INSTITUTO DE BIOCIÊNCIAS

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

GREICE ZORZATO GONCHOROSKI

AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO DE LONTRA NEOTROPICAL E ARIRANHA (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNÍVOROS DOMÉSTICOS E SEUS PATÓGENOS

PORTO ALEGRE

2025

GREICE ZORZATO GONCHOROSKI

AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO DE LONTRA NEOTROPICAL E ARIRANHA (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNÍVOROS DOMÉSTICOS E SEUS PATÓGENOS

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Biologia Animal.

Área de concentração: Biologia Animal

Linha de pesquisa: Manejo e Conservação

Orientador: Thales Renato Ochotorena Freitas

Coorientadora: Caroline Leuchtenberger

PORTO ALEGRE

2025

CIP - Catalogação na Publicação

Gonchoroski, Greice Zorzato
AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO DE LONTRA NEOTROPICAL E ARIRANHA (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNÍVOROS DOMÉSTICOS E SEUS PATÓGENOS / Greice Zorzato Gonchoroski. -- 2025.
59 f.
Orientador: Thales Renato Ochotorena Freitas.

Coorientadora: Caroline Leuchtenberger.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Instituto de Biociências, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Porto Alegre, BR-RS, 2025.

1. mustelídeo. 2. espécie invasora. 3. doença. 4. conservação. 5. lontra. I. Freitas, Thales Renato Ochotorena, orient. II. Leuchtenberger, Caroline, coorient. III. Título.

Elaborada pelo Sistema de Geração Automática de Ficha Catalográfica da UFRGS com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

GREICE ZORZATO GONCHOROSKI

AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO DE LONTRA NEOTROPICAL E ARIRANHA (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNÍVOROS DOMÉSTICOS E SEUS PATÓGENOS

Aprovada em de de .

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Thales Renato Ochotorena Freitas - UFRGS
Orientador

Prof. Dra. Flávia Tirelli – UFRGS
Examinadora

Profª. Dr. Marcelo Lopes Rheingantz - UFRJ

Examinador

Prof. Dr. Gonzalo Medina Vogel - UAB

Examinador

Dedico este trabalho ao povo pantaneiro,
que com generosidade me ensinou sobre sua terra,
seus animais e seus costumes.

AGRADECIMENTOS

Agradeço as águas do Guaíba que primeiro me apresentaram uma lontra em vida livre.

Agradeço meu parceiro, colega, marido e amor, José. Por todo apoio e carinho, por sonhar e construir ao meu lado. Lontra e lontras, aí vamos nós!

Agradeço a minha mãe, pelo sorriso que herdei e por me ensinar que sempre há lugar para ele. Obrigada por ser força e união em nossa família.

Agradeço ao meu pai, que mesmo entre alguns caminhos incomuns foi o primeiro apaixonado por animais silvestres que conheci.

Agradeço aos meus irmãos, Bruna, Bruno e Gustavo que como um grupo de ariranhas me protegeram e cuidaram como a mais jovem da família.

Agradeço ao Professor Thales, por tantos ensinamentos guardados entre histórias e recordações apresentadas entre um café e outro ou um longo percurso para o campo, embalado pelas suas músicas clássicas.

Agradeço a Professora Caroline por me ensinar a amar o pantanal e toda vida que lá existe. Por todos os ensinamentos e apoio.

Agradeço às Professoras Tatiane Trigo, Flávia Tirelli, Maria João e Márcia Jardim. Por serem um norte da pesquisadora que um dia sonho ser. Conhece-las foi transformador para este projeto e para minha vida.

Agradeço aos meus colegas e amigos do Laboratório de Citogenética da UFRGS, especialmente as gurias da “tuqueira” e a Binha, pelo acolhimento, cucas, cafés e fofocas.

Agradeço ao Projeto Ariranhas, por confiar neste trabalho, por confiar em mim e por me acolher nesta família. Obrigada por acreditar na conservação e lutar por isso.

Agradeço aos amigos da Clínica Oliseski por acompanharem esta jornada, pelo apoio e amizade.

Agradeço todos aqueles que seguraram minha mão em maio de 2024 e nos incontáveis dias seguintes, aqueles que me aqueceram, acolheram e reconstruíram este mestrado, meu coração e meu lar.

O presente trabalho foi realizado com apoio do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, Processo 130144/2023-1)

SUMÁRIO

RESUMO.....1
ABSTRACT.....3
INTRODUÇÃO GERAL.....4
HIPÓTESE.....13
OBJETIVOS.....14
CAPÍTULO I (manuscrito) 15
CAPÍTULO II (manuscrito) 37
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....44
REFERÊNCIAS.....46
ANEXOS.....53

RESUMO

A família Mustelidae é composta por mais de 60 espécies e é caracterizada como a maior e mais diversa família da ordem Carnivora. No Brasil, duas espécies de mustelídeos da subfamília Lutrinae ocorrem, sendo que, em algumas localidades, vivem de forma simpátrica e apresentam comportamentos e características físicas marcadamente diferentes entre si. O crescimento populacional e a antropização em áreas antes pouco habitadas traz consigo a proximidade de cães, gatos e outras espécies não nativas com novas doenças e desafios para fauna. O objetivo deste trabalho é avaliar a exposição de indivíduos de vida livre da subfamília Lutrinae a carnívoros domésticos e a seus patógenos. Este trabalho foi dividido em duas partes, a primeira aborda a exposição de lontra neotropical (*Lontra longicaudis*) a cães e gatos e seus patógenos em uma unidade de conservação no sul do Brasil. A segunda parte aborda a avaliação da exposição de ariranhas (*Pteronura brasiliensis*) a patógenos de cães domésticos em diferentes áreas do Pantanal. Para tanto, no primeiro estudo foram utilizadas armadilhas fotográficas, coleta de amostras biológicas de lontras e animais domésticos que ocorrem no local e testes moleculares e sorológicos para pesquisa dos patógenos. Entre as lontras amostradas no sul do Brasil, 4/6 indivíduos apresentaram anticorpos contra *Toxoplasma gondii*, 6/6 apresentaram anticorpos contra o vírus da cinomose e 4/6 contra parvovirose canina. Todas as lontras e cães foram negativos em testes moleculares para detecção de ácidos nucleicos dos patógenos. Por outro lado, 2/7 felinos domésticos foram positivos para FeLV. Foram realizados 69 registros de cães e 23 de gatos na unidade de conservação. No segundo trabalho foram realizados testes moleculares e sorológicos para investigação dos vírus da cinomose e da parvovirose canina em amostras de ariranhas coletadas por meio de captura e necropsia de carcaças. Para as ariranhas do pantanal, os resultados encontrados indicam que 5/5 animais apresentaram anticorpos contra o vírus da cinomose e 5/5 apresentaram anticorpos contra o vírus da parvovirose canina. A detecção de patógenos comumente associados a animais domésticos em lontras e ariranhas demonstra que animais, mesmo em áreas menos antropizadas, estão sendo expostos aos efeitos potencialmente deletérios dos animais domésticos para a fauna silvestre. Estes achados reforçam a necessidade de monitoramento constante de patógenos em

mustelídeos brasileiros. Ademais, evidenciam o potencial de lontras e ariranhas como espécies sentinelas de saúde das águas e seu ecossistema, contribuindo para o monitoramento do transbordamento (*spillover*) de patógenos.

Palavras-chave: Mustelídeo, espécie invasora, doença, conservação

ABSTRACT

The Mustelidae family comprises more than 60 species and is recognized as the largest and most diverse family within the order Carnivora. In Brazil, two mustelid species from the subfamily Lutrinae occur, and in some regions, they live sympatrically, displaying markedly different behaviors and physical characteristics. Population growth and increasing anthropogenic pressure in previously sparsely inhabited areas have brought domestic dogs, cats, and other non-native species into closer contact with native wildlife, introducing new diseases and challenges.The objective of this study was to evaluate the exposure of free-ranging individuals of the subfamily Lutrinae to domestic carnivores and their associated pathogens. This work was divided into two parts: the first addresses the exposure of neotropical otters (*Lontra longicaudis*) to dogs, cats, and their pathogens in a protected area in southern Brazil; the second evaluates the exposure of giant otters (*Pteronura brasiliensis*) to pathogens from domestic dogs in different regions of the Pantanal. In the first study, camera traps were used alongside the collection of biological samples from otters and domestic animals occurring in the area, followed by molecular and serological tests for pathogen detection. Among the sampled otters in southern Brazil, 4 out of 6 individuals tested positive for antibodies against *Toxoplasma gondii*, 6 out of 6 for Canine Distemper Virus (CDV), and 4 out of 6 for Canine Parvovirus (CPV-2). All otters and dogs tested negative for pathogen nucleic acids by molecular assays. In contrast, 2 out of 7 domestic cats tested positive for FeLV. A total of 69 dog and 23 cat records were obtained from the protected area. In the second study, serological and molecular tests for CDV and CPV-2 were conducted on samples collected from giant otters through live-capture and necropsy. For the Pantanal individuals, 5 out of 5 giant otters had antibodies against CDV and 5 out of 5 against CPV-2. The detection of pathogens commonly associated with domestic animals in otters and giant otters demonstrates that even in less disturbed environments, wildlife is being exposed to the potentially harmful effects of domestic species. These findings reinforce the need for ongoing pathogen monitoring in Brazilian mustelids. Furthermore, they highlight the potential of otters and giant otters as sentinel species for aquatic ecosystem health and for monitoring pathogen spillover.

Key-words: Mustelid, invasive species, disease, conservation

INTRODUÇÃO GERAL

A família Mustelidae é composta por mais de 60 espécies e é caracterizada como a maior e mais diversa família da ordem Carnivora. Apresenta múltiplas variações morfológicas com espécies pesando entre 25 gramas a 45 quilogramas. Adaptações em seu tamanho corporal, pelagem, órgãos sensoriais e estratégias de comunicação permitem sua ocorrência em ambientes terrestres e fossoriais, arborícolas, aquáticos e semiaquáticos. (Koepfli et al., 2017 Kitchener et al., 2017). Escalando, cavando, caminhando e nadando, estes predadores estão distribuídos em quase todos os continentes e climas, exceto Antártica e Austrália (Wrigth et al., 2022).

Na América do Sul, estima-se que 37% dos mustelídeos estejam ameaçados e para muitas espécies, registros e informações são raros e insuficientes (Schiafinni 2022). No Brasil, os mustelídeos estão presentes em todos os biomas e seis espécies podem ser encontradas no país; doninha amazônica (*Mustela africana*), furão (*Galictis vittata*) e furão-pequeno (*Galictis cuja*), irara (*Eira barbara*) e duas espécies de lontras, lontra neotropical (*Lontra longicaudis*) e ariranha (*Pteronura brasiliensis*), esta última conhecida como a maior lontra do mundo (Abreu et al., 2024).

Atualmente, 14 espécies de lontras compõem uma das subfamílias mais únicas da ordem carnívora: Lutrinae. As lontras estão divididas em três linhagens primárias: oito espécies distribuídas entre a África, Eurásia e o Pacífico Norte, cinco espécies distribuídas nas Américas e por fim, *P. brasiliensis*, uma espécie divergente das demais (Figura 1) (Kitchener et al., 2017, Ferran et al., 2022, Ferran et al., 2024). As duas espécies de lontras do Brasil ocorrem em algumas localidades de forma simpátrica e apresentam comportamento e características físicas marcadamente diferentes entre si (Muanis et al., 2011).

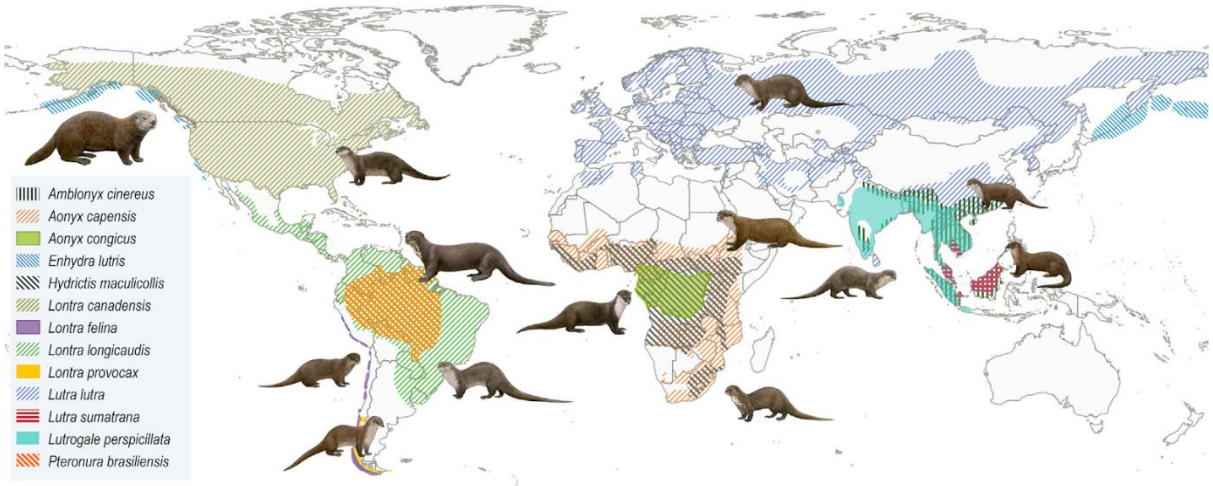


Figura 1: Distribuição das 13 espécies de lontras do mundo, não incluso *Lontra annectens* (Fonte: Ferran et al., 2022).

De comportamento solitário, a lontra neotropical (Figura 2) habita rios, lagos e lagoas; e devido a certa plasticidade adaptativa, a espécie pode ser encontrada também em pequenos corpos d'água e áreas antropizadas. Uma espécie elusiva, de padrões comportamentais que apresentam variação entre diurno e crepuscular a noturno, de acordo com diferentes distúrbios ambientais, incluindo a presença humana (Almeida e Pereira, 2017; Rheingantz et al., 2016). Possui particularidades anatômicas e fisiológicas que favorecem seus hábitos semiaquáticos, como corpo alongado, membranas interdigitais, longas vibrissas e pelagem curta e densa para manutenção de temperatura. Os machos podem chegar a 1,7 metros e 15 Kg, demonstrando dimorfismo sexual de tamanho, no qual fêmeas apresentam medidas cerca de 20% menores (Rheingantz et al., 2017; Emmons e Feer, 1997). São mesopredadores e sua alimentação é substancialmente composta por peixes e crustáceos. Ocasionalmente, sua dieta pode incluir insetos, moluscos, anfíbios, pequenos mamíferos, aves e frutos (Quadros e Monteiro-Filho, 2000; Alarcon e Simões-Lopes, 2004; Kasper et al., 2004; Juarez-Sanchez et al., 2019).



