

UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL E RECURSOS  
PESQUEIROS

**Influência de diferentes sistemas de incubação sobre o sucesso reprodutivo de tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger, 1812) em cativeiro**

GILBERTO BATISTA VIANA FILHO

MANAUS-AMAZONAS

FEVEREIRO, 2024

GILBERTO BATISTA VIANA FILHO

**Influência de diferentes sistemas de incubação sobre o sucesso reprodutivo de tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger, 1812) em cativeiro**

Orientador: Paulo Cesar Machado Andrade, Prof. Dr.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal e Recursos Pesqueiros-PPGCARP da Universidade Federal do Amazonas – UFAM.

MANAUS-AMAZONAS

FEVEREIRO, 2024

## Ficha Catalográfica

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

V614i Viana Filho, Gilberto Batista  
Influência de diferentes sistemas de incubação sobre o sucesso reprodutivo de tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger, 1812) em cativeiro / Gilberto Batista Viana Filho . 2024  
72 f.: il. color; 31 cm.

Orientador: Paulo Cesar Machado Andrade  
Dissertação (Mestrado em Ciência Animal e Recursos Pesqueiros) - Universidade Federal do Amazonas.

1. Criação. 2. Manejo. 3. Ovos. 4. Quelônios. 5. Reprodução. I. Andrade, Paulo Cesar Machado. II. Universidade Federal do Amazonas III. Título

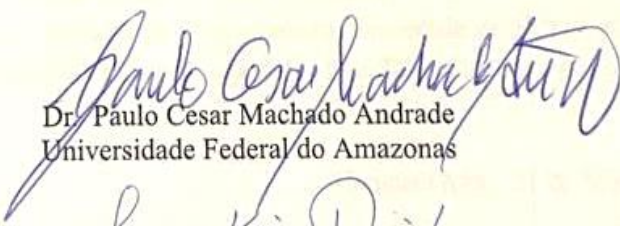
**GILBERTO BATISTA VIANA FILHO**

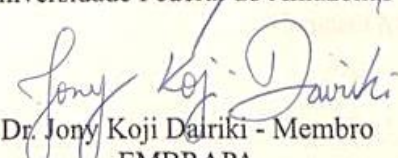
**INFLUÊNCIA DE DIFERENTES SISTEMAS DE INCUBAÇÃO SOBRE O SUCESSO  
REPRODUTIVO DE TARTARUGA-DA-AMAZÔNIA (*Podocnemis expansa*, Schweigger,  
1812) EM CATIVEIRO**

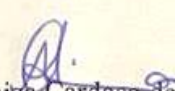
Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal e Recursos Pesqueiros da Universidade Federal do Amazonas, como requisito para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal e Recursos Pesqueiros, área de concentração em Produção Animal.

Aprovado em 21 de fevereiro de 2024.

**BANCA EXAMINADORA**

  
Dr. Paulo Cesar Machado Andrade  
Universidade Federal do Amazonas

  
Dr. Jony Koji Dairiki - Membro  
EMBRAPA

  
Dra. Aldeniza Cardoso de Lima - Membro  
Universidade Federal do Amazonas

À Deus, minha mãe Vanilza, minha família, e minha querida terra natal, Silves, AM.

## Agradecimentos

É com imensa gratidão que expresso meus sinceros agradecimentos a todos que contribuíram para o sucesso da minha jornada no mestrado. Este período foi repleto de desafios, aprendizados e momentos inesquecíveis.

Primeiramente, gostaria de agradecer à Deus, pelo dom da vida, por ter me dado a oportunidade de nascer no melhor lugar do mundo, Silves, AM, rodeado de pessoas maravilhosas, incluindo as que infelizmente não estão mais presentes entre nós, pelo menos não de forma física. Queria agradecê-lo por ter me colocado em uma família maravilhosa, e me dado a melhor mãe que eu poderia ter. Não tive sorte, tive Deus, Ele fez por mim.

À minha mãe, Vanilza Terço, por não medir esforços para me ajudar, jamais poderei expressar minha gratidão à senhora. De fato, sem você, não conseguiria concluir mais essa etapa, e nenhuma outra antes dessa. Obrigado.

À minha família, amigos e entes queridos, meu mais profundo agradecimento por seu apoio incondicional, compreensão e encorajamento ao longo desses anos. Suas palavras de incentivo e amor foram minha motivação nos momentos mais desafiadores, que não foram poucos, mas superamos, e estamos a superar todos os dias.

Ao meu orientadores, Prof. Dr. Paulo Andrade, pela orientação, paciência e sabedoria compartilhada ao longo deste percurso. Seus conselhos e direcionamentos foram fundamentais para o desenvolvimento da minha pesquisa e crescimento acadêmico. Obrigado pela oportunidade.

À minha namorada, Laiane Ferreira. Aos “Zoobrothers”, “Vasco City”, pela troca de experiências, debates enriquecedores e companheirismo durante toda a jornada acadêmica, sou imensamente grato. Cada interação contribuiu para o meu crescimento pessoal e profissional.

Agradeço também a todos os professores e funcionários da instituição, cujo compromisso com a excelência acadêmica proporcionou um ambiente propício para o aprendizado e a pesquisa.

Aos amigos do LAS, Laboratório de animais Silvestres: João Alfredo, Eleyson Silva, Midian Salgado, Ramon Duque, Aline Lima, Rúben Rodrigues, Tayane Lopes, Ândrya Batista, Alice Parente, Luana Malheiros, Emilly Veiga, Antônio Carlos, Marcele Vasconcelos, pela ajuda e apoio nas mais diversas atividades. Ao seu Vasconcelos, proprietário da Fazenda Bicho do Rio, por abrir as porteiras da fazenda e pela amizade nesses anos de pesquisa.

À CAPES, pela concessão da bolsa e a FAPEAM, pela ajudas de custo que fizeram essa pesquisa possível.

Por fim, dedico este trabalho a todos aqueles que acreditaram em mim, mesmo nos momentos em que até eu não acreditava. Este mestrado não é apenas uma conquista pessoal, mas um testemunho do poder da perseverança, da dedicação e do apoio mútuo. Eu acredito na educação, no trabalho, na pesquisa e principalmente, nas pessoas. Serei eternamente grato a todos que de alguma forma, fizeram parte dessa caminhada, muito obrigado.

Com profunda gratidão,

Gilberto Batista Viana Filho.

## Sumário

1. Introdução.....	1
2. Objetivos.....	4
2.1. Objetivo Geral: .....	4
2.2. Objetivos Específicos: .....	4
3. Revisão Bibliográfica .....	5
3.1. História e biologia.....	5
3.2. Dimorfismo .....	7
3.3. Distribuição da espécie .....	8
3.4. Reprodução em natureza.....	9
3.5. Desova e Incubação: Desenvolvimento embrionário e sexo do filhote	10
3.6. Criação comercial de quelônios .....	13
3.7. Reprodução em cativeiro .....	15
3.8. Consumo, tráfico e comercialização de quelônios .....	16
4. Justificativa .....	18
5. Materiais e Métodos.....	19
5.1. Local do experimento .....	19
5.2. Metodologia do experimento .....	23
5.3. Ninho Natural .....	24
5.4. Chocadeira.....	26
5.5. Incubadoras: .....	27
5.6. Eclosão, Biometria e Marcação de filhotes .....	32
5.7. Testes físicos de filhotes .....	34
5.8. Biometria das matrizes.....	36
5.9. Sexagem de filhotes.....	36
5.10. Temperatura, umidade e pluviosidade .....	38
5.11. Delineamento experimental .....	39



5.12. Foram analisadas as seguintes variáveis: .....	40
5.13. Análise estatística dos dados.....	40
6. Resultados e discussão .....	42
7. Conclusões .....	61
8. Referências.....	62
9. Anexos.....	69

## Lista de Tabelas

Tabela 1 – Número de ninhos e ovos protegidos por espécie em diferentes anos na Fazenda Bicho do Rio. ....	42
Tabela 2 – Biometria dos ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023. ....	44
Tabela 3 - Dias de incubação de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023. ....	46
Tabela 4 - Taxa de eclosão (%), Taxa de ovos gorados (%), Taxa de ovos fungados (%), Taxa de ovos inférteis (%) e Taxa de natimortos de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023. ....	46
Tabela 5 - Biometria de filhotes de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023. ....	51
Tabela 6 – Sexagem de filhotes de tartaruga-da-Amazônia. ....	52
Tabela 7 - Testes físicos dos filhotes. ....	53
Tabela 8 – Custos estimados por ninhos e filhotes nos diferentes sistemas de incubação nos anos de 2021 e 2023 para tartarugas-da-Amazônia. ....	59

**Lista de Quadros**

Quadro 1 – Delineamento experimental utilizado.....	39
Quadro 2 - Temperaturas de incubação de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023. ....	48
Quadro 3 – Correlações entre temperaturas (°C), dias de incubação, taxa de eclosão (%), machos (%) e fêmeas (%) das incubadoras artificiais de 2023. ..	55

## Lista de Figuras

Figura 1 – Tartaruga-da-Amazônia, <i>Podocnemis expansa</i> .....	5
Figura 2 – a) Patas com unhas; b) Expansão na carapaça da tartaruga-da-Amazônia. ....	6
Figura 3 - a) Macho de tartaruga; b) cauda maior e abertura em "U" do macho; c) fêmea de tartaruga; d) cauda menor e abertura em "V" da fêmea. ....	7
Figura 4 - a) Filhote de tartaruga com pintas amarelas na cabeça; b) Fêmea adulta sem o padrão de pintas amarelas; c) Macho adulto, ainda com o padrão de pintas amarelas na cabeça.....	8
Figura 5 - Mapa de distribuição de tartaruga-da-Amazônia. ....	9
Figura 6 - Tartaruga-da-Amazônia desovando em Tabuleiro Walter Buri, Itamarati (AM). ....	10
Figura 7 - Eclosão de filhote de tartaruga ( <i>Podocnemis expansa</i> ). ....	11
Figura 8 - Profundidade de ninho de <i>Podocnemis expansa</i> .....	12
Figura 9 - Visualização de gônada de filhote de <i>Podocnemis expansa</i> em lupa. ....	13
Figura 10 - Tartarugas desovando em criadouro comercial.....	16
Figura 11 - Mapa mostrando a localização do município de Iranduba no estado do Amazonas e em território brasileiro e as áreas do local de experimento. ...	19
Figura 12 - Vista aérea da Fazenda Bicho do Rio.....	20
Figura 13 - Tanque de reprodutores e praia da Fazenda Bicho do Rio. ....	21
Figura 14 - Praia artificial das matrizes da Fazenda Bicho do Rio. ....	21
Figura 15 - Chocadeira da Fazenda Bicho do Rio.....	22
Figura 16 – Sala com incubadoras.....	22
Figura 17 - Incubadoras sendo montadas no Laboratório de Animais Silvestres, UFAM. ....	23
Figura 18 - Biometria dos ovos: medição. ....	25
Figura 19 – Biometria dos ovos: pesagem. ....	25
Figura 20 - a) Datalogger; b) colocação do aparelho no ninho; c) fechamento do ninho com datalogger. ....	25
Figura 21 – Ninhos transferidos para chocadeira.....	27
Figura 22 – Termostato W1209 Arduino com fonte 12v. ....	28

Figura 23 - Técnico do LAS (Laboratório de Animais Silvestres) demonstrando montagem de incubadora.....	29
Figura 24 – Vista interna de incubadora.....	30
Figura 25 – Caixa térmica de transporte de ovos.....	30
Figura 26 – Incubadora com ovos de tartaruga-da-Amazônia.....	31
Figura 27 – Sala de incubação da Fazenda Bicho do Rio.....	31
Figura 28 – Eclosão de filhote. ....	32
Figura 29 – a) comprimento da carapaça; b) largura da carapaça; c) comprimento do plastrão; d) largura do plastrão; e) altura do filhote; f) peso do filhote.....	33
Figura 30 – Marcação da carapaça dos filhotes.....	34
Figura 31 – Teste físico: natação.....	35
Figura 32 – Teste físico: corrida. ....	35
Figura 33 – Teste físico: viragem.....	36
Figura 34 – Termo-higrômetro Inconterm modelo 7666.02.0.00©.....	38
Figura 35 – Pluviômetro. ....	39
Figura 36 - Climatograma da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) nos meses de agosto à janeiro, intervalo de 2021 a 2022 e 2023 à 2024.....	55
Figura 37 – Valores observados e preditos dos dias de incubação (dias) em relação à temperatura de incubação (°C).....	56
Figura 38 - Valores observados e preditos da proporção de filhotes machos (%) em relação à temperatura de incubação (°C).....	57
Figura 39 - Valores observados e preditos da taxa de eclosão (%) em relação aos dias de incubação (dias).....	57
Figura 40 - Valores observados e preditos de filhotes machos (%) em relação aos dias de incubação (dias).....	58

## Resumo

Historicamente, muitas espécies de quelônios em diversas partes do mundo apresentam grande importância alimentar, econômica e cultural. Dentre as espécies amazônicas, a tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) é a com maior potencial comercial, devido ao seu alto desempenho e aceitação pelo mercado consumidor. No entanto, a reprodução desses animais nos criadores comerciais legalizados vem ao longo dos anos apresentando problemas, com índices de eclosão baixos e poucos estudos abordando a eficiência reprodutiva em cativeiro. Neste trabalho objetivamos: avaliar a influência dos diferentes sistemas de incubação (natural, com transferência e artificial) sobre o sucesso reprodutivo da tartaruga-da-Amazônia (*P. expansa*) em cativeiro. Foram analisados os índices de eclodibilidade de ovos, razão sexual e desempenho de filhotes de tartarugas-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) incubados em ninho natural, chocadeira e incubadoras com temperaturas de 29°C, 30°C e 33°C. O experimento foi conduzido, desde 2021, no criatório Bicho de Rio, no Iranduba, AM e no Laboratório de Animais Silvestres da UFAM (LAS). Em 2021 e 2023, foram monitoradas as praias dos tanques de reprodução, sendo registrados e marcados em cada ano, ninhos naturais (3), dos quais alguns foram transferidos (3) para chocadeira (praia artificial cercada) e outros para incubadoras com temperatura controlada (3). As temperaturas de incubação nos três sistemas foram monitoradas com dataloggers HOBO TidbiTv2© e a umidade/temperatura por termo-higrômetros. Foram analisadas as características de cada ninho, biometria dos ovos, taxa de eclosão e biometria dos filhotes. As taxas de eclosão médias foram: natural ( $33,1 \pm 36,7$ ), chocadeira ( $43,3 \pm 32,6$ ), incubadora de 29°C ( $46,9 \pm 20,7$ ), incubadora de 30°C ( $51,7 \pm 28,6$ ) e incubadora 33°C ( $31,1 \pm 34,7$ ). Entretanto, não houve diferença significativa entre tratamentos para as taxas de eclosão. Não houve diferença na razão sexual, entre tratamentos, mas foi verificada uma tendência ( $R^2=0,35$ ), quanto mais altas as temperaturas, menor a quantidade de filhotes machos. Há correlação forte ( $R^2=0,97$ ) entre a temperatura (°C) e os dias de incubação, quanto menores as temperaturas, maior o período de incubação. Há uma tendência ( $R^2=0,13$ ) que quanto maior o tempo da incubação, menores são as taxas de eclosão.

Palavras-chave: Criação; Manejo; Ovos; Quelônios; Reprodução.

## Abstract

Historically, many species of chelonians around the world have significant importance in terms of food, economy, and culture. Among the Amazonian species, the Giant South American River Turtle (*Podocnemis expansa*) holds the greatest commercial potential due to its high performance and acceptance in the consumer market. However, the reproduction of these animals in legal commercial breeding facilities has faced challenges over the years, with low hatching rates and limited studies addressing reproductive efficiency in captivity. This study aims to evaluate the influence of different incubation systems (natural, with transfer, and artificial) on the reproductive success of the Giant South American River Turtle (*P. expansa*) in captivity. The study analyzed egg hatchability rates, sex ratio, and the performance of Giant South American River Turtle hatchlings incubated in natural nests, incubators, and hatcheries with temperatures set at 29°C, 30°C, and 33°C. The experiment has been ongoing since 2021 at the Bicho de Rio breeding facility in Iranduba, AM, and the Wildlife Laboratory of UFAM (LAS). In 2021 and 2023, the reproduction tank beaches were monitored, and natural nests (3) were recorded and marked each year, some of which were transferred (3) to hatcheries (enclosed artificial beach) and others to incubators with controlled temperatures (3). Incubation temperatures in all three systems were monitored using HOBO TidbiTv2© data loggers, and humidity/temperature levels were recorded with thermohygrometers. The characteristics of each nest, egg biometrics, hatching rates, and hatchling biometrics were analyzed. The average hatching rates were as follows: natural (33.1±36.7), hatchery (43.3±32.6), 29°C incubator (46.9±20.7), 30°C incubator (51.7±28.6), and 33°C incubator (31.1±34.7). However, there was no significant difference between treatments for hatching rates. There was no difference in sex ratio between treatments, but a trend was observed ( $R^2=0.35$ ), indicating that higher temperatures resulted in fewer male hatchlings. There is a strong correlation ( $R^2=0.97$ ) between temperature (°C) and incubation days; lower temperatures prolong the incubation period. There is also a trend ( $R^2=0.13$ ) indicating that longer incubation times lead to lower hatching rates.

**Keywords:** Breeding; Eggs; Management; Reproduction; Turtle.

## 1. Introdução

Historicamente, muitas espécies de quelônios em diversas partes do mundo apresentam grande importância alimentar, econômica e cultural, tendo seus ovos, carne, vísceras, gordura e casco, utilizados intensamente pelo homem (van Dijk *et al.*, 2014; Rhodin *et al.*, 2020; Andrade *et al.*, 2022).

