

**VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* e *Trichinella*
spp. EM JAVALIS SELVAGENS (*Sus Scrofa*) E AVALIAÇÃO DO
CONHECIMENTO SOBRE ZOONOSES DOS CONTROLADORES DE
FAUNA EXÓTICA NA REGIÃO SUL DO BRASIL**

Jonathan Silvestre Gomes

Médico Veterinário

**VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* e *Trichinella*
spp. EM JAVALIS SELVAGENS (*Sus Scrofa*) E AVALIAÇÃO DO
CONHECIMENTO SOBRE ZOONOSES DOS CONTROLADORES DE
FAUNA EXÓTICA NA REGIÃO SUL DO BRASIL**

Discente: Jonathan Silvestre Gomes

Orientador: Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe

Dissertação de mestrado apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Ciências Veterinárias (Área de Saúde Única).

G633v	Gomes, Jonathan VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR <i>Toxoplasma gondii</i> e <i>Trichinella</i> spp. EM JAVALIS SELVAGENS (<i>Sus Scrofa</i>) E AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO SOBRE ZONÓSES DOS CONTROLADORES DE FAUNA EXÓTICA NA REGIÃO SUL DO BRASIL / Jonathan Gomes. -- Jaboticabal, 2023 60 p. : tabs., mapas Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal Orientador: Estevam Guilherme Lux Hoppe 1. Zoonoses. 2. Doenças Transmissíveis. 3. Vigilância Epidemiológica. 4. Carne. 5. Caçadores. I. Título.
-------	--

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

Impacto potencial desta pesquisa

O presente estudo contribuiu para compreender melhor a relação da toxoplasmose e triquinelose em javalis selvagens e o conhecimento dos controladores de fauna exótica. Com a liberação do controle e da caça, houve um aumento no consumo de carne de javalis, existindo muito pouco estudo na literatura, onde demos continuidade nos dados já levantados, aumentando esse banco de dados para a comunidade científica.

Potential impact of this research

The present study contributed to a better understanding of the relationship between toxoplasmosis and trichinellosis in wild boars and the knowledge of exotic wildlife controllers. With the release of control and hunting, there was an increase in the consumption of wild boar meat, and there are very few studies in the literature, where we continued the data already collected, increasing this database for the scientific community.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



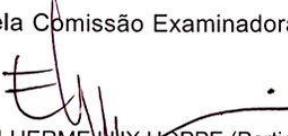
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

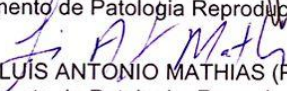
TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* e *Trichinella spp.* EM JAVALIS SELVAGENS (*Sus Scrofa*) E AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO SOBRE ZOONOSES DOS CONTROLADORES DE FAUNA EXÓTICA NA REGIÃO SUL DO BRASIL

AUTOR: JONATHAN SILVESTRE GOMES

ORIENTADOR: ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciências Veterinárias, área: Saúde Única pela Comissão Examinadora:


Prof. Dr. ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE (Participação Virtual)
Departamento de Patologia Reprodutiva e Saúde Única / FCAV UNESP Jaboticabal


Prof. Dr. LUIS ANTONIO MATHIAS (Participação Virtual)
Departamento de Patologia, Reprodução e Saúde Única / FCAV UNESP Jaboticabal

Profa. Dra. THALITA MASOTI BLANKENHEIM (Participação Virtual)
Centro Universitário de Rio Preto (UNIRP) / São José do Rio Preto/SP

Jaboticabal, 01 de novembro de 2023



Documento assinado digitalmente
THALITA MASOTI BLANKENHEIM
Data: 10/11/2023 20:06:52-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Jonathan Silvestre Gomes - Natural de Tambaú/SP, nascido em 03 de abril de 1989. Completou o ensino médio no ano de 2009 no Município de Casa Branca, SP. Ingressou na Universidade Brasil em fevereiro de 2015 no curso de graduação em Medicina Veterinária e formou-se em fevereiro de 2020. No ano de 2021 foi prestar voluntariado como cirurgião na APA de Jaboticabal-SP, em 2021 ingressou no curso de mestrado acadêmico no programa de pós-graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração “Saúde Única”, da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, campus de Jaboticabal, sob orientação do Prof. Estevam G. Lux Hoppe. Em janeiro de 2023 assumiu como Médico Veterinário responsável pelo Controle de Vetores e Zoonoses de Jaboticabal-Sp, em fevereiro de 2023 assumiu como Médico Veterinário responsável pelo Canil Municipal de Jaboticabal-SP, em julho de 2023 assumiu como Médico Veterinário do Departamento de Defesa e Proteção Animal de Jaboticabal-SP. Desde então conciliou as atividades do Mestrado com o cargo assumido na Prefeitura de Jaboticabal-SP, onde atua até a data atual.

AGRADECIMENTOS

In Memoriam a minha mãe, Maria Inês Gomes, por me apoiar incondicionalmente durante a graduação e apoiar até o ingresso na pós-graduação, que fatalmente veio a falecer uma semana antes da minha entrada no LabEpar.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Estevam, por despertar em mim a curiosidade e o interesse pela trichinellose, toxoplasmose e por permitir conhecer uma área tão fascinante.

À Prof^a Dr^a Thalita Masoti Blankenehim, por despertar em mim a curiosidade e o interesse pela área acadêmica com foco em zoonoses. Obrigado por confiar e acreditar que tudo daria certo, sem a senhora essa jornada nunca se iniciaria.

À minha esposa Ana, por, todo o apoio nos momentos mais difíceis que passei e nos momentos bons, que sempre esteve comigo me apoiando.

À Dra. Virgínia Santiago Silva, da Embrapa Suínos e Aves de Concórdia – SC, pela parceria.

Ao Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da UEL que nos ajudou nesta pesquisa.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

Aos parceiros controladores de fauna, pela imensa colaboração na obtenção das amostras de javalis, parceiros que ajudaram nas atividades de campo; sem eles este trabalho não seria possível.

Aos meus colegas do Laboratório de Enfermidades Parasitárias — LabEPar, pela grande ajuda na obtenção e processamento das amostras biológicas.

Aos meus queridos amigos Carmen e Wilson, pelo apoio acadêmico e, principalmente, pela parceria nos momentos mais diversos. Nossas conversas foram as melhores.

Sumário

CEUA-Comissão de ética no uso de animais.....	1
Plataforma Brasil.....	2
ICBIO/SISBIO.....	3
RESUMO	4
ABSTRACT	5
1. INTRODUÇÃO.....	6
2. REVISÃO DE LITERATURA	7
2.1. <i>Toxoplasma gondii</i>	11
2.2 <i>Trichinella spp</i>	12
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	13
3.1.1. Local de pesquisa	13
3.1.2. Coleta de amostras biológicas	13
3.1.3. Sorologia para toxoplasmose	14
3.2. Análise molecular para toxoplasmose.....	14
3.2.1 PCR-RFLP.....	15
3.2.2 Reação de Imunofluorescência Indireta.....	16
3.2.3 Técnica de digestão artificial para triquinelose	17
3.2.4. Diagnóstico sorológico de <i>Trichinella spp</i>	18
3.2.5. Georreferenciamento	18
3.2.6. AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO DOS CAÇADORES SOBRE ZOONOSES DE VEICULAÇÃO ALIMENTAR RELACIONADAS A JAVALIS.....	18
4. OBJETIVO.....	19
4.2. Objetivos Específicos.....	19
5. RESULTADOS.....	20
5.1.1 <i>Trichinella spp</i>	20
5.1.2 Análise RIFI para <i>toxoplasma gondii</i>	21
5.1.3 Análise molecular para <i>toxoplasma gondii</i>	21
6. RESULTADO DOS QUESTIONÁRIOS.....	23
7. DISCUSSÃO.....	25
8. CONCLUSÃO.....	33
9. REFERÊNCIAS.....	34



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
CÂMPUS DE JABOTICABAL



CEUA – COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o projeto de pesquisa intitulado “**Vigilância da infecção por *Toxoplasma gondii* e *Trichinella* spp em javalis selagens na região sul do Brasil**”, protocolo nº 3413/21, sob a responsabilidade do Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe, que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao Filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino) - encontra-se de acordo com os preceitos da lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008, no decreto 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA), da FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS, UNESP - CÂMPUS DE JABOTICABAL-SP, em reunião ordinária de 16 de março de 2022.

Vigência do Projeto	01/01/2022 a 02/08/2023
Espécie / Linhagem	<i>Sus scrofa</i> (javali selvagem)
Nº de animais	Dependência das operações de captura e atividades das equipes de controladores de fauna exótica
Peso / Idade	Variados
Sexo	Variados
Origem	Animais silvestres de vida livre

Jaboticabal, 16 de março de 2022.


Profª Drª Fabiana Pilarski
Coordenadora – CEUA

Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias
Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, s/n CEP 14884-900 - Jaboticabal - SP – Brasil
tel 16 3209 7100 www.fcav.unesp.br



MINISTÉRIO DA SAÚDE - Conselho Nacional de Saúde - Comissão Nacional de Ética em Pesquisa - CONEP

FOLHA DE ROSTO PARA PESQUISA ENVOLVENDO SERES HUMANOS

1. Projeto de Pesquisa: VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR <i>Toxoplasma gondii</i> e <i>Trichinella</i> spp em javalis selvagens na região Sul do Brasil.			
2. Número de Participantes da Pesquisa: 150			
3. Área Temática:			
4. Área do Conhecimento: Grande Área 5. Ciências Agrárias			
PESQUISADOR RESPONSÁVEL			
5. Nome: JONATHAN SILVESTRE GOMES			
6. CPF: 373.103.638-09	7. Endereço (Rua, n.º): Rua Bahia CENTRO TAMBAU SAO PAULO 13710000		
8. Nacionalidade: BRASILEIRO	9. Telefone: 16996275084	10. Outro Telefone:	11. Email: jsgmedvet@gmail.com
Termo de Compromisso: Declaro que conheço e cumprirei os requisitos da Resolução CNS 466/12 e suas complementares. Comprometo-me a utilizar os materiais e dados coletados exclusivamente para os fins previstos no protocolo e a publicar os resultados sejam eles favoráveis ou não. Aceito as responsabilidades pela condução científica do projeto acima. Tenho ciência que essa folha será anexada ao projeto devidamente assinada por todos os responsáveis e fará parte integrante da documentação do mesmo.			
Data: 13 / 05 / 2022		 Assinatura	
INSTITUIÇÃO PROPONENTE			
12. Nome: UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA JULIO DE MESQUITA FILHO	13. CNPJ: 48.031.918/0012-87	14. Unidade/Orgão:	
15. Telefone: (16) 3209-2600	16. Outro Telefone:		
Termo de Compromisso (do responsável pela instituição): Declaro que conheço e cumprirei os requisitos da Resolução CNS 466/12 e suas Complementares e como esta instituição tem condições para o desenvolvimento deste projeto, autorizo sua execução.			
Responsável: <u>Prof. Dr. Antonio Sergio Ferraudo</u>		CPF: <u>551.607.608-06</u>	
Cargo/Função: <u>Diretor</u>			
Data: 13 / 05 / 2022		 Assinatura	
PATROCINADOR PRINCIPAL		Prof. Dr. Antonio Sergio Ferraudo DIRETOR UNESP - Câmpus de Jaboticabal	



Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 80862-2	Data da Emissão: 10/02/2022 20:56:28	Data da Revalidação*: 16/12/2022
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: JONATHAN SILVESTRE GOMES	CPF: 373.103.638-09
Título do Projeto: VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR <i>Toxoplasma gondii</i> e <i>Trichinella</i> spp em javalis selvagens.	
Nome da Instituição: UNESP JABOTICABAL	CNPJ: 48.031.918/0012-87

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Previsão de início das coleta dia 05/01/2021	01/2022	12/2023

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Estevam Guilherme Lux Hoppe	Coordenador	216.001.668-30	Brasileira
2	BRUNO DI SALVO	Caçador	216.993.268-27	Brasileira
3	PAULO MARIN	Caçador	808.429.099-15	Brasileira
4	DOUGLAS WUTZKE	Caçador	051.043.989-60	Brasileira
5	PAULO MARIN FILHO	Caçador	098.506.339-48	Brasileira
6	CARLOS DIENON ANTUNES	Caçador	094.580.199-82	Brasileira
7	FLORINDO BOSCHIROLLI BONFIGLIO	Caçador	659.215.779-87	Brasileira
8	TALITA OLIVEIRA MENDONCA	Pesquisadora	018.906.802-73	Brasileira
9	BRUNO GAZOLA HOPPE	Caçador	018.695.430-17	Brasileira
10	JULIANO ALERICO	Caçador	021.113.670-01	Brasileira

Observações e ressalvas

1	Deve-se observar as as recomendações de prevenção contra a COVID-19 das autoridades sanitárias locais e das Unidades de Conservação a serem acessadas.
2	Esta autorização NÃO libera o uso da substância com potencial agrotóxico e/ou inseticida e 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).
3	Esta autorização NÃO libera o uso da substância com potencial agrotóxico e/ou inseticida e 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	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
5	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, 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.
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.

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. 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).

Código de autenticação: 0808620220220210

Página 1/4

VIGILÂNCIA DA INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* e *Trichinella spp.* EM JAVALIS SELVAGENS (*Sus Scrofa*) E AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO SOBRE ZONÓSES DOS CONTROLADORES DE FAUNA EXÓTICA NA REGIÃO SUL DO BRASIL

RESUMO

Os javalis são uma espécie invasora nociva com distribuição mundial. No Brasil, esses mamíferos já foram registrados em diversos estados, e a caça é utilizada para controlar o crescimento populacional no território brasileiro. Desde então, é cada vez mais comum o consumo de carne de javali entre os caçadores, seus familiares e amigos, prática que os coloca em risco de adquirir doenças de origem alimentar, uma vez que os javalis são reconhecidos hospedeiros de diversos patógenos zoonóticos. A vigilância epidemiológica é uma importante fonte de informação para o controle e prevenção de surtos de doenças. Este estudo tem como objetivo avaliar a presença de *Trichinella spp.* e *Toxoplasma gondii*, dois importantes agentes zoonóticos de origem alimentar associados aos javalis. Para isso, foram coletadas amostras de 18 javalis, 03 em Ipiranga, Paraná, e 15 em Santo Antônio das Missões, Rio Grande do Sul, ambos estados da região Sul do Brasil. A infecção por *Toxoplasma gondii* foi avaliada por PCR e a infecção por *Trichinella spp.* foi analisada pela técnica de digestão enzimática artificial e pelo ensaio imunoenzimático indireto (ELISA). Foi aplicado um questionário para avaliar os conhecimentos dos caçadores sobre zoonoses alimentares relacionadas com o javali. *Toxoplasma gondii* foi detectado em 22,2% (4/18, IC = 9,0 - 45,2 %) das amostras, todos os animais positivos foram encontrados em Santo Antônio das Missões. Não foi detectada infecção por *Trichinella spp.* Dos 39 caçadores entrevistados, 94,8% (37/39) nunca ouviram falar de zoonoses e 92,3% (36/39) preferem consumir carne mal passada de javali. *Toxoplasma gondii* circula em populações de javalis na região sul do Brasil, mas não houve evidência de infecção por *Trichinella spp.* Ações de educação em saúde voltadas para caçadores são importantes para reduzir o risco de infecção por zoonoses de origem alimentar.

