

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

MAPEAMENTO TÉRMICO FACIAL EM BUGIO-PRETO
(*Alouatta caraya*)

ANDRÉ LUIZ MOTA DA COSTA

Botucatu – SP
2023

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

MAPEAMENTO TÉRMICO FACIAL EM BUGIO-PRETO
(*Alouatta caraya*)

ANDRÉ LUIZ MOTA DA COSTA

Tese apresentada junto ao Programa de
Pós-Graduação em Animais Selvagens
para a obtenção do título de Doutor.

Orientador: Prof. Dr. Carlos Roberto Teixeira

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: MARIA CAROLINA A. CRUZ E SANTOS-CRB 8/10188

Costa, André Luiz Mota da.

Mapeamento térmico facial em bugio-preto (*Alouatta caraya*) / André Luiz Mota da Costa. - Botucatu, 2023

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia

Orientador: Carlos Roberto Teixeira

Capes: 50500007

1. Face. 2. Bugio-preto. 3. Olhos. 4. Primatas.
5. Termografia.

Palavras-chave: Face; Infravermelho; Olho; Primata;
Termografia.

Nome do autor: **André Luiz Mota da Costa**

TÍTULO: MAPEAMENTO TÉRMICO FACIAL EM BUGIO-PRETO (*Alouatta caraya*)

COMISSÃO EXAMINADORA

Prof. Dr. Carlos Roberto Teixeira

Presidente e Orientador

Departamento de Cirurgia Veterinária e Reprodução Animal - FMVZ – Unesp – Botucatu

Prof^a. Titular Dr^a. Sheila Canevese Rahal

Departamento de Cirurgia Veterinária e Reprodução Animal - FMVZ – Unesp – Botucatu

Prof^a. Titular Dr^a. Cláudia Valéria Seullner Brandão

Departamento de Cirurgia Veterinária e Reprodução Animal - FMVZ – Unesp – Botucatu

Prof. Dr. Pedro Enrique Navas Suárez

Faculdade das Américas

Prof. Dr. Ramiro das Neves Dias Neto

Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri – Unaí/MG

Data da Defesa: 19 de dezembro de 2023

Aos meus pais Basílio e Nadja, por me darem um firme alicerce e incentivo perene.

Aos meus Avós Rodrigo e Paschoa, por adubarem a semente do amor aos animais.

À minha esposa Patrícia, pelo apoio e motivação de sempre.

Aos meus filhos Ique e Julio, pela inspiração diária.

Agradecimentos

Ao meu orientador Prof. Dr. Carlos Roberto Teixeira por toda a serenidade e sapiência com que me conduziu nesse doutorado; e pelo incentivo para que eu seguisse na pesquisa, desde a defesa de minha dissertação de mestrado.

Às professoras Sheila Rahal e Valéria Brandão pelas dicas e instruções durante o doutorado.

Ao amigo Rodrigo Teixeira, grande parceiro e colega de trabalho. Obrigado por me apresentar à Termografia Infravermelha em 2013, me deixando de herança como linha de pesquisa. Agradeço também pelas amplas discussões no delineamento deste trabalho.

Às médicas-veterinárias residentes do PZMQB: Maraya Silva, Mayara Caiaffa, Cássia Gonzaga, Flora Nogueira, Marina Alvarado e Shamira Leandro, pela grande ajuda na captação das imagens dos bugios durante o projeto.

Aos meus filhos Ique e Julio, que com seus conhecimentos tecnológicos tanto me ajudaram durante o projeto.

Ao Parque Zoológico Municipal Quinzinho de Barros por autorizar a pesquisa em suas dependências e nos animais sob seus cuidados.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	IV
LISTA DE FIGURAS.....	V
LISTA DE ABREVIATURAS.....	VI
Resumo.....	VII
Abstract.....	VIII
1- INTRODUÇÃO.....	2
2- OBJETIVOS.....	6
3- REVISÃO DA LITERATURA.....	8
3.1- Termografia infravermelha.....	8
3.2- Janelas térmicas e mapeamento térmico.....	16
3.3- Febre.....	19
3.4- Bugio-preto (<i>Alouatta caraya</i>).....	21
3.5- Febre Amarela.....	25
4- MATERIAL E MÉTODOS.....	29
4.1- Local de estudo.....	29
4.2- Animais e recintos.....	30
4.3- Termógrafo.....	30
4.4- Captação de imagens.....	32
4.5- Interpretação das imagens.....	34
4.6- Análise estatística.....	35
5- RESULTADOS.....	37
6- DISCUSSÃO.....	40
7- CONCLUSÕES.....	44
8- REFERÊNCIAS.....	46
9- TRABALHO CIENTÍFICO.....	57

10- ANEXOS.....	67
10.1- ANEXO I - ATESTADO CEUA.....	67
10.2- ANEXO II - EXAMES LABORATORIAIS.....	68
10.3- ANEXO III - TABELA NUTRICIONAL DOS BUGIOS-PRETOS (ZOO DE SOROCABA).....	76
10.4- ANEXO IV – TABELA DE CONDIÇÕES CLIMÁTICAS NOS DIAS DE CAPTAÇÃO DE IMAGENS.....	77

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Animais utilizados no estudo e suas identificações.....	30
TABELA 2 - Medianas e percentis 25 e 75% da temperatura facial, dos olhos e relação E1/SP comparados pelo Teste de Kruskal-Wallis (P<0,05).....	37
TABELA 3 - Média e desvio padrão da temperatura facial e temperatura dos olhos em cada época do ano pelo teste t (Student) P<0,05.....	38

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1 - Imagem termográfica de bugio-preto fêmea no *software*. É possível comparar as cores no animal com as cores padronizadas na barra multicolorida do padrão *Rainbow*, à esquerda da foto. No padrão estabelecido o azul escuro representa temperaturas mais baixas ($18,5^{\circ}\text{C}$) e o branco temperaturas mais altas ($36,7^{\circ}\text{C}$).8
- FIGURA 2 - Distribuição geográfica do bugio-preto (*Alouatta caraya*).....22
- FIGURA 3 - Casal de bugios-pretos do estudo apresentando dimorfismo sexual, o macho adulto de coloração preta e a fêmea com coloração amarela.....23
- FIGURA 4 - Localização do Parque Zoológico Municipal “Quinzinho de Barros” na Rua Teodoro Kaisel, 883. Município de Sorocaba – Estado de São Paulo.....29
- FIGURA 5 - Recinto dos bugios-pretos no Zoológico de Sorocaba – SP.....31
- FIGURA 6 - Termógrafo T460, modelo utilizado no estudo.....32
- FIGURA 7- A lente do termógrafo foi posicionada entre os fios da tela, melhorando a qualidade da imagem.....33
- FIGURA 8 - Imagem da tela do software FLIR Thermal Studio. Os pontos Sp1 e Sp2 mostram a temperatura ocular e a elipse E1 mensura a temperatura da área facial estudada.....34
- FIGURA 9 - Gráfico com médias de temperatura facial e ocular em cada estação do ano.....38

LISTA DE ABREVIATURAS

a.C. – antes de Cristo

C – Celsius ou centígrados

Covid-19 - (Co)rona (vi)rus (d)isease, 2019

et al. – et alia (e outros)

E1- elipse 1

FA – Febre Amarela

HOR – Horizontal

IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis

IUCN – International Union for Conservation of Nature (União Internacional para Conservação da Natureza)

m – metro

m² - metro quadrado

mK - miliKelvin

mm - milímetro

mrad - miliradiano

n – número

nm - nanômetro

O – Oeste

p – página

PNH- primata não humano

PZMQB – Parque Zoológico Municipal Quinzinho de Barros

S - Sul

SARS- Severe Acute Respiratory Syndrome (Síndrome Respiratória Aguda)

Sp – média de Sp1 e Sp2

Sp1 – “spot” 1

Sp2 – “spot” 2

SP – São Paulo

VERT- Vertical

COSTA, A.L.M. Mapeamento térmico facial em bugio-preto (*Alouatta caraya*). Botucatu, 2023. 77p. Tese (Doutorado em Animais Selvagens) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Campus de Botucatu, Universidade Estadual Paulista.

RESUMO

O bugio-preto (*Alouatta caraya*) habita diversas regiões no Brasil, Argentina, Paraguai e Bolívia e a conservação da espécie vem sendo ameaçada pelo desmatamento, construções de estradas e barragens, pela caça e por surtos de febre amarela silvestre. O estudo teve como objetivo utilizar a termografia infravermelha como ferramenta para o mapeamento da temperatura facial de bugios-pretos, com intuito de padronizar parâmetros que sirvam para diagnóstico remoto de processos febris presentes em doenças infecciosas; sem a necessidade de contenção, minimizando o estresse e priorizando o bem-estar animal. Foram avaliadas 153 imagens de um grupo de quatro indivíduos hígidos (2 machos e 2 fêmeas), mantidos sob cuidados humanos no Zoológico de Sorocaba, SP, Brasil. As imagens foram registradas pelo termógrafo FLIR T460, durante o período de um ano, perfazendo todas as estações do ano e nos períodos da manhã e da tarde, para abranger todas as variáveis climáticas da cidade onde se localiza o zoológico. Foram avaliadas as temperaturas dos olhos e da face. Os resultados mostraram que houve diferença estatística significativa nas mensurações termográficas entre os olhos e a face (teste t Student, $P < 0,05$), para todas as estações do ano avaliadas. Também foi constatada diferença significativa entre as estações do ano, tanto para a temperatura dos olhos ($P = 0,014$), como para a facial ($P < 0,001$). Os valores (média e desvio-padrão) de temperatura facial e ocular foram respectivamente: $33,0^{\circ}\text{C}$ (2,1) e $36,5^{\circ}\text{C}$ (1,9) no verão; $31,5^{\circ}\text{C}$ (4,5) e $35,3^{\circ}\text{C}$ (3,6) no outono; $30,0^{\circ}\text{C}$ (4,3) e $35,6^{\circ}\text{C}$ (3,9) no inverno; $30,8^{\circ}\text{C}$ (2,9) e $35,5^{\circ}\text{C}$ (2,1) na primavera. O uso da termografia infravermelha para mapeamento facial do bugio-preto foi efetivo, sendo possível estabelecer parâmetro confiável para as temperaturas ocular e facial.

Palavras-chave: face; infravermelho; olho; primata; termografia,.

COSTA, A.L.M. Facial thermal mapping in black-and-gold howler monkey (*Alouatta caraya*). Botucatu, 2023. 77p. Tese (Doutorado em Animais Selvagens) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Campus de Botucatu, Universidade Estadual Paulista.

ABSTRACT

The black-and-gold howler monkey (*Alouatta caraya*) inhabits several regions in Brazil, Argentina, Paraguay and Bolivia and the conservation of the species has been threatened by deforestation, construction of roads and dams, hunting and outbreaks of wild yellow fever. The aim of this study was to use infrared thermography as a tool for mapping the facial temperature of black-and-gold howler monkeys, with the purpose of standardizing parameters that serve for the remote diagnosis of febrile processes present in infectious diseases; without the need for restraint, minimizing stress and prioritizing animal welfare. Were evaluated 153 images of a group of four healthy individuals (2 males and 2 females) kept under human care at the Sorocaba Zoo, SP, Brazil. The images were recorded by the FLIR T460 thermograph, during the period of one year, covering all seasons of the year and in the morning and afternoon periods, to cover all the climatic variables of the city where the zoo is located. Eye and face temperatures were evaluated. The results showed that there was a statistically significant difference in thermographic measurements between the eyes and the face (Student's t test, $P < 0.05$) for all seasons evaluated. A significant difference was also found between the seasons of the year, both for eye ($P = 0.014$) and facial temperature ($P < 0.001$). Mean values and standard deviations for facial and ocular temperature were respectively: 33.0°C (2.1) and 36.5°C (1.9) in the summer; 31.5°C (4.5) and 35.3°C (3.6) in the autumn; 30.0°C (4.3) and 35.6°C (3.9) in the winter; 30.8°C (2.9) and 35.5°C (2.1) in the spring. The use of infrared thermography for facial mapping of black-and-gold howler monkeys was effective, making it possible to establish a reliable parameter for eye and facial temperature.

Key-words: eye; face; infrared; primate; thermography.

INTRODUÇÃO

1. INTRODUÇÃO

Os bugios (gênero *Alouatta*) estão entre os maiores primatas do Novo Mundo, pertencem à Família Atelidae e estão classificados na Subfamília Alouattinae que engloba as nove espécies do gênero *Alouatta* (NOWAK, 1999; VERONA e PISSINATTI, 2014; BICCA-MARQUES et al., 2021). O bugio-preto (*Alouatta caraya*, Humboldt, 1812) habita diversas regiões no Brasil, Argentina, Paraguai e Bolívia (BROWN e ZUNINO, 1994; LYNCH ALFARO et al., 2015). No Brasil ocupa regiões de florestas e savanas, abrangendo os biomas do Cerrado, Pantanal, Pampas, podendo atingir até áreas de Caatinga (BICCA-MARQUES et al., 2021).

Os primatas são afetados por atividades antrópicas que causam perda, fragmentação, redução ou isolamento de suas áreas nativas (MICHALSKI & PERES, 2005). Ações antrópicas como desmatamento para expansão agropecuária (RIBEIRO et al., 2009), construções de estradas e barragens hidrelétricas e a caça para alimentação ou para comércio ilegal são os principais agravos à conservação dos primatas (RODRIGUES, 2006; HARRISON-LEVINE et al., 2019). Embora a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) classifique o bugio-preto (*A. caraya*) como espécie “Quase Ameaçada”, alguns autores sugerem a recategorização como “Vulnerável” com base na variabilidade genética limitada relatada nas populações mais ao sul do Brasil (OKLANDER et al., 2019; BICCA-MARQUES et al., 2021), na redução dramática da densidade e na perda de populações inteiras após dois surtos de febre amarela silvestre nos anos de 2008-2009 e 2016-2019 (HOLZMANN et al., 2010; BICCA-MARQUES et al., 2017; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2018, 2019). Duas outras importantes doenças que acometem os primatas do Novo Mundo mantidos sob cuidados humanos são a leptospirose e a toxoplasmose, causando quadros febris e alta letalidade (VERONA & PISSINATTI, 2014).

Os bugios são descritos como o gênero mais suscetível ao vírus da febre amarela, desenvolvendo doença clínica fatal poucos dias após a infecção (VERONA & PISSINATTI, 2014). Sendo assim, como sentinelas para a detecção do vírus (KLITTING et al., 2018), têm grande importância para a vigilância epidemiológica, permitindo o estabelecimento precoce de medidas de

controle e prevenção; para tal necessita-se de ferramentas práticas e efetivas para detecção de processos febris nesses animais (BICCA-MARQUES & DE FREITAS, 2010; SICONELLI et al., 2019).

A termografia infravermelha é a técnica de inspeção não invasiva, realizada com a utilização de sistema infravermelho para a medição de temperaturas (HILSBURG-MERZ, 2008). O infravermelho é uma frequência eletromagnética naturalmente emitida por qualquer corpo, porém essa frequência está além da capacidade da visão humana (MATIAS, 2002). O equipamento que identifica e mensura essa frequência é o termógrafo, que converte a radiação infravermelha em uma imagem capaz de mostrar com clareza regiões quentes e frias, por gradiente de cores, que pode ser analisada com utilização de um *software* (SANCHES, 2009).

Dessa forma, a termografia infravermelha torna-se um método seguro e não invasivo para pesquisa nos mais diversos ramos da Medicina Veterinária (McCAFFERTY, 2007). De acordo com Bowers et al. (2009), ao estudar animais, os termovisores são usados remotamente e o indivíduo observado não é submetido à contenção física ou química, reduzindo significativamente o estresse e suas possíveis complicações, fator muito importante se tratando de animais selvagens. Na medicina veterinária os termovisores são utilizados para aferir temperatura corporal dos tecidos externos e internos. Processos fisiológicos ou patológicos afetam a temperatura de tecidos internos por aumentar ou diminuir o fluxo de sangue. Um organismo saudável possui um equilíbrio na distribuição da temperatura entre as diferentes partes do corpo e as partes anatômicas podem ser comparadas para identificar pontos mais quentes ou mais frios; e as causas do desequilíbrio térmico podem ser determinadas com base em conhecimentos de uma determinada espécie.

A técnica é melhor aplicada em animais de pelo curto, já que os pelos longos podem causar isolamento térmico do corpo e dificultar a interpretação das imagens (HILSBURG-MERZ, 2008). Em seres humanos, imagens da cabeça são frequentemente usadas na vigilância de processos febris (NG, 2005; RING et al., 2008; PASCOE & FISHER, 2010; CHEUNG et al., 2012; MARTINEZ-JIMENEZ et al., 2020). A temperatura dos olhos (ZINN et al, 1985; GEORGE et al, 2014; ZANGHI, 2016) e da face já se mostraram confiáveis

como indicativos da temperatura corpórea (GEORGE et al, 2014; IOANNOU et al., 2015).

Segundo Hilsberg-Merz (2008), o mapeamento térmico de cada espécie é fundamental para adequada interpretação do termograma. Quando se avalia imagem de uma espécie que não se conhece o mapeamento, recomenda-se fazer comparação entre espécimes ou ainda fazer diversas imagens do mesmo indivíduo em diferentes posições, para que se consiga detectar alterações térmicas compatíveis com processos patológicos.

A termografia infravermelha como tecnologia remota de aferição de temperatura, mostra-se uma excelente ferramenta para a detecção precoce de doenças febris (CHIU et al., 2005; KHAKSARI et al., 2021). Sendo a febre amarela a doença infecciosa mais prevalente e devastadora em bugios *in situ* e a toxoplasmose e leptospirose *ex situ* (VERONA & PISSINATTI, 2014), exalta-se a importância da termografia infravermelha, a qual pode detectar nos primatas os quadros febris de forma remota e previamente aos quadros graves das enfermidades (CHIU et al., 2005; HILSBURG-MERZ, 2008; KHAKSARI et al., 2021). Para a eficácia do exame termográfico em uma espécie, é fundamental o mapeamento de uma região anatômica sem pelos, que se mostre confiável como indicativo da temperatura corpórea e seja anatomicamente acessível ao registro das imagens (HILSBURG-MERZ, 2008; GEORGE et al., 2014; IOANNOU et al., 2015).

OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

Utilizar a termografia infravermelha como ferramenta para o mapeamento da temperatura facial de bugios-pretos (*Alouatta caraya*), com intuito de padronizar parâmetros que sirvam para diagnóstico remoto de processos febris. Verificar se há diferença sazonal na temperatura facial. O mapeamento poderá ser utilizado na triagem de indivíduos suspeitos de portarem doenças infecciosas, tais como a febre amarela, toxoplasmose e leptospirose, que são extremamente impactantes na conservação deste grupo de primatas.

