
Wild hosts of *Sarcocystis*, *Toxoplasma*, *Neospora* and
Cryptosporidium in Argentina

 **Marina Runco**

Cátedra Inmunología Veterinaria Básica, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA), Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Argentina

 **María Laura Gos**

Cátedra Inmunología Veterinaria Básica, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA), Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina Cátedra de Parasitología y Enfermedades Parasitarias, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina

 **María Laura Guichón**

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Argentina Grupo de Ecología Terrestre de Neuquén, Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente (INIBIOMA) (Universidad Nacional del Comahue, CONICET), Subsede Junín de los Andes, Argentina

 **Lucía María Campero**

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Argentina Laboratorio de Patología Veterinaria, Grupo de Salud Animal, Departamento de Producción Animal, Instituto de Innovación para la Producción Agropecuaria y el Desarrollo Sostenible (IPADS) - INTA Balcarce -CONICET, Argentina
campero.lucia@inta.gob.ar

 **María Cecilia Venturini**

Resumen: Los parásitos apicomplejos utilizan diversos vertebrados como hospedadores, incluido el ser humano. La detección de estos protozoarios en la fauna silvestre evidencia la contaminación biológica del medio y la existencia de ciclos silvestres, lo que relacionaría su contacto con animales domésticos/seres humanos, debido al avance antropogénico sobre los ambientes naturales. El objetivo del presente trabajo consistió en recopilar información sobre estudios parasitológicos, serológicos y moleculares de los géneros *Sarcocystis*, *Toxoplasma*, *Neospora* y *Cryptosporidium* en especies de la fauna silvestre presente en Argentina. Se seleccionaron 48 trabajos en los que se analizaron especies silvestres de roedores, cánidos, cérvidos, marsupiales, primates, camélidos sudamericanos, cingulados, félidos, mustélidos, suinos, herpéstidos, lagomorfos, aves psitaciformes y gecónidos. El género parasitario reportado en mayor cantidad de provincias fue *Sarcocystis*, seguido de *T. gondii*, *N. caninum* y por último, *Cryptosporidium*. La condición de vida libre o en cautiverio y los hábitos etológicos de los animales silvestres, entre otros factores, influyeron en la dinámica de la interacción parásito-hospedador y en la presentación de estas infecciones.

Palabras clave: Protozoarios apicomplejos, especies silvestres, Argentina.

Abstract: Apicomplexan parasites use several vertebrates as hosts, including humans. The detection of these protozoa in wild animals evidences environmental biological contamination as well as the existence of wild cycles, which would be related to their contact with domestic animals/humans due to anthropogenic advance on natural environments. The aim of this revision article was to compile parasitological, serological and molecular reports of the genera *Sarcocystis*, *Toxoplasma*, *Neospora* and *Cryptosporidium* present in wild animal species in Argentina. A total of 48 papers that analyzed studies of apicomplexan protozoa in wild species of rodents, canids, cervids, marsupials, primates, South American camelids, cingulates, felids, mustelids, suines, herpestids, lagomorphs, psittaciform birds and geconids were selected. The most reported parasitic genus in provinces of Argentina

Cátedra Inmunología Veterinaria Básica, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA), Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata, Argentina

Analecta Veterinaria

vol. 44, e091, 2024

Universidad Nacional de La Plata, Argentina

ISSN: 0365-5148

ISSN-E: 1514-2590

analecta@fcv.unlp.edu.ar

Recepción: 07 agosto 2024

Revisado: 16 octubre 2024

Aprobación: 28 octubre 2024

DOI: <https://doi.org/10.24215/15142590e091>

was *Sarcocystis*, followed by *T. gondii*, *N. caninum* and finally *Cryptosporidium*. The free-living or captive state and the ethological habits of wild animals, among other factors, influenced the dynamics of parasite-host interactions and the presence of these infections.

Keywords: Apicomplexan protozoans, wild animals, Argentina.

Introducción

Las familias Sarcocystidae y Cryptosporidiidae agrupan a protozoarios de vida endocelular obligada que poseen un complejo apical como herramienta vital para la invasión de las células hospedadoras. Diversos vertebrados actúan como hospedadores de estos apicomplejos, incluido el ser humano para algunas especies de estos protozoarios (Dubey *et al.*, 2015a, 2017; Dubey, 2022; Xiao & Feng, 2008). Los géneros *Sarcocystis*, *Toxoplasma* y *Neospora* (Familia Sarcocystidae) poseen ciclos de vida heteroxenos con participación de hospedadores definitivos (HD) e intermediarios (HI). En los HD ocurre la gametogonia con liberación de ooquistes al ambiente mientras que en los HI ocurre la merogonia con la formación de quistes tisulares. Los ooquistes adquieren capacidad infectante tras el proceso denominado esporogonia, la cual puede ocurrir dentro del intestino del HD (*Sarcocystis* sp.) o en el ambiente bajo determinadas condiciones de humedad y temperatura (*Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*) (Dubey *et al.*, 2015a, 2017; Dubey, 2022). Los HD varían según la especie de *Sarcocystis* (Dubey *et al.*, 2015a) mientras que los HD para *T. gondii* son los felinos domésticos (*Felis catus*) y silvestres (Dubey, 2022) y para *N. caninum* los cánidos domésticos (*Canis lupus familiaris*) y especies silvestres como el coyote (*Canis latrans*), el lobo gris (*Canis lupus lupus*) y el dingo australiano (*Canis lupus dingo*) (Campero *et al.*, 2023; Dubey *et al.*, 2017). *Cryptosporidium* spp. presentan un ciclo de vida monoxeno donde la merogonia, la gametogonia y la esporogonia ocurren a nivel del intestino en un único hospedador, eliminando ooquistes infectantes al medio ambiente (Xiao & Feng, 2008). La ingestión de ooquistes a través del agua o alimentos es una vía de transmisión horizontal que comparten los cuatro parásitos, y en el caso de las infecciones por *Sarcocystis* spp., *T. gondii*, *N. caninum* también se producen por el consumo de quistes tisulares. *Toxoplasma gondii*, *N. caninum* y menos frecuentemente *Sarcocystis* spp. también presentan una vía de transmisión vertical, en la cual la madre transmite la infección al feto a través de la placenta (Dubey *et al.*, 2017, 2022; Moré *et al.*, 2009).

El impacto económico en la producción agropecuaria y las afecciones en seres humanos y animales domésticos producidas por estas parasitosis han motivado inicialmente su estudio, con énfasis en la interacción parásito-hospedador (Campero *et al.*, 2023; De Felice *et al.*, 2020; Dubey *et al.*, 2015a; Gos *et al.*, 2017). Actualmente se conoce que los ambientes naturales han cobrado un rol preponderante en el desarrollo biológico de estos protozoarios a través de la existencia de ciclos silvestres (Almería, 2013; Carme *et al.*, 2009; Seltmann *et al.*, 2020). La salud ambiental, compuesta por la integridad ecológica y la funcionalidad ambiental, influye directamente sobre la interacción patógeno-hospedador (Equihua *et al.*, 2014; Sánchez-González, 2021). Las actividades antropogénicas que degradan los ecosistemas repercuten negativamente sobre su salud, afectando las características de los ambientes y la distribución de las poblaciones silvestres (Dos Santos *et al.*, 2022; VanWormer *et al.*, 2013; Yan *et al.*, 2016). La presencia de especies silvestres exóticas representa nuevos potenciales hospedadores para estos protozoarios, favoreciendo de este modo la permanencia y dispersión de los apicomplejos en el ambiente que habitan (Dunn & Hatcher, 2015; Hulme, 2014). La salud humana, animal y ambiental se encuentran interrelacionadas y son interdependientes entre sí, como refiere el concepto de Una Salud (Destoumieux-Garzón *et al.*, 2018), por ello es importante conocer el estatus sanitario ambiental ya que advierte sobre los riesgos a los que se encuentran expuestas personas y animales (Carme *et al.*, 2009). La fauna silvestre refleja el hábitat en el que vive permitiendo a través de su estudio determinar la presencia de microorganismos de importancia sanitaria en ambientes naturales (Destoumieux-Garzón *et al.*, 2018).

La detección de agentes infecciosos en poblaciones silvestres se realiza por medio de monitoreos sanitarios (Mörner *et al.*, 2002). La elección de los métodos diagnósticos para el estudio de estas parasitosis depende en gran medida de la disponibilidad de la muestra. Las técnicas parasitológicas permiten la observación de las formas parasitarias presentes en muestras de tejidos, fluidos, sangre, orina y/o materia fecal, las técnicas serológicas evidencian la presencia de anticuerpos específicos demostrando el contacto patógeno-hospedador y las técnicas moleculares detectan el ADN parasitario presente en diversos tejidos siendo posible su genotipificación. El objetivo del presente trabajo fue recopilar información sobre estudios parasitológicos, serológicos y moleculares de *Sarcocystis* spp., *T. gondii*, *N. caninum* y *Cryptosporidium* spp. en especies silvestres en Argentina.

Materiales y métodos

Se realizó la búsqueda bibliográfica en las siguientes plataformas: PubMed, Scielo, *Google Scholar*, *ResearchGate*, utilizando las palabras claves: *apicomplexan parasites*/parásitos apicomplejos, *wildlife/fauna silvestre*, *free running*, Argentina.

Se utilizaron las siguientes pautas de selección de trabajos:

1. Se incorporaron todos aquellos estudios publicados hasta el mes de octubre de 2023.
2. Se tomaron como válidos únicamente los reportes sobre especies silvestres, entiéndase como aquellas no domésticas, pudiendo ser nativas o exóticas, de vida libre o en cautiverio presentes en el territorio argentino.

Los trabajos recopilados fueron 48 y se agruparon según el género parasitario reportado. Para el análisis se consideraron las provincias donde se realizaron los estudios, las especies animales clasificándolas como de vida libre, en cautiverio, nativo y exótico, su rol como HD y/u HI, el número de individuos muestreados y las técnicas parasitológicas, serológicas y moleculares utilizadas.

Resultados

El 48% (11/23) de las provincias argentinas registran al menos un estudio de protozoarios apicomplejos (PA) evaluados en la presente revisión. La provincia de Buenos Aires es la única donde se ha detectado la presencia de los cuatro géneros parasitarios estudiados. El noroeste argentino (NOA), Formosa, Misiones, Córdoba, Santa Fe y Tierra del Fuego hasta el momento no han presentado estudios sobre estos apicomplejos en especies silvestres. El género *Sarcocystis* se detectó en el 91% (10/11) de las provincias con registros de PA, *T. gondii* en el 36% (4/11) y *N. caninum* y *Cryptosporidium* spp. en el 18% (2/11) (Figura 1).

