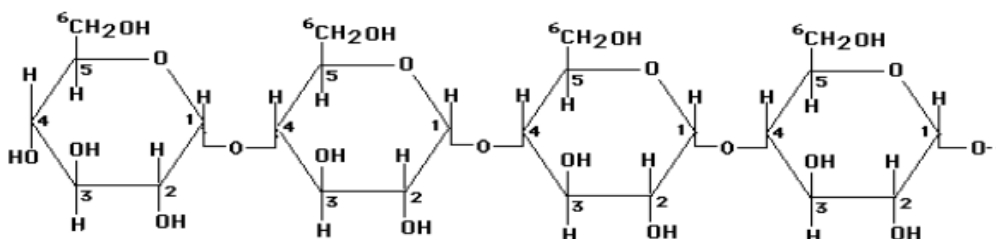


Figura 1. Representação da molécula de amilose (Fonte: FIGUEIREDO e GUERREIRO, 2016).

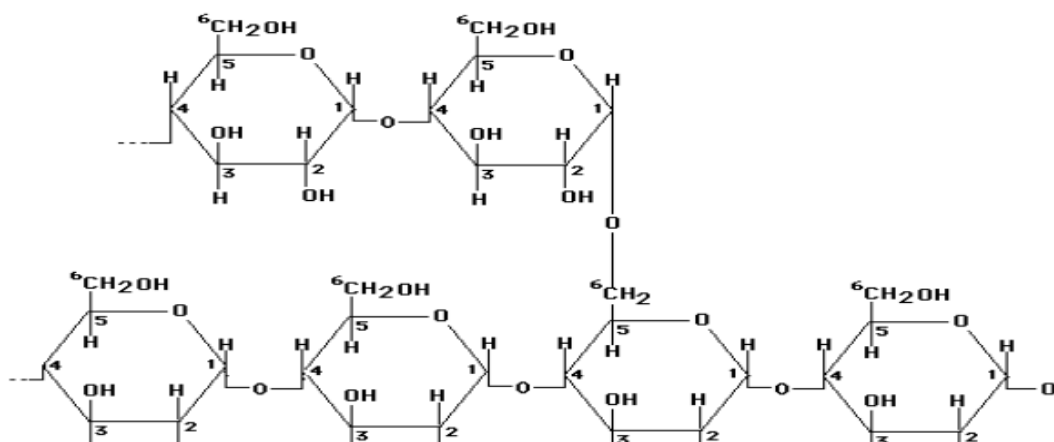


Figura 2. Representação da molécula de amilopectina (Fonte: FIGUEIREDO e GUERREIRO, 2016).

Diversos alimentos podem ser utilizados para compor uma dieta para peixes. Porém é imprescindível o conhecimento da composição química e do valor nutricional dos ingredientes para permitir a elaboração de dietas completas e de mínimo custo. Dentre os alimentos energéticos utilizados em rações para peixes, os mais comuns são o milho, o sorgo e o trigo (RIBEIRO et al., 2012).

O milho é a principal fonte energética que compõe as rações para peixes onívoros e herbívoros, sua composição em carboidratos apresenta pequena contribuição energética para espécies carnívoras. O sorgo tem sido estudado, como substituto do milho em rações para peixes. Por apresentar uma maior proporção de carboidratos solúveis em água, promovem maior viscosidade do alimento, permitindo, assim, um aumento no tempo de permanência do bolo alimentar no trato digestivo, o que possibilita um aproveitamento mais eficiente dos carboidratos. O trigo e o farelo de trigo podem ser adicionados às rações, porém sua inclusão não deve exceder 15%, devido ao elevado teor de fibra, associado à presença de polissacarídeos não amiláceos, que podem interferir na digestibilidade (RIBEIRO et al., 2012).

2.2 Utilização de carboidratos na alimentação de peixes

O nível ideal de inclusão dos carboidratos vem sendo estudado e, mesmo que as exigências deste ainda não tenha sido determinada, os estudos relatam que dietas com teores elevados, dietas sem inclusão ou com níveis muito baixos ocasionaram baixos índices zootécnicos (BERGOT, 1979; HEMRE et al., 1995).

Apesar do baixo custo, a inclusão de carboidratos deve ser limitada para algumas espécies, já que alguns animais não aproveitam esta fonte de maneira eficiente para produção de energia. A utilização de carboidratos pelos peixes depende da concentração do nutriente na dieta, do hábito alimentar e do grau de processamento das dietas. O nível de carboidratos considerado ótimo, é muito variável, dependendo, principalmente, do hábito alimentar de cada espécie (WILSON, 1994).

Segundo Hilton et al. (1987), um nível tolerável de carboidratos em dietas para peixes é aquele que não compromete o crescimento ou resulta em aumento da mortalidade, enquanto que um nível ótimo de carboidratos em

dietas para peixes é o que permite que a glicose seja totalmente oxidada para produzir energia, e assim poupar proteína. A utilização de níveis adequados de carboidratos não-estruturais (amido) em rações pode resultar em ótimo custo/benefício e redução na excreção de amônia, com consequente ganho econômico e ambiental (SILVA et al., 2003).

Os alimentos de origem animal, são melhor aproveitados e mais utilizados em dietas de peixes carnívoros. Peixes herbívoros e onívoros, conseguem aproveitar de maneira mais eficiente alimentos de origem vegetal, que têm em sua constituição maiores quantidades de paredes celulares (carboidratos solúveis ou não) apresentando uma digestão mais complexa (MELO et al., 2016).

Existem algumas diferenças em relação as atividades enzimáticas que degradam carboidratos nos peixes. Peixes herbívoros apresentam maior atividade de carboidrases quando comparados com peixes carnívoros. Peixes carnívoros concentram a maior digestão no estômago, pois o intestino é reduzido em tamanho, quando comparado com os peixes de hábito onívoro e herbívoro (MELO et al., 2016).

O número de carboidrases é muito grande, uma vez que são muito específicas em suas ações. O amido é desdobrado sob ação das α -amilases em oligossacarídeos ou também até maltose. As α -amilases se encontram nos peixes por todo o intestino (KUZMINA, 1977).

Algumas espécies apresentam baixo aproveitamento do carboidrato e algumas hipóteses foram levantadas na tentativa de explicar esta limitação. Dentre elas o fato de serem animais ectotérmicos, cuja temperatura corporal depende do meio ambiente. Por isso, nesses animais, não é necessária nenhuma energia especial, para manter a temperatura corporal, como é necessária para os animais homeotermos. Outra explicação para estarem em hiperglicemia é a redução da secreção de insulina e o retardamento da liberação da mesma, que é a responsável por estimular a glicólise, tornando o peixe similar a mamíferos diabéticos. Porém, por meio de radioimunoensaio, encontraram concentrações de insulina, superiores a observada em mamíferos (MELO et al., 2016).

Outro aspecto é o que ocorre após a entrada da glicose na célula (glicólise), onde é fosforilada por duas enzimas, a hexoquinase (HK) e

glicoquinase (GK). A GK atua na utilização de glicose para homeostase e em teleósteos, verificaram-se variações quantitativas e qualitativas desta enzima. Por estudo de sequenciamento dessa enzima, em comparação a mesma em ratos, verificou-se a presença de aminoácidos diferentes, podendo afetar a fosforilação e metabolização no aproveitamento da glicose (MELO et al., 2016).

2.3 Amilose e amilopectina no aproveitamento do amido pelos peixes

Embora os poucos estudos realizados até o momento não permitam chegar a um consenso e ao entendimento do efeito metabólico das diferentes proporções de amilose e amilopectina acredita-se que esta proporção tem grande influência nas respostas metabólicas e produtivas.

Pfeffer et al. (1991) encontraram melhor desempenho em trutas alimentadas com amido de milho “waxy” (ex. amido ceroso) comparado ao amido de milho normal. Similarmente, Enes et al. (2006) encontraram alta digestibilidade de amido de milho “waxy” comparado ao amido de milho normal para robalo europeu (*Dicentrarchus labrax*). Gatesoupe et al. (2014) avaliando o efeito de carboidratos amiláceos e não amiláceos no “*European sea bass*”, através de quatro dietas experimentais (amido de milho regular, amido de milho ceroso, celulose e outros polissacarídeos não amiláceos), não observaram efeitos das dietas no desempenho produtivo dos peixes.

Em jundiá alimentados com dietas contendo arroz (30%) com diferentes concentrações de amilose (0, 16 e 26%) não resultou em diferenças significativas no crescimento dos peixes. Para as variáveis bioquímicas, menor quantidade de amilose (100% amilopectina) proporcionou maior mobilização de triglicerídeos séricos, diminuição na deposição de glicogênio hepático e aumento no metabolismo de aminoácidos e lactato no músculo, sugerindo gliconeogênese (PEDRON et al., 2011).

Em juvenis da tilápia do Nilo alimentados com dietas contendo diferentes quantidade de amilose/amilopectina (0,54/38,72; 6,90/32,63; 10,29/29,49; 20,42/18,61; 27,35/11,05 e 28,39/9,76) foram observadas melhores respostas produtivas nos peixes que receberam a dieta com a relação de 6,90/32,63 inclusive apresentando melhores valores de digestibilidade aparente e atividades mais elevadas de enzimas digestivas

(protease, lipase e amilase). Apesar dos peixes que receberam a dieta com maior proporção de amilose ter resultado em pior crescimento os peixes que receberam esta dieta apresentaram uma menor concentração de glicose circulante após uma carga de carboidratos (CHEN et al., 2013).