REVISÃO DA LITERATURA

3. REVISÃO DA LITERATURA

3.1 – Termografia Infravermelha

Segundo Matias (2002), a termografia infravermelha é a técnica de inspeção não invasiva, realizada com a utilização de sistema infravermelho para a medição de temperaturas, ou observação de padrões diferenciais de distribuição de calor, com o objetivo de propiciar informações relativas à condição operacional de um componente, equipamento ou processo. O infravermelho é uma frequência eletromagnética naturalmente emitida por qualquer corpo, porém essa frequência está além da capacidade da visão humana, com comprimento de ondas medindo acima de 700nm. O equipamento que identifica e mensura essa frequência é o termovisor, também chamado de termógrafo; com o mesmo torna-se possível a localização de regiões quentes ou frias, por meio da interpretação dos termogramas que fornecem imagens, em faixas de temperatura que podem cobrir de - 40 a 1500°C.

De acordo com Sanches (2009), o termógrafo converte a radiação infravermelha emitida pela superfície do corpo em impulsos elétricos. Um amplificador recebe os sinais elétricos e os transforma em poucos *volts*, sendo assim convertidos em valores digitais. Estes valores são visualizados como uma imagem colorida ou em escala de cinza. As imagens digitalizadas são facilmente visualizadas e podem ser analisadas usando *softwares* específicos.

Esses programas podem utilizar imagens multicoloridas (*Rainbow*) ou monocromáticas, em padrão de cinza (*Silver*). Quando a imagem é multicolorida, padronizou-se que cores em tons de azul e roxo indicam que a temperatura é baixa, enquanto as cores em tons mais quentes, que variam do amarelo ao vermelho, atingindo o branco, indicam temperaturas mais elevadas (Figura 1) (LAHIRI et al., 2012).



FIGURA 1 – Imagem termográfica de bugio-preto fêmea no *software*. É possível comparar as cores no animal com as cores padronizadas na barra multicolorida do padrão *Rainbow*, à esquerda da foto. No padrão estabelecido o azul escuro representa temperaturas mais baixas (18,5°C) e o branco temperaturas mais altas (36,7°C). Foto: André L.M. Costa.

A termografia infravermelha é uma ferramenta não invasiva de diagnóstico por imagem que não requer manipulação do paciente ou contenção (McCAFFERTY, 2007). Processos fisiológicos ou patológicos que envolvam mudança na temperatura da superfície corpórea podem ser avaliados por essa técnica (BOWERS et al., 2009). Esse moderno método provê imagens instantâneas, em tempo real, mesmo a grandes distâncias (HILSBURG-MERZ, 2008). Termogramas não requerem iluminação externa ou irradiação do objeto e pode ser obtido na escuridão total. Não são influenciados pela cor da pele ou pigmentação, pois eles dependem exclusiva e diretamente da temperatura da pele (PUROHIT et al., 1977).

De acordo com Bowers et al. (2009), o calor gerado durante o processo inflamatório é transferido para os tecidos adjacentes (incluindo a derme) pelo reforço do fluxo capilar sanguíneo; por consequência, ocorre dissipação de energia que é facilmente identificada pelo termovisor. Um organismo saudável possui um equilíbrio na distribuição da temperatura entre as diferentes partes do corpo e as partes anatômicas podem ser comparadas para identificar pontos mais quentes ou mais frios, e as causas do desequilíbrio térmico podem ser determinadas com base em conhecimentos de uma determinada espécie.

Baseando-se no fato de que o calor é um dos sinais cardinais da inflamação, um aumento de temperatura na superfície pode indicar inflamação das estruturas perto desse ponto (HEAD & DYSON, 2001).

Dessa forma, a termografia infravermelha torna-se um método seguro de diagnóstico e pesquisa nos mais diversos ramos da Medicina Veterinária, sendo também utilizada como excelente ferramenta de aplicação prática em outras áreas como indústria, construção civil, segurança pública, salvamento e resgate, controle de fronteiras, medicina humana, agropecuária e biologia (McCAFFERTY, 2007).

Segundo Marino e Loughin (2010), o avanço da tecnologia infravermelha com consequente redução dos custos dos equipamentos, favorece a expansão da modalidade na Medicina Veterinária. De acordo com eles, em comparação com outras modalidades de imagem, a termografia não requer anestesia e não expõe o paciente à radiação.

A termografia é um exame complementar importante, mas sua grande vantagem é que em alguns casos é mais precoce na detecção de alterações fisiopatológicas (MIKAIL, 2010). Na medicina equina é possível identificar uma lesão que leva à claudicação até duas semanas antes desta gerar sintomas (STRÖMBERG, 1973; VADEN et al., 1980; MARR, 1992).

A primeira aplicação médica da termografia foi realizada por Hipócrates (460-375 a.C.), médico grego considerado o “Pai da Medicina” (HILSBURG-MERZ, 2008). Ele utilizava finas camadas de lama para realizar as mensurações de temperatura no corpo, como um termógrafo primitivo; assim, as áreas de maior emissão de calor provocavam a secagem mais rápida da lama, sendo possível identificar o local do processo inflamatório (WALDSMITH, 1992). Depois disso, só em 1800 o astrônomo alemão William Herschel conseguiu provar a existência dos raios infravermelhos, sendo criado o primeiro termógrafo em 1830 por seu filho John Herschel (HILSBURG-MERZ, 2008). O grande avanço da tecnologia infravermelha foi realizado na década de 1940, por pesquisadores militares, para uso em visão noturna e com o fim da Guerra Fria a técnica foi disponibilizada comercialmente (LOUGHIN & MARINO, 2007; ARORA et al., 2008).

A apresentação à comunidade médica ocorreu em 1959, quando foi usada para avaliar articulações em seres humanos (HILSBERG-MERZ, 2000). Para obter essas imagens termográficas, eram necessários vários minutos e a temperatura não podia ser quantificada (LOUGHIN & MARINO, 2007; HILSBERG-MERZ, 2008). Ao longo dos anos, os equipamentos e a tecnologia se tornaram mais sofisticados e na década de 1960, as imagens coloridas foram introduzidas (LOUGHIN & MARINO, 2007).

Na medicina humana a termografia foi usada para detecção precoce de doenças apenas nos anos 1980 (LOUGHIN & MARINO, 2007). Dentre as afecções diagnosticadas pelo método na medicina humana temos: dor lombossacra, prolapso de disco intervertebral, lesão espinhal, traumas, fraturas, neuropatias, deficiências de fluxo cardiovascular, queimaduras, monitoramento de enxertos e transplantes cutâneos (HILSBERG-MERZ, 2000).

Recentemente, com a pandemia de Covid-19, a termografia infravermelha foi altamente utilizada para detecção de seres humanos suspeitos de portarem a virose, pela mensuração da temperatura facial (MARTINEZ-JIMENEZ et al., 2020). A termografia infravermelha também foi utilizada para diagnóstico em massa de passageiros de aeroportos na detecção em massa de outras doenças infecto-contagiosas, tais como Síndrome Respiratória Aguda (SARS), Ebola, dengue e gripe suína (CHIU et al., 2005; KHAKSARI et al., 2021).

Nos estudos de vida selvagem, a termografia infravermelha começou a ser utilizada em meados dos anos 1940 para monitoramento e avaliação populacional de aves e mamíferos (GARNER et al., 1995, HILSBERG-MERZ, 2000). Já os estudos em medicina veterinária começaram apenas no final dos anos 1950 (HILSBERG-MERZ, 2000). Com o propósito de melhorar as avaliações, observações e medidas de temperatura superficial corporal dos animais, a tecnologia infravermelha é altamente aplicável na produção animal (COOK et al., 2006; McCAFFERTY, 2013).

Em 1965, a imagem térmica foi utilizada na medicina equina (DELAHANTY & GEORGI, 1965); sendo esta a área da medicina veterinária em que mais a termografia infravermelha avançou (WALDSMITH, 1992; TURNER, 1993; VON SCHWEINITZ, 1999). A termografia infravermelha foi

utilizada em cavalos sadios anestesiados e foi avaliada como uma boa ferramenta para a detecção precoce de lesões no sistema locomotor (HOLMES et al., 2003); assim como em cães pode ser utilizada com sucesso como ferramenta complementar para a detecção de claudicação dos membros pélvicos (GARCIA, 2013).

Em um estudo comportamental, conduzido por Ioannou et al. (2015), com macacos-rhesus (*Macaca mulatta*) mantidos sob cuidados humanos, houve exposição dos primatas a diferentes situações envolvendo irritação e prazer. Foi possível, com a termografia infravermelha, detectar diferentes gradientes térmicos em regiões do lábio superior, nariz e região orbital nas diversas situações em que os animais foram submetidos. Estes resultados provam que as imagens térmicas são um método confiável de monitorização fisiológica à distância, preservando o comportamento mais próximo do natural, sendo uma boa ferramenta para avaliação do bem-estar animal (DUNBAR et al., 2009; IOANNOU et al., 2015).

Philips (1992) foi o primeiro a fazer estudos de termorregulação em larga escala com animais de zoológicos, com auxílio de termografia infravermelha. Eulenberger e Kämpfer (1994) foram os primeiros a recomendar o uso da termografia infravermelha na medicina de animais selvagens, *in situ* e *ex situ*. No entanto, o equipamento utilizado não era prático para situações de campo, seja em zoológicos ou em vida livre. Hilsberg-Merz (2000) foi a primeira a utilizar um termógrafo moderno na medicina de animais selvagens.

Na medicina de animais selvagens, a imagem térmica é usada para determinar as causas de claudicação, lesões e inflamações; no diagnóstico de doenças infecciosas, período reprodutivo e gestação; e para controlar o bem-estar animal e níveis de estresse (CILULKO et al., 2013). O exame pode ser realizado à distância permitindo avaliação sem o estresse da contenção e sem risco ao examinador, sendo particularmente útil para os animais selvagens (MIKAIL, 2010).

Alguns autores consideram que a técnica em zoológicos poderia ser mais explorada (ROBERTO & SOUZA, 2014). São escassas as pesquisas realizadas em animais mantidos em zoológicos, tendo destaque dois trabalhos realizados em aves (HURLEY-SANDERS et al., 2012; DUNCAN et al., 2016),

um em coalas (NARAYAN et al., 2019), dois com carnívoros (KUHN et al., 2009; COSTA et al., 2020), dois com elefantes (WEISSENBOCK et al., 2010; ROWE et al., 2013) e outros dois com mamíferos em geral (HILSBURG-MERZ, 2000; MORTOLA, 2013).

Em um experimento de inoculação do vírus da Febre Aftosa em cervos-mula (*Odocoileus hemionus*) foi detectado aumento de temperatura podal através da termografia infravermelha, previamente aos sinais clínicos da doença (DUNBAR et al., 2009). O mesmo ocorreu em estudo similar com bovinos leiteiros (RAINWATER-LOVETT et al., 2009). Em outro estudo, efetuado por Arenas et al. (2002), a termografia foi utilizada para diagnosticar sarna sarcóptica em íbex-dos-Pireneus (*Capra pyrenaica*) de vida livre e comparou seu uso com avaliação das lesões a distância através de binóculos. Até 100 metros de distância, a termografia infravermelha se mostrou melhor que a avaliação com binóculos para detectar as lesões provocadas pela sarna.

Em uma onça-pintada (*Panthera onca*), a termografia infravermelha indicou uma grande área hipertérmica no abdome e posteriormente exames citológicos e histopatológicos detectaram uma neoplasia maligna (TEIXEIRA et al., 2017). Em macacos-caranguejeiros (*Macaca fascicularis*) a mensuração da temperatura corpórea pela termografia infravermelha não foi compatível com as mensurações de temperatura retal de 51 indivíduos (SIKOSKI et al., 2007). Já outra pesquisa, com 205 indivíduos da mesma espécie de primata, contidos quimicamente com cetamina, mostrou que houve similaridade entre a temperatura retal e as mensuradas pela termografia infravermelha nas regiões inguinal e peitoral (LAFFINS et al., 2017).

Outra aplicação importante da termografia infravermelha é no controle dos fenômenos reprodutivos (CILULKO et al., 2013). A ovulação de rinocerontes e elefantes já foi detectada pelo método, pela indicação do aumento de temperatura da genitália das fêmeas (HILSBURG-MERZ, 2008). O mesmo autor conseguiu identificar gestação em um rinoceronte-negro (*Diceros bicornis*) em seu terço final (HILSBURG-MERZ, 1998). Em panda-gigante (*Ailuropoda melanoleuca*) também já foi detectada gestação e pseudociese através da técnica (DURRANT et al., 2006).

Segundo Hilsberg-Merz (2008), ao comparar a termografia infravermelha com outros meios diagnósticos por imagem, tais como ultrassonografia, radiografia, tomografia computadorizada e ressonância magnética, vemos algumas vantagens. A primeira delas é que o exame é completamente não invasivo, não necessitando de contato com o paciente, ou qualquer tipo de condicionamento, imobilização ou sedação. Em seguida, este exame oferece ao médico-veterinário uma visão instantânea da situação, podendo auxiliá-lo em suas decisões clínicas e na escolha de outros métodos de diagnóstico, assim como no monitoramento do quadro. Outra vantagem é o fornecimento de imagens em tempo real, mostrando imagens de corpo inteiro e podendo compará-las com outros animais do grupo, permitindo ainda exames com os animais em movimento.

A termografia permite o monitoramento do quadro através do tempo, podendo comparar quadros de claudicação, inflamações e gestação. Considera-se também ser o exame ideal para uso em campo, pois o aparelho é portátil, leve e funciona com baterias (HILSBERG-MERZ, 2008).

No entanto, de acordo com Hilsberg-Merz (2008), assim como outras técnicas, a termografia infravermelha possui suas limitações. A primeira é a necessidade de conhecimento detalhado da anatomia das espécies estudadas. Como o exame é feito ao ar livre, na grande maioria das vezes, não há controle dos parâmetros ambientais, como a temperatura ambiental, umidade e vento, por exemplo. Ainda existem as questões relativas à liberdade do animal durante o exame, pois o movimento excessivo dificulta a tomada de imagens.

A técnica tem maior eficácia em animais de pelo curto, já que os pelos longos podem causar isolamento térmico do corpo e dificultar a interpretação das imagens (HILSBERG-MERZ, 2008; MIKAIL, 2010). É um exame de alta sensibilidade, mas de baixa especificidade, e muitas vezes, deve-se associar a outras modalidades de imagem como ultrassonografia, radiografia ou tomografia computadorizada (INFERNUSO et al., 2010).

Segundo Hilsberg-Merz, os artefatos de técnica também podem ser encontrados. Como exemplo, animais tosados ou tosquiados tendem a emanar mais calor; e o uso de produtos à base de álcool aumenta a emissão de calor na pele. Por outro lado, água fria, sujeira ou lama podem alterar a emissão de

calor. Altas temperaturas ambientais dificultam o diagnóstico de pequenos gradientes térmicos. Assim, o uso da técnica em dias nublados ou à noite às vezes é preferível.

3.2 – Janelas térmicas e mapeamento térmico

Antes de utilizar a técnica, é importante compreender algumas particularidades da termorregulação em cada espécie (HILSBERG-MERZ, 2000). Padrão de cores e pigmentação, localização de glândulas, espessura da pele, tamanho das orelhas e presença de janelas térmicas são considerados fatores importantes (HILSBERG-MERZ, 2000; KUHN & MEYER, 2009).

De acordo com Hilsberg-Merz (2008), as janelas térmicas são áreas no corpo de maior emissão de calor, que podem ser obrigatórias ou facultativas. Em mamíferos os olhos sempre são janelas térmicas obrigatórias, assim como a boca, região de coração, pênis e aberturas vaginal e retal. As janelas facultativas são mais difíceis de detectar e podem estar ativas ou inativas dependendo da necessidade de termorregulação de cada animal. Elas são espécie-específicas e também apresentam variação individual.

Sabendo que os olhos são janelas térmicas obrigatórias em mamíferos e que são facilmente captados pelas lentes do termógrafo, eles passaram a ser grande objeto de estudo termográfico (SCHAEFER et al., 2004; HILSBERG-MERZ, 2008; PASCOE & FISHER, 2010; JOHNSON et al., 2011). Em seres humanos, imagens da cabeça são frequentemente usadas na vigilância de processos febris, e o canto do olho está se tornando o local mais consistentemente utilizado para tal (NG, 2005; RING et al., 2008; PASCOE & FISHER, 2010, CHEUNG et al., 2012). Da mesma forma, em bovinos, o canto do olho demonstrou dar os melhores resultados para detecção de quadros febris gerados pela diarreia viral bovina, em comparação com o nariz, orelha, casco e faces dorsal e lateral do tronco (SCHAEFER et al., 2004).

Em um estudo realizado com pôneis, por Johnson et al. (2011), o canto do olho mostrou estar correlacionado significativamente com a temperatura retal. Usando uma temperatura retal $>38,6^{\circ}\text{C}$ como referência para doença febril, a mensuração da temperatura do canto do olho deu uma sensibilidade de teste e especificidade de 74,6% e 92,3%, respectivamente.

A sensibilidade deste sítio anatômico é provavelmente porque o fluxo sanguíneo está mais próximo da superfície do que em qualquer outra área da face para humanos e animais e, como tal, é um reflexo mais preciso da

temperatura interna do que outros locais (NG et al., 2004; ZANGHI, 2016). A temperatura dos olhos em suínos (ZINN et al., 1985) e dos olhos e da região do muflo em ovelhas de lã e bovinos também são bons indicativos da temperatura corpórea (GEORGE et al., 2014); assim como os olhos e as pinas são bons indicativos em cães (ZANGHI, 2016). Já nos animais selvagens, os olhos foram parâmetro termográfico para o estudo do comportamento social em ursos-polares (*Ursus maritimus*) (BISSONNETTE et al., 2022). Em guaxinins (*Procyon lotor*) a termografia infravermelha foi utilizada para detectar infecção pelo vírus da raiva, antes que os animais apresentassem sinais clínicos da doença, se baseando nos gradientes de temperatura nasal (DUNBAR; MCCARTHY, 2006). Um importante estudo comportamental em macacos-rhesus (*Macaca mulatta*), mantidos sob cuidados humanos, utilizou a temperatura de regiões da face (lábio superior, nariz e região orbital), para avaliar situações de irritação e prazer (IOANNOU et al., 2015). Os resultados obtidos por Ioannou et al. (2015) mostraram que a termografia infravermelha nessas regiões foi um método confiável de monitorização fisiológica à distância. Estudos comportamentais similares mostraram resultados semelhantes em chimpanzés (ROSS et al., 2021) e gorilas (HEINTZ et al., 2019).