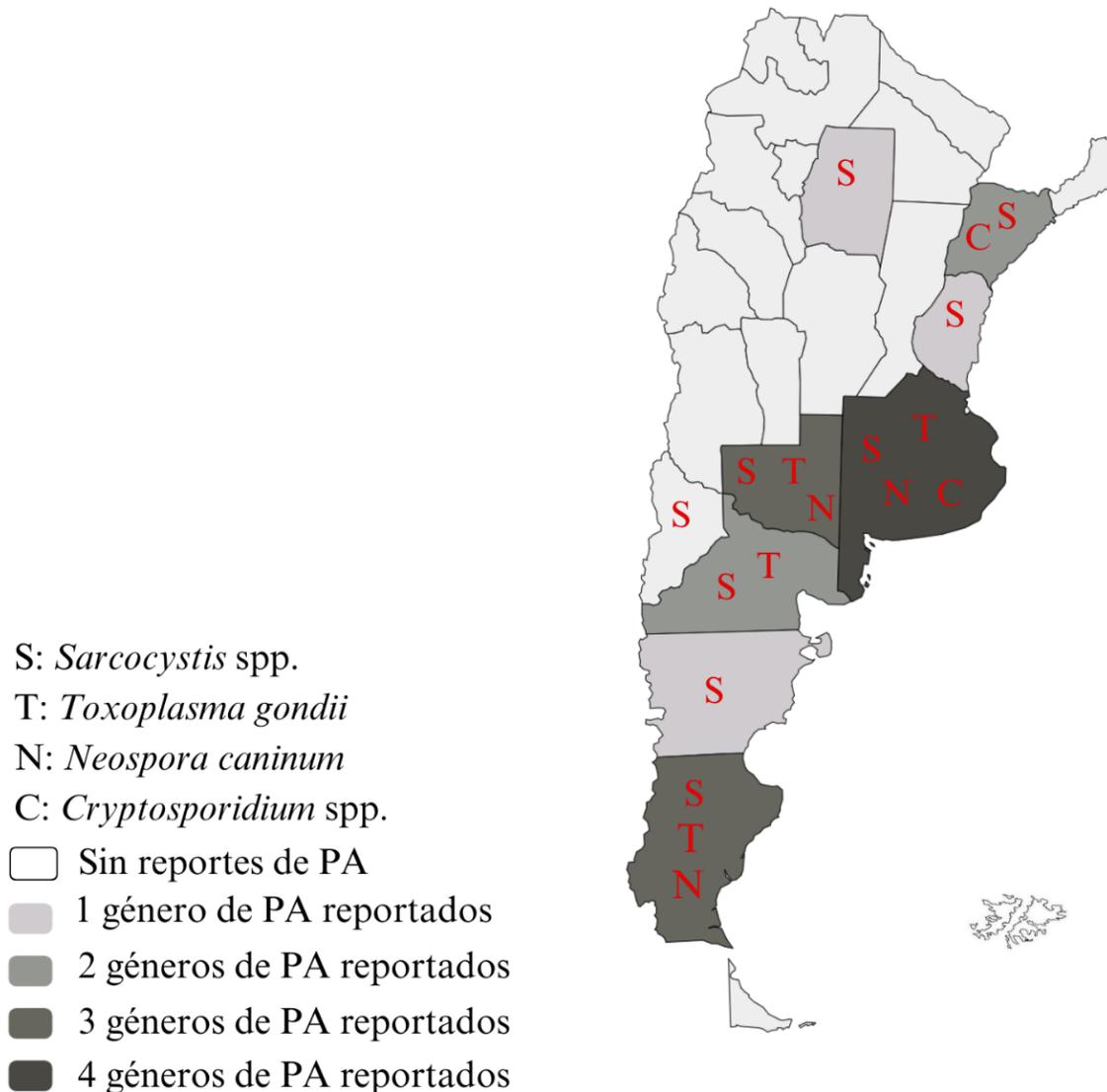


Figura 1
 Cantidad de géneros de protozoarios apicomplexa (PA) reportados por provincia en Argentina.

Se analizaron especies silvestres de roedores, cánidos, cérvidos, marsupiales, primates, camélidos sudamericanos, cingulados, félidos, mustélidos, suinos, herpéstidos, lagomorfos, aves psitaciformes y gecónidos.

1. Familia Sarcocystidae

1.1 *SARCOCYSTIS* SPP.

Se recopilaron cuatro trabajos científicos referidos a la presencia de *Sarcocystis* spp. en HD silvestres y 13 sobre en HI de *Sarcocystis* spp. presentes en Argentina (Tabla 1).

Tabla 1
Hospedadores silvestres de *Sarcocystis* spp. reportados en Argentina

Especie	VL C	N E	HD HI	Muestra	N	Técnica	Porcentaje de positividad EMD/OM- Identificación de <i>Sarcocystis</i> spp.	Provincia	Referencias
Ciervo Colorado (<i>Cervus elaphus</i>)	VL	E	HI	Corazón	34	EMD	100% corazón	Río Negro y Neuquén	Reissig <i>et al.</i> , 2016
				Músculo esquelético (pool)	5	HE TEM PCR 18S rRNA secuenciación	100% músculo esquelético <i>S. taeniata</i>		
Ciervo de los pantanos (<i>Blastocerus dichotomus</i>)	VL	N	HI	Corazón, diafragma, lengua, músculo esquelético	14	EMD TEM PCR 18S rRNA PCR <i>coxI</i>	43% <i>S. grueneri</i> , <i>S. tarandivulpes</i> <i>Sarcocystis</i> sp. <i>S. wapiti</i>	Buenos Aires, Corrientes	Berra <i>et al.</i> , 2023
Comadreja overa (<i>Didelphis albiventris</i>)	VL	N	HD	Raspado de mucosa intestinal	4	PCR ITS1 secuenciación Inoculación oral de periquitos australianos con esporocistos HE IHQ	<i>S. falcatula</i>	Buenos Aires	Dubey <i>et al.</i> , 1999
	VL	N	HD	Raspado de mucosa intestinal	2	inoculación oral de ratones con esporocistos HE IHQ TEM	<i>S. speeri</i>	Buenos Aires	Dubey <i>et al.</i> , 2000
	VL	N	HD	Raspado de mucosa intestinal	1	Flotación PCR 18S rRNA RFLP secuenciación	<i>S. neurona</i>	Buenos Aires	Moré <i>et al.</i> , 2016a
Guanaco (<i>Lama guanicoe</i>)	VL	N	HI	Corazón, lengua, músculo esquelético	12	OM HE	66,6% <i>Sarcocystis</i> spp.	Chubut	Beldomenico <i>et al.</i> , 2003
					2	OM TEM PCR 18S rRNA secuenciación	100% <i>S. aucheniae</i>	Santa Cruz	Regensburger <i>et al.</i> , 2015
					10	EMD TEM PCR 18S rRNA secuenciación	<i>S. masoni</i> <i>S. aucheniae</i>	Santa Cruz	Moré <i>et al.</i> , 2016b
Huemul (<i>Hippocamelus bisulcus</i>)	VL	N	HI	Corazón, diafragma, lengua, músculo esquelético	5	EMD TEM PCR 18S rRNA PCR <i>coxI</i> secuenciación	60% <i>S. tarandivulpes</i> <i>S. mehlhorni</i> <i>Sarcocystis</i> sp.	Chubut Santa Cruz	Reissig <i>et al.</i> , 2020
Jabalí (<i>Sus scrofa</i>)	VL	E	HI	Diafragma, lengua, músculo esquelético, corazón	240	EMD TEM PCR 18S rRNA PCR <i>coxI</i> secuenciación	48,3% <i>S. miescheriana</i> <i>S. sui hominis</i>	Buenos Aires, La Pampa, Entre Ríos, Corrientes Neuquén Río Negro	Helman <i>et al.</i> , 2023
Laucha doméstica (<i>Mus musculus</i>)	VL	E	HI	Lengua, corazón, músculo esquelético	194	EMD HE PCR 18S rRNA PCR <i>coxI</i> PCR ITS1 secuenciación	4,1% <i>S. dispersa</i> <i>S. mucosa</i> <i>Sarcocystis</i> sp. <i>S. lutrae</i> <i>S. strixi</i>	Buenos Aires	Bentancourt Rossoli <i>et al.</i> , 2023
Piche (<i>Zaedyus pichi</i>)	VL	N	HI	Músculo esquelético	145	HE	<i>Sarcocystis</i> spp.	Mendoza	Superina <i>et al.</i> , 2009
Pudu	VL	N	HI	Corazón,	2	EMD	50%	Neuquén	Reissig <i>et al.</i> , 2020

VL: Vida libre. C: Cautiverio. N: Nativo. E: Exótico. HD: Hospedador definitivo. HI: Hospedador intermediario. N: Número de individuos muestreados. EMD: Examen microscópico directo. OM: Observación macroscópica. HE: Hematoxilina eosina (técnica histológica). TEM: Microscopía electrónica de transmisión. IHQ: Inmunohistoquímica.

La comadreja overa (*Didelphis albiventris*) ha sido reportada como HD de *S. falcatula*, *S. speeri* y *S. neurona* en la provincia de Buenos Aires. El zorro gris pampeano (*Lycalopex gymnocercus*) se ha identificado como HD de *S. cruzi*, *S. albifronsi*, *S. anasi*, *S. tenella*, *S. miescheriana*, y como HI de *S. svanai*. Según reportes locales, en total se detectaron quistes tisulares de al menos ocho especies de *Sarcocystis* (*S. taeniata*, *S. grueneri*, *S. tarandivulpes*, *S. mehlhorni*, *S. linearis*, *S. venatoria*, *S. ibérica*, *S. wapiti*) en cuatro especies de cérvidos (*Hippocamelus bisulcus*, *Pudu puda*, *Blastocerus dichotomus*, *Cervus elaphus*) y otras dos especies (*S. aucheniae* y *S. masoni*) en guanacos (*Lama guanicoe*), teniendo a cánidos como HD en sus ciclos. Los trabajos realizados en roedores demostraron que actúan como HI en el ciclo biológico de al menos 11 especies de *Sarcocystis* (*S. dispersa*, *S. mucosa*, *S. lutrae*, *S. strixi*, *S. singaporensis*, *S. zuoi*, *S. nesbitti*, *S. attenuati*, *S. masoni*, *S. tarandi*, *S. canis*); contrariamente a lo reportado en cérvidos y camélidos sudamericanos no todas las *Sarcocystis* spp. comparten el mismo HD, mencionándose como HD a cánidos, serpientes y aves. En jabalíes (*Sus scrofa*) se detectó la presencia de quistes tisulares de las especies *S. suihominis* y *S. miescheriana*. Por medio de técnicas histológicas se observaron quistes tisulares de *Sarcocystis* spp. en tejido muscular de piche (*Zaedyus pichiy*). También se reportó la presencia de esquizontes de *S. falcatula*, *S. speeri* y *S. neurona* en hígado, pulmón y corazón de aves psitácidas en el único estudio realizado con individuos en cautiverio.