Palavras-chave: Zoonoses, Doenças Transmissíveis, Vigilância Epidemiológica, Carne, Caçadores.

SURVEILLANCE OF INFECTION BY *Toxoplasma gondii* and *Trichinella* spp. IN WILD JAVALIS (*sus scrofa*) AND EVALUATION OF THE ZOONOSIS KNOWLEDGE OF EXOTIC FAUNA CONTROLLERS IN THE SOUTHERN REGION OF BRAZIL

ABSTRACT

Wild boars are a harmful invasive species with a worldwide distribution. In Brazil, these mammals have already been recorded in several states, and hunting is used to control population growth in Brazilian territory. Since then, it has become increasingly common for hunters, their families and friends to consume wild boar meat, a practice that puts them at risk of acquiring food-borne diseases, since wild boar are recognized hosts of various zoonotic pathogens. Epidemiological surveillance is an important source of information for controlling and preventing disease outbreaks. The aim of this study was to assess the presence of *Trichinella* spp. and *Toxoplasma gondii*, two important food-borne zoonotic agents associated with wild boar. To this end, samples were collected from 18 wild boars, 03 in Ipiranga, Paraná, and 15 in Santo Antônio das Missões, Rio Grande do Sul, both states in the southern region of Brazil. *Toxoplasma gondii* infection was assessed by PCR and *Trichinella* spp. infection was analyzed using the artificial enzyme digestion technique and the indirect enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). A questionnaire was used to assess hunters' knowledge of wild boar-related food-borne zoonoses. *Toxoplasma gondii* was detected in 22.2% (4/18, CI = 9.0 - 45.2%) of the samples, and all the positive animals were found in Santo Antônio das Missões. Of the 39 hunters interviewed, 94.8% (37/39) had never heard of zoonoses and 92.3% (36/39) prefer to eat rare wild boar meat. *Toxoplasma gondii* circulates in wild boar populations in southern Brazil, but there was no evidence of infection by *Trichinella* spp. Health education actions aimed at hunters are important to reduce the risk of infection by food-borne zoonoses.

Keywords: Zoonoses, Communicable Diseases, Epidemiological Surveillance, Meat, Hunters.

1. INTRODUÇÃO

Os javalis (*Sus scrofa* Linnaeus, 1758, Artiodactyla: Suidae) são uma das 100 espécies exóticas invasoras mais nocivas do mundo (Global Invasive Species Database, 2023). Os javalis são nativos da Eurásia, e a dispersão desta espécie para novas áreas começou cedo na história humana, principalmente devido a tentativas de domesticação (Keuling et al., 2017). Esses ungulados foram introduzidos nas Américas e na Austrália pelos colonizadores europeus como fonte de alimento e caça (Markov et al, 2022).

Na América do Sul, os javalis foram introduzidos como animais de caça na Argentina, Uruguai e Chile na década de 1920 (Hegel et al, 2022). No Brasil, o primeiro registo oficial de uma população isolada de javalis remonta à década de 1960, mas a invasão foi reconhecida no final da década de 1980. Apesar disso, javalis foram importados do Canadá e da Europa para criação comercial na década de 1990 (Miranda e Lui, 2003). O insucesso da atividade, aliado às restrições ambientais, resultou na soltura em massa de indivíduos hibridizados com porcos domésticos, com consequente dispersão desses mamíferos em vários estados brasileiros. Atualmente, além da dispersão espontânea, os javalis atingem novas áreas por ação antrópica devido a solturas intencionais para caça (Kmetiuk et al, 2023).

Os javalis são reservatórios de diversas doenças zoonóticas (Fredriksson-Ahomaa, 2019, Machado et al., 2021; Silva et al., 2022; Abrantes e Vieira-Pinto, 2023) e representam risco para a saúde animal (Meng et al., 2009; Miller et al., 2017). Devido a isso e aliado à necessidade de vigilância de patógenos e controle populacional, a autoridade ambiental brasileira permitiu a caça de javalis por caçadores registrados (IBAMA, 2013, MMA, 2017, IBAMA, 2019, IBAMA, 2022). Em consequência, o consumo de carne e produtos cárneos de javalis tornou-se popular entre eles (Machado et al, 2021), aumentando o risco de infecção por zoonoses. *Trichinella spp.* e *Toxoplasma gondii* são duas infecções parasitárias de origem alimentar que afectam humanos, animais selvagens e domésticos e têm forte relação com os javalis (Machado et al, 2021; Silva et al, 2022; Kmetiuk et al, 2023; Abrantes e Vieira-Pinto, 2023).

O presente estudo tem como objetivo avaliar as infecções por

Trichinella spp. e *Toxoplasma gondii* em javalis da região sul do Brasil para contribuir com a vigilância epidemiológica desses patógenos zoonóticos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

Os javalis são animais considerados nativos da Europa Ocidental e Norte da África, e os registros mais antigos consideram que no Brasil sua introdução ocorreu através do estado do Paraná, na década de sessenta (Deberdt e Scherer, 2007). São classificados pela União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) como uma das cem piores espécies exóticas invasoras, devido aos impactos causados de cunho econômico, social e ambiental (IUCN, 2014).

Os primeiros registros da introdução do javali (*Sus scrofa*) na América do Sul datam de 1904 e 1906 os indivíduos foram trazidos da Europa para a província de La Pampa, na Argentina, com o propósito de caça privada. Em 1914, houve a evasão em massa desses animais e como consequências sua difusão e proliferação (Jackson, 1989). Nos anos subsequentes, mais javalis foram importados, e a fuga ou soltura com propósitos cinegéticos, concomitante ao cruzamento com suínos domésticos, levaram ao estabelecimento das primeiras populações asselvajadas da espécie (Deberdt e Scherer, 2007).

De hábito onívoro oportunista e alta plasticidade da dieta, alimentam-se de raízes de plantas, sementes, pequenos anfíbios, répteis, aves e ovos de espécies que nidificam no solo, como o quero-quero (*Vanellus chilensis*) e a ema (*Rhea americana*), adaptando-se a ampla variedade de ecossistemas. Podem modificar o nicho ecológico de uma infinidade de espécies vegetais e animais, por meio da variação de disponibilidade e fluxo de nutrientes e de recursos físicos, e competir em nível desigual com espécies de porcos-do-mato nativos e ameaçados de extinção, como o cateto (*Pecari tajacu*) e o queixada (*Tayassu pecari*) (CROOKS, 2002).

No Brasil, principalmente nas regiões Sul e Sudeste, o javali vem ganhando notoriedade como espécie invasora devido a sua capacidade de se estabelecer e dispersar fora de sua área de distribuição

geográfica, gerando impactos negativos para o ecossistema local (IUCN, 2011). Apesar de relativamente recentes em nosso território, esravam presentes em 472 municípios brasileiros, 253 destes na Região Sudeste e 133 na Região Sul (Figura 1) (PEDROSA et al, 2015).

Figura 1: Mapa baseado no registro de municípios brasileiros com a presença de javalis (*Sus scrofa*), segundo lista presente no plano nacional de preservação,



controle e monitoramento do javali no Brasil (FONTE: IBAMA, 2017).

No ano de 2013, considerando as definições de fauna exótica invasora e fauna sinantrópica nociva dispostas pela Instrução Normativa IBAMA nº 141/2006, foi publicada a Instrução Normativa nº 03/2013 do IBAMA, a fim de decretar a nocividade do javali e se posicionar sobre o seu manejo e controle. A lei autorizou o controle do javali de vida livre sem restrições de número de animais e época do ano. Diversos métodos são considerados para o controle da espécie, como sistemas de captura viva, dispositivos de afastamento e exclusão, o uso de fármacos para eutanásia, sendo frequente a utilização de cães de caça para rastreamento do javali e o uso de armas de fogo para o abate. Lançado oficialmente em novembro de 2017, o Plano Nacional de Prevenção, Controle e Monitoramento do Javali (*Sus scrofa*) no Brasil veio ao encontro do que propõe a Lei nº 5.197 de 1967, que dispôs sobre a proteção à fauna, a Lei nº 6.938 de 1981 para Política

Nacional do Meio Ambiente, o Decreto nº 2.519 de 1998, que dispôs sobre Diversidade Biológica, e o Decreto nº 4.339 de 2002 para Política Nacional da Biodiversidade. Publicada pelos Ministérios do Meio Ambiente (MMA) e da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) no Diário Oficial da União, a Portaria Interministerial nº 232 aprovou os objetivos gerais e específicos do plano, que contempla sete objetivos específicos e 78 ações a serem desenvolvidas de 2017 a 2021 em todo o território nacional.

O Plano Nacional de Prevenção, Controle e Monitoramento do Javali no Brasil confronta diversas visões sobre o tema e busca o cumprimento dos seguintes objetivos: conter a expansão territorial e demográfica do javali no Brasil, a fim de mitigar as possíveis consequências ambientais, sociais e econômicas; desenvolver o conhecimento técnico-científico; conscientizar a sociedade para a presença dos javalis nos ecossistemas naturais, bem como priorizar a conservação da biodiversidade.

A estratégia do Plano Nacional de Prevenção, Controle e Monitoramento do Javali (*Sus scrofa*) contou também com a participação do Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV) para sua elaboração. Durante o Seminário de Nivelamento de Informações e Conhecimentos, a Comissão Nacional de Animais Selvagens (CNAS) do CFMV ressaltou a importância de que o manejo dos javalis seja realizado de maneira humanitária, com a possível realização de abate sanitário e seu uso como fonte de proteína animal.

Os javalis são considerados como animais sentinelas e podem albergar ou amplificar agentes bacterianos, virais e parasitários, tornando-se hospedeiro de agentes etiológicos como a toxoplasmose, zoonose de grande importância na saúde pública, devido ao seu alto impacto sanitário e incidência em animais e humanos (Rech et al, 2014), sendo que as informações sobre a situação epidemiológica dos javalis no Brasil ainda são consideradas escassas. Carne de animais selvagens caçados é potencialmente um fator de risco à saúde humana por não possuir nenhuma garantia sanitária e, não obstante, estar exposta a ambientes precários no momento da evisceração e limpeza da carcaça. Animais ferais podem carrear patógenos, transmitir doenças aos humanos, em especial se consumidos sem inspeção Médico Veterinária, e a rebanhos domésticos, visto que algumas doenças emergentes surgem a partir de interações com animais

selvagens (Thompson et al, 2009). Os javalis podem servir como reservatórios e amplificadores de muitas doenças, dificultando a erradicação em animais de produção ou humanos em locais que eles estejam presentes (Hone et al, 2002). Além disso, Em regiões onde ocorre como invasor o javali já foi relatado como reservatório de doenças importantes que podem afetar a saúde humana, como: brucelose, leptospirose, *Escherichia coli* (BROWNING, 2008), triquinoses (Pavlov et al., 1992; Ranque et al, 2000), vírus japonês de encefalite (BRADSHAW et al, 2007), hepatite E (LI et al., 2005), salmonelose, tuberculose, tularemia, Influenza A, estomatite vesicular e toxoplasmose (USDA-APHIS-WS, 2016).

A triquinose ou triquinelose é uma doença zoonótica de distribuição mundial causada por helmintos do gênero *Trichinella*, que circulam entre suínos domésticos e animais selvagens, podendo infectar o ser humano por meio do consumo de carne crua ou mal cozida albergando larvas de *Trichinella spp.* (Dupouy-Camet e Murrell, 2007). Diversos casos de triquinelose humana relacionados ao consumo de carne de javali já foram relatados na Itália (Pozio et al, 1993), França (Ranque et al., 2000), Espanha e Suíça (Gallardo et al, 2007), e em diversos outros países (Pozio, 2007).

Na América do Sul, há relato de um caso de triquinelose humana associado ao consumo de javali asselvajado no Chile no ano de 2004 (García et al., 2005). A Argentina é considerada uma região endêmica para triquinelose humana, e porcos de criações domésticas são os animais geralmente implicados nos surtos de doença humana. Em 2012, um surto de triquinelose humana na cidade de Junín, Argentina, foi relacionado ao consumo de carnes de javalis, e diversos estudos têm demonstrado animais selvagens infectados com *Trichinella* na Argentina, como carnívoros silvestres e javalis (Pozio et al, 2009; Ribicich et al, 2010; Pasqualetti et al, 2014).

Foi realizado um estudo com caçadores paulistas, no qual se obtiveram os seguintes dados: 84,2% deles consomem carne de javali, apesar do fato de reconhecerem que a carne de caça pode representar um risco para a saúde, 15,8% preferem carne mal passada. Além disso, 26,3% dos caçadores relataram usar carne de caça na produção de produtos como salsichas e salames, representando um risco potencial para a saúde humana e animal. Amostras de 26 javalis, 15

machos e 11 fêmeas, foram testados e deram positivos para a presença de anticorpos IgG para *T. gondii*. Os animais foram caçados em áreas rurais de Barretos (26/1), Monte Azul Paulista (26/11), Morro Agudo (26/10), Cajobi (26/2) e Matão (26/2). Observou-se que 76,9% (20/26) dos animais estudados foram positivos para anticorpos de *T. gondii*, com títulos de 16 (9/20), 64 (7/20), 256 (20/03) e 1024 (20/01). Considerando os animais soropositivos, 10 foram caçados em Monte Azul Paulista, sete em Morro Agudo e um animal em cada uma das cidades restantes (Cajobi, Matão e Barretos). Entre os 20 animais soropositivos, 40% (8/20) eram fêmeas e 75% destes (6/8) estavam grávidas. Observando-se o alto índice de animais positivos para *T. gondii* (Machado et al., 2021).

2.1. *Toxoplasma gondii*.

A toxoplasmose é uma zoonose cosmopolita, causada pelo protozoário *Toxoplasma gondii*. É caracterizada como uma doença parasitária de mamíferos, aves e répteis que afeta principalmente o sistema nervoso central, e ocasionalmente o sistema reprodutor, músculos esqueléticos e órgãos viscerais. A maioria das infecções é inaparente ou latente (Hill et al., 2005). A doença foi comprovada em todas as áreas zoogeográficas em cerca de 200 espécies de mamíferos sendo que muitas espécies de aves também albergam o parasito, além do que quase todas as espécies de animais homeotérmicos são susceptíveis ao protozoário *T. gondii*, ainda que em diferentes graus (Hill et al, 2005). O alimento, a água e o solo contaminados com oocistos de toxoplasma esporulados eliminados nas fezes de gatos jovens constituem meio de transmissão potencialmente importante para hospedeiros intermediários. Os oocistos podem ser transportados por baratas, moscas e minhocas (Lucas et al, 1998).

Toxoplasma gondii assume diferentes formas em diferentes estágios do seu ciclo, inicia-se pela ingestão dos cistos presentes em carne, alimentos ou água (Burkhard et al, 2003). A parede dos cistos é dissolvida por enzimas no estômago e no intestino delgado, e o parasita liberado do cisto penetra nas células da mucosa intestinal. Após cinco dias, inicia-se o processo de reprodução, dando origem ao

ovo ou zigoto, que após segregar a parede cística dá origem ao oocisto. Este é expulso com as fezes de felídeos após nove dias, podendo chegar a 500 milhões de oocistos em cada defecação (Sherding, 2003).