Figura 2: Lontra neotropical na Estação Ecológica do Taim, Rio Grande do Sul. (Fonte: Arquivo pessoal)

Apresentando uma diversidade críptica, *L. longicaudis*, antes dividida em três subespécies *L. l. annectens* (México, América Central e América do Sul, a oeste dos Andes), *L. l. enudris* (bacias dos rios Amazonas e Orinoco) e *L. l. longicaudis* (bacia do rio Paraná e restante de sua distribuição), foi recentemente separada em duas espécies: *Lontra annectens* e *Lontra longicaudis* (Hernández-Romero et al., 2022, Ferran 2024). No Brasil, a espécie é amplamente distribuída, e ocorre nos seis biomas presentes no país (Rheingantz et al., 2014 Rosas-Ribeiro et al., 2017). A avaliação de risco de extinção da espécie no Brasil indica que a espécie é vulnerável na Mata Atlântica, quase ameaçada no Cerrado, menos preocupante na Amazônia, menos preocupante para o Pampa e não há dados suficientes para avaliação no Pantanal, apesar da espécie ser considerada abundante na região (Rodrigues et al., 2013). Em sua distribuição global, *L. longicaudis* é categorizada como quase ameaçada de acordo com a Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN (Rheingantz et al., 2022)

Conhecida como a maior lontra do mundo, *P. brasiliensis* (Figura 3) habita rios, lagos, baías e florestas alagáveis. Demonstra preferência por grandes corpos d'água de coloração clara, e escura que permitam visibilidade, e parece apresentar baixa tolerância a áreas antropizadas (Carter e Rosas, 1997; Rodrigues et al., 2013). É uma espécie gregária e monogâmica, capaz de formar grupos com mais de 16 indivíduos

na natureza, composto por um casal dominante e os demais, em sua maioria, filhotes de diversas gerações. Sua característica social é marcada por um complexo repertório de vocalizações e marcações odoríferas para delimitar territórios e evitar encontros agonísticos (Leuchtenberger et al., 2014, Duplaix et al., 2015). Além do seu tamanho, com variações médias entre 1.5 a 1.8 e peso que pode ser superior a 30kg, a ariranha apresenta outra característica marcante, os indivíduos possuem pelos de coloração branca na região do pescoço, formando marcas únicas que possibilitam a diferenciação entre indivíduos (Rosas et al., 2009; Duplaix et al., 2015, Leuchtenberger e Mourão, 2008) A espécie possui hábitos majoritariamente piscívoros, relatos da presença de pequenos mamíferos, aves e jacarés em sua dieta podem estar relacionados a escassez de outras presas (Duplaix 1980, Ribas et al., 2012 Rosas et al.,1999)



Figura 3: Ariranha no pantanal brasileiro (Fonte: Caroline Leuchtenberger /Projeto Ariranhas)

Anteriormente, *P. brasiliensis* era dividida em duas subespécies *P. b. brasiliensis* (Suriname, Guianas, sul da Venezuela, sul da Colômbia, leste do Equador, leste do Peru, Bolívia, Paraguai e Brasil) e *P. b. paranensis* (Rios Paraguai e Paraná no Brasil, norte da Argentina e Uruguai). Porém, estudos mais recentes não dão suporte à ocorrência de subespécies de ariranhas (Duplaix 1980, Garcia et al., 2007 Pickles et al., 2011). A espécie apresenta importante redução em sua área de ocorrência atual comparada aos registros históricos, com presença incerta para o

Uruguai e Argentina. No Brasil, a espécie ocorria do Rio Grande do Sul à Amazônia, mas no cenário atual, populações viáveis são descritas apenas para Amazônia, Pantanal e em menor tamanho para o cerrado. A avaliação de risco de extinção da espécie no Brasil indica que a espécie está em perigo no Pantanal, Criticamente em Perigo na Mata Atlântica, não havendo registros recentes para espécie no bioma, indicando sua provável extinção, e com dados insuficientes para avaliação nos biomas Amazônia e Cerrado (Carter e Rosas, 1997, Rodrigues et al.,2013, Garbino et al., 2022). Sua avaliação mundial de acordo com a Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN indica a espécie como em perigo (Groenendijk et al., 2023).

Durante os séculos dezoito e dezenove, o comércio internacional de peles dizimou diversas populações de lontras ao redor do mundo (Figura 4). Milhares de animais foram caçados, e para algumas espécies, 99% da população foi perdida, resultando em drásticas reduções no número de indivíduos, levando à fragmentação, isolamento populacional e perda de variabilidade genética (Larson et al., 2012; Duplaix et al., 2015; Rheingantz et al., 2017; Hiller, Vantassel, 2022). Atualmente, projetos de realocação e reintrodução ainda buscam restabelecer as espécies em seus locais de ocorrência histórica, sendo o mais recente para *P. brasiliensis* na Argentina (Jameson et al.,1982; Raesly 2001; Koelewijn et al., 2010 Zamboni et al. 2018).

Entre as ameaças contemporâneas, a caça segue como um importante desafio para conservação das lontras, em menor ocorrência, o principal objetivo é a retaliação, principalmente em comunidades nas quais são interpretadas como competidoras dos pescadores e piscicultores (Michalski et al., 2012, Rosas-Ribeiro et al., 2012; Castro et al., 2014; Lima et al., 2014). A bioacumulação de poluentes, como metais pesados é descrita como crescente ameaça a lontras, seu papel na teia trófica as tornam vulneráveis ao acúmulo destes contaminantes e seus efeitos deletérios, mesmo em áreas preservadas (Ramos-Rosas et al., 2013; Soresini et al., 2021). A instalação de grandes infraestruturas como hidrelétricas e rodoviárias, somadas à expansão da agricultura, aumento de queimadas e conversão de florestas em áreas de agropecuária leva à crescente perda de habitats viáveis para ocorrência das espécies (Libonati et al., 2020; Rheingantz et al., 2022; Groenendijk et al., 2023).



Figura 4: Peles de lontra marinha (*Enhydra lutris*), Alaska, 1892. Fonte: NOAA National MarineSanctuaries. Disponível em: https://www.fws.gov/story/2022-07/second-chances-southern-sea-otters-return-ecological-relevance

A ocorrência de espécies domésticas invasoras em áreas antes restritas à vida silvestre também representa alto risco à conservação das lontras. O crescimento populacional e a antropização em áreas antes pouco habitadas, traz consigo a proximidade de cães, gatos e outras espécies não nativas com novas doenças e desafios para a fauna local (Lima et al., 2014)

A presença de cães e gatos entre animais silvestres ocasiona inúmeras respostas deletérias à fauna, com alterações em seu comportamento e fisiologia. Impactos negativos como predação, competição, alteração de território, transmissão de doenças e declínio da população são os resultados mais frequentes causados pela ocorrência de animais domésticos em áreas silvestres (Paschoal et al., 2018 Holderness-Roddam e McQuillan, 2014). A detecção de patógenos oriundos de

animais domésticos na fauna silvestre cresce exponencialmente, e seus efeitos já foram relatados causando doença e morte em lontras em diversos países (Dalton et al., 1989; Bosschere et al., 2005, Chadwick et al., 2013, Shapiro et al., 2016, Thomas et al., 2020, Lanszki et al., 2022, Tamukai et al., 2021)

O vírus da cinomose canina é o principal patógeno associado ao transbordamento de doenças de animais domésticos para fauna silvestre. Estudos realizados por Thomas e colaboradores (2020), associam o vírus da cinomose (Canine Distemper Virus - CDV) pertencente à família *Paramyxoviridae*, gênero *Morbillivirus,* espécie *Morbillivirus canis,* a lesões compatíveis com edema pulmonar, encefalite, hiperqueratose e quadros de sepse em lontras marinhas (*Enhydra lutris*). Sintomas semelhantes aos que ocorrem em cães domésticos, canídeos silvestres, felídeos, hienídeos, procionídeos, ailurídeos, ursídeos e viverrídeos quando infectados pelo patógeno (Silva et al., 2007 Loots et, al. 2017). Além disso, relatos de CDV causando mortalidade em lontras se estendem à lontra norte-americana (*Lontra canadensis*) (Kimber et al., 2000), lontra anã-oriental (*Aonyx cinerus*) (Bosschere et, a. 2009), lontra europeia (*Lutra lutra)* (Lanszki et al., 2022), além da lontra neotropical (*L. longicaudis*) (Michelazzo et al., 2022)

Outro agente infeccioso comum em cães, o Parvovirus canino tipo 2 (Canine Parvovirus type 2 - CPV-2), da família *Parvoviridae,* gênero *Protoparvovirus*, espécie *Carnivore protoparvovirus 2*, agente causador da parvovirose, já foi diagnosticado em um indivíduo de *L. longicaudis* resgatado em uma área urbana no Brasil. O animal apresentou alterações gastroentérico hemorrágicas, debilidade e posterior morte (Echenique et al., 2018), quadro comumente associado à doença em cães domésticos (Greene e Appel, 1990). Inicialmente restrito ao hospedeiro canino, atualmente o CPV2 apresenta uma dispersão entre diversas famílias da ordem Carnivora (Shackelton et al., 2005) com ocorrência relatada também em lontras das espécies *A. cinerus* (Tamukai et al., 2021) e *L. lutra* (Viscard et al., 2019)

Entre as doenças infecciosas associadas a gatos domésticos no Brasil, a leucemia viral felina é indicada como uma das maiores causas de doença entre felinos domésticos não domiciliados (Biezus et al., 2019). A enfermidade é causada pelo vírus da leucemia viral felina (*Feline leukemia virus* - FeLV) da espécie *Gammaretrovirus felleu*, da família *Retroviridae.* As principais manifestações encontradas em animais infectados são imunossupressão, anemia, neoplasias e desordens reprodutivas (aborto e morte neonatal). O FeLV já foi descrito em animais

silvestres, como felídeos silvestres cativos e em vida livre, incluindo espécies neotropicais (Hartmann 2011; Guimarães, 2009, Mora et al. 2015). Na família Mustelidae, foi descrito causando doença severa em *L. canadensis* (Dalton et al., 1989).

De maneira geral, a transmissão de patógenos virais pode ocorrer por três principais formas: contato direto com o indivíduo infectado contato com fluídos, fezes e outros materiais biológicos do animal infectado expelidos no ambiente; ou de forma vertical, na qual o vírus é transmitido para a progênie durante a gestação, parto ou amamentação (Louten, 2016). O CDV é altamente contagioso e têm como principal forma de transmissão aerossóis e fluidos respiratórios, mas também pode ocorrer por meio de fezes e urina. A excreção viral pelo indivíduo infectado pode ocorrer por até 90 dias, mesmo em animais sem sinais clínicos. Por outro lado, o vírus é extremamente sensível no ambiente e permanece infectante por poucas horas (Loots et, al. 2017). A infecção por CPV-2 ocorre majoritariamente pelo contato com as fezes de animais infectados que tornam o ambiente altamente contaminado. Após a excreção, o vírus pode ser detectado no ambiente por mais de um ano sob algumas condições específicas (Marenzoni et al. 2021). Já no caso do FeLV, o vírus é transmitido principalmente por secreções oronasais e contato direto entre animais infectados e suscetíveis. Porém, alguns estudos indicam a presença de partículas infectantes nas fezes e urina de animais doentes, uma importante rota de transmissão ambiental do vírus (Cattori et al., 2009, Hartmann e Hofmann-Lehmann 2020)

Também associado a felídeos silvestres e domésticos, o parasito unicelular eucariótico *Toxoplasma gondii*, membro da família Sarcocystidae dentro do filo Apicomplexa, é globalmente distribuído e é considerado como uma das infecções parasitárias mais comuns para humanos e animais endotérmicos (Hill et al., 2005). Na subfamília Lutrinae, a toxoplasmose, nome dado a doença causada *T. gondii*, é apontada como causa de morte em diversas espécies de lontras. Gerando infecções crônicas ou agudas, na toxoplasmose são encontradas alterações como encefalomielite, cardiomiopatias e lesões musculares, resultando na morte dos animais. O parasito já foi descrito em *L. lutra*, *E. lutris* e *L. canadensis* (Conrad et al., 2005, Chadwick et al., 2013, Shapiro et al., 2016, Shanebeck et al., 2025)

Outro parasito intracelular obrigatório da família Sarcocystidae é *Neospora caninum*. Seu ciclo de vida está ligado a animais domésticos, como cães e bovinos, sendo estes, hospedeiros definitivos e intermediários respectivamente (Dubey et al.,

2003). Porém, estudos demonstram que diversas espécies de carnívoros silvestres, incluindo mustelídeos, podem ser infectados pelo parasito, principalmente em áreas rurais e amplamente alteradas (Stuart, et al., 2012, Almería 201, Donahoe et al., 2015). Em cães e ruminantes, o agente é responsável por alterações reprodutivas como abortos, mortalidade de neonatos e leões neurológicas em carnívoros (Dubey et al., 2003, Fisher et al., 2024). Apesar de *N. caninum* já ter sido encontrado no encéfalo de uma *L. lutra* com distúrbios neurológicos em vida livre (Hůrková e Modrý et al., 2006), até o momento o seu potencial patogênico e seu risco para conservação de lontras ainda não foram elucidados.

A Infecção por ambos os parasitos, *T. gondii* e *N. caninum*, pode ocorrer por meio de ingestão de tecidos de animais infectados, pela ingestão dos agentes excretados pelas fezes de cães (*N. caninum*) e gatos (*T. gondii*), ou através da forma vertical para a progênie (Dubey et al., 2003, Hill et al., 2005). Os hospedeiros definitivos (cães e gatos) liberam grande quantidade de oocistos do agente nas fezes, sendo capazes de contaminar o solo e a água. Ao ingerir o agente eliminado nas fezes dos hospedeiros definitivos, os contactantes tornam-se hospedeiros intermediários, dando seguimento ao ciclo dos patógenos (Tenter et al., 2000, Donahoe et al., 2015.)

Apesar das evidências crescentes da ocorrência e do impacto de patógenos de animais domésticos em mustelídeos, a maioria dos relatos provêm de outros países, sendo raras as informações de exposição a patógenos nas espécies brasileiras.

HIPÓTESE

A hipótese deste trabalho é que indivíduos das duas espécies de lontras que ocorrem no Brasil, *Lontra longicaudis e Pteronura brasiliensis,* estão expostas a cães e gatos e, consequentemente, a patógenos associados e transmitidos por estes animais, mesmo em áreas de proteção ambiental.