2.4 Vias Metabólicas

2.4.1 Glicólise

A palavra glicólise significa “quebra de açúcar”, o que dá uma ideia bastante sólida sobre o que ela se trata. Ela ocorre no citosol das células, sendo responsável por oxidar essa molécula até dois piruvato, dois ATP e dois NAD^+ reduzidos, que serão introduzidos em outra via, denominada cadeia respiratória ou de fermentação (Figura 3). A maioria das atividades enzimáticas que ocorre na glicólise são reversíveis e as irreversíveis fornecem importantes informações sobre a produção e utilização de energia pela célula-tecido. As atividades dessas enzimas regulatórias no fígado permitem avaliar se o alimento ou o nutriente testado foi aproveitado na produção de energia. Elas permitem avaliar as condições em que se encontra o peixe, refletem o estado nutricional, ou mesmo predizem a rota metabólica preferencial ou regulada para manter os processos biológicos das células (ROTTA, 2003).

Após a glicose ser transportada para o interior da célula, por transportadores específicos, sendo este estimulado pela insulina, ela é fosforilada por duas enzimas: glicoquinase (GK) e hexoquinase (HK), sendo depois convertida em frutose-6-fosfato. O ATP é o doador de fosfato nas duas fosforilações. A seguir, a frutose-1,6-difosfato é quebrada, para liberar duas moléculas com três carbonos cada, a dihidroxiacetona-fosfato e o gliceraldeído-3-fosfato. A dihidroxiacetona-fosfato é isomerizada em uma segunda molécula de gliceraldeído-3-fosfato. Até este ponto duas moléculas de ATP foram gastas e o retorno positivo para o investimento ocorrerá nas próximas reações (MELO et al., 2016).

Cada molécula de gliceraldeído-3-fosfato é oxidada e fosforilada por fosfato inorgânico, para formar 1,3-difosfoglicerato. A liberação de energia ocorre quando as duas moléculas de 1,3-difosfoglicerato são convertidas em duas moléculas de piruvato. A maior parte dessa energia é conservada pela

fosforilação acoplada de quatro moléculas de ADP para ATP (NELSON; COX, 2011).

O produto líquido são duas moléculas de ATP por molécula de glicose empregada, uma vez que houve investimento de 2 ATP na fase preparatória da glicose. A energia também é conservada na fase de pagamento na formação de duas moléculas de NADH por molécula de glicose. O destino do produto (piruvato) depende do tipo de célula e das circunstâncias metabólicas (MELO et al., 2016).

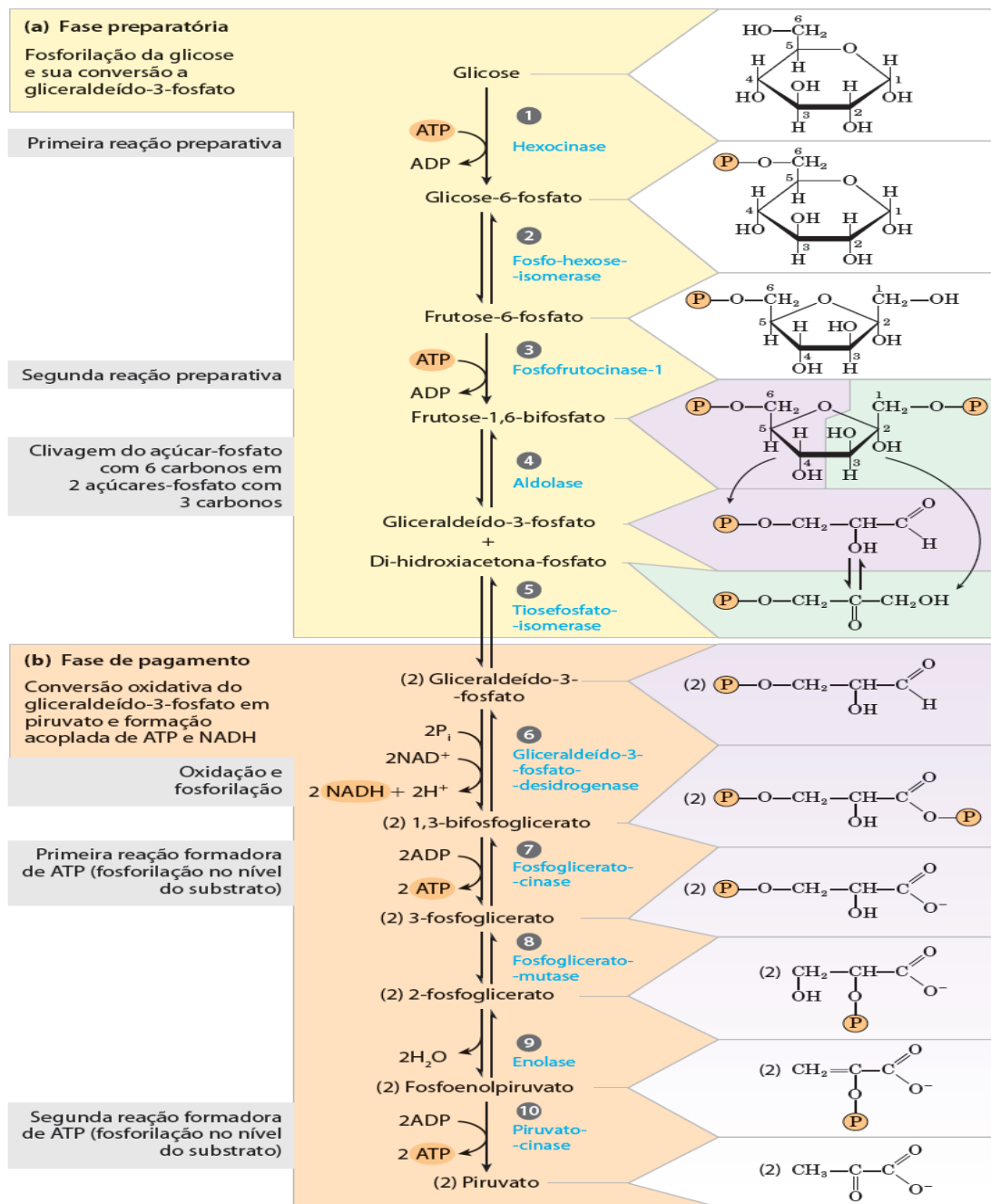


Figura 3. Representação da via da glicólise (Fonte: NELSON e COX, 2011).

2.4.2 Gliconeogênese

A síntese de glicose a partir de compostos não-glicídicos, também chamada de “gliconeogênese”, que ocorre no fígado, satisfaz as necessidades de glicose do organismo em situações onde os carboidratos dietéticos não são suficientes. Assim, o processo de gliconeogênese assume um papel fundamental durante o período de jejum, quando o glicogênio hepático está sendo esgotado (RIBEIRO et al., 2012).

Esta via tem importância equivalente à da glicólise, pois é considerada como via anabólica, cujo objetivo é a obtenção de glicose “de novo” para fornecer energia. É uma via diferente da glicólise, no entanto se utiliza da maioria das enzimas dessa. Entre elas, há pontos diferentes, os quais estão justamente nas enzimas reguladoras, que são pontos irreversíveis da glicólise (Figura 4). Nesses pontos, a fosfoenolpiruvato carboxiquinase, frutose 1-6 bifosfatase e a glicose-6-fosfatase, quando medidas suas atividades, refletem a utilização de compostos não glicídicos, que podem ser a partir de lactato e de cadeias de carbonos de aminoácidos desaminados (ROTTA, 2003).

Nesta via, além do piruvato e do lactato, há pontos de entrada a partir de intermediários do ciclo de Krebs, os carbonos de aminoácidos e o glicerol. O Acetil-CoA jamais pode ser convertido a glicose, contribuindo apenas no fornecimento de energia e NADH. A fundamental utilização dessa via consiste em fornecer glicose para algumas células, tais como eritrócitos e neurônios, que não são capazes de utilizar lipídios como fonte de energia. A utilização dessa via para manter a glicemia, apresenta um alto consumo energético, sendo 2 ATP por piruvato, 1 GTP para cada piruvato, 1 NADH por piruvato e nenhuma produção de ATP nas reações que o consomem na glicólise. E isso equivale a 12 ATPs por glicose (NELSON; COX, 2011).