No exterior, os oocistos passam pelo processo de esporulação, tornando-se infectantes para outros animais (Lappin, 2006). A infecção de outros animais, tanto felídeos como outros vertebrados homeotérmicos, se dá pela ingestão de oocistos esporulados ou por tecidos contendo cistos do parasita. Especificamente no caso de mamíferos, a transmissão transplacentária também pode ocorrer (Frenkel et al., 1970; Navarro, 2007).

2.2. *Trichinella* spp.

A infecção do hospedeiro ocorre, sobretudo, por meio da ingestão de carne crua ou sujeita a inadequado processamento térmico, com a forma infectante da triquinela enquistada, nas suas células musculares. No estômago do hospedeiro, por ação do suco gástrico, ocorre a dissolução dos quistos de triquinela, permitindo a saída das larvas que, no intestino delgado, penetram na mucosa intestinal para sofrerem diversas transformações até atingirem a fase adulta quando se diferenciam os machos e as fêmeas (Fernández, 1999; Mitreva e Jasmer, 2006). Após a cópula, o macho morre enquanto a fêmea permanece na mucosa intestinal, produzindo entre 500 e 1000 larvas (Fernández, 1999; Mitreva e Jasmer, 2006). Estas entram na corrente sanguínea, dispersando-se pelo organismo do hospedeiro, tendo como alvos preferenciais os músculos esqueléticos de maior atividade, como por exemplo: o diafragma, os músculos intercostais e abdominais, a língua, os masseteres e os músculos oculares. Nestes músculos, a localização preferencial das larvas é na zona de transição entre o músculo e as suas porções tendinosas (Bartels, 1971; Fernández, 1999).

A ampla distribuição de javalis e a presença de animais soropositivos para *Trichinella* spp. sugerem que um ciclo selvagem pode ocorrer no Brasil, que, com novos padrões de comportamento humano, aumentando as mudanças nos hábitos alimentares e mudando as práticas agrícolas, pode ser um fator determinante no

aumento do risco de exposição em animais domésticos e humanos a este parasita. Mais estudos são necessários para a busca de larvas do parasita para confirmar efetivamente a ocorrência desse nematódeo no Brasil, bem como determinar as espécies circulantes (Silva et al, 2022).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1.1. Local de pesquisa

As coletas foram feitas após os animais serem abatidos por caçadores devidamente registrados no IBAMA, e foram realizadas nos seguintes municípios: Ipiranga (município pertencente ao estado do Paraná) cujo bioma predominante é o cerrado com resquícios de mata Atlântica. Santo Antônio das Missões (município pertencente ao estado do Rio Grande do Sul), com o bioma predominante sendo pampa com partes de cerrado. Nessas cidades citadas a população estimada era de 24.000 habitantes de acordo com o censo do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) realizado em 2010 e população estimada em 2021. Todos os procedimentos que foram realizados nesta pesquisa foram submetidos à Comissão de Ética Animal (CEUA) da FCAV/UNESP, Jaboticabal, SP, Brasil (protocolo nº 3413/21), ao Comitê de Ética em Pesquisa (CEP) da Plataforma Brasil (CAAE nº 60889422.4.0000.9029) e ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (SISBio/ICMBio nº 80862).

3.1.2. Coleta de amostras biológicas

As amostras foram obtidas de 18 javalis caçados em liberdade em Ipiranga, Paraná (n=3) e Santo Antônio das Missões, Rio Grande do Sul (n=15), entre abril e junho de 2022 (Figura 2). Amostras de sangue foram coletadas em tubos simples por punção intracardíaca imediatamente após a confirmação do óbito. Na necropsia, foram determinados o sexo e a faixa etária (faixa etária determinada pela erupção dentária, como jovens, com 6 meses ou menos, adultos, com mais de 6 meses) e amostras de cérebro, diafragma, língua e músculo masseter foram coletadas e armazenadas a 2 - 8 °C por até cinco dias até a análise para *Trichinella spp.* ou a -20 °C até o processamento para *T. gondii*. As amostras de sangue foram centrifugadas (1500 x g durante 10 minutos) e o soro obtido foi armazenado em microtubos de 1,5 mL e conservado a -20 °C até à análise.

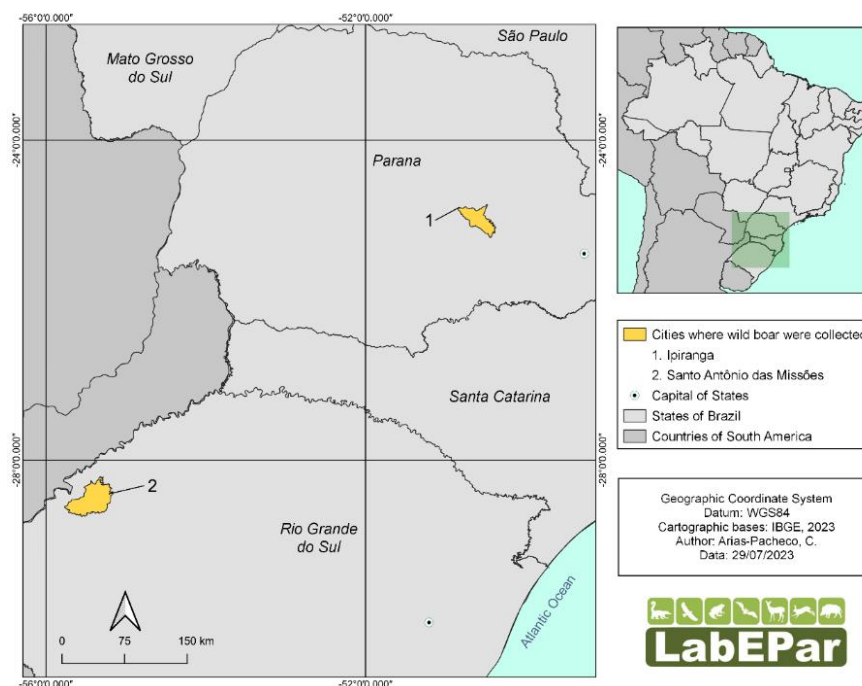


Figura 2. Áreas de estudo nos estados do Paraná e Rio Grande do Sul, sul do Brasil, onde javalis foram caçados.

¹Os javalis no Brasil são hibridizados com porcos domésticos e amadurecem mais cedo, pois capturamos algumas fêmeas grávidas com menos de um ano (Lux Hoppe, obs. pess.).

3.1.3. Sorologia para toxoplasmose

Após coagulação, as amostras de sangue foram centrifugadas a 1.500g/10 minutos e o soro obtido foi armazenado a -20°C em micro tubos devidamente identificados de 1,5mL até a realização do teste de Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), para avaliação de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii*, com um ponto de corte de 1:16 (Camargo, 1974).

3.2. Análise molecular para toxoplasmose

Seguindo a metodologia descrita por Bag et al. (2016), a extração do DNA foi realizada a partir dos fragmentos macerados do cérebro, masseter, coração e diafragma dos javalis. Foi realizada PCR convencional utilizando o gene endógeno de mamífero que codifica GAPDH com o fim de detectar a presença de DNA amplificável

(Birkenheuer; Levy e Breitschwerdt, 2003). Buscando amplificação de um fragmento de 529 bp de gene repetitivo do genoma de *T. gondii*, foram utilizados os oligonucleotídeos iniciadores TOX4 (CGCTGCAGGGAGGAAGACGAAAGTTG) e TOX5 (CGCTGCAGACACAGTGCATCTGGATT) (HOMAN et al., 2000). As amostras positivas foram submetidas a genotipagem por amplificação do gene B1 (174pb) e dos marcadores genéticos SAG1, 5' e 3' SAG2, alt. SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, L358, PK1 e Apico (SU; DUBEY, 2009; DARWICH et al., 2012). PCR multiplex e nested-PCR serviram para amplificar as sequências alvo de DNA utilizando iniciadores externos de todos os marcadores e iniciadores internos para cada marcador, respectivamente. Como controle positivo, foram utilizadas oito cepas de referência (GT1, PTG, CTG, TgCgCa1, MAS, TgCatBr5, TgCatBr64, TgRsCr1 e TOUCAN). Posteriormente, produtos de nested-PCR foram digeridos com enzimas de restrição apropriadas para cada marcador (SU et al., 2010) e foi realizada PCR-RFLP para avaliar o polimorfismo de cada locus e distinguir cada cepa. O controle negativo utilizado foi água Milli-Q. Finalmente, os resultados foram comparados e classificados de acordo com os genótipos presentes no ToxoDB (<http://toxodb.org/toxo/>), a análise filogenética foi realizada usando o software SplitsTree 4.0.

3.2.1 PCR-RFLP

A genotipagem foi realizada a partir das amostras de digestão artificial positivas, usando doze marcadores (SAG1, 5' e 3' SAG2, alt.SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, L358, PK1 e Apico) (Su et al., 2010). Amostras de cepas de referência (GT1, PTG, CTG, TgCgCa1, MAS, TgCatBr5, TgCatBr64, TgRsCr1 e TOUCAN) foram usadas como controle positivo. As sequências alvo de DNA foram primeiramente amplificadas por PCR multiplex, utilizando iniciadores externos de todos os marcadores, seguido por nested-PCR, utilizando iniciadores internos para cada marcador. A reação da PCR-multiplex foi realizada em 25 µL, 10x tampão de PCR, 25mM de MgCl₂, 2,5 mM de cada dNTP, 0,3 µM de cada primer, 1,25 U de platinum Taq-DNA polimerase (Invitrogen, EUA), 2µL de DNA amostral e água Mili-Q estéril. Foi utilizada a programação de 95 °C por 4 minutos para

desnaturação inicial, 30 ciclos de 94 °C por 30 segundos para desnaturação, 55 °C por 1 minuto para anelamento e 72 °C por 2 minutos para extensão e uma extensão final a 72 °C por 5 minutos. A reação da PCR-nested foi realizada como descrito anteriormente, com as características de programação de 95 °C por 4 minutos para desnaturação inicial, 35 ciclos de 94°C por 30 segundos para desnaturação, 60 °C por 1 minuto para anelamento e 72 °C por 1 minuto e 30 segundos para extensão e uma extensão final a 72 °C por 5 minutos. Em seguida, os produtos da PCR-nested foram clivados por meio de enzimas de restrição, com condições de temperatura específicos para cada marcador, (Su et al., 2006). Para cada reação, 3µL do produto da PCR nested foram adicionados com 17 µL de reação de digestão, contendo tampão 10xNEB, 0,1 mg/mL de BSA e uma unidade de cada enzima. Todos os produtos foram visualizados sob luz UV depois de realizada eletroforese em gel de agarose 2,5 ou 3%, dependendo do marcador, corado com Sybr® Safe DNA Gel Stain (Invitrogen, EUA). Os resultados obtidos foram comparados e classificados de acordo com os genótipos presentes no ToxoDB (<http://toxodb.org/toxo/>).

3.2.2 Reação de Imunofluorescência Indireta

Para obtenção do soro, as amostras de sangue foram centrifugadas (1.500 g/10 minutos) após coagulação, e o soro resultante foi armazenado em microtubos de 1,5 mL e identificados. Todas as amostras foram estocadas a -20°C até a realização da técnica sorológica. Os soros foram testados para anticorpos IgG anti-Toxoplasma gondii pelo teste de Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), com ponto de corte de 16 (Camargo, 1974). Numa microplaca de fundo chato, as amostras de soro dos javalis foram diluídas a 1:16, 1:64, 1:256, 1:1024, 1:4096 e submetidas à RIFI, para a detecção de anticorpos IgG, de acordo com a técnica padronizada e descrita por Camargo (1974), utilizando-se conjugado anti-IgG de suíno. Para todas as reações, foram inclusas amostras tidas como padrão de soro, positivas e negativas previamente conhecidas. A leitura foi feita por meio de microscópio de imunofluorescência “Zeiss SH250”, considerando as amostras positivas quando as diluições dos soros

fossem iguais ou maiores a 16, caracterizada por fluorescência periférica total dos taquizoítos sensibilizados na lâmina como o antígeno. A presença de fluorescência apenas nas extremidades do parasita ou a ausência total da mesma foi considerada como reação negativa.

3.2.3 Técnica de digestão artificial para triquinelose.

As amostras de tecidos de masseter e diafragma foram submetidas à Técnica de Digestão artificial baseando-se no método de agitador magnético de acordo com a regulamentação europeia EC 2075/2005, que é usado para controle individual de carcaça de animais susceptíveis à *Trichinella* destinados ao consumo humano e para a vigilância de infecções por *Trichinella* em animais selvagens. Para analisar *Trichinella* em animais selvagens, um ajuste no tempo de digestão, de 30 para 40 a 60 minutos, é necessário para melhorar a eficiência, já que a carne é mais difícil de digerir (Claes et al, 2013). As análises serão realizadas com 20 g de cada amostra, de javalis e carnívoros, individualmente, de acordo com o protocolo descrito abaixo. As amostras contendo cerca de 20 gramas foram digeridas usando 400 mL de líquido digestivo artificial (20 mL para cada grama de carne) consistindo em 1% de pepsina (1: 10.000 US National Formulary) e 1% de ácido clorídrico (HCl). A digestão é agitada por 60 min ou mais a 44-46 ° C em um bquer de vidro de 600 mL usando uma placa de agitador magnético aquecida. Após a digestão o fluido é peneirado em um tamis de malha 180 µm no funil de separação e deixado em repouso por 30 minutos. Após esse período, 40 mL de amostra do sedimento é rapidamente liberado do funil (usando a torneira do funil) para uma proveta de 50 mL e é novamente sedimentado por mais 10 minutos. Na sequência, 30 mL de sobrenadante são removidos da proveta de 50 mL e os 10 mL de sedimento são vertidos para uma placa de Petri. Por fim a proveta de 50 mL é enxaguada com 10 mL de água e o líquido adicionado à placa de petri. A amostra é analisada em estereomicroscópio em aumento de 15 a 40x. As larvas de *trichinella* encontradas serão armazenadas em álcool 70% e posteriormente serem submetidas à análise molecular.

3.2.4 Diagnóstico sorológico de *Trichinella* spp

As análises sorológicas foram realizadas em parceria a EMBRAPA Suínos e Aves em Concórdia, SC, utilizando Kit comercial IDScreen®IDVet Elisa indireto para várias espécies (porcos e javalis) para detecção de anticorpos IgG anti-*Trichinella* (*T. spiralis*, *pseudospiralis*, *britovi* e *nativa*). O Kit utiliza antígeno revestido *Trichinella* E / S e conjugado anti-multi-espécies-HRP (10X concentrado).

3.2.5 Georreferenciamento

O georreferenciamento das mostras positivas para *Toxoplasma gondii* e *Trichinella* spp. foi realizado utilizando como base planilhas contendo os municípios onde os animais foram capturados. O mapeamento foi utilizando o programa Q.GIS 3.28.3.

3.2.6 AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO DOS CAÇADORES SOBRE ZONOSSES DE VEICULAÇÃO ALIMENTAR RELACIONADAS A JAVALIS

Foram aplicados questionários (Anexo 1) aos caçadores com perguntas que abordam informações sobre a definição e conhecimento de zoonoses, conhecimento, formas de transmissão, prevenção e controle. O entrevistado respondeu questões contendo: escolaridade, condições de habitação e ocupação dos membros da família para realização da classificação socioeconômica. Esses dados foram avaliados por epidemiologia descritiva. Q.GIS 3.28.3

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo Geral

Avaliar a possível infecção por *Toxoplasma gondii* e *Trichinella* spp. em javalis selvagens na região Sul do Brasil, relacionando dados epidemiológicos com características dos hospedeiros e do ambiente, e avaliar o conhecimento dos caçadores sobre essas zoonoses.