No Brasil, não foi diferente, a exploração das espécies de quelônios que ocorrem na Amazônia data do Período Colonial, tendo sido documentada em relatos de naturalistas como Alexandre Rodrigues Ferreira, Johann Baptist von Spix, Karl Friedrich Philipp von Martius, Francis de la Porte de Castelnau, Alfred Russel Wallace e Henry Walter Bates. Esses relatos também foram feitos por diversos pesquisadores e escritores que viajaram pelo Rio Amazonas e seus afluentes, como Silva Coutinho, José Veríssimo Dias de Matos, Alípio de Miranda Ribeiro, Emílio Augusto Goeldi e Manuel Nunes Pereira, descrevendo densidades extraordinárias de ninhos e o emprego maciço de ovos para a produção comercial de óleo (Vogt, 2008; Andrade, 2017).

Na Amazônia, devido à grande predação das populações naturais de tartarugas, sem nenhuma preocupação com a reposição dos estoques naturais, houve uma diminuição significativa na quantidade de indivíduos na natureza, potencializada principalmente pela retirada dos ovos, e captura das fêmeas. (Andrade, 2008, 2017).

Nesse contexto, foi instaurada a Lei de Proteção à Fauna, Lei Nº 5.197, de 1967, que proibiu a captura e comércio de animais silvestres no Brasil, mas mesmo com a redução da pressão humana, ainda havia grande demanda pela carne e ovos (Andrade, 2008). Demanda essa, que começou a ser suprida pelo comércio ilegal.

Em uma tentativa de atender essa demanda com produtos de origem legalizada, o antigo IBDF (Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal) estabelece, a partir de 1987, as primeiras normatizações para a regulamentação de criatórios de tartarugas (*P. expansa*) e tracajás (*P. unifilis*) como estratégia de conservação *ex-situ*. A partir de 1990, para registrar uma criação em cativeiro,



os interessados deveriam se cadastrar junto ao IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis) para receber filhotes provenientes de tabuleiros com grande produção. O sistema de criação era, portanto, no formato de *ranching*, onde os filhotes para o plantel inicial vinham da natureza, e eram recriados e engordados para venda, sendo que , 10% do montante recebido deveria ser reservado para formação do plantel de reprodutores e matrizes. Uma vez que atingissem a idade reprodutiva, o ciclo tornava-se completo em cativeiro, e a criação passava a ser no sistema *farming*, com todas as produções futuras dos filhotes para criação, provenientes das matrizes e reprodutores dos quelonicultores (Andrade, 2008; IBAMA, 2019; Andrade *et al.*, 2021).

Os demais filhotes recebidos, eram recriados e engordados e, posteriormente, comercializados legalmente, com lacres e autorização do IBAMA diretamente ao consumidor ou para restaurantes ou mercados especializados para a . O peso mínimo para comercialização foi estabelecido como 1,5 kg de peso vivo, no entanto, os produtores ficavam mais tempo com os animais e comercializavam eles com maior peso (4-5 kg) aos 36 meses de cultivo (Andrade *et al.*, 2021).

Esse processo foi acompanhado desde o início, tanto pelo IBAMA quanto pela UFAM. E muitos produtores obtiveram sucesso, conseguindo a partir de seus plantéis reprodutores e matrizes, iniciarem a reprodução nas praias artificiais com aproximadamente 10 anos e 10 kg de peso vivo (Andrade, 2008; Garcez, 2009; Andrade *et al.*, 2021).

No começo era animador, à medida que a cada ano mais animais entravam na fase de reprodução, e mais filhotes nasciam e eram postos na cadeia de produção. No entanto, como passar dos anos sem a manutenção das praias artificiais, um problema começou a ser notado.

Ovos gorados eram cada vez mais comuns, ovos fungados também, a taxa de eclosão era cada vez menor, causando preocupação para os quelonicultores. Essas praias artificiais estavam começando a se degradar, devido ao alto custo de manutenção e logística, na maioria dos criadouros da zona metropolitana de Manaus, Iranduba e Manacapuru) (Andrade, 2008;

Andrade *et al.*, 2021. Com a erosão da praia, foi aumentando a quantidade de matéria orgânica, de vegetação, a praia foi ficando mais baixa e úmida, potencializando baixas taxas de eclosão, mesmo quando haviam muitos ninhos (Catique, 2009).

Como alternativa foi proposto uso de chocadeiras, nos moldes utilizados no Programa Pé-de-Pincha (Andrade *et al.*, 2016), onde era cercada uma parte mais alta da praia, e os ovos eram coletados e transplantados pra esse local com melhores condições à incubação. Essa alternativa conseguiu contornar parte do problema, porém, anos depois, mesmo com a utilização de chocadeiras, as baixas taxas de eclodibilidade ainda representam preocupação aos criadouros. Um outro sistema de incubação testado antes por Duarte *et al.*, (1998) foi o uso de incubadoras artificiais, onde foi possível, inclusive fazer o controle da temperatura de incubação.

Como forma de tentar minimizar as perdas, e ter novamente bons resultados de eclosão, faz-se necessário a elaboração de novas tecnologias e técnicas que visam não somente a eficiência na produção, bem como a viabilidade econômica da atividade, uma vez que altos gastos na manutenção de praias artificiais que atendam os requisitos desejados para desova e incubação de ovos são muito altos.

No presente estudo, buscamos avaliar a influência dos diferentes sistemas de incubação sobre a taxa de eclosão e desempenho dos filhotes de tartaruga (*Podocnemis expansa*) em cativeiro no Amazonas.

## **2. Objetivos**

### **2.1. Objetivo Geral:**

- Avaliar a influência de diferentes sistemas de incubação (natural, transferência e artificial) sobre o sucesso reprodutivo de tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) em cativeiro no Amazonas, Brasil.

### **2.2. Objetivos Específicos:**

- Quantificar os índices de eclodibilidade de ovos de tartarugas-da-Amazônia incubados em ninho natural, chocadeira (transferência) e incubadoras com temperaturas de 29°C, 30°C e 33°C;
- Quantificar a razão sexual de machos e fêmeas incubados em ninho natural, chocadeira e incubadoras com temperaturas de 29°C, 30°C e 33°C;
- Avaliar o desempenho (crescimento, ganho de peso e sobrevivência) de filhotes produzidos nos diferentes sistemas nos primeiros meses de vida;
- Analisar a eficiência de incubadoras com temperaturas de incubação de 29°, 30°C e 33°C;
- Analisar a viabilidade econômica dos sistemas de incubação com ninho natural, chocadeira e incubadoras com temperaturas de 29°C, 30°C e 33°C.

### 3. Revisão Bibliográfica

#### 3.1. História e biologia

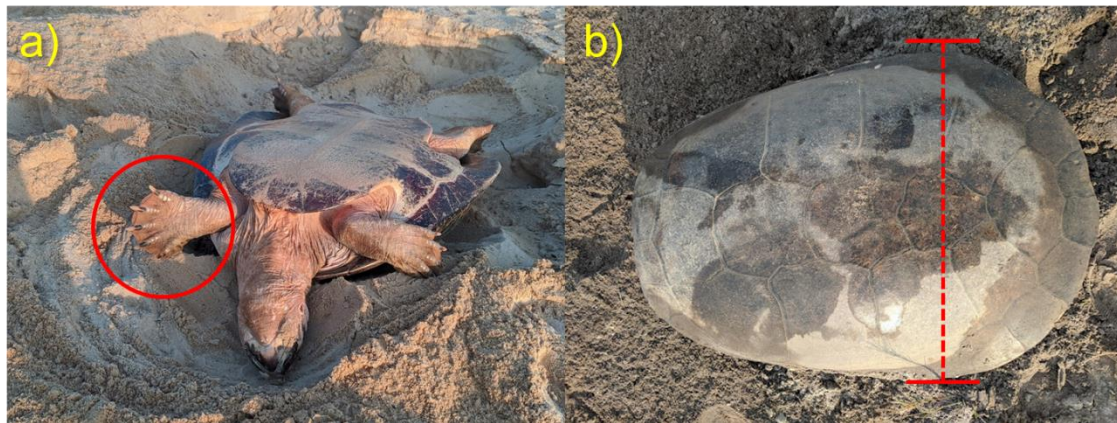
A tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) (figura 1) pertence ao reino Animalia, filo Chordata, subfilo Vertebrata, superclasse Tetrapoda, classe Reptilia, subclasse Anapsida e ordem Chelonia. Dentro da ordem dos quelônios, pertence à subordem Pleurodira, que são as espécies que retraem a cabeça e o pescoço lateralmente e se colocam sob a margem da carapaça, além de possuírem a pelve unida ao plastrão. Por fim, pertence à família Podocnemidae (Almeida, 2007).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 1 – Tartaruga-da-Amazônia, *Podocnemis expansa*.

Seu nome deriva do grego antigo “*podos*”, que significa “pé”, devido as garras nas patas. E “*knemis*”, originário de “greva”, antigo componentes de armaduras antigas que cobriam a perna, em razão das grandes escamas presentes no animal. “Expansa” devido a expansão de sua carapaça (figura 2).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 2 – a) Patas com unhas; b) Expansão na carapaça da tartaruga-da-Amazônia.

É o maior quelônio da América do Sul, atingindo em média 80 cm de comprimento de carapaça, 60 cm de largura de carapaça e peso médio de 60 kg. Todavia, há indivíduos que chegam a 1 m de comprimento de carapaça. A cabeça é marrom acinzentada e apresenta manchas amarelas nos animais jovens. Essas manchas ocorrem nos escudos interparietais, um em cada lado da cabeça, e desaparecem nas fêmeas ou desbotam e escurecem nos machos com a idade. As mandíbulas são marrons claro e o queixo é amarelo, com a presença de duas barbelas. O pescoço é acinzentado dorsalmente e amarelo ventralmente, com pequenas escamas arredondadas ou tubérculos na sua superfície dorsal. As patas são cobertas com pele rugosa e possuem cinco garras firmes e resistentes nas patas dianteiras e quatro garras nas patas traseiras. Os membros são acinzentados, com duas ou três escamas mais largas ocorrendo na margem posterior das patas traseiras. A carapaça é baixa e tectiforme em filhotes e jovens e fortemente aplainada em adultos, com coloração marrom acinzentado para preto. O plastrão é cinza claro em filhotes, com alguns pigmentos escuros em recém nascidos. A carapaça é formada por 48 ossos e 37 placas córneas epidérmicas e o plastrão é composto por nove ossos e 13 placas córneas epidérmicas (Ernst & Barbour, 1989; Pritchard & Trebbau, 1984; Reva *et al.*, 1989).

### 3.2. Dimorfismo

A tartaruga-da-Amazônia, apresenta dimorfismo sexual, as fêmeas são maiores, podendo atingir 82 cm de comprimento e 60 kg. Além do tamanho, há outras diferenças, as fêmeas possuem cauda menor e no plastrão, a placa anal tem fenda em forma de “V” enquanto que nos machos tem formato de “U”, os machos apresentam pintas amarelas na cabeça e não as perdem na fase adulta, já as fêmeas não apresentam essas pintas na fase adulta (figura 3) (Pritchard, 1979; Pritchard & Trebbau, 1984; Ernst & Barbour, 1989; Vogt, 2008).

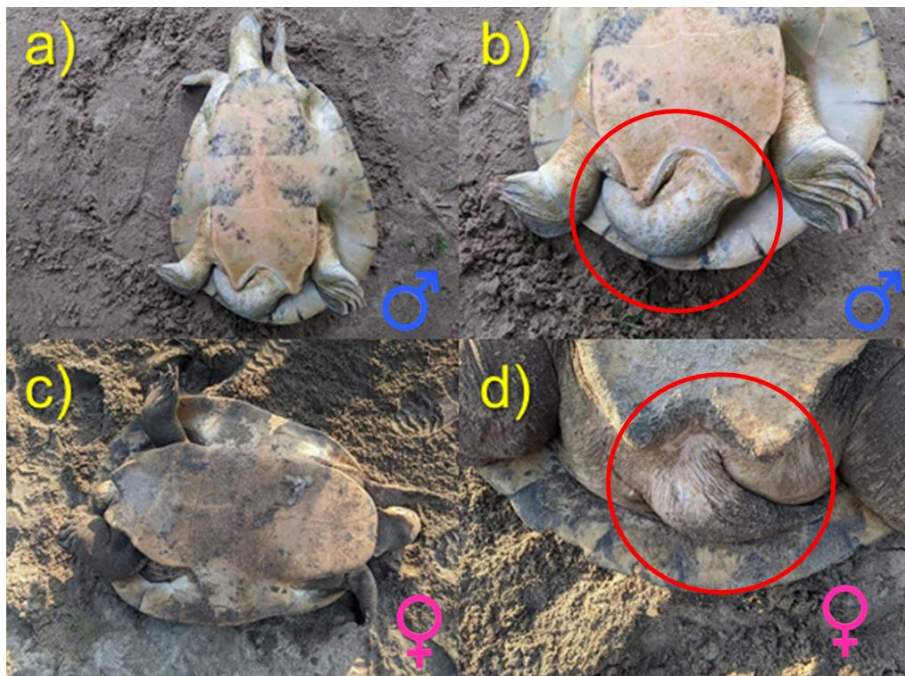


Figura 3 - a) Macho de tartaruga; b) cauda maior e abertura em "U" do macho; c) fêmea de tartaruga; d) cauda menor e abertura em "V" da fêmea.

Nos animais adultos, os machos são menores e mais leves, e as fêmeas adultas são maiores e mais pesadas. A cauda é diferente, nas fêmeas são delgadas e menores proporcionalmente ao tamanho do animal, enquanto que nos machos, a cauda é mais grossa, e maior proporcionalmente, essa adaptação proporciona a cópula, na época de reprodução.

Nos filhotes, há presença de pintas amarelas na cabeça, quanto adultos, somente os machos permanecem com as pintas, as fêmeas perdem-nas (figura 4).

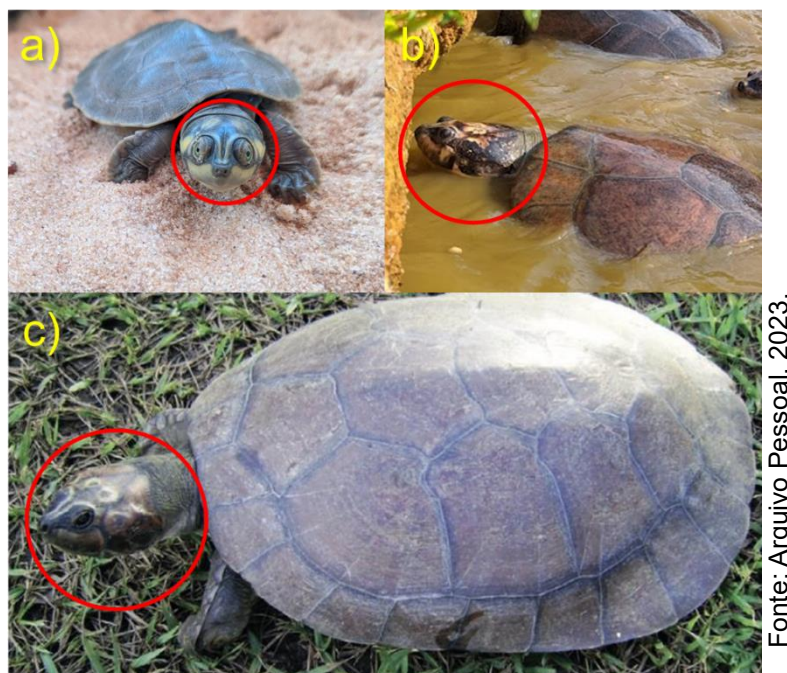


Figura 4 - a) Filhote de tartaruga com pintas amarelas na cabeça; b) Fêmea adulta sem o padrão de pintas amarelas; c) Macho adulto, ainda com o padrão de pintas amarelas na cabeça.

### 3.3. Distribuição da espécie

Distribuídas apenas no hemisfério sul (figura 5), com todas espécies da família, ocorrem nos rios das Bacias Amazônica e do Orinoco, na Colômbia, Venezuela, Guiana, leste do Equador, nordeste do Peru, norte da Bolívia e norte e centro-oeste do Brasil (Iverson, 1992), habitando estes grandes rios e seus tributários de águas claras ou escuras, além de lagoas e lagos adjacentes a estes rios (Ernst & Barbour, 1989). No Brasil esta espécie habita rios e lagos dos Estados do Acre, Pará, Amazonas, Tocantins, Rondônia, Roraima, Amapá, Mato Grosso e Goiás (IBAMA, 2019).

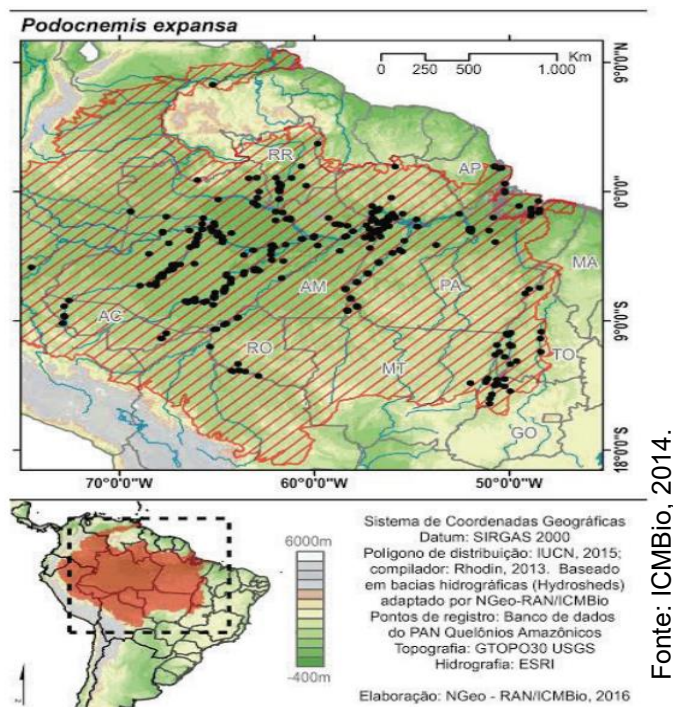


Figura 5 - Mapa de distribuição de tartaruga-da-Amazônia.