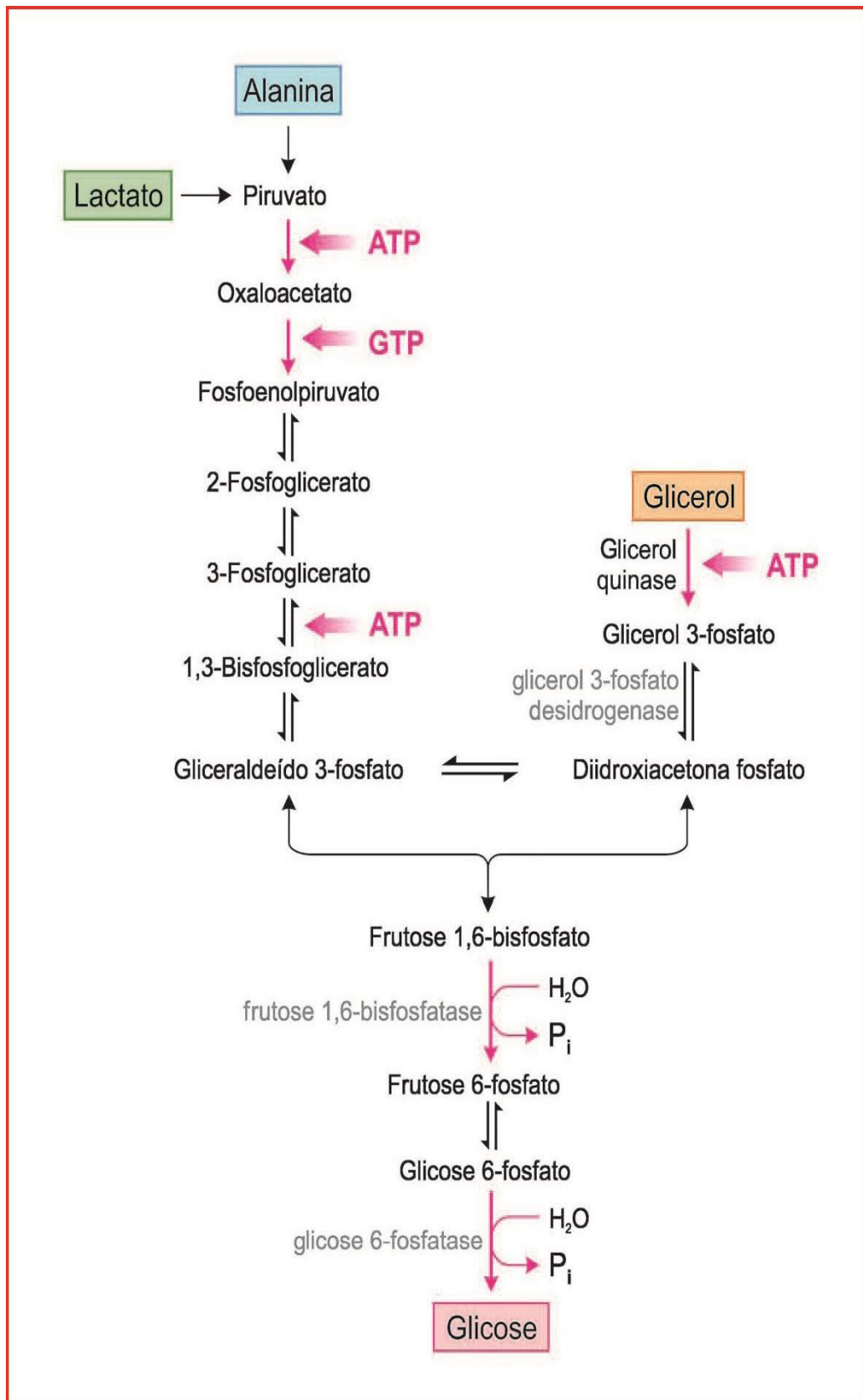


Figura 4. Representação da via da gliconeogênese (Fonte: NELSON e COX, 2011).

2.4.3 Via das Pentoses

Na busca de melhorar a produção de peixes para consumo humano, principalmente na redução de gordura presente na carne, outra via metabólica, denominada via das pentoses ou desvio das pentoses, é considerada importante nas pesquisas de nutrição (MELO et al., 2016).

Essa via não é produtora de ATP, mas sim de NADPH, agente redutor utilizado para biossíntese de ácidos graxos e esteroides (colesterol e seus derivados), além da biossíntese de nucleotídeos. É uma via alternativa de oxidação de glicose-6-fosfato, que leva à produção de 3 compostos, a ribose-5-fosfato, para sintetizar ácidos nucleicos, CO₂ e o NADPH (Figura 5). A energia originada da oxidação da glicose é armazenada sob a forma de NADPH, e não de ATP, como na glicólise. A via das pentoses é mais ativa quando as taxas glicêmicas na circulação são altas. Como resposta, os níveis altos de insulina resultantes acarretam, no tecido adiposo em aumento da permeabilidade à glicose e, no fígado em intensa síntese de glicocinase. Essas duas condições propiciam a síntese de ácidos graxos. A atividade das enzimas Glicose 6-P desidrogenase e 6-P Gluconato desidrogenase é importante nesse processo de formação de NADPH, que irá auxiliar na via de produção de ácidos graxos e, conseqüentemente, triglicerídeos, além da ribose, para síntese de nucleotídeos com DNA e RNA (ROTTA, 2003).

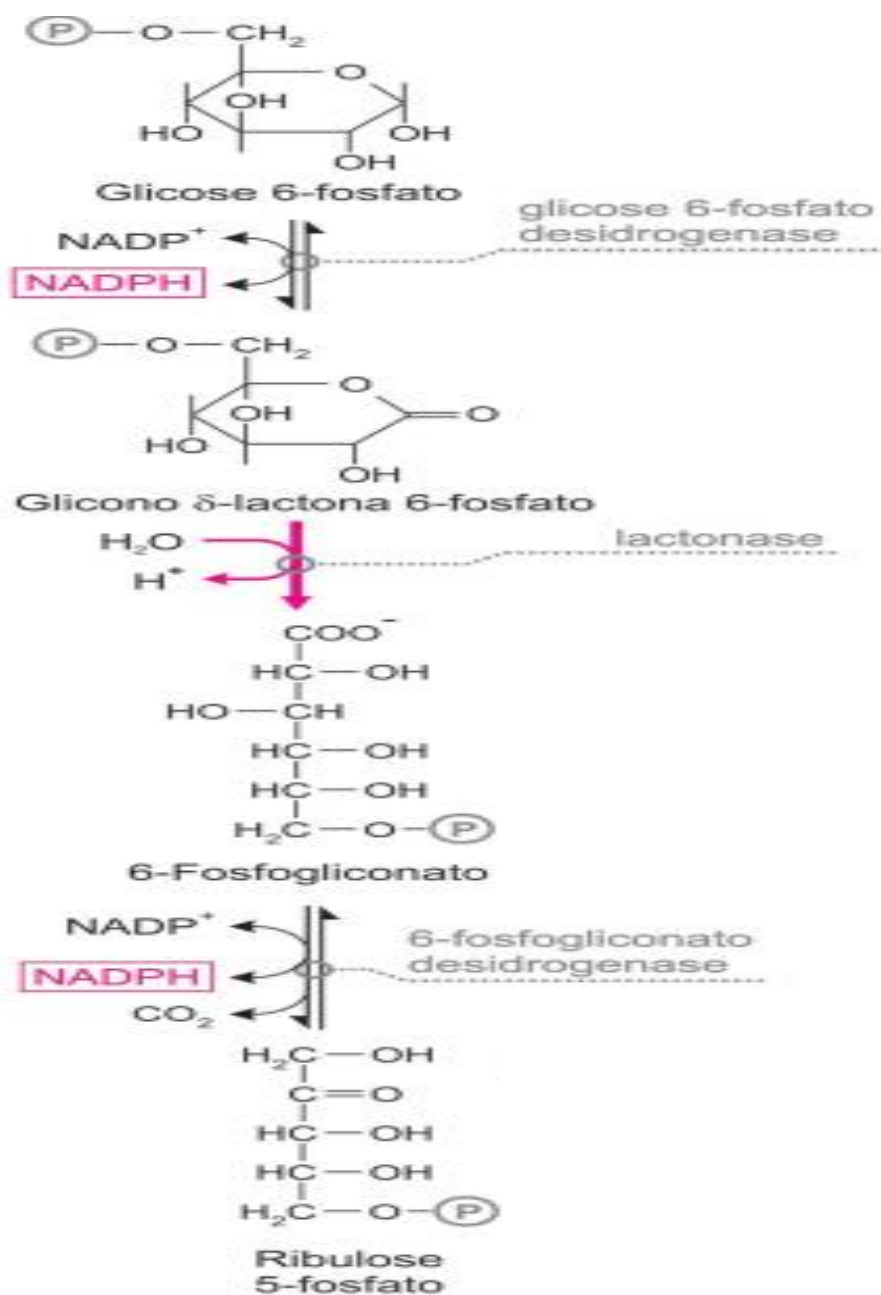


Figura 5. Representação da via das Pentoses (Fonte: NELSON e COX, 2011).

2.5 Modelo biológico

Entre as espécies nativas mais estudadas visando sua exploração comercial, destaca-se o pacu, considerada uma espécie de boa aceitação no mercado. O *P. Mesopotamicus* foi classificada anteriormente como *Colossoma mitrei*, sendo largamente distribuído nos rios da Bacia do Prata, onde

apresenta grande importância na pesca comercial, sendo cultivado principalmente nas regiões Sul e Sudeste. Apresenta cabeça relativamente pequena, com duas séries de dentes, escamas pequenas, havendo citações de peixes com 82,00 cm de comprimento total e 18,5 kg de peso vivo. É uma espécie que desperta interesse para piscicultura pelo elevado valor comercial, adaptação à alimentação artificial e pela facilidade de obtenção de larvas da reprodução induzida (URBINATI; GONÇALVES; TAKAHASHI, 2010).

Também recebe o nome de caranha, pacu-caranha ou pacu-guaçu. É um peixe onívoro, que se alimenta principalmente, de folhas, caules, flores, frutos e sementes. Havendo necessidade e oportunidade se alimenta de insetos, aracnídeos, moluscos e peixes. Sua alimentação sofre flutuações de acordo com a disponibilidade de alimento, em consequência de variações ambientais e da migração reprodutiva. Na estação chuvosa, ele permanece nas áreas de inundação, onde se alimenta de itens de origem vegetal; na seca, ele fica no leito dos rios, com pouca disponibilidade de alimento. O pacu tem uma dentição especializada para fragmentar e triturar os alimentos duros, especialmente frutos e sementes (SILVA, 1985).

Conhecer melhor os sistemas reguladores do metabolismo, para utilizar dietas ricas em carboidratos como fonte de energia e alta tolerância à glicose, são de grande importância para o desenvolvimento de dietas que atendam às exigências sem prejudicar a saúde e o desenvolvimento do animal (FIGUEIREDO-GARUTTI et al., 2002). O pacu é um dos peixes de maior valor comercial, na pesca e na piscicultura brasileira. Entretanto, pouco se avalia a respeito das relações fisiológicas. Assim, conhecer melhor estes processos é importante para diminuição custos e manutenção da saúde animal.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Adequações das instalações

O experimento foi realizado no Laboratório de Aquicultura da Unesp, Campus de Dracena. Todos os procedimentos experimentais foram revisados e aprovados pela Comissão de Ética em Uso de Animais – CEUA, da Faculdade de Ciências Agrárias e Tecnológicas da UNESP – Campus de Dracena e protocolados sob o nº 16/2016. FCAT.