OBJETIVO

O objetivo geral deste trabalho foi avaliar a exposição de indivíduos de vida livre da família Lutrinae a carnívoros domésticos e a seus patógenos. Os objetivos específicos são: (a) Determinar a exposição de indivíduos de *Lontra longicaudis* e *Pteronura brasiliensis* de vida livre a patógenos associados a carnívoros domésticos (b) Avaliar a presença de carnívoros domésticos em áreas de ocorrência de *Lontra longicaudis* de vida livre dentro de uma unidade de conservação.

CAPÍTULO I

Manuscrito submetido ao periódico FRONTIERS IN MAMMAL SCIENCE (SECTION LIFE HISTORY AND CONSERVATION) - Edição especial: RESEARCH TOPIC "GLOBAL THREATS TO OTTER HEALTH: PARASITES, DISEASE, AND ANTHROPOGENIC STRESSORS".

https://www.frontiersin.org/guidelines/author-guidelines

BRIEF RESEARCH REPORT

Exposure of free-living *Lontra longicaudis* to domestic carnivores and their associated pathogens in a protected area in Brazil

Greice Z. Gonchoroski [1,2,3]*, Jose Reck [4], Lauren S. Mello [5], Vinicius P. Silveira [5], Vagner R. Lunge [5], Caroline Leuchtenberger [1,2,6] Thales R. O. Freitas [3]

[1]Projeto Ariranhas/Giant Otter Conservation Fund, Rua Presidente Vargas, 1319, Bairro Aimoré, 95940-000, Arroio do Meio, RS, Brazil

[2]IUCN Species Survival Commission, Otter Specialist Group, Mauverney 28, 1196 Gland, Switzerland

[3] Programa de Pós-graduação em Biologia Animal, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Av. Bento Gonçalves, 9500, Porto Alegre, 91540-000, Rio Grande do Sul, Brazil.

[4]Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor (IPVDF), Estrada do Conde, 6000, Eldorado do Sul, 92990-000, Rio Grande do Sul, Brazil.

[5]Simbios Biotecnologia, Rua Caí, 541, Cachoeirinha, 94940-030, Rio Grande do Sul, Brazil.

[6]Instituto Federal Farroupilha - IFFAR, Alameda Santiago do Chile, 195, Nossa Sra. das Dores, 97050-685, Santa Maria, RS, Brazil

*Corresponding author: greicegonchoroskiz@gmail.com

Key-words: mustelid, Neotropical, otter, dog, cat, distemper, toxoplasmosis, disease.

ABSTRACT

The Neotropical otter (*Lontra longicaudis*) is a semiaquatic mustelid distributed across all Brazilian biomes. Increasing interaction between wildlife and domestic animals, particularly dogs and cats, exacerbates conservation threats by facilitating pathogen transmission. The aim of this study was to assess the exposure of *Lontra longicaudis* to domestic carnivores and to pathogens associated with these species within a protected area in southern Brazil. For this, we investigated the overlapping occurrence of otters, domestic dogs, and cats in the study area, as well as the exposure to major pathogens commonly associated with dogs (Canine Distemper Virus - CDV, Canine Parvovirus type 2 - CPV, and *Neospora caninum*) and cats (*Toxoplasma gondii* and Feline Leukemia Virus - FeLV) in Neotropical otters. Samples from six otters were analyzed. Most of them presented antibodies against CDV (83%), CPV (66%), and *T. gondii* (66%), while none were seropositive for *N. caninum* or reagent for FeLV antigen. Direct observation and camera trap monitoring allowed identification of overlapping records of otters, dogs and cats. The set of results allowed us to conclude that the Neotropical otters, even in protected areas, are heavily exposed to domestic carnivorans and their pathogens, increasing the likelihood of zoonotic disease cycles with wildlife.

INTRODUCTION

The Neotropical otter (*Lontra longicaudis*) is a medium-sized mustelid with semiaquatic habits, inhabiting rivers, lagoons, lakes and small water bodies (de Almeida Rodrigues et al., 2013) across all Brazilian biomes (Rheingantz et al., 2014 Rosas-Ribeiro et al., 2017). It is considered a solitary species, despite females can be found with their offspring for several months (de Almeida Rodrigues et al., 2013). It is listed as a “Near Threatened” species at Red List from International Union for Conservation of Nature (IUCN), historically due to the fur trade and currently due to retaliation by fishers and fish farmers, pollution, cattle ranching, urban expansion, hydroelectric network, illegal trade as pets, and diseases (Rheingantz et al., 2022).

Nearly half of the mustelid species are already experiencing population declines, with higher risks for some subfamilies, such as Lutrinae (Wrigth et al.,2022). The high rate of habitat degradation and the increasing proximity between wildlife and human-modified areas pose significant threats to the species conservation (Scanes, 2018). In this context, the exposure of wild animals to domestic dogs and cats have been shown significant impact on the decline of wild carnivore populations (Roelke-Parker et al.,1996). Beyond predation and direct competition, domestic animals may spread a wide range of pathogens to wildlife (Beineke et al., 2015). The detection of viral and protozoan pathogens originating from domestic animals in wild species has increased, and their effects have already been reported to cause disease and mortality in mustelids in various regions of the world (Kimber et al., 2000, De Bosschere et al., 2005, Echenique et al., 2018, Calvo-Mac et al., 2020, Thomas et al., 2020).

The aim of this study was to assess the exposure of *Lontra longicaudis* to domestic carnivores and pathogens associated with these species within a protected area in southern Brazil. To this end, we investigated the overlapping occurrence of otters, domestic dogs, and cats in the studied area, as well as the exposure to major pathogens commonly associated with dogs (Canine Distemper Virus - CDV, Canine Parvovirus type 2 - CPV, and *Neospora caninum*) and cats (*Toxoplasma gondii* and Feline Leukemia Virus - FeLV) in Neotropical otters.

MATERIALS AND METHODS

Study location and sample collection

The study area selected was the Brazilian National Ecological Station (ESEC) Taim (32° 44' 33" S 52° 34’ 28" W), a conservation unit in southern Brazil included in the list of wetlands of international importance (Ramsar, 2025). The reserve comprises diverse ecosystems with 32,806 hectares and is a critical area for conservation in the Pampa, the Brazilian biome with less protected areas and where many endangered species are found (Farias et al., 2023).

In order to investigate the occurrence of pathogens in *L. longicaudis*, otter samples were obtained through live trapping and carcass collection. The capture was conducted using Tomahawk wire-mesh cages baited with fresh fish and placed along the riverbank. After capture, the animal was anesthetized using a combination of dexmedetomidine (0.01 mg/Kg), ketamine (8 mg/Kg), and methadone (0.2 mg/Kg) and underwent a physical examination by a veterinarian. Blood, and rectal swab samples were collected. The animal was identified individually with a subcutaneous microchip. After the full recovery the animal was released at the same site of the capture. All procedures were approved by the ethical committee (CEUA/UFRGS n° 44884) and Brazilian Environmental authorities (SISBIO license number 47357). Fresh carcasses were collected through opportunistic recovery of road-killed otters in the study area, followed by necropsy and biological material sample collection. Following collection, blood and swab samples were kept in a thermal box at 4–8 °C for a maximum of 4 hours. Subsequently, whole blood, serum, and swabs were stored at −40 °C. At the time of sampling, an aliquot of each sample was preserved in RNAlater. Laboratory analyses were conducted in up to six months after collection. Field expeditions were conducted in the summer-autumn of 2023.

To obtain samples from domestic carnivorans, ten farms around the reserve were visited. Blood samples and rectal swabs were collected with the prior authorization of the animal owners, through only physical restraint of the animals.

Serological tests (antibody detection)

The presence of antibodies against *Toxoplasma gondii* was investigated using the Indirect Hemagglutination (IHA) assay, with the multi-species commercial kit Toxotest® (Wiener Lab, Argentina). Samples with titers higher than 1:64 were considered positive for *T. gondii*. Antibody titers were determined by serial dilutions of the samples.

To detect antibodies against *Neospora caninum*, a competitive ELISA (cELISA) was performed using the ID Screen® *Neospora caninum* Multi-species Competition kit (IDVet, Grabels, France). For each sample, the sample-to-negative (S/N) ratio was calculated by dividing the optical density (OD) of the sample (S) by that of the negative control (N). According to the manufacturer's guidelines, samples with an S/N value below 0.50 (inhibition/blocking above 50%) were positive. The absorbance was measured at 450 nm using a Biochrom EZ Read 2000 spectrophotometer.

The detection of antibodies against Canine Distemper Virus (CDV) and Canine Parvovirus type 2 (CPV) was performed using Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (ELISA). Since multi-species ELISA kits for CDV and CPV are not commercially available in Brazil, we employed protein A-based ELISA for antibody detection in otters. This approach has been extensively used and validated in the literature for various wildlife species, including for CDV and CPV antibody detection (Muñoz-Hernández et al., 2023; Reck et al., 2025b).

For this purpose, we used two indirect ELISA kits (CDV Ab ELISA, BT LAB, Shanghai, China; and CPV-2 ELISA, BT LAB, Shanghai, China), with a modification: the kit's "anti-dog Peroxidase conjugated" was replaced with the "Protein A - Peroxidase conjugated" (Thermo Fisher, Camarillo, CA, USA) at a 1:10,000 dilution. All other steps followed the manufacturer's instructions, using reagents supplied in the commercial kit. Serum samples from vaccinated and unvaccinated captive otters, provided by local zoos and rehabilitation centers, served as positive and negative controls for CDV and CPV-2 analyses. Optical density readings were taken at 450 nm using a spectrophotometer (Biochrom EZ Read 2000). The threshold for distinguishing positive from negative samples was based on a calculated cut-off point (mean + four standard deviations of values from negative controls) (Reck et al., 2025b).

Antigen analysis

Blood total samples from domestic cats and otters were tested for the presence of FeLV antigens using a lateral flow chromatographic immunoassay (LFA) with the commercial FIV Ac/FeLV Ag Test Kit (Alere Diagnóstico Veterinário Brasil, São Paulo, SP, Brazil), a branch of Abbott Laboratories (Chicago, IL, USA).

Molecular tests

For all molecular tests, DNA and RNA from biological samples (blood, rectal swab, and brain/spleen tissues in the case of carcasses) were obtained using PREP and PREAmp commercial kits (Newgene, Simbios Biotecnologia, Cachoeirinha, RS, Brazil).

Otter and dog samples were screened for the presence of CDV RNA by reverse transcription quantitative PCR (RT-qPCR) using a commercial kit (NewGene CDVAmp, Simbios Biotecnologia). Otter and dog samples were also investigated for the presence of CPV-2 DNA by RT-qPCR with a commercial kit (NewGene CPV2Amp, Simbios Biotecnologia, Cachoeirinha, RS, Brazil)**.**

Blood samples from otters and domestic cats, or spleen tissues of otter carcasses were screened for the presence of FeLV proviral DNA by qPCR, as previously described by Diesel et al. (2024). All qPCR reactions were performed in a Step One Plus real-time PCR System Thermal Cycler (Applied Biosystems, Norwalk, Connecticut, USA).

Monitoring methods of the target species

Three species were defined as targets: otters, domestic dogs and cats. The linear transect methodology was used for the direct observation of otters, and eventually domestic carnivorans, in the study area. Surveys were conducted from a vehicle traveling along the 16 km road that crosses the reserve, at an average speed of 10 to 20 km/h. The route covered several water bodies on both sides of the road.

Monitoring was carried out four times a day, always during the same periods, during daylight hours, over 10 consecutive days. This method was employed at the beginning

of the study, previous of the sample collection. During each survey, observers recorded the location of otters, dogs, and cats. Individual otters were identified in the field through direct observation, using distinct morphological features such as body size, body shape, and visible scars or injuries. Identification was conducted by same observer during monitoring sessions, and when possible, photographic records were used to support and verify individual recognition.

With the aim to investigate the co-occurrence of otters and domestic animals, camera traps were placed near the 16 km transect route near water bodies and at sites with evidence of otter's activity (feces and dens) and domestic animal presence. A total of 33 camera traps were deployed at intervals of 1 to 2 km on both sides of the road over a period of four months. Unfortunately, during the study almost half of the cameras were stolen or destroyed by poachers and illegal fishermen.

Spatial analysis

The location of each studied animal was recorded using a GPS device, and later plotted on maps using ArcGIS 10.5 geographic information system software (ESRI, Redlands, CA, USA). All maps were built using spatial layers from public databases of ESEC Taim. For Kernel analysis, the density interpolation tool within the Spatial Analyst extension was applied to convert otter's location data into continuous surfaces representing the intensity of otter occurrence per square kilometer. The kernel-density estimates were generated using a bandwidth of 2 km for the bivariate kernel-density function. The resulting heat maps enabled the identification of geographic hotspots for otter activity within the studied population.

RESULTS

During biological sample collection, one adult male otter was captured using Tomahawk traps over the course of 110 trap-nights and five freshly road-killed carcasses (2 adult males and 3 adult females) were recovered over a six-month period.

Serological tests allowed the detection of antibodies against *T. gondii* in four of the six otters sampled (66%). The antibody titer for *T. gondii* in otters ranged from 64 to 2048 (geometric mean 181). Using the competitive ELISA, all otters were seronegative for anti-*Neospora caninum* antibodies. Antibodies against Canine Distemper Virus (CDV) were detected in five of the six otters sampled (83%). Four of the six otters (66%) were considered seropositive for the presence of antibodies for Canine Parvovirus type 2 (CPV).

All domestic dogs and otters tested negative for the presence of CDV RNA and CPV DNA in molecular analyses using real-time PCR. Whereas all otters were negative for FeLV antigen and pro-viral DNA, two domestic cats sampled tested positive for FeLV in both real-time PCR and antigen tests. Table 1 summarizes data regarding pathogen investigation in the six sampled otters.

A total of 640 Km was surveyed using the linear transect method, which allowed the identification of nine distinct otter individuals based on characteristics such as size, body shape and visible scars, resulting in a total of 22 direct observations. Regarding domestic animals, eleven dogs and five cats were observed inside the reserve along the road that crosses the area. Other domestic species such as cows, horses and pigs were also commonly seen inside the protected area too.