### 3.4. Reprodução em natureza

A reprodução dos quelônios é por meio de ovos, que são depositados em ninhos cavados nos mais diferentes tipos de substrato. A determinação do sexo pode ser genética (genotypic sex determination – GSD) em algumas espécies que possuem cromossomos com dimorfismo sexual, caso das espécies da família Chelidae, ou pela temperatura de incubação (temperature-dependent sex determination – TSD), durante o desenvolvimento embrionário (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, 2016).

O cruzamento ocorre dentro da água. É fácil observar esse movimento nas águas mais ou menos paradas, próximo às margens dos grandes rios. Macho e fêmea passam horas juntos, vindo frequentemente à tona ora o macho ora a fêmea ou os dois juntos. O acasalamento ocorre particularmente nos meses de maio e junho (Andrade, 2008, 2012; Vogt, 2008).

A desova é única, anual e sempre na mesma área, no início do verão. Naturalmente a subida à praia, sempre é pela parte da noite, onde os animais,



nunca sozinhos, sobem para desovar, retornando ao rio lentamente, devido ao esforço despendido. Desovam em média 100 ovos, mas podem botar até 150 - 200 ovos (Luz & Reis, 2005; Andrade, 2008). Fêmea de tartaruga (figura 6) fechando o ninho, após desovar no Tabuleiro Walter Buri, município de Itamarati, Amazonas.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 6 - Tartaruga-da-Amazônia desovando em Tabuleiro Walter Buri, Itamarati (AM).

### **3.5. Desova e Incubação: Desenvolvimento embrionário e sexo do filhote**

O período de incubação é de aproximadamente 45 dias, os filhotes permanecem no ninho até completarem de 60 a 90 dias ou a absorverem o vitelo, localizada no plastrão, posteriormente o umbigo (Pádua & Alho, 1982; Reader, 2003; Vogt, 2008; Oliveira *et al.*, 2021). Esse tempo no entanto depende principalmente da temperatura de incubação, temperaturas mais elevadas, reduzem o tempo de incubação, enquanto que temperaturas mais baixas, retardam esse período. Uma tartaruga-da-Amazônia (figura 7) após 60 dias de incubação eclode, rompendo a casca do ovo.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 7 - Eclosão de filhote de tartaruga (*Podocnemis expansa*).

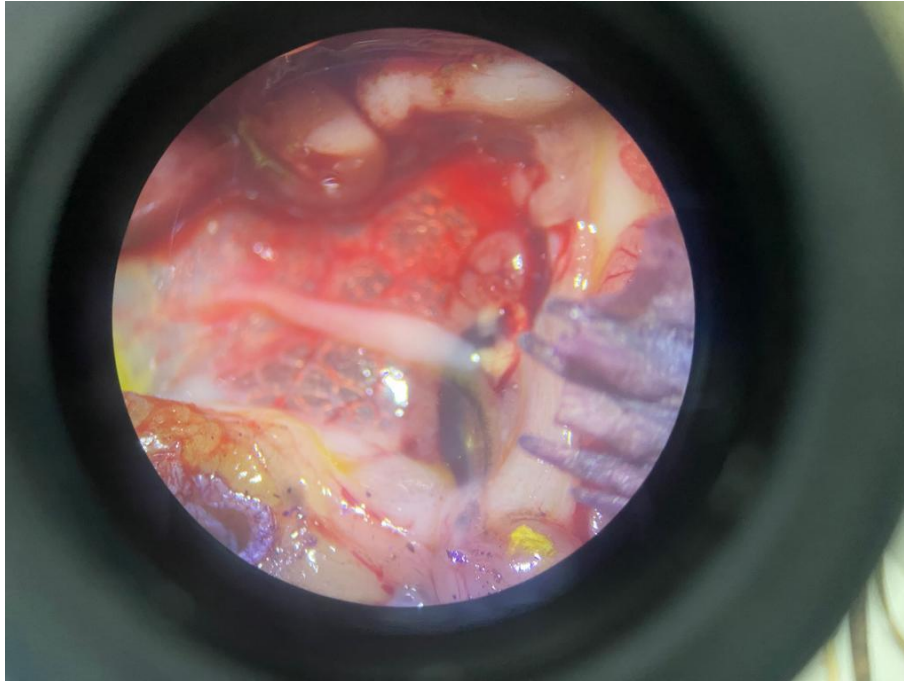
A profundidade dos ninhos (figura 8) tem em média 54 centímetros, podendo oscilar entre 83 centímetros e 44 centímetros. Há fatores que influem sobre a profundidade, como o tamanho das matrizes (há uma tendência de que quanto maior a matriz, mais fundo o ninho) e o terreno de desova, em locais com areia com uma granulometria menor, o processo de cavar o ninho tende a ser mais desgastante, devido a areia cair de volta para o ninho conforme a tartaruga cava, e por conseguinte, os ninhos tendem a serem mais rasos, mesmo os de tartarugas grandes (Andrade, 2008; Garcez, 2009, Catique, 2011; Oliveira *et al.*, 2021).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 8 - Profundidade de ninho de *Podocnemis expansa*.

Quanto maiores as temperaturas, mais rápida a incubação podendo ser em 41 dias. O sexo dos animais, em temperaturas mais elevadas no segundo terço da incubação proporcionam maior nascimento de fêmeas, enquanto que temperaturas baixas, mais machos. A sexagem pode ser feita pelo dimorfismo a partir do sexto mês de vida, ou por meio de abate de uma quantidade amostral, dos filhotes, fazendo avaliação visual das gônadas (Andrade, 2015) com auxílio de lupa (figura 9) ou por meio da histologia gonodal (Malvasio *et al.*, 2012), que é a mais recomendada, uma vez que a visual depende do avaliador, quanto maior a experiência do mesmo, maiores as taxas de acerto, na histologia, a taxa de acerto é 100% (Valenzuela, 2001; Reader, 2003; Vogt, 2008; Lopes, 2021).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 9 - Visualização de gônada de filhote de *Podocnemis expansa* em lupa.

### 3.6. Criação comercial de quelônios

Em 03 de janeiro de 1967, foi instaurada a Lei de Proteção à Fauna, Lei Nº 5.197, que proibiu a captura e comércio de animais silvestres no Brasil. E mesmo reduzindo a pressão humana, ainda havia grande demanda pela carne e ovos (Andrade, 2008; Brasil, 1967). Demanda essa, que começou a ser suprida pelo comércio ilegal.

Em uma tentativa de atender essa demanda com produtos de origem legalizada, o antigo IBDF (Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal) estabelece, a partir de 1987, as primeiras normatizações para a regulamentação de criatórios de tartarugas (*Podocnemis expansa*) e tracajás (*Podocnemis unifilis*) como estratégia de conservação *ex-situ*. A partir de 1990, para registrar uma criação em cativeiro, os interessados deveriam se cadastrar junto ao IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis) para receber filhotes provenientes de tabuleiros com grande produção (Oliveira *et al.*, 2021).

O sistema de criação era, portanto, no formato de ranching, onde os filhotes para o plantel inicial vinham da natureza, e eram recriados e engordados para venda, sendo que , 10% do montante recebido deveria ser reservado para formação do plantel de reprodutores e matrizes. Uma vez que atingissem a idade reprodutiva, o ciclo tornava-se completo em cativeiro, e a criação passava a ser no sistema farming, com todas as produções futuras dos filhotes para criação, provenientes das matrizes e reprodutores dos quelonicultores (Andrade, 2008; IBAMA, 2019; Andrade *et al.*, 2021).

Os demais filhotes recebidos, eram recriados e engordados e, posteriormente, comercializados legalmente, com lacres e autorização do IBAMA diretamente ao consumidor ou para restaurantes ou mercados especializados. O peso mínimo para comercialização foi estabelecido como 1,5 kg de peso vivo, no entanto, os produtores ficavam mais tempo com os animais e comercializavam eles com maior peso (4,0 à 5,0 kg) aos 36 meses de cultivo (Andrade *et al.*, 2021; Oliveira *et al.*, 2021).

Esse processo foi acompanhado desde o início, tanto pelo IBAMA quanto pela UFAM. E muitos produtores obtiveram sucesso, conseguindo a partir de seus plantéis reprodutores e matrizes, iniciarem a reprodução nas praias artificiais com aproximadamente 10 anos e 10 kg de peso vivo (Andrade, 2008; Garcez, 2009; Andrade *et al.*, 2021).

No começo era animador, à medida que a cada ano mais animais entravam na fase de reprodução, e mais filhotes nasciam e eram postos na cadeia de produção. No entanto, como passar dos anos sem a manutenção das praias artificiais, um problema começou a ser notado.

Ovos gorados eram cada vez mais comuns, ovos fungados também, a taxa de eclosão era cada vez menor, causando preocupação para os quelonicultores. Essas praias artificiais estavam começando a se degradar, devido ao alto custo de manutenção e logística, na maioria dos criadouros da zona metropolitana de Manaus, Iranduba e Manacapuru) (Andrade, 2008; Andrade *et al.*, 2021). Com a erosão da praia, foi aumentando a quantidade de matéria orgânica, de vegetação, ela foi ficando mais baixa e úmida,

potencializando baixas taxas de eclosão, mesmo quando haviam muitos ninhos (Catique, 2011).

Como alternativa foi proposto uso de chocadeiras, nos moldes utilizados no Programa Pé-de-Pincha (Andrade *et al.*, 2015), consiste em cercar uma parte mais alta da praia, coletar os ovos e transportá-los pra esse local com melhores condições à incubação. Essa alternativa conseguiu contornar parte do problema, porém, anos depois, mesmo com a utilização de chocadeiras, as baixas taxas de eclodibilidade ainda representam preocupação aos criadouros.

### **3.7. Reprodução em cativeiro**

Os tanques ou represas em que ficam matrizes e reprodutores devem ter constante renovação de água, ser limpos sem tocos ou vegetação, que dificulte a locomoção, e com profundidade média de 2 m. Ainda não se sabe a razão sexual mais adequada para a reprodução em cativeiro. A proporção de machos e fêmeas adultos também é variável na natureza, não podendo servir como indicativo. Contudo, sabe-se que uma fêmea de tartaruga pode ser coberta por vários machos, podendo apresentar ninhadas com filhotes de diferentes pais. Portanto, sugere-se uma proporção de reprodutores e matrizes que varie de 1 macho:1 fêmea até 1 macho:5 fêmeas. (Andrade, 2008).

Em cativeiro, as praias artificiais para tartarugas devem ser feitas com areia grossa ou média, ser colocadas à margem dos tanques e barragens, ou ao centro, em forma de ilha (mais difícil manutenção e reposição da areia perdida pela movimentação da água e dos animais). A altura mínima deverá ser de um metro acima do nível da água, entretanto, é preciso verificar até que altura a água do tanque infiltra na areia. Deve haver uma faixa mínima de 30 cm isolando a areia úmida do tabuleiro, separando-a do fundo do ninho. No caso da tartaruga, deve haver 1 m<sup>2</sup> de praia para cada matriz em reprodução. No caso de tracajás, podemos trabalhar a densidade de 5 matrizes/m<sup>2</sup> de praia (Andrade, 2008). Duas matrizes de *Podocnemis expansa* desovando (figura 10) em criadouro comercial.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 10 - Tartarugas desovando em criadouro comercial.

Em cativeiro, Garcez, (2009), verificou que a taxa de eclosão é de 46,5%, muito baixo comparado as taxas de eclosão em praias naturais. Andrade, (2008), em trabalho com incubadora artificial compostas de caixas de isopor de 170L, como aquecimento interno, obteve no melhor tratamento,  $75,91 \pm 34,28\%$  de eclosão.

### 3.8. Consumo, tráfico e comercialização de quelônios

Pantoja-Lima *et al.* (2014) quantificaram o comércio ilegal de quelônios (*Podocnemis spp.*) no Rio Purus e o efeito na economia local. Os autores estimam que cerca de 34 toneladas de quelônios (*Podocnemis spp.*) são consumidas anualmente no município de Tapauá (AM) e região. Relacionaram também cinco componentes de cadeia de comercialização ilegal: 1) Indígenas Apurinã; 2) residentes de vilarejos vizinhos (comunidades); 3) contrabandistas locais que compram e vendem quelônios para a comunidade em troca de produtos manufaturados; 4) contrabandistas regionais compram em Tapauá (AM), Lábrea (AM) e Beruri (AM) para vender em Manaus (AM) e Manacapuru (AM); 5) pescadores profissionais. Evidenciando que há necessidade de projetos que visem planos de gestão de quelônios e que tais projetos envolvam opiniões de consumidores, afim de chegarem em forma eficientes de conservação.

Pela primeira vez na história, a população urbana supera a rural, impulsionada principalmente pela migração rural-urbana. Nesse contexto, Chaves *et al.* (2021) investigaram o impacto dessa transição, juntamente com a urbanização e mudanças geracionais, no consumo de quelônios na Amazônia em 10 áreas urbanas. Observaram uma demanda alarmante por carne de animais silvestres, estimando que cerca de 1,7 milhão de tartarugas são consumidas anualmente no Amazonas. Notavelmente, o consumo diminuiu em áreas urbanas maiores e entre gerações. Além disso, os migrantes rurais-urbanos, quanto mais tempo vivem nas cidades, reduzem suas taxas de consumo. Esses resultados destacam que o consumo de quelônios está ligado a tradições rurais, declinando com a urbanização e o tempo após a migração, no entanto, ainda sendo alto.

Luiselli *et al.* (2016) acusa uma comercialização de cerca de 2 milhões de indivíduos selvagens de 48 das 335 espécies de tartarugas e cágados em todo o mundo, de 1990 à 2010. A maioria dos exemplares comercializados pertencia às famílias Testudinidae, Geoemydidae, Emydidae e Trionychidae (cerca de 93% do comércio). O comércio de indivíduos selvagens atingiu seu pico no início dos anos 2000, com esse padrão sendo mais pronunciado na região asiática. Após os anos de 2003 a 2005, houve uma redução substancial no número de exportações de indivíduos selvagens da região asiática, com um notável aumento nos números de exportação da região Neártica. Foram identificados 107 países exportadores, com Malásia, Estados Unidos e Indonésia sendo os mais importantes no comércio (cada um responsável por mais de 20% do comércio). No geral, foram 66 países importadores, sendo os mais importantes os Estados Unidos (17%), China (15%) e Hong Kong (12%). Para chegar em todos esses resultados, Luiselli *et al.* (2016) utilizaram o conjunto de dados da CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora) de 2016.



#### 4. Justificativa

A tartaruga-da-Amazônia é a espécie mais produzida e comercializada dentre os quelônios amazônicos. Todavia, há poucos estudos abordando sua eficiência reprodutiva bem como de outros quelônios, em cativeiro (Andrade, 2008; Andrade *et al.*, 2021).

Manter as praias nas condições ideais para desova e incubação se torna caro com o passar do tempo, à medida que o nível de areia tende a baixar, caso não haja constante manutenção, ficando baixas, úmidas e com alta quantidade de matéria orgânica, diminuindo assim a eficiência reprodutiva, pois, a taxa de eclosão se torna baixa, diminuindo a quantidade de filhotes, implicando em menor quantidade de animais para comercialização no final do ciclo.

Catique, (2011), verificou a influência do substrato na incubação, e verificou que as condições das praias artificiais dos criadouros são inferiores às naturais, o que justifica os menores índices de eclosão.

Em natureza as taxas de eclosão são entorno de 80%, enquanto que a média dos criadouros é de apenas 46,5%, essa baixa eclodibilidade é decorrente das praias artificiais que não atendem as condições ideais (Andrade, 2008; Garcez, 2009; Catique, 2011).

Como forma de contornar essa problemática, se faz necessidade de tal estudo que visa melhorar os índices de eclosão, aumentando assim, os filhotes por ano e ainda melhorar o desempenho. Pois, temperaturas mais elevadas além de proporcionarem maior nascimento de fêmeas (maiores), aceleram o desenvolvimento embrionário e ainda potencializam maior crescimento (Souza & Vogt, 1994; Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, 2016).

Com o uso de incubadoras e de substratos como a vermiculita foi possível obter melhores índices de incubação, similares aos dos ninhos naturais, sendo portanto, importante que mais experimentos com incubadoras artificiais sejam realizados (Andrade, 2008).

## 5. Materiais e Métodos

### 5.1. Local do experimento

O experimento está sendo realizado na Fazenda Bicho do Rio (W03°11'12" S60°17'42") (figura 12) ramal Bela Vista, Km 26 da AM-070, município de Iranduba – AM (figura 11).



Figura 11 - Mapa mostrando a localização do município de Iranduba no estado do Amazonas e em território brasileiro e as áreas do local de experimento.



Figura 12 - Vista aérea da Fazenda Bicho do Rio.

O tanque (figura 13) contendo matrizes e reprodutores possui 3.866m<sup>2</sup> (0,39 hectare de espelho d'água). A praia artificial (figura 14) de desova tem aproximadamente 1.855m<sup>2</sup> (0,18 hectare), e encontra-se em avançado grau de degradação, sendo baixa em relação ao nível da água, com grande acúmulo umidade e matéria orgânica e vegetação rasteira. Além da praia artificial, temos uma “Chocadeira” (figura 15) (área cercada protegida na própria praia) com 6m de largura por 12m de comprimento (72m<sup>2</sup> ou 0,01 hectare), localizada em uma parte mais alta da praia, cercada por folhas de alumínio, com 0,5m de altura. Embora as condições sejam melhores que a da praia, apresenta também elevado nível e matéria orgânica.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 13 - Tanque de reprodutores e praia da Fazenda Bicho do Rio.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 14 - Praia artificial das matrizes da Fazenda Bicho do Rio.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 15 - Chocadeira da Fazenda Bicho do Rio.