1.2 TOXOPLASMA GONDII

Se recopilaron 16 trabajos referidos a la presencia de HI silvestres de *T. gondii* en Argentina (Tabla 2).

Tabla 2
Hospedadores silvestres de *Toxoplasma gondii* reportados en Argentina

Especie	VL /C	N/E	HD /HI	Muestra	N	Técnica	Porcentaje de positividad / Identificación de genotipo	Provincias	Referencias
Canguro gris (<i>Macropus giganteus</i>)	C	E	HI	Cerebro	1	HE	ID ToxoDB #285 likely	Buenos Aires	Moré <i>et al.</i> , 2010
Canguro rojo (<i>Macropus rufus</i>)	C	E	HI	corazón músculo esquelético	1	IHQ PCR nPCR- RFLP aislamiento	(TgKg2Arg) genotipo similar clonal II IDToxoDB: #2(TgKg1Arg) genotipo clonal III		
Ciervo axis (<i>Axis axis</i>)	C	E	HI	Suero	18	IFI	55,5%	Buenos Aires	Basso <i>et al.</i> , 2014
Ciervo colorado (<i>Cervus elaphus</i>)	C	E	HI	Suero	449	IFI	73,7%	Buenos Aires y La Pampa	Soler <i>et al.</i> , 2021
				Suero	81	IFI	67,9%	Buenos Aires	Soler <i>et al.</i> , 2022
Gato montés (<i>Leopardus geoffroyi</i>)	VL	N	HD/HI	Suero	40	ELISA	47,5%	Buenos Aires La Pampa	Uhart <i>et al.</i> , 2012
Jabali (<i>Sus scrofa</i>)	VL	E	HI	Suero	144	IFI	12,5%	Buenos Aires y Rio Negro	Winter <i>et al.</i> , 2019
Laucha doméstica (<i>Mus musculus</i>)	VL	E	HI	Suero	77	IFI	23,3%	Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2019
				Cerebro	75	PCR nPCR-RFLP	1,3% genotipo incompleto		
Liebre europea (<i>Lepus europaeus</i>)	VL	E	HI	Suero	106	HAI	0%	La Pampa	Baldone <i>et al.</i> , 2009
Mono ardilla (<i>Saimiri boliviensis</i>)	C	E	HI	Cerebro	2	HE IHQ PCR nPCR-RFLP HE	IDToxoDB: #163 (TgMyl1Arg) Genotipo no clonal	Buenos Aires	Pardini <i>et al.</i> , 2015
Peludo (<i>ChaetophRACTUS villosus</i>)	VL	N	HI	Suero	150	HAI	27%	La Pampa	Kin <i>et al.</i> , 2014
Rata Negra (<i>Rattus rattus</i>)	VL	E	HI	Suero	22	IFI	31,8%	Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2019
				Cerebro	22	PCR nPCR-RFLP	4,5% ID ToxoDB: #48 (Rat1Arg) Genotipo no clonal		
Rata noruega (<i>Rattus norvegicus</i>)	VL	E	HI	Suero	23	IFI	65,2%	Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2019
				Suero	26	PCR nPCR-RFLP	9,1%		
Suricata (<i>Suricata suricatta</i>)	C	E	HI	Cerebro Músculo esquelético pulmón	3	HE IHQ PCR- nPCR-RFLP aislamiento	IDToxoDB: #2 (TgMk1Arg) genotipo clonal III	Buenos Aires	Basso <i>et al.</i> , 2009
Visón americano (<i>Neogale vison</i>)	VL	E	HI	Suero	87	MAT	26,4%	Buenos Aires Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2017
Wallabies (<i>Macropus rufogriseus</i>)	C	E	HI	Suero Cerebro	3 2	MAT HE IHQ PCR, nPCR- RFLP aislamiento	100% IDToxoDB: #14 (TgWb1Arg) genotipo no clonal	Buenos Aires	Basso <i>et al.</i> , 2007
Zorro colorado (<i>Lycalopex culpaeus</i>)	VL	N	HI	Suero	28	MAT	39,2%	Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2004
Zorro gris pampeano (<i>Lycalopex gymnocercus</i>)	VL	N	HI	Suero	56	MAT	14,3%	Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2004
				Suero	30	HAI	26,6%	La Pampa	Fuchs <i>et al.</i> , 2007

VL: Vida libre. C: Cautiverio. N: Nativo. E: Exótico. HD: Hospedador definitivo. HI: Hospedador intermediario. N: Número de individuos muestreados. IFI: Inmunofluorescencia indirecta. HAI: Hemoaglutinación indirecta. nPCR: Nested PCR. RFLP: polimorfismo de longitud de fragmentos de restricción. ELISA: Enzima inmunoensayo. HE: Hematoxilina eosina. IHQ: Inmunohistoquímica. MAT: Test de aglutinación modificada.

Un estudio realizado en gato montés (*Leopardus geoffroyi*) detectó anticuerpos anti *T. gondii*. Se identificaron genotipos no clonales en mono ardilla (*Saimiri boliviensis*), wallabies (*Macropus rufogriseus*), rata negra (*Rattus rattus*) y rata noruega (*R. norvegicus*). El genotipo clonal II se encontró en canguro gris (*Macropus giganteus*) y el tipo III en canguro rojo (*Macropus rufus*) y suricata (*Suricatta suricatta*), siendo este el primer reporte de *T. gondii* en esta especie. Los reportes serológicos evidenciaron el contacto hospedador-parásito en especies exóticas (wallabies, ciervo axis (*Axis axis*), ciervo colorado, jabalí, rata negra, rata noruega, laucha doméstica (*Mus musculus*), visón americano (*Neogale vison*)) y nativas (peludo (*Chaetophractus villosus*), gato montés, zorro colorado (*Lycalopex culpaeus*) y zorro gris pampeano (*L. gymnocercus*). No se detectaron anticuerpos anti *T. gondii* en liebre europea (*Lepus europaeus*) ni en aguara guazú (*Chrysocyon brachyurus*). La totalidad de las especies en cautiverio y el 90% de aquellas de vida libre resultaron positivos al análisis molecular y/o serológico.

1.3 *NEOSPORA CANINUM*

Se recopilaron 10 trabajos referidos a la presencia de HI silvestres de *N. caninum* en Argentina (Tabla 3).

Tabla 3
Hospedadores silvestres de *Neospora caninum* reportados en Argentina

Especie	VL /C	N /E	HD /HI	Muestra	N	Técnica	Porcentaje de positividad	Provincias	Referencias	
Ciervo axis (<i>Axis axis</i>)	C	E	HI	Suero	18	IFI	94,4%	Buenos Aires	Basso <i>et al.</i> , 2014	
				Cerebro	5	PCR Aislamiento	40%			
Ciervo colorado (<i>Cervus elaphus</i>)	C	E	HI	Suero	449	IFI	31,4%	Buenos Aires	Soler <i>et al.</i> , 2021	
					81		66,7%	La Pampa	Soler <i>et al.</i> , 2022	
Laucha doméstica (<i>Mus musculus</i>)	VL	E	HI	Suero	77	IFI	1.3%	Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2019	
				Cerebro	77	PCR	0%			
Liebre europea (<i>Lepus europaeus</i>)	VL	E	HI	Suero	44	ELISA-c	11,3%	La Pampa	Baldone <i>et al.</i> , 2009	
Rata negra (<i>Rattus rattus</i>)	VL	E	HI	Suero	23	IFI	0%	Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2019	
Rata noruega (<i>Rattus norvegicus</i>)	VL	E	HI	Cerebro	22	PCR	0%		Dellarupe <i>et al.</i> , 2019	
				Suero	26	IFI	0%	Buenos Aires		
Visón americano (<i>Neogale vison</i>)	VL	E	HI	Suero	87	IFI	11,5%	Buenos Aires Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2017	
Zorro colorado (<i>Lycalopex culpaeus</i>)	VL	N	HI	Suero	28	IFI	60,7%	Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2004	
Zorro gris pampeano (<i>Lycalopex gymnocercus</i>)	VL	N	HI	Suero	56	IFI	35,7%	Santa Cruz	Martino <i>et al.</i> , 2004	
				Suero	41	ELISA-c	9,8%	La Pampa		Fuchs <i>et al.</i> , 2007
				Cerebro	31	PCR	74%	Buenos Aires Córdoba		Scioscia <i>et al.</i> , 2022

VL: Vida libre. C: Cautiverio. N: Nativo. E: Exótico. HD: Hospedador definitivo. HI: Hospedador intermediario. N: Número de individuos muestreados. IFI: Inmunofluorescencia indirecta. ELISA-c: Enzima inmunoensayo de competencia. MSLT: Tipificación multilocus de secuencias de microsatélites.

Se aisló e identificó la cepa NC-Axis a partir de un ciervo axis. La detección molecular de *N. caninum* se realizó en especies nativas (zorro gris pampeano) y exóticas (ciervo axis). Se evidenció la presencia de anticuerpos anti-*N. caninum* en especies nativas (zorro colorado y zorro gris pampeano) y exóticas (ciervo axis, ciervo colorado, liebre europea, laucha doméstica, visón americano). Las especies exóticas rata negra y rata noruega no presentaron anticuerpos anti-*N. caninum*, tampoco fue detectado su ADN. La totalidad de las especies en cautiverio y el 77% de las especies de vida libre resultaron positivas al análisis molecular y/o serológico.

2. Familia Cryptosporidiidae

2.1 *CRYPTOSPORIDIUM* spp.

Se recopilaron cinco trabajos referidos a la presencia de hospedadores silvestres de *Cryptosporidium* spp. en Argentina (Tabla 4).