4.2. Objetivos Específicos

- I. - Caracterizar genotipicamente os isolados de *T. gondii* dos javalis, pela utilização da técnica PCR-RFLP.
- II. - Avaliar diagnóstico sorológico de toxoplasmose em javalis pelo método de RIFI.
- III. - Avaliar diagnóstico de *Trichinella* spp. por ELISA e digestão enzimática artificial.
- IV. - Avaliar o conhecimento dos caçadores sobre toxoplasmose e trichinelose.
- V - Avaliar dados usando teste exato de Fisher.

5. RESULTADOS

5.1.1 *Trichinella* spp.

Todos os indivíduos foram negativos para a infecção por *Trichinella* spp., tanto no método de digestão enzimática como no ELISA.

Tabela 1. Resumo dos resultados dos testes para infecção por *Trichinella* spp. em javalis de Ipiranga - Paraná e Santo Antônio das Missões - Rio Grande do Sul, Sul do Brasil – 2023.

ID*	Localização	Sexo	Idade	ELISA	Digestão Enzimática	Infecção <i>Trichinella</i> spp.
74	PR	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
75	PR	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
76	PR	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
80	RS	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
81	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
82	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Pos
83	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
84	RS	F	Adulto	Neg	Neg	Neg
85	RS	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
86	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
87	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
88	RS	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
89	RS	M	Adulto	Neg	Neg	Neg
90	RS	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
91	RS	M	Jovem	Neg	Neg	Neg
92	RS	F	Jovem	Neg	Neg	Neg
93	RS	F	Adulto	Neg	Neg	Neg
94	RS	F	Jovem	Neg	Neg	Neg

ID Identificação animal; **ELISA** Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay; **Digestão Enzimática**; **PR** Ipiranga - Paraná; **RS** Santo Antônio das Missões - Rio Grande do Sul; **M** Masculino; **F** Feminino; **Neg** Negativo; **Pos** Positivo.

5.1.2 Análise de RIFI para *Toxoplasma gondii*.

Foram testadas amostras de soro de 2 de 3 animais de Ipiranga, Paraná, e de 11 de 15 javalis de Santo Antônio das Missões, Rio Grande do Sul. Nenhum dos animais de Ipiranga testou positivo no RIFI, mas 27,3% (3/11, IC = 9,75 - 56,56%) dos javalis de Santo Antônio das Missões tiveram resultados positivos. Dois dos animais positivos eram machos adultos, com idade entre 01 e 02 anos, e o outro era um leitão macho de 6 meses de idade.

5.1.3 Análise molecular para *toxoplasma gondii*.

O DNA de *T. gondii* foi detectado em 22,2% (4/18, IC = 9,0 - 45,2%) dos 18 javalis analisados. Os machos e as fêmeas apresentaram uma prevalência de 21,4% (3/14, IC = 7,8 - 47,6%) e 25% (1/4, IC = 4,6 - 69,9%), respectivamente. Três dos oito leitões apresentaram resultados positivos (13,7%, 3/8, IC = 13,7 - 69,4%), e um dos cinco jovens também foi positivo (20%, 1/5, IC = 3,6 - 62,4%). Todos os 05 javalis adultos com idade entre dois e sete anos apresentaram resultado negativo. Todos os animais positivos foram encontrados em Santo Antônio das Missões 26,7% (4/15, IC = 10,9 - 51,9%). O resumo dos resultados dos testes sorológicos e moleculares e a avaliação estatística estão detalhados nas Tabelas 2, 3 e 4.

Tabela 2. Teste exato de Fisher para a idade, sexo e localização do hospedeiro em relação à infecção por *T. gondii*.

Variável	Infecção <i>T. gondii</i>	Teste exato de Fisher	Valor P
<i>Idade</i>			
Jovem	25% (2/8, CI 7.15 – 59.07%)		1.000
Adulto	30% (3/10, CI 10.78 – 60.32%)		
<i>Sexo</i>			
Macho	28.57% (4/14, CI 11.72 – 54.65%)		1.000
Fêmea	25% (1/4, CI = 4.56 – 69.94%)		
<i>Localização Geográfica</i>			
Ipiranga	0% (0/3, CI = 0 – 56.1 %)		0.522
Santo Antonio das Missões	33.33% (5/15, CI = 15.18 – 58.29%)		
Frequência Total	27.78% (5/18, CI 12.5 – 50.87%)		

Tabela 3. Resumo dos resultados dos testes para infecção por *T. gondii* em javalis de Ipiranga - Paraná e Santo Antônio das Missões - Rio Grande do Sul, Sul do Brasil – 2023.

ID*	Localização	Sexo	Idade	RIFI	PCR resultado	infecção <i>T. gondii</i>
82	RS	M	Adulto	1:128	Neg	Pos
88	RS	M	Jovem	N/A	Pos	Pos
89	RS	M	Adulto	1:256	Pos	Pos
91	RS	M	Jovem	1:1024	Pos	Pos
92	RS	F	Jovem	N/A	Pos	Pos

ID Identificação animal; **RIFI** Reação de Imunofluorescência Indireta; **PCR** Reação em Cadeia da Polimerase convencional; **PR** Ipiranga, Paraná; **RS** Santo Antônio das Missões, Rio Grande do Sul; **M** Masculino; **F** Feminino; **N/A** Amostra de soro insuficiente ou ausente; **Neg** Negativo; **Pos** Positivo.

Tabela 4. Caracterização genotípica de *Toxoplasma gondii* obtidos de javalis (*Sus scrofa*) em Ipiranga - Paraná e Santo Antônio das Missões - Rio Grande do Sul, Sul do Brasil – 2023.

ID*	SAG 1	5-3SAG2	SAG2	SAG3	BTUB	GRA6	c22-8	c29-2	L358	PK1	Apico
88	u-I	I	ND	III		ND	II	ND	ND	I	ND
89	ND	ND	ND	ND		ND	ND	ND	ND	ND	ND
91	ND	ND	ND	ND		ND	ND	ND	ND	ND	I
94	ND	ND	ND	ND		ND	ND	ND	ND	ND	ND

ID*: identificação animal; **SAG1, 5-3SAG2, SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, L358, PK1, Apico:** marcadores, **ND:** Não Amplificável; **I, II, III:** genótipos.

6. RESULTADO DOS QUESTIONÁRIOS

Dos caladores entrevistados em Ipiranga-PR 93,3% (28/30) dos caçadores entrevistados em Ipiranga-PR não completaram o ensino médio, 83,3% (25/30) acham que os animais não transmitem doenças para o homem, 93,3% (28/30) nunca ouviram falar de zoonoses, 100% (30/30) não conheciam *Trichinella*, 96,7% (29/30) não conheciam *Toxoplasma gondii*, 96,7% (29/30) comem carne de javali, 96,7% (29/30) preferem que a carne de caça seja mal passada, 96,7% (29/30) acreditam que a carne de javali não representa um risco para a saúde, 93,3% (28/30) alimentam os seus cães de caça com vísceras de javali após a caçada (Figura 3).

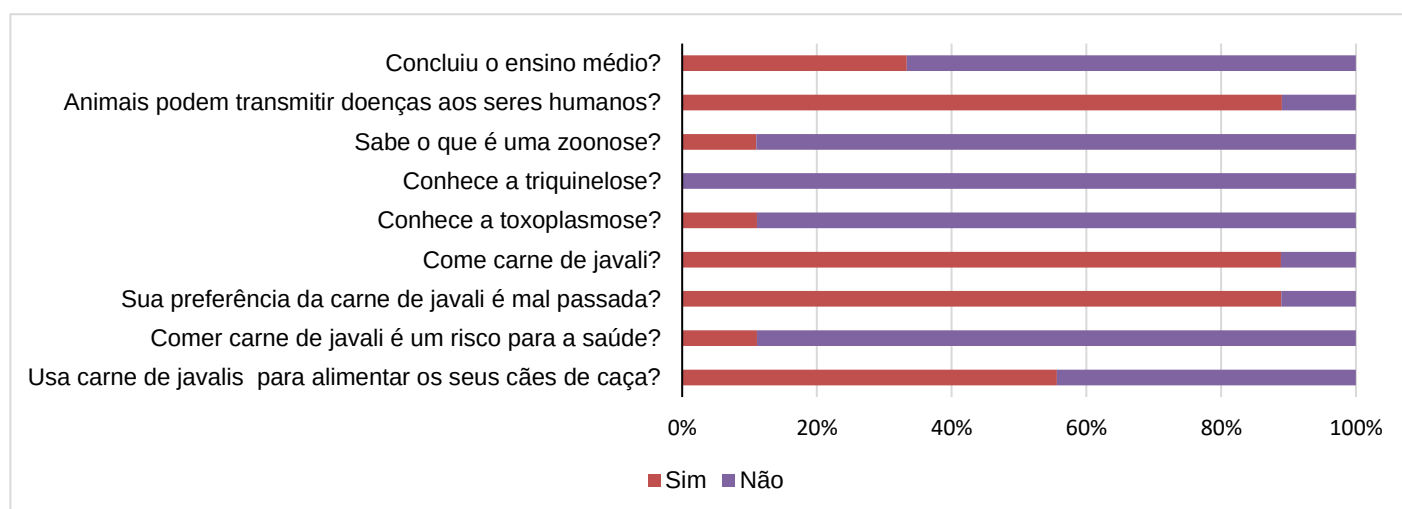


Gráfico 1. Avaliação dos conhecimentos dos caçadores de Ipiranga-PR sobre zoonoses alimentares relacionadas com o javali

Dos caçadores entrevistados em Santo Antônio das Missões-RS 66,7% (6/9) dos caçadores entrevistados em Santo Antônio das Missões-RS não completaram o ensino médio, 11,1% (1/9) acham que os animais não transmitem doenças para o homem, 88,9% (8/9) nunca ouviram falar de zoonoses, 100% (9/9) não conheciam *Trichinella*, 88,9% (8/9) não conheciam *Toxoplasma gondii*, 88,9% (8/9) comem carne de javali, 77,8% (7/9) preferem que a carne de caça seja mal passada, 88,9% (8/9) acreditam que a carne de javali não representa um risco para a saúde, 55,6% (5/9) alimentam os seus cães de caça com vísceras de javali após a caçada (Figura 4).

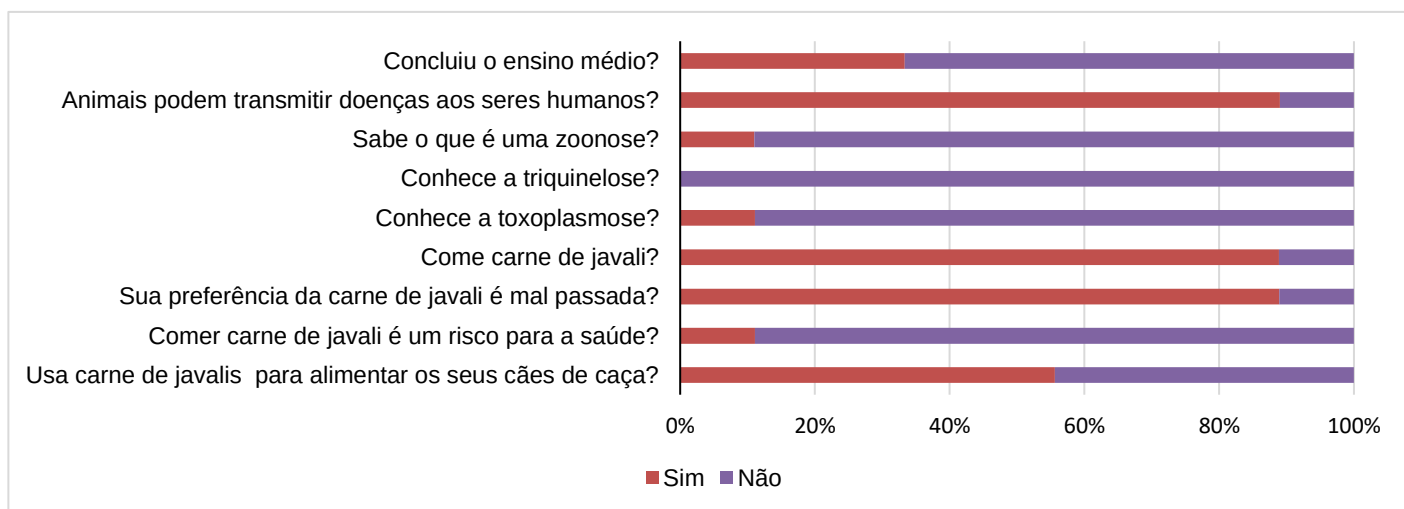


Gráfico 2. Avaliação dos conhecimentos dos caçadores de Santo Antônio das Missões-RS sobre zoonoses alimentares relacionadas com o javali.

7. DISCUSSÃO

A vigilância de *Trichinella spp.* é importante para prevenir surtos e diminuir o impacto económico negativo da doença (Barlow et al., 2021). Entre todos os mamíferos, aves e répteis que podem ser hospedeiros deste parasita, a carne de porco e os seus produtos são as principais fontes de infeção em países como a China (Bai et al, 2017). Pelo contrário, a infeção por *Trichinella* foi eliminada em sistemas modernos de produção de suínos em muitos outros países (Gamble, 2014) e o Brasil é considerado livre de infeção em suínos avaliados pelo serviço veterinário oficial (Ribicich et al, 2020). No entanto, a carne de javali, cavalo e urso continuam a ser fontes importantes de triquinas em todo o mundo (Rostami et al, 2017). O teste padrão de ouro utilizado para a vigilância é a técnica de digestão enzimática artificial, também designada por método do agitador magnético (Mayer-Scholl et al, 2017). Esta técnica pode detectar larvas de *Trichinella spp.* em amostras de músculo, pode detectar ≥ 1 a ≥ 3 larvas por grama (LPG), mas apenas 17 dias após a infeção (Gamble, 2014, Barlow et al, 2021), as infeções recentes podem passar despercebidas. É possível que os resultados negativos estejam relacionados com infeções recentemente adquiridas ou com uma distribuição desigual no músculo com uma contagem de larvas muito baixa. No entanto, até à data, não há evidência da presença de *Trichinella spp.* em populações selvagens no Brasil utilizando este método. Um estudo realizado em São Paulo, sudeste do Brasil, que analisou 37 javalis (*Sus scrofa*), 05 pumas (*Puma concolor*), 03 jaguatiricas (*Leopardus pardalis*), 02 lobos-guará (*Chrysocyon brachyurus*), 04 raposas caranguejeiras (*Cerdocyon thous*) e 01 gato-do-mato-pequeno (*Leopardus guttulus*) também teve resultados negativos (Silva et al., 2022). Da mesma forma, em outro estudo em animais silvestres mortos em rodovias, 29 gambás-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*), 11 quatis-de-cauda-anelada (*Nasua-nasua*), 10 raposas-carijó (*Cerdocyon thous*), 07 tatus-galinha (*Dasypus novemcinctus*), 06 gatos-do-mato (*Leopardus guttulus*), 06 porcos-

espinhos (*Sphiggurus spinosus*) e 02 onças-pardas (*Puma concolor*), no Paraná, sul do Brasil, apresentaram os mesmos resultados, nenhum animal foi considerado positivo (Jurkevicz et al, 2022).