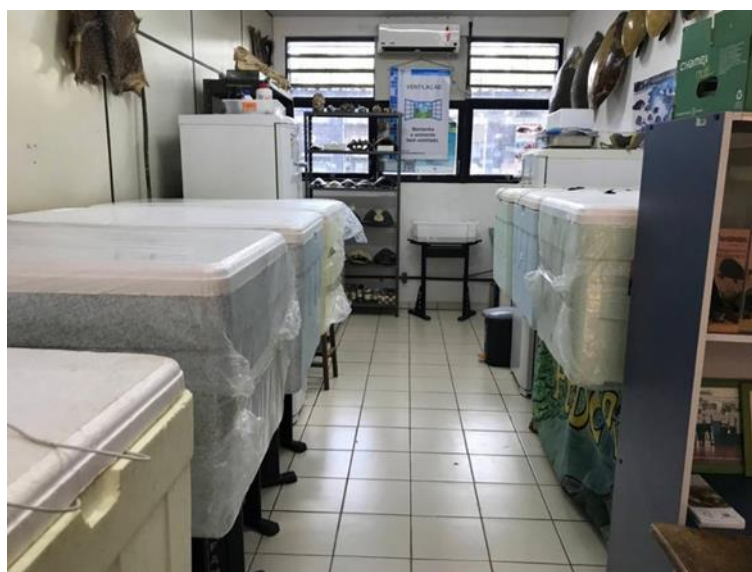
A sala onde ficaram as incubadoras (figura 16) no ano de 2021, fica localizada na sede fazenda, contendo 3m de largura e 4m de comprimento, totalizando 12m<sup>2</sup>, foram alocadas 3 incubadoras, cada uma possuía 3 compartimentos internos.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 16 – Sala com incubadoras.

Para o ano de 2023, devido ao reduzido espaço da sala destinada às incubadoras na sede da fazenda e as constantes quedas de energia, optamos por montar o experimento das incubadoras em um ambiente mais controlado. Dessa forma, montamos 9 incubadoras no Laboratório de Animais Silvestres (LAS) (figura 17), localizado no Bloco Z da Faculdade de Ciências Agrárias (FCA) (W03°6'2.545", S59°58'36.692") da Universidade Federal do Amazonas (UFAM).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2022.

Figura 17 - Incubadoras sendo montadas no Laboratório de Animais Silvestres, UFAM.

Em 2022, não houve ninhos suficientes para o desenvolvimento do experimento, havendo a necessidade de prorrogar a coleta de campo até dezembro de 2023.

## 5.2. Metodologia do experimento

Durante a estação reprodutiva, nos anos de 2021 a 2023, a partir de final de agosto até dezembro, foram monitorados os tanques e praias de reprodução de quelônios no criatório Fazenda Bicho do Rio. Sendo desenvolvidas as seguintes atividades, de acordo com cada sistema de incubação avaliado:

### 5.3. Ninho Natural

Toda manhã, às 06h, eram feitas caminhadas ao redor da barragem de reprodutores e na praia artificial visando localizar os ninhos de tartaruga-da-Amazônia. Quando localizados, se possível identificar as pegadas da mãe, era realizada medição do “rastro” (pegadas) do tamanho da pata e da distância entre patas. Os ninhos eram abertos, mensurada a profundidade do primeiro ovo e a largura do ninho, retirados os primeiros 5 ovos para biometria, que consiste em medição do tamanho com um paquímetro (figura 18) e pesagem com balança digital de até 200g (figura 19). Uma vez realizada a biometria, foi colocado um datalogger individual (HOBO TidbiTv2 On Set©) (figura 20) em cada ninho, totalizando 3 aparelhos, para coleta de temperatura interna do mesmo. Retornávamos os ovos ao ninho e fechávamos a cova. Em cada ninho foi colocado um piquete com o número da cova, espécie e data da desova, e também foi feita uma cerca de madeira para impedir o ataque de predadores ou que os ovos fossem desenterrados por outras fêmeas. A contagem da quantidade total dos ovos foi realizada somente após a eclosão, por meio da estimativa pela somatória do número total de filhotes, cascas e ovos gorados, fungados e inférteis (ovos inviáveis) (Andrade *et al.*, 2016).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 18 - Biometria dos ovos: medição.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 19 – Biometria dos ovos: pesagem.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 20 - a) Datalogger; b) colocação do aparelho no ninho; c) fechamento do ninho com datalogger.



A área com os ninhos naturais foi marcada e cercada para que não houvesse predação dos ovos nem filhotes, em como a fugas dos mesmos caso subissem a superfície antes a abertura os ninhos. A abertura de cada ninho foi realizada após dois meses de incubação. Cada ninho foi identificado com placas, contendo o número do ninho, espécie do quelônio e data prevista da eclosão.

#### **5.4. Chocadeira**

Os ninhos colocados mais próximos das margens, da vegetação ou que estivessem em áreas com provável sobreposição de desovas, foram transferidos para a “chocadeira” localizada em um cercado na parte mais alta da praia de postura e que possuía uma camada há mais de areia com cerca de 50 cm acima do piso/substrato da praia (figura 21).

Os ovos foram coletados dos ninhos na praia nas primeiras horas da manhã, sendo mensuradas as características relacionadas ao ninho: tamanho da pata e entre patas das mães, quando possível identificação; profundidade do primeiro ovo; largura do ninho; profundidade total do ninho; contagem dos ovos; distância da água e distância da vegetação. Foi realizada a biometria em 5 ovos de cada ninho. Os ovos eram postos em isopor de 24, 5 litros, forrados com areia para evitar rolagem, e levados até a chocadeira, localizada ainda na praia artificial. Seguindo a metodologia aplicada no Programa Pé-de-Pincha (Andrade, 2012; Andrade *et al.*, 2016; Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, 2016) com distância de 50 cm entre cada ninho transplantado e entre fileiras, de forma a haver um espaço para circular entre as fileiras de ninhos e as paredes da cerca da chocadeira. Foi feita uma abertura com 50-60 cm de profundidade (profundidade média baseada nos ninhos naturais do criatório) com uma câmara com largura suficiente para armazenar todos os ovos, sendo o ninho em formato de bota.

Houve adaptação da metodologia para a formação das covas dos ninhos transplantados. Ao invés de ser transplantado todos os ovos de um ninho para

um único ninho artificial , foi adotado a metodologia aplicada em campo pelo Programa Pé-de-Pincha (Andrade *et al.*, 2016) e testada por Monteiro (2014), que consiste na divisão de ninhos com até 100 ovos, em dois ninhos artificiais com 50cm de profundidade cada, e em ninhos com mais de 100 ovos, são divididos em três ninhos com 50cm de profundidade, visando obter os melhores índices de eclodibilidade. Em uma subdivisão de cada ninho, foi posto um datalogger individual, totalizando três aparelhos. Para os ninhos na chocadeira, como estavam próximos, utilizamos um datalogger de 4 canais com cabos e sensores para cada ninho (HOBO U2 Out Door 4 ext channels©).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 21 – Ninhos transferidos para chocadeira.

Cada ninho foi identificado com placas (figura 21), onde continham informações do número do ninho, espécie do quelônio, quantidade de ovos e data prevista da eclosão (dois meses após a postura).

### **5.5. Incubadoras:**

Para construção (figura 23) das incubadoras artificiais artesanais foram utilizadas, inicialmente em 2021, três (3) caixas de isopor de 170 litros cada, montadas com aquecimento interno automático (termostato) (figura 22). Sendo

necessário em cada incubadora 2 lâmpadas incandescentes de 5W, 2 bocais, 1 termostato digital (W1209 Arduino com fonte 12v), 1 termo-higrômetro digital (Inconterm modelo 7666.02.0.00©), 2 divisórias internas de PVC, 1 recipiente com água (placa de Petri 200 ml), 12L de vermiculita, 3m de fio elétrico. Sendo compartilhado entre as três incubadoras, 1 aspersor de água, 1 estabilizador elétrico, 1 extensão elétrica (Andrade, 2008).



Figura 22 – Termostato W1209 Arduino com fonte 12v.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 23 - Técnico do LAS (Laboratório de Animais Silvestres) demonstrando montagem de incubadora.

Para a montagem de cada incubadora (figura 23), gastou-se cerca de 2 horas, envolvendo as fases de instalação e teste. Inicialmente, instalou-se as lâmpadas, o termostato digital, a divisória interna de PVC, seguido do teste de funcionamento e identificação das incubadoras. Após a instalação e teste, colocou-se 2L de vermiculita em cada subdivisão, 6L por incubadora, após colocação dos ovos, foi posto a mesma quantidade de vermiculita, totalizando 12L por incubadora. Vista interna de uma incubadora artificial (figura 24).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 24 – Vista interna de incubadora.

Os ovos para as incubadoras também foram coletados na praia do criatório Bicho do Rio, sendo identificado o ninho na praia, e feitas as medições do rastro da mãe (sempre que possível era feito medição da pata e entre patas da mãe), profundidade do 1º ovo, largura do ninho e profundidade do ninho, distância da água e da vegetação de cada ninho. Os ninhos foram abertos pela manhã e os ovos foram postos em caixas de isopor de 24,5 litros (figura 25), forrados com areia para evitar rolagem, postos com cuidado e levados até a sala com incubadoras na sede da fazenda.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 25 – Caixa térmica de transporte de ovos.

Cada incubadora de cada tratamento recebeu 90 ovos, divididos em três repetições sendo 30 ovos em cada. Os ninhos foram separados em lotes de 30 ovos, e distribuídos nos três tratamentos (29°C, 30°C e 33°C) (figura 26), foram utilizados 3 ninhos diferentes, ao total, 270 ovos. Em cada repetição, foi feita a biometria de 5 ovos.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2023.

Figura 26 – Incubadora com ovos de tartaruga-da-Amazônia

No monitoramento da incubação dos ovos registrou-se a temperatura e umidade relativa interna (incubadora) e externa (sala) em 3 horários (6h00, 12h00 e 18h00). Às 12h00 e às 18h00 era feito a aspersão de água no substrato a fim de manter a umidade relativa sempre alta em cada caixa incubadora (figura 27).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 27 – Sala de incubação da Fazenda Bicho do Rio

No ano de 2023, foram montadas nove (9) incubadoras artesanais, sendo três incubadoras para cada tratamento de incubação artificial (29°C, 30°C e 33°C). Em cada incubadora, haviam 30 ovos, sendo um ninhos separado de forma a estar nas três temperaturas possíveis.

### **5.6. Eclosão, Biometria e Marcação de filhotes**

Após dois meses, na data estipulada, os ninhos naturais e da chocadeira foram abertos para checar se os filhotes já haviam eclodido. Em caso de atrasos na eclosão, era feito o fechamento novamente do ninho, e realizado o monitoramento todos os dias, a fim de verificar o surgimento de um afundamento na “tampa” do ninho, que indicaria que os filhotes já haviam nascido e estavam aptos para serem retirados do ninho. Nas incubadoras, como era feita a abertura das mesmas diariamente para aspersão de água, foi possível observar a eclosão dos filhotes, e assim que o “umbigo” destes estava cicatrizado (porção externa do vitelo totalmente absorvido), estes filhotes eram retirados das incubadoras e estavam aptos para transferência ao berçário (figura 28).



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 28 – Eclosão de filhote.

Foi feita a biometria de 5 filhotes de cada repetição. Foram registradas as seguintes medidas retilíneas por filhote: comprimento e largura da carapaça, comprimento e largura do plastrão, altura da carapaça e peso do filhote. Para tal, foi utilizado um paquímetro de 150 mm (Vonder) e uma balança digital de 200g de capacidade (Kern©, precisão de 1 g). Biometria de filhotes (figura 29).

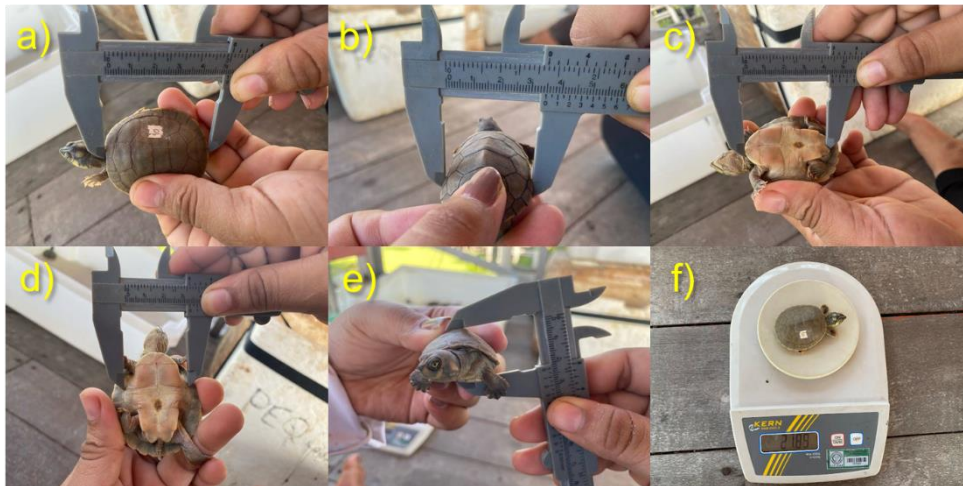


Figura 29 – a) comprimento da carapaça; b) largura da carapaça; c) comprimento do plastrão; d) largura do plastrão; e) altura do filhote; f) peso do filhote.

Após biometria, foi realizada a marcação dos filhotes com picos nos escudos laterais da carapaça, para posterior identificação visto que seriam alocados em um mesmo berçário, recebendo o mesmo tratamento e alimentação, diferindo apenas no método para incubação. Cada repetição recebeu uma marcação diferente (figura 30). Essa marcação foi feita com auxílio de cortadores de unhas. Sendo pouco invasiva e cortando apenas as bordas da carapaça. Entre um filhote e outro foi feita a assepsia do material utilizando álcool a 70%. Este tipo de marcação é o que preconiza a IN IBAMA N.07/2015 e a Resolução CEMAAM N.26/2017, para os filhotes em substituição ao uso de microchips ou transponders que são muito mais invasivos e caros.



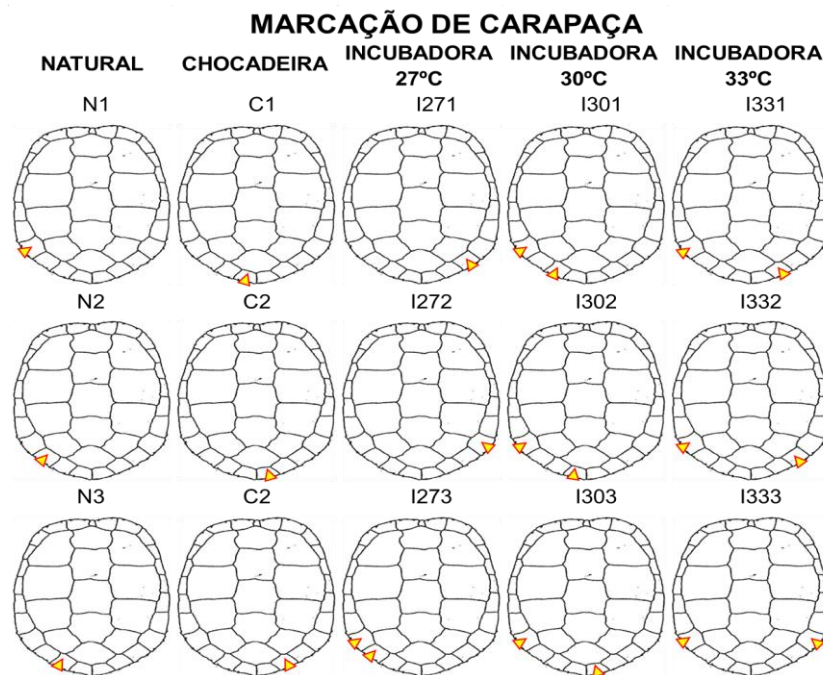


Figura 30 – Marcação da carapaça dos filhotes.

### 5.7. Testes físicos de filhotes

Os filhotes de cada tratamento, devidamente identificados com a marca do ninho foram submetidos a três testes de habilidade locomotora e velocidade: tempo de virada (righting response), natação (swimming performance) e corrida (crawling speed). Os testes foram baseados nos testes de performance locomotora aplicados por Andrade *et al.*, (2016). Foram realizados testes físicos visando avaliar os filhotes. São três provas: natação, corrida e viragem. Cada filhote recebia um número com pincel permanente, para que fossem vinculados seus dados de biometria aos resultados dos testes. Eram feitos logo após a biometria e marcação dos filhotes.

Para natação (figura 31), foram colocados em uma caixa de isopor com 60cm de comprimento e 40cm de largura, com 20cm de profundidade com água, os filhotes eram postos em uma extremidade da caixa, e o tempo era contado assim que soltos, parando o cronômetro quando o filhote alcançasse a outra extremidade.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 31 – Teste físico: natação.

Corrida (figura 32), foi delimitado um local plano, feito paredes formando um corredor de 30cm de largura e 2m de comprimento, eram postos os 5 filhotes de cada repetição de uma vez só, e cronometrado o tempo até o final do percurso por cada filhote.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 32 – Teste físico: corrida.

Viragem (figura 33), postos em pares, com o plastrão para cima, sobre uma superfície plana, era cronometrado o tempo que cada animal levava para retornar à posição com plastrão para baixo.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 33 – Teste físico: viragem.

### 5.8. Biometria das matrizes

Antes de cada estação reprodutiva foi realizada a biometria amostral das matrizes e reprodutores do tanque de reprodução do criatório Bicho do Rio (maio de 2021 e 2023). A biometria foi realizada com o uso de paquímetro de precisão (Haglofer 80 cm) e balança do tipo Pesola® para animais até 10 kg e balança de mola tipo dinamômetro com capacidade até 50 kg. Foram tomadas medidas do comprimento e largura retilínea da carapaça (CRC e LRC), comprimento e largura do plastrão (CP e LP), altura da carapaça (AC), peso e também foi feita a estimativa de idade pela contagem dos anéis de crescimento nos escudos da carapaça do comprimento da carapaça (CRC), da largura da carapaça (LRC), do comprimento do plastrão (CP), da largura do plastrão (LP) e da altura da carapaça (AC) segundo *Andrade et al.*, (2016). A sexagem foi feita observando a cauda e abertura na parte inferior do plastrão.

### 5.9. Sexagem de filhotes

Foram escolhidos ao acaso 4 filhotes de cada repetição. Para sexagem dos filhotes, foi utilizada a identificação visual (*Andrade*, 2015) e a histologia gonadal, por ser a técnica mais segura (*Malvasio et al.*, 2012).