Algumas espécies selvagens possuem suas janelas térmicas mapeadas. Existem mapeamentos de temperatura superficial realizados com a termografia infravermelha em alguns mamíferos selvagens como focas (MAUCK et al., 2003), ratos-toupeiras (ŠUMBERA et al., 2007), marmotas (PHILLIPS; HEATH, 2001), morcegos (SANDEL et al., 2004), zebras, girafas, rinocerontes (HILSBURG-MERZ, 2008) e elefantes (HILSBURG-MERZ, 2008; WEISSENBOCK et al., 2010). Esses mapeamentos são importantes como base de parâmetros de detecção de doenças e para compreensão de termorregulação (HILSBURG-MERZ, 2008). Na taxonomia, dentro de uma mesma família zoológica existem diferenças; um estudo realizado com mustelídeos demonstrou que na lontra-européia (*Lutra lutra*) há maior emissão de calor através dos pés, enquanto na ariranha (*Pteronura brasiliensis*) há perda de calor por todo o seu corpo, inclusive em sua cauda (KUHN & MEYER, 2009). Mesmo com alguns estudos de janelas térmicas, alguns pesquisadores

reforçam a necessidade de mais pesquisas; e ainda demonstram que cada táxon pode ter localização anatômica de suas janelas térmicas variadas, podendo ser tórax, abdome, orelhas e até mesmo tromba (MOTA-ROJAS et al., 2022).

Quando se avalia imagens de uma espécie que não se conhece o mapeamento, recomenda-se fazer comparação entre espécimes ou ainda fazer diversas imagens do mesmo indivíduo em diferentes posições, para que se consiga detectar alterações térmicas compatíveis com processos patológicos (HILSBURG-MERZ, 2008). Assim, o conhecimento da localização das janelas térmicas e o mapeamento dos diferentes gradientes de temperatura corpórea em cada região anatômica facilitam a aplicação da termografia infravermelha e aumentam a compreensão dos processos fisiológicos e patológicos da espécie envolvida (HILSBURG-MERZ, 2008; WEISSENBOCK et al., 2010; CILULKO et al., 2013).

3.3 – Febre

No processo de termogênese dos mamíferos a origem da energia proveniente dos alimentos é obtida por meio de reações de óxido-redução do metabolismo orgânico (LEHNINGER, 1975; SCHAEFER et al., 1985; NKRUMAHE et al., 2006). A primeira lei da termodinâmica descreve que a energia alimentar de um animal pode se transformar em outras formas de energia, como a radiação infravermelha; sendo emanada por meio dela grande parte (de 40 a 60%) da energia de um animal (SCHAEFER & COOK, 2013).

Em animais endotérmicos a distribuição de temperatura interna não é uniforme (SCHAEFER & COOK, 2013). Existem tecidos e órgãos que possuem maiores taxas metabólicas, como rim, fígado, cérebro, miocárdio e tecido adiposo marrom; e consequentemente apresentam temperaturas mais elevadas (BLEICH & MOORE, 1981). A regulação da temperatura é complexa e envolve uma série de mecanismos fisiológicos para controlar a produção de calor, incluindo condução por meio dos tecidos, convecção a partir de uma superfície corporal, vasoconstrição e vasodilatação, piloereção, anastomoses arteriovenosas e resfriamento respiratório (ROBERTSHAW, 2004). Nos mamíferos, a coordenação e manutenção desses mecanismos ocorrem por meio dos termorreceptores localizados na pele, órgãos internos e no sistema nervoso central (o hipotálamo anterior que determina o ajuste básico da temperatura corporal) (SCHAEFER & COOK, 2013). Eventos fisiológicos, como a ativação do eixo hipotálamo-hipófise-adrenal (SCHAEFER & COOK, 2013), ou mesmo disfunção imunológica (ALGAHTANI & MUKUNDAN, 2011), podem aumentar a temperatura corporal.

No entanto, segundo Schaeffer e Cook (2013), é a presença e ação de substâncias pirogênicas que iniciam um quadro febril. As substâncias pirogênicas endógenas se originam nos leucócitos e as exógenas são produzidas, por exemplo, por bactérias gram-negativas. Schaeffer e Cook (2013) consideram que a febre ocorre quando a temperatura corporal central é elevada acima da temperatura padrão da espécie em questão.

De acordo com Vanreeth (2000), a febre ou aumento da temperatura central acima do padrão estabelecido para cada espécie, é descrita como parte de uma reação de fase aguda. Uma série de eventos, incluindo infecção,

trauma, inflamação e algumas doenças podem induzir uma resposta de fase aguda associada à febre. Esses estados patológicos iniciados por citocinas não devem ser confundidos com fatores que também podem aumentar a temperatura central, como exercícios ou insolação.

As infecções são a causa mais comum de febre, que se inicia por uma resposta induzida por citocinas, normalmente interleucina 6, proveniente de leucócitos (NETEA et al, 1999; BABCOCK CIMPELLO et al., 2000). As citocinas induzem a síntese de prostaglandinas como mediadoras de uma resposta febril, atuando novamente no hipotálamo (THURNHAM & McCABE, 2012). A função da febre é moderar a patogênese da infecção, sendo que todos os agentes infecciosos conhecidos são sensíveis à temperatura (BLEICH & MOORE, 1981). A febre ainda aumenta a hematopoiese, função dos neutrófilos, a proliferação de linfócitos T, a fagocitose e a produção de anticorpos (BABCOCK CIMPELLO et al., 2000).

De acordo com Schaeffer e Cook (2013), apesar dos benefícios da febre, se não for controlada, pode causar danos permanentes nos tecidos, aumento da morbidade e até a morte. Portanto, há um benefício em controlar a febre. Identificar uma resposta febril precocemente, durante o início de uma condição patológica, pode permitir uma melhor gestão da situação e tratamento antecipado da enfermidade.

A termografia infravermelha como tecnologia remota de aferição de temperatura, mostra-se uma excelente ferramenta para a detecção precoce de doenças febris (CHIU et al., 2005; KHAKSARI et al., 2021).

3.4 – Bugio-preto (*Alouatta caraya*)

Os bugios (gênero *Alouatta*) estão entre os maiores primatas do Novo Mundo, com comprimento corpóreo entre 559 e 915 mm e comprimento de cauda de 585 a 915 mm, sendo que um indivíduo adulto pode pesar entre quatro e dez quilogramas (NOWAK, 1999). Pertencem à Família Atelidae, assim como os macacos-aranhas (*Ateles* spp), macacos-barrigudos (*Lagothrix* spp) e monos-carvoeiros (*Brachyteles* spp) e estão classificados na Subfamília Alouattinae, que engloba as nove espécies do gênero *Alouatta* (VERONA & PISSINATTI, 2014; BICCA-MARQUES et al., 2021). O bugio possui cauda preênsil forte, com a face ventral glabra para aderir melhor nos galhos, podendo ficar suspenso apenas por ela (NOWAK, 1999). Os machos são consideravelmente maiores que as fêmeas; e emitem vocalizações que podem alcançar longas distâncias, que tem como principais funções a demarcação territorial e organização do grupo (VERONA & PISSINATTI, 2014). Vivem em grupos que vão de 3 a 20 indivíduos (NOWAK, 1999; BICCA-MARQUES et al., 2021). Cada grupo tem um macho dominante, algumas fêmeas e jovens; sendo poligâmicos, com machos e fêmeas acasalando com mais de um indivíduo do mesmo grupo ou de outros grupos (VERONA & PISSINATTI, 2014). São arborícolas, descendo pouco ao chão, apenas para beber água ou se deslocar entre fragmentos de mata (NOWAK, 1999). Os seus territórios são pequenos, normalmente de 5 a 45 hectares (BICCA-MARQUES et al., 2021). Alimentam-se de folhas, sementes, frutos e flores (NOWAK, 1999). A gestação leva de 180 a 220 dias e não há muita sazonalidade, nascendo apenas um filhote, que é carregado nas costas pela mãe durante os primeiros meses de vida (NOWAK, 1999; BICCA-MARQUES et al., 2021).

O bugio-preto, também conhecido com guariba-preto ou bugio-do-pantanal (*Alouatta caraya*, Humboldt, 1812), em inglês chamado de *black-and-gold howler monkey* e em espanhol conhecido como *mono aullador negro*; habita diversas regiões no Brasil, Argentina, Paraguai e Bolívia (BROWN & ZUNINO, 1994; LYNCH ALFARO et al., 2015) e mostra uma variação notável na densidade populacional em toda a sua distribuição (ZUNINO et al., 2001; BICCA-MARQUES et al., 2008). Habita regiões de florestas e savanas do Brasil, abrangendo os biomas do Cerrado, Pantanal, os Pampas, podendo

para expansão agropecuária (RIBEIRO et al., 2009), construções de estradas e barragens hidrelétricas e a caça para alimentação ou para comércio ilegal são os principais agravos à conservação dos primatas (RODRIGUES, 2006; HARRISON-LEVINE et al., 2019).



FIGURA 3 – Casal de bugios-pretos do estudo apresentando dimorfismo sexual, o macho adulto de coloração preta e a fêmea com coloração amarela. Foto: André L.M. Costa

Embora o Ministério do Meio Ambiente do Brasil considere o bugio-preto uma espécie não ameaçada (ICMBio, 2022) e a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) classifique o bugio-preto (*A. caraya*) como espécie “Quase Ameaçada”, alguns autores sugerem a recategorização como “Vulnerável” com base na variabilidade genética limitada relatada nas populações mais ao sul (OKLANDER et al., 2019; BICCA-MARQUES et al., 2021), na redução dramática da densidade e na perda de populações inteiras em matas brasileiras e na província de Misiones na Argentina, após dois surtos de febre amarela silvestre nos anos de 2008-2009 e 2016-2019 (HOLZMANN et al., 2010; ALMEIDA et al., 2012; BICCA-MARQUES et al., 2017; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2018, 2019).

Os bugios são descritos como o gênero mais suscetível ao vírus da febre amarela, desenvolvendo doença clínica fatal poucos dias após a infecção (VERONA & PISSINATTI, 2014). Sendo assim, como sentinelas para a

detecção do vírus (KLITTING et al., 2018), têm grande importância para a vigilância epidemiológica, permitindo o estabelecimento precoce de medidas de controle e prevenção, tais como campanhas direcionadas de vacinação humana em áreas adjacentes que contribuem para a saúde pública (BICCA-MARQUES & DE FREITAS, 2010; SICONELLI et al., 2019).

Vale lembrar que duas outras importantes doenças que acometem os primatas do Novo Mundo mantidos sob cuidados humanos são a leptospirose e a toxoplasmose, causando quadros febris e alta letalidade (VERONA & PISSINATTI, 2014). O diagnóstico precoce dessas enfermidades febris é fundamental para os programas de conservação *ex situ* destes primatas.

3.5 – Febre Amarela

Constitui-se em doença devastadora, causada por um flavivírus (retrovírus), de origem africana, que chegou às Américas nos navios negreiros (VERONA & PISSINATTI, 2014). Primatas do Velho Mundo parecem ser resistentes, enquanto entre os neotropicais, o gênero *Alouatta* é particularmente suscetível e apresenta taxa de letalidade elevada (HUNT et al., 1978, VERONA & PISSINATTI, 2014).

A febre amarela (FA) é uma doença infecciosa febril aguda não contagiosa, que se mantém endêmica nas regiões tropicais da América do Sul e da África, onde são registrados casos humanos esporádicos e surtos com impactos variáveis em saúde pública, agindo de forma endêmica e esporadicamente epidêmica (MONATH, 2001; ROMANO, 2014).

A doença é causada por um arbovírus (vírus transmitidos por artrópodes), gênero *Flavivirus*, da família Flaviviridae (VASCONCELOS, 2003). O nome é originário do latim, em que a expressão “*flavus*” significa “amarelo” (VERONA & PISSINATTI, 2014). Esse gênero e família contêm um grande número de importantes doenças humanas e animais, entre as quais se destacam a dengue, a encefalite de St. Louis, a encefalite japonesa e a febre do Nilo Ocidental (VASCONCELOS, 2003). A FA em sua forma clássica se destaca pelas elevadas morbidade e letalidade, apresentando sinais e sintomas que incluem icterícia e hemorragia, que pode evoluir ao choque e causar o óbito (VASCONCELOS, 2003).

O ciclo silvestre de transmissão de FA envolve primatas não humanos (PNH) e mosquitos silvestres (gênero *Haemagogus* e *Sabethes*) (TEIXEIRA et al., 2018), enquanto no ciclo urbano há envolvimento de seres humanos e o mosquito *Aedes aegypti* (VERONA & PISSINATTI, 2014). Uma vez infectados, os mosquitos permanecem assim por toda a vida, sendo reservatórios do vírus (VASCONCELOS, 2003). Como os PNH apresentam viremia breve, podendo adoecer e morrer, são considerados hospedeiros (VERONA & PISSINATTI, 2014). Os números de casos humanos e de epizootias de primatas por FA têm aumentado ao longo das últimas décadas, tanto pelo grande contingente populacional não imunizado quanto pelas influências de desmatamento,

urbanização, movimentação populacional, alterações climáticas, bem como variações genéticas do vírus (SOUZA et al., 2010).

Assim como nos humanos, em primatas a resposta à infecção é ampla e pode se apresentar de forma variável (ROMANO, 2014). Pode ser definida como uma doença infecciosa viral aguda de curta duração, cuja gravidade pode variar de forma assintomática, leve, moderada, grave e até formas fulminantes com icterícia, albuminúria e hemorragias (VASCONCELOS, 2003). Segundo Romano (2014), nas formas leves e moderadas, o quadro clínico confunde-se com outras doenças infecciosas comuns e, em geral, os sinais são uma febre leve ou moderada de início súbito, acompanhada de indisposição passageira. A forma moderada pode ser prolongada, com febre, podendo ocorrer náuseas, mialgias e artralgias. A forma grave pode ser observada com hematêmese, icterícia e oligúria ou anúria. Os pacientes evoluem ao óbito em decorrência da falência hepatorenal ou de hemorragias incontroláveis. Independente da forma, seja ela leve, moderada ou grave, a febre é o ponto comum.

O monitoramento da circulação do vírus ainda em seu ciclo silvestre (entre mamíferos silvestres e mosquitos) pode definir áreas de risco para casos humanos e evitar a transmissão urbana, prevenindo assim a dispersão viral (VERONA & PISSINATTI, 2014). A morte ou o adoecimento de primatas pode servir como alerta para o risco da doença em humanos (ROMANO, 2014). A observação e comunicação desses casos às autoridades competentes devem servir para desencadear estratégias e ações profiláticas, evitando a ocorrência de casos humanos e reduzindo o risco de urbanização da FA (ROMANO, 2014; VERONA & PISSINATTI, 2014). O objetivo maior é sempre preservar a saúde das comunidades humanas e das populações de animais silvestres, com ênfase nas espécies de primatas com status de conservação comprometido (ROMANO, 2014, TEIXEIRA et al., 2018).

Concluindo, a vigilância de epizootias em primatas é uma ação de saúde pública, de importância relevante para a vigilância da doença no país (ROMANO, 2014). Nesse contexto, exalta-se a importância da termografia infravermelha, que pode detectar nos PNH os quadros febris de forma remota e

previamente aos quadros graves da doença (CHIU et al., 2005; HILSBERG-MERZ, 2008; IOANNOU et al., 2015; KHAKSARI et al., 2021).

MATERIAL E MÉTODOS

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 - Local do estudo

O presente trabalho foi desenvolvido nas dependências do Parque Zoológico Municipal “Quinzinho de Barros”, mantido pela Prefeitura Municipal de Sorocaba e localizado na Rua Teodoro Kaisel, 883, Vila Hortência (23°30'21" S, 47°26'17" O), município de Sorocaba, Estado de São Paulo (Figura 4).



FIGURA 4 – Localização do Parque Zoológico Municipal “Quinzinho de Barros” na Rua Teodoro Kaisel, 883. Município de Sorocaba – Estado de São Paulo. Fonte: Google Earth, 2023.

O Parque Zoológico Municipal “Quinzinho de Barros”, foi fundado em 20 de outubro de 1968, ocupando uma área de 128.339 m², sendo que desta área aproximadamente 17.500 m² são ocupados pelo lago e 38.700 m² por mata secundária. Atualmente considerado um dos mais completos da América Latina, já em 1993 foi escolhido, por votação popular, como símbolo de Sorocaba. O destaque do zoo no cenário atual são seus objetivos, os quais se apoiam em recreação saudável aliada a contato com a natureza, programas de educação ambiental, bem-estar animal, pesquisa e conservação. Os animais da fauna nacional perfazem 70% do plantel, com especial destaque para aqueles ameaçados de extinção, enfatizando o foco do PZMQB na

conservação da fauna brasileira (PREFEITURA MUNICIPAL DE SOROCABA, 2023).

4.2 – Animais e recinto

A metodologia adotada no desenvolvimento do presente trabalho foi aprovada pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista (UNESP) - Botucatu, segundo nº 0058/2022 - CEUA em 11/05/2022 (Anexo I).

Foram utilizados no estudo quatro indivíduos de bugio-preto (*Alouatta caraya*), mantidos sob cuidados humanos no PZMQB, conforme Tabela 1. Os quatro indivíduos passaram por avaliação clínica prévia ao estudo, incluindo exame físico, avaliação radiográfica de tórax, exames hematológicos e bioquímicos (Anexo II) e coproparasitológicos. Os exames coproparasitológicos foram repetidos trimestralmente durante o estudo e os resultados sempre foram negativos para helmintos e protozoários. Todos os animais estavam hígidos e assim permaneceram até o final do estudo.

TABELA 1 – Animais utilizados no estudo e suas identificações

Microchipe	Faixa etária	Sexo
963 008 000 993 465	adulto	macho
0006711E32	adulto	fêmea
985 111 000 872 629	adulto	macho
963 007 000 787 647	adulto	fêmea

. Os animais receberam alimentação balanceada e adequada à espécie em duas refeições diárias, sendo composta de ração para primatas folívoros e diversos itens especificados em tabela no Anexo III.

Os primatas vivem em recinto adequado para a espécie segundo Instrução Normativa do IBAMA Nº 07, de 30 de abril de 2015 (IBAMA, 2015). As dimensões aproximadas são de 40m² e 5 metros de altura, confeccionado com troncos de madeira na estrutura principal e telado em toda sua extensão, com presença de troncos, galhos e cordas para que os animais executem seus

movimentos naturais e mantenham a normalidade de comportamento da espécie (Figura 5).



FIGURA 5 – Recinto dos bugios-pretos no Zoológico de Sorocaba – SP. Foto: André L.M. Costa.

4.3 – Termógrafo

O aparelho utilizado para a captação das imagens foi o termógrafo da marca FLIR, modelo T460 (Figura 6), que possui as seguintes especificações:

- a) lente de 25°(HOR) x 19°(VERT) com distâncias focais de 0,4 m ao infinito;
- b) resolução espacial de 1,39 mrad, para visualização de pontos quentes de aproximadamente 13mm a distâncias de 10m, com lente padrão, sensibilidade térmica de 45mK a 30°C, em todo o range de temperatura e em simultaneidade com a taxa de atualização de imagem;
- c) zoom digital contínuo de 1 a 4 vezes com display de tela do tipo touch screen e óptica articulável em 120° para ergonomia em campo;
- d) detector microbolometer de quarta geração com 153.600 pixels (320 x 480 pixels) (FLIR INSTRUMENTS, 2018).



