



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA
CURSO DE ZOOTECNIA

LUCAS FREITAS LIMA

PRODUÇÃO DE RÃ-TOURO EM SISTEMA ANFIGRANJA

FORTALEZA
2016

LUCAS FREITAS LIMA

PRODUÇÃO DE RÃ-TOURO EM SISTEMA ANFIGRANJA

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Zootecnia do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do Título de Bacharel em Zootecnia.

Orientador: Prof^ª. Dra. Elenise Gonçalves de Oliveira.

FORTALEZA

2016

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências e Tecnologia

-
- L698p Lima, Lucas Freitas.
 Produção de rã-touro em sistema anfigranja / Lucas Freitas Lima. – 2016.
 47 f. il.
- Relatório (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias,
 Departamento de Zootecnia, Curso de Zootecnia, Fortaleza, 2016.
 Orientação: Profa. Dra. Elenise Gonçalves de Oliveira.
 Coorientação: Prof. Dr. Pedro Henrique Watanabe.
 Coorientação: Prof. Dr. Germano Augusto Jeronimo do Nascimento.
1. Rã - Criação. 2. Ranicultura - Administração da produção. 3. Rã - Reprodução. I. Título.

CDD 636.08

LUCAS FREITAS LIMA

PRODUÇÃO DE RÃ-TOURO EM SISTEMA ANFIGRANJA

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Zootecnia do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do Título de Bacharel em Zootecnia.

Aprovada em: 03 / 02 / 2016 .

BANCA EXAMINADORA

Prof.^a. Dra. Elenise Gonçalves de Oliveira
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Pedro Henrique Watanabe
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Germano Augusto Jerônimo do Nascimento
Universidade Federal do Ceará (UFC)

A Deus, por sempre me colocar no caminho certo e por realizar obras maravilhosas em minha vida.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sempre me colocar no caminho certo, realizando obras maravilhosas em minha vida, me aproximando de pessoas incríveis e me dando forças para superar os momentos difíceis.

A minha família, por todo apoio e dedicação. Em especial, a minha amada mãe, Maria Erialdina, por toda dedicação, amor, amizade e por me fazer sentir bem diante de qualquer situação, sempre me apoiando em minhas escolhas, perante todas as dificuldades. Uma vida é pouco para poder te agradecer, mamãe. Ao meu pai, Francisco Iran, que mesmo nos deixando fisicamente, ainda permanece vivo em nossos corações; sei que no lugar maravilhoso em que está nunca deixou de orar por todos nós e que hoje está feliz por mais uma realização em minha vida. Te amo papai.

A minha orientadora, Prof^a. Dra. Elenise Gonçalves de Oliveira, por todos os ensinamentos, pela confiança em meu trabalho, por despertar em mim a paixão pela ricultura, por ser um exemplo de profissional e ser humano, estando sempre disposta a ajudar, não despertando o sentimento de medo em seus orientandos, mas o sentimento de nunca querer decepcioná-lo. Você tem minha eterna gratidão e admiração, professora.

Aos meus amados amigos, por serem verdadeiros anjos em minha vida, fazendo-a mais feliz e divertida. Aos que me acompanharam durante a graduação, dividindo momentos bons e ruins, Alini Mari, Francisco Breno, Heloisa, Bárbara, Ana Rosa. Aos amigos que estiveram ao meu lado fora do âmbito acadêmico, dispostos a ajudar nos momentos difíceis, e que tenho muito orgulho em tê-los sempre comigo, Francisco Breno, Anna Karolina, André, Daniel. Vocês são a melhor parte de mim.

Aos pós-graduandos que pude conviver e que muito me ensinaram durante a graduação. Em especial, Kassia, Manu e Shirlenne, por terem sido os melhores “chefes” que eu poderia ter, compartilhando seus conhecimentos, me incentivando a permanecer na pesquisa e construindo uma amizade que espero sempre carregar.

A Universidade Federal do Ceará, em especial, ao departamento de Zootecnia por toda a estrutura e oportunidades. A todos os professores do Departamento de Zootecnia, por se dedicarem a passar seus conhecimentos para formação de novos zootecnistas. Em especial, Prof. Dr. Ednardo Rodrigues Freitas, Prof^a. MSc. Maria Elizimar Felizardo Guerreiro, Prof. Dr. Pedro Henrique Watanabe, Prof^a. Dra. Maria Socorro de Souza Carneiro, Prof. Dr. Germano Augusto Jeronimo do Nascimento, Prof^a. Dra. Carla Renata Figueiredo Gadelha e Prof^a. Dra. Andréa Pereira Pinto.

A Prof^a. Dra. Maria Socorro de Souza Carneiro, por proporcionar participar do Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica, PIBIC-UFC, do Programa de Monitoria de Iniciação a Docência e Programa de Monitoria de Projetos de Graduação da Coordenação Geral de Programas Acadêmicos.

Ao Prof. Dr. Pedro Henrique Watanabe, por possibilitar participar de experimentos da Pós-Graduação, contribuindo para compreensão sobre pesquisas.

Ao Prof. Dr. Luiz Euquerio de Carvalho, pela oportunidade de pertencer ao setor de suinocultura, por todos os ensinamentos na área e pelo seu bom-humor contagiante. Aos funcionários Clécio da secretaria e Marcelo da Coordenação do Curso de Zootecnia da UFC.

A Universidade Federal da Paraíba, pela oportunidade de estágio e de forma especial ao Prof. Dr. Alex Poeta Casali, por ter me recebido e orientado durante o Estágio de Conclusão de Curso, pelo exemplo de profissional e ser humano; aos funcionários do Ranário, Antônio Rosendo da Costa e Adriano da Silva Liberto, que me receberam de coração aberto, dividindo seus conhecimentos; aos colegas de alojamento, Eliane, Miriam, Erica e Heitor, por tornarem o período de estágio mais descontraído; e aos colegas de setor, que tornaram mais fácil minha interação no grupo e por compartilharem conhecimentos na área.

Aos meus colegas de turma, de curso e do setor de suinocultura, por tudo que passamos juntos.

Ao Núcleo de Ensino e Estudos em Suinocultura, NESUI-UFC e Núcleo de Ensino e Estudo em Animais Silvestres e Pet's, NEASPet, por ter contribuído para minha formação pessoal e profissional.

Aos animais, por toda sua inocência e pureza. Devido aos mesmos pude conhecer a zootecnia.

A todos que fizeram parte da minha graduação e deste trabalho e contribuíram para minha formação pessoal e profissional.

“As pessoas têm medo das mudanças. Eu tenho medo que as coisas nunca mudem. Eu digo que tenho medo das pessoas que não mudam nem permitem a mudança alheia. Tenho medo da estagnação, da mediocridade. Eu quero sempre mais. Quero mudança. Quero criar asas. Quero poder viver minha felicidade nada clandestina.” (Chico Buarque)

RESUMO

Atualmente, o Brasil destaca-se no cenário ranícola mundial, sendo considerado pioneiro na criação de rãs em condições controladas e detentor de tecnologias para produção de rãs em escala comercial. Durante o desenvolvimento da ranicultura, a cadeia produtiva foi de encontro a diversas barreiras. A criação de novas tecnologias, associando os modelos de instalações às técnicas de manejo sistematizado, possibilitou o crescimento da produção de carne de rã no Brasil. Resultados satisfatórios foram obtidos a partir da elaboração e implantação do Sistema Anfigranja nos ranários nacionais, tecnologia que apresenta grande embasamento técnico-científico, possibilitando maximizar a produtividade com redução dos custos de produção. Desta forma, o presente estágio teve como objetivo o acompanhamento das etapas do ciclo produtivo da rã-touro (*Lithobates catesbeianus*), assim como as atividades diárias realizadas em um ranário implantado nos moldes do Sistema Anfigranja. O estágio de conclusão de curso foi realizado no Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura do Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba, localizado no Município de Bananeiras, Paraíba, no período de 06 de julho a 18 de setembro de 2015. O ranário apresenta instalações que, ao longo dos anos, foram adaptadas visando minimizar os custos e os impactos ambientais provenientes da criação, assim como o aprimoramento das técnicas de produção e reprodução, que otimizam o manejo diário nos setores de girinos, engorda e abate das rãs, manutenção e indução hormonal dos reprodutores e produção de alimentos vivos. O estágio proporcionou a aquisição de conhecimento teórico e prático na ranicultura, contribuindo para formação profissional e reconhecimento da atividade como uma cultura viável no cenário brasileiro.

Palavras-chave: Criação de rãs, *Lithobates catesbeianus*, Girinos.

ABSTRACT

Currently, Brazil stands out in the global agricultural scenario and is considered a pioneer in the creation of frogs under controlled conditions and holder of technologies for the production of frogs on a commercial scale. During the development of frog farming, the supply chain was against several barriers. The creation of new technologies, combining models of plants to systematic management techniques, has enabled the growth of frog meat production in Brazil. Satisfactory results were obtained from the elaboration and implementation of the national system Anfigranja frog farms, a technology that has great technical and scientific basis, allowing maximizing productivity and reducing production costs. Thus, this stage was aimed at monitoring the stages of the production cycle of the bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) as well as the daily activities on a frog farm deployed in the Anfigranja System molds. The Final stage was conducted on frog culture laboratory and Aquaculture Products of the Humanities Center, Social and Agricultural Federal University of Paraíba, located in the city of Bananeiras, Paraíba, from July 6 to September 18, 2015. the frog farm that has facilities over the years have been adapted to minimize the costs and environmental impacts arising from the creation, as well as the improvement of techniques of production and reproduction that optimize the daily management in tadpoles sectors, fattening and slaughter of frogs, maintenance and hormonal induction of the breeding and production of live food. The stage provided the acquisition of theoretical and practical knowledge on frog culture, contributing to vocational training and recognition of the activity as a viable culture in the Brazilian scene.