Os filhotes foram levados para o Laboratório de Animais Silvestres da UFAM em caçapas plásticas, e, posteriormente, eutanasiados com o uso de decapitação que é aceita com restrição em pequenos répteis em casos que haja interferência da anestesia sobre os resultados da pesquisa (Resolução Normativa CONCEA N.37/2018). A insensibilização prévia foi realizada por meio hipotermia, para possibilitar análises bioquímicas posteriores que seriam inviáveis com o uso de fármacos anestésicos, por influírem diretamente nos valores referenciais (informo que esse mesmo protocolo já foi anteriormente autorizado pelo CEUA/UFAM na autorização N.079/2019, em anexo). Os filhotes foram dissecados com o auxílio de tesouras cirúrgicas e pinças. As amostras biológicas serão fixadas para análise histológica. Para sexagem dos filhotes, foi utilizada a identificação visual (Andrade, 2015) e a histologia gonadal, por ser a técnica mais segura (Malvasio *et al.*, 2012). As gônadas passarão por processamento histológico para microscopia de luz e os cortes serão realizados. Para o processo as gônadas foram cuidadosamente retiradas com tesoura de ponta fina e bisturi para, então, serem fixadas em glutaraldeído (GTA, 25%), tamponado (pH 7,3) e pós-fixadas em etanol 70%. As amostras serão desidratadas em gradiente de etanol (80% e 96%) e emblocadas em resina metacrilato (Tecnovitch®). As secções serão obtidas em 5µm e corados em Hematoxilina-Carazzi-Eosina (HE). Adicionalmente, amostras serão coradas em Azul de Toluidina (0,12%), técnica do PAS (ácido periódico e reagente de Schiff) para identificação de células ricas em mucinas neutras e Azul de Alcian (pH 2,5) para observação de células ricas em mucinas ácidas. Esses métodos de coloração serão utilizados para verificar possíveis diferenças entre as gônadas (testículos e ovários) em relação à presença de mucopolissacarídeos na região medular da gônada. Serão utilizados critérios de Malvasio (2012), aos quais serão caracterizados com o oviduto de fêmeas alongado com células cúbicas altas e a presença de apêndice remanescente, enquanto que em machos deverá ser arredondado com células cúbicas baixas e ausência de apêndice. Além disso, as estruturas que alojam as células germinativas deverão ser semelhantes a folículos definidos em fêmeas, localizados próximo ao epitélio germinativo, e em machos deverá ser constituído por túbulos seminíferos de luz dilatada e contorno tortuoso. A razão sexual será definida, tanto pela avaliação macroscópica (possível dimorfismo externo em filhotes mais velhos, e interno,

nos mais novos), quanto pela a avaliação histológica, através da fórmula: (número de machos/número de fêmeas) x100. Através da análise das relações entre os dados biométricos, histológicos, de desempenho e rendimento e das habilidades motoras dos filhotes com os diferentes tipos de incubação utilizados, poderemos avaliar melhor a eficiências dos sistemas de reprodução utilizados em cativeiro para a tartaruga.

### 5.10. Temperatura, umidade e pluviosidade

A temperatura e umidade ambiente foram coletadas com o auxílio de um termo-higrômetro (Inconterm modelo 7666.02.0.00©) (figura 34), que foi fixado na lateral da chocadeira. Havia ainda um sensor do termo-higrômetro, que foi colocado dentro de um ninho artificial na chocadeira, entre os ovos, de modo a aferir a temperatura interna do ninho. Eram feitas 3 coletas diárias: 06h00, 12h00 e 18h00. Eram coletadas temperatura atual, máxima e mínima do ambiente e do interior do ninho. Além da umidade atual, máxima e mínima do ambiente.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 34 – Termo-higrômetro Inconterm modelo 7666.02.0.00©.

Foi colocado um pluviômetro no canto da chocadeira, cerca de 1,5m de altura. Eram feitas 3 vistorias diárias, sendo às 06h00, 12h00 e às 18h00. O pluviômetro (figura 35) utilizado foi um de modelo padrão, onde a cada milímetro em seu interior, representava uma precipitação de 1L de água por metro quadrado.



Fonte: Arquivo Pessoal, 2021.

Figura 35 – Pluviômetro.

### 5.11. Delineamento experimental

O experimento foi conduzido em fatorial 2 x 5, onde os fatores foram: ano (2021 e 2023); e modelos de incubação (ninhos naturais, ninhos transferidos para chocadeira, incubadora de 29° C, incubadora de 30° C e incubadora de 33° C). Inicialmente seriam analisados os anos de 2021 e 2022, no entanto, em 2022 não houveram ninhos suficientes para o experimento. Cada tratamento teve três repetições cada onde foi avaliada a eficiência de cada sistema de incubação (quadro 1).

Quadro 1 – Delineamento experimental utilizado

Fatores	Tratamentos
---------	-------------

	Ninhos Naturais	Ninhos transferidos	Incubação artificial		
			29°C	30°C	33°C
2021	3	3	3	3	3
2023	3	3	3	3	3

### 5.12. Foram analisadas as seguintes variáveis:

Variáveis:

As variáveis foram:

Tamanho (mm) e peso (g) dos ovos;

Eclosão (%) ((filhotes nascidos/ovos incubados)\*100);

Período de Incubação (dias);

Natimortos (%) ((filhotes natimortos/ovos incubados)\*100);

Ovos inférteis (%) ((filhotes ovos inférteis/ovos incubados)\*100);

Razão sexual (%) ((machos/filhotes nascidos)\*100) e ((fêmeas/filhotes nascidos)\*100);

Custos da incubação (R\$)  $\sum$ custos;

Peso (g) e tamanho (mm) do filhote ao nascer;

Relação filhote:ovo (%) ((peso do filhote/peso do ovo)\*100)

Pluviosidade e Temperaturas máximas, mínimas e médias.

### 5.13. Análise estatística dos dados

Os dados coletados foram tabulados em planilhas eletrônicas (Excel) e submetidos a análises estatísticas com auxílio do programa computacional Sisvar v.5.7, sendo feita a ANOVA e testes de média (Tuckey) a 5% de significância entre os tratamentos. Quando era encontrada diferença significativa

entre as variáveis ligadas a eclodibilidade e a razão sexual entre as diferentes temperaturas utilizadas nas incubadoras, era feita a análise de regressão.



## 6. Resultados e discussão

As coletas de dados foram realizadas no período de 01/09/2021 à 19/12/2021, no primeiro ano de acompanhamento, já no segundo ano, foi de 12/08/2022 a 28/01/2023. E no terceiro ano, 01/09/2023 à 19/12/2023. No ano de 2021 foram 32 ninhos, sendo apenas um de tracajá (*P. unifilis*) e o restantes de tartarugas (*P. expansa*), a média de ovos de tartaruga foi de  $106,0 \pm 16,9$  ovos por ninho, desse quantitativo, foram acompanhados 3 ninhos naturais (356 ovos), 3 ninhos transferidos para chocadeira (260 ovos) e 3 ninhos para as incubadoras artesanais, sendo postos em cada parcela de cada incubadora 30 ovos de cada ninho, totalizando 90 por incubadora e 270 ovos ao total nas três incubadoras.

No segundo ano (2022) não houve ninhos suficientes para realização do trabalho, o que resultou em mais um ano de experimento em campo, visto que a reprodução é sazonal e só acontece uma vez por ano. Sendo assim, em 2023, foi acompanhado o criadouro comercial, e foram utilizados 3 ninhos naturais (271 ovos no total, e  $90,3 \pm 33,6$  de média), 3 ninhos transferidos para a chocadeira (264 ovos no total, média de  $88,0 \pm 66,3$ ) e 3 ninhos em incubadora artificiais artesanais (268 ovos no total,  $89,3 \pm 1,1$  de média).

Tabela 1 – Número de ninhos e ovos protegidos por espécie em diferentes anos na Fazenda Bicho do Rio.

Ano	Quantidade (unidade)						Total (unidade)	
	Podocnemis unifilis			Podocnemis expansa			Ninhos	Ovos
	Ninhos	Ovos		Ninhos	Ovos			
		Total	Média $\pm$ DP		Total	Média $\pm$ DP		
2021	1	15	$15,0 \pm 0,0$	31	3.285	$106,0 \pm 16,9$	32	3.300
2023	5	58	$11,6 \pm 6,9$	26	2.594	$103,7 \pm 22,5$	31	2.652

Em 2021 o número total de ninhos foi de 32, com 3.300 ovos, sendo um ninho de tracajá ( $15,0 \pm 0,0$ ) e 31 de tartaruga ( $106,0 \pm 16,9$ ). Já em 2023, o número de ninhos foi de apenas 31, e o total de ovos, 2.652, sendo que desse quantitativo, 5 ninhos foram de tracajá ( $11,6 \pm 6,9$ ) e os 26 restantes, de tartaruga

(103,7±22,5). Além da quantidade de ninhos, a média de ovos por ninhos também foi menor no segundo ano de acompanhamento.

O clima pode ter contribuído com a baixa postura de 2022, além da baixa qualidade da praia: baixa, úmida, com muito acúmulo de matéria orgânica e alta incidência de vegetação, além das constantes trocas de tratadores, que pode ter influenciado negativamente, ocasionando em um ano com apenas 14 ninhos, sendo apenas 1 ninho na barragem principal de reprodutores.

Devido à má condições das cercas que envolvem a barragem e a praia, muitos reprodutores e matrizes acabam fugindo, e se alocando em outras barragens, as quais não tem praias de nidificação, nem cercas de proteção, ou recebem alimentação adequadamente, são barragens destinadas à produção de peixes, visto que a propriedade trabalha com o cultivo e reprodução de tambaqui e Matrinchã. Uma reprodutor de 29,0 kg de peso vivo, capturado em atividade de biometria, acabou fugindo, e isso também influenciou na dinâmica da reprodução, visto que era o macho dominante, e contribuiu ainda mais para o problema na reprodução. Além de que quanto maior e mais pesado o macho, maiores e mais pesados serão os filhotes (Catique, 2011). Além de contínuas práticas de manejo, as quais eram necessárias para elaboração de outros projetos de pesquisa desenvolvidas no mesmo local. Por um longo período do ano, a barragem ficou com um baixo volume de água, a qual era necessário para facilitar a captura dos animais afim de realizar censo e biometria. No entanto, todas essas atividades, acabaram por interferir na reprodução. Que só veio a normalizar, no ano de 2023.

Realizamos a análises de variância nos dados obtidos no ano de 2021 e 2023. Houve interação entre o fator ano, e o fator modelo de incubação, onde no ano de 2021, não houve diferença de tamanho entre tratamentos, já para o peso, os ovos da chocadeira e dos ninhos naturais foram maiores que os demais. Para 2023, quanto ao tamanho dos ovos, os menores foram do ninho natural, para pese, também os ninhos naturais foram os mais leves. Essas diferentes podem ser vistas na tabela 2.

Tabela 2 – Biometria dos ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023.

Tamanho do ovo (mm)					
<sup>1</sup> Ano	<sup>2</sup> Tratamentos				
	<sup>2</sup> Natural ± DP	<sup>2</sup> Choc ± DP	<sup>2</sup> Inc 29°C ± DP	<sup>2</sup> Inc 30°C ± DP	<sup>2</sup> Inc 33°C ± DP
2021	40,3±1,8Aa	39,4±1,4Aa	40,0±3,3Aa	39,4±2,9Aa	38,8±2,7Aa
2023	35,7±2,4Bb	38,4±0,6Aa	38,5±1,2Aa	38,0±0,8Aa	37,9±0,7Aa
Média	38,6				
<sup>1</sup> CV(%)	5,24				
Peso do ovo (g)					
	<sup>2</sup> Natural ± DP	<sup>2</sup> Choc ± DP	<sup>2</sup> Inc 29°C ± DP	<sup>2</sup> Inc 30°C ± DP	<sup>2</sup> Inc 33°C ± DP
2021	38,5±4,2Aa	37,4±2,5Aa	34,4±3,7Ba	34,5±2,8Ba	34,4±4,0Ba
2023	28,0±4,1Bb	33,0±1,2Ab	31,9±2,2Ab	32,1±3,3Ab	33,0±2,1Aa
Média	33,7				
<sup>1</sup> CV(%)	9,40				

<sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>Natural: ninhos naturais; <sup>2</sup>Choc: ninhos transferidos para chocadeiras; <sup>2</sup>Inc 29°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 29°C; <sup>2</sup>Inc 30°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 30°C; <sup>2</sup>Inc 33°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 33°C; DP: desvio-padrão. Médias seguidas por letras maiúsculas diferem entre linhas pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); médias seguidas por letras minúsculas diferem colunas pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); ns - não significativo.

Houve diferença de tamanho (mm) entre os anos nos tratamentos: ninhos naturais e incubadoras de 29°C. Sendo os de 2021 maiores que os de 2023. Para o peso (g) o único que não teve diferença foi do tratamento da incubadora 33°C, sendo os de 2023 mais pesados que os de 2021 para os demais tratamentos.

Na tabela 3, apresentamos os resultados encontrados para o tempo de incubação e na tabela 4, as taxas de eclosão em cada tratamento. Foi possível notar que nesse ensaio, houve interação entre fatores (P< 0,05) para dias de incubação, no ano de 2021, apenas o tratamentos de incubadora 29°C se diferiu dos demais, resultando em um maior período de incubação (80,0 ± 2,6 dias). Já

para o ano de 2023, houve duas diferenciações, sendo o melhor tratamento o de incubadora 33°C ( $49,0 \pm 0,0$  dias) e o pior resultado, os de incubadora 29°C ( $69,0 \pm 0,0$  dias). Em todos os tratamentos houve diferença entre anos (2021 e 2023), sendo que em 2023 as médias de dias de incubação foram menores em relação ao primeiro ano de experimento. Isso se dá, devido a diferença entre temperaturas nos anos, podemos visualizar essas diferenças na figura 36 (temperatura e pluviosidade ambiente) e no quadro 2 (temperaturas de incubação), sendo o ano de 2023, o com temperaturas mais elevadas e menor pluviosidade, o que acelerou o processo de desenvolvimento embrionário, que para *Podocnemis expansa*, varia entre 41 à 60 dias (Reader, 2003; Vogt, 2008).

Tabela 3 - Dias de incubação de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023.

<sup>1</sup> Ano	<sup>2</sup> Tratamentos				
	<sup>2</sup> Natural ± DP	<sup>2</sup> Chocadeira ± DP	<sup>2</sup> Incubadora 29°C ± DP	<sup>2</sup> Incubadora 30°C ± DP	<sup>2</sup> Incubadora 33°C ± DP
2021	68,0 ± 0,0Ab	65,7 ± 3,7Ab	80,0 ± 2,6Bb	68,7 ± 6,4Ab	63,7 ± 0,6Ab
2023	61,7 ± 0,6Ba	59,7 ± 4,9Ba	69,0 ± 0,0Ca	61,0 ± 0,0Ba	49,0 ± 0,0Aa
Média	64,7				
<sup>1</sup> CV(%)	4,69				

<sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>Natural: ninhos naturais; <sup>2</sup>Chocadeira: ninhos transferidos para chocadeiras; <sup>2</sup>Incubadora 29°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 29°C; <sup>2</sup>Incubadora 30°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 30°C; <sup>2</sup>Incubadora 33°C: Ninhos transferidos para incubadoras de 33°C; DP: desvio-padrão. Médias seguidas por letras maiúsculas diferem entre linhas pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); médias seguidas por letras minúsculas diferem colunas pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); ns - não significativo.

Tabela 4 - Taxa de eclosão (%), Taxa de ovos gorados (%), Taxa de ovos fungados (%), Taxa de ovos inférteis (%) e Taxa de natimortos de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023.

<sup>1</sup> Modelo de incubação	<sup>2</sup> Variáveis				
	<sup>2</sup> TE (%) ± DP	<sup>2</sup> TG (%) ± DP	<sup>2</sup> TF (%) ± DP	<sup>2</sup> TI (%) ± DP	<sup>2</sup> TN (%) ± DP
Ninho Natural	33,1 ± 36,7 <sup>ns</sup>	22,1 ± 40,3 <sup>ns</sup>	39,7 ± 46,8 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>	5,2 ± 9,4 <sup>ns</sup>
Chocadeira	43,3 ± 32,6 <sup>ns</sup>	27,3 ± 34,9 <sup>ns</sup>	15,6 ± 18,3 <sup>ns</sup>	1,2 ± 2,5 <sup>ns</sup>	12,6 ± 17,8 <sup>ns</sup>
Incubadora 29°C	46,9 ± 20,7 <sup>ns</sup>	7,2 ± 8,5 <sup>ns</sup>	43,1 ± 22,4 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>	2,8 ± 3,3 <sup>ns</sup>

Incubadora 30°C	51,7 ± 28,6 <sup>ns</sup>	3,3 ± 5,6 <sup>ns</sup>	44,4 ± 23,4 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>	0,6 ± 1,4 <sup>ns</sup>
Incubadora 33°C	31,1 ± 34,7 <sup>ns</sup>	9,5 ± 10,4 <sup>ns</sup>	56,00 ± 21,1 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>	3,5 ± 4,2 <sup>ns</sup>
<sup>1</sup> Ano					
2021	30,2 ± 30,2 <sup>b</sup>	14,8 ± 16,5 <sup>ns</sup>	44,7 ± 34,9 <sup>ns</sup>	0,6 ± 1,8 <sup>ns</sup>	9,7 ± 13,4 <sup>b</sup>
2023	54,9 ± 25,3 <sup>a</sup>	15,4 ± 35,2 <sup>ns</sup>	29,0 ± 19,2 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>	0,7 ± 1,9 <sup>a</sup>
Média	41,4	15,1	37,6	0,33	5,6
<sup>1</sup> CV (%)	70,46	168,79	67,24	412,65	173,85

<sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>TE (%): taxa de eclosão (%); <sup>2</sup>TG (%): taxa de ovos gorados (%); <sup>2</sup>TF (%): taxa de ovos fungados (%); <sup>2</sup>TI (%): taxa de ovos inférteis (%); <sup>2</sup>TN (%): taxa de natimortos (%); DP: desvio-padrão. Médias seguidas por letras minúsculas na coluna diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); ns - não significativo.