FIGURA 6 - Termógrafo T460, modelo utilizado no estudo. Foto: André L.M. Costa.

A fonte de energia para o funcionamento desse termógrafo é uma bateria recarregável, sendo extremamente leve e portátil, facilitando seu transporte e manuseio, sendo ideal para o trabalho a campo.

As imagens capturadas são arquivadas em um disco rígido dentro da câmera e posteriormente transferidas a um *software* no qual as imagens são avaliadas. As imagens utilizadas podem ser multicoloridas ou monocromáticas, em padrão de cinza. O padrão utilizado no estudo foi o *Rainbow*, com imagens multicoloridas, nas quais os tons de azul e roxo indicam que a temperatura é baixa, ao passo que as cores que variam do amarelo ao vermelho, atingindo o branco indicam temperatura mais elevada.

4.4 – Captação de imagens

Para a captação de imagens, a distância definida do termógrafo aos animais foi de três metros. A lente da câmera foi posicionada no espaço vazio entre os fios da tela, para que não houvesse interferência na qualidade da imagem (Figura 7).

As imagens foram tomadas quinzenalmente, no período da manhã e da tarde, durante 12 meses, abrangendo todas as estações do ano. Nos horários escolhidos não havia visitação pública ao parque zoológico. O estudo se iniciou em junho de 2022 e se estendeu até maio de 2023. Para registro, foram

descritas as condições climáticas (umidade, temperatura e velocidade do vento) no momento da captação das imagens (Anexo IV). Durante a tomada de imagens, os animais permaneceram com suas atividades diárias, sem qualquer alteração de rotina, evitando o estresse, que poderia alterar a temperatura corpórea dos animais.



FIGURA 7 – A lente do termógrafo foi posicionada entre os fios da tela, melhorando a qualidade da imagem. Foto: André L.M. Costa.

4.5 – Interpretação das imagens

As imagens foram armazenadas e analisadas com auxílio do programa de edição e armazenamento de imagens FLIR Thermal Studio®, compatível com o termógrafo utilizado. Foram escolhidas as imagens que obtiveram melhor enquadramento, definição e visualização da face dos bugios.

Utilizando o *software* foram assinalados dois pontos chamados pelo programa de Sp1 e Sp2, que representaram, respectivamente, os olhos direito e esquerdo. Com a média da temperatura, em graus Celsius (°C), desses dois pontos determinou-se a temperatura ocular. A temperatura facial foi determinada pelo programa mensurando a temperatura média da área interna de uma elipse, chamada de E1, englobando plano nasal e boca, áreas caracteristicamente glabras nesta espécie (Figura 8).

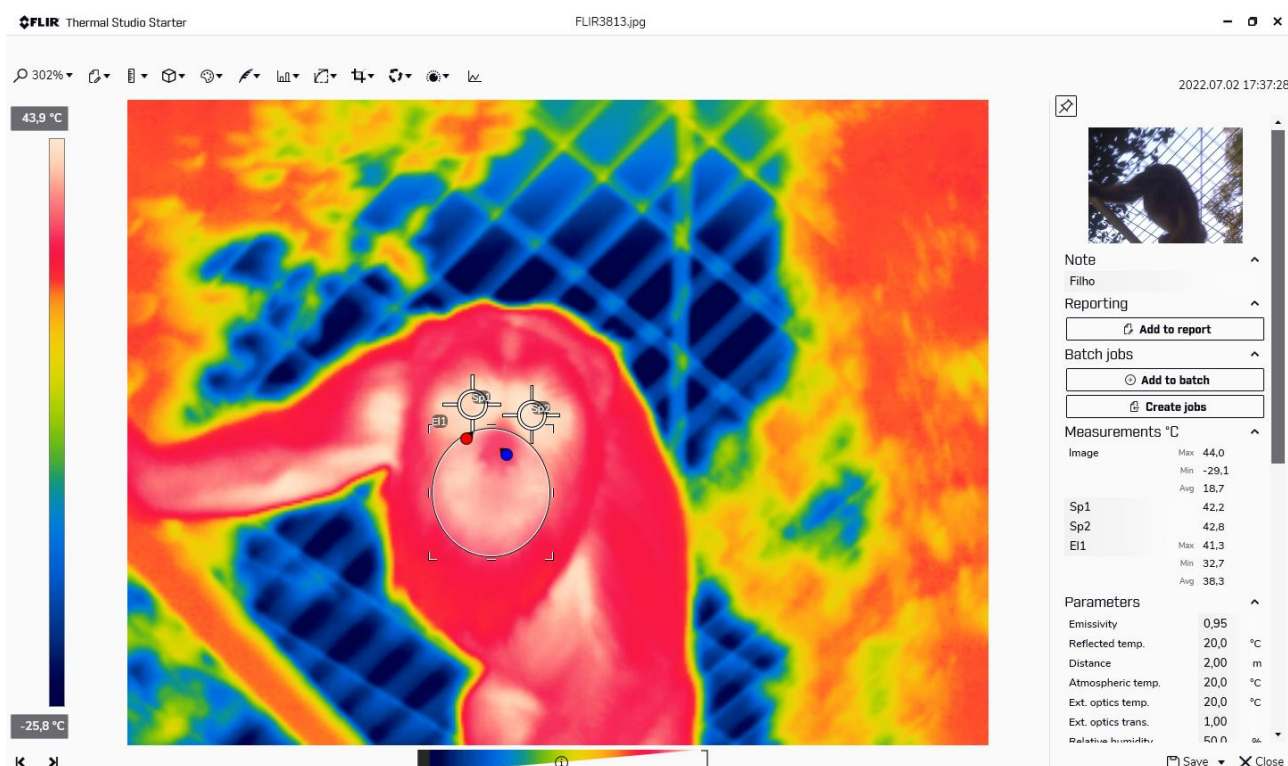


FIGURA 8 - Imagem da tela do software FLIR Thermal Studio®. Os pontos Sp1e a Sp2 mostram a temperatura ocular e a elipse E1 mensura a temperatura da área facial estudada. Foto: André L.M. Costa.

4.6 – Análise estatística

Durante o estudo registrou-se, nas quatro estações do ano, um total de 622 (seiscentos e vinte e duas) imagens. Dentre elas foram escolhidas 153 (cento e cinquenta e três) imagens, que apresentavam enquadramento com visualização frontal da face e dos olhos, aliadas à boa definição. Sendo assim, as imagens foram classificadas dentro da estação do ano em que foram captadas, perfazendo 34 imagens no outono, 32 imagens no inverno, 45 imagens na primavera e 42 imagens no verão.

Para comparação entre as quatro estações do ano da temperatura facial, da temperatura dos olhos e da razão E1/Sp foi realizado o Teste de Kruskal-Wallis ($P < 0,05$), já que os dados não apresentaram normalidade pelo Teste de Kolmogorov-Smirnov ($P < 0,05$). Como para todos os parâmetros houve diferença estatística significativa foi realizado o Teste de Dunn's ($P < 0,05$) para comparação das medianas.

Foi também realizado o teste t (Student) ($P < 0,05$) para comparação da temperatura facial e temperatura dos olhos para cada estação do ano separadamente.

RESULTADOS

5. RESULTADOS

Os resultados do Teste de Kruskal-Wallis ($P < 0,05$) utilizado para comparação das temperaturas entre as quatro estações do ano estão na Tabela 2, assim como a comparação das medianas do Teste de Dunn's ($P < 0,05$).

TABELA 2 - Medianas e percentis 25 e 75% da temperatura facial, dos olhos e relação E1/Sp comparados pelo Teste de Kruskal-Wallis ($P < 0,05$).

	Temperatura Facial	Temperatura dos olhos	Relação
Primavera	30,4 [28,5 – 33,3] b	35,6 [34,8 – 36,7] ab	0,86 [0,83 – 0,91] bc
Verão	32,8 [31,2 – 34,8] a	37,1 [35,8 – 37,7] a	0,90 [0,88 – 0,93] a
Outono	31,6 [29,5 – 34,3] ab	35,4 [34,0 – 37,4] ab	0,90 [0,85 – 0,94] ab
Inverno	29,4 [27,6 – 30,9] b	35,4 [34,0 – 37,0] b	0,83 [0,81 – 0,87] c
P	<0,001	0,014	<0,001

*Medianas seguidas da mesma letra minúscula na coluna não apresentaram diferença estatística significativa ($P > 0,05$) pelo Teste de Dunn's
Temperatura em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$)

Não houve diferença estatística significativa entre a temperatura facial obtida no verão e no outono, porém a temperatura obtida no verão foi superior à obtida no inverno e na primavera. Já as temperaturas faciais obtidas na primavera, outono e inverno não diferiram estatisticamente entre si.

Em relação à temperatura dos olhos houve diferença estatística significativa entre as temperaturas obtidas no verão e inverno. As demais não diferiram entre si. Considerando a razão E1/Sp (relação entre temperatura facial e ocular), no verão a razão foi superior estatisticamente à primavera e inverno, não diferindo apenas do outono.

Pelo teste t (Student) ($P < 0,05$) a temperatura dos olhos foi estatisticamente superior à temperatura facial em todas as estações do ano avaliadas ($P < 0,001$) (Tabela 3 e Figura 9).

TABELA 3 - Média e desvio padrão da temperatura facial e temperatura dos olhos em cada época do ano pelo teste t (Student) $P < 0,05$

	Verão	Primavera	Inverno	Outono
Temp Facial	33,0 ± 2,1	30,8 ± 2,9	30,0 ± 4,3	31,5 ± 4,5
Temp Olhos	36,5 ± 1,9	35,5 ± 2,1	35,6 ± 3,9	35,3 ± 3,6
P	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001

Temperatura em graus Celsius (°C)

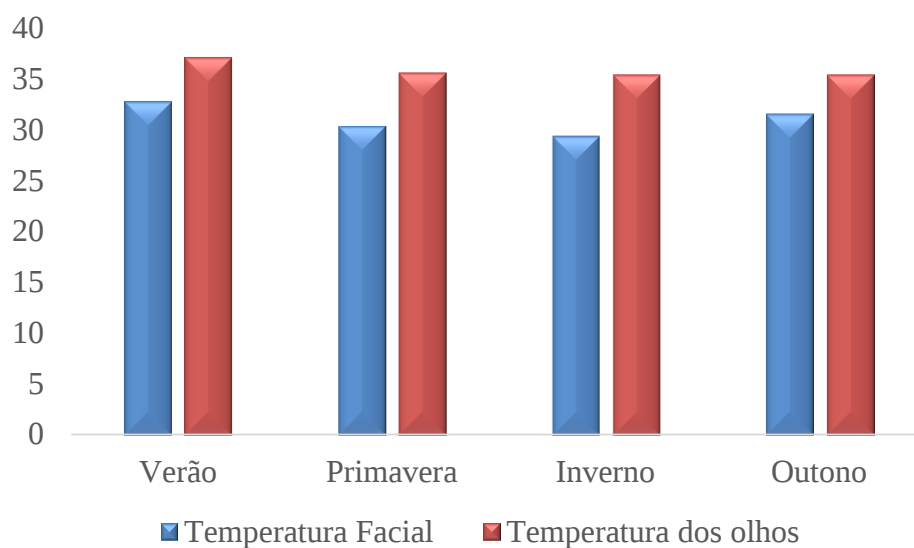


FIGURA 9 – Gráfico com médias de temperatura facial e ocular em graus Celsius (°C), em cada estação do ano.

DISCUSSÃO

6. DISCUSSÃO

A termografia infravermelha é um método seguro e não invasivo para pesquisa nos mais diversos ramos da Medicina Veterinária (McCAFFERTY, 2007). A técnica é usada remotamente e o indivíduo observado não é submetido à contenção física ou química, reduzindo significativamente o estresse e suas possíveis complicações, fator muito importante nos animais selvagens (BOWERS et al., 2009). Foi demonstrado nesse estudo de um ano de captação de imagens, com um grupo de bugios mantidos sob cuidados humanos, que a técnica corroborou o que pesquisas anteriores relatam; os animais sempre estiveram tranquilos em seu recinto, mesmo na presença do termógrafo (HILSBURG-MERZ, 2008; DUNBAR et al., 2009).

A técnica tem maior eficácia em animais de pelo curto, já que os pelos longos podem causar isolamento térmico do corpo e dificultar a interpretação das imagens (HILSBURG-MERZ, 2008). Em todas as imagens registradas no estudo, foi nítida a diferença entre a temperatura facial (área praticamente glabra) e a do restante da cabeça (repleta de pelame denso e longo). Como já relatado por diversos autores, os pelos isolam a pele do meio externo e assim o termógrafo não consegue captar a real emissão infravermelha cutânea (HILSBURG-MERZ, 2008; MIKAIL, 2010; ROBERTO & SOUZA, 2014; COSTA et al., 2020).

Em seres humanos, imagens da cabeça são frequentemente usadas na vigilância de processos febris (NG, 2005; RING et al., 2008; PASCOE & FISHER, 2010, CHEUNG et al., 2012; MARTINEZ-JIMENEZ et al., 2020). A temperatura dos olhos (ZINN et al., 1985; GEORGE et al., 2014; ZANGHI, 2016) e da face já se mostraram confiáveis como indicativos da temperatura corpórea (GEORGE et al., 2014; IOANNOU et al., 2015). Comparando a cabeça humana com a dos bugios, sabemos que a área comum e glabra que existe entre as duas espécies é a face, objeto de nosso estudo. Embora a temperatura registrada na face dos bugios nesse estudo não se equipare a sua temperatura interna, que vai de 36°C a 37°C (VERONA & PISSINATTI, 2014), ficou bem evidente que existe um padrão na temperatura facial e ocular nessa espécie, com algumas variações sazonais.

Sabendo que os olhos são janelas térmicas obrigatórias em mamíferos e que são facilmente captados pelas lentes do termógrafo, eles passaram a ser grande objeto de estudo termográfico (HILSBERG-MERZ, 2008). Os olhos dos bugios se comportaram da mesma maneira nesse estudo, apresentando temperatura sempre maior do que a temperatura facial, em todas as imagens (cento e cinquenta e três), sem exceção. Como prova disso, vemos que a razão entre temperatura facial e temperatura dos olhos sempre foi menor que 1,0 ($E1/Sp < 1,0$).

Para a eficácia do exame termográfico em uma espécie, é fundamental o mapeamento de uma região anatômica sem pelos, que se mostre confiável como indicativo da temperatura corpórea e que seja anatomicamente acessível ao registro das imagens (HILSBERG-MERZ, 2008; GEORGE et al., 2014; IOANNOU et al., 2015). Com o padrão que obtivemos desses animais hígidos durante um ano de estudo, tanto com a temperatura facial, quanto a ocular, temos agora um parâmetro confiável que pode ser considerado como base para futuras pesquisas termográficas com o bugio-preto. Pode-se assim considerar, que nas condições ambientais de Sorocaba e sua sazonalidade, estando a temperatura facial acima dos parâmetros médios aferidos nesse estudo (considerando seus respectivos desvios-padrão), será classificada como área hipertérmica.

Vale lembrar, que tivemos diferenças estatísticas importantes relacionadas à sazonalidade. Sendo assim, ficam registradas e sugeridas as seguintes temperaturas oculares e faciais como parâmetro, em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$). Para o verão, temperatura facial: $33,0 \pm 2,1$; temperatura ocular: $36,5 \pm 1,9$. Para o outono, temperatura facial: $31,5 \pm 4,5$; temperatura ocular: $35,3 \pm 3,6$. Para o inverno, temperatura facial: $30,0 \pm 4,3$; temperatura ocular: $35,6 \pm 3,9$. Finalmente, para a primavera, temperatura facial: $30,8 \pm 2,9$; temperatura ocular: $35,5 \pm 2,1$.

Ressalta-se que o estudo foi realizado nas condições climáticas da cidade de Sorocaba, podendo haver diferenças nos padrões térmicos oculares e faciais em outras condições. Em Sorocaba, de acordo com a agência climática Weather Spark (2023), a estação quente permanece por 4,5 meses, de 13 de novembro a 28 de março, com temperatura máxima média diária acima de 28°C . O mês mais quente do ano em Sorocaba é fevereiro, com a

máxima de 29°C e mínima de 21°C, em média. A estação fresca permanece por 2,8 meses, de 14 de maio a 07 de agosto, com temperatura máxima diária em média abaixo de 25°C. O mês mais frio do ano em Sorocaba é julho, com a mínima de 13°C e máxima de 24 °C, em média.

A limitação deste estudo foi o número de animais, no entanto o número de imagens termográficas registradas deles foi expressivo. Reforça-se ainda a importância da replicação do estudo em outras espécies do gênero *Alouatta* antes de extrapolar as informações adquiridas nesse estudo.

Quanto à aplicação da técnica *in situ*, em animais de vida livre, precisa-se considerar a que distância é possível se aproximar dos animais, sem que a presença humana os afugente ou mude seu comportamento. Com o uso de drones acoplados a termógrafos é possível que futuramente consigamos imagens mais próximas em animais de vida livre, sem interferência da presença humana no comportamento dos animais selvagens.

Por fim, é preciso frisar que a importância da termografia em animais selvagens, principalmente sob cuidados humanos, não se limita à detecção de doenças (HILSBERG-MERZ, 2008). Com todos os estudos já realizados, é sabido que essa técnica tornou-se muito importante como mensuração do bem-estar animal (DUNBAR et al., 2009; IOANNOU et al., 2015). Nesse contexto ela pode fornecer informações importantes sobre as condições dos recintos e termorregulação das espécies, proporcionando a construção de ambientes que supram as necessidades biológicas de cada táxon (MOTA-ROJAS et al., 2022).

Além disso, existem potenciais descobertas científicas com a termografia infravermelha em animais *ex situ* que talvez não conseguíssemos com animais selvagens *in situ*. Todas essas informações podem ser extrapoladas para as populações de vida livre e colaborar muito com a conservação das espécies, reforçando o importante papel dos zoológicos na conservação da vida selvagem.

CONCLUSÕES

7. CONCLUSÕES

O uso da termografia infravermelha para mapeamento facial do bugio-preto foi efetivo, sendo possível estabelecer parâmetro confiável para a temperatura ocular e facial, sendo que há diferença estatística importante entre elas.

Além disso, há diferença sazonal nas temperaturas ocular e facial, portanto, para cada estação do ano deve-se atentar aos valores paramétricos estabelecidos.

REFERÊNCIAS

8. REFERÊNCIAS

ALGAHTANI, M.; MUKUNDAN, D. Current understanding of fever and host immunity. *Current Opinion in Pediatrics*, v. 23, p. 115-120, 2011.

ARENAS, A.; GOMEZ, F.; SALAS, R.; CARRASCO, P.; BORGE, C.; MALDONADO, A.; O'BRIEN, D.; MARTINEZ-MORENO, F.J. An evaluation of the application of infrared thermal imaging to the tele-diagnosis of sarcoptic mange in the Spanish ibex (*Capra pyrenaica*). *Veterinary Parasitology*, v. 109, p. 111–117, 2002.