A total of 1,019 night-trap sessions were analyzed. Camera trap monitoring detected otters at three of the nineteen successfully monitored sites, with a total of nine recorded events (Table 2). Domestic cats were detected at three sites, totaling eleven events, with four distinct individuals identified. Domestic dogs were recorded at four sites, with a total of 27 detections events and 16 individuals identified. In some cases, dogs were recorded in the company of humans engaged in cattle and horses-related activities. Domestic cats were recorded only at night, while domestic dogs were registered in the day time, mainly at the early morning. Some camera traps recorded the presence of otters and domestic carnivores at the same site within the reserve (Figure 1).

Table 2 outlines the data on all records of otters and domestic carnivorans in the studied area.

The spatial distribution map of otter, domestic dog, and domestic cat records inside the reserve, according to the methodologies employed, is concentrated at the

extremes of the reserve (Figure 2). Overlapping detection of otters and domestic carnivorans was observed at the same site in three of the camera traps (Figure 2A). Furthermore, two otter hotspots were evident through direct observation, reinforcing the overlap of domestic dogs and cats over the hotspots of otters (Figure 2B) Finally, Figure 2C showed the location of the collection sites.

DISCUSSION

In this study we investigated the exposure of *L. longicaudis* to domestic carnivorans and their pathogens inside a protected area using different methodologies. This issue is an emerging topic for otter's conservations and has been widely discussed for several otter species worldwide (Thomas et al., 2020; Calvo-Mac et al., 2020).

Although the capture rate of otters may be considered low to similar methodologies or studies using different trap types, the captured individual showed no injuries related to trapping, different to what is frequently reported for other types of traps (Rutter et al., 2020,). Carcass collection method proved to be an effective approach for obtaining biological samples from *L. longicaudis* in this reserve, which might be a potential way to obtain samples in other regions where wetlands are intersected by roads. This finding aligns with previous studies reporting that several species, particularly semi-aquatic ones, are susceptible of roadkill in this area (Bager and Rosa, 2010).

Serological results showed that four out of six otters tested positive for antibodies against *T. gondii*, indicating past exposure to the pathogen. The high seroprevalence, combined with frequent cat detections (recorded through multiple methodologies) suggests widespread fecal contamination of aquatic ecosystems with oocysts. *Toxoplasma gondii* is a globally distributed zoonotic pathogen known to cause significant morbidity and mortality in both humans and animals (Hill et al., 2005). To the best of our knowledge, this is the first report of free-ranging *L. longicaudis* with positive serology for *T. gondii*; since the occurrence of this pathogen in Neotropical otters was only recorded previously in captive animals (Alvarado-Esquivel et al., 2013, Silva et al., 2018). On the other side, *T. gondii* has been frequently reported in several otter species, such as marine otter (*Lontra felina)*, Eurasian otter (*Lutra lutra)*, and

particularly in sea otters (*Enhydra lutris*) with lethal outbreaks (Miller et al., 2004, Miller et al.,, 2008; Conrad et al., 2005, Chadwick et al., 2013 Calvo-Mac et al., 2020, Dubey et al., 2020). Although all otter tested negative in serological tests for *N. caninum*, the parasite is known to be widespread in areas where domestic dogs and cattle are present (Wouda et al.,1999), as supported by camera trap records in the reserve. Previous studies have also reported *N. caninum* in wild carnivores, including mustelids (Almería, 2013). Although *N. caninum* has already been detected in the brain of a free-ranging *L. lutra* with neurological disorders (Hůrková & Modrý, 2006), its pathogenic potential and conservation risk for otters have not yet been elucidated. Therefore, continued investigation into the presence of this parasite in otter populations is needed.

The presence of antibodies against CDV and CPV, alongside with the absence of viral RNA/DNA in molecular analyses, suggests that the sampled otters were exposed to these viruses in the past but were not actively shedding them at the time of sampling. The high seroprevalence of these viruses, typically associated with domestic dogs, supports the hypothesis of widespread exposure among otters in this region. This is further corroborated by frequent dog sightings recorded during the study. It also suggests that, eventually, non-lethal exposure to these viruses may occur. Both CDV and CPV have caused significant past outbreaks and mortality in wild animals, including reported cases in *L. longicaudis* and other otter species (Roelke-Parker et al.,1996; Kimber et al., 2000, Tamukai, et al,. 2001; De Bosschere et al., 2005; Echenique et al., 2018 Reck et al., 2025b). Indeed, Gras et al (2018) assessing the role of landscape structures in disease spreading among wildlife found that areas in direct proximity to water bodies were identified as high-risk areas for CDV transmission. It may have a significant impact for semi-aquatic wild animals, such as otters.

Negative qPCR results in domestic dogs do not necessarily indicate an absence of viral infection in dogs roaming in the reserve but suggest that, at the time of sampling, it seems that these animals were not shedding the virus. This is an expected result, as the animals appear healthy. Notably, during the visits to surrounding farms, most of residents stated that they did not regularly vaccinate their dogs and cats (data not shown). Thus, considering that there are several vaccines against CDV and CPV available, the vaccination of dogs and cats from households

near to protected areas may be considered also as a critical component of conservation strategies for wild carnivores.

Reports of FeLV infection in free-ranging and captive wild felids have been documented worldwide; however, the virus was only classically associated with felid species (Sacristán et al., 2020, Guimaraes et al., 2009, Reck et al., 2025a). For *Lontra canadensis*, there was one documented case showing that an individual with clinical signs tested positive for FeLV antibodies, raising the possibility of broader host susceptibility among other carnivoran species (Dalton et al., 1989). Although all *L. longicaudis* individuals in the present study tested negative for the FeLV, two domestic cats were positive, by both molecular and antigen tests. It may be hypothesized that the potential involvement of another retrovirus leading to false-positive FeLV antibody results in the *L. canadensis* cannot be ruled out. This finding underscores the need for further studies on retroviral infections in otters.

Camera trap footage revealed a high frequency of domestic dogs and cats moving within the reserve, a protected area where the presence of such animals is prohibited by law (Brasil, 1998). Some of the dogs recorded by the cameras were also observed on nearby farms where domestic animal samples were collected, indicating that these were free-ranging owned animals capable of moving long distances, such as between farms and inside the reserve. The occurrence of dogs and cats in protected areas has been increasingly reported across Brazil, raising concerns due to their negative impacts on wildlife, including predation, competition, disease transmission, and behavioral disturbance (Lessa et al.,2016). Our findings support this concern, given the serological evidence of high exposure to canine-associated pathogens in otters.

Spatial analyses highlighted the overlap of otter presence with areas frequented by domestic dogs and cats. Kernel data showed that areas with the highest frequency of otter sightings had a higher frequency of domestic animals. This overlap suggests that domestic dogs and cats are moving inside key areas used by otters. The presence of domestic animals at the edges of the reserve is likely associated with their closer proximity to human settlements. In the case of otters, their higher occurrence in these areas warrants further investigation. When considered together with the camera trap data and the serological findings showing a high number of otters with antibodies

against pathogens commonly associated with domestic animals, it reinforces the potential risk of inter-species pathogen transmission. The abundance of domestic carnivores on nearby farms pointed out the potential risk of their incursion into protected areas, as demonstrated by the camera trap results.

Our results support the hypothesis that otter's exposure to CDV, CPV and *T. gondii* may result from spillover events originating from dogs and cats that roam near or inside the reserve. Although at this time we cannot definitely prove this hypothesis, further studies may help to solve this issue by conducting long-term monitoring and pathogen genetic characterization in otters may help clarify transmission dynamics. Nevertheless, the results made clear that Neotropical otters, even in protected areas, are certainly exposed to domestic carnivorans and their pathogens. It also reinforces the need for more effective strategies to prevent the presence of domestic animals in protected areas. As a conservation strategy, collaborative efforts with local communities may begin by sharing the results of studies like this, followed by the implementation of free or low-cost vaccination and sterilization campaigns for domestic animals. Moreover, it highlights the potential of the Neotropical otter as a sentinel species for health risk assessment, contributing to the monitoring of pathogen spillover and overall environmental quality in conservation areas.

ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank the staff of ESEC Taim for the support in the field expeditions, and to the farmers which allowed the collection of samples from domestic dogs and cats. We thank Luciana for kindly providing meals for the field team, and Luiz Carlos for his support in preparing the capture materials. We acknowledge the financial support from Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS), Programa INOVA, Programa de Pesquisa em Saúde Única (Edital FAPERGS 13/2022 – REDE SAÚDE-RS), Edital FAPERGS 06/2024, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ), Fundação Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Edital INCT, Giant Otter Conservation Group (Projeto Ariranhas).

REFERENCES

Almería, S. (2013). *Neospora caninum* and wildlife. Int. Sch. Res. Notices, 2013(1), 947347.

Alvarado-Esquivel, C., Gayosso-Dominguez, E. A., Villena, I., Dubey, J. P. (2013). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in captive mammals in three zoos in Mexico City, Mexico. J. Zoo Wildl. Med., 44(3), 803-806.

Bager, A., & Rosa, C. A. D. (2010). Priority ranking of road sites for mitigating wildlife roadkill. Biota Neotrop., 10, 149-153.

Brasil. Lei nº 9.605, de 12 de fevereiro de 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 13 fev. 1998.

Calvo-Mac, C., Gutleb, A. C., Contal, S., Ilukewitsch, V., Muñoz-Zanzi, C., Medina-Vogel, G. (2020). Exposure to *Toxoplasma gondii* in marine otters (*Lontra felina*) and domestic cats (*Felis catus*) in an arid environment in Chile. J. Wildl. Dis., 56(4), 962-964.

Chadwick, E. A., Cable, J., Chinchen, A., Francis, J., Guy, E., Kean, E. F., ... & Forman, D. W. (2013). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in the Eurasian otter (*Lutra lutra*) in England and Wales. Parasites Vectors, 6, 1-5.

Conrad, P. A., Miller, M. A., Kreuder, C., James, E. R., Mazet, J., Dabritz, H., ... & Grigg, M. E. (2005). Transmission of *Toxoplasma*: clues from the study of sea otters as sentinels of *Toxoplasma gondii* flow into the marine environment. Int. J. Parasitol., 35(11-12), 1155-1168.

Dalton, L. M., Hines, R. S., Wigdahl, D. C. (1989). Feline Leukemia Virus in a North American river otter (*Lutra canadensis*). Int. Assoc. Aquat. Anim. Med. Abstract retrieved from IAAAM Conference proceedings archive (https://www.vin.com/doc/?id=3863796).

de Almeida Rodrigues, L., Leuchtenberger, C., Kasper, C., Junior, O. C., & da Silva, V. C. F. (2013). Avaliação do risco de extinção da lontra neotropical *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) no Brasil. Biodivers. Bras., 3(1), 216-227.

De Bosschere, H., Roels, S., Lemmens, N., & Vanopdenbosch, E. (2005). Canine distemper virus in Asian clawless otter (*Aonyx cinereus*) littermates in captivity. Vlaams Diergeneeskd. Tijdschr., 74(4), 0-0.

Diesel, L.P., de Mello, L.S., de Oliveira Santana, W., Ikuta, N., Fonseca, A.S.K., Kipper, D., Redaelli, R., Pereira, V.R.Z.B., Streck, A.F., Lunge, V.R. (2024). Epidemiological insights into feline leukemia virus infections in an urban cat (*Felis catus*) population from Brazil. Animals (Basel) 14:1051.

Echenique, J. V., Soares, M. P., Mascarenhas, C. S., Bandarra, P. M., Quadros, P., Driemeier, D., & Schild, A. L. (2018). *Lontra longicaudis* infected with canine parvovirus and parasitized by *Dioctophyma renale*. Pesq. Vet. Bras., 38, 1844-1848.

Farias, F. M., Melo, C. A. R. D., Pellegrini, D. D. C. P., Hasenack, H., & Scherer, M. D. F. (2023). O cerne do Pampa: Conhecendo o mais austral dos biomas brasileiros. *Ciência e Cultura*, *75*(4), 01-08.

Gras, P., Knuth, S., Börner, K., Marescot, L., Benhaiem, S., Aue, A., Wittstatt, U., Kleinschmit, B., Kramer-Schadt, S. (2018). Landscape structures affect risk of canine distemper in urban wildlife. Front. Ecol. Evol., 6, 136.

Guimaraes, A. M., Brandão, P. E., de Moraes, W., Cubas, Z. S., Santos, L. C., Villarreal, L. Y., et al. (2009). Survey of feline leukemia virus and feline coronaviruses in captive neotropical wild felids from Southern Brazil. J. Zoo Wildl. Med., 40(2), 360-364.

Hill, D. E., Chirukandoth, S., Dubey, J. P. (2005). Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. Anim. Health Res. Rev., 6(1), 41-61.

Hůrková, L., Modrý, D. (2006). PCR detection of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* in brains of wild carnivores. Vet. Parasitol, *137*(1-2), 150-154.

Kimber, K. R., Kollias, G. V., & Dubovi, E. J. (2000). Serologic survey of selected viral agents in recently captured wild North American river otters (*Lontra canadensis*). J. Zoo Wildl. Med., 31(2), 168-175.

Miller, M. A., Grigg, M. E., Kreuder, C., James, E. R., Melli, A. C., Crosbie, P. R., ... & Conrad, P. A. (2004). An unusual genotype of *Toxoplasma gondii* is common in California sea otters (*Enhydra lutris nereis*) and is a cause of mortality. Int. J. Parasitol., 34(3), 275-284.

Miller, M., Conrad, P., James, E. R., Packham, A., Toy-Choutka, S., Murray, M. J., ... & Grigg, M. (2008). Transplacental toxoplasmosis in a wild southern sea otter (*Enhydra lutris nereis*). Vet. Parasitol., 153(1-2), 12-18.

Muñoz-Hernández, C., Wipf, A., Ortega, N., Barberá, G. G., Salinas, J., Gonzálvez, M., et al. (2023). Serological and molecular survey of canine distemper virus in red foxes (*Vulpes vulpes*): Exploring cut-off values and the use of protein A in ELISA tests. Prev. Vet. Med., 221, 106075.

Ramsar (2025). The list of Wetlands of International Importance. https://www.ramsar.org/sites/default/files/2023-08/sitelist.pdf (Accessed: April 22, 2025).

Reck, J., Gonchoroski, G. Z., de Mello, L. S., da Silveira, V. P., Lunge, V. R., Kasper, C. B., Jardim, M., Trigo, T. C. (2025a) Feline Leukemia Virus in Free-ranging Neotropical Wild Felids and in Domestic Cats Found Inside Protected Areas within Rio Grande do Sul, Brazil. J. Wildl. Dis, in press.