Outro método utilizado neste estudo foi o ELISA. Os testes serológicos requer a presença de anticorpos em níveis adequados para serem detectados, os anticorpos contra as triquinelas aparecem entre 2 e 7 semanas, dependendo da dose infecciosa, e persistem durante muitos meses (Barlow et al., 2021, Gómez-Morales et al., 2022), as infecções adquiridas recentemente podem passar despercebidas utilizando estes métodos. Esta poderia ser a razão dos resultados negativos se os javalis amostrados estivessem em fases iniciais da infecção. Além disso, o ELISA pode não detectar infecções com baixa contagem de larvas (< 1 LPG) e pode ter reações cruzadas não específicas, já alguns autores recomendam complementar o ELISA com a técnica de digestão artificial para evitar resultados falso-negativos, western-blot para evitar resultados falso-positivos ou outros testes serológicos (Cuttel et al, 2014, Bruschi et al, 2019, Liu et al, 2021, Gómez-Morales et al, (2022), Supcharoengoon et al, (2022). Há evidências de um ciclo silvestre ocorrendo no Brasil, Silva et al (2022) encontraram uma prevalência de 6,1% (7/115) em javalis de São Paulo usando este método sorológico. Foi realizado o teste ouro para a detecção de *trichinella spp.*, com o método de digestão artificial e ELISA para a confirmação da infecção por *trichinella spp.*, não houve indícios da infecção nos animais avaliados nestas regiões. Quando o sangue não é coletado adequadamente o método ELISA pode sofrer alterações acontecendo reações cruzadas dando um falso-positivo. O Brasil pode estar livre da circulação de *trichinella ssp.* no ciclo silvestre tanto no estado do Rio Grande do Sul, Paraná e São Paulo.

A alta variabilidade genética de *T. gondii* observada na América do Sul vem sendo comprovada através de modernas técnicas de biologia molecular. Existem diferentes métodos para realizar a genotipagem de isolados de *T. gondii* com vantagens e desvantagens. Os primeiros estudos de tipagem foram baseados na eletroforese de isoenzimas. A análise de 35 isolados de *T. gondii* por isoenzimas permitiu a identificação de cinco zimodemas (Dardé et al, 1992). Um

grande desafio da técnica de RFLP multilocus é que, muitas vezes, as amostras são limitadas, tanto em volume quanto em quantidade de DNA, particularmente a partir de amostras de casos clínicos. Para atenuar este problema, foi desenvolvido o “Multiplex multilocus nested PCR-RFLP” (Mn-PCR-RFLP), método que emprega 11 marcadores genéticos, incluindo SAG1, SAG2, SAG2-alt, SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, L358, PK1 e Apico (Su et al, 2010). Nesta técnica, os marcadores são pré-amplificados por PCR multiplex utilizando iniciadores externos numa única reação, e os produtos são utilizados como molde para amplificar cada marcador individualmente por nested-PCR (Su et al, 2010). O método mais utilizado para obter DNA de *T. gondii* para realizar a genotipagem é o bioensaio em camundongos. Para isso, tecidos suspeitos da presença do parasito são inoculados em camundongos, os quais são posteriormente monitorados para o acompanhamento do desenvolvimento da doença e soroconversão (Dubey, 2010, Robert-Gangneux e Dardé, 2012). Após a obtenção dos camundongos infectados a partir do tecido inoculado, é possível isolar o parasito (Dubey 2010, Dubey et al, 2010). A técnica do bioensaio para o isolamento de *T. gondii* fornece bons resultados, mas é bastante laboriosa e demorada, além de não ser bem adaptada a um grande número de amostras. Assim, métodos baseados em PCR foram desenvolvidos para detectar o DNA do parasito diretamente da amostra biológica de interesse. Estes métodos podem ser menos sensíveis do que os bioensaios, devido à distribuição não uniforme dos cistos nos tecidos e ao pequeno tamanho da amostra de tecido utilizado (geralmente de 50 mg de amostra, em comparação com 50 a 500 g em bioensaios) (Robert-Gangneux e Dardé, 2012). Amostras isoladas em camundongos têm resultados mais fidedignos, os resultados das amostras analisadas podem não ter sido amplificadas pois se trata de amostras primárias dando resultados inconclusivos, e pode não ter havido uma distribuição homogênea dos cistos nos tecidos digeridos para a análise. Poucos trabalhos de genotipagem por PCR a partir de tecidos de animais naturalmente infectados são encontrados na literatura. Cañón-Franco et al (2013) analisaram vários tecidos de 31 felídeos silvestres do Rio

Grande do Sul positivos por PCR e obtiveram o genótipo parcial de oito amostras e genotipagem total de três amostras. Mondragon et al (1998) Analisou 43 amostras isoladas de suínos abatidos em Iowa (EUA), através da RFLP, nos loci SAG1 e SAG2. Amostras do tipo II foram mais prevalentes, constituindo 83,7% das amostras e o genótipo III foi encontrado em 16,3% dos isolados. A alta prevalência da linhagem tipo II nas amostras de suínos foi concordante com a alta prevalência encontrada em isolados de humanos com toxoplasmose (81% do tipo II) por Howe et al (1997).

Como os suínos são considerados fonte primária de infecção por *T. gondii* para os humanos nos EUA, os autores sugeriram que a associação entre o genótipo II e a infecção humana era, em parte, devido à elevada prevalência destas amostras em suínos. Na França, Richomme et al (2009) estudaram 21 isolados de lavalis selvagens (*Sus scrofa*) de duas regiões do país. A genotipagem dos isolados foi realizada utilizando três marcadores genéticos de RFLP (SAG 1, SAG2 e GRA7) e seis marcadores de microssatélite (TUB2, TgM-A, W35, B17, B18 e M33) e os resultados revelaram que todos os 21 isolados pertenciam à linhagem arquétipo tipo II. No mesmo país, isolados de nove raposas-vermelhas (*Vulpes vulpes*), 12 corças (*Capreolus capreolus*), um cervo-nobre (*Cervus elaphus*), um muflão (*Ovis gmelini musimon*) e um pato-real (*Anas platyrhynchos*) submetidos a análises moleculares utilizando os mesmos marcadores genéticos de RFLP e de microssatélite pertenciam também ao genótipo tipo II. A genotipagem realizada neste trabalho não tem uma conclusão efetiva pois não houve amplificação de todos os marcadores. Todos os genótipos encontrados desde então são depositados em um banco de dados digital denominado ToxoDB (www.toxodb.com) e que se encontram disponíveis publicamente dados do genoma, além das proteínas conhecidas (Kissinger et al, 2003). Atualmente, constam neste banco de dados 171 genótipos diferentes de *T. gondii*.

A infecção por *Toxoplasma gondii* em javalis tem sido amplamente estudada em todo o mundo, especialmente na Europa (Crotta et al., 2022, Kornacka-Stackonis, 2022, Abrantes e Vieira-Pinto, 2023, Dakroub et al, 2023, Villa et al, 2023), incluindo alguns estudos

que indicam que o consumo de carne de caça mal cozida pode ser um fator de risco de infecção (Sgroi et al, 2020, Dubey, 2021). No Brasil, o *T. gondii*. circula entre populações de animais selvagens e domésticos (Machado et al, 2022, Witter et al, 2022, Costa et al, 2023, Formiga et al, 2023, Silva et al, 2023) e em humanos (Strang et al, 2020, Ramos et al, 2021, Panazzolo et al, 2023). Em javalis, há poucos estudos sobre a infecção por *T. gondii* no sul do Brasil. Essa região compreende três estados: Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. No Paraná não encontramos javalis positivos (0/3) e não há trabalhos anteriores com esta espécie nesta região. No entanto, é importante continuar os esforços na vigilância da doença, uma vez que este estado teve um dos maiores surtos epidêmicos de toxoplasmose humana no país (Moura et al, 2006) e as pessoas em quilombos, comunidades rurais de ex-escravos negros e seus descendentes, são 44,7% (93/208) soropositivas para *T. gondii* (Panazzolo et al, 2023). Além disso, na pecuária, a maioria das infecções por *T. gondii* é subclínica e os abortos são a principal manifestação clínica que pode levar a perdas econômicas (Olsen et al, 2019). A disfunção reprodutiva e o aborto associados à infecção por *T. gondii* foram relatados em animais neste estado. Há prevalências de 27,08% (65/240) em ovelhas (Bertuzzi et al, 2022), 14,1% (15/106) em vacas (Fonseca et al, 2023) e 30,7% (193/629) em cabras (Romanelli et al., 2020). Esta diferença entre a prevalência de *T. gondii*. nos javalis e no gado pode dever-se à presença de gatos nas explorações, que ajudam a completar o ciclo biológico do agente patogénico (Coelho et al, 2011). No entanto, os javalis ainda são importantes porque podem atuar como reservatórios e disseminadores de *T. gondii*. como hospedeiros intermediários. Apesar de não termos nenhuma amostra de Santa Catarina, estudos anteriores encontraram uma prevalência de 11% (8/73) por PCR e 17,8% (13/73) por hemaglutinação indireta (Brandão et al, 2019). Todos os javalis positivos para *T. gondii* foram encontrados no Rio Grande do Sul, 33,33% (5/15). Os resultados são ligeiramente superiores aos estudos anteriores em javalis desse estado, foram encontradas frequências de 14,28% (5/34) (Santos et al, 2016) e 10,7% (3/28) (Brandão et al., 2019). Isso pode estar relacionado a um

maior nível de contaminação ambiental ao longo dos anos, ou a um aumento de outras populações de animais silvestres, como roedores e aves, participando da circulação do parasita (Kornacka-Stackonis, 2022). Além disso, a maioria das produções animais só suspeita da infecção por *Toxoplasma gondii*, após observar inúmeros abortos tardios, natimortos ou diminuição do ganho econômico (Hanker et al, 2022), até então pode ocorrer a contaminação das pastagens. No Rio Grande do Sul, houve um importante surto em suínos comerciais com uma taxa de mortalidade de 3,8% (Piva et al, 2022). Também foram registradas prevalências de 86,67% (39/45) (Henker et al, 2022) e 41,3% (124/300) (Ferreira et al, 2016) em rebanhos de ovinos, 33,05% (595/1800) em carneiros reprodutores (Romanelli et al, 2020) e 49,2% (294/597) em galinhas criadas ao ar livre (Camillo et al, 2018).

Os felídeos selvagens e domésticos, roedores e canídeos com acesso a depósitos de alimentos ou pastagens são um fator de risco nestas produções (Coelho et al, 2011, Ferreira et al, 2016, Camillo et al., 2018). Uma variação na prevalência em cães de 16% (185/1159) a 43% (466/1086) foi registrada antes e depois de um surto de toxoplasmose humana na cidade de Santa Maria, Rio Grande do Sul, pode estar relacionado com algumas fontes de infecção, como a água, sejam compartilhadas entre humanos e animais (Minuzzi et al, 2020, Mortari et al, 2023). Para humanos, o consumo habitual de carne mal cozida é um fator associado à infecção por *T. gondii*, uma prevalência de 53,2% (183/344) foi registrada no Rio Grande do Sul (Araújo et al, 2018, Kmetiuk et al, 2023). Além disso, o consumo de embutidos de carne de javali também é um fator de risco para a infecção, assim como ocorre com os embutidos de carne suína (Costa et al, 2018, Paraboni et al, 2020, Espindola et al, 2022). Um estudo transversal realizado com 599 idosos atendidos pela estratégia da Saúde da Família (ESF) da cidade de Porto Alegre, entre março de 2011 e dezembro de 2012, revelou que 88% deles tiveram maior probabilidade de se infectar com cistos ou oocistos do parasito *T. gondii* ao longo da vida (IgG anti-*T.gondii*) e de 0,8% para IgM. Quanto maior a idade, menor a escolaridade e menores rendas, maior a prevalência (ENGROFF et al, 2014).

O nível de escolaridade da maioria dos caçadores entrevistados no sul do Brasil foi o ensino médio incompleto (87,7%, 34/39), nível de escolaridade inferior ao descrito na região sudeste, onde 52,6% (10/19) possuíam ensino superior completo, 47,3% (9/19) conheciam as zoonoses, 84,2% (16/19) conheciam a toxoplasmose (Machado et al., 2021), mostrando uma diferença significativa que o conhecimento sobre zoonoses dos caçadores pode estar relacionado a sua escolaridade. Dos 39 caçadores entrevistados, 94,5 % (37/39) nunca ouviram falar de zoonoses, 100% (39/39) não conheciam *Trichinella*, 94,5% (37/39) não conheciam *Toxoplasma gondii*, e como 87,7 % (34/39) consomem carne de caça e preferem mal passada. Por isso, é necessário dar-lhes informações relevantes sobre a carne de caça, seus riscos e a melhor forma de consumo para diminuir a possibilidade de infecção por patógenos alimentares. Essa conscientização pode ser feita através de palestras educativas em clubes de caça levando o conhecimento até os controladores de fauna. Uma forma para que isso aconteça é levando o conhecimento das faculdades em forma de projetos de extensão até os caçadores. Estudos sobre modelagem ecológica, incluindo modelagem de nicho climático de espécies parasitas, são relativamente escassos em comparação com espécies de vida livre. Nichos climáticos de parasitos heteroxenos com ciclos de vida complexos, como é o caso de *Toxoplasma gondii*, são ainda mais difíceis de serem estudados. O ciclo de vida de *T. gondii*. possui algumas características que apresentam muitas dificuldades metodológicas, como a presença de muitas formas de vida, oocistos no ambiente, formas intra-tecduais e formas sanguíneas nos hospedeiros.

Além de várias espécies que podem atuar como hospedeiros potenciais, ocupando uma ampla gama de habitats (Dubey, 2009). Apesar dos dois locais de amostragem estarem em biomas diferentes, Mata Atlântica e Pampa, não houve diferenças estatísticas na prevalência relacionada à localização geográfica, mas as áreas alagadiças dos pampas pode influenciar nos resultados, os resultados confirmam a circulação de *T. gondii*. em javalis da região sul do Brasil

e destacam a importância dos javalis para a transmissão do patógeno. A caça e os caçadores são importantes para o ambiente e para a sociedade, pois regulam as populações de espécies problemáticas como o javali (Quirós-Fernández et al, 2017).

O consumo de carne de caça é geralmente comum entre caçadores e suas famílias em países com caça tradicional (Guardone et al, 2022). Essa prática tende a ser crescente no Brasil, o que pode ser preocupante devido à falta de informação sobre os riscos que essa carne pode trazer. Além disso, a Instrução Normativa nº 3 do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA, 2013) e posteriores resoluções legais em cada estado apenas proíbem a comercialização ou doação da carne de caça, mas o consumo de carne de caça é geralmente comum entre caçadores e suas famílias em países com caça tradicional (Guardone et al, 2022). Essa prática tende a ser crescente no Brasil, o que pode ser preocupante devido à falta de informação sobre os riscos que essa carne pode trazer. Rosa et al (2018) concluíram que existem dois perfis de controladores de javali/porco selvagem no Brasil: o produtor que protege seu rebanho e lavouras, e o caçador recreativo que vê uma oportunidade de caça legal. Por experiência própria, sabemos que existem caçadores que são contratados por proprietários de fazendas para realizar o controle populacional de javalis em suas terras. Os caçadores que participaram neste estudo são caçadores recreativos e normalmente prestam serviços de controle populacional de javalis em troca apenas de experiência de caça. 87,7 % (34/39) dos caçadores alimentam os seus cães de caça com vísceras de javali após a caça, prática que perpetua o ciclo da doença através do carnivorismo. É importante implementar melhores atividades educativas tendo em conta o perfil dos caçadores. A atividade das faculdades em forma de projetos de extensão é de suma importância para passar o conhecimento aos caçadores e dar orientações sobre zoonoses de origem alimentar, consumo de carne de javali e manuseio seguro de alimentos.