ARORA, N.; MARTINS, D.; RUGGERIO, D.; TOUSIMIS, E.; SWISTEL, A.J.; OSBORNE, M.P.; SIMMONS, R.M. Effectiveness of a noninvasive digital infrared thermal imaging system in the detection of breast cancer. *The American Journal Surgery*, v.196, n.4, p.523-526, 2008.

BABCOCK CIMPELLO, L.; GOLDMAN, D.L.; KLHINE, H. Fever pathophysiology. *Clinical Pediatrics*, v.1, p.84-93, 2000.

BICCA-MARQUES, J.C.; CALEGARO MARQUES, C.; RYLANDS, A.; STRIER, K.B.; MITTERMEIER, R.; DE ALMEIDA, M.A.; CASTRO, P.H.G.; CHAVES, O.M.; FERRAZ, L.P.; FORTES, V.B.; HIRANO, Z.M.B.; JERUSALINSKY, L.; KOMALEWSKI, M.; MARTINS, W.P.; MELO, F.R.; MENDES, S.L.; NEVES, L.G.; PASSOS, F.C.; PORT-CARVALHO, M.; RIBEIRO, S.; ROMANO, A.P.M.; RUIZ-MIRANDA, C.R.; SANTOS, E.O.; SOUZA JR, J.C.; TEIXEIRA, D.S. Yellow fever threatens Atlantic Forest primates. *Science Advances*, v.3, (1):e1600946, 2017.

BICCA-MARQUES, J.C.; DE FREITAS, D.S. The role of monkeys, mosquitoes, and humans in the occurrence of a yellow fever outbreak in a fragmented landscape in south Brazil: protecting howler monkeys is a matter of public health. *Tropical Conservation Science*, v.3, p.78–89, 2010.

BICCA-MARQUES, J.C.; RUMIZ, D.I.; LUDWIG, G.; RÍMOLI, J.; MARTINS, V.; DA CUNHA, R.G.T.; ALVES, S.L.; VALLE, R.R.; MIRANDA, J.M.D.; JERUSALINSKY, L.; MESSIAS, M.R.; CORNEJO, F.M.; BOUBLI, J.P.; CORTES-ORTÍZ, L.; WALLACE, R.B.; TALEBI, M.; DE MELO, F.R. *Alouatta caraya* (amended version of 2020 assessment). *The IUCN Red List of Threatened Species* 2021: e.T41545A190414715. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2021-1.RLTS.T41545A190414715.en>, 2021. Acesso em 26 agosto 2023.

BICCA-MARQUES, J.C.; PRATES, H.M.; DE AGUIAR, F.R.C.; JONES, C.B. Survey of *Alouatta caraya*, the black-and-gold howler monkey, and *Alouatta guariba clamitans*, the brown howler monkey, in a contact zone, State of Rio Grande do Sul, Brazil: evidence for hybridization. *Primates*, v.49, p.246–252, 2008.

BISSONNETTE, P.B.; WATERMAN, J.M.; PETERSEN, S.D. The use of infrared thermography to noninvasively measure the surface temperature of

polar bears during bouts of social play. *Zoo Biology*, 1–7. 2022. DOI: 10.1002/zoo.21722

BLEICH, H.L.; MOORE, M.J. The role of regional body temperature in the pathogenesis of disease. *New England Journal of Medicine*, v.305, n.14, p.808-814, 1981.

BOWERS, S.; GANDY, S.; ANDERSON, B.; RYAN, P.; WILLARD, S. Assessment of pregnancy in the late-gestation mare digital infrared thermography. *Theriogenology*, v.72, p.372-377, 2009.

BROWN, A. D.; ZUNINO, G.E. Hábitat, densidad y problemas de conservación de los primates de Argentina. *Vida Silvestre Neotropical*, v.3, p.30–40, 1994.

CHEUNG, B.M.Y.; CHAN, L.S.; LAUDER, I.J.; KUMANA, C.R. Detection of body temperature with infrared thermography: accuracy in detection of fever. *Hong Kong Medical Journal*, v.18, n.4, Supplement 3, 2012.

CHIU, W.T.; LIN, P.W.; CHIOU, H.Y.; LEE, W.S.; LEE, C.N.; YANG, Y.Y.; LEE, H.M.; HSIEH, M.S.; HU, C.J.; HO, Y.S.; DENG, W.P.; HSU, C.Y. Infrared thermography to mass-screen suspected SARS patients with fever. *Asia Pacific Journal of Public Health*, v.17,n.1, p. 26-8, 2005.

CILULKO, J.; JANISZEWSKI, P.; BOGDASZEWSKI, M.; SZCZYGIELSKA, E. Infrared thermal imaging in studies of wild animals. *European Journal of Wildlife Research*, v.59, p.17-23, 2013.

COOK, N.J.; SMYKOT, A.B.; HOLM, D.E.; FASENKO, G.; CHURCH, J.S. Assessing feather cover of laying hens by infrared thermography. *Journal of Applied Poultry Research*, v.15, p.274-279, 2006.

COSTA, A.L.M.; RASSY, F.B.; CRUZ, J.B. Diagnostic applications of infrared thermography in captive Brazilian canids and felids. *Archives of Veterinary Science*, v.25, n.2, p.01-12, 2020.

DELAHANTY, D.D.; GEORGI, J.R. Thermography in equine medicine. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, v.147, n.3, p.235-238, 1965.

DUNBAR, M.R.; JOHNSON, S.R.; RHYAN, J.C.; McCOLLUM, M. Use of infrared thermography to detect thermographic changes in mule deer (*Odocoileus hemionus*) experimentally infected with foot-and-mouth disease. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v. 40, p.296-301, 2009.

DUNBAR, M.R.; MCARTHY, K.A. Use of infrared thermography to detect signs of rabies infection in raccoons (*Procyon lotor*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v.37, n.4, p.518-523, 2006.

DUNCAN, A.E.; TORGERSON-WHITE, L.L.; ALLARD, S.M. SCHNEIDER, T. An Evaluation of Infrared Thermography for Detection of Bumblefoot (pododermatitis) in Penguins. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v.47, n. 2, p.474-485, 2016.

DURRANT, B.S.; RAVIDA, N.; SPADY, T. CHENG, A. New technologies for the study of carnivore reproduction. *Theriogenology*, v.66, p. 1729– 1736, 2006.

EULENBERGER, K.; KÄMPFER, P. Infrared thermography in zoo and wild animals: first experiences (Die Infrarotthermografie bei Zoo- und Wildtieren: Erste Erfahrungen), *Verhandlungsbericht des 36, Int. Symp. Erkrank Zoo Wildtiere*, p. 181-183, 1994.

FLIR INSTRUMENTS. Instruments. Disponível em: <<http://www.flir.com.br/uploadedFiles/Instruments/Products/T-Series/T-Series-Brochure.pdf>>. Acesso em: 15 mai 2018.

GEORGE, W.D.; GODFREY, R.W.; KETRING, R.C.; VINSON, M.C.; WILLARD, S.T. Relationship among eye and muzzle temperatures measured using digital infrared thermal imaging and vaginal and rectal temperatures in hair sheep and cattle, *Journal of Animal Science*, v. 92, Issue 11, p. 4949–4955, 2014. <https://doi.org/10.2527/jas.2014-8087>.

GARCIA, E.F.V. Impressão termográfica na detecção de claudicação em cães. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Santa Maria, 2013. 92p.

GARNER, D.L.; UNDERWOOD, H.B.; PORTER, W.F. Use of modern infrared thermography for wildlife population surveys. *Environmental Management*, v.19, n.22, p.233-238, 1995.

HARRISON-LEVINE, A.; COVERT, H.; NORCONK, M.; SANTOS, R.; BARNETT, A.; FEARNside, P. Chapter 36 - Dams: Implications of Widespread Anthropogenic Flooding for Primate Populations. In: NOWAK, K.; BARNETT, A.; MATSUDA, I. *Primates in Flooded Habitats: Ecology and Conservation*, Cambridge, UK, 2019. p.285–292.

HEAD, M. J.; DYSON, S. Talking the temperature of equine thermography. *The Veterinary Journal*, v.162, n.3, p.166-167, 2001.

HEINTZ, M.R.; FULLER, G.; ALLARD, S. Exploratory investigation of infrared thermography for measuring gorilla emotional responses to interactions with familiar humans. *Animals*, v.9, p.604, 2019. <https://doi.org/10.3390/ani9090604>.

HILSBURG-MERZ, S. Aspects of the clinical use of infrared thermography in zoo and wild animal medicine (Aspekte zur klinischen Anwendung der Infrarot-Thermographie in der Zoo- und Wildtiermedizin), 2000, University of Leipzig (PhD dissertation).194p.

HILSBERG-MERZ, S. Infrared Thermography in Zoo and Wild Animals. In: FOWLER, M.E.; MILLER, R.E. Zoo and Wild Animal Current Therapy, Vol. 6, Saunders Elsevier, St. Louis, 2008. p.20-33.

HILSBERG-MERZ, S. Infrared-thermography in zoo animals: new experiences with this method, its use in pregnancy and inflammation diagnosis and survey of environmental influences and thermoregulation in zoo animals. Proceedings 2nd scientific meeting -European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians (EAZWV), Chester- England, May 21–24, 1998.

HOLMES, L.C.; GAUGHAN, E.M.; D. A. GORONDY, D.A.; HOGGE, S.; SPIRE, M.F. The effect of perineural anesthesia on infrared thermographic images of the forelimb digits of normal horses. Canadian Veterinary Journal, v.44, p.392–396, 2003.

HOLZMANN, I.; AGOSTINI, I.; ARETA, J.I.; FERREYRA, H.; BELDOMENICO, P.; DI BITETTI, M.S. Impact of yellow fever outbreaks on two howler monkey species (*Alouatta guariba clamitans* and *A. caraya*) in Misiones. Argentina. American Journal of Primatology, v.72, p.475-480, 2010.

HURLEY-SANDERS, J.L.; BOWMAN, K.F.; WOLFE, B.A.; NUTTER, F.B. SLADKY, K.K.; STOSKOPF, M.K. Use of Thermography and Fluorescein Angiography in the Management of a Chilean Flamingo With Avascular Necrosis of the Wing. Journal of Avian Medicine and Surgery, v.26, n.4, p.255-257, 2012.

IBAMA. Disponível em: https://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Instrucao_normativa/2015/in_ibama_07_2015_institui_categorias_uso_manejo_fauna_silvestre_cati_veiro.pdf. Acesso em: 30 ago 2023.

ICMBio. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/cepsul/destaques-e-eventos/704-atualizacao-da-lista-oficial-das-especies-ameacadas-de-extincao.html>. 2022. Acesso em: 17 set 2023.

INFERNUSO, T. et al. Thermal imaging of normal and cranial cruciate ligament-deficient stifles in dogs. Veterinary Surgery. v.39, n.4, p.410-417, 2010.

IOANNOU, S.; CHOTARD, H.; DAVILA-ROSS, M. No strings attached: physiological monitoring of rhesus monkeys (*Macaca mulatta*) with thermal imaging. Frontiers in Behavioral Neuroscience, v.9, n.160, p.1-10, 2015.

JOHNSON, S.R.; RAO, S.; HUSSEY, S.B.; MORLEY, P.S.; DARGATZ, J. Thermographic eye temperature as an index to body temperature in ponies. Journal of Equine Veterinary Science. v.31, n. 2, p.63-66, 2011.

KHAKSARI, K.; NGUYEN, T.; HILLI, B.Y.; QUANG, T.; PERRAULT, J.; GORTI, V.; MALPANI, R.; BLICK, E.; CANO, T.G.; SHADGAN, B.; GANDJBAKHCHÉ, A.H. Review of the efficacy of infrared thermography for screening infectious

diseases with applications to COVID-19. *Journal of Medical Imaging*. v.8, issue S1, 2021.

KLITTING, R.; GOULD, E.; PAUPY, C.; DE LAMBALERRIE, X. What Does the Future Hold for Yellow Fever Virus? (I). *Genes* 9:291, 2018.

KUHN, R.A.; MEYER, W. Infrared thermography of the body surface in the Eurasian otter *Lutra lutra* and the giant otter *Pteronura brasiliensis*. *Aquatic Biology*, v.6, p.143–152, 2009.

LAFFINS, M.M.; MELLAL, N.; ALMLIE, C.L.; REGALIA, D.E. Evaluation of Infrared Thermometry in Cynomolgus Macaques (*Macaca fascicularis*). *Journal of American Association for Laboratory Animal Science*. v.56, n.1, p.84-89, 2017.

LAHIRI, B.B.; BAGAVATHIAPPAN, S.; JAYAKUMAR, T. Medical application of infrared thermography: A review. *Infrared Physics & Technology*, v.55, n.4, p.221- 235, 2012.

LEHNINGER, A.L. Biochemistry. Catabolism and the generation of phosphate bond energy. In: _____. *Biochemistry - The Molecular Basis of Cell Structure and Function*. Worth Publishers Inc. N.Y. 1975. p.363-616.

LYNCH ALFARO, J.W.; CORTÉS-ORTIZ, L.; DI FIORE, A.; BOUBLI, J.P. Comparative biogeography of Neotropical primates. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, v.82, p.518–529, 2015.

LOUGHIN, C.A.; MARINO, D.J. Evaluation of thermographic imaging of the limbs of healthy dogs. *American Journal of Veterinary Research*, v.68, n.10, p.1064-1069, 2007.

MARINO, D. J.; LOUGHIN, C.A. Diagnostic imaging of the canine stifle: a review. *Veterinary Surgery*, v.39, n.3, p.284-295, 2010.

MARR, C.M. Microwave thermography: a non-invasive technique for investigation of injury of the superficial digital flexor tendon in the horse, *Equine Veterinary Journal*. v.24, n.4, p.269-273, 1992.

MARTINEZ-JIMENEZ, M.A.; LOZA-GONZALEZ, V.M.; KOLOSOVAS-MACHUCA, S.E.; YANES-LANE, M.E.; RAMIREZ-GARCIALUNA, A.S.; RAMIREZ-GARCIALUNA, J.L.; Diagnostic accuracy of infrared thermal imaging for detecting COVID-19 infection in minimally symptomatic patients. *European Journal of Clinical Investigation*, v.51, n. 13474, 2021. <https://doi.org/10.1111/eci.13474>.

MATIAS, J. *Mecatrônica Atual*. Ano 1, nº3. São Paulo. Saber Ltda. 2002. p.36.

MAUCK, B.; BILGMANN, K.; JONES, D.D.; EYSEL, U.; DEHNHARDT, G. Thermal windows on the trunk of hauled-out seals: hot spots for

thermoregulatory evaporation? *The Journal of Experimental Biology*, v.206, p.1727-1738, 2003.

McCAFFERTY, D.J. The value of infrared thermography for research on mammals: previous applications and future directions. *Mammal Review*, v.37, n.3, p.207-223, 2007.

McCAFFERTY, D.J. Applications of thermal imaging in avian science. *International Journal of Avian Science*, v.155, p.4–15, 2013.

MICHALSKI, F.; PERES, C.A. Anthropogenic determinants of primate and carnivore local extinctions in a fragmented forest landscape of southern Amazonia. *Biological Conservation*, v.124, p.383–396, 2005.

MIKAIL, S. Termografia: diagnóstico através da temperatura. *Nosso Clínico*, v.13, n.74, p.20-24, 2010.

MINISTÉRIO DA SAÚDE DO BRASIL. Monitoramento do Período Sazonal da Febre Amarela Brasil – 2017/2018. Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), Informe nº 15, 28 Fev. 2018. Disponível em: https://saude.campinas.sp.gov.br/doencas/febre_amarela/2018/Informe_MS_15_F_Amarela_monitoramento.pdf. Acesso em 26 agosto 2023.

MINISTÉRIO DA SAÚDE DO BRASIL. Monitoramento de Febre Amarela Brasil 2019. Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), Informe nº 17, 3 Jun. 2019. Disponível em: <https://saude.es.gov.br/Media/sesa/Imuniza%C3%A7%C3%A3o/Informe-de-Monitoramento-de-Febre-Amarela-Brasil-n17-1.pdf>. Acesso em 26 agosto 2023.

MONATH, T.P. Yellow fever: an update. *Lancet Infectious Diseases*, v.1, p. 1120, 2001.

MORTOLA, J.P. Thermographic Analysis of Body Surface Temperature of Mammals. *Zoological Science*, v.30, n.2, p.118-124, 2013.

MOTA-ROJAS, D.; PEREIRA, A.M.F.; MARTÍNEZ-BURNES, J.; DOMÍNGUEZ-OLIVA, A.; MORA-MEDINA, P.; CASAS-ALVARADO, A.; RIOS-SANDOVAL, J.; GERALDO, A.M.; WANG, D. Thermal imaging to assess the health status in wildlife animals under human care: limitations and perspectives. *Animals*, v. 12, 3558, 2022. <https://doi.org/10.3390/ani12243558>.

NARAYAN, E.; PERAKIS, A.; MEIKLE, W. Using thermal imaging to monitor body temperature of koalas (*Phascolarctos cinereus*) in a zoo setting. *Animals*, v.9, n.12, p.1094, 2019. <https://doi.org/10.3390/ani912094>

NETEA, M.; KULLBERD, B.J.; VAN DER MEER, J.W.M. Do only circulating pyrogenic cytokines act as mediators in the febrile response. A Hypothesis. *European Journal of Clinical Investigation*, v.29, n.4, p.351-356. 1999.

NG, E.Y.K. Is thermal scanner losing its bite in mass screening of fever due to SARS? *Medical Physics*, v.32, n.1, p.93 - 97. 2005.

NKRUMAH, J.D.; OKINE, E.K.; MATHISON, G.W.; SCHMID, K.; LI, C.; BASARAB, J.A.; PRICE, M.A.; WANG, Z.; MOORE, S.S.. Relationships of feedlot feed efficiency, performance, and feeding behaviour with metabolic rate, methane production and energy partitioning in beef cattle. *Journal of Animal Science*, v.84, p.145-153, 2006.

NOWAK, R.M. *Walker's Primates of the World*, The Johns Hopkins University Press, Baltimore and London, p.103-105. 1999.

OKLANDER, L.I.; MIÑO, C.I.; FERNÁNDEZ, G.; CAPUTO, M.; CORACH, D. Genetic structure in the southern most populations of black-and-gold howler monkeys (*Alouatta caraya*) and its conservation implications. *PLoS One* 12:e0185867, 2017

OKLANDER, L.; KOWALEWSKI, M.; PEKER, S.; PAVÉ, R.; AGOSTINI, I.; HOLZMANN, I. eds. "Alouatta caraya," in *Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción*, (Mendoza: Lista Roja de los mamíferos de Argentina), 2019.

PASCOE, D.D; FISHER, G. Comparison of core and skin surface measuring sites for the assessment of body temperature. *Thermology International*, v.19, N.1, p.35 – 42, 2010.