Reck, J., Gonchoroski, G. Z., Ogrzewalska, M., Fonseca, A. S. K., Ikuta, N., Lunge, V. R. et al. (2025b). Eco-epidemiological Investigation of a Disease Outbreak among Pampas Foxes (*Lycalopex gymnocercus*) from a Protected Area in Southern Brazil. J. Wildl. Dis, in press.

Rheingantz, M. L., Rosas-Ribeiro, P., Gallo-Reynoso, J., Fonseca da Silva, V. C., Wallace, R., Utreras, V., Hernández-Romero, P. (2022). *Lontra longicaudis* (amended version of 2021 assessment). The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T12304A219373698. https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2022-2.RLTS.T12304A219373698.en

Rheingantz, M. L., de Menezes, J. F. S., & de Thoisy, B. (2014). Defining Neotropical otter *Lontra longicaudis* distribution, conservation priorities and ecological frontiers. Trop. Conserv. Sci., 7(2), 214-229.

Roelke-Parker, M. E., Munson, L., Packer, C., Kock, R., Cleaveland, S., Carpenter, M. et al. (1996). A canine distemper virus epidemic in Serengeti lions (*Panthera leo*). Nature, *379*(6564), 441-445.

Rosas-Ribeiro, P., Ranulpho, R., & Venticinque, E. (2017). New records and update on the geographic distribution of *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Carnivora: Mustelidae) in Seasonally Dry Tropical Forests of northeastern Brazil. Check List, 13(3), 1-8.

Sacristán, I., Acuña, F., Aguilar, E., García, S., José López, M., Cabello, J., et al. (2021). Cross-species transmission of retroviruses among domestic and wild felids in human-occupied landscapes in Chile. Evol. Appl., 14(4), 1070-1082.

Scanes, C. G. (2018). Human activity and habitat loss: destruction, fragmentation, and degradation. In Animals and Human Society (pp. 451-482). Academic Press.

Silva, M. A., Pena, H. F. J., Soares, H. S., Aizawa, J., Oliveira, S., Alves, B. F. *et al.* (2018). Isolation and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from free-ranging and captive birds and mammals in Pernambuco state, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 27, 481-487.

Tamukai, K., Minami, S., Kadekaru, S., Mitsui, I., Maeda, K., & Une, Y. (2021). New canine parvovirus 2a infection in an imported Asian small-clawed otter (*Aonyx cinereus*) in Japan. J. Vet. Med. Sci., 83(3), 507-511.

Thomas, N., White, C. L., Saliki, J., Schuler, K., Lynch, D., Nielsen, O. *et al.* (2020). Canine distemper virus in the sea otter (*Enhydra lutris*) population in Washington State, USA. J. Wildl. Dis., 56(4), 873-883.

Wouda, W., Dijkstra, T., Kramer, A. M. H., Van Maanen, C., & Brinkhof, J. M. A. (1999). Seroepidemiological evidence for a relationship between *Neospora caninum* infections in dogs and cattle. Int. J. Parasitol., 29(10), 1677-1682.

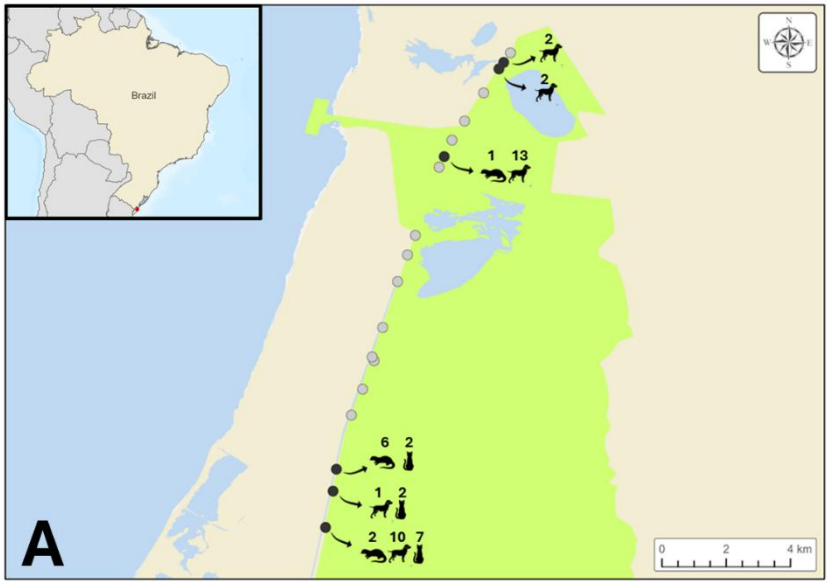
Wright, P. G., Croose, E., & Macpherson, J. L. (2022). A global review of the conservation threats and status of mustelids. Mamm. Rev., 52(3), 410-424.

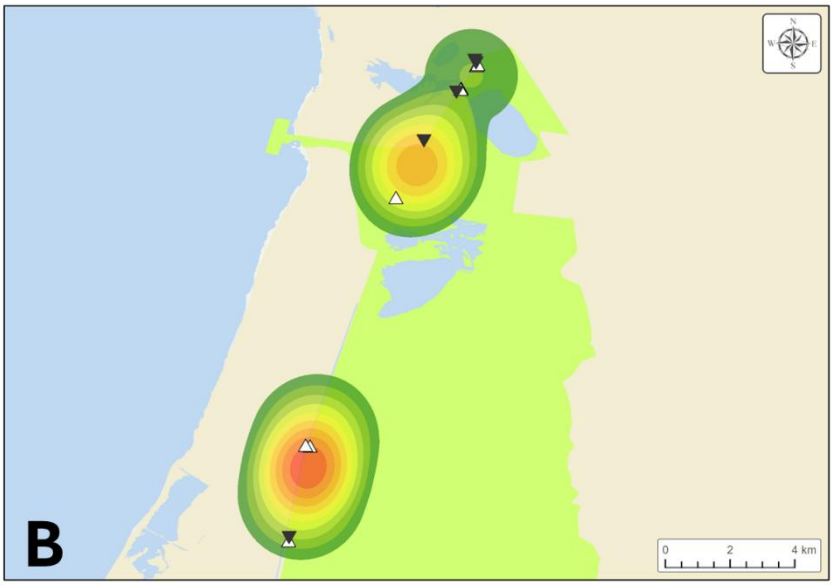
FIGURES

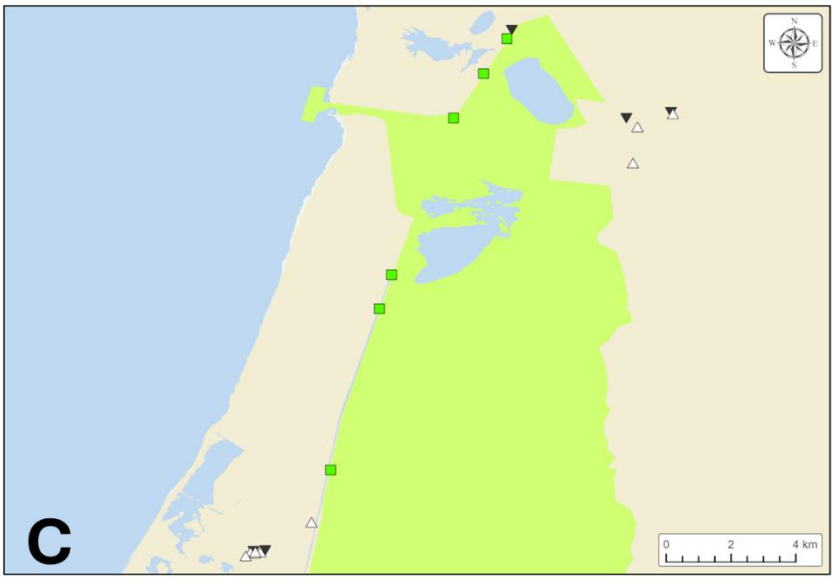
Figure 1 - Compiled records of a camera trap in the study area. Twelve records of the target species (otters, domestic dogs and cats) were obtained at the same site. At the upper left side of each picture, the species common name was indicated.



Figure 2 - Set of maps representing the study area and location of records of otters, domestic dogs and cats. In all panels, Taim reserve was represented by the green area. Major water bodies were represented in blue. Panel A, locations of camera traps deployed across the study area. Each circle represents a camera trap location: grey circles indicate no detection of target species (otters, dogs, or cats), while black circles indicate detection of one or more target species. Species icons show which animals were recorded at each site, and the numbers above indicate the number of photographic events. Insert at the upper left side: location of the study area. Red dot on the Brazilian map represents the ESEC Taim reserve. Panel B, records obtained through linear transect surveys. Kernel density areas (hot colors) indicate regions with the highest frequency of otter sightings. White triangles represent locations where domestic dogs were observed, and black inverted triangles indicate domestic cat occurrences. Panel C, sites of biological sample collection. Green squares represent sampling sites for otters, white triangles indicate sites where domestic dog samples were collected, and black inverted triangles show where samples from domestic cats were obtained.


Brazil
2
2
1
13
6
2
1
2
2
10
7
A
0
2
4 km


B
0
2
4 km


C
0
2
4 km

TABLES

Table 1 - Data about sampled otters and the results of the laboratorial tests for the detection of pathogens associated with domestic carnivorans and antibodies against them.

Otter	Sex	Method of sampling	Serology for CDV antibodies	Serology for CPV-2 antibodies	Serology for *N.caninum antibodies*	Serology for *T. gondii* antibodies	RT-qPCR for CDV RNA	qPCR for CPV-2 DNA	qPCR for FeLV DNA
#1	female	Carcass	Positive	Positive	Negative	Positive	Negative	Negative	Negative
#2	female	Carcass	Positive	Positive	Negative	Positive	Negative	Negative	Negative
#3	male	Carcass	Positive	Negative	Negative	Negative	Negative	Negative	Negative
#4	female	Carcass	Negative	Negative	Negative	Positive	Negative	Negative	Negative
#5	male	Capture	Positive	Positive	Negative	Positive	Negative	Negative	Negative
#6	male	Carcass	Positive	Positive	Negative	Negative	Negative	Negative	Negative

Table 2 - Summary of records of otters and domestic carnivorans in the protected area studied according to different methods.

Species	Camera trap records	Direct observation	Carcasses collected	Capture/direct collection	Total
Otters	9	22	5	1	33
Domestic dogs	27	11	0	31	69
Domestic cats	11	5	0	7	23

CAPÍTULO II

Manuscrito a ser submetido ao periódico JOURNAL OF WILDLIFE DISEASES.

https://meridian.allenpress.com/jwd/pages/Author-Information

LONG SCIENTIFIC LETTER

Evidence of canine pathogens in giant otters (*Pteronura brasiliensis*): A study from Pantanal wetlands, Brazil

Greice Gonchoroski[1,2*], (...), Thales Freitas[1] and Caroline Leuchtenberger[2,3]

[1]Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Avenida Bento Gonçalves, 9090, Bairro Agronomia, 91540-000, Porto Alegre, RS, Brazil
[2]Projeto Ariranhas/Giant Otter Conservation Fund, Rua Presidente Vargas, 1319, Bairro Aimoré, 95940-000, Arroio do Meio, RS, Brazil
[3]Instituto Federal Farroupilha - IFFAR, Alameda Santiago do Chile, 195, Nossa Sra. das Dores, 97050-685, Santa Maria, RS, Brazil

*greicegonchoroskiz@gmail.com

ABSTRACT

This study investigated exposure of free-ranging giant otters (*Pteronura brasiliensis*) in Brazil's Pantanal to canine viruses. All five sampled individuals showed antibodies against Canine Distemper Virus and Canine Parvovirus type 2, indicating prior exposure. No viral RNA or DNA was detected. Results highlight potential pathogen transmission from domestic dogs, raising concerns for otter conservation.

Key-words: distemper, parvovirus, dog, Mustelidae

The giant otter (*Pteronura brasiliensis*) is a semi aquatic species and the largest member of the subfamily Lutrinae. Endemic to South America, giant otters can be

recognized by characteristics of natural markings on their throat, a large and complex vocal repertoire and their gregarious behavior (Leuchtenberger et al., 2014, Duplaix 2015). Listed as Endangered in the IUCN red list, in the past, the most important threat for giant otters was commercial pelt trade carried out in the 20th century which led to the species extinction in several areas (Pimenta et al., 2018, Groenendijk et al., 2023). At present, conflicts with fishermen, deforestation, environmental pollutants, and exposure to pathogens, especially those originating from domestic animals, represent significant risks to the species (Lima et al., 2014, Groenendijk et al., 2023). The aim of this study was evaluating the exposure of free-ranging *P. brasiliensis* from Brazil pantanal wetlands to the most widespread viral pathogens from domestic dogs, Canine Distemper Virus (CDV) and Canine Parvovirus type 2 (CPV-2).

Biological samples from five giant otters were collected between 2020 and 2024 (Table 1). Samples from one giant otter were obtained through live-trapping and included whole blood, serum, and rectal and ocular swabs. The live-trapping was conducted using a funnel-trap placed at the entrance of the otter's den. Once trapped, the animal was chemically immobilized using dexmedetomidine (0.01 mg/Kg), ketamine (8 mg/Kg), and methadone (0.2 mg/Kg) by intramuscular administration. Samples from four additional individuals were obtained from recovered carcasses necropsy. The animal samples are from five different sites in Pantanal, Brazil. All procedures were conducted with authorization from the Brazilian authorities (SISBIO license number 47357) and approved by our local Ethics Committee for the Use of Animals (CEUA/UFRGS n ◦ 44884). Giant otter samples (blood, serum and spleen) were evaluated for the presence of antibodies against Canine Distemper Virus (CDV) and Canine Parvovirus type 2 (CPV-2) using protein A-based Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (ELISA), in which commercial kits (BT LAB, Shanghai, China) were employed with the conjugated replaced by protein-A conjugated to horseradish peroxidase (Thermo Fisher, Camarillo, CA, USA). For molecular analysis, DNA and RNA were obtained using PREP and PREAmp commercial kits (Newgene, Simbios Biotecnologia, Cachoeirinha, RS, Brazil). The presence of the virus was evaluated by reverse transcription quantitative PCR (RT-qPCR) using commercial kits (NewGene CDVAmp, Simbios Biotecnologia and NewGene CPV2Amp, Simbios Biotecnologia, Cachoeirinha, RS, Brazil).

All the five otters sampled tested positive for antibodies against CDV and CPV-2. On the other hand, none of the otters tested positive for the viruses by molecular methods. Table 1 shows a summary of the results. The high seroprevalence observed in animals from different areas from Pantanal suggests widespread and frequent circulation of the studied agents among the giant otters in the region. Also, it suggests a previous non-lethal exposure of the sampled animals to these pathogens. At this time, the fatality rate associated with these viruses in free-ranging giant otters is largely unknown.