8. CONCLUSÃO

Não foi encontrado evidências de infecção por *Trichinella spp.* em javalis desta pesquisa tanto no Paraná quanto no Rio Grande do Sul, os animais podem ser considerados livres do patógeno nas regiões pesquisadas. Foi confirmado a circulação de *Toxoplasma gondii* entre javalis na região sul do Brasil. É necessário uma melhor ação educativa em nível federal para os controladores de fauna terem uma noção maior do risco que o consumo de carne de caça pode trazer a eles, observa-se que o conhecimento dos controladores de fauna sobre zoonoses pode estar relacionado com a escolaridade dos entrevistados, já que quanto menor a escolaridade menos conhecimento sobre zoonoses os entrevistados possuem.

9. REFERÊNCIAS

(Asian Genotype) and B. Canis DNA in Canine Blood Samples. **Journal of Clinical.**

Abrantes, A.C., Vieira-Pinto, M., 2023. 15 years overview of European zoonotic surveys in wild boar and red deer: **A systematic review. One Health**, 16: 100519. <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2023.100519>

Altschul, S. F.; Gish, W.; Miller, W.; Myers, E. W.; Lipman, D. Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, **La Jolla**, v. 215, p. 403 410, 1990.

Araújo, A.C., Villela, M.M., Sena-Lopes, A., Farias, N.A.R., Faria, L.M.J., Avila, L.F.C., Berne, M.E.A., Borsuk, S., 2018. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Toxocara canis* in a human rural population of Southern Rio Grande do Sul. **Journal of the São Paulo Institute of Tropical Medicine**, 60: e28. <https://doi.org/10.1590/S1678-9946201860028>

Bag, S., Saha, B., Mehta, O., Anbumani, D., Kumar, N., Dayal, M., Pant, A., Kumar, P., Saxena, S., Allin, K.H., Hansen, T., Arumugam, M., Vestergaard, H., Pedersen, O., Pereira, V., Abraham, P., Tripathi, R., Wadhwa, N., Bhatnagar, S., Prakash, V.G., Radha, V., Anjana, R.M., Mohan, V., Takeda, K., Kurakawa, T., Nair, G.B., Das, B., 2016. An Improved Method for High Quality Metagenomics DNA Extraction from Human and Environmental Samples. **Scientific Reports**, 6: 26775. <https://doi.org/10.1038/srep26775>

Bai, X., Hu, X., Liu, X., Tang, B., Liu, M., 2017. Current Research of Trichinellosis in China. **Frontiers 311 in Microbiology**, 8: 1472. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01472>

Barlow, A., Roy, K., Hawkins, K., Ankarah, A.A., Rosenthal, B., 2021. A review of testing and assurance methods for *Trichinella* surveillance programs. **Food and Waterborne Parasitology**, 24: e00129. <https://doi.org/10.1016%2Fj.fawpar.2021.e00129>

Barr, S. C. Toxoplasmose. In: **Consulta veterinária em 5 minutos espécies caninas e felina**. 2ed., São Paulo: Manole, 2003. p 1260-1261.

Batista, G. O. O javali (*Sus scrofa* Linnaeus, 1758) na região do Parque Nacional das Araucárias: percepções humanas e sua relação com regeneração de *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. [S.l.]: **Mater Thesis. Florianópolis: Universidade Federal de Santa Catarina**, 2015.

Bertuzzi, C.A., Weschenfelder, E.A., Webber, D.A., Martins, T.A., Nino, B.S.L., Garcia, J.L., Frigotto, T.A., Zulpo, D.L., 2022. **Seroprevalence of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, and *Brucella abortus* in sheep from Toledo, Paraná, Brazil.** Semina: Ciências Agrárias, 43 (6): 2657-2670. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2022v43n6p2657>

Birkenheuer, A.J., Levy, M.G., Breitschwerdt, E.B., 2003. Development and evaluation of a seminested PCR for detection and differentiation of *Babesia gibsoni* (Asian genotype) and *B. canis* in canine blood samples. **Journal of Clinical Microbiology**, 41 (9): 4172-4177. <https://doi.org/10.1128/jcm.41.9.4172-4177.2003>

Birkenheuer, A.J; Levy, M.G; Breitschwerdt, E.B. Development and Bradshaw, C. J. A. et al. **Current and future threats from non-indigenous animal**

Brandão, L.N.S., Rosa, J.M.A., Kramer, B., Sousa, A.T.H.I., Trevisol, I.M., Silva, V.S., Nakazato, L., Dutra, V., 2019. **Detection of *Toxoplasma gondii* infection in feral wild boars (*Sus scrofa*) through indirect hemagglutination and PCR.** Ciência Rural, Santa Maria, 49 (3): e20180640. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20180640>

Brasil. Plano Nacional de Prevenção, Controle e Monitoramento do Javali (*Sus scrofa*) em estado asselvajado no Brasil. Brasília: **Ministério do Meio Ambiente, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. 2017. 119 p. 28 Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/phocadownload/javali/2017/2017-PlanoJavali-2017.2022.pdf>. Acessado em: 17 de fevereiro de 2021.

Browning, C.A. A Preliminary Examination of the Effects of Feral Pigs (*Sus scrofa*) on Water Quality and Soil Loss within a Hawaiian Watershed. **Thesis. University of Hawai'i at Manoa Honolulu, Hawaii**. 117p. 2008.

Bruschi, F., Gómez-Morales, M.A., Hill, D.E., 2019. International Commission on Trichinellosis: Recommendations on the use of serological tests for the detection of *Trichinella* infection in animals and humans. **Food and Waterborne Parasitology**, 14: e00032. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2018.e00032>

Buckland, S. T.; Anderson, D. R.; Burnham, K. P.; Laake, J. L. Distance Sampling: **Estimating Abundance of Biological Populations**. [S.l: s.n.], 1993.

Burkhard, M. J.; Valenciano, A.; Barger, A. Sistema Respiratório. In: Raskin, R. E.; Meyer, D. J. **Atlas de Citologia de Cães e Gatos**. 1 ed. São Paulo: Roca Ltda, 2003 p. 142.

Camargo, M.E. 1974. Introdução às técnicas de imunofluorescência. **Revista Brasileira de Patologia Clínica**, v.10, p. 87-107.

Camargo, M.E., 1973. Introdução às técnicas de imunofluorescência. In: **Introdução às técnicas de imunofluorescência**, p.112.

Camillo, G., Machado, M.E.A., Weber, A., Cadore, G.C., Menezes, F.R., Pardini, L., Sangioni, L.A., Vogel, F.S.F., 2018. Prevalence of antibodies and risk factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* in free range chickens of rural area of Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research**, 38 (7): 1351-1357. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-5418>

Cañón-Franco WA, Araújo FAP, López-Orozco N, Jardim MMA, Keid LB, Dalla- Rosaf C, Cabral AD, Pena HFJ, Gennari SM 2013. *Toxoplasma gondii* in free-ranging wild small felids from Brazil: Molecular detection and genotypic characterization. **Vet Parasitol** 197: 462– 469.

Choquenot, D.; Mcilroy, J.; Korn, T. Managing vertebrate pests: feral pigs. Canberra: Bureau of Resource Sciences/Australian Government Publishing Service, 1996. **Clinical Microbiology and Infection**, v.8, p. 634-640, 2005.

Cohen, M.; Costantino, S. N.; Calcagno, M. A.; Blanco, G. A.; Pozio, E.; Cormak, R. M. Estimates of Survival from the Sighting of Marked Animals. **Biometrika**, v. 51, n. 3/4, p. 429–438, 1964.

Costa, D.F., Fowler, F., Silveira, C., Nóbrega, M.J., Nobrega, H.A.J., Nascimento, H., Rizzo, L.V., Commodaro, A.G., Belfort Jr., R., 2018. Prevalence of *Toxoplasma gondii* DNA in processed pork meat. **Foodborne Pathogens and Disease**, 15 (11): 734-736. <https://doi.org/10.1089/fpd.2018.2438>

Costa, P.W.L., Oliveira, C.S.M., Bezerra, R.A., Alvares, F.B.V., Formiga, V.H.A.S., Martins, M.R.D.D., Feitosa, T.F., Vilela, V.L.R., 2023. Anti-*Toxoplasma gondii* and Anti-*Neospora caninum* antibodies in urban traction equids in Northeast Brazil: Seroprevalence and risk factors. **Tropical Medicine and Infectious Disease**, 8 (4): 234. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed8040234>

Costantino, S.N., Sosa, N., Calcagno, M.A., Forastiero, M.A., Farabello, S.P., Taus, M.R., Venturiello, S.M., Detection of trichinellosis in an historically *Trichinella*-free area of Argentina. **Veterinary Parasitology**, v.159, p.354–357, 2009.

Costantino, S.N., Sosa, N., Calcagno, M.A., Forastiero, M.A., Farabello, S.P., Taus, M.R., Venturiello, S.M., Detection of trichinellosis in an historically *Trichinella*-free area of Argentina. **Veterinary Parasitology**, v.159, p.354–357, 2009.

Crota, M., Pelliccioli, L., Gaffuri, A., Trogu, T., Formenti, N., Tranquillo, V., Luzzago, C., Ferrari, N., Lanfranchi, P., 2022. Analysis of seroprevalence data on Hepatitis E virus and *Toxoplasma gondii* in wild ungulates for the assessment of human exposure to zoonotic meat-borne pathogens. **Food Microbiology**, 101: 103890. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2021.103890>

Cuttell, L., Gómez-Morales, M.A., Cookson, B., Adams, P.J., Reid, S.A., Vaderlinde, P.B., Jackson, L.A., Gray, C., Traub, R.J., 2014. Evaluation of ELISA coupled with Western blot as a surveillance tool for *Trichinella* infection in wild boar (*Sus scrofa*). **Veterinary Parasitology**, 199 (3-4): 179-190. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.012>

Dakroub, H., Sgroi, G., D'Alessio, N., Russo, D., Serra, F., Veneziano, V., Rea, S., Pucciarelli, A., Lucibelli, M.G., De Carlo, E., Fusco, G., Amoroso, M.G., 2023. **Molecular survey of *Toxoplasma gondii* in wild mammals of Southern Italy.** **Pathogens**, 12 (3): 471. <https://doi.org/10.3390/pathogens12030471>

Daszak, P.; Cunningham, A.A.; Hyatt, A.D. Emerging infectious diseases of wildlife threats to biodiversity and human health. **Science**, v.287, p.443-449, 2000.

Desbiez, A. L. J. **Wildlife conservation in the Pantanal: habitat alteration, invasive species and bushmeat hunting.** Ph.D Thesis. **Canterbury**: University of Kent Canterbury, 2007.

Dias R. A. F.; Freire.; R. L. **Surtos de toxoplasmose em seres humanos e animais.** Semina: Ciências Agrárias, Londrina, v. 26, n. 2, p. 239-248, abr./jun. 2005.

Djordjevic, M., M. Bacic, M. Petricevic, K. Cuperlovic, A. Malakauskas, C. M. Kapel, and K. D. Murrel. 2003. Social, political, and economic factors responsible for the reemergence of trichinellosis in Serbia: a case study. **J. Parasitol.**89:226-23.

Dreesen, D. W. *Toxoplasma gondii* infectious in wildlife. **J Am Vet Med Assoc** v.196, n.2, p.274-276, 1990.

Dubey J P, Lago EG, Gennari SM, Su C, Jones JL 2012. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitology** 139: 1375-1424. Dubey JP 2010. Toxoplasmosis of animals and humans, 2nd ed. CRC Press, **Maryland**, 313pp.

Dubey, J. P.; Lindsay, D. S. **Neosporosis, Toxoplasmosis and Sarcocystos in Ruminants.****Vet Clin Food Anim.** V.6, p 645-671, 2006.

Dubey, J.P., 1998. Refinement of pepsin digestion method for isolation of *Toxoplasma gondii* from infected tissues. **Veterinary Parasitology**, 74 (1): 75-77. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00135-0](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00135-0)

Dubey, J.P., 2021. Outbreaks of clinical toxoplasmosis in humans: five decades of personal experience, perspectives and lessons learned. **Parasites & Vectors**, 14: 263. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04769-4>

Dubey, J.P.; Mergl, J.; Gehring, E.; Sundar, N.; Velmurugan, G.V.; Kwok, O.C.H.; Grigg, M.E.; SU, C. & Martineau, D. Toxoplasmosis in captive dolphins (*Tursiops truncatus*) and walrus (*Odobenus rosmarus*). **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 1, p. 82-85, 2009.

Engroff, P. et al. Soroepidemiologia de *Toxoplasma gondii* em idosos atendidos pela Estratégia Saúde da Família, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência & Saúde Coletiva**, v. 19, n. 8, p. 3385-3393, 2014.

Espécie no Brasil. **Natureza & Conservação**. v.4, n. 2, p. 31-44. 2007. Espindola, B.D., Fernandes, F.D., Roman, I.J., Samoel, G.V.A., Barcelos, R.A.D., Dölher A.R., Botton, S.A., Vogel, F.S.F., Sangioni, L.A., 2022.

Detection of *Sarcocystis* spp. and *Toxoplasma gondii* in swine and detection of DNA of these protozoa in tissues and sausages. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, 31 (3): e009322. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022049>

Evaluation of a Seminested PCR for Detection and Differentiation of *Babesia gibsoni*, Fernandez-de-mera, I.G.; Gortazar, C.; Vicente, J.; Höfle, U.; Fierro, Y. Wildboar helminths: risks in animal translocations. **Veterinary Parasitology**, v.115, p.335-341, 2003.

Ferreira, J. L. M. (Eds.). Laboratório **Regional de Diagnóstico: Doenças diagnosticadas no ano de 1991**. Pelotas: Editora Universitária, 1992. p. 42–48.

Ferreira, M.S.T., Vogel, F.S.F., Sangioni, L.A., Cezar, A.S., Menezes, F.R., 2016. ***Neospora* spp. and *Toxoplasma gondii* infection in sheep flocks from Rio Grande do Sul, Brazil**. Semina: Ciências Agrárias, 37 (3): 1397-1406. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2016v37n3p1397>

Fonseca, F.M., Sato, A.P., Becker, A.P.B.B., Pinto, G.O.P.A., Souza, G.S., Perotta, J.H., Barros Filho, I.R., Rodriguez, M.C., Locatelli-Dittrich, R., 2023. Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in milk of dairy cows from southern Brazil. **Parasitology International**, 95: 102750. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2023.102750>

Formiga, V.H.A.S., Alvares, F.B.V., Anjos, M.M., Freitas, J.V., Silva, D.P., Parentoni, R.N., Brasil, A.W.L., Medeiros, G.D.A., Feitosa, T.F., Vilela, V.L.R., 2023. Seropositivity of Anti-*Toxoplasma gondii* and Anti-*Neospora caninum* Antibodies in Cattle Intended for Human Consumption in an Amazonian Area of North Brazil. **Tropical Medicine and Infectious Disease**, 8 (7): 359. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed8070359>

Fornazari, F.; Langoni, H.; Silva, R.C.; Ribeiro, M.G.; Chiacchio, S.B. Frankenberg, V. S. T. Levantamento e validação da Portaria 138/02 e Instrução Normativa 25/04, que regulamentaram o controle do javali (*Sus scrofa*) no Rio Grande do Sul no período compreendido entre 2003 e 2005. Produto PNUD, Projeto BRA/01/037, **Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA**, 2005.