PHILLIPS, P.K. *Regulation of surface temperature in mammals*, Urbana-Champaign, 1992, University of Chicago (PhD dissertation).

PHILLIPS, P.K.; HEATH, J.E. An infrared thermographic study of surface temperature in the euthermic woodchucks (*Marmota monax*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*, v.129, p.557-562, 2001.

PREFEITURA MUNICIPAL DE SOROCABA. História do Zoo. Disponível em: <<https://www.sorocaba.sp.gov.br/zoologico/historia/>>. Acesso em: 30 ago 2023.

PUROHIT, R. C. et al. Value of clinical thermography in veterinary medicine. *Auburn Veterinarian*, v.33, n.3, p.104-108, 1977.

RAINWATER-LOVETT, K.; PACHECO, J.M.; PACKER C.; RODRIGUEZ, L.L. Detection of foot-and-mouth disease virus infected cattle using infrared thermography. *Veterinary Journal*, v.180, n.3, p. 317-24, 2009.

RIBEIRO, M.C.; METZGER, J.P.; MARTENSEN, A.C.; PONZONI, F.J.; HIROTA, M.M. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation*; v.142, p.1141–1153, 2009.

RING, E.F.J.; JUNG, A.; ZUBER, J.; RUTOWSKI, P.; KALICKI, B.; BAJWA, U. Detecting fever in Polish children by infrared thermography. 9th International Conference on Quantitative InfraRed Thermography, Krakow, Poland. 2008.

ROBERTO, J.V.B.; SOUZA, B.B. Utilização de termografia de infravermelho na medicina veterinária e na produção animal. *Journal of Animal Behaviour and Biometeorology*. v.2, n.3, p.73-84, 2014.

ROBERTSHAW, D. Temperature regulation and the thermal environment. In: REECE, W.O. *Dukes Physiology of Domestic Animals*. Comstock Pub Associates. N.Y. 2004, p.962-973.

RODRIGUES, M. Hidroelétrica, ecologia comportamental e resgate de fauna: uma falácia. *Nature Conservation*, v.4, p.29–38, 2006.

ROMANO, A.P.M. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. Cap. 59. Febre Amarela. v. 2. 2ª edição. Ed. Roca, 2014.

ROSS, S.R.; LAKE, B.R.; FULTZ, A.; HOPPER, L.M. An evaluation of thermal imaging as a welfare monitoring tool for captive chimpanzees. *Primates*, v. 62, p. 919–927, 2021. <https://doi.org/10.1007/s10329-021-00943-5>.

ROWE, M.F.; BAKKEN, G.S.; RATLIFF, J.J.; LANGMAN, V.A. Heat storage in Asian elephants during submaximal exercise: behavioral regulation of thermoregulatory constraints on activity in endothermic gigantotherms. *The Journal of Experimental Biology*, v.216, p.1774-1785, 2013.

SANCHES, I.J. Sobreposição de imagens de termografia e ressonância magnética: uma nova modalidade de imagem médica tridimensional. 2009. 168p. Tese (Doutorado em Engenharia Elétrica e Informática Industrial) – Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Curitiba, 2009.

SANDEL, U.; KIEFER, A.; PRINZINGER, R.; HILSBURG, S. Behavioural thermoregulation in greater mouse-eared bats, *Myotis myotis*, studied by infrared thermography, *Myotis*, 41/42, p.129-142, 2004.

SCHAEFER, A.L.; COOK, N.J.; TESSARO, S.V.; DEREGT, D.; DESROCHES, G.; DUBESKI, P.L.; TONG, A.K.W.; GODSON, D.L. Early detection and prediction of infection using infrared thermography. *Canadian Journal of Animal Science*, v.84, n.1, p.73-80, 2004.

SCHAEFER, A.L.; COOK, N.J. Heat generation and the role of infrared thermography in pathological conditions. In: LUZI, F.; MITCHELLI, M.; COSTA, L.N.; REDAELLI, V. *Thermography: current status and advances in livestock animals and in veterinary medicine*. V.92. Fondazione Iniziative Zooprofilattiche e Zootecniche di Brescia. Ed. Cura Della, 2013.

SCHAEFER, A.L.; PERRY, B.J.; COOK, N.J.; MILLER, C.C.; CHURCH, J.S.; TONG, A.K.W.; STENZLER, A. Infrared detection and nitric oxide treatment of bovine respiratory disease. *Online Journal of Veterinary Research*, v.10, n.1, p.7-16, 2005.

SICONELLI, M.J.L.; ESPÓSITO, D.L.A.; MORAES, N.C.; RIBEIRO, J.M.; PERLES, L.; DIAS, M.A.; CARVALHO, A.A.B.; WERTHER, K.; FERNANDES, N.C.C.A.; IGLEZIAS, S.A.; BÜRGER, K.P.; FONSECA, B.A.L.; CHOCHLAKIS, D. The importance of coordinated actions in preventing the spread of yellow fever to human populations: the experience from the 2016-2017 yellow fever outbreak in the northeastern region of São Paulo State. *Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology*, p.1–11, 2019. doi: 10.1155/2019/9464768

SIKOSKI, P.; BANKS, M.L.; GOULD, R.; YOUNG, R.W.; WALLACE, J.M.; NADER, M.A. Comparison of rectal and infrared thermometry for obtaining body temperature in cynomolgus (*Macaca fascicularis*). *Journal of Medical Primatology*, v.36, p.381-384, 2007.

SOUZA, R. P.; FOSTER, P. G.; SALLUM, M. A. M. *et al.* Detection of a new yellow fever virus lineage within the South American genotype I in Brazil. *Journal of Medical Virology*, v.82, p.175185, 2010.

STRÖMBERG, B. Morphologic, thermographic and ^{133}Xe clearance studies on normal and diseased superficial digital flexor tendons in race horses, *Equine Veterinary Journal*, v.5, p.156-161, 1973.

ŠUMBERA, R.; ZELOVÁ, J.; KUNC, P.; KNÍZKOVÁ, I.; BURDA, H. Patterns of surface temperatures in two mole-rats (Bathyergidae) with different social systems as revealed by IR – thermography. *Physiology & Behaviour*, v.92, p.526-532, 2007.

TEIXEIRA, R.H.F.; COSTA, A.L.M.; MUROLLO, N.D.; FRANCO, P.N.; FELIPPI, D.A.; BURINI, C.H.P. Fibrossarcoma em onça-pintada (*Panthera onca*): uso da termografia associada à citologia aspirativa como auxílio diagnóstico. *Clínica Veterinária*, v.22, p.72-78, 2017.

TEIXEIRA, R.H.F.; BUTTI, T.E.M.; COSTA, A.L.M. Exames *post mortem* em primatas não humanos durante epizootia de febre amarela na região metropolitana de Sorocaba, SP, Brasil. *Clínica Veterinária*, v.3, n. 137, p.32-42, 2018.

THURNHAM, D.I.; McCABE, G.P. Influence of infection and inflammation on biomarkers of nutritional status with an emphasis on vitamin A and iron. In: World Health Organization. Report: Priorities in the assessment of vitamin A and iron status in populations, Panama City, Panama, 15–17 September 2010. Geneva, World Health Organization, 2012.

TURNER, T. Thermography in lameness diagnosis, *Equine Veterinary Data*, v.14, n.11, p. 206-207, 1993.

VADEN, M.F.; PUROHIT, R.C.; McCOY, M.D.; VAUGHAN, J.T. Thermography: a technique for subclinical diagnosis of osteoarthritis, *American Journal of Veterinary Research*, v.41, p.1175-1180, 1980.

VANREETH, K. Cytokines in the pathogenesis of influenza. *Veterinary Microbiology*, v.74, p.109-116, 2000.

VASCONCELOS, P.F.C. Febre amarela. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v.36, n.2, p. 275-293, março/abril, 2003.

VERONA, C.E.; PISSINATTI, A. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. Cap.34. Primatas do Novo Mundo. v.1. 2ª edição. Ed. Roca, 2014.

VON SCHWEINITZ, D.G. Thermographic diagnostics in equine back pain, *Veterinary Clinics of North American: Equine Practice*, v. 15, n.1, p. 161-177, 1999.

WALDSMITH, J.K. Real time thermography: a diagnostic tool for the equine practitioner, *Proceedings of the American Association of Equine Practitioners*, 38th Annual Convention, p.455-467, 1992.

WEATHER SPARK. Clima e condições meteorológicas médias em Sorocaba o ano todo. Disponível em: <<https://pt.weatherspark.com/y/30153/Clima-caracter%C3%ADstico-em-Sorocaba-Brasil-durante-o-ano/>>. Acesso em: 06 jan 2024.

WEISSENBOCK, N.M.; WEISS, C.M.; SCHWAMMER, H.M.; KRATOCHVIL, H. Thermal windows on the body surface of African elephants (*Loxodonta africana*) studied by infrared thermography. *Journal of Thermal Biology*, v.35, p.182-188, 2010.

ZANGHI, B.M. Eye and ear temperature using infrared thermography are related to rectal temperature in dogs at rest or with exercise. *Frontiers in Veterinary Science*, v.3, n.111, p.1–9, 2016.

ZINN, K.R.; ZINN, G.M.; JESSE, G.W.; MAYES, H.F.; ELLERSIECK, M.R. Correlation of noninvasive surface-temperature measurement with rectal temperature in swine. *American Journal of Veterinary Research*, v.46, n.6, p.1372–1374, 1985.

ZUNINO, G.E.; GONZÁLEZ, V.; KOWALEWSKI, M.; BRAVO, S. *Alouatta caraya Relationships among habitat, density and social organization*. Primate Report, v.61, p.37–46, 2001.

TRABALHO CIENTÍFICO

TRABALHO CIENTÍFICO

Trabalho a ser enviado para Journal of Medical Primatology. Normas disponíveis em:

<https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/16000684/homepage/forauthors.html>

Facial and ocular thermal mapping in black-and-gold howler monkey (*Alouatta caraya*) by infrared thermography: an *ex situ* study

André Luiz Mota da Costa^{1,2}, Maraya Lincoln Silva¹, Mayara Grego Caiaffa¹, Flora Nogueira Matos¹, Cássia Regina Ramos Gonzaga¹, Shamira de Fátima Sallum Leandro¹, Marina Alvarado de Medeiros¹, Rodrigo Hidalgo Friciello Teixeira^{1,2,3}, Carlos Roberto Teixeira².

¹ Zoológico de Sorocaba, Sorocaba, São Paulo, Brasil.

² Programa de Pós-Graduação em Animais Selvagens, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Botucatu, São Paulo, Brasil.

³ Universidade de Sorocaba, Sorocaba, São Paulo Brasil.

Correspondence: André Luiz Mota da Costa. Zoológico de Sorocaba, Rua Teodoro Kaisel, 883, Sorocaba, SP, Brasil. 18020-268. E-mail: almotacosta@yahoo.com.br

Abstract

Background: This study used infrared thermography (IRT) for mapping the facial and ocular temperatures of howler monkeys, to determine parameters for the diagnosis of febrile processes. There are no published IRT study in this species.

Methods: Were evaluated images of a group of monkeys kept under human care at Sorocaba Zoo (São Paulo, Brazil). The images were recorded during one year, in all seasons. Face and eye temperatures were evaluated.

Results: There are statistically significant differences in face and eye temperatures. Mean values and standard deviations for facial and ocular temperature were respectively: 33.0°C (2.1) and 36.5°C (1.9) in the summer; 31.5°C (4.5) and 35.3°C (3.6) in the autumn; 30.0°C (4.3) and 35.6°C (3.9) in the winter; 30.8°C (2.9) and 35.5°C (2.1) in the spring.

Conclusions: The IRT was effective to establish a parameter for facial and ocular temperatures of black-and-gold howler monkeys kept under human care.

KEYWORDS: eye; face; infrared; primate; thermography

1. INTRODUCTION

The howler monkeys (genus *Alouatta*) are among the largest primates in the New World, they belong to the Family Atelidae and are classified in the Subfamily Alouattinae, that includes the nine species of the genus *Alouatta*.^{1,2,3} The black-and-gold howler monkey (*Alouatta caraya*, Humboldt, 1812) inhabits several regions in Brazil, Argentina, Paraguay and Bolivia.^{4,5} Anthropogenic actions such as deforestation for agricultural expansion,⁶ construction of roads and hydroelectric dams and hunting for food or illegal trade are the main harm to the conservation of primates.⁷ In addition to these factors, two serious outbreaks of wild yellow fever in the years 2008-2009 and 2016-2019 also caused dramatic reduction in density and loss of entire wild populations.^{8,9}

Howler monkeys are described as the genus most susceptible to the yellow fever virus, developing fatal clinical disease a few days after infection.² Therefore, as sentinels for virus detection, they are of great importance for epidemiological surveillance, allowing the early establishment of control and prevention measures.¹⁰ Two other very important infectious diseases in primates kept under human

care are leptospirosis and toxoplasmosis, which are highly lethal and also cause fever.² For that, practical and effective tools are needed to detect febrile processes in these animals.^{10,11}

Infrared thermography is a non-invasive inspection technique used to measure temperatures.¹² Infrared is an electromagnetic frequency naturally emitted by any object or living being, but this frequency is beyond human vision.¹³ The equipment that identifies and measures this frequency is the thermograph, which converts infrared radiation into an image that shows hot and cold regions, through a color gradient, which can be analyzed using software.¹⁴ Therefore, infrared thermography is a safe and non-invasive method for research in the most diverse areas of Veterinary Medicine.¹⁵

When studying animals, thermal imagers are used remotely, and the observed individual is not subjected to physical or chemical restraint, avoiding stress and its complications.¹² Thermal imagers are used to measure the temperature of external and internal tissues.¹⁶ Physiological or pathological processes affect the temperature of internal tissues by increasing or decreasing blood flow.^{12,16} A healthy organism has a balance in the distribution of temperature in different parts of the body and anatomical parts can be compared to identify hotter or colder spots.¹⁶

The technique is best applied in animals with short hair, or in glabrous areas, since long hair can cause thermal insulation of the body and make image interpretation difficult.^{12,17} In humans, head images are frequently used in the surveillance of febrile processes.^{18,19,20,21,22} The eye temperature^{23,24,25} and face temperature have already shown to be reliable indicators of body temperature.^{24,26}

Infrared thermography as a remote temperature measurement technology is an excellent tool for the early detection of febrile illnesses.^{27, 28} For thermographic examination to be effective in a species, it is essential to map an anatomical region with few hair (reliable as an indicator of body temperature) and which is anatomically accessible for recording images.^{12,24,26}

The aim of this study was to use infrared thermography as a tool for facial and ocular temperatures mapping of black-and-gold howler monkey (*Alouatta caraya*), in order to determine parameters that can be used for remote diagnosis of febrile processes present in infectious diseases; without the need for restraint, avoiding stress and prioritizing animal welfare. This mapping can be used to detect individuals who are suspected of carrying infectious diseases, such as yellow fever, toxoplasmosis or leptospirosis. To the best of the author's knowledge, this is the first infrared thermography study in *Alouatta caraya*.

2. MATERIAL AND METHODS

2.1 – Human Care Guidelines

The present study was approved by the Ethical Committee on the Use of Animals (CEUA) of the Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista – Botucatu, São Paulo, Brazil. (Process 0058/2022).

2.2 – Study Location, Animals and Enclosure

The study was performed at the Sorocaba Zoo, located in Sorocaba, State of São Paulo, Brazil (23°30'21" S, 47°26'17" W).



FIGURE 1 – Thermographic image of a black-and-gold howler monkey in the software. It is possible to compare the animal colors with the standardized colors in the *Rainbow* pattern multicolor bar on the left of the photo. In this established standard, dark blue represents lower temperatures (18.5°C) and white represents higher temperatures (36.7°C). Photo: André L.M. Costa.

A group of four adult black-and-gold howler monkeys (two males and two females) kept under human care at Sorocaba Zoo was used for this research. The animals received a balanced diet in two daily meals consisting of food for folivorous primates, as well as fruits, vegetables and boiled eggs. The four individuals received routine medical examinations before the study, including physical examination, thoracic x-rays, hematological, biochemical and coproparasitological exams. Coproparasitological exams were repeated quarterly during the study and the results were always negative for helminths and protozoa. All animals were healthy until the end of the study.

The primates live in an enclosure suitable for the species in accordance with the regulations of the Brazilian environmental agency (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis – IBAMA).²⁹ The approximate dimensions are 40m² and 5 meters high, made with wooden trunks in the main structure and closed with a metal screen along its length. Inside the enclosure there are trunks, branches and ropes so that the animals can perform their natural movements and maintain the normal species behavior.

2.3 – Thermograph

The device used to capture the images was a FLIR thermograph, model T460, which has the following specifications: a) 25°(HOR) x 19°(VERT) lens with focal lengths from 0,4 m to infinity; b) 1,39 mrad spatial resolution for viewing hot spots of approximately 13mm at distances of 10m, with standard lens; c) continuous digital zoom from 1 to 4 times with touch screen display and 120° articulating optics for ergonomics in the field; d) fourth generation microbolometer detector with 153,600 pixels (320 x 480 pixels).³⁰ The energy source for the thermography operation is a rechargeable battery, which is extremely light and portable, making it ideal for field work. The captured images are archived on a hard drive inside the camera and later transferred to software where the images are evaluated. The images used can be

multicolored or monochromatic, in a gray pattern. The standard used in this study was *Rainbow*, with multicolored images, where shades of blue and purple indicate that the temperature is low, while colors that vary from yellow to red, reaching white indicate a higher temperature (figure 1).³¹

2.4 – Image capture

To capture images, the defined distance from the thermograph to the animals was three meters. The images were taken biweekly, in the morning and afternoon, for twelve months, covering all seasons of the year. The study began in June 2022 and continued until May 2023. During the imaging, the animals continued their daily activities, without any change in routine, without stress, which could change the animals' body temperature.

2.5 – Image interpretation

The images were stored and analyzed with the FLIR Thermal Studio, which is compatible with the thermograph utilized. The images that obtained the best framing, definition and visualization of the monkeys' faces were chosen. Using the software, two points called Sp1 and Sp2 were marked by the program, which represented the right and left eyes respectively. Using the average temperature of these two points, the ocular temperature was determined. Facial temperature was determined using an ellipse, called E1, which measures its average temperature, encompassing the nose and mouth (Figure 2).

2.6- Statistical analysis

A total of 622 (six hundred and twenty-two) images were recorded during the study, in the four seasons of the year. Among them, 153 (one hundred and fifty-three) images were chosen, showing the frontal view of the face and eyes, combined with good definition. Therefore, they were classified according to the season in which they were captured, with 34 images in autumn, 32 images in winter, 45 images in spring and 42 images in summer.

To compare facial temperature, eye temperature and E1/Sp ratio between the four seasons of the year, the Kruskal-Wallis Test ($P < 0.05$) was performed, since the data did not show normality using the Kolmogorov-Smirnov test ($P < 0.05$). As there was a significant statistical difference for all parameters, the Dunn's test ($P < 0.05$) was performed to compare the medians.