Tabla 4
Hospedadores silvestres de *Cryptosporidium* spp. reportados en Argentina

Especie	VL/ C	N/E	Muestra	N	Técnica	Porcentaje positividad/ Especies con mayor similitud	de	Provincias	Referencias
Caí (<i>Sapajus nigritus</i>)	C	N	Materia fecal	3	Tinción Neelsen	Ziehl 100%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Chimpancé (<i>Pan troglodytes</i>)	C	E	Materia fecal	2	Tinción Neelsen	Ziehl 50%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Cobayo (<i>Cavia porcellus</i>)	C	E	Materia fecal	5	Tinción Neelsen	Ziehl 40%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Hamadriade (<i>Papio hamadryas</i>)	C	E	Materia fecal	2	Tinción Neelsen	Ziehl 50%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Mono araña (<i>Ateles paniscus</i>)	C	E	Materia fecal	1	Tinción Neelsen	Ziehl 100%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Mono carayá (<i>Alouatta caraya</i>)	C	N	Materia fecal	2	Tinción Neelsen	Ziehl 50%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
	C	N	Materia fecal (1 pool)	11	Tinción Neelsen modificada	Ziehl 100%		Buenos Aires	Servián <i>et al.</i> , 2020
	VL	N	Materia fecal	90	IFD	0%		Corrientes	Kowalewski <i>et al.</i> , 2011
Mono ardilla (<i>Saimiri boliviensis</i>)	C	E	Materia fecal	2	Tinción Neelsen	Ziehl 50%		Buenos Aires	Venturini <i>et al.</i> , 2006
Rata noruega (<i>Rattus norvegicus</i>)	VL	E	Materia fecal	137	Tinción Neelsen modificada	Ziehl 50,3%		Buenos Aires	Hancke <i>et al.</i> , 2020
Gecko leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>)	C	E	Materia fecal (1 pool)	3	Tinción Neelsen modificada nPCR secuenciación	Ziehl 100% 99% de similitud con <i>C. saurophilum</i>		Buenos Aires	Dellarupe <i>et al.</i> , 2016

VL: Vida libre. C: Cautiverio. N: Nativo. E: Exótico. N: Número de individuos muestreados. nPCR: Nested PCR. IFD: Inmunofluorescencia directa.

Únicamente el caso reportado por Dellarupe *et al.* (2016) logró identificar a *C. saurophilum* en el gecko leopardo (*Eublepharis macularius*). La totalidad de los reportes aplicaron técnicas parasitológicas para la observación de ooquistes. Resultaron positivas a la examinación microscópica especies nativas (mono caí negro (*Sapajus nigritus*), mono carayá (*Alouatta caraya*)) y exóticas (cobayo (*Cavia porcellus*), chimpancé (*Pan troglodytes*), hamadriade (*Papio hamadryas*), mono araña (*Ateles paniscus*), mono saimiri (*S. boliviensis*), rata noruega, gecko leopardo). Todas las especies en cautiverio y el 50% de aquellas de vida libre presentaron ooquistes de *Cryptosporidium*.

DISCUSIÓN

Los reportes de *Sarcocystis* spp., *T. gondii*, *N. caninum* y *Cryptosporidium* spp. en poblaciones silvestres de especies nativas y exóticas de Argentina evidencian su presencia en el ambiente y la existencia de ciclos silvestres, los cuales presumiblemente contacten con animales domésticos y seres humanos debido al avance antropogénico sobre los ambientes naturales. El género *Sarcocystis* fue el más reportado entre las provincias con registros de PA en fauna silvestre, con una distribución de norte a sur (desde la provincia de Santiago del Estero hasta la provincia de Santa Cruz). A su vez, los estudios recopilados evidenciaron una distribución centro-sur de *T. gondii* y *N. caninum*, y centro-norte de *Cryptosporidium* spp. Presumiblemente, la distribución de PA reflejada podría deberse a que el norte argentino no cuenta con las condiciones de temperatura (20-30°C) y humedad (60-80%) más favorables para la esporulación de ooquistes de *T. gondii* y *N. caninum* y a su vez, que los ooquistes de *Sarcocystis* spp. y *Cryptosporidium* spp. no son influenciados por las condiciones ambientales debido a que esporulan dentro del hospedador (Dubey *et al.*, 2015a; Xiao &

Feng, 2008). Esto no significa que *T. gondii* y *N. caninum* no tengan circulación en el norte del país, como lo demuestra un estudio reciente en hatos caprinos de la provincia de Salta, donde se detectó una seroprevalencia de 34,3% para *T. gondii* y 64% para *N. caninum*, que se relacionó al manejo de los animales (Basset *et al.*, 2024). En la provincia de Misiones no hay información respecto a la interacción PA-fauna silvestre, sin embargo, se ha detectado la presencia de *T. gondii* en materia fecal de felinos silvestres del bosque atlántico en Brasil, ecorregión a la cual también pertenece Misiones, por lo cual es probable el contacto entre los apicomplejos y las especies silvestres para esta región argentina (Bolais *et al.*, 2022). La información sanitaria obtenida a partir de especies silvestres que presentan un amplio rango de distribución es valiosa como registro de referencia para otras áreas donde aún no han sido estudiadas estas parasitosis en animales silvestres.

Las especies de marsupiales, la mayoría de los primates y cérvidos, los herpéstidos, las aves psitaciformes y los gecónidos estudiados eran ejemplares en cautiverio y todos presentaron resultados positivos para los PA analizados. El cautiverio puede ser un factor estresante e influir negativamente en el estatus inmunitario favoreciendo la infección, en el caso de encontrarse los PA presentes en el ambiente (Fischer & Romero, 2019). A su vez, otros factores como la higiene del recinto, la presencia de HD en cercanías y la carga parasitaria ingerida, favorecen la infección por PA. En cambio, la detección de ADN o anticuerpos en ejemplares de vida libre refiere a la presencia de estos protozoarios en el hábitat natural, evidenciando la existencia de ciclos silvestres. El éxito en la obtención de muestras de individuos de vida libre es variable ya que depende de su abundancia poblacional, el acceso a los sitios de muestreo, la época del año, las condiciones climáticas y el azar propio de la captura de ejemplares. Tal como se refleja en la presente revisión, la mayor cantidad de trabajos están orientados al estudio de especies abundantes y de pequeño tamaño, como los roedores, debido a que dichos factores facilitan su manipulación. Otra fuente de obtención de muestras es el hallazgo de ejemplares muertos o cedidos por cazadores, permitiendo el estudio de ejemplares de mayor porte y/o difícil captura como son los cérvidos, cánidos, suinos, entre otros (Muñoz-García *et al.*, 2016). Los tamaños muestrales de trabajos realizados en especies silvestres de vida libre tienden a ser limitados respecto a estudios realizados en especies domésticas debido a la cantidad y disponibilidad de ejemplares. La escasez de información disponible sobre PA en especies silvestres en parte también podría deberse a la tendencia de publicar únicamente resultados positivos.

PA EN MAMÍFEROS, AVES Y REPTILES SILVESTRES

PA en roedores

Los estudios realizados en roedores reportan especies exóticas (*M. musculus*) y nativas (*O. rufus*, *N. lasiurus*, *A. azarae*, *O. flavescens*, *L. maximus*) que actúan como HI de *Sarcocystis* spp. Entre estos roedores se identificaron quistes de *Sarcocystis* sp. (HD: cánidos), *S. dispersa* (HD: ave estrigiforme), *S. mucosa* (HD: marsupial), *S. lutrae* (HD: mustélidos), *S. strixi* (HD: ave estrigiforme), *S. singaporensis* (HD: serpiente), *S. zuoi* (HD: serpiente), *S. nesbitti* (HD: serpiente), *S. attenuati* (HD: serpiente), *S. masoni* (HD: cánidos), *S. tarandi* (HD: cánidos) y *S. canis* (HD: cánidos) (Bentancourt Rossoli *et al.*, 2023; Canova *et al.*, 2023). Estos hallazgos evidencian ciclos silvestres de los cuales participan diversos HD debido a la amplia distribución en el territorio argentino que caracterizan a los roedores mencionados, incluso asociándose algunas especies a áreas urbanas y periurbanas. No se observaron quistes tisulares de *Sarcocystis* spp. en ejemplares de laucha de campo (*C. laucha*), ratón maicero (*C. musculinus*), rata negra y rata noruega (Bentancourt Rossoli *et al.*,

2023). Esto podría relacionarse con las características etológicas de las especies de roedores, las cuales si bien son relevantes para el desarrollo de la infección por *Sarcocystis* spp., no es posible concluir su impacto debido a los limitados estudios. Los roedores identificados como HI de *Sarcocystis* spp. presentan hábitos terrestres y dieta omnívora, a excepción de *L. maximus* cuya dieta es a base de granos y hojas. Por lo que es relevante continuar analizando las poblaciones de roedores de diferentes regiones para evaluar el impacto del comportamiento de la especie en este tipo de infección.

Toxoplasma gondii ha sido detectado molecularmente en la laucha doméstica, a su vez se han logrado identificar dos genotipos en rata negra y rata noruega, tratándose de ejemplares crónicamente infectados. Bernstein *et al.* (2018) analizaron las relaciones filogenéticas de los genotipos de *T. gondii* reportados en Argentina, agrupando al genotipo no clonal Rat1Arg y al semejante a clonal tipo III Rat2Arg junto con aquellos que presentaron una predominancia de alelos tipo III, infiriendo que la virulencia en modelo de ratón de estos genotipos locales es similar a la descrita para el linaje tipo III. La seroprevalencia hallada es mayor a la prevalencia obtenida por el análisis molecular de muestras de cerebro de roedores sinantrópicos, evidenciando el contacto de los individuos con *T. gondii* y observándose una correlación de mayor título serológico con mayor carga parasitaria en los tejidos (Dellarupe *et al.*, 2019).