Freedriksson-Ahomaa, M., 2019. Wild boar: a reservoir of foodborne zoonoses. **Foodborne pathogens and disease**, 16 (3): 153-165. <https://doi.org/10.1089/fpd.2018.2512>

Gallardo, M. T.; Mateos, L.; Artieda, J.; Wesslen, L.; Ruiz, C.; García, M. A.; Galmés-truyols, A.; Martín, A.; Hernández-pezzi, G.; Andersson, Y.; Gárate, T.; Christensson, D. Outbreak of trichinellosis in Spain and Sweden due to consumption of wild boar meat contaminated with *Trichinella britovi*. **Eurosurveillance**, v. 12, p. 3154, 2007.

Gamble, H.R., 2014. *Trichinella*. In: Batt, C.A., Tortorello, M.L. (eds). Encyclopedia of Food Microbiology (2nd edition), p.638-643. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384730-0.00336-0>

Gamble, H.R., Bessonov, A.S., Cuperlovic, K., Gajadhar, A.A., van Knapen, F., Noeckler, K., Schenone, H., Zhu, X., 2000. International Commission on Trichinellosis: Recommendations on methods for the control of *Trichinella* in domestic and wild animals intended for human consumption. **Veterinary Parasitology**, 93 (3-4): 393-408. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(00\)00354-X](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(00)00354-X)

García, E.; Mora, L.; torres, P.; Jercic, M. I.; Mercado, R. First record of human trichinosis in Chile associated with consumption of wild boar (*Sus scrofa*). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 1, p. 17–8, 2005.

Global Invasive Species Database, 2023. **100 of the World's Worst Invasive Alien Species**. Downloaded from: http://www.iucngisd.org/gisd/100_worst.php on 24-07-2023.

Gómez-Morales, M.A., Cherchi, S., Ludovisi, A., 2022. Serological testing for *Trichinella* infection in animals and man: Current status and opportunities for advancements. **Food and Waterborne Parasitology**, 27: e00165. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00165>

Guardone, L., Armani, A., Mancianti, F., Ferroglio, E., 2022. A review on *Alaria alata*, *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis* spp. in mammalian game meat consumed in Europe: epidemiology, risk management and future directions. **Animals**, 12 (3): 263. <https://doi.org/10.3390/ani12030263>

Hegel, C.G.Z., Faria, G.M.M., Ribeiro, B., Salvador, C.H., Rosa, C., Pedrosa, F., Batista, G., Sales, L.P., Wallau, M., Fornel, R., Aguiar, L.M.S., 2022. Invasion and spatial distribution of wild pigs (*Sus scrofa* L.) in Brazil. **Biological Invasions**, 24: 3681-3692. <https://doi.org/10.1007/s10530-022-02872-w>

Henker, L.C., Vogel, F.S.F., Cecco, B.S., Santos, I.R., Roman, I.J., Fernandes, F.D., Cony, F.G., Pavarini, S.P., Driemeier, D., 2022. Abortion outbreak in a sheep flock caused by *Toxoplasma gondii* clonal type III. **Parasitology Research**, 121: 2633-2639. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07581-w>

Hill, D.; Dubey, J.P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. Homan, W.L., Vercammen, M., Braekeleer, J., Verschieren, H., 2000. Identification of a 200- to 300-fold repetitive 529 bp DNA fragment in *Toxoplasma gondii*, and its use for diagnostic and quantitative PCR. **International Journal of Parasitology**, 30 (1): 69-75. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(99\)00170-8](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(99)00170-8)

Hone, J. Feral pigs in Namadgi National Park, Australia: dynamics, impacts and management. **Biological Conservation**, v. 105, p. 231-242, 2002.

Howe, D.K.; Honor, S.; Derouin, F.; Sibley, L.D. Determination of genotypes of *Toxoplasma gondii* strains isolated from patients with toxoplasmosis. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 35, p. 1411-1414, 1997.

IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). **Instrução Normativa Nº 03, de 31 de janeiro de 2013. Declara a nocividade da espécie exótica invasora javali-europeu, de nome científico *Sus scrofa***. Diário Oficial da União, 01 fev. 2013, Nº 23, seção 1, p. 88. <http://www.ibama.gov.br/sophia/cnia/legislacao/IBAMA/IN0003-310113.pdf>

IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). **Instrução Normativa Nº 12, de 25 de março de 2019. Altera a Instrução Normativa 03, de 31 de janeiro de 2013 e institui o Sistema Integrado de Manejo de Fauna - SIMAF como sistema eletrônico para recebimento de declarações e relatórios de manejo da espécie exótica invasora javali - *Sus scrofa***. Diário Oficial da União, 04 mai. 2019, Nº 65, seção 1, p. 29. <https://www.in.gov.br/web/dou/-/instrucao-normativa-n-12-de-25-de-marco-de-2019-70006233>

IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). Instrução Normativa Nº 03, de 21 de janeiro de 2022. **Altera a Instrução Normativa Ibama nº 3, de 31 de janeiro de 2013, que trata da nocividade da espécie exótica invasora javali-europeu, de nome científico *Sus scrofa*, em todas as suas formas, linhagens, raças e diferentes graus de cruzamento com o porco doméstico, doravante denominados "javalis".** Diário Oficial da União, 25 jan. 2022, Nº 17, seção 1, p. 78. <https://www.in.gov.br/web/dou/-/instrucao-normativa-n-3-de-21-de-janeiro-de-2022-375788951>

IBAMA. INSTRUÇÃO NORMATIVA nº8 de 17 de agosto de 2010, do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), 2010. **internacional no Trichinellosis**, Instituto Superiore di Sanità Press, Roma, Itália, 173-178, 1994.

Jackson, John. **Jabalíes y Chanchos Salvajes. Presencia.** v. 3. n.17, p. 8-10, 1989.

Jurkevicz, R.M.B., Silva, D.A., Ferreira Neto, J.M., Matos, A.M.R.N., Pires, B.G., Paschoal, A.T.P., Pinto-Ferreira, F., Bracarense, A.P.F.L., Mitsuka-Breganó, R., Freire, R.L., Navarro, I.T., Caldart, E.T., 2022. Absence of *Trichinella* spp. larvae in carcasses of road-killed wild animals in Paraná state, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, 31(4): e010622. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022054>

KAPEL, C.M.O. (2005). Changes in the EU legislation on *Trichinella* inspection – New challenges in the epidemiology. **Veterinary Parasitology**, 132: 189-194 Fernández A.R.M. (1999).

Kapel, C.M.O. Host diversity and biological characteristics of the *Trichinella* genotypes and their effect on transmission. **Veterinary Parasitology**, v. 93, p. 262-278, 2000.

Keuling, O., Podgórski, T., Monaco, A., Melletti, M., Merta, D., Albrycht, M., Genov, P.V., Gethöffer, F., Vetter, S.G., Jori, F., Scalera, R., Gongora, J., 2017. Eurasian wild boar *Sus scrofa* (Linnaeus, 1758) In: Melletti, M., Meijaard, E. (eds.). **Ecology, Conservation, and Management of Wild Pigs and Peccaries.** p. 202-233. Cambridge University Press, New York, USA. <https://doi.org/10.1017/9781316941232.023>

Kissinger JC, Gajria B, Li L, Pausen IT, Roos DS 2003. ToxoDB: accessing the *Toxoplasma gondii* genome. **Nucleic Acids Res** 31: 234-6.

Kmetiuk, L.N., Biondo, L.M., Pedrosa, F., Favero, G.M., Biondo, A.W., 2023. **One health at gunpoint: Impact of wild boars as exotic species in Brazil - A review.** *One Health*, 17: 100577. <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2023.100577>

Kornacka-Stackonis, A., 2022. *Toxoplasma gondii* infection in wild omnivorous and carnivorous animals in Central Europe – A brief overview. *Veterinary Parasitology*, 304: 109701. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109701>

Li, T.; Chijiwa, K.; Sera, N.; Ishibashi, T.; Etoh, Y.; Shinohara, Y.; Kurata, Y.; Ishida, M.; Sakamoto, S.; Takeda, N.; Miyamura, T. Hepatitis E virus transmission from wild boar meat. **Emerging infectious diseases**, v. 11, p. 1958-1960, 2005.

Liu, Y., Xu, N., Li, Y., Tang, B., Yang, H., Gao, W., Liu, M., Liu, X., Zhou, Y., 2021. Recombinant cystatin-like protein-based competition ELISA for *Trichinella spiralis* antibody test in multihost sera. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, 15 (8): e0009723. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009723>

Machado, D.M.R., Barros, L.D., Nino, B.S.L., Pollo, A.S., Silva, A.C.S., Perles, L., André, M.R., Machado, R.Z., Garcia, J.L., Lux Hoppe, E.G., 2021. *Toxoplasma gondii* infection in wild boars (*Sus scrofa*) from the State of São Paulo, Brazil: Serology, molecular characterization, and hunter's perception on toxoplasmosis. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 23: 100534. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100534>

Machado, D.M.R.; de Barros, L.D.; Nino, B.D.S.L. de Souza Pollo, A. dos Santos Silva, A.C. Perles, L. Perles, L. André, M.R. Machado, R.Z. Garcia, J.L. et al. *Toxoplasma gondii* infection in wild boars (*Sus scrofa*) from the State of São Paulo, Brazil: Serology, molecular characterization, and hunter's perception on toxoplasmosis. **Vet. Parasitol. Reg. Stud. Rep.** 2021, 23, 100534.

Machado, F.P., Kmetiuk, L.B., Teider-Junior, P.I., Pellizzaro, M., Yamakawa, A.C., Martins, C.M., Bach, R.W., Morikawa, V.M., Barros-Filho, I.R., Langoni, H., Santos, A.P., Biondo, A.W., 2019. Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in wild boars (*Sus scrofa*), hunting dogs, and hunters of Brazil. **PLOS One**, 14 (10): e0223474. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0223474>

Markov, N., Economov, A., Hjeltjord, O., Rolandsen, C.M., Bergqvist, G., Danilov, P., Dolinin, V., Kambalin, V., Kondratov, A., Krasnoshapka, N., Kunasranta, M., Mamontov, V., Panchenko, D., Senchik, A., 2022. The wild boar *Sus scrofa* In northern Eurasia: a review of range expansion history, current distribution, factors affecting the northern distributional limit, and management strategies. **Mammal Review.**, 52 (4): 519-537. <https://doi.org/10.1111/mam.12301>

Mayer-Scholl, A., Pozio, E., Gayda, J., Thaben, N., Bahn, P., Nöckler, K., 2017. Magnetic stirrer method for the detection of *Trichinella* larvae in muscle samples. **Journal of visualized experiments**, 121: e55354. <https://doi.org/10.3791/55354>

Meng, X.J., Lindsay, D.S., Sriranganathan, N., 2009. Wild boars as sources for infectious diseases in livestock and humans. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*, 364 (1530): 2697-2707. <https://doi.org/10.1098/rstb.2009.0086> **Microbiology**, v.41, n.9, p.4172-4177.

Miller, R.S., Sweeney, S.J., Sloomaker, C., Gear, D.A., Di Salvo, P.A., Kiser, D., Shwiff, S., 2017. Cross-species transmission potential between wild pigs, livestock, poultry, wildlife, and humans: implications for disease risk management in North America. **Scientific Reports**, 7 (1): 7821. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-07336-z>

Minuzzi, C.E., Fernandes, F.D., Portella, L.P., Bräunig, P., Sturza, D.A.F., Giacomini, L., Salvagni, E., Ribeiro, J.S., Silva, C.R., Difante, C.M., Farinha, L.B., Menegolla, I.A., Gehrke, G., Dilkin, P., Sangioni, L.A., Mallmann, C.A., Vogel, F.S.F., 2020. Contaminated water confirmed as source of infection by bioassay in an outbreak of toxoplasmosis in South Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, 68 (2): 767-772. <https://doi.org/10.1111/tbed.13741>

Miranda, L.L., Lui, J.F., 2003. **Cytogenetics of wild boars from commercial breeders in Southern and Southeastern Brazil. Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 38 (11): 1289-1295. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2003001100006>

Mitreva M, Jasmer D.P. (2006). Biology and genome of *Trichinella spiralis*. **WormBook** 23:1-21.

MMA – Ministério do Meio Ambiente. Portaria Interministerial Nº 232, de 28 de junho de 2017. **Dispõe sobre o Plano Nacional de Prevenção, Controle e Monitoramento do Javali (*Sus scrofa*) no Brasil**. Diário Oficial da União, 08 de nov. de 2017, ed. 214, sec. 1, p. 111.

Mondragon, R.; Howe, D. K.; Dubey, J. P.; Sibley, L. D. Genotypic analysis of *Toxoplasma gondii* isolates from pigs. **Journal of Parasitology**, v. 84, p. 639-641, 1998.

Moraes, M.F.D., Pollo, A.S., Lux Hoppe, E.G., 2022. Filarids (Spirurida:Onchocercidae) in wild carnivores and domestic dogs from the Brazilian Atlantic forest. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, 16 (3): e0010213. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0010213>

Mortari, A.P.G., Tagarra, L.G., de Souza, M.L., Roman, I.J., Ratzlaff, F.R., Braunig, P., Andrade, C.M., Cargnelutti, J.F., Sangioni, L.A., Vogel, F.S.F., 2023. Increased seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dogs in southern Brazil after an outbreak of human toxoplasmosis. **Parasitology Research**, 122: 1009-1014. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07808-4>

Moura, L., Bahia-Oliveira, L.M.G., Wada, M.Y., Jones, J.L., Tuboi, S.H., Carmo, E.H., Ramalho, W.M., Camargo, N.J., Trevisan, R., Graça, R.M.T., Silva, A.J., Moura, I., Dubey, J.P., Garrett, D.O., 2006. Waterborne toxoplasmosis, Brazil, from field to gene. **Emerging Infectious Diseases**, 12 (2): 326-329. <https://doi.org/10.3201%2F1202.041115>

Mourão, G. M.; Coutinho, M. E.; MAURO, R. DE A.; TOMÁS, W. M.; MAGNUSSON, W. **Levantamentos aéreos de espécies introduzidas no Pantanal: porcos ferais (porco-monteiro), gado bovino e búfalos. Corumbá: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), 2002.**

Oliver, D. G., P. Singh, D. E. Allison, K. D. Murrell, and H. R. Gamble. 1989. Field evaluation of an enzyme immunoassay for detection of hogs in a high volume North Carolina abattoir, p. 439-444. In C. E. Tanner (ed.), *Trichinellosis*. **Consejo Superior de Investigaciones Científicas Press**, Madrid, Spain.