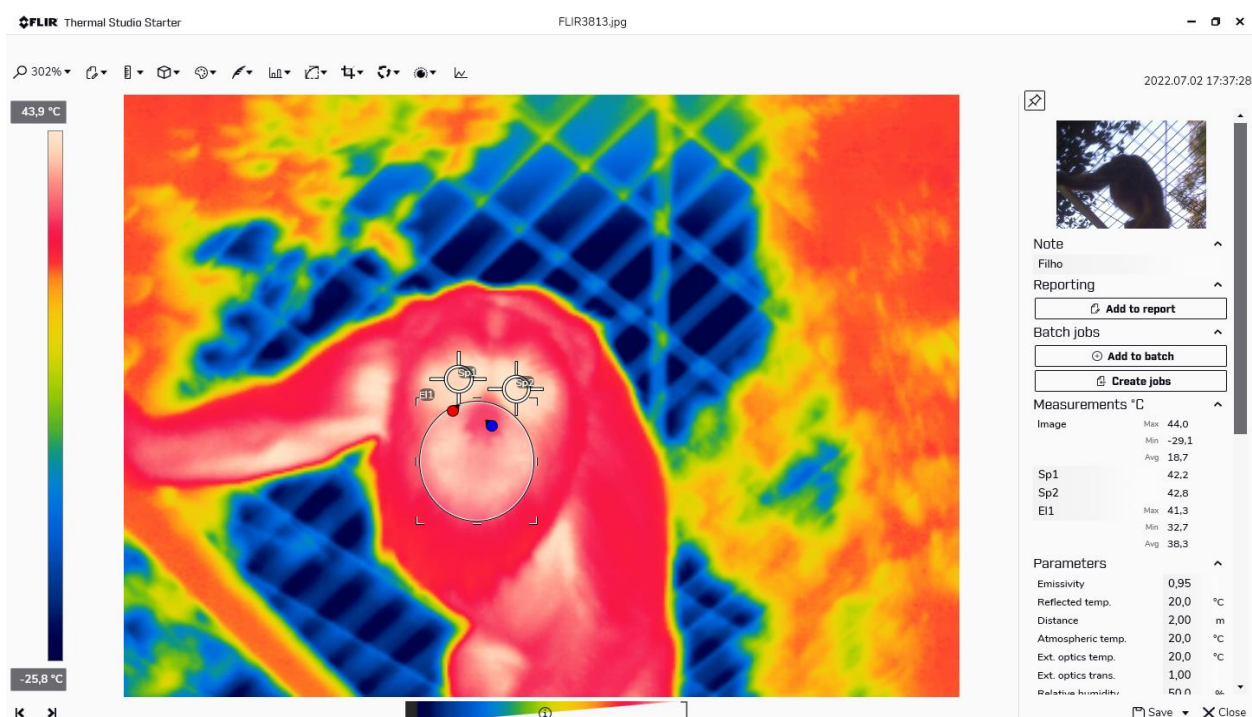


FIGURE 2 - Screenshot of FLIR Thermal Studio software. The points Sp1 and Sp2 show the eye temperature and the ellipse E1 measures the temperature of the facial area in a black-and-gold howler monkey. Photo: André L.M. Costa.

3. RESULTS

The results of the Kruskal-Wallis Test ($P < 0.05$) used to compare temperatures between the four seasons of the year are in Table 1, as well as the comparison of the medians of the Dunn's Test ($P < 0.05$).

TABLE 1 - Medians and percentiles 25 and 75% of facial temperature, eyes and E1/Sp ratio in black-and-gold howler monkeys ($n=4$) in each season.

	Facial temperature (°C)	Eyes temperature (°C)	Ratio
Spring	30.4 [28.5 – 33.3] b	35.6 [34.8 – 36.7] ab	0.86 [0.83 – 0.91] bc
Summer	32.8 [31.2 – 34.8] a	37.1 [35.8 – 37.7] a	0.90 [0.88 – 0.93] a
Autumn	31.6 [29.5 – 34.3] ab	35.4 [34.0 – 37.4] ab	0.90 [0.85 – 0.94] ab
Winter	29.4 [27.6 – 30.9] b	35.4 [34.0 – 37.0] b	0.83 [0.81 – 0.87] c
P	<0.001	0.014	<0.001

* Medians followed by the same lowercase letter in the column did not show a statistically significant difference ($P > 0.05$) by Dunn's Test

There was no statistically significant difference between the facial temperature obtained in summer and autumn, however the temperature obtained in summer was higher than that obtained in winter and spring. The facial temperatures obtained in spring, autumn and winter did not differ statistically from each other.

Regarding eye temperature, there was a statistically significant difference between the temperatures obtained in summer and winter. Other seasons did not differ from each other. Considering the E1/Sp ratio (relationship between facial and eye temperature), in summer the ratio was statistically higher than in spring and winter, there was no difference from autumn.

The Student's t-test ($P < 0.05$) was also performed to compare facial temperature and eye temperature for each season of the year separately. Eye temperature was statistically higher than facial temperature in all seasons evaluated ($P < 0.001$) (Table 2).

TABLE 2 - Mean and standard deviation of facial temperature (°C) and eye temperature (°C) at each time of the year using the Student's t- test $P < 0.05$

	Summer	Spring	Winter	Autumn
Facial Temp.	33.0 ± 2.1	30.8 ± 2.9	30.0 ± 4.3	31.5 ± 4.5
Eye Temp.	36.5 ± 1.9	35.5 ± 2.1	35.6 ± 3.9	35.3 ± 3.6
P	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001

4. DISCUSSION

Infrared thermography is a safe and non-invasive method for research in the most diverse branches of Veterinary Medicine.¹⁵ The technique is used remotely and the observed individual is not subjected to physical or chemical restraint, reducing stress and its complications, a very important factor in wild animal management.¹⁶ This one-year imaging study with a group of howler monkeys kept under human care showed that the technique corroborated with previous researches.^{12, 32} The animals were always calm in their enclosure, even in the presence of the device operator.

The technique is best applied to short-haired animals, as long hair can cause thermal insulation of the body and make the image interpretation difficult.¹² In all the images recorded in the study, there was a clear difference between the facial temperature (an area that is practically glabrous) and that of the rest of the head (dense and long fur). As has been reported by some authors, the hair isolates the skin from the external environment and so the thermograph cannot capture the real infrared emission from the skin.^{12,17}

In humans, images of the head are often used to monitor febrile processes.^{18,19,20,21,22} The temperature of the eyes^{23,24,25} the face have proven to be reliable indicators of body temperature.^{24,26} When we compare a human and a howler monkey's head, the only common glabrous area is the face. Although the temperature recorded on the monkey face in this study does not match with their internal temperature, which ranges from 36°C to 37°C², it is clear that there is a pattern in facial temperature in this species, with some seasonal variations. Eye temperature, on the other hand, was very close to the body temperature, making it a more reliable measurement site.

Knowing that the eyes are obligatory thermal windows in mammals and that they are easily captured by thermograph lenses, they have become a major object of thermographic study.¹² The eyes of the howler monkeys behaved in the same way in this study, always showing a temperature higher than the facial temperature in all 153 images, without exception. For thermographic examination to be effective in a species, it is essential to map a hairless anatomical region that is reliable as an indicator of body temperature and that is anatomically accessible for recording images.^{12,24,26} With the pattern we obtained from these healthy animals during a year of study, both with facial and ocular temperature, we have created a reliable parameter that can be considered as a basis for future thermographic research with the black-and-gold howler monkey. Considering that all the animals were maintained in the same baseline environmental conditions, facial and ocular temperatures that were above the average parameters in this study can be considered as hyperthermia. This tool can be used to screen individuals who are suspected of carrying infectious diseases, such as yellow fever in free ranging monkeys and toxoplasmosis or leptospirosis in monkeys kept under human care.

It's worth remembering that there were significant statistical differences related to seasonality. Therefore, the following face and ocular temperatures are recorded and suggested for the parameter, in degrees Celsius. For summer, face temperature: 33.0 ± 2.1 ; eye temperature: 36.5 ± 1.9 . For autumn, face temperature: 31.5 ± 4.5 ; eye temperature: 35.3 ± 3.6 . For winter, facial temperature: 30.0 ± 4.3 ; eye temperature: 35.6 ± 3.9 . Finally, for spring, facial temperature: 30.8 ± 2.9 ; eye temperature: 35.5 ± 2.1 .

Finally, it is important to note that the study was carried out in the climatic conditions of the city of Sorocaba, São Paulo, Brazil, and that there may be differences in facial and ocular thermal patterns in other conditions. It is also important to replicate the study in other species of the *Alouatta* genus before extrapolating the information acquired in this study. To the best of the author's knowledge, this is the first infrared thermography study in *Alouatta caraya*.

5. CONCLUSIONS

The use of infrared thermography for facial and ocular mapping of the black-and-gold howler monkey was effective, and it was possible to establish a reliable parameter for facial and ocular temperatures, with a statistically significant difference between them. In addition, there are seasonal differences in eye and facial temperatures, so the parametric values established should be taken into account for each season.

CONFLICT OF INTEREST STATEMENT

The authors declared no potential conflicts of interest related to this article.

DATA AVAILABILITY STATEMENT

Data sharing is not applicable to this article as no new data were created or analyzed in this study.

ETHICS APPROVAL STATEMENT

The present study was approved by the Ethical Committee on the Use of Animals (CEUA) – FMVZ/UNESP-Botucatu-SP, Brazil. (Process 0058/2022).

FUNDING STATEMENT

This study was financed in part by the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Finance Code 001.

ORCID

André Luiz Mota da Costa <https://orcid.org/0000-0002-3913-0123>

Maraya Lincoln Silva <https://orcid.org/0000-0003-4335-0855>

Mayara Grego Caiaffa <https://orcid.org/0000-0003-4972-7115>

Flora Nogueira Matos <https://orcid.org/0000-0001-8855-9092>

Cássia Regina Ramos Gonzaga <https://orcid.org/0000-0002-5800-3779>

Shamira de Fátima Sallum Leandro <https://orcid.org/0000-0002-5657-3348>

Marina Alvarado de Medeiros <https://orcid.org/0000-0001-9928-2367>

Rodrigo Hidalgo Friciello Teixeira <https://orcid.org/0000-0001-8219-0845>

Carlos Roberto Teixeira <https://orcid.org/0000-0001-6639-037X>

REFERENCES

1. Nowak, RM. Walker's Primates of the World. Baltimore and London: The Johns Hopkins University Press; 1999. 224p.
2. Verona, CE, Pissinatti, A. Cap.34. Primatas do Novo Mundo. In: Cubas, ZS, Silva, JCR, Catão-Dias, JL, eds. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. v.1. 2ª edição. São Paulo:Ed. Roca; 2014: 723-743.
3. Bicca-Marques, JC, Rumiz, DI, Ludwig, G, et al. *Alouatta caraya* (amended version of 2020 assessment). *The IUCN Red List of Threatened Species* 2021:e.T41545A190414715. doi: <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2021-1.RLTS.T41545A190414715.en.>, 2021.
4. Brown, AD, Zunino, GE. Hábitat, densidad y problemas de conservación de los primates de Argentina. *Vida Silv Neot*. 1994;3:30–40.

5. Lynch Alfaro, JW, Cortés-Ortiz, L, Di Fiore, A, et al. Comparative biogeography of Neotropical primates. *Mol Phylogen Evol.* 2015; 82:518–529.
6. Ribeiro, MC, Metzger, JP, Martensen, AC, et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biol Cons.* 2009; 142: 1141–1153.
7. Rodrigues, M. Hidroelétrica, ecologia comportamental e resgate de fauna: uma falácia. *Nat Conserv.* 2006;4:29–38.
8. Holzmann, I, Agostini, I, Areta, JI, et al. Impact of yellow fever outbreaks on two howler monkey species (*Alouatta guariba clamitans* and *A. caraya*) in Misiones. Argentina. *Am J Primat.* 2010;72:475–480.
9. Bicca-Marques, JC, Calegaro Marques, C, Rylands, A, et al. Yellow fever threatens Atlantic Forest primates. *Sci Adv.* 2017;3: (1):e1600946.
10. Bicca-Marques, JC, De Freitas, DS. The role of monkeys, mosquitoes, and humans in the occurrence of a yellow fever outbreak in a fragmented landscape in south Brazil: protecting howler monkeys is a matter of public health. *Trop Conserv Sci.* 2010;3:78–89.
11. Siconelli, MJL, Espósito, DLA, Moraes, NC, et al. The importance of coordinated actions in preventing the spread of yellow fever to human populations: the experience from the 2016-2017 yellow fever outbreak in the northeastern region of São Paulo State. *Can J Infect Dis Med Microbiol.* 2019. doi: 10.1155/2019/9464768
12. Hilsberg-Merz, S. Infrared Thermography in Zoo and Wild Animals. In: Fowler, ME, Miller, RE, eds. *Zoo and Wild Animal Current Therapy*, V.6, St. Louis:Saunders Elsevier, St. Louis; 2008:20-33.
13. Matias, J. Mecatrônica Atual. Ano 1, nº3. São Paulo: Saber Ltda; 2002. 64p.
14. Sanches, IJ. Sobreposição de imagens de termografia e ressonância magnética: uma nova modalidade de imagem médica tridimensional. 2009. Tese (Doutorado em Engenharia Elétrica e Informática Industrial) – Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Curitiba, 168p.
15. McCafferty, DJ. The value of infrared thermography for research on mammals: previous applications and future directions. *Mammal Rev.* 2007;37(3):207-223
16. Bowers, S, Gandy, S, Anderson, B, et al. Assessment of pregnancy in the late-gestation mare digital infrared thermography. *Theriogen.* 2009;72:372-377.
17. Costa, ALM, Rassy, FB, Cruz, JB. Diagnostic applications of infrared thermography in captive Brazilian canids and felids. *Arch Vet Sci.* 2020;25(2):01-12.
18. Ng, EYK. Is thermal scanner losing its bite in mass screening of fever due to SARS? *Med Physics.* 2005;32(1):93-97.
19. Ring, EFJ, Jung, A, Zuber, J, et al. Detecting fever in Polish children by infrared thermography. 2008. 9th International Conference on Quantitative InfraRed Thermography, Krakow, Poland.
20. Pascoe, DD, Fisher, G. Comparison of core and skin surface measuring sites for the assessment of body temperature. *Therm Inter.* 2010;19(1):35 – 42.
21. Cheung, BMY, Chan, LS, Lauder, IJ, et al. Detection of body temperature with infrared thermography: accuracy in detection of fever. *Hong Kong Med J.* 2012;18(4),Supplement 3.
22. Martinez-Jimenez, MA, Loza-Gonzales, VM, Kolosovas-Machuca, SE, et al. Diagnostic accuracy of infrared thermal imaging for detecting COVID-19 infection in minimally symptomatic patients. *Eur J Clin Inv.* 2021.doi: <https://doi.org/10.1111/eci.13474>.
23. Zinn, KR, Zinn, GM, Jesse, GW, et al. Correlation of noninvasive surface-temperature measurement with rectal temperature in swine. *Am J Vet Res.* 1985;46(6):1372–1374.
24. George, WD, Godfrey, RW, Ketrang, RC, et al. Relationship among eye and muzzle temperatures measured using digital infrared thermal imaging and vaginal and rectal temperatures in hair sheep and cattle. *J An Sci.* 2014;92(11):4949–4955.
25. Zanghi, BM. Eye and ear temperature using infrared thermography are related to rectal temperature in dogs at rest or with exercise. *Front Vet Sci.* 2016;3(11):1–9.
26. Ioannou, S, Chotard, H, Davila-Ross, M. No strings attached: physiological monitoring of rhesus monkeys (*Macaca mulatta*) with thermal imaging. *Front Beh Neurosci.* 2015;9(160):1-10.
27. Chiu, WT, Lin, PW, Chiou, HY, et al. Infrared thermography to mass-screen suspected SARS patients with fever. *Asia Pac J Public Health.* 2005;17(1):26-28.
28. Khaksari, K, Nguyen, T, Hilli, BY, et al. Review of the efficacy of infrared thermography for screening infectious diseases with applications to COVID-19. *J Med Imag.* 2021;8:issue S1.
29. Ibama. Instrução normativa 2015. https://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Instrucao_normativa/2015/in_ibama_07_2015_institui_categorias_uso_manejo_fauna_silvestre_cativeiro.pdf. Accessed Aug 30, 2023.
30. Flir Instruments. Instruments. Products. <<http://www.flir.com.br/uploadedFiles/Instruments/Products/T-Series/T-Series-Brochure.pdf>>. Accessed May 15, 2018.

31. Lahiri, BB, Bagavathiappan, S, Jayakumar, T. Medical application of infrared thermography: A review. *Infr Phy Technol*. 2012;55(4):221- 235.
32. Dunbar, MR, Johnson, SR, Rhyan, JC, et al. Use of infrared thermography to detect thermographic changes in mule deer (*Odocoileus hemionus*) experimentally infected with foot-and-mouth disease. *J Zoo Wildl Med*. 2009;40:296-301.

ANEXOS

10.1- ANEXO I – ATESTADO CEUA



ATESTADO

Atesto que o Projeto "MAPEAMENTO TÉRMICO FACIAL EM BUGIO (*Alouatta spp*)" **Protocolo CEUA 0058/2022**, a ser conduzido por ANDRÉ LUIZ MOTA DA COSTA, responsável/orientador PROF. DR. CARLOS ROBERTO TEIXEIRA, para fins de pesquisa científica/ensino - encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 08 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.

Finalidade	PESQUISA CIENTÍFICA
Vigência do projeto	03/06/2022 a 31/03/2023
Nome Comum / Espécie / Linhagem	PRIMATA / ALOUATTA CARAYA / não se aplica
Raça	não se aplica
Nº de animais machos	4
Nº de animais fêmeas	4
Nº de animais sexo indefinido	0
Peso médio de animais machos	3kg
Peso médio de animais fêmeas	2kg
Peso médio de animais sexo indefinido	0
Idade	2 ano(s) e 0 mes(es) e 0 dia(s).
Procedência	Zoológico Municipal de Sorocaba

Projeto de Pesquisa aprovado em reunião da CEUA em 11/05/2022

JULIANY GOMES QUITZAN
Presidente da CEUA da FMVZ, UNESP - Campus de Botucatu

10.2- ANEXO II – EXAMES LABORATORIAIS

Bugio microchipe 963 008 000 993 465 – macho - adulto



Rua Pandá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357979

Animal: Bugio Preto Mc 3645

Data: 19/04/2022

Espécie: *Alouatta Caraya*

Raça: Mamífero Silvestre

Sexo: Macho

Dt. Nasc.: 19/04/2021

Idade: 1a 0m 0d

Proprietário: Pansib

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: --

Requisitante: Mayara Grego Calafra CRMV-SP 48886

Clinica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R. Teodoro Kalai Nro: 883 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Hemograma

Material...: SANGUE COM E.D.T.A.