No se detectó ADN de *N. caninum* en las muestras de roedores múridos evaluados, sin embargo, la seroprevalencia obtenida fue de 1,3% en laucha doméstica por la técnica de IFI (Inmunofluorescencia indirecta) y con título de 1/50, indicando una baja circulación del protozooario entre los individuos analizados. Trabajos internacionales reportaron una prevalencia de *N. caninum* de 10% en laucha doméstica, 30% en rata noruega en Estados Unidos (Jenkins *et al.*, 2007), 3,6% en rata noruega en Taiwán (Huang *et al.*, 2004), 0% en rata negra en Italia (Zanet *et al.*, 2023; 2014), 0% en las tres especies de múridos en Brasil (Muradian *et al.*, 2012). La seroprevalencia de *N. caninum* obtenida a partir de estudios realizados en Brasil y Taiwán fue de 5,1% en rata negra y 16,4% en rata noruega, respectivamente (Huang *et al.*, 2004; Lima *et al.*, 2019). A pesar de observarse una mayor seroprevalencia en los roedores capturados en granjas ganaderas de Taiwán, donde presumiblemente los ejemplares se alimentarían de restos de bovinos infectados, por sobre aquellos capturados en zonas urbanas ambos trabajos refirieron que los títulos serológicos obtenidos fueron bajos con valores de 1:20 por la técnica de NAT (test de aglutinación para *Neospora*) (Lima *et al.*, 2019) y 1:50 a 1:100 por la técnica de IFI (Huang *et al.*, 2004). Se estima que la circulación de *N. caninum* en roedores es predominante en áreas con presencia de HI como sucede en las explotaciones ganaderas.

Estudios parasitológicos realizados en rata noruega evaluaron la existencia de ooquistes compatibles con *Cryptosporidium* spp., obteniendo una prevalencia de 50,3%. Los ejemplares de rata noruega pertenecían a áreas urbanas de alta densidad poblacional de la provincia de Buenos Aires (Hancke *et al.*, 2020). El gran número y diversidad de hospedadores que comparten un mismo ambiente (personas y animales) favorece el contacto entre los roedores y las formas infectantes de *Cryptosporidium*spp.

PA en cánidos

Se ha detectado la presencia de ooquistes de *Sarcocystis* spp. en materia fecal de zorro gris pampeano, el cual actúa como HD de especies prevalentes en aves (*S. albifronsi*) y animales de producción, siendo estas .. *cruzi* (HI: bovinos), .. *miescheriana* (HI: suinos), *S. tenella* (HI: ovinos) (Feng *et al.*, 2023; Helman *et al.*, 2024; Moré *et al.*, 2011; Scioscia *et al.*, 2017a). No obstante, también se ha reportado que participa como HI en el ciclo biológico de *S. svanaei* del cual aún se desconoce su HD (Scioscia *et al.*, 2017b). Si bien los ejemplares analizados provenían de la provincia de Buenos Aires, este cánido se encuentra ampliamente distribuido a lo largo del territorio argentino (excepto en la provincia de Misiones), lo cual favorece su encuentro con otras

especies animales, tanto silvestres como domésticas, y diversos patógenos, entre ellos protozoarios apicomplejos (Luengos Vidal *et al.*, 2019). No se detectaron anticuerpos anti *T. gondii* en muestras de suero de aguara guazú (*C. brachyurus*) (Orozco *et al.*, 2014), contrariamente las dos especies de zorros evaluadas demostraron seroprevalencias de 39,2% (zorro colorado) y de 14,3 – 26,6% (zorro gris pampeano), evidenciando la presencia del apicomplejo en la región patagónica y pampeana (Fuchs *et al.*, 2007; Martino *et al.*, 2004).

Respecto a la prevalencia y genotipos de *T. gondii* presentes en las especies de zorro mencionadas no se han realizado estudios locales, sin embargo, internacionalmente se reportaron prevalencias de 51%, 23,9% y 18,8% en zorro rojo (*Vulpes vulpes*) en España (Calero-Bernal *et al.*, 2015), Italia (Dakroub *et al.*, 2023) y Bélgica (De Craeye *et al.*, 2011), respectivamente y de 7,9% en zorro ártico (*Vulpes lagopus*) en China (Zhang *et al.*, 2016). Se han identificado en zorro ártico los genotipos clonales tipo II en Noruega (Prestrud *et al.*, 2008) y en China tipo I y *Chinese 1* (#9) (Zhang *et al.*, 2016), en zorro rojo los genotipos clonales tipo I, II, III y no clonal en España (Calero-Bernal *et al.*, 2015) y en zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) proveniente de Brasil un genotipo no clonal (de Almeida *et al.*, 2017), respetando los genotipos predominantes para cada continente. Según el análisis filogenético realizado por Bernstein *et al.* (2018) sería esperable que los genotipos circulantes de *T. gondii* en las especies autóctonas de zorros en Argentina sean no clonales.

Se ha detectado en zorro gris pampeano ADN de *N. caninum* en el 74% de las muestras de cerebro analizadas, confirmando su participación como HI en el ciclo biológico del apicomplejo (Scioscia *et al.*, 2022). También estudios locales han reportado seroprevalencias de *N. caninum* del 60,7% y 35,7% para poblaciones de zorro colorado y zorro gris pampeano de la provincia de Santa Cruz, resultando ser mayores a las observadas para *T. gondii* en las mismas poblaciones (Martino *et al.*, 2004). Ejemplares de zorro gris pampeano de la provincia de La Pampa presentaron una seroprevalencia del 9,8% (Fuchs *et al.*, 2007), menor a la obtenida para *T. gondii* y a la prevalencia exhibida en muestras de cerebro por los ejemplares de la misma especie provenientes de las provincias de Buenos Aires y Córdoba (Scioscia *et al.*, 2022). Posiblemente, las diferencias observadas entre provincias de una misma región (Pampa húmeda) con respecto al contacto de *N. caninum* con especies silvestres esté asociado al tipo de producción ganadera que se realiza mayormente, siendo predominante la producción lechera en la provincia de Córdoba y la producción cárnica en la provincia de La Pampa, donde se observaron mayores seroprevalencias en el ganado lechero que en bovinos destinados a la producción de carne (Campero *et al.*, 2023; Fuchs *et al.*, 2007; Scioscia *et al.*, 2022).

PA en cérvidos

A partir de muestras de tejido muscular de cérvidos presentes en Argentina, se detectaron las siguientes especies de *Sarcocystis*: *S. grueneri*, *S. taeniata* (ciervo colorado), *S. taradinvulpes*, *S. melhorni*, *Sarcocystis* sp. (huemul), *S. taeniata*, *Sarcocystis* sp., *S. linearis*, *S. venatoria* y *S. ibérica* (pudu), *S. grueneri*, *S. taradinvulpes*, *Sarcocystis* sp., *S. wapiti* (ciervo de los pantanos) (Berra *et al.*, 2023; Reissig *et al.*, 2016, 2020). A excepción de *S. taeniata* (HD: desconocido), para las restantes especies los cánidos actúan como HD. Las muestras pertenecían a ejemplares de vida libre de la región patagónica (ciervo colorado, huemul, pudu) y de las provincias de Buenos Aires y Corrientes (ciervo de los pantanos), evidenciando a través de estos resultados la presencia de las especies de *Sarcocystis* mencionadas en ambientes naturales. Tanto los cérvidos nativos (huemul, pudu y ciervo de los pantanos) como exóticos (ciervo colorado) cohabitan con el ganado doméstico, sin embargo, no hay reportes locales que indiquen que comparten las mismas especies de *Sarcocystis*, siendo *S. cruzi* la más prevalente en el ganado bovino de Argentina y utilizando también a cánidos como HD (Moré *et al.*, 2011). No hay información disponible sobre esta parasitosis en el ganado doméstico de la región patagónica, principalmente ovino, por ende, aún no se sabe si los cérvidos y rumiantes domésticos participan

del mismo ciclo biológico de *Sarcocystis*. Ejemplares de ciervo colorado pertenecientes a un coto de caza de la región pampeana presentaron una seroprevalencia del 73,7% para *T. gondii* y de 31,4% a 66,7% para *N. caninum* (Soler *et al.*, 2021; 2022). Comparativamente los valores de seroprevalencia reportados en ganado bovino de la misma región fueron mayores a los detectados en ciervo colorado (91% para *T. gondii* y 73% para *N. caninum*), sin embargo, respetan la proporción observada entre las seroprevalencias de los cérvidos mencionados (Moré *et al.*, 2008a).

Basso *et al.* (2014) describieron un caso de neosporosis fatal en un neonato de ciervo axis en cautiverio, presentando el rebaño de ciervos una seroprevalencia (94,4% para *N. caninum* y 55,5% para *T. gondii*) distinta e inversa a las descritas previamente por Soler *et al.* (2021) y Moré *et al.* (2008a). Los estudios moleculares realizados en crías de ciervo axis permitieron detectar y caracterizar la cepa argentina de *N. caninum* identificada como NC-Axis.

PA en marsupiales y aves

Localmente, se ha identificado a la comadreja overa (*D. albiventris*) como HD de *Sarcocystis neurona* (HI: felinos, zorrinos, nutrias, mapache; Hospedador aberrante: equinos), *S. falcatula* (HI: aves passeriformes, psittaciformes, columbiformes, strigiformes y falconiformes) y *S. speeri* (Dubey *et al.*, 1999; 2000; 2015a; 2015b; Moré *et al.*, 2016a). Si bien para *S. speeri* se desconoce su HI, se ha detectado el ADN de esta especie y el de *S. neurona* y *S. falcatula* en tejidos de psitácidos en cautiverio de la provincia de Buenos Aires (Origlia *et al.*, 2022). En Argentina no se ha estudiado la infección de aves silvestres de vida libre por las especies de *Sarcocystis* mencionadas, sin embargo, en Estados Unidos se reportó un caso de infección natural de *S. neurona* en dos especies de águilas (*Haliaeetus leucocephalus*, *Aquila chrysaetos*) a través del cual se demostró la existencia de un ciclo silvestre (Wünschmann *et al.*, 2010).

Se reportaron casos de toxoplasmosis fatal en ejemplares de wallabies (*M. rufogriseus*), canguro gris (*M. giganteus*) y canguro rojo (*M. rufus*) pertenecientes a un zoológico de Argentina. El análisis molecular evidenció la presencia de genotipos clonal tipo III en canguro rojo y no clonal en wallabies y canguro gris (Basso *et al.*, 2007; Moré *et al.*, 2010). En cambio, marsupiales de vida libre en Australia exhibieron una seroprevalencia de 15,5% y genotipos de *T. gondii* clonales tipo I, III y variantes de tipo II, mayormente sin presentar signología clínica (Dubey *et al.*, 2021a). Las diferentes presentaciones de *T. gondii* en dichas especies de marsupiales se deben a que los genotipos clonales presentes en Australia con baja dosis de infección en modelo de ratón presentan una virulencia menor a la observada para los genotipos no clonales sudamericanos. A su vez, que la susceptibilidad hacia *T. gondii* varía según el hospedador infectado, siendo los marsupiales australianos los más afectados (Saraf *et al.*, 2017).