Keywords: creation of frogs, *Lithobates catesbeianus*, tadpoles.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1	– Membrana interdigital nos membros inferiores	15
Figura 2	– Vista externa (A) e interna (B) da baia de manutenção suspensas por estrutura metálica no setor de reprodução	20
Figura 3	– Administração da dose de hormônio por via intramuscular	25
Figura 4	– Extração de sêmen com auxílio de pipeta	25
Figura 5	– Extração dos ovócitos através de pressão exercida no ventre	25
Figura 6	– Homogeneização e diluição da camada de albumina	25
Figura 7	– Fracionamento da desova em caixas de incubação	26
Figura 8	– Empilhamento das caixas de incubação	26
Figura 9	– Transferências das frações das desovas (ovos e larvas) das caixas de incubação para a bolsa de náilon (A) e desta para recipiente limpo (B)	28
Figura 10	– Limpeza do tanque e seus componentes	30
Figura 11	– Encaixe entre a moldura telada e a moega vedada com argila	30
Figura 12	– Abastecimento superior	30
Figura 13	– Abastecimento inferior	30
Figura 14	– Diluição da argila	30
Figura 15	– Enriquecimento da água do tanque através de infusão	30
Figura 16	– Coletores de imagos vista frontal (A) e vista inferior (B)	32
Figura 17	– Estrutura física das baias de recria: disposição dos elementos com abrigo posicionado (A) e com abrigo suspenso (B)	33
Figura 18	– Vistas panorâmicas do setor de recria: pia, bancadas e tanque (A) e porta de acesso, corredor lateral, bancada e baias (B).	35
Figura 19	– Sistema de escoamento tipo cotovelo móvel	35
Figura 20	– Moldura telada no piso das baias de recria	35
Figura 21	– Sala de produção de moscas e seus constituintes	38

Figura 22 – Sala de crescimento das larvas (larvário)	38
Figura 23 – Captura dos animais e separação em sacos de rafia	41
Figura 24 – Animais transferidos para baldes com tampa	41
Figura 25 – Pé-de-lúvio na entrada da área limpa	41
Figura 26 – Área suja: eletronarcose, corte das extremidades e colarinho	41
Figura 27 – Área limpa: esfolia, eventração e evisceração	41
Figura 28 – Área limpa: decapitação e corte do esfíncter anal	41
Figura 29 – Área limpa: toailete e pré-resfriamento	42
Figura 30 – Carcaças embaladas individualmente	42
Figura 31 – Carcaças em processo de embalagem a vácuo	42
Figura 32 – Higienização do abatedouro e equipamentos	42

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Valores de referência para cálculo de alimentação dos girinos, em função do peso médio (g) e da temperatura da água (°C)	46
Tabela 2	Quantidade de ração e larvas de mosca a serem fornecidos ao dia e número de tratos diários	47

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	13
2	CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DA RÃ-TOURO	15
3	REALIZAÇÃO DO ESTÁGIO	18
3.1	Local de realização do estágio	18
3.2	Infraestrutura do Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura	18
3.3	O manejo das rãs no Laboratório de Ranicultura do CCHSA	20
3.3.1	<i>Manejo no setor de reprodução</i>	20
3.3.2	<i>Manejo no setor de eclosão</i>	25
3.3.2	<i>Manejo no setor de girinos</i>	28
3.3.2	<i>Manejo no setor de recria</i>	32
3.3.2	<i>Produção de alimentos vivos</i>	36
3.3.2	<i>O abate das rãs</i>	39
4	CONSIDERAÇÕES FINAIS	43
	REFERÊNCIAS	44
	ANEXO A – PROGRAMA ALIMENTAR PARA GIRINOS	46
	ANEXO B – PROGRAMA ALIMENTAR PARA RÃS A PARTIR DE	
	IMAGO	47

1 INTRODUÇÃO

A ranicultura brasileira teve início na década de 30, com a introdução de 300 animais da espécie *Lithobates catesbeianus* (Shaw, 1802), conhecida popularmente como rã-touro (FEREIRA; PIMENTA; PAIVA NETO, 2002) e a única a ser explorada comercialmente no Brasil até os dias atuais.

Durante o seu desenvolvimento, a ranicultura brasileira teve diversos entraves, principalmente devido a fatores de ordem biológica e sanitária dos planteis, má alimentação, presença de predadores e canibalismo, ocasionando baixos índices de produtividade. Fatores de ordem econômica também surgiram, tendo em vista o preço da carne não compensar o investimento na atividade. Essa situação perdurou até a década de 1970, mas a partir do fim desta década a tecnologia de criação de rãs apresentou grandes avanços tecnológicos (ZANERÔNIMO; RIBEIRO FILHO; MUSGAS, 2002).

Os avanços tecnológicos contribuíram para um incremento considerável na produção de carne de rã a partir da década de 1980. Dessa forma, a produção que era de 40 toneladas em 1989, passou para 790 t em 2001, movimentando cerca de US\$ 5,05 milhões e ficando o Brasil como o quarto maior produtor de rãs. Nesse mesmo período, a produção mundial de carne de rãs, passou de 5.060 t para 6.515 t (FAOSTAT, 2004, *apud* FEIX; ABDLLAH; FIGUEIREDO, 2006). Dados mais recentes apontam uma produção mundial de 4.206 t em 2013 (FAO, 2005 - 2016), enquanto que no Brasil, no último ano em que houve estimativa por parte de órgãos oficiais do governo, ano de 2007, a produção foi estimada em 603 t (BRASIL, 2007).

Apesar da produção brasileira ficar abaixo dos principais países produtores (Indonésia, Taiwan e Tailândia - juntos detinham 73% da produção mundial em 2001), o Brasil tem a seu favor o fato de toda sua produção ser obtida em condições controladas. Nos países asiáticos, responsáveis pelo abastecimento do mercado internacional, tendo como principais importadores os Estados Unidos e União Europeia, a produção é caracterizada pela captura dos animais em seu ambiente natural, o que pode acarretar a insustentabilidade do estoque natural da espécie e induzir a adoção de regulamentações ambientais mais rigorosas (FEIX; ABDLLAH; FIGUEIREDO, 2006).

A importância do Brasil no cenário mundial da ranicultura é confirmado por Cardozo Junior (2014), quando diz que o país desponta como um dos *players* mais bem preparados para competir no cenário global, uma vez que detém tecnologia de produção intensiva, parque agroindustrial pujante, ampla rede de pesquisa e clima favorável. Ainda segundo o autor

unidades de produção em Santa Catarina, inova com o sistema de integração de unidades familiares. Destaca também o sucesso de uma indústria que obteve certificação internacional e já processa carne e derivados para o mercado externo.

Não obstante ao fato do Brasil deter tecnologias de criação de rã em condições controladas, sendo possível identificar a procedência ambientalmente correta do produto, o que o diferencia dos principais países produtores, é importante dizer que a ranicultura possui uma série de especificidades biológicas e técnicas que a difere de outras atividades aquícolas. Nesse sentido são apontados como os maiores desafios a serem enfrentados pela ranicultura, o melhoramento genético, o controle efetivo da temperatura (FEIX; ABDLLAH; FIGUEIREDO, 2006), a obtenção de rações específicas, a criação de uma rede confiável de comercialização e o respeito às normas sanitárias (CARDOZO JUNIOR, 2014).

Nessa efervescência de desafios, é possível dizer que varias instituições de ensino pesquisa e mesmo o setor produtivo vem imprimindo esforços para superá-los. Nesse sentido, o Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura da Universidade Federal da Paraíba, localizado na cidade de Bananeiras-PB, tem prestado grande contribuição para o avanço da ranicultura. Assim, ele tem se voltado para o aprimoramento ou desenvolvimento de tecnologias para criação de rãs, tendo como base o Sistema Anfigranja. Nesse contexto é possível destacar as linhas de estudos que tratam do comportamento das rãs, manejo, nutrição, abate e processamento da carne e seus derivados. De igual modo vem sendo a sua contribuição de forma sistematizada à formação de recursos humanos, através do ensino de nível Técnico, Graduação e Pós-Graduação e de atividades de extensão.

É importante lembrar que o Sistema Anfigranja foi desenvolvido na Universidade Federal de Viçosa, em Minas Gerais, sendo definido como um sistema intensivo de criação, onde todas as instalações e manejo dos animais estão interligados para otimizar o espaço (aumento na densidade) com elevada eficiência zootécnica, reduzindo a mortalidade e o tempo de criação até o abate. O Sistema Anfigranja permite o controle de todas as etapas da criação, possibilitando maximizar a produtividade com redução dos custos de produção (LIMA; FERREIA, 2008).

Diante do exposto, com a realização do presente estágio, o objetivo foi acompanhar o ciclo produtivo da rã-touro (*Lithobates catesbeianus*), em um ranário implantado nos moldes do Sistema Anfigranja e localizado no Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba.

2 CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DA RÃ-TOURO

A rã-touro (*Lithobates catesbeianus*, Shaw, 1802) é um anfíbio classificado na ordem *Anura* e família *Ranidae*, originária do Canadá e Estados Unidos, sendo considerada como uma espécie exótica no Brasil. Quando a espécie foi introduzida no país adaptou-se às condições climáticas, visto que os anfíbios são animais ectotérmicos (sangue frio), adequando à temperatura corporal e seu metabolismo de acordo com a temperatura do ambiente, o que favoreceu seu desempenho produtivo e reprodutivo, contribuindo para que os animais chegassem ao peso de abate em menor tempo e antecipando assim, sua maturidade sexual (FEREIRA; PIMENTA; PAIVA NETO, 2002).

As rãs desempenham grande importância na cadeia alimentar, contribuindo para o controle de insetos (controle biológico) e servindo de alimento para alguns répteis, aves e mamíferos, sendo assim insubstituíveis dentro do ciclo de vida de muitas espécies (URIBE *et al.*, 2010).

Diferente de outros anuros, as rãs são essencialmente dependentes da água, tendo em vista que estas realizam seu equilíbrio hídrico, suas atividades fisiológicas (excreção e troca de pele) e reprodutivas (amplexo nupcial e desova) no ambiente aquático. A principal característica que difere a rã-touro dos demais é a presença de membranas interdigitais nos membros posteriores (Figura 1). A rã-touro destaca-se das rãs nativas por apresentar características produtivas superiores, tais como melhores índices de prolificidade e precocidade, tornando-a a espécie mais adequada para produção comercial de anfíbios (FEREIRA; PIMENTA; PAIVA NETO, 2002).

Figura 1 – Membrana interdigital nos membros inferiores



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Segundo Ferreira, Pimenta e Paiva Neto (2002) e Uribe *et al.* (2010) as rãs possuem dois pares de membros utilizados para locomoção terrestre e aquática, sendo os

posteriores mais fortes e longos, responsáveis pelo impulso durante os saltos. Os membros posteriores da rã-touro apresentam cinco dedos e estão unidos por uma membrana, que possibilita a locomoção dos animais no meio aquático, e os membros anteriores apresentam quatro dedos separados.

As rãs apresentem cabeça grande com boca larga, que acompanha toda sua extensão, tendo dentes serrilhados em sua mandíbula e maxilar e um par de dentes vomerianos localizados na parte proximal e superior da cavidade bucal, língua com primeira metade aderida ao assoalho da cavidade bucal, sendo a segunda metade livre e bífida, possibilitando seu lançamento para captura de insetos, visto que sua ponta é pegajosa (FEREIRA; PIMENTA; PAIVA NETO, 2002; URIBE *et al.*, 2010).