Foram utilizadas 24 caixas de polietileno com capacidade para 100 L dispostas em sistema de circulação com fluxo contínuo . A instalação possui um aerador elétrico acoplado a mangueiras de silicone e pedras porosas para promover adequada concentração de oxigênio dissolvido às caixas de polietileno. Foram utilizados aquecedores com termostatos para manutenção da temperatura da água constante.

Os tanques foram cobertos por tela, para se evitar que os peixes pulassem das caixas e/ou se estressassem durante a alimentação. A cada três dias, a matéria orgânica depositada no fundo das caixas foi removida através de sifonamento.

3.2 Aclimação dos peixes

Os juvenis de pacu utilizados no experimento pertenciam a mesma desova e foram fornecidos por uma piscicultura comercial da região de Dracena - SP, sendo estes despescados de um tanque dessa propriedade, separados por tamanho e transportados até o laboratório.

Antes do início do experimento, os peixes foram distribuídos nas caixas de polietileno (100-L) e aclimatados às condições laboratoriais por cerca de 20 dias. Durante este período, foram mantidos nas caixas de polietileno e alimentados com dieta comercial até a saciedade aparente, em três refeições diárias (FOS – FISH Tilápia AL 32, Fosferpet, Presidente Prudente, Brasil)

3.3 Formulação e composição das dietas

As dietas experimentais foram formuladas para serem isocalóricas ($\sim 4.000 \text{ kcal kg}^{-1}$), isoprotéicas ($\sim 21\%$ PD) e com níveis de extrato etéreo inferiores a 8% (ABIMORAD et al., 2007); com níveis de fibra bruta inferiores a 9% (RODRIGUES et al., 2010); e níveis de amido de 34% (resultados prévios de outro projeto de pesquisa do grupo), variando apenas a fonte de amido. Os níveis crescentes de amilose e decrescentes de amilopectina foram proporcionados pela inclusão de diferentes quantidades de amido de milho regular (ARGO® CS 3400; 27,8% amilose e 72,2% amilopectina), amido de milho ceroso (AMISOL® 4000; 1,8% amilose e 98,2% amilopectina) e amido de milho de alto teor de amilose (HYLON® VII; 71% amilose e 29% amilopectina), conforme Tabela 1.

No processamento das dietas, estes ingredientes foram moídos em moinho de martelo, peneira 0,8 mm, pesados e separados de acordo com a formulação de cada dieta. Após os ingredientes serem misturados em misturador tipo “Y” as dietas foram peletizadas em moedor de carne com adição de água (40%) e os grânulos secos em estufa com circulação forçada a 40° C por 48 horas, armazenados em potes plásticos e conservados em geladeira durante todo o experimento, as dietas foram confeccionadas no Laboratório de Bromatologia da Unesp Campus Dracena.

As análises de matéria seca (MS), proteína bruta (PB), extrato etéreo (EE), fibra bruta (FB) e matéria mineral (MM) das dietas experimentais foram realizadas segundo metodologia da AOAC (2000). As concentrações de amido foram determinadas pelo método da amilase e glicose-oxidase (BEUTLER, 1984), e os constituintes do amido (amilose e amilopectina) com kit comercial (K-AMYL, Megazyme International Ireland, Bray, Ireland), no Laboratório de Bromatologia da FCAT-Unesp, campus de Dracena. A energia bruta das dietas experimentais foi determinada por meio de bomba calorimétrica (IKA 2000, China), realizada no Laboratório de Nutrição Animal (LANA), do Departamento de Zootecnia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Unesp Campus Jaboticabal. A composição analisada das dietas se encontra na Tabela 1.

Tabela 1- Formulação e composição analisada das dietas experimentais.

<i>Ingredientes (%)</i>	<i>Dietas experimentais</i>					
	1	2	3	4	5	6
Farelo de soja	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0
Farinha de peixe	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0
Amido de milho ceroso	34,0	24,0	0,0	4,0	0,0	0,0
Amido de milho regular	0,0	10,0	34,0	20,0	10,0	0,0
Amido de alto teor de amilose	0,0	0,0	0,0	10,0	24,0	34,0
Óleo de soja	6,35	6,35	6,35	6,35	6,35	6,35
Fosfato bicálcico	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5
Mistura mineral e vitamínica ¹	1,4	1,4	1,4	1,4	1,4	1,4
Vitamina C	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03
Antioxidante ²	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03
Celulose	5,69	5,69	5,69	5,69	5,69	5,69
<i>Composição química</i>						
Matéria seca, %	98,6	96,7	96,4	96,7	97,5	97,0
Proteína bruta %	27,1	28,1	28,4	27,0	27,7	27,5
Extrato etéreo %	5,7	5,6	6,2	6,9	6,3	6,6
Fibra bruta %	6,6	5,5	4,7	6,3	6,2	5,9
Matéria mineral %	7,2	7,5	7,0	7,1	7,1	6,9
Energia bruta (kcal kg ⁻¹)	4.243	4.234	4.291	4.311	4.255	4.214
<i>Valores analisados</i>						
Amido, %	39,3	39,5	39,8	39,0	38,4	38,1
Amilose, %	0,5	6,9	10,3	20,4	27,3	28,4
Amilopectina, %	38,7	32,6	29,5	18,6	11,0	9,8
Amilose/amilopectina	0,01	0,21	0,35	1,10	2,47	2,91

¹ enriquecimento por quilograma de ração: Vit. A (3.000 UI); Vit. D3 (3.000 UI); Vit. E (200,00 mg); Vit. B1 (6,00 mg); Vit. B2 (8,00 mg); Vit. B6 (3,00 mg); Vit. B12 (20,00 mg); Vit. C (350,00 mg); Vit. K (6,00 mg); Ac. Fólico (1,00 mg); Ac. Pantotênico (20,00 mg); Biotina (0,10 mg); Cobre (10,00 mg); Ferro (100,00 mg); Iodo (5,00 mg); Manganês (70,00 mg); Niacina (100,00 mg); Zinco (150,00 mg); (150,00 mg); B.H.T. (125,00 mg); Colina (150,00 mg). Matéria Seca (MS), Proteína Bruta (PB), Extrato Etéreo (EE), Fibra Bruta (FB), Matéria Mineral (MM). ²Banox E (Biotech, Montivideo, Uruguai).

3.4 Protocolo Experimental

No decorrer do experimento, a cada dois a três dias, a matéria orgânica depositada no fundo das caixas foi removida através de sifonamento com uma mangueira de borracha. Os parâmetros limnológicos das caixas foram concentração de oxigênio dissolvido e temperatura (ProODO Optical Dissolved Oxygen Instrument, Yellow Springs, Ohio, USA): $5,7 \pm 0,9 \text{ mg L}^{-1}$, $28,7 \pm 0,8 \text{ }^\circ\text{C}$; pH (ProPlus Multiparameter Instrument, Yellow Springs, Ohio, USA): $7,5 \pm 0,3$; condutividade elétrica (Instrutherm CD 820, São Paulo, Brasil): $281,0 \pm 45,4 \text{ mS cm}^{-1}$ e concentração de amônia total (Reagente de Nessler): $13,6 \pm 6,0 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$. Estes parâmetros foram monitorados diariamente durante 90 dias e permaneceram dentro de faixas adequadas para a produção de peixes. Os animais foram alimentados três vezes por dia e a iluminação foi de 12 horas luz e 12 horas escuro.

3.4.1 Desempenho produtivo

Após o período de aclimação, os peixes, mantidos em jejum (24 horas), foram coletados aleatoriamente do estoque, anestesiados com eugenol ($1 \text{g } 10 \text{ L}^{-1}$ de água), individualmente pesados em balança digital (Shimadzu, BL 3200 H) e medidos. Realizada a biometria inicial, os animais foram distribuídos nas 24 caixas (9 animais/caixa). Para evitar algum possível efeito do peso individual dos animais nas respostas produtivas, os juvenis de pacu foram divididos em quatro faixas de peso, cada uma representando um bloco (bloco 1: $23,6 \pm 2,8 \text{ g}$ e $10,9 \pm 0,5 \text{ cm}$; bloco 2: $29,2 \pm 3,0 \text{ g}$ e $11,3 \pm 1,5 \text{ cm}$; bloco 3: $33,6 \pm 1,8 \text{ g}$ e $12,0 \pm 0,5 \text{ cm}$ e bloco 4: $41,7 \pm 2,6 \text{ g}$ e $12,8 \pm 0,5 \text{ cm}$), totalizando 4 blocos experimentais.

Durante 90 dias, os peixes foram alimentados com as dietas experimentais, até a saciedade aparente, em três refeições diárias (8, 14 e 18 hs). Para coleta de dados, os peixes foram novamente anestesiados com eugenol ($1 \text{g } 10 \text{ L}^{-1}$ de água), individualmente pesados em balança digital e medidos. Com os dados obtidos nesta biometria foram calculados os seguintes parâmetros de desempenho produtivo:

- Peso médio final (PF);
- Comprimento Total (CT);
- Ganho em peso:

$$GP (g) = (\text{peso médio final} - \text{peso médio inicial});$$
- Taxa de crescimento específico:

$$TCE (\% \text{ dia}^{-1}) = 100 \times [(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) / \text{período experimental}];$$
- Consumo de alimento (g);
- Conversão alimentar aparente:

$$CA = \text{alimento fornecido} / \text{ganho em peso total};$$
- Taxa de eficiência proteica:

$$TEP (\%) = 100 \times (\text{ganho em peso} / \text{proteína bruta consumida}).$$

3.4.2 Composição corporal

Dois peixes de cada caixa foram congelados para análise da composição corporal, este material foi posteriormente moído e seco em estufa com circulação de ar, à 55° C, até peso constante. Foram realizadas análises de matéria seca, proteína bruta, lipídios e cinzas (AOAC, 2000), no Laboratório de Bromatologia da FCAT - Campus de Dracena, UNESP. A análise de energia bruta foi realizada no Laboratório de Nutrição Animal (LANA) da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Câmpus de Jaboticabal. As médias da composição corporal inicial e final dos peixes determinaram as seguintes variáveis de eficiência nutricional:

- Eficiência de retenção de proteína bruta:

$$ER_{PB} (\%) = 100 \times ((PB_f \times pf) - (PB_i \times pi)) / PB \text{ consumida};$$
- Proporção da proteína bruta no ganho em peso:

$$PB_{GP} (\%) = 100 \times ((PB_f \times pf) - (PB_i \times pi)) / (pf - pi);$$
- Proporção do extrato etéreo no ganho em peso:

$$EE_{GP} (\%) = 100 \times ((EE_f \times pf) - (EE_i \times pi)) / (pf - pi)$$

Sendo: PB_f, EE_f: proteína bruta ou extrato etéreo final na carcaça;
 PB_i, EE_i: proteína bruta ou extrato etéreo inicial na carcaça;
 pi, pf: peso vivo inicial ou peso vivo final.