PA en primates

Se reportó un caso de toxoplasmosis fatal en mono ardilla que se encontraba en cautiverio en el zoológico de La Plata, Argentina, detectándose al genotipo actuante como no clonal en muestras de cerebro (Pardini *et al.*, 2015). En Portugal se reportó el caso de otro ejemplar de mono ardilla en cautiverio del zoológico de Lagos que murió con un cuadro de toxoplasmosis aguda producida por una variante no clonal relacionada con el genotipo tipo II, el cual es predominante en Europa (Salas-Fajardo *et al.*, 2023). Los casos reportados ocurrieron en individuos en cautiverio, pudiendo esta condición estar asociada a situaciones estresantes y a

una higiene deficiente del recinto, favoreciendo la infección por los protozoarios presentes en el ambiente (Salas-Fajardo *et al.*, 2023; Saraf *et al.*, 2017). Es escasa la información disponible sobre la circulación de *T. gondii* en ejemplares de primates del nuevo mundo, entre los que se encuentra el mono ardilla, ya que tienen una mayor susceptibilidad a *T. gondii* en comparación con otros primates, pero la probabilidad de infección es menor, debido a su comportamiento arborícola, presentando una mayor seropositividad aquellos individuos en cautiverio (Dubey *et al.*, 2021b).

La infección por *Cryptosporidium* se ha detectado en primates en cautiverio en Argentina. Se reportó la presencia de ooquistes en extendidos de materia fecal en el 100% (caí, mono araña, mono carayá) y 50% (chimpance, hamadriade, mono carayá, mono saimiri) de ejemplares en cautiverio (Servián *et al.*, 2020; Venturini *et al.*, 2006). En cambio, muestras de materia fecal obtenidas a partir de monos carayá de vida libre resultaron negativas a la observación microscópica (Kowalewski *et al.*, 2011). Estudios realizados en primates de vida libre de la Amazonía peruana detectaron al examen microscópico de *Cryptosporidium* spp. un 5% de positividad en ejemplares de tití bigotudo (*Saguinus mystax*) y 0% en ejemplares de tití ensillado (*Saguinus nigrifrons*) y tití cobrizo (*Callicebus cupreus*), todas ellas especies arborícolas (West *et al.*, 2013). En cambio, en chimpancés de Tanzania, los cuales presentan un comportamiento arbóreo y terrestre, se observó una prevalencia de 8,9% (Gonzalez-Moreno *et al.*, 2013). Por su parte, la prevalencia observada en mono tití y mono araña, especies arborícolas en cautiverio en un parque municipal de Brasil fueron del 50% y 60%, respectivamente. En este estudio se identificaron diferentes genotipos de *C. parvum*, especie zoonótica presente en la materia fecal analizada (Snak *et al.*, 2019). Los hábitos comportamentales de la especie evaluada, el contacto estrecho con poblaciones humanas y/o especies domésticas y la existencia de factores estresantes, influyen directamente en la infección de los protozoarios apicomplejos mencionados en primates.

PA en camélidos sudamericanos

Las especies de *Sarcocystis* descritas en camélidos sudamericanos se dividen en productoras de quistes macroscópicos (*S. aucheniae*) y microscópicos (*S. masoni*), ambas especies utilizan a cánidos como HD (Moré *et al.*, 2016b). El consumo humano de carne cruda con quistes de *S. aucheniae* puede producir problemas digestivos y respiratorios como consecuencia de la acción de la toxina sarcocistina (Dubey *et al.*, 2015a; Romero *et al.*, 2017; Saeed *et al.*, 2018). *S. aucheniae* a través de la producción de quistes macroscópicos afecta la calidad organoléptica de la carne e impacta negativamente en el comercio regional (Moré *et al.*, 2008b). En Argentina se han identificado a *S. aucheniae* y *S. masoni* en músculo esquelético de guanacos de vida libre de la región patagónica (Beldomenico *et al.*, 2003; Moré *et al.*, 2016b; Regensburger *et al.*, 2015). La ganadería de altura tiene a la cría de llama (*Lama glama*), camélido sudamericano doméstico, como principal actividad y los estudios en llamas de la provincia de Jujuy mostraron seroprevalencias de 77% a 92,5% y 77% a 96% para *S. cruzi* y *S. aucheniae*, respectivamente (Moré *et al.*, 2008b; Romero *et al.*, 2017). A su vez, en Bolivia se detectó una prevalencia mínima de 23,4% y máxima de 50,3% de quistes macroscópicos de *S. aucheniae*, observados en carcasas de llamas (Rooney *et al.*, 2014). La presencia de anticuerpos anti *S. cruzi*, evidencian el contacto de estas especies de *Sarcocystis* con los ejemplares de llama evaluados. Los camélidos silvestres (guanacos) analizados no presentaron quistes correspondientes a *S. cruzi*, presumiblemente por no haber sido criados junto con el ganado bovino, siendo este el principal HI. Sin embargo, no se realizó un análisis serológico por lo cual no se descarta un posible contacto. Es necesario continuar con futuros estudios sobre las especies de *Sarcocystis* presentes en camélidos sudamericanos para determinar su prevalencia e impacto en las poblaciones silvestres y domésticas.

PA en cingulados

El 10,3% de los cortes histológicos de músculos esqueléticos de piche provenientes de la provincia de Mendoza, contenían estructuras compatibles con quistes del género *Sarcocystis* (Superina *et al.*, 2009). Otra especie de armadillo, la mulita grande (*Dasypus novemcinctus*), ha sido descrito como HI de *Sarcocystis*. Entre ellas se encuentran *S. neurona* (HD: comadreja) (Cheadle *et al.*, 2001), *S. dasypi* (HD: desconocido) y *S. diminuta* (HD: desconocido) identificadas en músculo de ejemplares de Estados Unidos (DeLucia *et al.*, 2002) y Brasil (Arenales *et al.*, 2021), y *S. neurona* (HD: comadreja), *S. falcatula* (HD: comadreja) y *S. felis* (HD: félidos) detectadas en hígado de ejemplares provenientes de Brasil (Richini-Pereira *et al.*, 2016). Debido a su dieta omnívora, la amplia distribución en el territorio argentino, desde la provincia de La Rioja hasta el Estrecho de Magallanes, y los hallazgos reportados por Superina *et al.* (2009) el piche presumiblemente participa como HI en ciclos silvestres de diferentes especies de *Sarcocystis* de forma similar a la mulita grande. Sin embargo, aún falta recabar más información sobre las poblaciones de cingulados presentes en Argentina.

En ejemplares de otra especie de armadillo, el peludo, se observó una seroprevalencia de 27% para *T. gondii* en la provincia de La Pampa, siendo hasta el momento el único reporte disponible en Argentina (Kin *et al.*, 2014). En cambio, en Brasil se han realizado diversos estudios al respecto, mencionando una seroprevalencia de 50% y 12,9% en mulita grande (da Silva *et al.*, 2008; Kluyber *et al.* 2021), 37,5% en tatú carreta (*Priodontes maximus*) (da Silva *et al.*, 2008), 29,4% en gualacate (*Euphractus sexcinctus*) (da Silva *et al.*, 2008) y 12,5% en cabasú de cola desnuda (*Cabassous unicinctus*) (Kluyber *et al.* 2021). A su vez, se detectó ADN de *T. gondii* en muestras de mulita grande y gualacate, identificándose genotipos no clonales (Vitaliano *et al.*, 2014).

PA en félidos

Los félidos son HD de *T. gondii*, ocurriendo la excreción de cientos de miles hasta mil millones de ooquistes entre los 7 a 14 días después de una primoinfección (Zhu *et al.*, 2022). Posteriormente, se desarrolla una respuesta inmunitaria contra el parásito, considerándose muy baja la posibilidad de excretar nuevamente ooquistes (Dubey, 2022). Por ello resulta dificultoso hallar ooquistes en materia fecal de félidos, explicando la menor prevalencia detectada respecto a los estudios serológicos que evidencian de modo indirecto el contacto parásito-hospedador (Bolais *et al.*, 2022). Por el momento en Argentina no hay información disponible sobre la excreción de ooquistes de *T. gondii* por parte de felinos silvestres. Sin embargo, se detectó una seroprevalencia de 47,5% en gato montés, evidenciando la circulación de este apicomplejo y la actuación de dichos felinos como HI o HD (Uhart *et al.*, 2012). En otros países se ha confirmado la participación de especies silvestres de félidos como HD de *T. gondii* al reportar sobre la presencia de ooquistes y la detección molecular de *T. gondii* en materia fecal de puma (*Puma concolor vancouverensis*) en un 8,3% (1/12) y de yaguarundí (*Herpailurus yagouaroundi*) en un 12,5% (1/8), respectivamente (Bolais *et al.*, 2022; Aramini *et al.*, 1998). Los félidos también pueden actuar como HI de *T. gondii*, pudiendo detectarse quistes tisulares en diversos tejidos (músculo esquelético, cerebro, lengua, diafragma, corazón) como ha documentado Cañón-Franco *et al.* (2013) en el 34,4% (31/90) de los pequeños félidos neotropicales provenientes de Brasil evaluados.

PA en mustélidos

En Argentina se han realizado estudios sobre la infección de *T. gondii* y *N. caninum* en visón americano. Los ejemplares muestreados en las provincias de Buenos Aires y Santa Cruz presentaron una seroprevalencia de 26,4% para *T. gondii* y 11,5% para *N. caninum*, evidenciando el contacto con ambos apicomplejos en territorio argentino (Martino *et al.*, 2017). Diversos trabajos han evaluado la presencia de *T. gondii* en visones americanos de vida libre introducidos en otros países, siendo los valores de seroprevalencias observados 78,8% en España (Ribas *et al.*, 2018), 70% en Chile (Sepúlveda *et al.*, 2011), 53,6% en Dinamarca (Sengupta *et al.*, 2021), 46,7% en Alemania y 40,4% en Polonia (Heddergott *et al.*, 2024). En tanto que la prevalencia reportada para muestras de cerebro fue de 78,7% en Chile (Sepúlveda *et al.*, 2011) y de 9,2% en España (Ribas *et al.*, 2018). En cambio, estudios realizados en Gran Bretaña e Irlanda que analizaron por métodos serológicos y moleculares muestras de diferentes especies de mustélidos, entre ellas, visón americano obtuvieron una seroprevalencia de 0,9% en Irlanda y la prevalencia de 3,1% y 4,6% en Irlanda y Gran Bretaña, respectivamente, siendo los valores observados comparativamente menores a los obtenidos para *T. gondii* (Bartley *et al.*, 2013; Stuart *et al.*, 2013). Por medio de los estudios moleculares se confirmó la participación del visón americano como HI de *T. gondii* y *N. caninum* (Bartley *et al.*, 2013; Ribas *et al.*, 2018). La distribución de los apicomplejos en el ambiente se ve reflejada a través de las diferentes prevalencias detectadas. El visón americano presenta una dieta de tipo carnívora, asumiendo que el consumo de carne con quistes tisulares sería la principal vía de infección.