Segundo Storer *et al.* (1995) as rãs apresentam ainda em sua cabeça um par de narinas que possuem ligação com as coanas no interior da cavidade bucal e válvulas para impedir a entrada de água, assim como olhos que apresentam uma terceira pálpebra, sendo esta móvel e denominada de membrana nictitante, tendo como função a proteção dos olhos contra partículas do ambiente e lubrificação e limpeza do globo ocular. Seu esqueleto possui grande extensão óssea, tendo em seu crânio dois côndilos occipitais, local onde se encaixa a única vértebra dos animais, dando-lhe movimentação nesta área. Apresenta ainda coluna vertebral bastante rígida e coração com três câmaras, sendo duas aurículas e um ventrículo.

Observa-se nas rãs a ausência de ouvido externo, tendo em seu lugar o tímpano, que transmite vibrações sonoras para o ouvido médio e depois para o interior, sendo um sistema auditivo muito sensível. A coloração das rãs é altamente variável, mesmo entre indivíduos de uma mesma espécie. A rã-touro tem coloração verde-azeitona na cabeça, verde acastanhado no dorso e branco amarelado na região ventral, que poderá apresentar diferenças dependendo das condições ambientais (URIBE *et al.*, 2010).

A rã-touro apresenta dimorfismo sexual secundário evidente, sendo possível a identificação de animais dentro de uma produção comercial. Segundo Ferreira, Pimenta e Paiva Neto (2002), os machos exibem sacos vocais na região gular, pavilhão auditivo (membrana timpânica) maior que o globo ocular, região gular enrugada e de coloração amarelada no período reprodutivo, calo nupcial nos polegares e ventre mais esguio. Já as fêmeas apresentam um maior volume no ventre, pavilhão auditivo com tamanho semelhante ao globo ocular, ausência de calo nupcial e região gular esbranquiçada. A espécie rã-touro foi assim denominada, pois os machos no período reprodutivo emitem um som (coaxar) semelhante ao som emitido por bovinos.

O ciclo de vida da rã-touro é dividido em duas fases distintas. A primeira fase inicia-se após postura (desova) em ambiente aquático, visto que as rãs são animais ovíparos. Durante esta fase ocorrerá o desenvolvimento embrionário e a eclosão dos ovos, expondo as larvas ou meio, onde estas, após consumo do vitelo, se tornarão girinos. Durante esta fase os animais apresentam respiração cutânea (pele) e branquial. Esta fase irá perdurar até o momento da metamorfose. A metamorfose consiste em modificações fisiológicas e anatômicas, adaptando os animais ao novo meio que irão habitar. Ao fim do processo de metamorfose, inicia-se a segunda fase do ciclo de vida, onde os animais habitam tanto o meio aquático como o meio terrestre, sendo denominados inicialmente de imagos, apresentando pele úmida e glandular. A partir deste momento os animais iniciam respiração pulmonar e cutânea. Referente ao hábito alimentar das rãs, os animais passam de onívoros para carnívoros, após metamorfose (FEREIRA; PIMENTA; PAIVA NETO, 2002; LIMA, 2012).

Evolutivamente, apesar das adaptações para a vida no ambiente terrestre, os anfíbios limitam sua expansão para os ambientes secos devido à sua dependência da respiração cutânea, incapacidade de produzir uma urina concentrada e devido à incapacidade de produzir ovos resistentes à dessecação no ambiente terrestre (STORER *et al.*, 1995).

3 REALIZAÇÃO DO ESTÁGIO

3.1 Local de realização do estágio

O Estágio de Conclusão de Curso foi realizado no Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura do Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba (LRPA/CCHSA/UFPB), localizado no Município de Bananeiras - PB, no período de 06 de julho a 18 de setembro de 2015.

A cidade de Bananeiras localiza-se na região do Brejo paraibano, a 141 km da capital João Pessoa.

3.2 Infraestrutura do Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura do CCHSA

O Laboratório de Ranicultura e Produtos da Aquicultura do CCHSA/UFPB foi projetado no ano 2000, sob a Coordenação do Prof. Dr. Onofre Maurício de Moura. Tendo, a partir de 2007, a participação do Prof. Dr. Alex Poeta Casali como professor efetivo, assumindo assim as atividades referentes à Coordenação.

O Laboratório de Ranicultura segue os padrões do Sistema Anfigranja, sendo este um modelo similar (adaptado), tendo atividades e instalações organizadas por setores. A infraestrutura é composta por 04 galpões medindo 26 x 8 m, onde anteriormente operava uma Avicultura de Corte, sendo modificados para criação de rãs, passando a ser denominado de Blocos, conforme especificado a seguir:

Bloco I – primeira edificação do ranário, composto por sala de recepção e cozinha, escritório (sala do professor), biblioteca, laboratório de novos produtos (cozinha experimental para elaborar produtos derivados de carne de rã e outros produtos oriundos a aquicultura), abatedouro e anexos projetados nos padrões estabelecidos pelo Serviço de Inspeção Federal (SIF), que oferece condições para realização do abate e processamento de carne de rã e outros produtos da aquicultura.

Bloco II – composto por salas de apoio (sanitários, vestiários e equipamentos), depósitos de químicos e embalagens, salas de ração, sala de estudos e laboratório de alimento vivo (moscário e larvário), onde são produzidas as larvas de moscas utilizadas como indutor visual para ingestão de alimentos pelos imagos e adultos.

Bloco III – encontra-se o setor de recria, constituído por 11 baias, sendo 04 denominadas de baias iniciais, destinadas às rãs na fase inicial de recria (imagos até 30 dias); 02 baias para juvenis, destinadas a alojar animais de 30 a 60 dias; 06 baias de terminação utilizadas para as rãs na fase de terminação (60 dias até o abate); e 01 baia destinada à

manutenção de reprodutores reserva. O piso das baias é feito em concreto, possuindo uma estrutura de tela e canos de PVC, evitando o contato direto dos animais com o concreto e com os resíduos (fezes + ração), contribuindo para a manutenção da sanidade do plantel. As baias apresentam os seguintes elementos básicos: piscina, comedouros e abrigos. O enchimento das piscinas é manual, tendo o mesmo nível de coluna d'água para todas as baias. O esvaziamento é feito por um cano tipo cotovelo móvel, localizado externamente às baias, no corredor. A saída da água encontra-se abaixo da tela e os abrigos são móveis, apresentando altura de 03 cm nas baias iniciais e 05 cm nas baias de recria e terminação, e de manutenção de reprodutores reserva.

No interior do Bloco III, também há bancadas e pia para limpeza de equipamentos e utensílios, utilizados no manejo, assim como um tanque destinado a jejum de animais que serão abatidos em aula prática ou transportados para reprodução. Possui um corredor lateral para circulação de pessoas e onde passa a galeria do sistema de escoamento de água. Anteriormente o bloco possuía aberturas laterais em tela de galinheiro, ainda como vestígios dos galpões de criação das aves de corte. Mais recentemente, as laterais foram fechadas com placas de PVC, melhorando o conforto térmico, visto que o clima da cidade de Bananeiras é ameno. Essa nova estrutura também conferiu maior segurança aos animais, evitando a ação de predadores e competidores como aves e outros animais.

Bloco IV – constituído por laboratório experimental para rãs, o qual comporta minibaias construídas com caixas plásticas e placa moldada em fibra de vidro, sendo projetada para se encaixar perfeitamente no interior das caixas plásticas e formar o comedouro e abrigo. As minibaias foram instaladas de forma sobreposta em uma estrutura de madeira, formando dois andares; setor de reprodução e larvicultura, com baias suspensas denominadas de baias de manutenção de reprodutores (machos e fêmeas ou só fêmeas); sala com baias individuais para manutenção de machos; e Laboratório experimental de girinos. Todas as salas dispõem de pia e bancada para manejo dos animais.

Entre os Blocos II e III ficam 04 tanques de girinos, sendo 02 com capacidade para 5.000 litros, de formato circular com paredes em fibra de vidro e fundo de concreto; os outros 02 são construídos em alvenaria, em formato retangular e capacidade para 10.000 litros. Em ambos os modelos a declividade do fundo converge da lateral para o centro, onde se encontra uma moega protegida por tela, para escoamento da água e sujidades.

As laterais do fundo do tanque de alvenaria são circundadas por canos de policloreto de polivinita (PVC) perfurados, para impulsionar jatos de água da lateral para o centro, facilitando a retirada de sujidades, como também para auxiliar na homogeneização da

argila na troca semanal da água dos tanques. O abastecimento de água pode também ser feito por cima e o controle do escoamento é feito através de registro hidráulico.

3.3 O manejo das rãs no Laboratório de Ranicultura do CCHSA

A espécie utilizada no ranário da UFPB/CCHSA é a rã-touro (*Lithobates castebeianus*), com pigmentação normal e albina e o manejo acompanhado em cada setor será descrito a seguir.

3.3.1 Manejo no setor de reprodução

A sala destinada ao setor de reprodução possui duas baias suspensas por estrutura metálica (Figura 2A), com piso moldado em fibra de vidro, com as laterais em placas de PVC. Cada baia apresenta dimensões de 2,17 x 1,09 m (comprimento x largura) e capacidade para alojar aproximadamente 47 animais, levando em consideração as recomendações de Lima e Ferreira (2008), que seria de cerca de 20 rãs m⁻². A estrutura das baias suspensas é composta por piscina e comedouro modelados no próprio piso, sendo o abrigo o único acessório móvel das baias (Figura 2B).

Figura 2 – Vista externa (A) e interna (B) da baia de manutenção suspensas por estrutura metálica no setor de reprodução



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Os abrigos são construídos em madeira com cobertura de placas de PVC e possuem altura de 8,0 cm, visto que os reprodutores apresentam tamanho maior que os animais de terminação, pois permanecem no plantel durante um período de tempo prolongado. O comedouro encontra-se posicionado estrategicamente entre abrigo e piscina, de forma que quando as rãs saem dos abrigos, passam obrigatoriamente pelo comedouro, estimulando o consumo da ração e só então se dirigem para a piscina.

Para intensificar as práticas de manejo realizadas na reprodução, é necessário o controle efetivo das condições abióticas. Para este propósito, são empregados aquecedores, de forma a regular a temperatura ambiente para valores entre 25 e 29°C, faixa essa citada como ótima para as rãs (LIMA; FERREIRA, 2008). No local onde a baía está localizada, a cobertura do telhado é em telha translúcida, para permitir a passagem de luz natural. Além disso, o fotoperíodo é ajustado com iluminação artificial controlada por timer, de modo que os animais recebam 14 horas de luz diária, vindo a proporcionar condições para que haja animais aptos à reprodução durante o ano todo.

A temperatura da água utilizada na renovação diária das piscinas não é controlada, sendo esta proveniente de caixas d'água abastecidas com água subterrânea. Seu abastecimento é manual até que o nível atinja uma coluna d'água de 7,0 cm, estando abaixo do recomendado por Lima e Ferreira (2008), tendo em vista melhorias no manejo e economia de água. O escoamento é realizado por meio de sifão localizado lateralmente em cada baía, no fundo da piscina. A água que sai do sifão, por sua vez, cai em uma calha, localizada no piso da sala, sob o fundo da baía.