Não houve diferenças para entre tratamentos quanto as taxas de eclosão. No entanto, houve diferença entre anos para as taxas de eclosão (%), e para as taxas de natimortos (%). Para taxas de eclosão (%), o ano de 2023 foi superior ao de 2021, com melhores médias, isso se dá devido ao fator ano, que foi adverso em 2021, com menores temperaturas, maior período de incubação, e resultou consecutivamente em uma menor eclosão ( $30,2 \pm 30,2\%$ ), podemos usar a taxa de filhotes natimortos ( $9,7 \pm 13,4\%$ ) para agregar ao resultado, uma vez que em 2021 essa taxa foi maior, ou seja, houve um desenvolvimento embrionário, mas o filhote não veio a eclodir. Já em 2023, o contrário aconteceu, o clima proporcionou uma maior temperatura (podemos verificar no quadro 2), menores períodos de incubação e melhores taxas de eclosão ( $54,9 \pm 25,3\%$ ), com uma menor taxa de natimortos ( $0,7 \pm 1,9\%$ ).

No quadro 2 estão dispostas as médias de temperatura, temperaturas máximas e mínimas dos dois anos analisados.

Quadro 2 - Temperaturas de incubação de ovos de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023.

<sup>1</sup> Trat	2021			2023		
	<sup>2</sup> T°C Média ± DP	<sup>2</sup> Máx	<sup>2</sup> Mín	<sup>2</sup> T°C Média ± DP	<sup>2</sup> Máx	<sup>2</sup> Mín
Nin Nat	30,0 ± 2,6	36,4	25,2	32,6 ± 1,6	35,5	22,8
Choc	30,0 ± 2,6	36,4	25,2	31,4 ± 2,2	44,4	23,1
Inc 29°C	27,9 ± 1,4	36,2	24,6	29,8 ± 2,0	33,7	23,8
Inc 30°C	29,1 ± 1,5	33,0	23,2	30,6 ± 1,4	33,7	23,5
Inc 33°C	33,7 ± 1,1	35,8	26,7	32,4 ± 1,4	39,8	25,3

<sup>1</sup>Trat: tratamentos; <sup>1</sup>Nin Nat: ninho natural; <sup>1</sup>Choc: chocadeira; <sup>1</sup>Inc 29°C: incubadora 29°C; <sup>1</sup>Inc 30°C: incubadora 30°C; <sup>1</sup>Inc 33°C: incubadora 33°C; <sup>2</sup>T°C Média: temperatura média (°C); <sup>2</sup>Máx: temperatura máxima (°C); <sup>2</sup>Mín: temperatura mínima (°C); DP: desvio-padrão.

Podemos verificar que com exceção da incubadora de 33°C, todas as demais médias de temperaturas foram maiores no ano de 2023, sendo esse, um ano mais quente que o de 2021.

Ainda sobre a tabela 4, para as taxas de eclosão, não houve diferenças estatísticas, principalmente pela alta variação, bem como para as taxas de: ovos gorados, ovos fungados, ovos inférteis e natimortos. Todas as variáveis foram iguais. O que se destaca são os altos coeficientes de variação, resultantes de uma grande variação entre repetições de um mesmo tratamento. Um exemplo claro, são os ninhos naturais, que variaram de 0% de eclodibilidade à 73,8%, aconteceu também com os ninhos transferidos para chocadeira (0% à 90,2% de taxa de eclosão), isso se dá principalmente a diferença da qualidade do local de incubação, para ninhos naturais, como os ovos ficavam onde as matrizes desovavam, se a praia naquela parte específica fosse um pouco mais alta, com menos teor de matéria orgânica, menos úmida, os resultados eram superiores, a perda principalmente por fungos, fez com que ninhos de mais de 100 ovos, não resultassem em sequer um filhote.

Já os ninhos transferidos, para a chocadeira, que fica na parte de maior qualidade da praia artificial, há uma variação também na qualidade da areia, a parte de cima da chocadeira apresenta uma maior quantidade de matéria orgânica, sendo a areia mais escura, a mais úmida e com presença de raízes. Já a parte mais baixa dessa chocadeira, apresentava melhores condições para o sucesso de eclosão, no entanto, ainda não eram as condições ideais. Essas diferenças mostraram que mesmo no local de melhor qualidade da praia de nidificação artificial, ainda assim, a mesma não atende as condições mínimas, e é preciso maior atenção, seja na manutenção da praia ou na busca por metodologias diferentes, tais como a utilização das incubadoras artificiais.

Quando analisamos as incubadora artificiais, temos três tratamentos distintos, sendo o tratamento com temperatura mais alta (33°C) não apresentou bons resultados no ano de 2021, com uma alta taxa de ovos fungados, mesmo em substrato sem contaminação, o pouco de areia que foi com os ovos, foi suficiente para fungar grande parte dos ovos, e juntamente com a alta temperatura constante, e não umidificação correta da vermiculita (substrato utilizado na incubação), teve 0% de sucesso na eclosão em 2021, os ovos que não fungaram, secaram por completo e houve a inviabilização do desenvolvimento embrionário. Problemas resolvidos para 2023, os índices foram muito bons, tendo o menor tempo de incubação ( $49,0 \pm 0,0$ ) em dias e



apresentando somente em 2023,  $62,2 \pm 10,7\%$  de taxa de eclosão, quanto juntamos com o ano de 2021, a taxa cai para apenas  $31,1 \pm 34,7\%$ . Mas podemos afirmar que quando resolvido os entraves da umidade e um melhor cuidado com a limpeza dos ovos, as taxas de eclosão foram superiores. Isso se deu para os demais tratamentos com incubadora artificiais também.

No entanto, nenhuma diferença estatística foi encontrada para as taxas de eclosão, bem como as demais taxas apresentadas na tabela 3. Diferença apenas entre anos.

Na tabela 5, abaixo, estão disposto as variáveis biométricas dos filhotes. Temos como melhores resultados ( $P < 0,05$ ) para largura da carapaça e comprimento do plastrão, os tratamentos: ninho natural e incubadora de  $33^{\circ}\text{C}$ . Para comprimento da carapaça, os tratamentos com melhores resultados são os de ninhos naturais, ninhos transferidos para a chocadeira e ninhos de incubadoras de  $33^{\circ}\text{C}$ . As variáveis “largura do plastrão” e “relação filhote/ovo”, tiveram como melhores resultados os filhotes provenientes dos tratamentos: ninhos naturais, incubadoras de  $30^{\circ}\text{C}$  e incubadoras de  $33^{\circ}\text{C}$ .

Os filhotes dos tratamentos das incubadoras artificiais foram mais altos que os demais. E os de ninhos naturais, foram os mais baixos. Já para o peso dos filhotes, os tratamentos: ninhos naturais, ninhos transferidos, incubadoras de  $30^{\circ}\text{C}$  e incubadoras de  $33^{\circ}\text{C}$ ; foram superiores.

As variáveis de biometria de filhotes diferiram bastante, isso se dá principalmente a grande variabilidade de pais existentes em um ninho só. Dionizio *et al.*, (2021) verificaram que em 4 dos 5 sítios de nidificação trabalhados por eles, os ninhos possuíam paternidade múltipla de até 3 pais, para cada ninho. O acompanhamento dos filhotes será feito até o 6º mês de vida, todos estarão sob as mesmas condições, e receberão os mesmos manejos. Serão feitas biometrias mensais, e ao final, avaliaremos, com base nos resultados, se haverá diferença entre desempenho zootécnico, e havendo diferenças, se essas são devido as diferentes metodologias de incubação. Não havendo tempo hábil de incluir essa análise e resultados no presente trabalho, no entanto, será incluído no artigo final, originário da presente dissertação.

Tabela 5 - Biometria de filhotes de tartaruga-da-Amazônia em diferentes modelos de incubação nos anos de 2021 e 2023.

<sup>1</sup> Trat	<sup>2</sup> Variáveis					
	<sup>2</sup> CC (mm) ± DP	<sup>2</sup> LC (mm) ± DP	<sup>2</sup> CP (mm) ± DP	<sup>2</sup> LP (mm) ± DP	<sup>2</sup> AL (mm) ± DP	<sup>2</sup> PF (g) ± DP
<sup>1</sup> Nin Nat	49,5 ± 3,3 <sup>a</sup>	44,8 ± 2,7 <sup>a</sup>	43,8 ± 3,2 <sup>a</sup>	34,4 ± 2,7 <sup>a</sup>	20,7 ± 2,0 <sup>c</sup>	22,3 ± 4,0 <sup>a</sup>
<sup>1</sup> Choc	48,4 ± 2,8 <sup>ab</sup>	43,3 ± 2,7 <sup>bc</sup>	42,7 ± 1,8 <sup>b</sup>	32,0 ± 3,7 <sup>b</sup>	21,5 ± 1,7 <sup>b</sup>	22,1 ± 1,6 <sup>a</sup>
<sup>1</sup> Inc 29°C	46,8 ± 2,6 <sup>c</sup>	42,7 ± 3,3 <sup>c</sup>	41,0 ± 1,9 <sup>c</sup>	32,3 ± 4,3 <sup>b</sup>	21,9 ± 0,9 <sup>ab</sup>	20,9 ± 2,1 <sup>b</sup>
<sup>1</sup> Inc 30°C	47,7 ± 2,2 <sup>bc</sup>	42,9 ± 2,8 <sup>bc</sup>	42,0 ± 1,8 <sup>bc</sup>	33,9 ± 2,3 <sup>a</sup>	21,9 ± 1,2 <sup>ab</sup>	22,3 ± 2,3 <sup>a</sup>
<sup>1</sup> Inc 33°C	48,6 ± 1,3 <sup>ab</sup>	44,0 ± 1,2 <sup>ab</sup>	42,9 ± 1,2 <sup>ab</sup>	33,8 ± 1,7 <sup>a</sup>	22,3 ± 0,8 <sup>a</sup>	21,8 ± 1,7 <sup>ab</sup>
<sup>1</sup> Ano						
2021	47,2 ± 3,5 <sup>b</sup>	42,1 ± 4,2 <sup>b</sup>	42,4 ± 3,0 <sup>ns</sup>	32,5 ± 4,6 <sup>b</sup>	22,5 ± 1,3 <sup>a</sup>	22,8 ± 2,9 <sup>a</sup>
2023	48,4 ± 2,3 <sup>a</sup>	43,9 ± 1,9 <sup>a</sup>	42,4 ± 2,0 <sup>ns</sup>	33,6 ± 2,6 <sup>a</sup>	21,4 ± 1,4 <sup>b</sup>	21,6 ± 2,4 <sup>b</sup>
Média	48,1	43,5	42,4	33,3	21,7	21,8
<sup>1</sup> CV (%)	4,67	4,99	4,34	7,02	5,00	9,70

<sup>1</sup>Trat: tratamentos; <sup>1</sup>Nin Nat: ninho natural; <sup>1</sup>Choc: chocadeira; <sup>1</sup>Inc 29°C: incubadora 29°C; <sup>1</sup>Inc 30°C: incubadora 30°C; <sup>1</sup>Inc 33°C: incubadora 33°C; <sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>CC (mm): comprimento da carapaça (mm); <sup>2</sup>LC (mm): largura da carapaça (mm); <sup>2</sup>CP (mm): comprimento de plastrão (mm); <sup>2</sup>LP (mm): largura do plastrão (mm); <sup>2</sup>AL (mm): altura (mm); <sup>2</sup>PF (g): peso do filhote (g); DP: desvio-padrão. Médias seguidas por letras minúsculas na coluna diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); ns - não significativo.

Quanto ao fator ano, só não observamos diferenças para variável “comprimento de plastrão (mm)”, as demais, todas se diferem. Sendo os filhotes maiores e mais largos, de 2023, e os mais altos e mais pesado, de 2021, isso dá por conta da temperatura de incubação de 2023 ter sido mais elevada, e fazendo com que a absorção do vitelo dos filhotes fosse mais rápida em 2023, sendo assim, filhotes maiores, porém, mais leves.

Quanto a sexagem, podemos visualizar na tabela 6.

Tabela 6 – Sexagem de filhotes de tartaruga-da-Amazônia.

<sup>1</sup> Tratamentos	<sup>2</sup> Variáveis		
	<sup>2</sup> M(%)	<sup>2</sup> F(%)	<sup>2</sup> IS(%)
Ninho Natural	66,7 ± 38,2 <sup>ns</sup>	33,3 ± 38,2 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>
Chocadeira	85,0 ± 22,4 <sup>ns</sup>	15,0 ± 22,4 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>
Incubadora 29°C	90,0 ± 13,7 <sup>ns</sup>	10,0 ± 13,7 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>
Incubadora 30°C	95,8 ± 10,2 <sup>ns</sup>	4,2 ± 10,2 <sup>ns</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>
Incubadora 33°C	66,7 ± 28,9 <sup>ns</sup>	25,0 ± 25,0 <sup>ns</sup>	8,3 ± 14,4 <sup>ns</sup>
<sup>1</sup> Ano			
2021	100,0 ± 0,0 <sup>a</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>b</sup>	0,0 ± 0,0 <sup>ns</sup>
2023	75,0 ± 24,0 <sup>b</sup>	23,2 ± 22,9 <sup>a</sup>	1,8 ± 6,7 <sup>ns</sup>
Média	84,1	14,8	1,1
<sup>1</sup> CV (%)	24,49	127,93	536,75

<sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>M(%): machos; ; <sup>2</sup>F(%): fêmeas (%); ; <sup>2</sup>IS(%): inter-sexo; ausência de letras - não significativo.

Nas parcelas experimentais de 2021, foi realizada sexagem histológica, aferindo que 100% dos animais analisados eram machos. Para os filhotes de 2023, foi realizada apenas a sexagem visual, no entanto, será realizada a histológica também, assim que houver tempo hábil para tal.

Temos, majoritariamente um maior percentual de animais machos, não há diferenças entre tratamentos. Mesmo os da incubadora de 33°C, com as maiores médias de temperatura, não diferiram das demais, embora numericamente tenha uma maior quantidade de fêmeas para tal tratamento juntamente com o

tratamento de ninhos naturais, essa diferença não foi suficiente para diferir estatisticamente. Porém, como não houveram filhotes do tratamento das incubadoras de 33°C no ano de 2021 e consecutivamente, realizada sexagem histológica, o mais correto no momento é aguardar os resultados, e uma vez em mãos, poder analisar se houve ou não diferenças na proporção sexual entre machos e fêmeas. Foi observada uma tendência ( $R^2=0,35$ ) que quanto maiores as temperaturas, menor a quantidade de machos, pode ser melhor visualizada na figura 38.

Houve diferença entre os anos, em 2021 o número de machos foi maior que em 2023. Já para fêmeas, o inverso ocorreu, o número maior de fêmeas foi em 2023. Para animais inter-sexo, não houve diferenças estatísticas.

Os indivíduos caracterizados como “inter-sexo” (uma gônada com características masculinas e a outra, feminina, visualmente), na sexagem histológica, não recebem essa classificação, isso se dá, pois mesmo em gônadas menos desenvolvidas, é possível fazer a diferenciação por meio das estruturas. Diferente da sexagem visual, que embora tenha uma taxa de 80% de acerto, depende da experiência do avaliador, enquanto que a histológica é 100% de acerto (Malvasio 2012; Andrade, 2015).

A influência da temperatura de incubação sobre a determinação sexual dos embriões não é somente pela temperatura média de incubação, mas, também, pela temperatura pivotal, oscilação ou amplitude térmica, local e período da desova. Com a variação de temperatura pequena, existe uma tendência de masculinização de alguns ovos (Vogt, 1994; Andrade, 2008).

Na tabela 7, estão dispostos os resultados para os testes físicos: corrida, viração e natação.

Tabela 7 - Testes físicos dos filhotes.

<sup>1</sup> Tratamentos	<sup>2</sup> Variáveis		
	<sup>2</sup> COR (seg.) ± DP	<sup>2</sup> VIR (seg.) ± DP	<sup>2</sup> NAT (seg.) ± DP
Ninho Natural	46,7 ± 24,4 <sup>b</sup>	13,6 ± 30,9 <sup>a</sup>	5,5 ± 4,7 <sup>ns</sup>
Chocadeira	58,8 ± 55,9 <sup>b</sup>	56,6 ± 48,6 <sup>b</sup>	4,2 ± 1,9 <sup>ns</sup>

Incubadora 29°C	42,7 ± 28,5 <sup>ab</sup>	30,5 ± 26,6 <sup>ab</sup>	7,7 ± 6,6 <sup>ns</sup>
Incubadora 30°C	47,6 ± 52,5 <sup>b</sup>	49,6 ± 44,7 <sup>ab</sup>	5,6 ± 4,4 <sup>ns</sup>
Incubadora 33°C	19,3 ± 12,5 <sup>a</sup>	41,1 ± 30,5 <sup>ab</sup>	5,7 ± 4,9 <sup>ns</sup>
<sup>1</sup> Ano			
2021	95,6 ± 47,2 <sup>b</sup>	38,5 ± 43,8 <sup>ns</sup>	6,3 ± 4,6 <sup>ns</sup>
2023	26,6 ± 16,9 <sup>a</sup>	38,8 ± 38,2 <sup>ns</sup>	5,7 ± 5,0 <sup>ns</sup>
Média	43,4	38,7	5,8
<sup>1</sup> CV (%)	57,66	98,49	81,34

<sup>1</sup>CV (%): coeficiente de variação; <sup>2</sup>COR (seg.): corrida (segundos); <sup>2</sup>NAT (seg.): natação (segundos); <sup>2</sup>VIR (seg.): viragem (segundos); DP: desvio-padrão. Médias seguidas por letras minúsculas na coluna diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% (P<0,05); ns - não significativo.