Other carnivorans have been reported with antibodies against CDV and CPV-2 in Pantanal, such as *Cerdocyon thous*, *Procyon cancrivorus*, *Leopardus pardalis, Panthera onca* and *Puma concolor* (Jorge 2008, Furtado et al., 2013) This underscores the circulation of these viruses from domestic dogs in natural environments, such as Pantanal wetlands. Some of the major threats to the giant otter are related to human activities. In this case, anthropization and increased human presence in the area can lead to a higher number of domestic animals, such as dogs (Alho, 2011, Lima et al., 2014). Also, a low rate of dogs from Pantanal are vaccinated against CDV, CPV-2 and other common diseases of high occurrence in Brazil (Furtado et al., 2013). Consistent with this, we have registered the live-trapped giant otter individual (#5) circulating one day before capture near a household on the riverbank where two domestic dogs live (Figure 1). Environmental contamination with CPV-2 can be high, and the virus can survive for over a year under specific conditions (Marenzon et al., 2021), which suggests that direct contact with dogs is not necessary; contact with a contaminated environment (soil or water) may be sufficient for animal infection. In the case of CDV, the virus is more labile and can survive from only a few hours to a few days, depending on temperature and other environmental conditions (Sykes e Vandevelde, 2021). Nevertheless, environmental contamination may still play an important role in transmission to wildlife.

It is noteworthy that among members of Lutrinae subfamily, occurence of diseases caused by CDV or CPV-2 have been described in sea otter (*Enhydra lutris*), neotropical otter (*Lontra longicaudis*) and small clawed otter (*Aonyx cinereus*) (Bosschere et al., 2005, Gjeltema et al., 2015, Echenique et al., 2018 Thomas et al., 2020). It emphasizes the potential impact these agents may pose to the conservation of otters.

The gregarious behavior of the species, along with the use of communal latrines, shared dens and territorial marking (Duplaix et al., 2015), may contribute to the intraspecific transmission of pathogens within the group, once a member becomes infected. Currently, the extent to which the identified antibodies confer protection against subsequent pathogen exposure, or contribute to passive immunity in cubs, is largely unknown. Further investigation about viral infection outcomes in different age groups, as well as the dynamics of viral spreading among different individuals of the same group may provide novel insights regarding disease ecology among giant otters.

ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank the staff of Fazenda Barranco Alto, the boat pilots, and members of Giant Otter Conservation Fund for their support in the field expeditions. We acknowledge the financial support from Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS), Programa INOVA, Programa de Pesquisa em Saúde Única (Edital FAPERGS 13/2022 – REDE SAÚDE-RS), Edital FAPERGS 06/2024, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ), Fundação Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Edital INCT, Giant Otter Conservation Fund (Projeto Ariranhas).

LITERATURE CITED

Alho, C. J. R., et al. 2011. Introduced species in the Pantanal: implications for conservation. *Braz. J. Biol.* 71:321–325.

De Bosschere, H., Roels, S., Lemmens, N., & Vanopdenbosch, E. 2005. Canine distemper virus in Asian clawless otter (*Aonyx cinereus*) littermates in captivity. *Vlaams Diergeneeskd. Tijdschr.* 74(4).

Duplaix, N., Evangelista, E., & Rosas, F. C. W. 2015. Advances in the study of giant otter (*Pteronura brasiliensis*): ecology, behavior, and conservation: a review. *Lat. Am. J. Aquat. Mamm.* 10(2):75–98.

Echenique, J. V., Soares, M. P., Mascarenhas, C. S., Bandarra, P. M., Quadros, P., Driemeier, D., & Schild, A. L. 2018. *Lontra longicaudis* infected with canine parvovirus and parasitized by *Dioctophyma renale*. *Pesqui. Vet. Bras.* 38:1844–1848.

Furtado, M. M., Ramos Filho, J. D., Scheffer, K. C., Coelho, C. J., Cruz, P. S., Ikuta, C. Y., ... & Ferreira Neto, J. S. 2013. Serosurvey for selected viral infections in free-ranging jaguars (*Panthera onca*) and domestic carnivores in Brazilian Cerrado, Pantanal, and Amazon. *J. Wildl. Dis.* 49(3):510–521.

Gjeltema, J., Murphy, H., & Rivera, S. 2015. Clinical canine parvovirus type 2C infection in a group of Asian small-clawed otters (*Aonyx cinerea*). *J. Zoo Wildl. Med.* 46(1):120–123.

Groenendijk, J., Leuchtenberger, C., Marmontel, M., Van Damme, P. A., Wallace, R., & Schenck, C. 2023. *Pteronura brasiliensis* (amended version of 2022 assessment). *IUCN Red List Threat. Species.* 2023:e.T18711A244867206. https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2023-1.RLTS.T18711A244867206.en

Jorge, R. S. P. 2008. Caracterização do estado sanitário dos carnívoros selvagens da RPPN SESC Pantanal e de animais domésticos da região. Ph.D. Thesis, University of São Paulo, São Paulo, Brazil.

Leuchtenberger, C., Sousa-Lima, R., Duplaix, N., Magnusson, W. E., & Mourão, G. 2014. Vocal repertoire of the social giant otter. *J. Acoust. Soc. Am.* 136(5):2861–2875.

Lima, D. S., Marmontel, M., & Bernard, E. 2014. Conflicts between humans and giant otters (*Pteronura brasiliensis*) in Amanã Reserve, Brazilian Amazonia. *Ambiente Soc.* 17:127–142.

Marenzoni, M. L., Conti, M. B., Rossi, E., Rinoldo, R., Franceschini, R., Tesei, E., ... & Decaro, N. 2021. Detection of environmental contamination with feline and canine parvoviruses: new perspectives and challenges. *J. Appl. Microbiol.* 131(1):499–512.

Pimenta, N. C., Antunes, A. P., Barnett, A. A., Macedo, V. W., & Shepard, G. H., Jr. 2018. Differential resilience of Amazonian otters along the Rio Negro in the aftermath of the 20th century international fur trade. *PLoS One* 13(3):e0193984.

Sykes, J. E., & Vandevelde, M. 2021. Canine distemper virus infection. In: Greene C. E., ed. *Greene's Infectious Diseases of the Dog and Cat.* WB Saunders, Philadelphia, PA:271–288.

Thomas, N., White, C. L., Saliki, J., Schuler, K., Lynch, D., Nielsen, O., ... & Knowles, S. 2020. Canine distemper virus in the sea otter (*Enhydra lutris*) population in Washington State, USA. *J. Wildl. Dis.* 56(4):873–883.

FIGURE

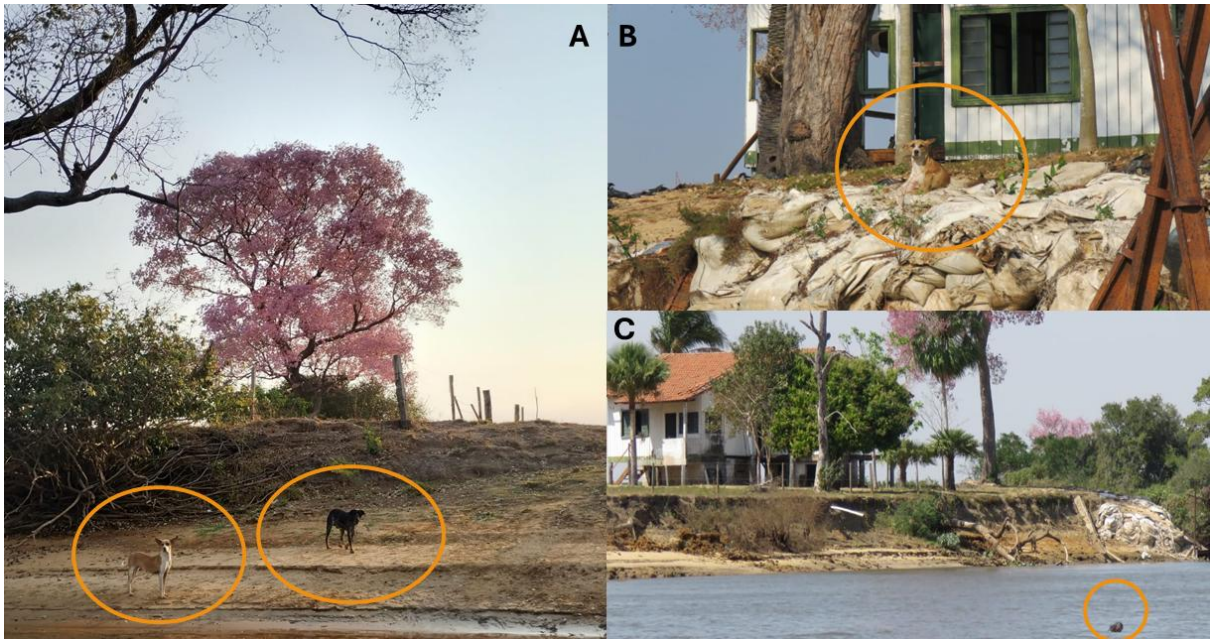


Figure 1: Records of giant otter and dogs in Pantanal. Images showing (a) two domestic dogs at a riverside household, (b) one of the same dogs seen from a different angle of the house, and (c) the giant otter live-trapped in this study swimming in front of the house. All photos were taken on the same day and one day before the otter's capture.

TABLES

Table 1: Sampled giant otters data and the results of the laboratorial tests for the detection of CDV and CPV-2

Otter	Sex	Method of sampling	Site	Year	Serology for CDV antibodies	Serology for CPV-2 antibodies	RT-qPCR for CDV RNA	qPCR for CPV-2 DNA
#1	male	Carcass	Rio Negro	2020	Positive	Positive	Negative	Negative
#2	male	Carcass	Rio Miranda	2021	Positive	Positive	Negative	Negative
#3	male	Carcass	Rio Negro	2022	Positive	Positive	Negative	Negative
#4	female	Carcass	Rio Negro	2024	Positive	Positive	Negative	Negative
#5	male	live-trap	Passo do Lontra	2024	Positive	Positive	Negative	Negative

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os manuscritos gerados a partir deste projeto de mestrado apresentam os primeiros esforços para investigação de interações entre animais domésticos e seus patógenos com lontras de vida livre no Brasil. Conforme a hipótese inicial, a ocorrência de cães e gatos em áreas de preservação ambiental ocorre com frequência na Estação Ecológica do Taim. Desta forma, as lontras que habitam a área estão constantemente expostas aos patógenos transmitidos por cães e gatos, conforme os resultados sorológicos apresentados no primeiro manuscrito. O alto número de registros de cães e gatos no local também serve de alerta para o risco de predação e transmissão de doenças para outras espécies de ocorrência na unidade de conservação, como *Leopardus geoffroyi*, *Lycalopex gymnocercus*, *Ctenomys torquatus* e *C. flamarioni*.

Do mesmo modo, no segundo manuscrito a detecção de anticorpos contra cinomose e parvovirose canina em ariranhas demonstra que animais, mesmo em áreas menos antropizadas, estão sendo expostos aos efeitos potencialmente deletérios de animais domésticos em áreas de ocorrência de fauna silvestre. Estes achados reforçam a necessidade de monitoramento constante de patógenos em animais silvestres, com ênfase para espécies aquáticas e semiaquáticas, as quais podem estar em perigo também pela contaminação e carreamento de patógenos através da água.

Apesar do número de indivíduos amostrados nesta pesquisa parecer baixo, amostras de *Lontra longicaudis* provenientes de unidades de conservação são incomuns e de difícil acesso. Outrossim, neste estudo foram amostrados seis indivíduos da mesma área em um curto período, incluindo a primeira captura intencional registrada desta espécie. Da mesma forma, amostras de *Pteronura brasiliensis* são raras, pois os animais apresentam distribuição limitada no país, sua captura é considerada a mais arriscada entre as espécies de lontra e carcaças dificilmente são encontradas, pois permanecem em suas tocas ou acabam se tornando alimento para outros animais nos rios.

Por fim, estes resultados trazem novas informações sobre a saúde de lontras de vida livre no Brasil e seus habitats, e pode ser aplicado para estruturação de planos de manejo em unidades de conservação onde as espécies ocorrem, assim como, o

Plano de Ação Nacional para a Conservação da Ariranha. Estes resultados também salientam o potencial de lontras e ariranhas como espécies sentinelas de saúde das águas e de seu ecossistema, contribuindo para o monitoramento do transbordamento (*spillover*) de patógenos.

REFERÊNCIAS

Abreu, E. F.; casali, D.; costa-araújo, R.; garbino, G. S. T.; libardi, G. S.; loretto, D.; loss, A. C.; marmontel, M.; moras, L. M.; nascimento, M. C.; oliveira, M. L.; pavan, S. E.; tirelli, F. P. Lista de mamíferos do Brasil (2024-1) [data set]. *Zenodo*, 2024. Disponível em: https://doi.org/10.5281/zenodo.14536925. Acesso em: 13 jun. 2025.

Alarcon, G. G., & Simões-Lopes, P. C. (2004). The Neotropical otter *Lontra longicaudis* feeding habits in a marine coastal area, Southern Brazil. *IUCN Otter Spec. Group Bull*, 21(1), 24-30.

Cattori, V.; tandon, R.; riond, B.; pepin, A. C.; lutz, H.; hofmann-lehmann, R. The kinetics of feline leukaemia virus shedding in experimentally infected cats are associated with infection outcome. Veterinary microbiology, v. 133, n. 3, p. 292-296, 2009.

Chadwick, E. A. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in the Eurasian otter (*Lutra lutra*) in England and Wales. *Parasites & vectors*, v. 6, p. 1-5, 2013.

Conrad, P. A. et al. Transmission of *Toxoplasma*: clues from the study of sea otters as sentinels of *Toxoplasma gondii* flow into the marine environment. *International journal for parasitology*, v. 35, n. 11-12, p. 1155-1168, 2005.

Dalton, L. M.; Hines, R. S.; Wigdahl, D. C. Feline Leukemia Virus in a North American river otter (*Lutra canadensis*). Int. Assoc. Aquat. Anim. Med. Abstract retrieved from IAAAM Conference proceedings archive, 1989. Disponível em: https://www.vin.com/doc/?id=3863796.

de Almeida Rodrigues, L., Leuchtenberger, C., & da Silva, V. C. F. (2013). Avaliação do risco de extinção da ariranha *Pteronura brasiliensis* (Zimmermann, 1780) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira*, 3(1), 228-239.

de Almeida Rodrigues, L., Leuchtenberger, C., Kasper, C., Junior, O. C., & da Silva, V. C. F. (2013). Avaliação do risco de extinção da lontra neotropical *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira*, 3(1), 216-227.

de Almeida, L. R., & Pereira, M. J. R. (2017). Influence of the water quality on the occurrence of the Neotropical otter (*Lontra longicaudis*) (Olfers, 1818) in a human-altered river basin. *Marine and Freshwater Research*, 69(1), 122-127.