O plantel de reprodutores é formado por 16 animais alojados na baía I, proveniente do próprio ranário e 14 animais na baía II, sendo estes oriundos do ranário da Universidade Federal de Viçosa. Reprodutores oriundo da UFV, chegaram em Bananeiras em 09 de abril de 2015 e inicialmente foram alojados individualmente nos protótipos de baias, em sala reservada dentro da instalação, caracterizando um período de quarentena. O fato que levou ao ranário a adquirir animais de outro plantel foi à ocorrência de deformidades físicas nos animais destinados a recria, ocasionado pelo alto grau de parentesco entre os animais do ranário (consanguinidade). Nessas baias, por hora, não se realiza separação por sexo, estando machos e fêmeas presentes nas duas baias de manutenção. A densidade de estocagem nas baias de manutenção (Baía I 6,8 rãs m⁻² e baía II 5,9 rãs m⁻²) fica abaixo do preconizado por Lima e Ferreira (2008).

O manejo de rotina das baias é constituído de: limpeza diária dos cochos, para retirada de sobras de ração e larvas de mosca, assim como qualquer dejetos que esteja contido nele; fornecimento diário de alimento (ração + larvas de moscas), uma vez ao dia no horário de 09h00min, sendo a ração extrusada para peixes carnívoros, com 45% de proteína bruta (PB), na taxa de 2,5% do peso vivo dia⁻¹ + larvas de moscas na taxa de 3% do peso total de ração fornecida dia⁻¹; esvaziamento total das piscinas, em dias alternados para retirada de resíduos aderidos às paredes e fundo das piscinas, com o auxílio de vassoura, rodo e jatos d'água. Logo em seguida é realizado o abastecimento da água.

Toda a desova do ranário é obtida por meio de indução hormonal e o planejamento das desovas é feito seguindo as demandas do ranário, de forma a manter uma produção contínua de girinos, imagos e rãs para o abate e, demandas externas de produtores.

Na escolha dos animais aptos ao tratamento hormonal, são escolhidos os animais que estejam com aparência saudável, ausência de feridas externas ou má formação, assim como comportamento e coloração próprios da espécie. Também é considerado os caracteres sexuais secundários (fenotípicos), que denotem que os animais estejam aptos à reprodução, dentre os quais são destacados para machos a vocalização (coaxar), esponjas (calos) nupciais bem desenvolvidas, região gular amarelada e o reflexo de apertar os braços, comprovando que está apto ao amplexo nupcial (LIMA; FERREIRA, 2008). Nas fêmeas é verificada a distensão abdominal (CRIBB; AFONSO; MOSTÉRIO, 2013). Quando o ventre se encontra mais distendido, é um indicativo de que os ovários devem estar maduros.

Segundo Cribb, Afonso e Mostério (2013) a partir de 50 g de peso vivo os machos iniciam sua produção de espermatozoides e, devido ao estímulo dos hormônios masculinos, o comportamento de disputa torna-se constante por volta de 100 g, através do canto e postura; para as fêmeas a produção de ovócitos tem início por volta de 180 a 200 g. Na escolha dos reprodutores, o peso corporal também deve ser levado em consideração. Assim, os animais alojados nas baias suspensas de manutenção apresentam peso médio de 500 g, estando dentro do peso mencionado por Cribb, Afonso e Mostério (2013), que relata peso médio em torno de 400 a 500 g.

Após a escolha dos animais aptos à reprodução, estes são transferidos para um tanque preparado anteriormente, de modo que os fatores abióticos estejam controlados e dentro dos parâmetros ótimos que propiciem as práticas de reprodução, tais como: controle da temperatura da água próxima os 27 °C com utilização de termostato; fotoperíodo com programação para 14 horas de luz diária. Como o tanque está localizado na sala destinada ao setor de reprodução, evita-se a ocorrência de mudanças bruscas de temperatura, reduzindo a ocorrência de um novo período de adaptação às novas condições.

Para indução dos animais é utilizado o hormônio Acetato de Buserelina¹, sendo este um hormônio gonadotrófico sintético. Para as fêmeas é recomendado administrar 10 mg kg⁻¹ de peso vivo, a cada 12 horas, sendo necessário aplicar entre duas e três doses, em

¹ O acetato de buserelina é um hormônio liberador sintético (buserelina) que estimula a secreção dos hormônios luteinizantes (LH) e folículo estimulante (FSH) do lóbulo anterior da hipófise. É indicado para terapêutica dos transtornos da fertilidade de origem ovariana, indução da ovulação e incremento do índice de concepção em vacas, éguas, coelhas, porcas e peixes ornamentais (MSD Saúde, 2009-2015).

intervalos regulares de 12 horas entre as doses; nos machos é recomendado administrar $2,5 \text{ mg kg}^{-1}$ de peso vivo, em dose única (CASALI, 2011).

O Acetato de Busserelina, quando apresentado na forma de pó, deve ser diluído previamente. Para o preparo dilui-se 1,0 g de hormônio em 4,0 mL de água destilada, sendo esta solução denominada de solução mãe e deve ser armazenada sob refrigeração em frasco de vidro de cor âmbar, a fim de proteger o princípio ativo do hormônio. Uma segunda diluição é feita, retirando 1,0 mL da solução mãe e misturando-o a 4,0 mL de água destilada em outro frasco de vidro, o qual também deve ser mantido sob refrigeração. Para preparar a solução a ser administrada nos animais, retira-se 0,2 mL dessa segunda diluição e adiciona 0,3 mL de água destilada, sendo esta dose destinada a uma fêmea escolhida de acordo com as características sexuais secundárias. Para os machos escolhidos para fecundar os óvulos (04 machos: 01 fêmea), utiliza-se 0,2 mL da segunda diluição e acrescenta 1,8 mL de água destilada, sendo esta alíquota destinada aos quatro machos. Essa última diluição deve ser feita próximo ao momento de administrar o hormônio nas rãs e, para garantir a integridade do hormônio, ela deve ser mantida em recipiente isotérmico.

Segundo Cribb, Afonso e Mostério (2013), ranários que adotam reprodução artificial devem utilizar uma relação macho:fêmea na ordem de 3:1, tendo em vista elevadas taxas de fertilidade (entre 70 a 85%).

Quando se planeja realizar reprodução, a primeira atividade do dia no setor de reprodução é a indução. Isto ocorre por que dentro da normalidade, são aplicadas duas doses, sendo que a segunda é administrada cerca de 12 horas depois da primeira. Em assim sendo, a primeira dose é aplicada logo no início da manhã e a segunda dose é administrada no final da tarde.

Para aplicar o hormônio, as fêmeas que estão no tanque são separadas em balde e depois uma a uma é retirada, recebe o hormônio por via intramuscular na altura da coxa e em seguida retornam para o tanque de origem. Como são necessárias entre duas e três aplicações para que as fêmeas respondam ao tratamento, com intervalos de 12 horas entre cada aplicação, deve-se alternar o local da aplicação. Também é necessário que após a segunda aplicação, uma pressão seja exercida no ventre das fêmeas com intuito de identificar o momento exato ou próximo em que estas tenham ovulado. Caso a fêmea tenha ovulado, mediante a pressão, ocorre expulsão dos óvulos pela cloaca. Caso não tenha, a fêmea deve ser devolvida ao tanque e nova tentativa deve ser repetida a cada 3 horas.

Para os machos é necessário apenas uma aplicação para que ocorra resposta ao tratamento, sendo esta realizada após constatar a resposta da fêmea ao hormônio. Decorrido

30 minutos da aplicação procede-se a primeira coleta de sêmen, repetindo a operação após 10 minutos para cada coleta seguinte. Esta operação pode ser repetida de três a quatro vezes, dependendo do volume de sêmen retirado a cada coleta. Para evitar o desgaste dos reprodutores, recomenda-se apenas três extrações, caso o volume de sêmen necessário seja atingido. Para extrair o sêmen dos reprodutores é utilizado uma pipeta, sendo esta introduzida na cloaca e, através da diferença de pressão, o sêmen é transposto para a pipeta. Logo após, o conteúdo deve ser transferido para recipiente resfriado, a fim de manter suas características qualitativas estáveis.

Logo após a coleta do sêmen a fêmea é submetida à extrusão dos óvulos, através de pressão em seu ventre, retirando os ovócitos e coletando-os em bacia plástica limpa e seca. Feito isso o sêmen é adicionado aos óvulos e é feito a homogeneização da mistura, juntamente com uma pequena porção de água (50 mL), com pH previamente corrigido para 7,4. Toda água utilizada durante as etapas de fertilização e hidratação dos óvulos deve apresentar pH corrigido (entre 7,2 e 7,5), visando uma melhor taxa de fertilização dos óvulos pelos espermatozoides. A correção do pH é feito mediante o uso de óxido de cálcio (CaO), comumente conhecido por cal virgem e a aferição é feita com auxílio de pHmetro portátil de bolso.

Decorrido três minutos da fertilização/fecundação, a desova deve ser passada para um balde com capacidade de 8,0 litros, preenchendo-o com água que irá promover a diluição da camada de albumina (camada proteica que recobre os ovos). Após a adição da água, os ovos devem ser homogeneizados por mais três minutos. Posteriormente, a desova é encaminhada para o setor de eclosão.

No período de realização do estágio foram efetuadas três induções para obtenção de desovas, sendo observada uma média de 10 mil óvulos por fêmea, o que é compatível com estudo realizado por Ribeiro Filho *et al.* (1998), cujas fêmeas de rã touro que receberam doses de extrato hipofisário em intervalos de 12 horas, apresentaram média de 10.550 ovos. Os autores relatam ainda que foi observada grande variação no número de ovos por exemplar/tratamento, de acordo com a dosagem hormonal aplicada. Constataram também que o número de ovos não apresenta relação com o tamanho dos animais, tampouco em consequência da idade. Storer *et al.* (1995), descreve que a rã-touro possui capacidade de produzir até 25.000 ovócitos por desova.

As operações realizadas no manejo reprodutivo são ilustradas nas Figuras 3 a 6.

Figura 3 – Administração da dose de hormônio por via intramuscular



Figura 4 – Extração de sêmen com auxílio de pipeta



Figura 5 – Extração dos ovócitos através de pressão exercida no ventre



Figura 6 – Homogeneização e diluição da camada de albumina



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

3.3.2 Manejo no setor de eclosão

O setor de eclosão localiza-se na sala de reprodução, evitando perdas provenientes do transporte da desova para instalações específicas, visto que os fatores abióticos do ambiente externo não oferecem condições tão favoráveis ao desenvolvimento embrionário, o que poderia inviabilizar parte da desova.