Não houve diferenças entre tratamentos para o teste de natação. Já para corrida, os tratamentos que completaram o percurso de 2 metros em menor tempo, foram os de incubadoras de 29°C (42,7 ± 28,5 segundos) e 33°C (19,3 ± 12,5 segundos). Os filhotes provenientes de ninhos transferidos para chocadeira foram os mais lentos no teste da viragem (56,6 ± 48,6). Houve diferença entre anos para a corrida, os de 2023 (26,6 ± 16,9 segundos) completaram o percurso mais rápido que os de 2021 (95,6 ± 47,2 segundos).

Com pluviosidade maior que a média do mesmo período nos últimos 5 anos, o ano de 2021 teve como característica, ser atípico, com temperaturas mais baixas, o que proporcionou, além de maior nascimento de filhotes machos, um maior tempo de incubação que por sua vez implicou em menores taxas de eclosão, afetando negativamente a eclosão nesse ano. Quando comparamos com o ano de 2023, temos uma diferença grande, uma vez que o último ano foi bem mais quente, e com uma menor quantidade de chuvas no mesmo período, Isso pode ser visualizado na figura 36.

Essas diferenças climáticas afetaram de diferentes formas o desenvolvimento embrionário dos animais, não somente em criatórios comerciais, mas também em vida livre. Através de dados coletados pelo Programa Pé-de-Pincha. Em 2021 houve um retardo na eclosão, e uma menor taxa de eclosão, visto que em temperaturas mais baixas, maiores são os dias de

incubação e menores são as taxas de eclosão. Já no ano de 2023, o contrário aconteceu, o clima teve temperaturas muito elevadas, e uma menor precipitação, chegando a atingir 50°C de temperatura máxima em setembro. Isso resultou em um adiantamento na eclosão, e uma taxa de eclosão superior à 2021.

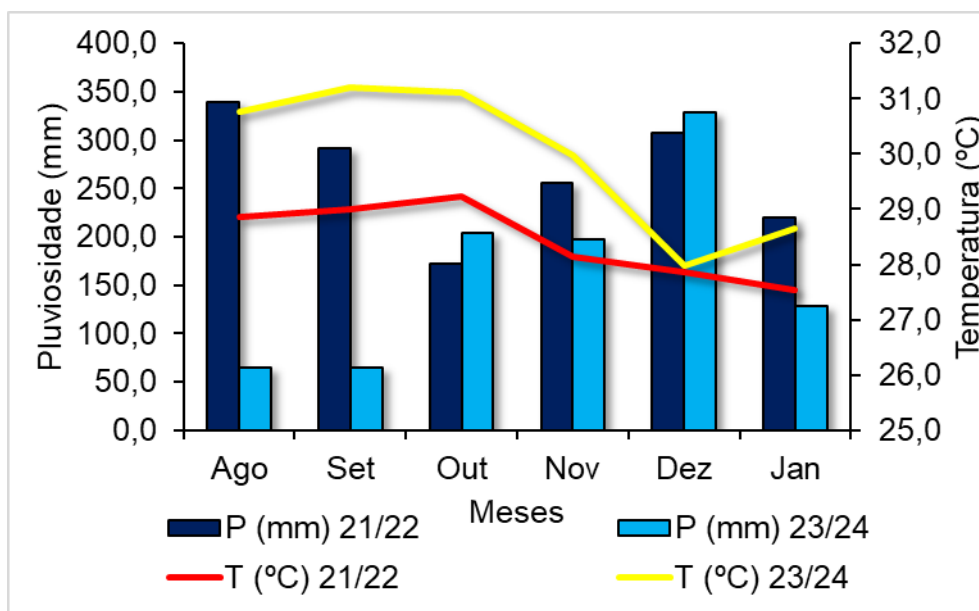


Figura 36 - Climatograma da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) nos meses de agosto à janeiro, intervalo de 2021 a 2022 e 2023 à 2024.

Em linhas, na cor vermelha, podemos ver as médias de temperatura para o ano de 2021 e janeiro de 2022, já em amarelo, 2023 e janeiro de 2024. Sendo as temperaturas mais altas em 2023, quase 2°C de diferença, a exceção é o mês de dezembro, que possui médias de temperaturas semelhantes. Em barras, temos a pluviosidade de cada mês, em azul escuro, 2021, que foi em sua maioria, superior ao mesmo período de 2023.

Quadro 3 – Correlações entre temperaturas (°C), dias de incubação, taxa de eclosão (%), machos (%) e fêmeas (%) das incubadoras artificiais de 2023.

	Temperatura	Dias	Eclosão	Sexagem M	Sexagem F
Temperatura	X	-0,9712	0,1908	-0,4572	0,2395
Dias	-0,9712	X	-0,2247	0,3900	-0,2433
Eclosão	0,1908	-0,2247	X	0,1614	-0,3230

Sexagem M	-0,4572	0,3900	0,1614	X	-0,9192
Sexagem F	0,2739	-0,2433	-0,3230	-0,9192	X

No quadro 2, estão dispostos as correlações entre algumas variáveis, observou-se que há correlação entre a temperatura de incubação (°C) e os dias de incubação (dias), essa correlação pode ser melhor observada na figura 37, a medida que a temperatura aumenta, o período em dias de incubação diminui ( $R^2=0,97$ ).

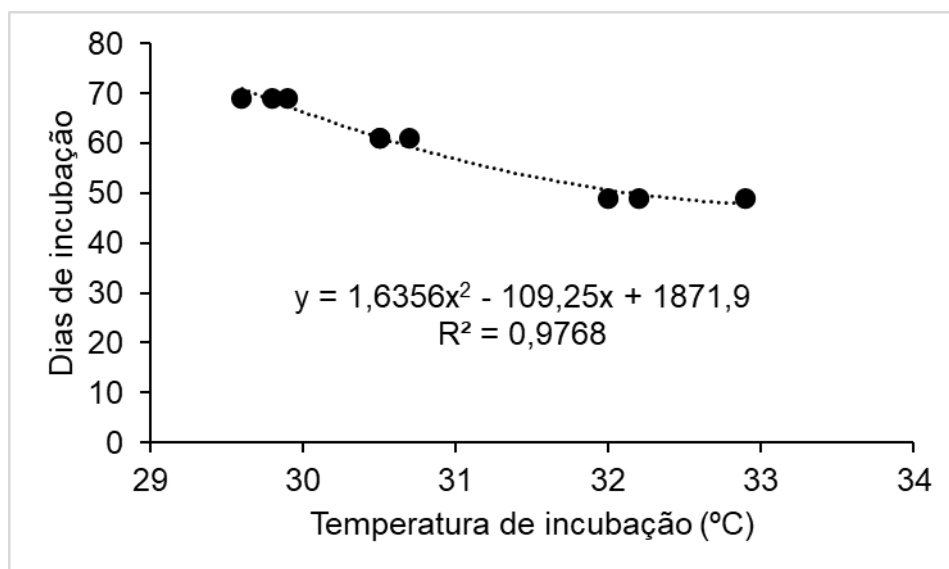


Figura 37 – Valores observados e preditos dos dias de incubação (dias) em relação à temperatura de incubação (°C).

Houve uma tendência de que quanto maior a temperatura, menor é proporção de filhotes macho, no entanto, essa tendência não foi o suficiente para ser significativa ( $p < 0,05$ ) (figura 38).

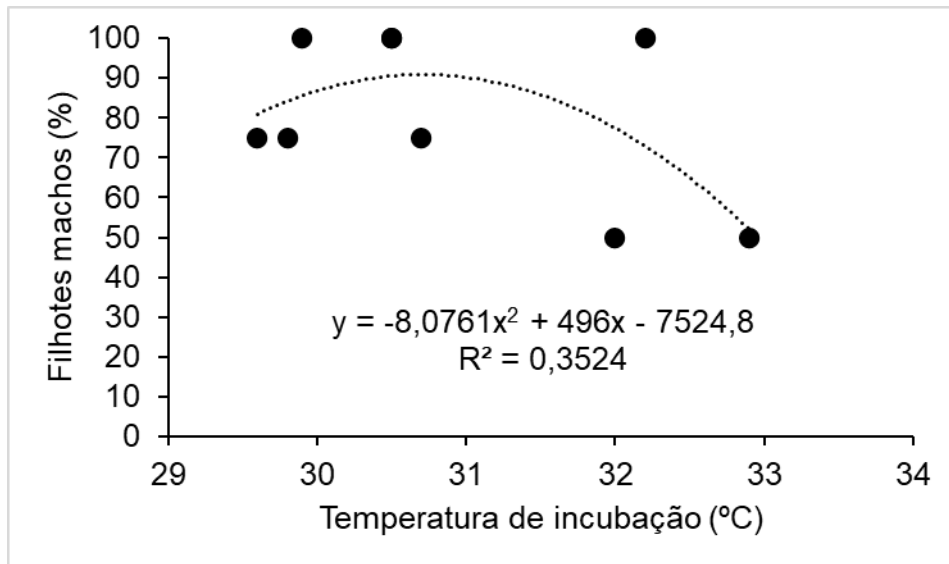


Figura 38 - Valores observados e preditos da proporção de filhotes machos (%) em relação à temperatura de incubação (°C).

Temos a tendência ( $R^2=0,35$ ) que quanto mais altas as temperaturas, menos filhotes machos nascem. Há ainda outra tendência vista no quadro 2, e melhor disposta na figura 39, quanto a tendência de quanto maior o período em dias da incubação, menor não as taxas de eclosão ( $R^2=0,13$ ).

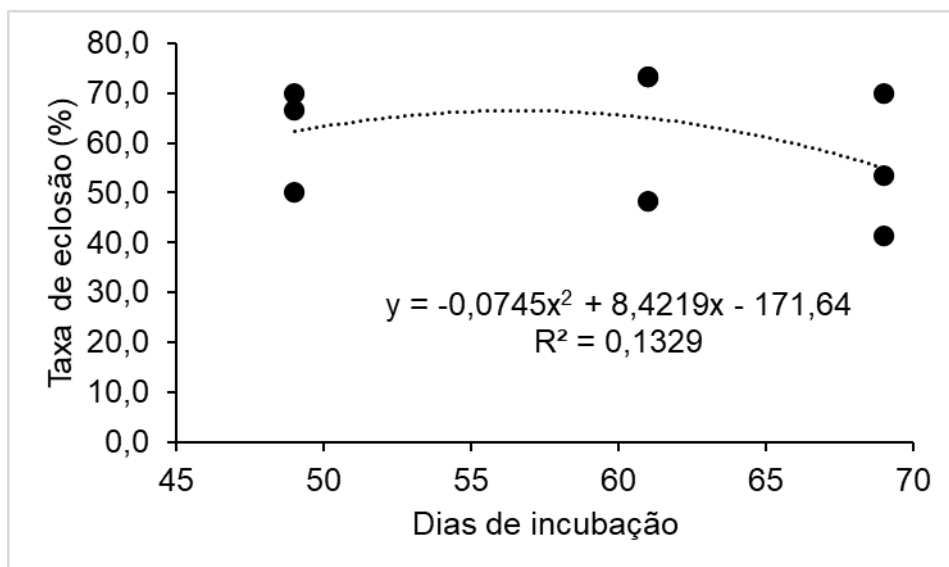


Figura 39 - Valores observados e preditos da taxa de eclosão (%) em relação aos dias de incubação (dias).



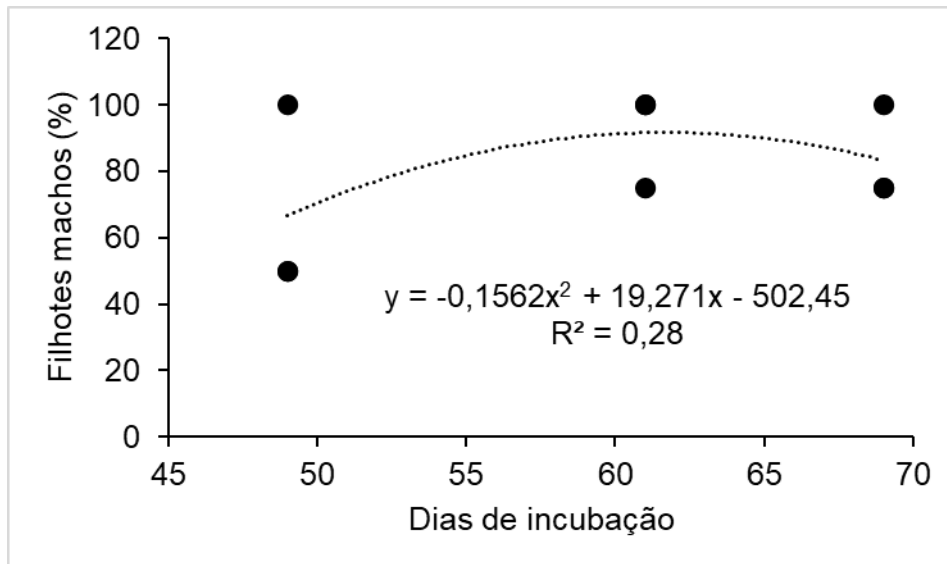


Figura 40 - Valores observados e preditos de filhotes machos (%) em relação aos dias de incubação (dias).

Não houve regressão significativa entre as variáveis: dias de incubação e percentual de filhotes machos nascidos ( $p > 0,05$ ). Na figura 40 observamos no entanto, que há uma crescente em relação a maior quantidade de machos nascidos quanto maior é o período de incubação em dias dos ovos. Esse maior período de incubação está relacionado principalmente ( $R^2 = 0,93$ ) à menores temperaturas.

O custo estimado de manutenção da praia artificial é de R\$ 4.759,00 por ano. Já para a chocadeira, esse valor é um pouco menor, R\$ 2.600,00 a cada ano. Somando todos os custo para montagem e operação das incubadoras, chegamos ao custo por incubadora, de R\$ 513,22. A incubadora apresenta algumas vantagens em relação aos ninhos naturais as chocadeira, devida ao controle de temperatura, não fica exposto as divergências climáticas de cada ano, um exmple claro é o ano de 2021, onde os ninhos tiveram taxas de eclosão baixíssimas, pois o ano foi mais frio e com maior quantidade de chuvas em relação ao período do ano. Na tabela 8 estão dispostos os custos estimados nos diferentes sistemas de incubação caso todos os ninhos e filhotes de tartaruga de 2021 e 2023 fossem inteiramente incubados em cada sistema, resultando em custos por ninhos e filhotes de cada sistema.

Tabela 8 – Custos estimados por ninhos e filhotes nos diferentes sistemas de incubação nos anos de 2021 e 2023 para tartarugas-da-Amazônia.

Ano	Quantidade de Ninhos (unidades)	Quantidade de Filhotes (unidades)	Custo Total (R\$)	Custo por Ninho (R\$)	Custo por Filhote (R\$)
Ninhos Naturais					
2021	31	1.031	4.759,00	153,52	4,62
2023	26	1.670	4.759,00	183,04	2,85
Ninhos Transferidos para Chocadeira					
2021	31	1.031	2.600,00	83,87	2,52
2023	26	1.670	2.600,00	100,00	1,56
Incubadoras					
2021	31	1.031	15.909,82	513,22	15,43
2023	26	1.670	13.343,72	513,22	7,99

Os custos relacionados a praia artificial e a chocadeira são menores em relação às incubadoras. Podemos definir que a praia artificial, se manejada corretamente, é o melhor método, visto que não precisaria de mão de obra qualificada, como as chocadeiras e principalmente incubadoras precisam, uma vez que não seria necessário o manejo dos ovos, a incubação seria natural. E incubação natural, com praias com parâmetros bons, desde sua granulometria (média a grossa), cor (bege, tem a maior albedo, refletindo a grande maioria da radiação solar e diminuindo as variações de temperatura na camada dos ovos, além de serem as cores mais atrativas para as tartarugas (Catique, 2011)).

As vantagens existentes na utilização das incubadoras são de não depender do fator clima, o exemplo é que em 2021 foram mais ninhos de tartaruga que em 2023, no entanto, a maior quantidade de filhotes foi em 2023, pois o clima foi mais favorável à incubação no último ano analisado. Caso fosse exclusivamente utilizado as incubadoras, mesmo com os custos mais altos, os resultados seriam os mesmos tanto em anos com clima favorável a incubação (como 2023) quanto para anos com clima desfavorável (como 2021).

São necessários mais estudos como estes para poder melhorar tanto a eficiência das incubadoras, bem como torna-las viáveis economicamente para os quelonicultores. Vale a pena dizer que atualmente, há muitos problemas envolvidos no ciclo de produção que auxiliam as baixas taxas de eclosão que os mesmos enfrentam ano após ano, e que se forem resolvidos, resultaria em melhoras significativas. Esses pontos vão desde a nutrição das matrizes e reprodutores, manejo dos animais e manutenção das barragens e praias.

## 7. Conclusões

Não houve diferenças de eclodibilidade nem de razão sexual entre tratamentos, houve uma tendência ( $R^2=0,35$ ) de quanto mais altas as temperaturas, menor a quantidade de filhotes machos.

Houve grande diferenciação biométrica entre tratamentos, mas os tratamentos de filhotes provenientes de ninhos naturais e incubadoras de 33°C obtiveram resultados na maioria das vezes superiores que os demais tratamentos para essas variáveis.

Houve grande diferença climática de temperatura e pluviosidade entre os anos de 2021 e 2023, sendo 2021 mais chuvoso e com menores temperaturas, e 2023 mais quente e com menor pluviosidade.

Há correlação forte ( $R^2=0,97$ ) entre a temperatura de incubação e os dias de incubação, quanto menores as temperaturas, maior o é período de incubação. E por sua vez, há uma tendência ( $R^2=0,13$ ) que quanto maior o tempo da incubação, menores são as taxas de eclosão.

Os filhotes de 2023 serão acompanhados até o 6º mês, visto que 2023 foi o único ano em que todas as parcelas experimentais resultaram em filhotes, diferente de 2021, onde as parcelas das incubadoras de 33°C não obtiveram sucesso devido a baixa inclusão de vermiculita como substrato e alta sujidade nos ovos que resultaram em ovos ressecados e fungados;

São necessários mais estudos visando a viabilidade da utilização das incubadoras artificiais artesanais.