Metodologia: CONTAGEM EM AUTOMAÇÃO E MICROSCOPIA

Equipamento: ADVIA 2120i (SIEMENS)

Vir Ref. Absoluto

Vir Ref. Relativo

ERITROGRAMA

eritrócitos.....	4,04 milhões/mm ³	3,5 a 5,5 milhões/mm ³
hemoglobina.....	10,1 g/dL	10,0 a 14,0 g/dL
hematócrito.....	41 %	30 a 45%
V.C.M.....	101,49 µm	72,0 a 103,0 µm
H.C.M.....	25,04 pg	20,0 a 32,0 pg
C.H.C.M.....	24,75 g/dL	27,0 a 37,0 g/dL
H.D.W.....	15,40 %	
proteína total.....	7,30 g/dL	5,5 a 7,5 g/dL
observações série vermelha....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

LEUCOGRAMA

Leucócitos.....	7,66 mil/mm ³	7,00 a 15,00 mil/mm ³
segmentados.....	29,80 % 2282,68 /mm ³	36 a 68%
neutrófilos.....	4,60 % 352,36 /mm ³	0 a 8%
basófilos.....	1,40 % 107,24 /mm ³	0 a 1%
linfócitos típicos.....	51,50 % 3944,9 /mm ³	30 a 58%
monócitos.....	5,20 % 398,32 /mm ³	1 a 5%
observações série branca.....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

PLAQUETAS

contagem plaquetária.....	311 mil/mm ³	250 a 530 mil/mm ³
avaliação plaquetária.....	MORFOLOGIA PLAQUETÁRIA NORMAL.	
pesquisa de hemoparasitas.....	NÃO FORAM OBSERVADOS	

Assinado eletronicamente por
GUILHERME GROHE SILVA - CRMV-SP 17797

Creatinina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: JAFFÉ

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

resultado.....	1,10 mg/dL	0,7 a 1,6 mg/dL
----------------	------------	-----------------

Rua Pandá Calógeras, 310

Vergueiro - Sorocaba - SP CEP: 18030-030

Telefone: (15) 3031-4115

www.safaridiagnostico.com.br

safari@safaridiagnostico.com.br

Bugio microchipe 963 008 000 993 465 – macho - adulto



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357979

Animal: Bugio Preto Mc 3645

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Manífero Silvestre

Sexo: Macho

Dt. Nasc.: 19/04/2021

1a 0m 0d

Proprietário: Pzmjgb

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: --

Requisitante: Mayara Grego Caiáffa CRMV-SP 45956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kaizel Nro: 883 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Fosfatase Alcalina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 115,00 U.I./L

25 a 357 U.I./L

T.G.P. (A.L.T.)

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 24,00 U.I./L

14,0 a 60 U.I./L

Ureia

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: UREASE UV

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 29,00 mg/dL

15,0 a 60,0 mg/dL

Assinado eletronicamente por

GUILHERME GROKE SILVA - CRMV-SP 17797

Bugio microchipe 0006711E32 – fêmea - adulta



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357977

Animal: Bugio Preto Mc 11e32

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Mamífero Silvestre

Sexo: Fêmea

Dt. Nasc.: 19/04/2021

Idade: 01

Proprietário: Pongib

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: -

Requisitante: Mayara Grego Calafra CRMV-SP 48956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kalzi Nro: 853 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Hemograma

Material...: SANGUE COM E.D.T.A.

Metodologia: CONTAGEM EM AUTOMAÇÃO E MICROSCOPIA

Equipamento: ADVIA 2120i (SIEMENS)

Vir Ref. Absoluto

Vir Ref. Relativo

ERITROGRAMA

eritrócitos.....	3,55 milhões/mm ³	3,5 a 5,5 milhões/mm ³
hemoglobina.....	8,7 g/dL	10,0 a 14,0 g/dL
hematócrito.....	36,3 %	30 a 45%
V.C.M.....	102,25 µm	72,0 a 103,0 µm
H.C.M.....	24,53 pg	20,0 a 32,0 pg
C.H.C.M.....	24,02 g/dL	27,0 a 37,0 g/dL
R.D.W.....	18,10 %	
proteína total.....	7,50 g/dL	5,5 a 7,5 g/dL
observações série vermelha....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

LEUCOGRAMA

leucócitos.....	14,60 mil/mm ³	7,00 a 15,00 mil/mm ³
segmentados.....	56,20 % 8205,2 /mm ³	36 a 68%
neutrófilos.....	5,10 % 744,6 /mm ³	0 a 8%
basófilos.....	1,50 % 219 /mm ³	0 a 1%
linfócitos típicos.....	27,10 % 3956,6 /mm ³	30 a 58%
monócitos.....	2,50 % 365 /mm ³	1 a 5%
observações série branca.....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

PLAQUETAS

contagem plaquetária.....	342 mil/mm ³	250 a 530 mil/mm ³
avaliação plaquetária.....	MORFOLOGIA PLAQUETÁRIA NORMAL.	
pesquisa de hemoparasitas.....	NÃO FORAM OBSERVADOS	

Assinado eletronicamente por
 AMANDA F. LOPES DA SILVA - CRMV-SP 12325

Creatinina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: JAFFÉ

Equipamento: HITACHI MODULAR RVO (ROCHE)

Valores de Referência

resultado.....	0,60 mg/dL	0,7 a 1,6 mg/dL
----------------	------------	-----------------

Rua Pandiá Calógeras, 310

Vergueiro - Sorocaba - SP CEP: 18030-030

Telefone: (15) 3031-4115

www.safaridiagnostico.com.br

safari@safaridiagnostico.com.br

Bugio microchipe 0006711E32 – fêmea - adulta



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357977

Animal: Bugio Preto Mc 11e32

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Manífero Silvestre

Sexo: Fêmea

Dt. Nasc.: 19/04/2021

1a 0m 0d

Proprietário: Pzmqb

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: --

Requisitante: Mayara Grego Caiáffa CRMV-SP 45956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kaizel Nro: 883 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Fosfatase Alcalina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 77,00 U.I./L

25 a 357 U.I./L

T.G.P. (A.L.T.)

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 13,00 U.I./L

14,0 a 60 U.I./L

Ureia

Material...: SORO SANGUÍNEO

Valores de Referência

Metodologia: UREASE UV

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Resultado..... 67,00 mg/dL

15,0 a 60,0 mg/dL

Assinado eletronicamente por
 GUILHERME GROKE SILVA - CRMV-SP 17797

Bugio microchipe 985 111 000 872 629 – macho adulto



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357978

Animal: Bugio Preto Mc 2629

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Mamífero Silvestre

Sexo: Macho

Dt. Nasc.: 19/04/2021

Idade: 01

Proprietário: Pongib

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: -

Requisitante: Mayara Grego Calafra CRMV-SP 48956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kalzi Nro: 853 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Hemograma

Material...: SANGUE COM E.D.T.A.

Metodologia: CONTAGEM EM AUTOMAÇÃO E MICROSCOPIA

Equipamento: ADVIA 2120i (SIEMENS)

Vir Ref. Absoluto

Vir Ref. Relativo

HEMOGRAMA

eritrócitos.....	4,11 milhões/mm ³	3,5 a 5,5 milhões/mm ³
hemoglobina.....	9,8 g/dL	10,0 a 14,0 g/dL
hematócrito.....	39,4 %	30 a 45%
V.C.M.....	95,86 µ ³	72,0 a 103,0 µ ³
H.C.M.....	23,8 pg	20,0 a 32,0 pg
C.H.C.M.....	24,82 g/dL	27,0 a 37,0 g/dL
R.D.W.....	15,60 %	
proteína total.....	8,00 g/dL	5,5 a 7,5 g/dL
observações série vermelha....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

LEUCOGRAMA

leucócitos.....	18,53 mil/mm ³	7,00 a 15,00 mil/mm ³
segmentados.....	65,30 % 12100,09 /mm ³	36 a 68%
neutrófilos.....	1,80 % 333,54 /mm ³	0 a 8%
basófilos.....	1,10 % 203,83 /mm ³	0 a 1%
linfócitos típicos.....	22,80 % 4224,84 /mm ³	30 a 58%
monócitos.....	2,70 % 500,31 /mm ³	1 a 5%
observações série branca.....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

PLAQUETAS

contagem plaquetária.....	272 mil/mm ³	250 a 530 mil/mm ³
avaliação plaquetária.....	MORFOLOGIA PLAQUETÁRIA NORMAL.	
pesquisa de hemoparasitas.....	NÃO FORAM OBSERVADOS	

Assinado eletronicamente por
 GUILHERME GROKE SILVA - CRMV-SP 17797

Creatinina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: JAFFÉ

Equipamento: HITACHI MODULAR RVO (ROCHE)

Valores de Referência

resultado.....	0,80 mg/dL	0,7 a 1,6 mg/dL
----------------	------------	-----------------

Rua Pandiá Calógeras,310

Vergueiro - Sorocaba - SP CEP: 18030-030

Telefone: (15) 3031-4115

www.safaridiagnostico.com.br

safari@safaridiagnostico.com.br

Bugio microchipe 985 111 000 872 629 – macho adulto



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357978

Animal: Bugio Preto Mc 2629

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya	Raça: Manífero Silvestre	Sexo: Macho	Dt. Nasc.: 19/04/2021	1a On Od
Proprietário: Pzmqb	CPF:	Telefone:		
Endereço: Nro: --				
Requisitante: Mayara Grego Caiáffa CRMV-SP 45956				
Clinica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De	Endereço: R Teodoro Kaizer Nro: 883 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP			

Fosfatase Alcalina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 1022,00 U.I./L

25 a 357 U.I./L

T.G.P. (A.L.T.)

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 28,00 U.I./L

14,0 a 60 U.I./L

Ureia

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: UREASE UV

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 56,00 mg/dL

15,0 a 60,0 mg/dL

Assinado eletronicamente por
 GUILHERME GROKE SILVA - CRMV-SP 17797

Bugio microchip 963 007 000 787 647 – fêmea - adulta



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357976

Animal: Bugio Preto Mc 7647

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Mamífero Silvestre

Sexo: Fêmea

Dt. Nasc.: 19/04/2021

Idade: 01

Proprietário: Pongib

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: -

Requisitante: Mayara Grego Calafra CRMV-SP 48956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kalz Nro: 853 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Hemograma

Material...: SANGUE COM E.D.T.A.

Metodologia: CONTAGEM EM AUTOMAÇÃO E MICROSCOPIA

Equipamento: ADVIA 2120i (SIEMENS)

Vir Ref. Absoluto

Vir Ref. Relativo

HEMOGRAMA

eritrócitos.....	3,97 milhões/mm ³	3,5 a 5,5 milhões/mm ³
hemoglobina.....	9 g/dL	10,0 a 14,0 g/dL
hematócrito.....	38,6 %	30 a 45%
V.C.M.....	97,23 µm	72,0 a 103,0 µm
H.C.M.....	22,56 pg	20,0 a 32,0 pg
C.H.C.M.....	23,21 g/dL	27,0 a 37,0 g/dL
R.D.W.....	14,70 %	
proteína total.....	7,00 g/dL	5,5 a 7,5 g/dL
observações série vermelha....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

LEUCOGRAMA

leucócitos.....	16,19 mil/mm ³	7,00 a 15,00 mil/mm ³
segmentados.....	31,80 % 5148,42 /mm ³	36 a 68%
neutrófilos.....	8,00 % 1295,2 /mm ³	0 a 8%
basófilos.....	1,60 % 259,04 /mm ³	0 a 1%
linfócitos típicos.....	49,80 % 8062,62 /mm ³	30 a 58%
monócitos.....	2,00 % 323,8 /mm ³	1 a 5%
observações série branca.....	MORFOLOGIA CELULAR NORMAL.	

PLAQUETAS

contagem plaquetária.....	380 mil/mm ³	250 a 530 mil/mm ³
avaliação plaquetária.....	MORFOLOGIA PLAQUETÁRIA NORMAL.	
pesquisa de hemoparasitas.....	NÃO FORAM OBSERVADOS	

Assinado eletronicamente por
 AMANDA F. LOPES DA SILVA - CRMV-SP 12325

Creatinina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: JAFFÉ

Equipamento: HITACHI MODULAR RVO (ROCHE)

Valores de Referência

resultado.....	0,70 mg/dL	0,7 a 1,6 mg/dL
----------------	------------	-----------------

Rua Pandiá Calógeras,310

Vergueiro - Sorocaba - SP CEP: 18030-030

Telefone: (15) 3031-4115

www.safaridiagnostico.com.br

safari@safaridiagnostico.com.br

Bugio microchipe 963 007 000 787 647 – fêmea - adulta



Rua Pandiá Calógeras, 310 - Sorocaba - CEP 18030-030
 Tel. (015) 3234-6638 E-mail: safari@safaridiagnostico.com.br
 Internet: www.safaridiagnostico.com.br

Nº OS: 357976

Animal: Bugio Preto Mc 7647

Data: 19/04/2022

Espécie: Allouatta Caraya

Raça: Mamífero Silvestre

Sexo: Fêmea

Dt. Nasc.: 19/04/2021

1a 0m 0d

Proprietário: Pznqjb

CPF:

Telefone:

Endereço: Nro: --

Requisitante: Mayara Grego Caiáffa CRMV-SP 45956

Clínica: Parque Zoológico Municipal Quinzinho De

Endereço: R Teodoro Kaizel Nro: 883 VILA HORTÊNCIA - SOROCABA-SP

Fosfatase Alcalina

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 919,00 U.I./L

25 a 357 U.I./L

T.G.P. (A.L.T.)

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: IFCC

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 27,00 U.I./L

14,0 a 60 U.I./L

Ureia

Material...: SORO SANGUÍNEO

Metodologia: UREASE UV

Equipamento: HITACHI MODULAR EVO (ROCHE)

Valores de Referência

Resultado..... 61,00 mg/dL

15,0 a 60,0 mg/dL

Assinado eletronicamente por
 GUILHERME GROKE SILVA - CRMV-SP 17797

10.3- ANEXO III- TABELA NUTRICIONAL DOS BUGIOS-PRETOS (ZOO DE SOROCABA)

Ração utilizada: Ração para Primatas com tendências Herbívoras (P18) - Marca Megazoo®

Animal: Bugio PRETO			Setor: Macacos								Nº Recinto: 62-63	
Nº de animais: 4			Vasilhas: 1 (1 de folha e frutas)									
Item	8:30	9:30	12:30	2º	3º	4º	5º	6º	Sáb	Dom	(g)	Apresentação
Cenoura		X		X	X	X	X	X	X	X	175	COZIDA, em PALITOS
Acelga		X		X	X	X	X	X	X	X	265	Folha inteira
Couve		X		X		X		X			310	Folha inteira
Espinafre		X		X		X		X			220	Folha inteira
Verdura da época (Almeirão)		X		X		X		X			220	Folha inteira
Brócolis		X		X		X		X		X	485	COZIDO, pedaços
Espiga de Milho		X		X		X		X		X	975	Unid cortadas em 3
Escarola		X			X		X		X	X	485	Folhas inteiras
Repolho		X			X		X		X	X	220	Folhas inteiras
Catalonha		X			X		X		X		620	Folhas inteiras
ABÓBORA		X			X		X		X		445	Crua, pedaços
Banana nanica		X		X	X	X	X	X	X	X	445	c/ casca, Picado mínimo 5 pedaços
Abacaxi		X		X	X	X	X	X	X	X	175	
Laranja		X		X	X	X	X	X	X	X	375	
Fruta da Época (Manga,uva, etc)		X		X		X		X			310	
Maçã		X		X		X		X			265	6 unid. de 50g (Coz,c/ casca)
Ovo, Galinha, Cozido		X		X		X		X			265	
Melancia		X			X		X		X		265	c/ casca, Picado mínimo 5 pedaços
Pêra		X			X		X		X	X	200	

Última atualização: 28/07/2022

10.4- ANEXO IV – TABELA DE CONDIÇÕES CLIMÁTICAS NOS DIAS DE CAPTAÇÃO DE IMAGENS (FONTE: www.google.com.br)

Data e período		Umidade do ar	Temperatura	Velocidade Vento
15/06/22	Manhã	47%	13°C	11km/h
15/06/22	Tarde	46%	22°C	13km/h
30/06/22	Manhã	48%	14°C	13km/h
30/06/22	Tarde	47%	24°C	12km/h
15/07/22	Manhã	37%	14°C	13km/h
15/07/22	Tarde	38%	20°C	14km/h
31/07/22	Manhã	43%	16°C	8km/h
31/07/22	Tarde	45%	25°C	9km/h
15/08/22	Manhã	52%	20°C	14km/h
15/08/22	Tarde	54%	23°C	14km/h
31/08/22	Manhã	62%	16°C	28km/h
31/08/22	Tarde	63%	19°C	24km/h
15/09/22	Manhã	72%	17°C	19km/h
15/09/22	Tarde	75%	19°C	17km/h
30/09/22	Manhã	76%	18°C	17km/h
30/09/22	Tarde	74%	21°C	15km/h
14/10/22	Manhã	63%	21°C	12km/h
14/10/22	Tarde	63%	25°C	12km/h
30/10/22	Manhã	73%	19°C	27km/h
30/10/22	Tarde	72%	19°C	25km/h
15/11/22	Manhã	76%	21°C	19km/h
15/11/22	Tarde	77%	19°C	14km/h
30/11/22	Manhã	76%	23°C	13km/h
30/11/22	Tarde	78%	26°C	10km/h
15/12/22	Manhã	52%	20°C	15km/h
15/12/22	Tarde	58%	28°C	12km/h
30/12/22	Manhã	58%	22°C	19km/h
30/12/22	Tarde	62%	26°C	16km/h
16/01/23	Manhã	74%	26°C	8km/h
16/01/23	Tarde	73%	29°C	10km/h
30/01/23	Manhã	74%	24°C	22km/h
30/01/23	Tarde	77%	28°C	20km/h
15/02/23	Manhã	73%	25°C	21km/h
15/02/23	Tarde	83%	25°C	14km/h
28/02/23	Manhã	86%	22°C	16km/h
28/02/23	Tarde	86%	23°C	7km/h
15/03/23	Manhã	96%	22°C	7km/h
15/03/23	Tarde	94%	28°C	9km/h
31/03/23	Manhã	79%	24°C	4km/h
31/03/23	Tarde	78%	29°C	5km/h
15/04/23	Manhã	82%	20°C	7km/h
15/04/23	Tarde	84%	23°C	9km/h
30/04/23	Manhã	86%	26°C	6km/h
30/04/23	Tarde	82%	25°C	8km/h
16/05/23	Manhã	61%	15°C	12km/h
16/05/23	Tarde	66%	23°C	10km/h
31/05/23	Manhã	89%	17°C	6km/h
31/05/23	Tarde	87%	18°C	10km/h