Segundo Lima e Ferreira (2008) e Lima (2012), a fase embrionária inicia-se após a fertilização dos óvulos, fase esta caracterizada por consecutivas divisões celulares. O período delimitado entre as fases de ovo até o surgimento da larva pode ser descrito como período de incubação.

O desenvolvimento embrionário ocorre envolto por uma cápsula gelatinosa. Os ovos são envolvidos por albumina, tendo como função a proteção dos ovos contra predadores e impactos físicos durante o manuseio (STORER *et al.*, 1995; LIMA, 2012).

Após a fertilização e hidratação dos ovos, estes são transferidos para caixas plásticas empilháveis e encaixáveis com dimensões externas de 54 x 38 x 16 cm e capacidade para 25 L, denominadas caixas de incubação. A desova proveniente de uma fêmea e já hidratada é fracionada em 16 caixas plásticas (caixas de incubação), distribuindo 500 mL da desova em cada uma das caixas (cerca de 1.250 ovos L⁻¹ de água). Deve-se evitar sobreposição dos ovócitos, para não prejudicar as trocas gasosas e o desenvolvimento embrionário.

Uma vez que a desova esteja na caixa, é adicionado prontamente cerca de 1,0 L de água em cada uma, ou até que a desova esteja coberta por uma lamina d'água, com intuito de evitar deformações e dessecação dos ovos. Em seguida, as caixas de incubação são empilhadas, tendo em vista redução da área ocupada.

As operações referentes ao fracionamento da desova, no setor de eclosão, são ilustradas nas Figuras 7 a 8.

Figura 7 – Fracionamento da desova em caixas de incubação



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Figura 8 – Empilhamento das caixas de incubação



Durante os 05 dias em que a desova permanece no setor de eclosão são adicionados diariamente 4,0 L de água em cada caixa de incubação, visando à diluição da camada de albumina e a hidratação da cápsula gelatinosa que envolve os embriões, facilitando o rompimento desta pelas larvas. Não é necessário que a água utilizada para este fim tenha o pH corrigido, necessitando apenas que esta passe por aeração, contribuindo para respiração dos embriões.

A eclosão das larvas ocorre no terceiro dia, onde as larvas rompem a cápsula gelatinosa, sendo este o momento ideal para realizar a contagem de indivíduos que eclodiram. Torna-se inviável a contagem após este período, levando em conta a movimentação das larvas em direção às paredes da caixa de incubação.

Para realizar a contagem seleciona-se uma das caixas que, visualmente, seja mais representativa, realizando a contagem dos indivíduos por quadrantes, com o auxílio de moldes de arame. É realizado o somatório dos quadrantes e multiplica-os pelo número de caixas utilizadas, tendo assim estimado o número de indivíduos, tornando possível designar para qual tanque de cultivo estes deverão ser transferidos, tendo em vista a densidade de estocagem de um girino para cada 2,0 L de água.

Após o terceiro dia, as larvas iniciam a migração para as paredes das caixas de incubação, uma vez que se iniciam os batimentos cardíacos, respiração através de brânquias externas nas laterais do corpo e as contrações esporádicas do corpo, neste momento estas apresentam formato alongado (LIMA; FERREIRA, 2008). Durante este período não é necessário à oferta de alimento exógeno às larvas, em razão da presença do vitelo no saco vitelínico, reserva alimentícia que estas trazem do ovo, pois não apresentam aparelho digestório preparado para absorver tais partículas (CRIBB; AFONSO; MOSTÉRIO, 2013).

No quinto dia é possível observar que a maior parte das larvas encontram-se aderidas as paredes das caixas, porém algumas larvas permanecem envoltas na cápsula gelatinosa e ficam dispersas na coluna d'água, apresentando menor vigor e viabilidade.

Conforme observado durante o estágio e de acordo com o descrito por Cribb, Afonso e Mostério (2013), do quinto ao sétimo dia após a fertilização, toda a reserva vitelínica é absorvida, vindo a ocorrer também a internalização das brânquias. Neste momento realiza-se a triagem das larvas, utilizando para tal fim uma bolsa fabricada em tela de nylon, com malha de 0,001 mm (1,0 μ m). A bolsa é sustentada por uma estrutura de madeira, vindo esta a ser sobreposta a uma caixa plástica com água (mesmo tipo de caixa usado na incubação). Todo o material contido nas caixas de eclosão é transferido para a bolsa de nylon. A tela da bolsa retém os ovos que não eclodiram e as larvas e deixa passar a camada de albumina diluída na água e materiais provenientes do metabolismo das larvas. Ao fim desta operação, retira-se rapidamente a bolsa de nylon da caixa com água e, mediante jatos de água com pressão reduzida, com movimentos de fora para dentro da bolsa, ovos e larvas são transferidas para um recipiente limpo. Esta prática tem por finalidade reunir todas as larvas em apenas um recipiente, para que possam ser transportadas aos tanques de girinos.

Nas desovas realizadas no período do estágio foi observada uma taxa de eclosão

média de 45%, tendo uma taxa de sobrevivência das larvas de 90%. Em estudo realizado por Ribeiro Filho *et al.* (1998), entre ovos fecundados e eclodidos, houve perda de apenas 12% em cada fase, demonstrando que, no período de estágio, o número de ovos eclodidos apresentou níveis muito baixos. Um fator que pode ter levado a uma menor taxa de eclosão é a qualidade do sêmen coletado, não havendo uma boa resposta a indução hormonal nos machos em razão de sua maturação gonadal, visto que durante a coleta do sêmen, este apresentava coloração e textura pouco leitosa. Parte das perdas observadas na taxa de sobrevivência das larvas é atribuída ao manejo de transferência das frações da desova das caixas de incubação para a bola de nylon, reduzindo a viabilidade destas larvas.

As operações referentes à separação das larvas, no setor de eclosão, são ilustradas na Figura 9.

Figura 9 – Transferências das frações da desova (ovos e larvas) das caixas de incubação para a bolsa de nylon (A) e desta para recipiente limpo (B)



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

3.3.3 Manejo no setor de girinos

A primeira prática adotada no setor de girinos é a preparação do tanque que irá receber o lote de larvas no quinto dia pós-fertilização. Com o auxílio de vassoura e jatos de água sobre pressão, é feita a limpeza das paredes e do fundo do tanque, removendo o excesso de resíduos e parte do lodo presente nas paredes, assim como a limpeza das molduras com tela que protegem as saídas de água através das moegas. Em seguida o encaixe entre a moldura

telada e a moega é vedada utilizando argila, com a manipulação de uma espátula para pressionar a argila entre as fendas existentes.

Para encher o tanque, inicialmente é utilizado o sistema de abastecimento superior até que este atinja a altura do sistema de abastecimento inferior que circunda as laterais do fundo. Em seguida, troca-se o conector de cano reto pelo curvo que irá interligar a entrada de água (torneira) ao sistema de abastecimento inferior, dando continuidade ao abastecimento através de perfurações nos canos. Quando o nível do tanque estiver acima do sistema de abastecimento inferior, inicia-se a diluição de argila com o auxílio de jatos de água. O sistema de abastecimento inferior irá revolver a água, fazendo com que a argila permaneça por mais tempo em suspensão. Enche-se o tanque até a altura de 10 cm de sua borda (10.000 litros) ou até que atinja o nível necessário para estocar os girinos. Com auxílio de um puçá, é retirado todo material orgânico suspenso na água, material esse introduzido quando da adição da argila no tanque.

A utilização da argila nos tanques de girinos proporciona turbidez à água, sendo esta favorável ao desenvolvimento dos animais, visto que águas turvas servem como proteção contra predadores.

O transporte das larvas do setor de incubação para o setor de girinos deve ser efetuado o mais rápido possível, evitando mudanças bruscas na temperatura da água, uma vez que o volume utilizado para transportá-las é reduzido. As larvas são transportadas do setor de incubação, o qual por uma questão de conveniência está localizado nas mesmas instalações do setor de reprodução (Bloco IV), até o setor de girinos que fica a céu aberto (entre os Blocos II e III). Chegando ao setor de girinos, é efetuada a climatização das larvas ao novo ambiente, inserindo o balde na água do tanque, deixando-o submerso por um período de 5 minutos. Logo após deve-se deixar entrar pequenos volumes de água do tanque no balde, visando estabilização de parâmetros físicos e químicos da água, e assim a adaptação dos animais ao novo meio. Em ato contínuo, faz-se a liberação das larvas lentamente e próximo a uma das paredes do tanque, para que estas encontrem rapidamente um local para fixar-se, consumindo o mínimo possível de energia. Decorridos oito dias após a liberação, todo o tanque estará colonizado pelos girinos, visto que no sétimo dia após a fertilização estes assim são denominados.

Após a liberação dos animais no tanque, procede-se o enriquecimento da água inoculando um meio de cultura denominado de infusão. A partir daí a infusão é adicionada a cada três dias, até que os girinos atinjam 1,0 g de peso vivo, fase esta em que os animais se alimentam de plâncton e perifíton. A infusão deve ser preparada três dias antes de sua

utilização, sendo elaborado com 20 L de água e 300 g de ração em pó, para um tanque com capacidade para 10.000 L de água. Feito isto o preparado é deixado em repouso por 03 dias. Durante este tempo, a ração irá fermentar, possibilitando o crescimento de microrganismos, que servem de alimento aos girinos.

As operações realizadas no manejo do setor de girinos são ilustradas nas Figuras 10 a 15.

Figura 10 – Limpeza do tanque e seus componentes



Figura 11 – Encaixe entre a moldura telada e a moega vedada com argila



Figura 12 – Abastecimento superior



Figura 13 – Abastecimento inferior

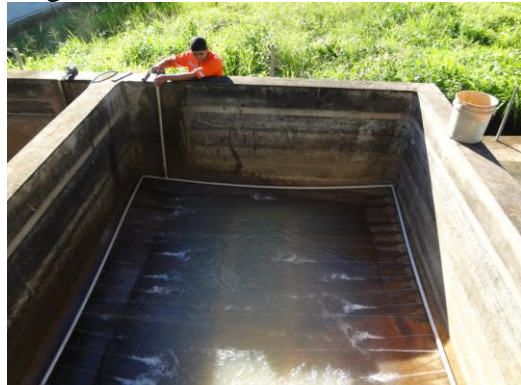


Figura 14 – Diluição da argila



Figura 15 – Enriquecimento da água do tanque através de infusão



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

O manejo alimentar com ração tem início dois dias após a liberação dos animais no tanque, servindo inicialmente como fertilizante para a água, até que estes aprendam a ingeri-la. A ração utilizada é apresentada na forma de pó, em função do melhor aproveitamento pelos animais, assim como sua permanência por tempo maior na superfície da água, uma vez que esta passou por processo de extrusão para então ser finamente moída, reduzindo o tamanho de partícula. A ração fornecida nesta fase apresenta teores de proteína bruta (PB) entre 50 e 45%. A quantidade fornecida diariamente está relacionada com o peso médio dos girinos e a temperatura da água. O reajuste da ração é feito semanalmente, mediante a pesagem da biomassa de girinos contida no tanque. A ração é administrada a lanço e a quantidade diária é fracionada em sete porções, sendo quatro no turno da manhã e três no turno da tarde. Para o programa alimentar o ranário tem como base as recomendações de Lima, Casali e Agostinho (2003a) as quais se encontram na Tabela 1 em anexo.