PA en suinos

El jabalí es una especie exótica invasora que se encuentra ampliamente distribuida en Argentina y es utilizada para consumo humano, especialmente para la preparación de chacinados artesanales. A partir de muestras de diferentes músculos Helman *et al.* (2023) identificaron a las especies *S. miescheriana* y *S. suihominis* en jabalíes de las provincias de Buenos Aires, La Pampa, Entre Ríos, Corrientes, Neuquén y Río Negro. El 48,3% de los ejemplares presentaba quistes de *Sarcocystis* spp., siendo la mayoría de ellos correspondiente a *S. miescheriana* (44,7%) y el 3,6% a *S. suihominis*. En otros países en que se analizaron tejidos de jabalíes se reportó una prevalencia de 97% para *S. miescheriana* y 1% para *S. suihominis* en Italia (Gazzonis *et al.*, 2019), 87,5% para *S. miescheriana* y 12,5% para *S. suihominis* en España (Calero-Bernal *et al.*, 2016) y 68,3% para *Sarcocystis* spp. en Brasil (Freitas *et al.*, 2023). A pesar de que *S. suihominis* se encuentre en baja proporción respecto de *S. miescheriana*, su presencia representa un riesgo sanitario para las poblaciones que consumen carne de jabalí debido a que esta especie de *Sarcocystis* cicla entre seres humanos (HD) y suinos (HI), produciendo desde trastornos gastrointestinales hasta una presentación subclínica de la enfermedad en la persona infectada (Fayer *et al.*, 2015). A su vez, en jabalíes de Argentina se ha evidenciado el contacto con *T. gondii* a través de la detección de anticuerpos, obteniendo una seropositividad de 12,5% en ejemplares provenientes de las provincias de Buenos Aires y Río Negro (Winter *et al.*, 2019). La seroprevalencia obtenida en Brasil fue de 76,9% (Machado *et al.*, 2021), en España de 14,1% (Lizana *et al.*, 2021), en Portugal de 20,6% (Coelho *et al.*, 2014) y en Alemania de 24,4% (Bier *et al.*, 2020). En Brasil se ha identificado el genotipo no clonal TgJava1 (IDToxoDB: #6) (Machado *et al.*, 2021) y en Italia genotipos clonales tipo II, III y no clonales en músculos de jabalíes (Battisti *et al.*, 2018). El consumo de carne insuficientemente cocida y chacinados artesanales son la principal vía de infección del ser humano por las especies *Sarcocystis* zoonóticas y *T. gondii*. En Argentina la fabricación y venta de chacinados artesanales es una actividad habitual asociada a la caza de especies cinegéticas, entre ellas, los jabalíes. Es por ello la importancia de continuar evaluando la presencia de los apicomplejos mencionados en las poblaciones de jabalíes de diferentes regiones de Argentina que aporten a medidas preventivas para la salud pública.

PA en herpéstidos

Se presentó un caso de toxoplasmosis fatal en ejemplares de suricata provenientes del zoológico de La Plata, y se identificó al genotipo clonal III TgMk1Arg, el cual en modelo de ratón exhibió una virulencia considerada baja a intermedia (Basso *et al.*, 2009; Bernstein *et al.*, 2018). Otros episodios de toxoplasmosis diseminada en ejemplares de suricata han sido reportados en Israel, Sudáfrica y España (Burger *et al.*, 2017; Juan-Sallés *et al.*, 1997; Margalit Levi *et al.*, 2017). La suricata es un mamífero perteneciente a la familia *Herpestidae* originario de la sabana sudafricana, en la cual se considera nula la presencia de *T. gondii* debido a que es una región árida y los ooquistes son inactivados por desecación (Burger *et al.*, 2017). Los ejemplares que murieron por toxoplasmosis fatal se encontraban en cautiverio y presumiblemente se infectaron a partir del ambiente contaminado, presentando una alta susceptibilidad al apicomplejo, debido al no contactar con el mismo en su lugar de origen (Denk *et al.*, 2022).

PA en lagomorfos

Se evaluaron ejemplares de liebre europea de la provincia de La Pampa para la detección serológica de *T. gondii*, pero ninguno presentó anticuerpos para este parásito, siendo este el único estudio al respecto en nuestro país (Baldone *et al.*, 2009). Trabajos en otros países reportaron en liebre europeas seroprevalencias de 5,7% en Grecia (Tsokana *et al.*, 2019) y prevalencias obtenidas por métodos moleculares de 5,5% en República Checa, donde a su vez se identificó al genotipo clonal II en las muestras analizadas, que es el genotipo predominante en el continente europeo (Račka *et al.*, 2021; Bernstein *et al.*, 2018). A su vez Dubey (2022) recopiló datos serológicos de diferentes países sobre toxoplasmosis en especies de liebres, exhibiendo seroprevalencias de 1,3% a 21%, evidenciando el contacto de este mamífero con *T. gondii*. Si bien este lagomorfo exótico se distribuye a lo largo de Argentina, excepto en la provincia de Tierra del Fuego, y se encuentra expuesto a contactar con ooquistes de *T. gondii* presentes en pasturas, hasta el momento no se ha confirmado la infección en Argentina (Monteverde *et al.*, 2019).

PA en gecónidos

Las especies de *Cryptosporidium* descritas en el Orden Squamata, al cual pertenecen los reptiles gecónidos, son *C. serpentis* y *C. varanii* (sinónimo *C. saurophilum*), en un principio se las consideraba especies específicas para hospedadores poiquilotermos, viendo restringida a estos sus posibilidades de infección. Se consideraba que las especies de *Cryptosporidium* de hospedadores homeotermos eran incapaces de infectar reptiles (Kváč *et al.*, 2014). Sin embargo, Schou *et al.* (2022) han detectado *C. parvum* en una lagartija gecko (*Mediodactylus kotschy*) que cohabitaba con rumiantes domésticos, y Chen & Qiu (2012) han reportado la infección de un ternero por *C. serpentis*, confirmando la transmisión de *Cryptosporidium* spp. entre reptiles y mamíferos. En Argentina únicamente se ha detectado *C. saurophilum* en un ejemplar de gecko leopardo en cautiverio (Dellarupe *et al.*, 2016). Localmente se desconoce la prevalencia de *Cryptosporidium* zoonóticas en reptiles, siendo importante su estudio ya que cada vez es más frecuente la presencia de geckos introducidos en espacios urbanos, los cuales se encuentran en estrecho contacto con personas y animales domésticos (Cabrera *et al.*, 2022).

Conclusiones finales

Las poblaciones silvestres infectadas por protozoarios apicomplejos en su hábitat natural sugieren la existencia de ciclos específicos para este tipo de especies, denominados ciclos silvestres (Gondim, 2006). Ciertos factores favorecen el contacto parásito-hospedador, siendo uno de ellos la cohabitación de especies domésticas, silvestres y seres humanos, que conlleva a la transmisión de microorganismos desde humanos/animales domésticos a hospedadores silvestres (*spill over*) y viceversa (*spill back*) (Daszak *et al.*, 2000). Asimismo, la presencia de especies exóticas amplía el rango de hospedadores favoreciendo la propagación y el establecimiento de los apicomplejos en el medio ambiente. Por su parte, los individuos en cautiverio se encuentran expuestos a especies parasitarias con las que no han tenido contacto previo, siendo más propensos a infectarse de encontrarse ellas en el ambiente y manifestándose la enfermedad de forma fatal, dependiendo en parte de la susceptibilidad propia de la especie y el estado inmunitario del animal. Los hábitos etológicos influyen en la dinámica de la interacción parásito-hospedador, siendo aquellos individuos de comportamiento arbóreo menos vulnerables a infectarse por protozoarios apicomplejos que las especies de hábitos terrestres. La interpretación de resultados en especies silvestres debe ser criteriosa pues los métodos diagnósticos indirectos más frecuentemente utilizados, como la IFI/ELISA, han sido validados para su uso en especies domésticas (Pardini *et al.*, 2012; Campero *et al.*, 2018). Además, se debe considerar la posibilidad de degradación de inmunoglobulinas por autólisis en muestras obtenidas de animales muertos. Más aún, la detección de anticuerpos en especies silvestres por medio de conjugados comerciales podría implicar falsos negativos o subestimar títulos serológicos si la especie analizada es filogenéticamente distante a la especie que reconoce el conjugado. Las pruebas serológicas que no requieren del uso de conjugados anti-especie como los ELISAs de competición para neosporosis (Fuchs *et al.*, 2007; Baldone *et al.*, 2009) y las pruebas de aglutinación para toxoplasmosis (Basso *et al.*, 2007; Martino *et al.*, 2004; 2017) son más aplicables para animales silvestres. La aglutinación difiere en su sensibilidad según la naturaleza del antígeno utilizado, siendo superior si utilizan antígenos naturalmente particulados (prueba de aglutinación modificada, MAT) e inferior si utilizan antígenos artificialmente particulados (prueba de aglutinación en látex, LAT/hemoaglutinación indirecta, HAI) (Novoa *et al.*, 2023; Tuntasuvan *et al.*, 2001). Además, la presencia de anticuerpos anti-protozoarios si bien evidencia un contacto parásito-hospedador, no es indicativo de infección. Para ello se deben realizar métodos directos parasitológicos y moleculares. La observación de formas parasitarias sugiere la presencia del parásito en el hospedador, sin embargo, su sensibilidad puede variar según la muestra, grado de autólisis y carga parasitaria, por lo que resulta indispensable su confirmación molecular. La detección de ADN parasitario requiere de un correcto diseño de los primers, pudiendo estos amplificar una región conservada y común a un género parasitario o bien una región acotada específica de una especie. La aplicación de métodos de secuenciación en muestras positivas a una PCR género específica permite comparar respecto a secuencias publicadas en las bases de datos. Esta herramienta es de particular interés para el diagnóstico molecular de los géneros *Sarcocystis* y *Cryptosporidium*, debido a que agrupan a un gran número de especies. Por su parte, *N. caninum* y *T. gondii* son detectados mediante PCR especies específicas. Finalmente, es posible caracterizar cepas de *N. caninum* mediante la tipificación multilocus de secuencias de microsatélites (MSLT) y de *T. gondii* principalmente por polimorfismo de longitud de fragmentos de restricción (RFLP), pudiendo inferir la virulencia de las cepas/genotipos actuantes. Es necesario continuar evaluando la interacción de los protozoarios apicomplejos con las especies silvestres presentes en Argentina y evaluar el impacto que generan estas parasitosis en las especies nativas, identificar el riesgo sanitario que representan para animales domésticos, seres humanos y especies silvestres en cautiverio e implementar medidas preventivas.