3.4.3 Metabolitos do sangue

Para as análises dos metabólitos no sangue aos 90 dias foram coletados dois peixes de cada caixa. Nessas coletas uma amostra de sangue foi retirada por punção caudal, sendo destinadas algumas alíquotas para separação do soro (15 µL de fluoreto de potássio + EDTA, Analisa) e outras para separação do plasma, de acordo com a análise a que se destinavam. A separação das alíquotas do sangue foi realizada pela centrifugação (Allegra x-30R Centrifuge, Beckman Coulter, Brea, California, USA) do sangue (10 minutos, 827 g, à 10°C) logo após a coleta, para separação do plasma, e, após uma hora à temperatura ambiente, para separação do soro, que foi armazenado à -18 °C.

No sangue foram analisados os seguintes metabólitos: glicose plasmática (Método GOD-Trinder, Labtest Diagnóstica S.A., Lagoa Santa, Minas Gerais, Brasil), triglicerídeos (Método Enzimático-Trinder, Labtest Diagnóstica S.A., Lagoa Santa, Minas Gerais, Brasil) e proteínas totais (Método do Biureto, kit comercial). As determinações dos metabólitos sanguíneos foram realizadas no Laboratório de Química e Bioquímica da FCAT-Unesp, campus de Dracena.

3.4.4 Reservas energéticas teciduais

Os animais utilizados nas coletas de sangue foram laparotomizados para retirada e pesagem da gordura visceral e do fígado, retirada de um fragmento do músculo esquelético da região caudal e, porção anterior do intestino. As amostras teciduais, acondicionadas em papel alumínio, foram identificadas, congeladas e armazenadas em nitrogênio líquido. Foram avaliadas as relações somáticas: índice gorduro-viscerossomático (IGVS) e índice hepatossomático (IHS) de acordo com a fórmula: $[100 \times (\text{peso do tecido} / \text{peso vivo})]$. Nos fragmentos de tecido muscular foram realizadas as análises para determinação do lipídio hepático e muscular (BLIGH e DYER, 1959).

3.4.5 Atividade da amilase

Os animais utilizados nas coletas de sangue foram laparotomizados para retirada de uma porção do intestino anterior. As amostras teciduais, acondicionadas em papel alumínio, foram identificadas, foram identificadas,

congeladas e armazenadas em nitrogênio líquido, que foram destinadas a determinação da atividade da amilase.

A atividade da amilase foi determinada conforme metodologia de Metais e Bieth (1968). As amostras foram homogeneizadas em tampão Tris HCl 10 mM, pH 7,0, em um homogeneizador do tipo Potter. Foi utilizado kit comercial (Método enzimático colorimétrico, Quibasa Química Básica Ltda., Belo Horizonte, MG, Brasil) e leitura em espectrofotômetro cinético de microplacas. Com os homogenatos utilizados nas determinações enzimáticas da amilase foi determinada a concentração de proteína total pelo método descrito por Cain e Skilleter (1987) utilizando o reagente Biureto, com albumina de soro bovino sendo utilizada como padrão e leitura em espectrofotômetro.

3.4.6 Atividade hepática de enzimas-chave das vias metabólicas

As amostras de fígado que estavam armazenadas em nitrogênio líquido foram homogeneizadas em homogeneizador do tipo Potter e centrifugadas em centrífuga refrigerada (15 minutos, 28.000 g, à 10 °C). No sobrenadante foram determinadas a atividade hepática da enzima hexoquinase (HK; EC 2.7.1.1) e glicoquinase (GK; EC 2.7.1.2) de acordo com a metodologias de Vijayan et al. (1990), adaptado por Pérez-Jiménez et al. (2009). A atividade da enzima piruvato quinase (PK; EC 2.7.1.40) pela metodologia de Carbonell et al. (1973), a frutose-1,6 bifosfatase (FBPase; EC 3.1.3.11) foi determinadas de acordo com a metodologia de Latzko e Gibbs (1970), a glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD; EC 1.1.1.49) pela metodologia de Lohr e Waller (1960) e a atividade hepática das enzimas alanina aminotransferase (ALT; E.C. 2.6.1.2) e a aspartato aminotransferase (AST; E.C. 2.6.1.1) foi determinada utilizando-se kits comerciais (Gold Analisa Diagnóstica, Belo Horizonte).

As atividades enzimáticas foram expressas em miliunidades por miligrama de proteína por minuto (atividade específica). Uma unidade de atividade enzimática foi definida como a quantidade de enzima necessária para transformar um μmol de substrato por minuto sob as condições de análises acima. Foi determinada a concentração de proteína total do homogenato pelo método descrito por Cain e Skilleter (1987) utilizando o reagente Biureto e

leitura em espectrofotômetro, com albumina de soro bovino sendo utilizada como padrão.

3.5 Delineamento e análise estatísticas

O experimento foi conduzido num delineamento em blocos casualizados com seis tratamentos (dietas experimentais) e quatro blocos (faixa de peso), sendo cada bloco considerado como uma repetição. Os resultados, após serem submetidos ao teste de normalidade e homocedasticidade das variâncias obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo Teste de Tukey (5%), através do programa SAS, v.9.0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Desempenho produtivo

As características estruturais do amido de milho das dietas com mais de oitenta por cento de amilopectina resultaram em juvenis de *P. mesopotamicus* com numericamente melhor peso final, ganho em peso, taxa de crescimento específico, conversão alimentar e taxa de eficiência proteica quando foram alimentados com dietas com maior quantidade de amilopectina, evidenciando que os carboidratos que contém mais ramificações podem ser melhor aproveitados quando comparados aos com menor quantidade de ramificações (Tabela 2). Não foram encontradas diferenças significativas no desempenho produtivo do European sea bass *Dicentrarchus labrax* alimentado com 10 e 20% de amido de milho ceroso (alta concentração de amilose) ou amido de milho normal Enes et al., (2006). Para o jundiá *Rhamdia quelen* a alimentação com dietas contendo arroz (30%) com diferentes concentrações de amilose (0, 16 e 26%) também não resultou em diferenças significativas no crescimento (PEDRON et al., 2011).

Nos juvenis de pacu não foram observadas diferenças ($P>0,05$) no comprimento total e no consumo de alimento. Este consumo semelhante, associado ao melhor desempenho dos animais alimentados com dietas de menor relação amilose/amilopectina, pode ser um indicativo de efeito poupador de proteína, uma vez que foram utilizadas dietas isoproteicas e isoenergéticas, o melhor desempenho resulta de uma melhor utilização da relação mais adequada, hipótese reforçada pelos valores encontrados na TEP dos peixes que receberam estas dietas.

Tabela 2. Desempenho produtivo de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.

	DIETAS (amilose/amilopectina)						EPM	ANOVA valor de p
	1	2	3	4	5	6		
PF (g)	85,0 ^a	89,0 ^a	80,1 ^{ab}	84,3 ^a	68,2 ^b	75,5 ^{ab}	2,388	0,0062
CT (g)	15,5	16,0	15,5	15,0	14,4	17,5	0,4997	0,4124
GP (g)	52,9 ^a	57,6 ^a	48,3 ^{ab}	51,1 ^{ab}	36,45 ^b	42,1 ^{ab}	1,794	0,0033
TCE (% dia⁻¹)	4,4 ^a	4,5 ^a	4,4 ^{ab}	4,4 ^a	4,2 ^b	4,3 ^{ab}	0,029	0,0050
Consumo (g)	79,7 ^a	81,5 ^a	79,3 ^a	88,5 ^a	71,1 ^a	84,6 ^a	2,281	0,2085
CA	1,5 ^b	1,4 ^b	1,6 ^{ab}	1,7 ^{ab}	2,0 ^a	2,0 ^a	0,065	0,0018
TEP (%)	2,4 ^{ab}	2,5 ^a	2,2 ^{abc}	2,1 ^{bcd}	1,8 ^{cd}	1,8 ^d	0,069	0,0001

Valores são médias (n=4). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey (P<0,05), Peso Final (PF), Comprimento Total (CT), Ganho de Peso (GP), Taxa de Crescimento Específico (TCE), Conversão Alimentar (CA), Taxa de Eficiência Protéica (TEP), Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

Semelhante ao observado neste trabalho, em juvenis da tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas contendo diferentes relações amilose/amilopectina (0,11; 0,24; 0,47; 0,76 e 0,98) foram observadas melhores respostas produtivas nos peixes que receberam a dieta com a relação de 0,24 Chen et al., (2013). A tilápia e o pacu possuem o hábito alimentar semelhantes, e possivelmente por esta característica que se encontrou um resultado bastante similar ao deste trabalho com pacu (*P. Mesopotamicus*), onde numericamente os melhores índices zootécnicos estão na segunda menor relação de amilose/amilopectina, apresentando alta capacidade de utilização de carboidratos dietéticos e demonstrando que quando o amido da dieta apresenta quantidades adequadas de amilopectina e amilose, esta utilização torna-se otimizada, melhorando o desempenho zootécnico.