Segundo Lima, Casali e Agostinho (2003a) a tabela de alimentação para girinos de rã-touro foi aferida através dos indicadores zootécnicos estimados, servindo de referência para o manejo alimentar de rotina. Os valores obtidos devem sofrer alterações dependendo da qualidade nutricional da ração a ser ofertada e água disponível.

O manejo referente à renovação de água dos tanques é constituído por troca total da água uma vez por semana. A troca total de água é determinada pela eutrofização, fenômeno esse causado pelo excesso de nutrientes na água que, por sua vez, provoca aumento de algas e diminuição do oxigênio dissolvido, diminuindo a qualidade da água. No período de realização do estágio não foi realizada troca parcial diária da água dos tanques.

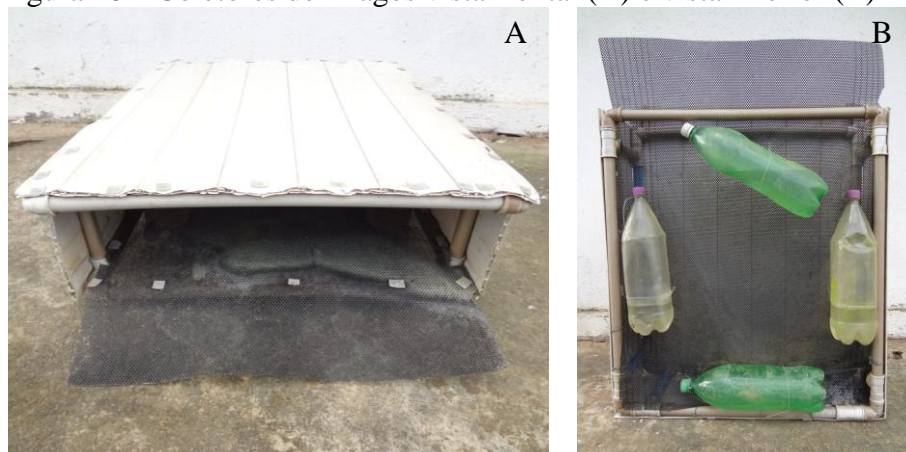
Por ocasião da troca total de água os girinos são retidos na tela que fica sobre a moega, com o auxílio de jatos de água em baixa pressão, de onde são capturados e transferidos para uma caixa. Feito isso, os girinos seguem para contagem e pesagem no laboratório. A contagem é realizada por amostragem da biomassa presente no tanque, multiplicando a média de indivíduos, adquirida em três amostras, pelo total de amostras, obtendo daí a estimativa de indivíduos. Em seguida conta-se 100 animais, pesa-os e, através de uma regra de três, é obtido o peso total ou biomassa. Paralelamente a esse manejo, os tanques de girinos são lavados com água e vassoura e em seguida reabastecidos. Durante o reabastecimento é adicionado argila (cerca de $1,2 \text{ kg. m}^{-3}$) e depois do reabastecimento os girinos retornam para o tanque, passando antes por climatização, conforme descrito anteriormente. Quando necessário, é realizado triagem dos animais, visando à formação de lotes uniformes. O ranário não realiza a troca das telas que ficam sobre a moega em

acompanhamento ao crescimento dos girinos, adotando uma malha de 01 mm em todos os tanques e em todas as fases da etapa de girinagem.

No ranário da UFPB os primeiros indivíduos concluem o clímax da metamorfose com 70 dias. O clímax da metamorfose dura aproximadamente 08 dias e tem início quando os membros anteriores se apresentam totalmente formados internamente e rompem a pele exteriorizando-se. Essa fase esta caracterizada por uma série de modificações, dentre as quais e conforme ressalta Lima e Ferreira (2008), estão: desaparecimento das brânquias, desenvolvimento dos pulmões e do coração, diminuição do trato gastrointestinal e modificações no aparelho bucal. Ainda segundo os autores, durante esta fase os girinos não ingerem alimento exógeno, nutrindo-se do material metabolizado de sua calda, que gradativamente vai sendo absorvida.

Durante o clímax da metamorfose, as práticas de manejo adotadas incluem redução no fornecimento de ração e colocação de substrato ou coletores de imagos nos tanques para os girinos se apoiarem. Os coletores são fabricados com placas de PVC, tela plástica e garrafas pet (Figura 16). Uma prática utilizada para estimular o clímax da metamorfose é a redução do nível da água do tanque, aumentando a densidade, favorecendo o aumento da temperatura (LIMA; FERREIRA, 2008).

Figura 16 – Coletores de imagos vista frontal (A) e vista inferior (B)



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

3.3.4 Manejo no setor de recria

Esta fase caracteriza-se por mudanças morfofisiológicas decorrentes do processo de metamorfose, transformando indivíduos com sistemas adaptados para vida aquática (girinos) em indivíduos semiaquáticos, denominados de imagos. Durante esta fase os animais encontram-se debilitados, ocorrendo um maior número de perdas (LIMA; FERREIRA, 2008).

As instalações do ranário seguem o sistema Anfigranja, sistema que possibilita alta densidade, manejo racional e elevada produtividade (ZANGERÔNIMO; RIBEIRO FILHO; MUSGAS, 2002). O setor de recria é caracterizado por baias em formato retangular, com seus elementos dispostos linearmente, ou seja, cocho, piscina e abrigo indo de uma extremidade à outra (LIMA; FERREIRA, 2008). No ranário da UFPB, este setor passou por adaptações em sua estrutura, tendo em vista melhorias no manejo diário da instalação. Os elementos das baias no ranário estão dispostos da seguinte forma: ao centro encontra-se o comedouro (cocho) principal, seguido por rampa com pequena declividade e piscinas em suas laterais; o abrigo localiza-se acima das piscinas, contendo estes comedouros auxiliares nas extremidades voltadas para o centro (Figura 17). Algumas diferenças são encontradas entre as baias iniciais, juvenis e de terminação, tais como: altura dos abrigos (nas baias iniciais apresentam 3 cm e nas de juvenis e terminação 5 cm), largura e comprimento das baias e proximidade da água das piscinas ao comedouro central.

O manejo no setor de recria inicia-se com a seleção dos animais contidos nos coletores de imagos, sendo caracterizado como a primeira triagem efetuada no setor. Os indivíduos que ainda apresentarem segmentos de cauda devem ser devolvidos ao tanque para concluir a metamorfose. Para animais que possuam deformações corporais, lesões ou indivíduos debilitados deve-se realizar o descarte. Outra atividade que deve ser executada é a uniformização dos lotes a serem formados, no que se refere ao tamanho dos animais, evitando crescimento desuniforme e posteriormente canibalismo.

Figura 17 – Estrutura física das baias de recria: disposição dos elementos com abrigo posicionado (A) e com abrigo suspenso (B)



Fonte: LIMA, L. F.(2015).

O setor de recria possui 04 baias iniciais, divididas em duas partes por placas de PVC, destinadas a alojar animais pós-metamorfose (imagos) até completarem 30 dias. Na recepção dos animais, os tratadores devem proceder à contagem e pesagem destes, dividindo-os em lotes uniformes. A densidade adotada nesta fase é de 100 animais por metro quadrado. O manejo alimentar deve ser iniciado no mesmo dia da transferência.

Ao completarem 30 dias após metamorfose as rãs devem ser transferidas para o Setor de Recria, passando antes por uma nova triagem. O Setor de recria dispõe de 02 baias de juvenis, divididas em 04 partes, sendo nesta fase adotado uma densidade de 50 animais m^{-2} . Nas baias de juvenis as rãs permanecem por 60 dias. Decorridos esse período, os animais devem ser remanejados para baias de terminação, realizando a terceira triagem, sendo utilizada a mesma densidade de 50 animais. Nas baias de terminação as rãs permanecem até o momento do abate, que ocorre por volta dos 05 meses, quando atingem em média 200 g.

É importante destacar que as triagens dos animais, feitas ao longo do ciclo produtivo, tem como intuito formar lotes mais uniformes. A uniformização, assim como o controle da densidade de estocagem, tornam-se práticas indispensáveis, tendo em vista a redução do canibalismo. O canibalismo é considerado um comportamento inato da espécie, e tais práticas de manejo reduz sua ocorrência (LIMA; FERREIRA, 2008).

Antes de iniciar o manejo de triagem, faz-se necessário o uso dos equipamentos de proteção individuais (luvas e botas), visando proteção contra qualquer agente físico e/ou patológico que possa acarretar danos ao tratador. Este setor apresenta pia e bancadas para limpeza de equipamentos e utensílios utilizados durante o manejo, assim como um tanque destinado a jejum de animais que serão abatidos em aula prática ou transportados para a reprodução. O setor possui ainda um corredor lateral para circulação de pessoas e onde passa a galeria do sistema de drenagem de água (Figura 18).

O manejo diário neste setor, realizado no turno da manhã, tem início com a limpeza das baias, retirando as sobras de ração dos comedouros, assim como resíduos (fezes, urina, água e restos de pele), coletando-os em baldes, para posterior descarte. Esta prática é realizada com o auxílio de um recipiente, raspando toda a extensão dos comedouros. Neste momento os animais mortos são retirados, levando-os, ao fim do manejo, para fossa séptica.

Ao termino da limpeza dos comedouros, realiza-se a troca total da água das piscinas, individualmente. O esvaziamento é feito através de sistema de cano tipo cotovelo móvel, localizado externamente às baias, no corredor (Figura 19).

A saída de água encontra-se abaixo das molduras teladas que impedem o contato direto dos animais com os dejetos provenientes da criação, uma vez que estes decantam e se depositam no piso das baias (Figura 20).

Figura 18 – Vistas panorâmicas do setor de recria: pia, bancadas e tanque (A) e porta de acesso, corredor lateral, bancada e baias (B).