De Bosschere, H. et al. Canine distemper virus in Asian clawless otter (*Aonyx cinereus*) littermates in captivity. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, v. 74, n. 4, 2005.

de Castro, F. R., Stutz-Reis, S., Reis, S. S., Nakano-Oliveira, E., & Andriolo, A. (2014). Fishermen's perception of Neotropical otters (*Lontra longicaudis*) and their attacks on artisanal fixed fence traps: The case of caiçara communities. *Ocean & Coastal Management*, 92, 19-27.

de Ferran, V., Figueiró, H. V., de Jesus Trindade, F., Smith, O., Sinding, M. H. S., Trinca, C. S., ... & Eizirik, E. (2022). Phylogenomics of the world's otters. *Current Biology*, 32(16), 3650-3658.

Donahoe, S. L.; lindsay, S. A.; krockenberger, M.; phalen, D.; šlapeta, J. A review of neosporosis and pathologic findings of *Neospora caninum* infection in wildlife. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife, v. 4, n. 2, p. 216-238, 2015.

Duplaix, N. (1980). Observations on the ecology and behavior of the giant river otter *Pteronura brasiliensis* in Suriname. *Revue d'écologie*, 34(4), 495-620.

Emmons, L. H., & Feer, F. (1997). *Neotropical rainforest mammals: a field guide*. 2nd edn. University of Chicago Press, Chicago, Illinois, USA.

Fisher, C.; seferidis, N.; zilli, J.; roberts, T.; harcourt-brown, T. Insights into the clinical presentation, diagnostics and outcome in dogs presenting with neurological signs secondary to infection with *Neospora caninum*: 41 cases (2014-2023). Journal of Small Animal Practice, v. 65, n. 7, p. 582-588, 2024.

Garbino, G. S., Siciliano, S., Nascimento, F. O. D., Melo, F. R. D., Feio, R. N., Lessa, G., ... & Gonçalves da Silva, L. (2022). Reconstructing the historical distribution and local extinction of the giant otter *Pteronura brasiliensis* in the Atlantic Forest of South America. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 32(7), 1184-1194.

Garcia, D. M., Marmontel, M., Rosas, F. W., & Santos, F. R. D. (2007). Conservation genetics of the giant otter (*Pteronura brasiliensis* (Zimmerman, 1780)) (Carnivora, Mustelidae). *Brazilian Journal of Biology*, 67, 819-827.

Greene, C. E.; appel, M. J. G. Canine distemper. In: greene, C. (ed.). *Infectious diseases in dog and cat*. Philadelphia, PA: W. B. Saunders, 1990. p. 226–241.

Groenendijk, J., Leuchtenberger, C., Marmontel, M., Van Damme, P. A., Wallace, R., & Schenck, C. (2023). *Pteronura brasiliensis* (amended version of 2022 assessment). *The IUCN Red List of Threatened Species* 2023: e.T18711A244867206. https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2023-1.RLTS.T18711A244867206.en. Accessed on 22 May 2025.

Guimaraes, A. M.; brandão, P. E.; de moraes, W.; cubas, Z. S.; santos, L. C.; villarreal, L. Y.; robes, R. R.; coelho, F. M.; resende, M.; santos, R. C. F.; oliveira, R. C.; yamaguti, M.; marques, L. M.; neto, R. L.; buzinhani, M.; marques, R.; messick, J. B.; biondo, A. W.; timenetsky, J. Survey of feline leukemia virus and feline coronaviruses in captive neotropical wild felids from Southern Brazil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, v. 40, n. 2, p. 360-364, 2009.

Hartmann, K. Clinical aspects of feline immunodeficiency and feline leukemia virus infection. Veterinary immunology and immunopathology, v. 143, n. 3-4, p. 190-201, 2011.

Hartmann, K.; hofmann-lehmann, R. What's new in feline leukemia virus infection. Veterinary Clinics: Small Animal Practice, v. 50, n. 5, p. 1013-1036, 2020.

Hernández-Romero, P. C., Gutiérrez-Rodríguez, C., Valdespino, C., & Prieto-Torres, D. A. (2018). The role of geographical and ecological factors on population divergence of the Neotropical otter *Lontra longicaudis* (Carnivora, Mustelidae). *Evolutionary Biology*, 45, 37-55.

Hill, D. E.; chirukandoth, S.; dubey, J. P. Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. Animal health research reviews, v. 6, n. 1, p. 41-61, 2005.

Hiller, T. L., & Vantassel, S. M. (2022). The global consumptive use of small carnivores: Social, cultural, religious, economic, and subsistence trends from prehistoric to modern times. In *Small Carnivores: Evolution, Ecology, Behaviour, and Conservation* (pp. 489-507).

Holderness-Roddam, B.; McQuillan, P. B. Domestic dogs (*Canis familiaris*) as a predator and disturbance agent of wildlife in Tasmania. *Australasian Journal of Environmental Management*, v. 21, n. 4, p. 441-452, 2014.

Hůrková, L.; modrý, D. PCR detection of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* in brains of wild carnivores. Veterinary parasitology, v. 137, n. 1-2, p. 150-154, 2006.

Juarez-Sanchez, D., Blake, J. G., & Hellgren, E. C. (2019). Variation in Neotropical river otter (*Lontra longicaudis*) diet: Effects of an invasive prey species. *PLoS One*, 14(10), e0217727.

Kimber, K. R.; kollias, G. V.; dubovi, E. J. Serologic survey of selected viral agents in recently captured wild North American river otters (*Lontra canadensis*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine, v. 31, n. 2, p. 168-175, 2000.

Kitchener, A., Meloro, C., & Terry, W. (2017). Form and function of the musteloids. *In: Form and Function* (pp. 92-128).

Koelewijn, H. P., Pérez-Haro, M., Jansman, H. A. H., Boerwinkel, M. C., Bovenschen, J., Lammertsma, D. R., ... & Kuiters, A. T. (2010). The reintroduction of the Eurasian otter (*Lutra lutra*) into the Netherlands: hidden life revealed by noninvasive genetic monitoring. *Conservation Genetics*, 11(2), 601-614.

Lanszki, Z. et al. Retrospective detection and complete genomic sequencing of Canine morbillivirus in Eurasian otter (*Lutra lutra*) using nanopore technology. *Viruses*, v. 14, n. 7, p. 1433, 2022.

Larson, S., Jameson, R., Etnier, M., Jones, T., & Hall, R. (2012). Genetic diversity and population parameters of sea otters, *Enhydra lutris*, before fur trade extirpation from 1741–1911. *PLoS One*, 7(3), e32205.

Leuchtenberger, C., Sousa-Lima, R., Duplaix, N., Magnusson, W. E., & Mourao, G. (2014). Vocal repertoire of the social giant otter. *The Journal of the Acoustical Society of America*, 136(5), 2861-2875.

Libonati, R. et al. Rescue Brazil's burning Pantanal wetlands. *Nature*, v. 588, n. 7837, p. 217-219, 2020.

Leuchtenberger, C., & Mourão, G. (2008). Social organization and territoriality of giant otters (Carnivora: Mustelidae) in a seasonally flooded savanna in Brazil. *sociobiology*, *52*(2), 257.

Lima, D. S.; Marmontel, M.; Bernard, E. Conflicts between humans and giant otters (*Pteronura brasiliensis*) in Amanã Reserve, Brazilian Amazonia. *Ambiente & Sociedade*, v. 17, p. 127-142, 2014.

Loots, A. K. et al. Advances in canine distemper virus pathogenesis research: a wildlife perspective. *Journal of general virology*, v. 98, n. 3, p. 311-321, 2017.

louten, J. Virus transmission and epidemiology. In: *Essential human virology*. Cambridge: Academic Press, 2016. p. 71.

Michalski, F., Conceição, P. C., Amador, J. A., Laufer, J., & Norris, D. (2012). Local perceptions and implications for giant otter (*Pteronura brasiliensis*) conservation around protected areas in the eastern Brazilian Amazon. *IUCN Otter Specialist Group Bulletin*, 29(1), 34-45.

Mora, M. et al. Feline immunodeficiency virus and feline leukemia virus infection in free-ranging guignas (*Leopardus guigna*) and sympatric domestic cats in human perturbed landscapes on Chiloé Island, Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 51, n. 1, p. 199-208, 2015.

Muanis, M. C.; oliveira, L. F. B. Habitat use and food niche overlap by Neotropical otter, *Lontra longicaudis*, and giant otter, *Pteronura brasiliensis*, in the Pantanal wetland, Brazil. Otter Specialist Group Bulletin, v. 28, p. 76-85, 2011.

Paschoal, A. M.; massara, R. L.; bailey, L. L.; doherty JR, P. F.; santos, P. M.; paglia, A. P.; chiarello, A. G. Anthropogenic disturbances drive domestic dog use of Atlantic Forest protected areas. Tropical Conservation Science, v. 11, p. 1-11, 2018. DOI: 10.1177/1940082918789833.

Pickles, R. S. A., Groombridge, J. J., Rojas, V. Z., Van Damme, P., Gottelli, D., Kundu, S., ... & Jordan, W. C. (2011). Evolutionary history and identification of conservation units in the giant otter, *Pteronura brasiliensis*. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 61(3), 616-627.

Raesly, E. J. (2001). Progress and status of river otter reintroduction projects in the United States. *Wildlife Society Bulletin*, 856-862.

Ramos-Rosas, N. N., Valdespino, C., García-Hernández, J., Gallo-Reynoso, J. P., & Olguín, E. J. (2013). Heavy metals in the habitat and throughout the food chain of the Neotropical otter, *Lontra longicaudis*, in protected Mexican wetlands. *Environmental Monitoring and Assessment*, 185, 1163-1173.

Rheingantz, M. L., de Menezes, J. F. S., & de Thoisy, B. (2014). Defining Neotropical otter *Lontra longicaudis* distribution, conservation priorities and ecological frontiers. *Tropical Conservation Science*, 7(2), 214-229.

Rheingantz, M. L., Rosas-Ribeiro, P., Gallo-Reynoso, J., Fonseca da Silva, V. C., Wallace, R., Utreras, V., & Hernández-Romero, P. (2022). *Lontra longicaudis* (amended version of 2021 assessment). *The IUCN Red List of Threatened Species* 2022: e.T12304A219373698. https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2022-2.RLTS.T12304A219373698.en. Accessed on 20 May 2025.

Rheingantz, M. L., Santiago-Plata, V. M., & Trinca, C. S. (2017). The Neotropical otter *Lontra longicaudis*: a comprehensive update on the current knowledge and conservation status of this semiaquatic carnivore. *Mammal Review*, 47(4), 291-305.

Rheingantz, M. L.; leuchtenberger, C.; zucco, C. A.; fernandez, F. A. Differences in activity patterns of the Neotropical otter *Lontra longicaudis* between rivers of two Brazilian ecoregions. Journal of Tropical Ecology, v. 32, n. 2, p. 170-174, 2016.

Ribas, C., Damasceno, G., Magnusson, W., Leuchtenberger, C., & Mourão, G. (2012). Giant otters feeding on caiman: evidence for an expanded trophic niche of recovering populations. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 47(1), 19-23.

Rosas, F. C. W., Rocha, C. S. D., Mattos, G. E. D., & Lazzarini, S. M. (2009). Body weight-length relationships in giant otters (*Pteronura brasiliensis*) (Carnivora, Mustelidae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 52, 587-591.

Rosas-Ribeiro, P., Ranulpho, R., & Venticinque, E. (2017). New records and update on the geographic distribution of *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Carnivora: Mustelidae) in Seasonally Dry Tropical Forests of northeastern Brazil. *Check List*, 13(3), 1-8.

shackelton, L. A.; parrish, C. R.; truyen, U.; holmes, E. C. High rate of viral evolution associated with the emergence of carnivore parvovirus. Proceedings of the National Academy of Sciences, v. 102, n. 2, p. 379-384, 2005.

Shanebeck, K. M. et al. Detection of *Toxoplasma gondii* (Types I, II, III and 12) and *Sarcocystis* spp. in the brains of river otter (*Lontra canadensis*) from Alberta, Canada. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, v. 27, 101069, 2025.

Shapiro, K. et al. Dual congenital transmission of *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis neurona* in a late-term aborted pup from a chronically infected southern sea otter (*Enhydra lutris nereis*). *Parasitology*, v. 143, n. 3, p. 276-288, 2016.

Soresini, G., da Silva, F. A., Leuchtenberger, C., & Mourão, G. (2021). Total mercury concentration in the fur of free-ranging giant otters in a large Neotropical floodplain. *Environmental Research*, 198, 110483.

Tamukai, K. et al. New canine parvovirus 2a infection in an imported Asian small-clawed otter (*Aonyx cinereus*) in Japan. *Journal of Veterinary Medical Science*, v. 83, n. 3, p. 507-511, 2021.

Tenter, A. M.; heckeroth, A. R.; weiss, L. M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. International Journal for Parasitology, v. 30, n. 12-13, p. 1217-1258, 2000.

Thomas, N. et al. Canine distemper virus in the sea otter (*Enhydra lutris*) population in Washington State, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 56, n. 4, p. 873-883, 2020.

Viscardi, M. et al. Molecular detection and characterization of carnivore parvoviruses in free-ranging Eurasian otters (*Lutra lutra*) in southern Italy. *Transboundary and Emerging Diseases*, v. 66, n. 5, p. 1864-1872, 2019.

Zamboni, T., Peña, J., Di Martino, S., & Leuchtenberger, C. (2018). Experimental reintroduction of the giant otter (*Pteronura brasiliensis*) in the Iberá Park (Corrientes, Argentina). *CLT The Conservation Land Trust*.