4.2 Composição corporal

A composição corporal dos peixes pode não ser afetada significativamente pelo tipo do carboidrato incluído na dieta (HAMID et al., 2009). No presente estudo, com quantidades de amilopectina superiores a setenta e quatro por cento causaram aumento nos teores lipídios na composição corporal, o que sugere aumento da lipogênese proporcionada pela maior disponibilidade do amido (Tabela 3), este fato também foi observado em jundiás alimentados por 60 dias com dietas contendo diferentes relações de amilose e amilopectina (PEDRON et al., 2011).

Em juvenis de yellowfin sea bream (*Sparus lotus*) a alimentação com amido cru proporcionou melhor desempenho produtivo, no entanto aumentou a quantidade de lipídeos na carcaça e no filé (WU et al., 2007).

A eficiência de retenção de proteína bruta, proporção da proteína bruta no ganho de peso e a proporção de extrato etéreo no ganho de peso, embora sem diferenças ($P > 0,05$), sugerem uma tendência de diminuição numérica com o aumento da amilose e diminuição da amilopectina.

Tabela 3. Composição corporal analisada e eficiência nutricional de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.

	DIETAS (amilose/amilopectina)						EPM	ANOVA
	1	2	3	4	5	6		valor de p
<i>Composição química</i>								
Umidade, %	69,0	70,3	70,2	72,0	72,0	71,5	0,441	0,2703
PB, %	14,9	13,9	14,4	14,1	13,1	14,0	0,152	0,4814
EE, %	13,6 ^a	13,0 ^{ab}	12,1 ^{ab}	10,6 ^b	10,4 ^b	10,8 ^b	0,338	0,0052
MM, %	11,4	10,6	10,5	9,7	10,1	9,6	0,197	0,0667
Energia (kcal/kg)	1.813	1.826	1.775	1.644	1.649	1.670	30,7	0,2870
<i>Eficiência nutricional</i>								
ER_{PB}	46,3	41,1	40,3	33,8	33,4	29,4	1,867	0,0746
PB_{GP}	14,7	13,3	13,9	13,6	12,8	13,3	0,274	0,4708
EE_{GP}	17,3	16,1	15,2	12,8	13,5	13,6	0,562	0,1341

Valores são médias (n=4). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey (P<0,05), Proteína Bruta (PB), Extrato Etéreo (EE), Matéria Mineral (MM), Eficiência de Retenção de Proteína Bruta (ER_{PB}), Proporção de Proteína Bruta no Ganho de Peso (PB_{GP}), Proporção de Extrato Etéreo no Ganho de Peso (EE_{GP}) Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

4.3 Metabólitos do sangue

A administração de dietas com diferentes quantidades de amilose e amilopectina não promoveu diferenças (P<0,05) na concentração de glicose plasmática, triglicerídeos e proteínas totais dos juvenis de pacus (*P. mesopotamicus*) (Tabela 4).

O fato de não ter ocorrido diferenças entre as dietas pode ser considerado como interessante, sugerindo homeostase dos peixes, pois foi

observado melhor desempenho produtivo sem consequente hiperglicemia nos peixes que receberam dietas com maiores quantidades de amilopectina.

Tabela 4. Glicose plasmática, triglicerídeos e proteínas totais no sangue de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.

	DIETAS (amilose/amilopectina)						EPM	ANOVA
	1	2	3	4	5	6		valor de p
Glicose (mg dL ⁻¹)	94,5	100,5	82,1	99,2	91,3	100,4	2,140	0,0858
Triglicerídeos (mg dL ⁻¹)	335,4	333,3	288,0	274,4	265,8	275,4	11,873	0,3488
Proteína (g dL ⁻¹)	3,8	3,7	3,5	4,1	3,9	3,5	0,128	0,7538

Valores são médias (n=8). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey (P<0,05), Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

Maior glicose no sangue nos animais alimentados com dietas contendo maior quantidade de amilopectina que amilose era esperada, uma vez que o polissacarídeo mais ramificado proporcionaria aumento na glicose circulante para metabolização. Em juvenis da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, alimentados com dietas contendo diferentes relações amilose/amilopectina (0,11; 0,24; 0,47; 0,76 e 0,98), os peixes que receberam a dieta com maior proporção de amilopectina resultam em maior concentração de glicose circulante (CHEN et al., 2013).

4.4 Reservas energéticas

Os valores médios do lipídio muscular, lipídio hepático e do índice hepatossomático foram menores nos peixes que receberam a dieta com menor nível de amilose (P<0,05). Em relação ao índice gorduro-víscerosomático as diferenças nas características da amilose e amilopectina não promoveram diferenças (P>0,05) nestes parâmetros (Tabela 5).

Tabela 5. Lipídio muscular, índice gorduro-viscerossomático (IGVS), índice hepatossomático (IHS) e Lipídio Hepático de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.

	DIETAS (amilose/amilopectina)						ANOVA	
	1	2	3	4	5	6	EPM	valor de p
Lipídio muscular (g 100g⁻¹)	2,2 ^a	1,8 ^b	1,3 ^{bc}	1,5 ^{bc}	1,3 ^c	1,3 ^c	0,072	0,0001
IGVS (%)	2,7	2,2	2,0	2,6	2,0	2,2	0,813	0,0562
IHS (%)	1,8 ^a	1,5 ^{ab}	1,6 ^{ab}	1,6 ^b	1,5 ^b	1,3 ^b	0,035	0,0003
Lipídio hepático (g 100g⁻¹)	4,5	3,8	3,7	3,8	3,8	3,2	0,124	0,1306

Valores são médias (n=8). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey (P<0,05), Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

Dietas com níveis elevados de carboidratos, têm sido associadas com o aumento na deposição de lipídio muscular (FURUYA, 2007). Em juvenis do híbrido sunshine bass *Morone chrysops* x *M. saxatilis* alimentados com dietas contendo 25% de carboidratos (amido de milho) foi observada melhor resposta produtiva, com menor estoque de gordura visceral e menor tempo para redução da glicose circulante nos peixes que receberam a dieta com 70% de amilose (maior proporção de amilose) (RAWLES; LOCHMAANN, 2003). Diferente do observado neste trabalho com pacus, onde de maneira geral, dietas com menos de vinte e oito por cento de amilopectina apresentaram pior desempenho produtivo.

A maior capacidade de aproveitamento do amido da dieta com maior quantidade de amilopectina pode ser comprovada pelo maior lipídio no músculo e maior índice hepatossomático, ocasionando também melhor desempenho zootécnico nestes animais..

4.5 Atividade da amilase

Foi observada maior atividade amilásica no intestino dos juvenis de pacu alimentados com dietas nas quais a quantidade de amilopectina é maior, com redução nos valores conforme a quantidade de amilose se eleva ($P < 0,05$), confirmando que a característica estrutural do amido afeta a atividade desta enzima digestiva (Tabela 6).

Tabela 6. Atividade da amilase de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados durante 90 dias com as dietas experimentais.

	DIETAS (amilose/amilopectina)						EPM	ANOVA valor de p
	1	2	3	4	5	6		
Amilase (U mg proteína ⁻¹ min ⁻¹)	0,44 ^a	0,44 ^{ab}	0,30 ^{ab}	0,30 ^{ab}	0,33 ^{ab}	0,20 ^b	0,027	0,0218

Valores são médias (n=8). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey ($P < 0,05$), Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

Uma menor absorção da glicose pode estar associada a menor quebra do amido, consequência de uma menor atividade da amilase, que a enzima responsável por sua metabolização. A amilase altera sua atividade de acordo com o hábito alimentar e a composição da dieta oferecida. Moraes e Bidinotto (2000) verificaram o aumento da amilase no trato gastrintestinal de pacu (*P. mesopotamicus*) alimentados com níveis crescentes de amido de trigo (de 0,5 a 7%), em dietas com 40% de extrativo não nitrogenado, encontrando a máxima atividade com 3% de inclusão, confirmando que de acordo com a quantidade da fonte de utilizada, a atividade da amilase aumenta.

Em juvenis da tilápia do Nilo alimentados com dietas contendo diferentes relações amilose/amilopectina (0,11; 0,24; 0,47; 0,76 e 0,98), os peixes que receberam a dieta com a relação de 0,24, (5,6% de amilose e 23,2% de amilopectina) apresentaram atividades mais elevadas de enzimas digestivas (protease, lipase e amilase) Chen et al.,(2013). Semelhando ao observado neste trabalho, onde animais que receberam a mesma porcentagem

de carboidrato, apresentaram maior atividade da amilase em dietas com quantidade superiores a 25% de amilopectina.

4.6 Atividade hepática de enzimas-chave das vias metabólicas

Dentre as enzimas chaves da glicólise, a atividade hepática da GK foi superior nos tratamentos com mais de 48% de amilopectina, enquanto na atividade hepática da HK e PK não foram observadas diferenças ($P>0,05$). Na atividade hepática da enzima da neoglicogênese (FBPase), da lipogênese (G6PD) e do metabolismo de aminiácidos (ALT e AST) não foram observadas alterações ($P>0,05$) para as diferentes proporções de amilose e amilopectina na dieta ($P>0,05$) (Tabela 7).

A GK difere da HK por apresentar uma afinidade maior com a glicose. Esta aumenta quando a concentração intracelular de glicose está elevada, como ocorre após a ingestão de uma dieta rica em carboidratos, neste estudo verificamos que a característica estrutural do amido também altera a atividade desta enzima, já que peixes alimentados com dietas contendo mais 40% de amilopectina no amido da dieta, apresentaram atividade superior da GK.

Em Gilthead sea bass (*Sparus aurata*), não foram observadas diferenças ($P>0,05$) na atividade destas enzimas (HK), mas na GK foi observado um aumento na atividade quando a porcentagem de amido foi alterada de 10 para 20%, porém quando o nível vai de 20 para 30% os valores se mantiveram semelhantes (COUTO et al., 2008).