## 8. Referências

ALFINITO, J. A.; VIANA, C. M.; SILVA, M. M. F. da. Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal, v. 7, n. 27, p. 30-33, 1980.

ALMEIDA, C.G. Fontes e disponibilidade de cálcio e fósforo para a tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) criada em cativeiro. Tese (Mestrado) – Campus de Jaboticabal, Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal, SP. 2007.

AMSTRUP, S. C.; MCDONALD, T. L.; MANLY, B. F. J. Handbook of capture-recapture analysis. New Jersey: Princeton University Press, 2005. 313 p.

ANDRADE, P. C. M. O projeto Pé-de-Pincha em números: a conservação comunitária de tracajás (*Podocnemis unifilis*). Manejo Comunitário de Quelônios no Médio Amazonas e Juruá – Projeto Pé-de-Pincha. Moderna Press, Manaus, Brasil, p. 15-88, 2012.

ANDRADE, P. C. M.. Manejo Comunitário de Quelônios (Família Podocnemididae - *Podocnemis unifilis*, *P.sextuberculata*, *P.expansa*, *P.erythrocephala*) no Médio Rio Amazonas e Juruá. 1. ed. Manaus: Editora & Gráfica Moderna, 2017. v. 1. 324p .

ANDRADE, P. C. M.; GARCEZ, J.R.; AZEVEDO, S.H.; DUARTE, J.A.M.; BARBOZA, E.S.; POUND, M.C.D.; SILVA, L.C.N.; OLIVEIRA, P.H.G.; PINTO, J.R.S.; OLIVEIRA, A.B. Projeto Pé-de-pincha: Técnicas de conservação e manejo de quelônios – Manual do Monitor de Praia. Manaus: UNISOL/UFAM. 2015.

ANDRADE, P.C.M. Criação e Manejo de quelônios no Amazonas. Manaus/AM: Ibama, Pró- várzea, 522 p. 2008.

ANDRADE, P.C.M. Manejo participativo de quelônios por comunidades na Amazônia. In: MARCHAND, G.; VELDEN, F. V (Ed.). Olhares cruzados sobre as relações entre seres humanos e animais silvestres na Amazonia. (Brasil, Guiana Francesa). Manaus/AM: EDUA, 2017. p. 163-192

ANDRADE, P.C.M.; DUARTE, J. A. M.; COSTA, F. S. et al. 2003. Diagnostic of comercial farming of chelonians (*Podocnemis sp.*) in Amazonas state – Brazil. Anais do Meeting of Ictiologist and herpetologist. Manaus/AM – CD.

ANDRADE, P.C.M.; GARCEZ, J. R.; LIMA, A. C.; DUARTE, J. A. M.; ANIZIO, T. L. F.; RODRIGUES, W. S.; OLIVEIRA, A. B.; ALVES, H. R. B. Panorama da Quelonicultura no Brasil: uma estratégia para conservação das espécies e geração de renda. *Aquaculture Brasil*, v. 22, n. 1, p. 40-48, 2021.

ANDRADE, P.C.M.; LIMA, A.C.; SILVA, R.G.; DUARTE, J.A.M. et al. 2001. Manejo Sustentável de Quelônios (*Podocnemis unifilis*, *P. sextuberculata*, *P. expansa* e *P. erythrocephala*) nos Municípios de Terra Santa e Oriximiná- PA e Nhamundá e Parintins- AM - "Projeto Pé-de-Pincha". *Revista de Extensão da Universidade do Amazonas. PROEXT/FUA*, Manaus/AM. Vol. 2, Número único, p. 1-25.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. Official methods of analysis of the association of Official Analytical Chemists 16. ed. Washington: AOAC, 1995. v. 2.

BÉZY, V.S.; VALVERDE, R.A.; PLANTE, C.J. (2015). Olive Ridley Sea Turtle Hatching Success as a Function of the Microbial Abundance in Nest Sand at Ostional, Costa Rica. *PLoS ONE* 10(2): e0118579. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0118579>.

BOHAC, C. E. et al. Assessment of methodologies for colorimetric cholesterol assay of meats. *Journal of Food Science*, Chicago, v. 53, n. 6, p. 1642-1644, 1988.

BRASIL. Casa Civil. Portaria no 142/1992, 30 de dezembro de 1992. *Diário Oficial da União – D.O.U.*, seção 1, p. 922, Brasília, DF, 1993.

BRASIL. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA. PORTARIA IBAMA no 259, 21 de março de 2011, *Diário Oficial da União – D.O.U.*, seção 2, p. 37, 2011.

BRASIL. Lei Nº 5.197, de 03 de janeiro de 1967. Dispõe sobre a proteção à fauna e dá outras providências. Brasília, DF: *Diário Oficial da União*, 1967.

CAGLE, F. R. A system of marking turtles for future identification. *Copeia*, n. 3, p. 170-173, 1939.

CATIQUE, T.S. CARACTERIZAÇÃO E INFLUÊNCIA DO SUBSTRATO DE ÁREAS NATURAIS E ARTIFICIAIS DE REPRODUÇÃO DA TARTARUGA DA AMAZÔNIA *Podocnemis expansa* E TRACAJÁ *Podocnemis unifilis* NA AMAZÔNIA. Monografia, Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2011. 42 p.

CENAQUA. Informativo da Associação Pró -Tartaruga. *Rev. Chelonia* . Goiânia, jun. 1994.

CHAVES, W.A.; Valle, D.; TAVARES, A.S.; MORCATTY, T.Q.; WILCOVE, D.S. Impacts of rural to urban migration, urbanization, and generational change on consumption of wild animals in the Amazon. *Conservation Biology*. Volume 35, Issue 4. August 2021. Pages 1186-1197.

Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES). 2016. Tortoises and freshwater turtles (*Testudines* spp.). Document CoP17.73.

CONWAY-GÓMEZ, K. Effects of human settlements on abundance of *Podocnemis unifilis* and *P. expansa* turtles in northeastern Bolivia. *Chelonian Conservation and Biology*, v. 6, n. 2, p. 199-205, 2007.

COOCH, E.; WHITE, G. Program MARK: A gentle introduction. 2008.

ERNST, C.H.; BARBOUR, R.W. *Turtles of the world*. Washington and London: Smithsonian Institution, 1989. 313 p.

FERRARINI, S. A. *Quelônios: animais em extinção*. Manaus, 1980.

FERRONATO, B. O., MORALES, V. M. Biology and conservation of the freshwater turtles and tortoises of Peru. *IRCF Reptiles & Amphibians: Conservation and Natural History*, v. 19, p. 103-116, 2012.

FIORI, M.M. A carne, a gordura e os ovos : colonização, caça e pesca na Amazônia [recurso eletrônico] / Marlon Marcel Fiori, Christian Fausto Moraes dos Santos. – Dados eletrônicos. – Porto Alegre : EDIPUCRS, 2015. 109 p. (Série História ; v. 63).

FOLCH, J.M.; LEES, M.; SLOANE, G.H. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *The Journal of Biological Chemistry*, Baltimore, v. 226, n. 1, p. 497-509, 1956.

FONSECA, R.A.; MELO, S.; MIORANDO, P.S.; Pezzuti, J.C.B. Manejo e conservação de quelônios na Amazônia brasileira. Paper do NAEA 2020, Volume 29, Nº 2.

FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR. Assim nasceu o Projeto Tamar. Salvador: Fundação Pró-Tamar, 2000. 93 p.

GARCEZ, J.R. Comercialização e reprodução da tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*) e do tracajá (*Podocnemis unifilis*) em cativeiro no estado do Amazonas. Monografia, Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2009. 48 p..

GOMES, C.V.A. Ciclos econômicos do extrativismo na Amazônia na visão dos viajantes naturalistas. *Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi. Cienc. Hum.*, Belém, v. 13, n. 1, p. 129-146, jan.-abr. 2018.

IBAMA. 2019. LACAVA, R. V., & BALESTRA, R. A. M. (org.) Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Quelônios Amazônicos. Brasília: IBAMA, 2019. 192 p.

ICMBIO. Diagnóstico da Fauna – Avaliação científica do risco de extinção da fauna brasileira. Coordenação de Avaliação do Estado de Conservação da Biodiversidade – Coabio /CGESP/ICMBio. Brasília: ICMBio. 2014. 40p. (Biodiversidade Brasileira)

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Manejo conservacionista e monitoramento populacional de quelônios amazônicos / Rafael Antônio Machado Balestra, Organizador. Brasília: Ibama, 2016.

IVERSON, J.B. A revised checklist with distribution maps of the turtles of the world. Richmond: Earlham College, 1992. 363 p.

LIMA, B.M. Fonte e efeitos dos microrganismos contaminantes em ovos de *Podocnemis expansa* e *P. unifilis* em ambiente natural e cativeiro. 2023. 127



f. Dissertação (Mestrado Ciência Animal e Recursos Pesqueiros) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus (AM), 2023.

LOPES, T.S. Descrição do perfil hormonal de matrizes e reprodutores de tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger 1812) em cativeiro no Amazonas. 2021. 128 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal e Recursos Pesqueiros) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus (AM), 2021.

LUISELLI, L.; STARITA, A.; CARPANETO, G.M.; SEGNIAGBETO, G.H.; AMORI, G. A Short Review of the International Trade of Wild Tortoises and Freshwater Turtles Across the World and Throughout Two Decades. *Chelonian Conservation and Biology*, 15(2):167-172 (2016).

LUZ, V.L.F; REIS, I.J. dos. Criação comercial de tartaruga e tracajá. Manual técnico. Sebrae. Cuiabá. 2005. 72 p.

MALVASIO, A. et al. Morfometria e histologia das gônadas de machos e fêmeas recém eclodidos de *Podocnemis expansa* e *Podocnemis unifilis* (Testudines, Podocnemididae). *Acta Scientiarum*, v. 34, n. 1, p. 105–112, 2012.

MAPCHART. 2023. Disponível em: <<https://www.mapchart.net/>>. Acesso em: 07, novembro de 2023.

MAPCHART. 2023. Disponível em: <<https://www.mapchart.net/>>. Acesso em: 05, fevereiro de 2023.

MOGOLLONES, S. C., RODRÍGUEZ, D. J., HERNÁNDEZ, O., BARRETO, G. R. A demographic study of the arrau turtle (*Podocnemis expansa*) in the Middle Orinoco River, Venezuela. *Chelonian Conservation and Biology*, v. 9, n. 1, p. 79-89, 2010.

OLIVEIRA, A.B. Guia Técnico NUPA Norte Aquicultura: boas práticas na criação de quelônios amazônicos. / autores Anndson Brelaz de Oliveira; Jânderson Rocha Garcez e Paulo Cesar Machado Andrade. – Manaus: IFAM/PROEX, 2021. 24 p. : il. color.

PÁDUA, L. F. M.; ALHO, C. J. R. Comportamento de Nidificação da Tartaruga da Amazônia. *Brasil Florestal*, jan./fev./mar. 1982..

PANTOJA-LIMA, J.; ARIDE, P.H.R.; OLIVEIRA, A.T.; FÉLIX-SILVA, D.; PEZZUTI, J.C.B.; REBÊLO, G.H. Chain of commercialization of *Podocnemis spp.* turtles (Testudines: Podocnemididae) in the Purus River, Amazon basin, Brazil: current status and perspectives. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*. 2014, 10:8.

PRITCHARD, P.C.H. *Encyclopedia of turtles*. Neptune: T.F.H. Publications, Inc., 1979. 895 p.

PRITCHARD, P.C.H.; TREBBAU, P. *The turtles of Venezuela*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, 1984. 403 p.

RAEDER, F. L. *Elaboração de plano para conservação e manejo de aves e quelônios na Praia do Horizonte, Reserva de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, AM*. 2003.

REVA, E.; BALENSIEFER, M.; SILVA, R.H.B. *Projeto Quelônios da Amazônia 10 anos*. Brasília: IBAMA, 1989. 119 p.

RHODIN, A.G.J., IVERSON, J.B., BOUR, R., FRITZ, U., GEORGES, A., SHAFFER, H.B., & VAN DIJK, P.P. *Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status*. 9<sup>a</sup> Ed. California: IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group/Chelonian Research Foundation and Turtle Conservancy, 2021. 472 pp.

SARRUGE, J.R.; HAAG, H.P. *Análises químicas em plantas Piracicaba: USP/ESALQ*, 1974. p. 56.

SOINI, P. *Estudio, reproducción e manejo de los quelonios del genero Podocnemism (charapa, cupiso y tarycaia) en la cuenca del rio Pacaya, Loreto – Peru*. Lima, Perú: Investigaciones en La Estación Biológica Cahuana, 1979-1994. CDC – UNALM / FPCN/ TCN. 1997.

VALENZUELA, N. Constant, Shift, and Natural Temperature Effects on Sex Determination in *Podocnemis expansa* Turtles. *Ecology*, v. 82, n. 11, p. 3010-3024, 2001.

van DIJK, P. P.; IVERSON, J.; RHODIN, A.; SHAFFER, H.; BOUR, R. *Turtle Taxonomy Working Group. Turtles of the World. 7th Ed. Annotated*

Checklist of Taxonomy, Synonymy, Distribution with maps, and Conservation Status. Chelonian Research Monographs, n. 5, v. 7, p. 329-479, 2014.

VOGT, R. C. Tartarugas da Amazônia. Ed. Biblos. Lima, Perú. 2008. 104 p.

VOGT, R. C. Temperature Controlled Sex Determination as a Tool for Turtle Conservation. Chelonian Conservation and Biology , v. 1, n. 2, p. 159 - 162, 1994.

## 9. Anexos

SEI/UFAM - 1870138 - Certificado CEUA

[https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador.php?acao=documento\\_imprim...](https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador.php?acao=documento_imprim...)



Ministério da Educação  
Universidade Federal do Amazonas  
Comitê de Ética em Experimentação Animal

### CERTIFICADO CEUA/UFAM

Certificamos que a proposta intitulada: **Níveis de energia na alimentação de tartaruga-da-amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger, 1812) em cativeiro no Amazonas**, registrada com o nº 23105.001109/2024-77, sob a responsabilidade de Paulo César Machado Andrade - que envolve a produção, manutenção ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto humanos), para fins de pesquisa científica - encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovada pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), em reunião de *ad referendum*

Finalidade	( ) Ensino (X) Pesquisa Científica
Vigência da autorização	prorrogação de proposta anteriormente registrada com sob o número 064/2019, até 31 de dezembro de 2025
Espécie/linhagem/raça	Tartarugas ( <i>Podocnemis expansa</i> )
Nº de animais	674
Peso/Idade	Filhotes (22 a 200 gramas) e Adultos (12 a 45 kg)
Sexo	Machos e Fêmeas
Origem	Fazenda Bicho do Rio, km 26, AM 070, Iranduba - Amazonas.

#### PROCESSO:

<b>APROVADO/DATA:</b> 11 de janeiro de 2024
<b>TÍTULO:</b> Níveis de energia na alimentação de tartaruga-da-amazônia ( <i>Podocnemis expansa</i> , Schweigger, 1812) em cativeiro no Amazonas.
<b>AUTORES:</b> Paulo César Machado Andrade
<b>DEPARTAMENTO/UFAM:</b> Departamento de Produção Animal e Vegetal - FCA

Manaus, 11 de janeiro de 2024.



Documento assinado eletronicamente por **Marcus Vinícius Alves da Silva, Médico Veterinário**, em 11/01/2024, às 16:46, conforme horário oficial de Manaus, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site [https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador\\_externo.php?acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_acesso\\_externo=0](https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador **1870138** e o código CRC **4D338867**.

Av. Rodrigo Otávio, 6200 - Bairro Coroado Campus Universitário Senador Arthur Virgílio Filho, Setor Sul, Bloco D, ao lado do Biotério Central - Telefone:  
CEP 69077-000, Manaus/AM, [ceumanaus@ufam.edu.br](mailto:ceumanaus@ufam.edu.br)

Referência: Processo nº 23105.001109/2024-77

SEI nº 1870138



Ministério da Educação  
Universidade Federal do Amazonas  
Comitê de Ética em Experimentação Animal

**CERTIFICADO CEUA/UFAM**

Certificamos que a proposta intitulada **Influência de diferentes sistemas de incubação sobre o sucesso reprodutivo de Tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*, schweigger, 1812) em cativeiro**, registrada com o nº 23105.000584/2024-26, sob a responsabilidade de Paulo Cesar Machado Andrade - que envolve a produção, manutenção ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto humanos), para fins de pesquisa científica - encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovada pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA) da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), em reunião de 30 de janeiro de 2024.

Finalidade	( ) Ensino (X) Pesquisa Científica
Vigência da autorização	31/12/2025
Espécie/linhagem/raça	Tartaruga-da-Amazônia
Nº de animais	96
Peso/Idade	Filhotes (4 a 24 meses)
Sexo	Machos e Fêmeas
Origem	oriundos de criadouro legalizado pelo IBAMA

**PROCESSO:**

<b>APROVADO/DATA:</b> 30/01/2024
<b>TÍTULO:</b> Influência de diferentes sistemas de incubação sobre o sucesso reprodutivo de Tartaruga-da-Amazônia ( <i>Podocnemis expansa</i> , schweigger, 1812) em cativeiro
<b>AUTORES:</b> Paulo Cesar Machado Andrade
<b>DEPARTAMENTO/UFAM:</b> Departamento de Produção Animal e Vegetal - FCA

Manaus, 20 de fevereiro de 2024.



Documento assinado eletronicamente por **Marcus Vinícius Alves da Silva, Médico Veterinário**, em 23/02/2024, às 15:17, conforme horário oficial de Manaus, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site [https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador\\_externo.php?acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_acesso\\_externo=0](https://sei.ufam.edu.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador **1924760** e o código CRC **1B3F813C**.

Av. Rodrigo Otávio, 6200 - Bairro Coroado Campus Universitário Senador Arthur Virgílio Filho, Setor Sul, Bloco D, ao lado do Biotério Central -  
Telefone:  
CEP 69077-000, Manaus/AM, ceuamaneus@ufam.edu.br

---

Referência: Processo nº 23105.000584/2024-26

SEI nº 1924760