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Sorologia para T. gondii, N. caninum, L. infantum e Rickettsia spp.	10/2015	12/2019
2	Captura de carnívoros para obtenção de material biológico	02/2015	12/2019
3	Pesquisa molecular de T. gondii, N. caninum, Leishmania spp. e Rickettsia spp.	02/2016	01/2020
4	Identificação taxônomica dos carrapatos coletados	02/2015	12/2019
5	Captura e recaptura de carnívoros silvestres	08/2020	08/2024
6	Pesquisa molecular de patógenos nos vetores	08/2020	08/2024
7	Captura de Canidae, Mustelidae, Mephitidae e Felidae para obtenção de amostras biológicas	04/2023	03/2028

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Tatiane Campos Trigo	Pesquisadora - bióloga	944.722.700-72	Brasileira
2	MARCIA MARIA DE ASSIS JARDIM	Pesquisadora - bióloga	632.451.750-00	Brasileira
3	GREICE ZORZATO GONCHOROSKI	Pesquisadora - Médica Veterinária	041.615.280-51	Brasileira
4	FELIPE BORTOLOTTO PETERS	Pesquisador - Biólogo	806.530.140-15	Brasileira

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Observações e ressalvas

1	A autorização não eximirá o pesquisador da necessidade de obter outras anuências, como: I) do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador quando as atividades forem realizadas em área de domínio privado ou dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso; II) da comunidade indígena envolvida, ouvido o órgão indigenista oficial, quando as atividades de pesquisa forem executadas em terra indígena; III) do Conselho de Defesa Nacional, quando as atividades de pesquisa forem executadas em área indispensável à segurança nacional; IV) da autoridade marítima, quando as atividades de pesquisa forem executadas em águas jurisdicionais brasileiras; V) do Departamento Nacional da Produção Mineral, quando a pesquisa visar a exploração de depósitos fossilíferos ou a extração de espécimes fósseis; VI) do órgão gestor da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, dentre outras.
2	Todos os membros da equipe de pesquisa devem estar cientes das recomendações e boas práticas a serem seguidas neste momento de emergência zoossanitária no Brasil devido à gripe aviária. Informe-se na página do CEMAVE na Internet: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/centros-de-pesquisa/cemave/destaques/gripe-aviaria/gripe-aviaria-1.
3	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de atender às exigências e obter as autorizações previstas em outros instrumentos legais relativos ao registro de agrotóxicos (Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989, Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002, entre outros).
4	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de atender às exigências e obter as autorizações previstas em outros instrumentos legais relativos ao registro de agrotóxicos (Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989, Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002, entre outros).
5	Este documento não dispensa o cumprimento da Lei nº 13.123/2015, que dispõe sobre o acesso ao patrimônio genético, sobre a proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado e sobre a repartição de benefícios para conservação e uso sustentável da biodiversidade.
6	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia (Decreto nº 98.830, de 15/01/90).
7	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena, da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
8	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Portaria N°748/2022, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
9	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
10	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação do disposto nesta portaria ou em legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, pode, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou cassada pelo Instituto Chico Mendes, por meio da Coordenação Gestora do Sisbio, e está sujeito às sanções previstas na legislação vigente.
11	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infraestrutura da unidade.
12	Caso seja identificada a ocorrência de espécie exótica dentro ou no entorno de UNIDADE DE CONSERVAÇÃO FEDERAL, além de descrever no relatório de atividades, o pesquisador deve informar à equipe gestora com maior brevidade possível.

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Outras ressalvas

1		APA Ibirapuitã
2		CENAP Atibaia-SP
3	5 RESSALVAS FLONA SFP/RS: 1. realizar o agendamento prévio da atividade, com ou sem hospedagem na UC, via e-mail flonasaofranciscodepaula.rs@icmbio.gov.br. 2. Como as armadilhas serão utilizadas em ambientes diversos, deverão ser desinfetadas para garantir que não haja transporte de material biológico contaminante 3. Recolher todo material de campo após a realização da atividade, tais como marcadores de trilhas e pontos de coleta, armadilhas, evitando lixo científico. 4. Não coletar exemplares de espécies ameaçadas de extinção da lista estadual do RS (DECRETO Nº 51.797/2014), atenção em DIDELPHIMORPHIA e RODENTIA 5. A FLONA deve receber cópia de toda publicação científica originária de pesquisa realizada na Unidade: teses de mestrado ou doutorado, artigos, resumos de congressos, etc	FLONA São Francisco de Paula
4	Considerando a urgência internacional pela pandemia de gripe aviária, a qual acomete aves de criação e a avifauna silvestre, em especial às limícolas migratórias, solicitamos que caso a equipe de campo observe grupos de aves doentes ou mortas colham os seguintes dados: localização georreferenciada do evento; quantidade estimada de aves e, se possível, identificação das espécies com imagens. Em seguida encaminhem os dados para o e-mail magnus.severo@icmbio.gov.br ou pelo whatsapp (51) 982164641. Salientamos que não há casos diagnosticados no Brasil, porém é necessário vigilância. Importante: Em hipótese alguma manipule as aves pois trata-se de uma zoonose com potencial risco à saúde humana.	ESEC do Taim
5	É importante e extremamente recomendável a citação do nº da licença Sisbio nos artigos que vierem a serem publicados, a partir do presente estudo, pelo pesquisador e por membros de sua equipe de pesquisa; Ao término de cada atividade de campo providenciar a retirada de todos os itens ou armadilhas utilizadas nos pontos de amostragem.	CECAV Brasília-DF

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
1	Área de Proteção Ambiental de Ibirapuitã	RS	Pampa	Não	Dentro de UC Federal
2	Passo do Veado	Herval-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
3	Área da bacia do Rio Negro	Rio Negro-MS	Pantanal	Não	Fora de UC Federal
4	Reserva Biológica do Lami José Lutzeberger	Porto Alegre-RS	Pampa	Não	Dentro de UC Municipal
5	Estação Ecológica do Taim	RS	Pampa	Não	Dentro de UC Federal
6	Floresta Nacional de São Francisco de Paula	RS	Mata Atlântica	Não	Dentro de UC Federal

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº Portaria ICMBio nº 748/2022. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
7	Santa Helena	Arroio Grande-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
8	Reserva da Barba Negra	Barra do Ribeiro-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
9	Parque Estadual do Turvo	Derrubadas-RS	Mata Atlântica	Não	Fora de UC Federal
10	Estação Ambiental no Cinturão Verde Braskem	Triunfo-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
11	Propriedade particular (31º07'2,82"S; 50º56'26,51"O)	Mostardas-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
12	Refúgio de Vida Silvestre, APA do Banhado Grande	Gravataí-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
13	Passo da Capivarinha	Lindolfo Collor-RS	Mata Atlântica	Não	Fora de UC Federal
14	Área do entorno das usinas de energia	Candiota-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
15	APA Delta do Jacuí	Eldorado do Sul-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
16	Arroio do Raimundo	Santa Maria-RS	Pampa	Não	Fora de UC Federal
17	Esquina das Missões	Santo Ângelo-RS	Mata Atlântica	Não	Fora de UC Federal
18	Parque Estadual de Itapuã	Viamão-RS	Pampa	Não	Dentro de UC Estadual
19	Parque Estadual do Tainhas	Jaquirana-RS	Mata Atlântica	Não	Dentro de UC Estadual

Atividades

#	Atividade	Grupo de Atividade
1	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Outras atividades
2	Captura de animais silvestres in situ	Outras atividades
3	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Dentro de UC Federal
4	Marcação de animais silvestres in situ	Outras atividades
5	Pesquisa em unidade de conservação federal	Outras atividades
6	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Outras atividades

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
1	Captura de animais silvestres in situ	Conepatus chinga	-
2	Marcação de animais silvestres in situ	Conepatus chinga	-
3	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Conepatus chinga	-

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº Portaria ICMBio nº 748/2022. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
4	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Conepatus chinga	-
5	Captura de animais silvestres in situ	Lontra longicaudis	-
6	Marcação de animais silvestres in situ	Lontra longicaudis	-
7	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Lontra longicaudis	-
8	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Lontra longicaudis	-
9	Captura de animais silvestres in situ	Pteronura brasiliensis	-
10	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Pteronura brasiliensis	-
11	Marcação de animais silvestres in situ	Pteronura brasiliensis	-
12	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Pteronura brasiliensis	-
13	Captura de animais silvestres in situ	Canidae	-
14	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Canidae	-
15	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Canidae	-
16	Marcação de animais silvestres in situ	Canidae	-
17	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Procyonidae	-
18	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Procyonidae	-
19	Captura de animais silvestres in situ	Procyonidae	-
20	Marcação de animais silvestres in situ	Procyonidae	-
21	Marcação de animais silvestres in situ	Leopardus	-
22	Captura de animais silvestres in situ	Leopardus	-
23	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Leopardus	-
24	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Leopardus	-
25	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Puma yagouaroundi	-
26	Captura de animais silvestres in situ	Puma yagouaroundi	-
27	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Puma yagouaroundi	-
28	Marcação de animais silvestres in situ	Puma yagouaroundi	-
29	Captura de animais silvestres in situ	Galictis cuja	-
30	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Galictis cuja	-
31	Marcação de animais silvestres in situ	Galictis cuja	-

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº Portaria ICMBio nº 748/2022. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
32	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Galictis cuja	-
33	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Ixodidae	200
34	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Argasidae	50
35	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Rodentia	-
36	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Rodentia	-
37	Captura de animais silvestres in situ	Rodentia	-
38	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Cervidae	-
39	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Cervidae	-

A quantidade prevista só é obrigatória para atividades do tipo "Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ". Essa quantidade abrange uma porção territorial mínima, que pode ser uma Unidade de Conservação Federal ou um Município.

A quantidade significa: por espécie X localidade X ano.

Materiais e Métodos

#	Tipo de Método (Grupo taxonômico)	Materiais
1	Amostras biológicas (Carnívoros)	Ectoparasita, Sangue, Animal encontrado morto ou partes (carcaça)/osso/pele, Fezes
2	Amostras biológicas (Outros mamíferos)	Ectoparasita, Animal encontrado morto ou partes (carcaça)/osso/pele, Fezes
3	Método de captura/coleta (Carnívoros)	Armadilha tipo gaiola com atração por iscas (¿Box Trap/Tomahawk/Sherman¿), Armadilha fotográfica
4	Método de captura/coleta (Invertebrados Terrestres)	Captura manual, Outros métodos de captura/coleta(Remocao direta de ectoparasitos do hospedeiro vertebrado capturado ou achado morto)
5	Método de captura/coleta (Outros mamíferos)	Armadilha fotográfica, Outros métodos de captura/coleta(Recolhimentos de carcaças)
6	Método de marcação (Carnívoros)	Microchip, Brinco

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025
De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo destino
1	FUNDAÇÃO ESTADUAL DE PESQUISA AGROPECUÁRIA	Coleção

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47357-14	Data da Emissão: 05/03/2024 16:00:41	Data da Revalidação*: 01/01/2025

De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.

Dados do titular

SISBIO

Nome: Jose Reck Junior	CPF: 998.883.860-34
Título do Projeto: Impacto ecológico-sanitário de zoonoses parasitárias emergentes e negligenciadas em reservatórios silvestres	
Nome da Instituição: Secretaria da Agricultura, Pecuaria e Irrigacao	CNPJ: 93.021.632/0093-30

Registro de coleta imprevista de material biológico

De acordo com Portaria ICMBIO Nº 748, Art. 24. A coleta imprevista de amostras biológicas, espécimes ou de material abiótico em unidades de conservação e cavernas, não contemplados na autorização ou na licença permanente, deve ser imediatamente anotada em campo específico do documento.

Táxon*	Qtde.	Tipo de Amostra	Qtde.	Data

* Identificar o espécime do nível taxonômico possível.

Linhas de Pesquisa
Projetos de Pesquisa
Áreas de Atuação
Bolsas de Pesquisa
Iniciação Científica/Tecnológica Voluntário
Programa de Fomento à Pesquisa(auxílio)

Projeto Nº: 44884 **Título:** AVALIACAO DA EXPOSICAO DE MEMBROS DA SUBFAMILIA LUTRINAE (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNIVOROS DOMESTICOS E SEUS PATOGENOS

Área de conhecimento: Zoologia **Início:** 06/11/2023 **Previsão de conclusão:** 31/12/2024

Situação: Projeto Desativado
Desativação automática pelo sistema - projeto em andamento com previsão de conclusão inferior à data atual. **Término:** 02/01/2025

Origem: Instituto de Biociências
Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal **Projeto da linha de pesquisa:** Manejo e Conservação

Local de Realização: não informado

Não apresenta relação com Patrimônio Genético ou Conhecimento Tradicional Associado.

Objetivo:

Avaliar o contato de membros da subfamília Lutrinae de vida livre com animais domésticos e seus patógenos

Palavras Chave:

CARNIVORA
LUTRINAE
MUSTELIDAE

Equipe UFRGS:

Nome: THALES RENATO OCHOTORENA DE FREITAS
Coordenador - Início: 06/11/2023 Término: 02/01/2025
Nome: Greice Zorzato Gonchoroski
Ensino: mestrado - Início: 06/11/2023 Término: 02/01/2025

Equipe Externa:

Nome: José Reck Junior
Instituição: Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor
Pesquisador de 06/11/2023 até 02/01/2025

Avaliações:

Comissão de Ética no Uso de Animais - **Aprovado** em 20/02/2024
Clique aqui para visualizar o parecer

Comissão de Pesquisa do Instituto de Biociências - **Aprovado** em 09/11/2023 Clique aqui para visualizar o parecer

Ministério do Meio Ambiente
CONSELHO DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO

SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL ASSOCIADO

Comprovante de Cadastro de Acesso

Cadastro nº A5BC53D

A atividade de acesso ao Patrimônio Genético, nos termos abaixo resumida, foi cadastrada no SisGen, em atendimento ao previsto na Lei nº 13.123/2015 e seus regulamentos.

Número do cadastro:	**A5BC53D**
Usuário:	**UFRGS**
CPF/CNPJ:	**92.969.856/0001-98**
Objeto do Acesso:	**Patrimônio Genético**
Finalidade do Acesso:	**Pesquisa**

Espécie

Pteronura brasiliensis

Lutra longicaudis

Título da Atividade:	**AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO DE LONTRA NEOTROPICAL E ARIRANHA (CARNIVORA: MUSTELIDAE) DE VIDA LIVRE A CARNÍVOROS DOMÉSTICOS E SEUS PATÓGENOS**

Equipe

Thales Renato Ochotorena de Freitas	**UFRGS**
Greice Zorzato Gonchoroski	**UFRGS**
José Reck Júnior	**Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Fina**

Data do Cadastro:	**05/07/2025 14:34:10**
Situação do Cadastro:	**Concluído**

Conselho de Gestão do Patrimônio Genético
Situação cadastral conforme consulta ao SisGen em **14:34** de **05/07/2025**.

SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL ASSOCIADO - SISGEN