Segundo Moreira et al. (2008) em estudo com European sea bass (*Dicentrarchus labrax*), a inclusão de amido de milho pré-gelatinizado (10, 20 e 30% na dieta) não resultou em diferenças na atividade hepática da GK e HK, porém houve um aumento numérico da atividade dessas enzimas dos níveis de 10 para 20% de inclusão.

Tabela 7. Atividade hepática da hexoquinase (HK), glicoquinase (GK), piruvatoquinase (PK), frutose 1,6-bifosfatase (FBPase), glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD), alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST) de juvenis de pacu (*P. mesopotamicus*).

	DIETAS (amilose/amilopectina)						EPM	ANOVA valor de p
	1	2	3	4	5	6		
<i>Glicólise</i>								
HK (mU mg proteína ⁻¹)	12,3	9,0	8,8	9,1	10,6	9,6	0,553	0,4532
GK (mU mg proteína ⁻¹)	11,2 ^a	6,4 ^a	6,5 ^a	5,6 ^a	3,8 ^b	3,7 ^b	0,710	0,0110
PK (mU mg proteína ⁻¹)	17,1	16,5	14,4	15,8	17,0	18,3	1,032	0,9406
<i>Via das Pentoses</i>								
G6PD (mU mg proteína ⁻¹)	70,5	70,6	75,8	68,3	67,9	77,4	3,024	0,9384
<i>Gliconeogênese</i>								
FBPase (mU mg proteína ⁻¹)	16,4	13,0	13,5	15,9	14,4	14,1	0,783	0,8255
<i>Metabolismo de aminoácidos</i>								
ALT (mU mg proteína ⁻¹)	371,7	324,0	325,6	310,0	333,5	331,9	16,129	0,9404
AST (mU mg proteína ⁻¹)	1,7	1,7	1,7	0,9	1,0	1,6	0,1171	0,1014

Valores são médias (n=8). Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey (P<0,05), Erro Padrão da Média (EPM). Quantidades de amilose/amilopectina (%/%) : **1**: 0,5/38,7; **2**: 6,9/32,6; **3**: 10,3/29,5; **4**: 20,4/18,6; **5**: 27,3/11,0 e **6**: 28,4/9,8.

Para a carpa indiana (*Labeo rohita*) o amido gelatinizado (com mais amilopectina) proporciona maior atividade da GK (KUMAR et al., 2009), sugerindo que o metabolismo dos animais responde diretamente ao tipo e

qualidade de alimento consumido, adaptando suas rotas metabólicas para o melhor aproveitamento dos nutrientes (HEMRE et al., 2002; MELO et al., 2006). Na atividade hepática da hexoquinase (HK) não foram observadas diferenças ($P > 0,05$), porém a atividade foi numericamente mais alta nos peixes que receberam a dieta contendo maior teor de amilopectina (38,72%). Na maior parte dos tecidos, a fosforilação da glicose é catalisada pela hexoquinase, uma das três enzimas reguladoras da glicólise. A hexoquinase apresenta baixa especificidade quanto ao substrato, uma vez que é capaz de fosforilar diversas hexoses, além da glicose (HARVEY; FERRIER, 2012).

Na atividade hepática da piruvatoquinase (PK) não foram observadas diferenças ($P < 0,05$) entre os tratamentos. Era esperado que a atividade da PK aumentasse em teores maiores de amilopectina, pois esta característica estrutural do amido aparentemente causa uma maior disponibilidade da glicose para ser metabolizada, portanto, a atividade hepática da PK deveria aumentar como indicativo de maior glicólise (Moreira et al., 2008). Resultado este que foi encontrado em Gilthead sea bream (*Sparus aurata*, L.), onde maior atividade da PK foi encontrada nos peixes alimentados com dietas ricas em carboidratos (FERNANDEZ et al., 2007).

Na atividade da enzima glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) não foram observadas diferenças ($P > 0,05$) entre as dietas. Esta enzima está relacionada com a lipogênese, e apesar de não ter apresentado alteração entre as dietas, outros dados, como o extrato etéreo da carcaça e o lipídio muscular sugerem maior lipogênese nos peixes que receberam as dietas nas quais a quantidade de amilose foi inferior a de amilopectina.

A gliconeogênese pode ser avaliada pela atividade da enzima frutose 1,6-bifosfatase (FBPase), que no presente trabalho não apresentou diferenças ($P > 0,05$) entre as dietas. A utilização de amidos de menor digestibilidade poderia induzir ao aumento da gliconeogênese. Kumar et al., (2009). A degradação de aminoácidos, derivados da dieta ou da decomposição de proteínas de tecido, pode ser dividida em duas fases principais: desaminação do aminoácido e a conversão para um intermediário, e oxidação deste intermediário. Não foram observadas diferenças ($P > 0,05$) na atividade hepática da ALT e AST (Tabela 8). Honorato et al. (2015) não encontraram diferenças significativas nos valores de ALT e AST em surubins (*Pseudoplatystoma* sp.)

alimentados com 36, 32 e 30% de carboidrato. Enes et al. (2006), em European sea bass *Dicentrarchus labrax* alimentado com 10 e 20% de amido de milho ceroso (alta concentração de amilose) ou amido de milho normal também não observaram alterações nos valores de ALT e AST.

5 CONCLUSÃO

O estudo demonstrou que conforme se aumenta a amilose e se diminui a amilopectina os valores de peso final, ganho de peso, taxa de crescimento específico, conversão alimentar e taxa de eficiência proteica pioram. O extrato etéreo da carcaça foi maior nas dietas com maior quantidade de amilopectina. A atividade da amilase no intestino dos juvenis de pacu foi menor na maior relação de amilose/amilopectina, e as reservas energéticas de lipídio muscular, lipídio hepático e IHS apresentaram maiores valores nas menores relações. A atividade hepática da GK diminuiu conforme se elevou a amilose e se diminuiu a amilopectina. No entanto, do ponto de vista prático, as nossas descobertas sugerem que uma quantidade muito baixa de amilose não é o mais indicado, havendo assim uma relação adequada de amilose e amilopectina a ser utilizada para juvenis de pacu.

6 REFERÊNCIAS

ABIMORAD, E.G.; CARNEIRO, D.J.; URBINATI, E.C. Growth and metabolism of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) juveniles fed diets containing different protein, lipid, and carbohydrate levels. **Aquaculture Research**, v.38, p.36-44, 2007.

ANDRIGUETTO, J.M.; PERLY L.; MINARDIM T.; GEMAEL, A.; FLEMMING J.S.; SOUZA, G.A.; FILHI, A.B. Os alimentos e os princípios nutritivos. In _____ (Ed.) NBL Editora. **Nutrição animal: bases e fundamentos**, v. 1, p. 17-35, 2006.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALITICAL CHEMISTS. AOAC. **Official methods of analysis**. 17. ed. v.2. Gaithersburg: [s.n.], 2000.

BERGOT, F. Carbohydrate in rainbow trout diets: effects of the level and source of carbohydrate and the number of meals on growth and body composition. **Aquaculture**, v. 18, p. 157-67, 1979.

BEUTLER, H. Starch. IN: BERGMAYER, H.U. Methods of enzymatic analysis. **Verlag Chemie Weinheim**, v. 6, p. 2–10, 1984.

BITTENCOURT, F.; FEIDEN, A.; SIGNOR, A.A. Densidade de estocagem e parâmetros eritrocitários de pacus criados em tanques-rede no reservatório de Itaipu. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n. 11, p. 2323-2329, 2010.

BLIGH, E.G.; DYER, W.J. Rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal of Biochemistry Physiology**, v. 37, p. 911-7, 1959.

BOSCOLO, W.R.; SIGNOR A.; FREIRAS, J.M.A.; BITTENCOURT F.; FERIDEN A. Nutrição de peixes Nativos. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 40, p. 145-154, 2011.

CAIN, K.; SKILLETER, D.N. Preparation and use of mitochondria in toxicological research. In: SNELL, K., MULLOCK, B. (Eds.) **Biochemical Toxicology**. Oxford: IRL Press, , 1987. p. 217-254.

CARBONELL, J.; FELIU, J.E.; MARCO, R.; SOLS, A. Pyruvate Kinase. Classes of regulatory isoenzymes in mammalian tissues. **European Journal of Biochemistry**, p. 148-156. 1973.

CHEN, M.Y.; YE, J.D.; YANG, W.; WANG, K. Growth, feed utilization and blood metabolic responses to different amylose-amylopectin ratio fed diets in Tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Asian-Australasian Journal of Animal Sciences**, v. 26, p. 1160-1171, 2013.

CODEVASF - COMPANHIA DE DESENVOLVIMENTO DO VALE DO SÃO FRANCISCO. **Projeto integrado de negócios sustentáveis**: oportunidade de

investimento em piscicultura no Vale do Rio São Francisco e do Paraíba. v.1. [S.l.: s.n.],2008. , p. 6-38,

COUTO, A.; ENES, P.; PERES, H.; OLIVA-TELES, A. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.151A, p.45-50, 2008.

ENES, P.; PANSERAT, S.; KAUSHIK, S.; OLIVA-TELES; A. Effect of normal and waxy maize starch on growth, food utilization and hepatic glucose metabolism in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 143, p. 89–96, 2006.

ERFANULLAH; JAFRI, A.K. Protein-sparing effect of dietary carbohydrate in diets for fingerling *Labeo rohita*. **Aquaculture**, v. 136, p. 331-9, 1995.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **The state of world fisheries and aquaculture: opportunities and challenges**. [S.l.]: FAO, 2014.

FERNANDEZ, F.; MIGUEL, A.G.; CÓRDOBA, M.; VARAS, M.; METÓN, I.; CASERAS, A.; BAANANTE; I.V Effects of diets with distinct protein-to-carbohydrate ratios on nutriente digestibility, growth performance, body composition and liver intermediar enzyme activites in giltheas sea bream (*Sparus aurata* L.) fingerlings. **Jounal of Experimental Marine Biology na Ecology**, v. 343, n. 1, p. 1-10, 2007.