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Figura 19 – Sistema de escoamento tipo cotovelo móvel



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Figura 20 – Moldura telada suspensa no piso das baias de recria



As telas com malha apresentando 1,0 mm de abertura nas baias juvenis e 3,0 mm nas baias de terminação são colocadas nas piscinas e servem de apoio às rãs. Antes de reabastecer as piscinas, o sistema de abastecimento é acionado para que o fluxo de água carregue os sedimentos de maior densidade que não foram eliminados durante o escoamento da água. Uma vez que os sedimentos tenham sido eliminados, o sistema de cano tipo cotovelo móvel é erguido, iniciando o reabastecimento. O nível da água é controlado pelo tratador,

tendo este que monitorar o momento certo de suspender o abastecimento, em razão do tamanho dos animais. Assim sendo, para baias iniciais, de juvenis e terminação é utilizado uma coluna d'água padrão de 5 cm acima da tela.

Nas piscinas, as rãs se hidratam (absorvendo água pela pele), regulam sua temperatura corporal, defecam e urinam, tendo esta que oferecer condições para que os animais possam realizar suas necessidades fisiológicas (LIMA; FERREIRA, 2008)

No momento do reabastecimento das piscinas é realizado o arraçoamento das rãs. O ranário utiliza ração comercial extrusada, com três granulometria, a depender da fase de desenvolvimento dos animais. A ração deve ser distribuída nos comedouros de forma homogênea, evitando competição por alimento. O fornecimento é efetuado usando recipiente graduado, correlacionando o volume da ração com seu peso. Em seguida, as larvas de mosca são dispostas por sobre a ração. Tendo em vista que as larvas apresentam fotofobia, e estas, ao se dirigem para o fundo do comedouro, movimentando a ração e atraindo os animais para se alimentar. O comedouro é construído sobre o piso, com revestimento feito por PVC cortado longitudinalmente. Os anfíbios são animais que naturalmente se alimentam atraídos por estímulos visuais, tornando a produção de alimentos vivos uma prática essencial em uma criação comercial de rãs.

O manejo alimentar adotado no ranário do CCHSA/UFPB, para as nas fases a partir de imago, tem como base as recomendações de Lima, Casali e Agostinho (2003b), conforme apresentado na Tabela 2 em anexo. A quantidade de alimento e tratos diários varia com o estágio de desenvolvimento e número de animais. A tabela é usada apenas como referência para estimar a quantidade de alimento. Observações diárias devem ser realizadas, devendo ficar atento às sobras ou falta de alimento, para que sejam realizados os ajustes necessários. Assim caso as sobras diárias sejam de 200 g o tratador deve aumentar 100 g de ração, para sobras de 200 a 300 g mantem-se a quantidade ofertada e sobras acima de 300 g o mesmo deve diminuir 100 g de ração.

Ao fim do manejo, anota-se em planilhas a quantidade de ração ofertada em cada baia, o peso das sobras referentes ao dia anterior e, se houve mortalidade e em qual baia esta ocorreu, a fim de manter o controle efetivo da criação.

3.3.5 Produção de alimentos vivos

A produção de alimentos vivos, notadamente larvas de moscas (*Musca domestica*), é realizada no setor de apoio, em salas destinadas a moscários e larvários. Lima e Ferreira (2008) consideram o uso de larvas de moscas a estratégia mais eficiente para

estimular o consumo de ração pelas rãs. Ainda segundo os autores, as larvas além de atrativo, servem também como suplemento alimentar. As larvas de mosca são produzidas em ambiente controlado. Na sala destinada ao crescimento das larvas (larvário), a temperatura ambiente é mantida entre 25 e 27°C, mediante uso de aquecedor. A sala tem ventilação natural e um exaustor para ajudar na saída de ar, evitando o acúmulo de gases (amônia) provenientes do metabolismo destas. A sala possui boa iluminação natural, que incide por meio de uma janela frontal com vidro translúcido.

O ciclo de vida das moscas envolve quatro fases. A primeira fase é denominada de ovo. Os ovos eclodem em 24 horas após sua postura, dando início a fase de larva, que se estende até o quarto dia. Logo após o crescimento das larvas, estas se tornam pupas que, no sétimo dia, eclodem dando início à fase adulta (mosca). Essa fase se estende até o 28º dia, quando então ocorrerá a morte destas. A primeira postura dos indivíduos adultos ocorre por volta do décimo dia, diminuindo à medida que estas envelhecem. Torna-se essencial o conhecimento de todo o ciclo de vida das moscas, uma vez que só as larvas servem para uso direto na produção de rãs, como indutor do consumo de ração. Além disso, as pupas serão necessárias para dar continuidade a novos ciclos de produção de moscas.

Os moscários do ranário são construídos com estrutura de madeira (borda, base e cobertura), em forma de cubo, com cerca de 1 m³, com laterais protegidas por tela de mosquiteiro e a parte frontal possui abertura protegida com tecido, permitindo o acesso ao interior dos moscários e evitando a fuga das moscas, visto que na extremidade do tecido existe um cordão que reduz a abertura. Os moscários ficam suspensos a 50 cm de altura e na cobertura interna são fixadas tiras, visando o aumento na área de superfície dos módulos e a capacidade de estocagem. No interior do moscário são colocados recipientes com leite *in natura* e com açúcar para servir de alimento às moscas e um outro contendo farelo de trigo e ração em pó umedecidos, para servir de substrato à postura das moscas. O leite e o substrato são renovados diariamente, já o açúcar é repostado semanalmente ou quando estiver endurecido.

Na sala com os moscários (Figura 21), há também uma pia para lavagem dos utensílios e bandejas de postura e bancada utilizada como apoio de utensílios e no manuseio das bandejas e caixas destinadas a produção das larvas. A sala destinada ao larvário possui estrado de madeira para apoiar as caixas de crescimento de larvas, a fim de evitar o contato destas com o piso (Figura 22).

O número de moscários a ser implantado dependerá da quantidade de larvas necessárias à produção de rãs. No ranário do CCHASA/UFPB, são mantidos três moscários

em atividade, com diferença de 10 dias entre eles, com relação ao estágio de desenvolvimento das moscas, mantendo uma produção constante, estimada em 3 kg de larvas por dia.

Figura 21 – Sala de produção de moscas e seus constituintes



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Figura 22 – Sala de crescimento das larvas (larvário)



O manejo de produção de larvas tem início com a troca diária das bandejas com o substrato, destinadas à postura das moscas. A bandeja retirada de cada moscário permanece sobre o mesmo até o dia seguinte, quando o conteúdo de cada um é repicado e fracionado em três caixas diferentes, com o intuito de homogeneizar a quantidade de larva em cada caixa. Essas caixas contêm farelo de trigo e ração umedecidos para servir de alimento às larvas. A proporção utilizada no substrato de postura consiste em: 1 kg de farelo de trigo, 1,5 kg de água e 300 g de ração em pó; e para o crescimento das larvas utiliza as mesmas proporções, com aumento de 500 g de farelo de trigo. São mantidas 06 caixas no larvário, 03 contendo larvas no segundo dia pós-postura e 03 contendo larvas no terceiro dia, estando prontas a serem separadas e utilizadas no manejo alimentar do ranário.

Para separar as larvas do substrato, é retirado, com o auxílio de uma placa de plástico, a camada superficial, em ato contínuo, visto que as larvas possuem fotofobia, e tendem a migrar para o fundo da caixa. Quando esta apresentar uma quantidade diminuta de substrato, as larvas são transferidas para uma bandeja e acrescenta uma pequena quantidade de farelo de trigo peneirado, com intuito de mantê-las secas, evitando que estas subam as paredes do comedouro.

Ao final do ciclo de um moscário, este deve passar por higienização, sendo substituído por outro módulo. Para isto deve-se preparar, com 07 dias de antecedência, uma porção das larvas (cerca de 500 g), deixando-as se transformarem em pupas, para serem introduzidas no moscário a ser ativado.

3.3.6 O abate das rãs

O abatedouro do Laboratório de Ranicultura do CCHSA/UFPB foi projetado dentro das premissas estabelecidas pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), a fim de obter o registro do Serviço de Inspeção Federal (SIF). Este ocupa uma área de 110 m² e possui capacidade para abater 400 rãs hora⁻¹. Suas instalações são divididas em cinco ambientes, utilizados durante as fases de abate. São elas: sala de visitas (40 m²), área suja (26,6 m²), área limpa (32 m²), câmara fria (8 m²) e pé-de-lúvio (3,3 m²).

Para que as atividades pertinentes ao abate, embalagem, congelamento e estocagem dos produtos possam ser efetuadas, faz-se necessário à utilização de equipamentos, utensílios e outros materiais, tais como: insensibilizador com emissão de corrente elétrica, desenvolvido pelo Prof. Onofre Maurício de Moura, câmara fria, máquina de gelo, freezers e refrigeradores, nória, seladora a vácuo, mesas de inox, tesouras e bandejas, assim como equipamentos de proteção individuais (EPIs) como luvas, toca, máscara, avental e botas.

O abate compreende duas etapas. A primeira etapa consiste na Inspeção e Seleção dos lotes a serem abatidos, analisando o aspecto dos animais, seu tamanho e estado sanitário dos lotes. Caso algum animal apresente feridas, traumas, deformações e malformações, estes devem ser descartados. Passando pela inspeção, deve ser realizado jejum nos lotes, suspendendo toda alimentação por um período de 24 a 36 horas, passando a receber apenas dieta líquida. Esta prática tem por finalidade reduzir o conteúdo gastrointestinal, reduzindo as chances de contaminação dos produtos durante o abate (CRIBB; AFONSO; MOSTÉRIO, 2013).

Antes de realizar o abate, as instalações do abatedouro devem passar por limpeza e desinfecção, preparando-o para recepção dos animais. De acordo com a legislação brasileira, a rã está incluída na categoria de pescado e sua carne constitui o principal produto da ranicultura (BRASIL, 1952 *apud* CRIBB; AFONSO; MOSTÉRIO, 2013).

Após o período de jejum, os animais devem ser capturados, contatos e separados em sacos de rafia, contendo 30 animais por saco, sendo transportados para área suja do abatedouro e transferidos para baldes contendo tampa. Não é necessário que estes passem por um período de descanso, em razão da proximidade do setor de recria e o abatedouro. As pessoas envolvidas nas operações do abate devem estar paramentadas com os equipamentos de proteção individual (EPIs), tendo que passar por pé-de-lúvio (barreira biológica) as que irão atuar na área limpa, posicionado em sua entrada, contendo solução desinfetante (água clorada a 20 ppm). A área destinada ao pé-de-lúvio possui pia para higienização das mãos, com detergente neutro.

Neste momento inicia-se a segunda etapa, que consiste no abate e processamento. Na área suja os animais são capturados individualmente, sendo submersos em água clorada a 20 ppm, por um período de 10 segundos. Em seguida são submetidos à insensibilização por eletronarcose, através de equipamento que emite corrente elétrica, possuindo voltagem menor que amperagem, por um período de 10 segundo. Por meio do sistema de nória, os animais são pendurados, atravessando o gancho da mandíbula até a região ocular. Ainda na área suja, são cortadas as extremidades e realizado o colarinho, que consiste no corte, em volta completa, da pela abaixo da região timpânica. Durante as fases do abate em que os animais permanecem fixados nos ganchos da nória, estes são mantidos sob jatos de água clorada a 20 ppm.