Olsen, A., Berg, R., Tagel, M., Must, K., Deksne, G., Enemark, H.L., Alban, L., Johansen, M.V., Nielsen, H.V., Sandberg, M., Lundén, A., Stensvold, C.R., Pires, S.M., Jokelainen, P., 2019. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic pigs, sheep, cattle, wild boars, and moose in the Nordic-Baltic region: A systematic review and meta-analysis. **Parasite Epidemiology and Control**, 5: e00100. <https://doi.org/10.1016/j.parepi.2019.e00100>

Panazzolo, G.K., Kmetiuk, L.B., Domingues, O.J., Farinhas, J.H., Doline, F.R., França, D.A., Rodrigues, N.J.L., Biondo, L.M., Giuffrida, R., Langoni, H., Santarém, V.A., Biondo, A.W., Fávero, G.M., 2023. One health approach in serosurvey of *Toxoplasma gondii* in former black slave (*quilombola*) communities in southern Brazil and among their dogs. **Tropical Medicine and Infectious Disease**, 8 (7): 377. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed8070377>

Paraboni, M.L.R., Costa, D.F., Silveira, C., Gava, R., Pereira-Chiocola, V.L., Belfort Jr., R., Commodaro, A.G., 2020. A new strain of *Toxoplasma gondii* circulating in southern Brazil. **Journal of Parasitic Diseases**, 44: 248-252. <https://doi.org/10.1007/s12639-019-01155-x>

Pavlov, P. M.; Crome, F. H. J.; Moore, L. E. Feral pigs, rainforest conservation and exotic disease in north Queensland. **Wildlife Research**, v. 19, p. 179-193, 1992.

Piva, M.M., Pereira, P.R., Schwertz, C.I., Hammerschmitt, M.E., Lorenzett, M.P., Henker, L.C., Driemeier, D., Clemes, Y.S., Pena, H.F.J., Pavarini, S.P., 2022. Outbreak of toxoplasmosis associated with muscular lesions in finishing pigs caused by an atypical *Toxoplasma gondii* genotype. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, 31(4): e011622. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022055>

PLANO NACIONAL DE PREVENÇÃO, CONTROLE E MONITORAMENTO DO JAVALI (Susscrofa) NO BRASIL, Ibama, 2017.

Popescu, V. D.; Valpine, P. DE; Tempel, D.; Peery, M. Z. Estimating population impacts via dynamic occupancy analysis of Before-After Control-Impact studies. *Ecological applications: a publication of the Ecological Society of America*, v. 22, n. 4, p. 1389–404, 96 jun 2012.

Pozio, P. M.; Crome, F. H. J.; Moore, L. E. Feral pigs, rainforest conservation and exotic disease in north Queensland. **Wildlife Research**, v. 19, p. 179-193, 1993.

Quirós-Fernández, F., Marcos, J., Acevedo, P., Gortázar, C., 2017. Hunters serving the ecosystem: the contribution of recreational hunting to wild boar population control. **European Journal of Wildlife Research**, 63, 57. <https://doi.org/10.1007/s10344-017-1107-4>

Ramos, R.C.F., Palmer, J.P.S., Dib L.V., Lobão, L.F., Pinheiro, J.L., Santos, C.R., Uchôa, C.M.A., Bastos, O.M.P., Silva Júnior, H.P., Fonseca, A.B.M., Amendoeira, M.R.R., Barbosa, A.S., 2021. Seropositivity and risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in patients treated at the Municipal Laboratory of Oriximiná, Pará State, Brazil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, 12: e202100476. <https://doi.org/10.5123/S2176-6223202000476>

Ranque, S.; Faugère, B.; Pozio, E.; La Rosa, G.; Tamburrini, A.; Pellissier, J.F.; Brouqui, P. *Trichinella pseudospiralis* Outbreak in France. **Emerging Infectious Diseases**, v. 6, p. 543-547, 2000.

Reichard, Mason V. et al. High prevalence of *Trichinella pseudospiralis* in Florida panthers (*Puma concolor coryi*). **Parasites & vectors**, v. 8, n. 1, p. 67, 2015.

Reis, N. R. et al. *Mamíferos do Brasil*. Londrina: **SEMA UEL**. ISBN:9788590639503. 2006.

Ribicich M, Gamble HR, Bolpe J, Scialfa E, Krivokapich S, Cardillo N. *Trichinella* Infection in wild animals from endemic regions of Argentina. *Parasitology Research*, v.107, p.377-380, 2010. SU, C; DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii*. In: Liu, D. (ed.) **Molecular Detection of Foodborne Pathogens**, Florida: CRC Press, p.741-753, 2009.

Ribicich, M.M., Fariña, F.A., Aronowicz, T., Ercole, M.E., Bessi, C., Winter, M., Pasqualetti, M.I., 2020. A review on *Trichinella* infection in South America. **Veterinary Parasitology**, 285, 109234. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2020.109234>

Richomme, C.; Aubert, D.; Gilot-Fromont, E.; Ajzenberg, D.; Mercier, A.; Ducrot, C.; Ferte, H.; Delorme, D.; Villena, I. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from wild boar (*Sus scrofa*) in France. **Veterinary Parasitology**, V. 164, p. 296-300, 2009.

Robert-Gangneux F, Darde ML 2012. Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. **Clin Microbiol** 25:264–296.

Romanelli, P.R., Matos, A.M.R.N., Pinto-Ferreira, F., Caldart, E.T., Oliveira, J.S., Antevelli, G., Jeanfelice, B.C.S, Stolf, R.L., Sanches, T.F., Silva, M.K., Minho, A.P., Cavalcante, A.C.R., Freire, R.L., Mitsuka-Breganó, R., Navarro, I.T., 2020a. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections and factors associated in goats in the Parana state, Southern Brazil. **Brazilian Journal Veterinary Parasitology**, 29(4): e003620. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612020076>

Romanelli, P.R., Matos, A.M.R.N., Pinto-Ferreira, F., Caldart, E.T., Mareze, M., Matos, R.L.N., Freire, R.L., Mitsuka-Breganó, R., Headley, S.A., Minho, A.P., Cavalcante, A.C.R., Okano, W., Kohek Júnior, I., Rodrigues, R.O., Navarro, I.T., 2020b. Seroepidemiology of ovine toxoplasmosis and neosporosis in breeding rams from Rio Grande do Sul, Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, 67 (S2): 208-211. <https://doi.org/10.1111/tbed.13593>

Rosa, C. A. **Mamíferos Exóticos Invasores no Brasil: situação atual, riscos potenciais e impactos da invasão de porcos selvagens em Florestas Tropicais** Lavras, 2016. Ph.D. Thesis. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2016.

Rosa, C.A., Wallau, M.O., Pedrosa, F., 2018. Hunting as the main technique used to control wild pigs in Brazil. **Wildlife Society Bulletin**, 42 (1): 111-118. <https://doi.org/10.1002/wsb.851>

Rostami, A., Gamble, H.R., Dupouy-Camet, J., Khazan, H., Bruschi, F., 2017. Meat sources of infection for outbreaks of human Trichinellosis. **Food Microbiology**, 64, 65-71. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2016.12.012>

Rowcliffe, J. M.; Field, J.; Carbone, C.; Turvey, S. T. Estimating animal density using camera traps without the need for individual recognition. **Journal of Applied**, v. 45, n. 4, p. 1228–1236, ago 2008.

Santos, L.M.J.F., Farias, N.A.R., Oliveira, P.A., Cademartori, B.G., Ramos, T.S., Oliveira, F.C., Ruas, J.L., 2016. Presence of *Toxoplasma gondii* infection in wild boar in southern Brazil. **Scholars Journal of Agriculture and Veterinary Sciences**, 3 (3): 238-241.

Sgroi, G., Viscardi, M., Santoro, M., Borriello, G., D'Alessio, N., Boccia, F., Pacifico, L., Fioretti, A., Veneziano, V., Fusco, G., 2020. Genotyping of *Toxoplasma gondii* in wild boar (*Sus scrofa*) in southern Italy: Epidemiological survey and associated risk for consumers. **Zoonoses and Public Health**, 67 (7): 805-813. <https://doi.org/10.1111/zph.12762>

Shender, L.A.; Botzler, R.G.; George, T.L. Analysis of serum and whole blood values in relation to helminth and ectoparasite infections of feral pigs in Texas. **Journal of Wild Life Diseases**, v.38, p.385-394, 2002.

Silva, A.L.P., Lima, E.F., Silva Filho, G.M., Ferreira, L.C., Campos, B.A., Bison, I., Brasil, A.W.L., Parentoni, R.N., Feitosa, T.F., Vilela, V.L.R., 2023. Seroepidemiological Survey of Anti-*Toxoplasma gondii* and Anti-*Neospora caninum* Antibodies in Domestic Cats (*Felis catus*) in Rolim de Moura, State of Rondônia, North Brazil. **Tropical Medicine and Infectious Disease**, 8 (4): 220. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed8040220>

Silva, C.S., Mendonça, T.O., Machado, D.M.R., Arias-Pacheco, C.A., Oliveira, W.J., Perin, P.P., Werther, K., Carraro, P.E., Trevisol, I.M., Kramer, B., Silva, V.S., Mathias, L.A., Bürguer, K.P., Lux Hoppe, E.G., 2022. Seropositive wild boars suggesting the occurrence of a wild cycle of *Trichinella* spp. in Brazil. **Animals**, 12 (4): 462. <https://doi.org/10.3390/ani12040462>

Species in northern Australia: a spotlight on World Heritage Area Kakadu National Park. **Wildlife Research**, v.34, n.6, p.419, 2007.

Strang, A.G.G.F., Ferrari, R.G., Rosário, D.K., Nishi, L., Evangelista, F.F., Santana, P.L., Souza, A.H., Mantelo, F.M., Guilherme, A.L.F., 2020. The congenital toxoplasmosis burden in Brazil: Systematic review and meta-analysis. **Acta Tropica**, 211: 105608. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105608>

Su C, Shwab EK, Zhou P, Zhu XQ, Dubey JP 2010. Moving towards an integrated approach to molecular detection and identification of *Toxoplasma gondii*. **Parasitology**. 137: 1-11.

Supcharoengoon, U, Reamtong, O., Dekumyoy, P., Watthanakulpanich, D., Limpanont, Y., Zhiyue, L., Chaimon, S., Martviset, P., Adisakwattana, P., 2022. Evaluation of indirect-ELISA using eluted antigens from *Trichinella spiralis* muscle larvae for diagnosis of swine Trichinellosis. **Acta Tropica**, 235: 106644. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106644>

Sutherland, W. J. The conservation handbook. Research, management and policy. **Oxford: Blackwell Science Ltd**, 2000.

Thompson, R. C. A.; Kutz, S. J.; Smith, A. Parasite Zoonoses and Wildlife: Emerging Issues. **International Journal of Environmental Research and Public Health** (2009).

Thompson, R. C. A.; Kutz, S. J.; Smith, A. Parasite Zoonoses and Wildlife: Emerging Issues. **International Journal of Environmental Research and Public Health** (2009).

Toxoplasma gondii infection in wild boars (*Sus scrofa*) bred in Brazil. **Veterinary Parasitology**, 2009.

USDA-APHIS-WS. **Diseases of feral swine**. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/aphis/resources/pests-diseases/feral-swine/feral-swine-resources>. Acesso em: 04/03/2022.

Venturiello, S. M. Trichinella infection in wild boars (*Sus scrofa*) from a protected area of Argentina and its relationship with the presence of humans. **Veterinary Parasitology**, v.169, p.362–366, 2010.

Villa, L., Allievi, C., Gazzonis, A.L., Ventura, G., Gradassi, M., Zanzani, S.A., Manfredi, M.T., 2023. Serological prevalence of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, and *Sarcoptes scabiei* var. *suis* in wild boars (*Sus scrofa*) hunted in a highly anthropized area in Italy. **Animals**, 13 (11): 1730. <https://doi.org/10.3390/ani13111730>

Williams, B. K.; Nichols, J. D.; Conroy, M. J. Analysis and management of animal populations: modeling, estimation, and decision making. [S.l.]: **Academic Pr**, 2002.

Witter, R., Pena, H.F.J., Maia, M.O., Freitas, L.C., Almeida, S.L.H., Aguiar, D.M., Igarashi, M., Alves, B.F., Gennari, S.M., Pacheco, R.C., 2022. First report on the isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* strains from free-range chickens in the state of Mato Grosso, Midwestern Brazil. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 80: 101725. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2021.101725>

ANEXO I - QUESTIONÁRIO PARA SER APLICADO AOS CAÇADORES

1. Você sabe o que é zoonose?

() Sim

() Não

Se sim, defina o termo em poucas palavras

2. Animais podem transmitir doenças para humanos?

() Sim

() Não

() Não sei responder

Se sim, cite alguma dessas doenças

3. Você conhece a toxoplasmose?

() Sim

() Não

() Não sei responder

Se sim, defina com poucas palavras

4. Como se adquire toxoplasmose?

() água contaminada

() manuseio de terra contaminada

() carne crua ou malpassada

() carne mal cozida

() contato com animais domésticos

() contato com animais silvestres

() contato com roedores

() contato com gatos, especificamente

() vegetais não lavados
ALGUMA OUTRA FORMA?

5. Qual a principal forma de se evitar a toxoplasmose?

- () Eliminando ou evitando contato com gatos
- () Eliminando ou evitando contato com qualquer animal
- () Cozinhar bem os alimentos
- () Cuidados ao mexer com terra
- () Bebendo apenas água tratada e/ou filtrada

ALGUMA OUTRA FORMA?

6. Você conhece triquinelose?

- () Sim
- () Não
- () Não sei responder

Se sim, defina em poucas palavras

7. Como se adquire triquinelose?

- () Ingestão de carne crua ou mal cozida
- () Ingestão de carne contaminada, independente do cozimento
- () água contaminada
- () manuseio de terra contaminada
- () contato com animais domésticos
- () contato com animais silvestres
- () contato com roedores
- () contato com gatos, especificamente
- () vegetais não lavados

8. Qual a principal forma de evitar a triquinelose?

- () Congelamento da carne
- () Lavando a carne

- ☐) Cozinhando adequadamente a carne
- ☐) Eliminando ou evitando contato com gatos
- ☐) Eliminando ou evitando contato com qualquer animal
- ☐) Cuidados ao mexer com terra
- ☐) Bebendo apenas água tratada e/ou filtrada

9. Comer carne de javalis representa risco à saúde?

- ☐) Sim
- ☐) Não
- ☐) Não sei responder

10. Você consome carne de javalis?

- ☐) Sim
- ☐) Não

Se não, qual é o destino da carcaça?

11. Quem mais consome carne de javalis no seu grupo de convívio?

- ☐) Cônjuge
- ☐) Filhos
- ☐) Pai e mãe
- ☐) Outros parentes
- ☐) Amigos
- ☐) Outros (Quem?)

12. Qual o ponto de cozimento preferido para a carne de javali?

- ☐) Ao ponto
- ☐) Mal passada
- ☐) Bem passada

13. Grau de escolaridade:

- ☐ Não alfabetizado
- ☐ Ensino Fundamental
- ☐ Ensino médio
- ☐ Ensino Superior
- ☐ Pós-graduação

14. Qual sua profissão?

15. Você usa cães de caça para o manejo de javalis?

16. Você usa a carne de javalis para a alimentação de cães de caça?

17. De que forma a carne de javalis é oferecida aos cães de caça?

- ☐ Crua
- ☐ Cozida