FIGUEIREDO J.; GUERREIRO M. O arroz. [20--?].Disponível em:<<http://www.cienciaviva.pt/docs/arrozdoce.pdf>>. Acesso em: 10 out. 2016.

FIGUEIREDO-GARUTTI, M.L.; NAVARRO, I.; CAPILLA, E.; SOUZA, R.H.S.; MORAES, G.; GUTIÉRREZ, J. Metabolic changes in Brycon cephalus (Teleostei, Characidae) during post-feeding and fasting. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 132, p. 467-76, 2002.

FORTES, C.M.L.S.; ROSA A.M.C. Processamento de Ração. In: CAMARGO A.C.S.; NOGUEIRA W.C.L.; TORRES A.F.B; ALMEIDA A.C.; STEFANELLO C.M. (Ed.). **Piscicultura: aspectos relevantes**. [S.l.: s.n.], 2016. cap. 7, p. 187-198,

FURUYA W.M; Espécies Nativas. **Fundamentos da moderna aquicultura**. v. 1. [S.l.: s.n.], 2001. p. 83-90.

FURUYA, W.M. Redução o impacto ambiental por meio da ração. In: SEMINÁRIO DE AQUICULTURA, MARICULTURA E PESCA, 3., 2007, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: [s.n.], 2007

GATESOUBE, F.J.; HUELVAN, C.; LE BAYON, N.; SEERE, A.; AASEN, I. M.; DEGNE, K.F.; MAZURAS, D.; PANSERAT, S.; ZAMBONINO-INFANTE, J.L.; KAUSHIK, S.J. The effects of dietary carbohydrate sources and forms on metabolic response and intestinal microbiota in sea bass juveniles, *Dicentrarchus labrax*. **Aquaculture**, v. 422-423, p. 47-53, 2014.

HAMID, N. K. A.; MAHAYAT, M.; HASHIM, R. Utilization of different carbohydrate sources and starch forms by bagrid catfish (*Mistus nemurus*) (Cuv & Val). **Aquaculture Nutrition**, v.17. p.10-18, 2009. (in press). DOI: 10.1111/j.1365-2095.2009.00713.x,

HARVEY, R. A.; FERRIER, D. R. **Bioquímica ilustrada**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2012.

HEMRE, G.; SANDNES, K.; LIE, O.; TORRISSEN, O.; WAAGB, R. Carbohydrate nutrition in Atlantic salmon, *Salmo salar* L.: growth and feed utilization. **Aquaculture Research**, v. 26, p. 149-54, 1995.

HILTON, J.W., PLISETSKAYA, E.M., LEATHERLAND, J.F. Does oral 3,5, 3' triiodo-L-thyronine affect dietary glucose utilization and plasma insulin levels in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). **Fish Physiology. Biochemistry**, v. 4, p. 113-120, 1987.

HONORATO, C. A.; USHIZIMA, T. T. ; QUINTANA, C.I.F. ; CAMPOS, C.M. ; MARCONDES, V. M.; NASCIMENTO, C. A. Desempenho produtivo e econômica de surubins (*Pseudoplatystoma* sp.) alimentados com níveis de proteína e estocados em tanque-rede. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.67, n.5, p.1408-1414, 2015.

KUMAR, V.; SAHU, N.P.; PAL, A.K.; KUMAR, S.; SINHA, A.K.; RANJAN, J.; BARUAH, K. Modulation of key enzymes of glycolysis, gluconeogenesis, amino acid catabolism, and TCA cycle of the tropical freshwater fish *Labeo rohita* fed gelatinized and non-gelatinized starch diet. **Fish Physiology and Biochemistry**, v.36, p.491-499, 2009.

KUZMINA, V. V. Peculiarities of membrane digestion in freshwater teleosts. **J. Ichthyol. Athens**, v. 17, p. 99-107, 1977.

LATZKO, E. Y GIBBS, M. **Alkaline C-Fructose-1,6-di-phosphatase**: en methods of enzymatic analysis. v. 2. Londres: Academic Press, 1970. p. 881-884,

LOCHMANN, R.; CHEN, R. Effects of carbohydrate-rich alternative feedstuffs on growth, survival, body composition, hematology and nonspecific immune response of black pacu, *Colossoma macropomum*, and red pacu, *Piaractus brachypomus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 40, n. 1, p.33-44, 2009.

LOHR, G.W.; WALLER, H.D. **Glucose 6 phosphate dehydrogenase**: methods of enzymatic analysis. v..2 Londres: Academic Press, 1960. p 636-641.

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

MELO J.F.B; SOUZA, A.M.; ALVES, A.P.P., CAMARGO, A.C.S.; LUNDSTEDT M.L.; MORAES G.; Alguns Aspectos da digestão e do metabolismo de

nutrientes em peixes. In: CAMARGO, A.C.S.; NOGUEIRA, W.C.L.; TORRES, A.F.B; ALMEIDA, A.C.; STEFANELLO, C.M. (Ed.). **Piscicultura: aspectos relevantes**. [S.l.: s.n.] , 2016. cap. 8, p. 199-223.

METAIS, P.; BIETH, J. Determination of alpha-amylase by a micromethod. **Annales de Biologie Clinique**, v. 26, p. 133-142, 1968.

METÓN, I.; FERNÁNDEZ, F. e BAANANTE, I.V. (). Short-and long-term effects of refeeding on key enzyme activities in glycolysis-gluconeogenesis in the liver of gilthead seabream (*Sparus aurata*). **Aquaculture**, v. 225, p. 99-107, 2003.

MORAES, G.; BIDINOTTO, P.M. Induced changes en the amylohydrolitic profile of the gut of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1885) fed different levels of soluble carbohydrates its correlation with metabolic aspects. **Revista de Ictiologia**, v. 8, p. 47-51, 2000.

MOREIRA, I.S.; PERES, H., ENES, P. OLIVA-TELES, A. Temperature and dietary carbohydrate level effects on performance and metabolic utilisation of diets in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. **Aquaculture**, v.274, n.1, p.153-160, 2008.

BRASIL. MPA, Ministério da Pesca e Aquicultura. **Plano de desenvolvimento da aquicultura**. 2015. Disponível em: <www.mpa.gov.br>. Acesso em: 18 set. 2016.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Lehninger: princípios de bioquímica**. 5. ed. São Paulo: Sarvier, 2011.

OLIVEIRA, R.C. O Panorama da aqüicultura no Brasil: a prática com foco na sustentabilidade. **Revista Intertox de Toxicologia, Risco Ambiental e Sociedade**, v. 2, 2009.

PEDRON, F.A.; RADUNS NETO, J.; SILVA, L.P.; BERGAMIN, G.T.; MASCHIO, D.; MARTINELLI, S.G.; DELLAFLORA, M.A.; CORRÊIA, V. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.63, p.1200-1207, 2011.

PÉREZ-JIMÉNEZ, A.; HIDALGO, M.C.; MORALES, A.E.; ARIZCUN, M.; ABELLÁN, E.; CARDENETE, G. Use of different combinations of macronutrients in diets for dentex (*Dentex dentex*). Effects on intermediary metabolism. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, v.152, p. 314-321, 2009.

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

RAWLES, S.; LOCHMANN, R. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*). **Journal of the World Aquaculture Society**, v.34, p.278- 288, 2003.

RESENTE, E.K. Pesquisa aquicultura: bases tecnológicas para o desenvolvimento sustentável da aquicultura no Brasil. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.38, p.52-57, 2009.

RIBEIRO, P.A.P.; MELO, D.C.; COSTA, L.S.; TEIXEIRA, E.A. **Manejo nutricional e alimentar de peixes de água doce**. 2012 (Desenvolvimento de material didático ou instructional – Caderno Didático).

RODRIGUES, L.A.; FABREGAT, T.E.H.P.; FERNANDES, J.B.K.; NASCIMENTO, T.M.T.; SAKOMURA, N.K. Digestibilidade e tempo de trânsito gastrointestinal de dietas contendo níveis crescentes de fibra bruta para pacu. **Acta Scientiarum. Animal Science**, v.32, n.2, p.169-173, 2010.

ROTTA, M.A. **Aspectos gerais da fisiologia e estrutura do sistema digestivo dos peixes relacionados à piscicultura**. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2003. p.48. (Documentos/ Embrapa Pantanal ISSN 1517-1973).

SILVA, A.J. Regime alimentar do pacu, *Colossoma mitrei* (Berg, 1895) no Pantanal do Mato Grosso em relação a flutuação do nível da água. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 5., 1985, Campinas. **Anais...** Campinas: UNICAMP, 1985. p.179.

SILVA, J.A.M.; PEREIRA F., M.; OLIVEIRA-PEREIRA, M.I. Frutos e sementes consumidos pelo tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) incorporados em rações. Digestibilidade e velocidade de trânsito pelo trato gastrointestinal. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.32, p.1815-1824, 2003.

URBINATI, E. C., GONÇALVES F.D., TAKAHASHI, L.S, Pacu (*Piractus mesopotamicus*) in: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. v.2. Santa Maria: Editora UFSM, 2010. cap.8, p.205-244.

VIJAYAN, M.M.; BALLANTYNE, J.S.; LEATHERLAND, J.F. High stocking density alters the energy metabolism of brook charr, *Salvelinus fontinalis*. **Aquaculture**, v.88, p.371-381, 1990.

WILSON, R.P. Utilization of dietary carbohydrates by fish. **Aquaculture**, v.124, p.67-80, 1994.

WU, X. Y.; LIU, Y.J., TIAN, L.X.; MAI,K.S.; YANG, H.J. et al. Utilization of different raw and pre-gelatinized starch sources by juvenile yellowfin seabream *Sparus latus*. **Aquaculture Nutrition**, Oxford, v. 13, n. 5, p. 389-396, Oct. 2007.