Com a movimentação da nória, os animais são transferidos para área limpa do abatedouro, por intermédio de abertura que interliga os dois ambientes. A primeira operação realizada nesta área é a remoção da pele (esfolia), retirando-a por completo. Prontamente estes são invertidos, sendo pendurados pelos membros inferiores, para que possa ser feito a eventração, através de corte longitudinal na musculatura, desde a linha alba até a mandíbula, expondo as vísceras, sendo efetuada a evisceração, com a tração dos órgãos para região cranial, e por fim a decapitação, cortando a cabeça juntamente com as vísceras. Neste momento ocorre a morte do animal, sendo considerado como carcaça. Estas são retiradas do gancho, sendo removida a região do esfíncter anal, evitando a contaminação da carcaça por meio do pequeno segmento do sistema excretor. O espaço de tempo entre a insensibilização e a decapitação deve ter duração máxima de um minuto, em razão do retorno do funcionamento das funções vitais, tendo em vista o bem-estar durante o processo de abate.

Posteriormente as carcaças são lavadas para retirada de coágulos de sangue e/ou pedaços de pele aderidos à carcaça (toalete), sendo acondicionadas em caixas vazadas contendo gelo, sendo caracterizado como pré-resfriamento. Como último processo realizado na área limpa, as carcaças são individualmente embaladas em sacos plásticos e selados a vácuo, podendo então ser levadas para câmara fria, passando por congelamento rápido a uma temperatura de 18°C negativos.

Ao termino do abate, todas as áreas do abatedouro devem ser higienizadas, assim como os equipamentos, utensílios e materiais utilizados nos processos do abate, evitando proliferação de microrganismos e possível contaminação dos produtos do abate seguinte.

Ao fim do abate, os resíduos gerados são descartados em fossa séptica, localizada distante dos blocos que constituem o ranário.

As etapas que compreendem abate são ilustradas nas Figuras 23 a 32.

Figura 23 – Captura dos animais e separação em sacos de ráfia



Figura 24 – Animais transferidos para baldes com tampa



Figura 25 – Pé-de-lúvio na entrada da área limpa e pia para higienização das mãos



Figura 26 – Área suja: eletronarcose e corte das extremidades e colarinho



Figura 27 – Área limpa: esfola, eventração e evisceração



Figura 28 – Área limpa: decapitação e corte do esfíncter anal



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

Figura 29 – Área limpa: toalete e pré-resfriamento



Figura 30 – Carcaças embaladas individualmente



Figura 31 – Carcaças em processo de embalagem a vácuo



Figura 32 – Higienização do abatedouro e equipamentos



Fonte: LIMA, L. F. (2015).

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com a crescente demanda de produtos cárneos de alto valor biológico e que estejam dentro das premissas estabelecidas que promova o bem-estar na produção animal, somados a reduzida disponibilidade de recursos naturais, torna-se essencial à criação de novas tecnologias sustentáveis de produção de rãs.

A ranicultura apresenta-se como uma atividade em plena expansão no país, tornando-se essencial à especialização de um corpo discente mais representativo na área, da Graduação a Pós Graduação, visando o aprimoramento e desenvolvimento de novas tecnologias de criação de rãs, contribuindo para o aumento na produtividade e inserção mais representativa do produto brasileiro no mercado externo.

O ranário da Universidade Federal da Paraíba apresenta instalações que, ao longo dos anos, foram adaptadas visando minimizar os custos e os impactos ambientais provenientes da criação, assim como o aprimoramento das técnicas de produção e reprodução e a otimização do manejo diário nos setores de girinos, engorda, abate das rãs, manutenção de reprodutores, reprodução e produção de alimentos vivos.

O acompanhamento das etapas do ciclo produtivo da rã-touro, assim como as atividades diárias realizadas em um ranário implantado nos moldes do Sistema Anfigranja proporcionou a aquisição de conhecimento teórico e prático na ranicultura, contribuindo para formação profissional e reconhecimento da atividade como uma cultura viável no cenário brasileiro.

REFERÊNCIAS

- BRASIL. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA. **Estatística da pesca 2007 Brasil: Grandes regiões e unidades da federação**. Brasília: IBAMA, 2007. 113p.
- CARDOZO JUNIOR, F. Principais cultivos: O pulo da rã. *In*. BRASIL - Ministério da Pesca e Aquicultura. **1º Anuário estatístico brasileiro da pesca e aquicultura: 2014**. Brasília: ACEB/MPA, 2014. p. 50 – 51.
- CASALI, Alex Poeta. **Apostila de ranicultura**. Bananeiras: Universidade Federal da Paraíba, 2011. 35 p. (Apostila).
- CRIBB, André Yves; AFONSO, Andre Muniz; MOSTÉRIO, Cláudio Maris Ferreira. **Manual técnico de ranicultura**. 1. ed. Brasília: Embrapa, 2013. 73 p.
- FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO. **Cultured Aquatic Species Information Programme. *Rana catesbeiana***. Rome: FAO Fisheries and Aquaculture Department. 2005-2016. 13p. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Rana_catesbeiana/en>. Acesso em: 15 fev 2016.
- FEIX, R. D.; ABDALLAH, P. R.; FIGUEIREDO, M. R. Resultados econômicos da criação de rã em regiões de clima temperado, Brasil. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 36, n. 3, p. 70-80, mar. 2006.
- FERREIRA, C. M.; PIMENTA, A. G. C.; PAIVA NETO, J. S. Introdução à ranicultura. **Boletim Técnico do Instituto de Pesca**, São Paulo, v. 33, p. 1-15, mov./maio 2002.
- LIMA, S. L.; CASALI, A. P.; AGOSTINHO, C. A. Desempenho zootécnico e tabela de alimentação de girinos de rã-touro (*Rana catesbeiana*) criados no sistema anfigranja. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n.3, p. 512-518, 2003a.
- LIMA, S. L.; CASALI, A. P.; AGOSTINHO, C. A. Desempenho zootécnico e percentual de consumo de alimento de rã-touro (*Rana catesbeiana*) na fase de recria (pós-metamorfose) do sistema anfigranja. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n. 3, p. 505-511, 2003b.
- LIMA, Samuel Lopes; FERREIRA, Danielle Gomes da S. **Criação de rãs em sistema anfigranja**. Viçosa: CPT, 2008. 234 p.
- LIMA, Samuel Lopes. **Curso criação de rãs: novas tecnologias**. Viçosa: CPT, 2012, 260p.
- RIBEIRO FILHO, O. P.; LIMA, S. L.; AND RADE, D. R.; SEIXAS FILHO, J. T. Estudo da desova de rã-touro, *Rana catesbeiana*, mediante indução do acasalamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 27, n. 2, p. 216-223, 1998.
- STORER, Tracy Irwin; USINGER, Robert Leslie; STEBBINS, Robert Cyril; NYBAKKEN, James Willard. Classe Anphibia: Anfíbios. *In*: _____. **Zoologia geral**. 6 ed. São Paulo: Nacional, 1995. 618-641 p.
- URIBE, Guillermo Vargas; BÉJAR, Larisa Méndez; MORA, Rosa Isela Sánchez;

LAGUNAS, Rafael Barrón. **Manual de producción de rana toro**. Morelia: Centro de Investigación y Desarrollo del Estado de Michoacán, 2010. 69p.

ZANGERÔNIMO, M. G.; FILHO, O. P. R.; MURGAS, L. D. S. Manejo no sistema anfigranja de criação intensiva de rãs. **Boletim Técnico**, Editora UFLA , Lavras, p. 5-21, 2002.

ANEXO A – PROGRAMA ALIMENTAR PARA GIRINOS

Tabela 1. Valores de referência para cálculo de alimentação dos girinos, em função do peso médio (g) e da temperatura da água (°C)

Temperaturas	18 a 20°C	21 a 23°C	24 a 26°C	27 a 29°C
Número de parcelas	4	5	6	7
Peso médio dos girinos (g)	Consumo estimado (%)	Consumo estimado (%)	Consumo estimado (%)	Consumo estimado (%)
0,1	8,00	9,00	11,70	13,60
0,2	7,00	7,50	9,00	10,40
0,3	6,80	6,80	8,20	9,50
0,4	6,50	6,50	7,80	9,00
0,5	6,00	6,30	7,60	8,80
0,6	5,90	6,30	7,60	8,80
0,7	5,80	6,30	7,50	8,70
0,8	5,70	6,20	7,50	8,60
0,9	5,60	6,20	7,40	8,60
1	5,50	6,10	7,30	8,40
2	4,40	5,20	6,20	7,20
3	4,00	4,80	5,60	6,50
4	3,80	4,60	5,50	6,30
5	3,40	4,30	5,30	6,20
6	3,20	4,00	5,00	5,80
7	2,80	3,50	4,40	5,10
8	2,60	3,30	4,10	4,70
9	2,30	2,90	3,60	4,20
10	2,10	2,60	3,30	3,60
11	1,90	2,40	3,00	3,30
12	1,70	2,10	2,70	2,80
13	1,55	1,90	2,40	2,40
14	1,45	1,80	2,30	2,30
15	1,35	1,70	2,10	2,10
16	1,25	1,60	2,00	2,00
17	1,20	1,50	1,90	1,90
18	1,10	1,40	1,40	1,40
19	1,05	1,30	1,30	1,30
20	1,00	1,30	1,30	1,30
21	0,95	1,20	1,20	1,20
22	0,90	1,10	1,10	1,10
23	0,85	1,10	1,10	1,10
24	0,80	1,00	1,00	1,00
25	0,75	0,90	0,90	0,90
26	0,70	0,88	0,88	0,88

Fonte: Lima, Casali e Agostinho (2003).

ANEXO B – PROGRAMA ALIMENTAR PARA RÃS A PARTIR DE IMAGO

Tabela 2. Quantidade de ração e larvas de mosca a serem fornecidos ao dia e número de tratos diários

Estágio de desenvolvimento	Número de animais	Quantidade de ração dia⁻¹ (g)	Quantidade de larvas dia⁻¹ (g)	Parcela de larvas dia⁻¹
Animais até 10 dias	1000	250	250	4 vezes
Animais de 11 a 20 dias	1000	CN*	250	2 vezes
Animais de 21 a 30 dias	1000	1100	330	1 vez
Após 30 dias, animais até 30 g	1000	1100	220	1 vez
Animais de 31 a 80 g	1000	1300	195	1 vez
Animais de 81 a 130 g	1000	1800	180	1 vez
Animais de 131 a 180 g	1000	2300	115	1 vez

Fonte: Adaptado de Lima, Casali e Agostinho (2003).

*Aumentar conforme a necessidade.