Financiación

La presente revisión fue parcialmente financiada con fondos de la Agencia Nacional de Promoción de la Investigación, el Desarrollo Tecnológico y la Innovación (AGENCIA I+D+i) Proyecto de Investigación Científica y Tecnológica (PICT) “Estudios parasitológicos y moleculares de protozoos Apicomplexa de importancia en el contexto de Una Salud en fauna silvestre introducida en Argentina” (PICT-2021-I-GRF1-0083).

Declaración de autoría

Marina Runco: escritura- borrador original, curaduría de datos. María Laura Gos: Conceptualización; revisión y edición. María Laura Guichón: revisión y edición. Lucía María Campero: Conceptualización; revisión y edición; adquisición de fondos. María Cecilia Venturini: Revisión y edición.

Conflicto de intereses

Las autoras declaran que no existe conflicto de intereses, incluyendo entre estos últimos las relaciones financieras, personales o de otro tipo con otras personas u organizaciones, que pudieran influir de manera inapropiada en el trabajo.

Referencias

- Almería S. 2013. *Neospora caninum* and Wildlife. ISRN Parasitology. 2013:947347. <https://doi.org/10.5402/2013/947347>
- Aramini JJ, Stephen C, Dubey JP. 1998. *Toxoplasma gondii* in Vancouver Island cougars (*Felis concolor vancouverensis*): serology and oocyst shedding. The Journal of Parasitology. 84(2):438-40.
- Arenales A, Hoppe EGL, Gardiner C, Mol JPS, Werther K, Santos RL. 2021. Histopathology and microscopic morphology of protozoan and metazoan parasites of free ranging armadillos in Brazil. Pesquisa Veterinária Brasileira. 41:e06868. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-pvb-6868>
- Baldone VN, Fuchs LI, Rojas MdelC, Fort MC, Venturini MC, Giménez HD. 2009. Neosporosis y toxoplasmosis en la liebre europea (*Lepus europaeus*) en la provincia de La Pampa (Argentina). Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana. 43(4):633-6. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/110693>
- Bartley PM, Wright SE, Zimmer IA, Roy S, Kitchener AC, Meredith A, Innes EA, Katzer F. 2013. Detection of *Neospora caninum* in wild carnivores in Great Britain. Veterinary Parasitology. 192(1-3):279-83. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.10.001>
- Basset C, Gos ML, Steffen KD, Helman E, Fite B, Olaizola PL, Unzaga JM. 2024. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in family farming goats from the Luracatao Valley, Salta, Argentina. Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports. 49:100992. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2024.100992>
- Basso W, Venturini MC, Moré G, Quiroga A, Bacigalupe D, Unzaga JM, Larsen A, Laplace R, Venturini L. 2007. Toxoplasmosis in captive Bennett's wallabies (*Macropus rufogriseus*) in Argentina. Veterinary Parasitology. 144(1-2):157-61. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.09.030>
- Basso W, Moré G, Quiroga MA, Pardini L, Bacigalupe D, Venturini L, Valenzuela MC, Balducchi D, Maksimov P, Schares G, Venturini MC. 2009. Isolation and molecular characterization of *Toxoplasma gondii* from captive slender-tailed meerkats (*Suricata suricatta*) with fatal toxoplasmosis in Argentina. Veterinary Parasitology. 161(3-4):201-6. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.01.006>
- Basso W, Moré G, Quiroga MA, Balducchi D, Schares G, Venturini MC. 2014. *Neospora caninum* is a cause of perinatal mortality in axis deer (*Axis axis*). Veterinary Parasitology. 199(3-4):255-8. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.020>
- Battisti E, Zanet S, Trisciuglio A, Bruno S, Ferroglio E. 2018. Circulating genotypes of *Toxoplasma gondii* in Northwestern Italy. Veterinary Parasitology. 2018. 253:43-7. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.02.023>
- Beldomenico PM, Uhart M, Bono MF, Marull C, Baldi R, Peralta JL. 2003. Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia. Veterinary Parasitology. 118:71-7. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.09.008>
- Bentancourt Rossoli JV, Moré G, Soto-Cabrera A, Moore DP, Morrell EL, Pedrana J, Scioli MV, Campero LM, Basso W, Hecker YP, Scioscia NP. 2023. Identification of *Sarcocystis* spp. in synanthropic (Muridae) and wild (Cricetidae) rodents from Argentina. Parasitology Research. 123(1):31. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-08036-6>
- Bernstein M, Pardini L, Moré G, Unzaga JM, Su C, Venturini MC. 2018. Population structure of *Toxoplasma gondii* in Argentina. Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases. 65:72-9. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2018.07.018>

- Berra Y, Moré G, Helman E, Argibay HD, Orozco MM. 2023. Identification of a new *Sarcocystis* sp. in marsh deer (*Blastocerus dichotomus*) from wetlands of Argentina. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 20:39-45. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2022.12.007>
- Bier NS, Stollberg K, Mayer-Scholl A, Johne A, Nöckler K, Richter M. 2020. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in wild boar and deer in Brandenburg, Germany. *Zoonoses and Public Health*. 67(6):601-6. <https://doi.org/10.1111/zph.12702>
- Bolais PF, Galal L, Cronemberger C, Pereira FA, Barbosa ADS, Dib LV, Amendoeira MRR, Dardé ML, Mercier A. 2022. *Toxoplasma gondii* in the faeces of wild felids from the Atlantic Forest, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 117:e210302. <https://doi.org/10.1590/0074-02760210302>
- Burger M, Du Plessis EC, Suleman E, Gardner BR. 2017. Fatal disseminated toxoplasmosis in a zoological collection of meerkats (*Suricata suricatta*). *Journal of the South African Veterinary Association*. 88(0):e1-e5. <https://doi.org/10.4102/jsava.v88i0.1428>
- Cabrera MP, Vargas E, Stazonelli JC. 2022. Primera cita de *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés, 1818) en la provincia de Jujuy, Argentina. *Cuadernos de Herpetología*. 36(1):123-4. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/152988>
- Calero-Bernal R, Saugar JM, Frontera E, Pérez-Martín JE, Habela MA, Serrano FJ, Reina D, Fuentes I. 2015. Prevalence and genotype identification of *Toxoplasma gondii* in wild animals from southwestern Spain. *Journal of Wildlife Diseases*. 51(1):233-8. <https://doi.org/10.7589/2013-09-233>
- Calero-Bernal R, Pérez-Martín JE, Reina D, Serrano FJ, Frontera E, Fuentes I, Dubey JP. 2016. Detection of Zoonotic Protozoa *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis suisbominis* in Wild Boars from Spain. *Zoonoses and Public Health*. 63(5):346-50. <https://doi.org/10.1111/zph.12243>
- Campero LM, Moreno-Gonzalo J, Venturini MC, Moré G, Dellarupe A, Rambeaud M, Echaide IE, Valentini B, Campero CM, Moore DP, Cano DB, Fort M, Mota RA, Serrano-Martínez ME, Cruz-Vázquez C, Ortega-Mora LM, Álvarez-García G. 2018. An Ibero-American inter-laboratory trial to evaluate serological tests for the detection of anti-*Neospora caninum* antibodies in cattle. *Tropical Animal Health and Production*. 50(1):75-84. <https://doi.org/10.1007/s11250-017-1401-x>
- Campero LM, Basso W, Moré G, Fiorani F, Hecker YP, Echaide I, Cantón GJ, Cirone KM, Campero CM, Venturini MC, Moore DP. 2023. Neosporosis in Argentina: Past, present and future perspectives. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*. 41:100882. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2023.100882>
- Canova V, Helman E, Robles MDR, Abba AM, Moré G. 2023. First report of *Sarcocystis* spp. (Apicomplexa, Sarcocystidae) in *Lagostomus maximus* (Desmarest, 1917) (Rodentia, Chinchillidae) in Argentina. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 20:180-186. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2023.03.001>
- Cañón-Franco WA, Araújo FAP, López-Orozco N, Jardim MMA, Keid LB, Dalla-Rosa C, Cabral AD, Pena HFJ, Gennari SM. 2013. *Toxoplasma gondii* in free-ranging wild small felids from Brazil: Molecular detection and genotypic characterization. *Veterinary Parasitology*. 197(3-4): 462-9. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.07.019>
- Carme B, Demar M, Ajzenberg D, Dardé ML. 2009. Severe acquired toxoplasmosis caused by wild cycle of *Toxoplasma gondii*, French Guiana. *Emerging Infectious Diseases*. 15(4):656-8. <https://doi.org/10.3201/eid1504.081306>
- Cheadle MA, Tanhauser SM, Dame JB, Sellon DC, Hines M, Ginn PE, MacKay RJ, Greiner EC. 2001. The nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*) is an intermediate host for *Sarcocystis neurona*. *International Journal for Parasitology*. 31(4):330-5. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(01\)00177-1](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(01)00177-1)

- Chen F, Qiu H. 2012. Identification and characterization of a Chinese isolate of *Cryptosporidium serpentis* from dairy cattle. *Parasitology Research*. 111(4):1785-91. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3024-5>
- Coelho C, Vieira-Pinto M, Faria AS, Vale-Gonçalves H, Veloso O, Paiva-Cardoso Md, Mesquita JR, Lopes AP. 2014. Serological evidence of *Toxoplasma gondii* in hunted wild boar from Portugal. *Veterinary Parasitology*. 202(3-4):310-2. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.03.013>
- da Silva RC, Zetun CB, Bosco Sde M, Bagagli E, Rosa PS, Langoni H. 2008. *Toxoplasma gondii* and *Leptospira* spp. infection in free-ranging armadillos. *Veterinary Parasitology*. 157(3-4):291-3. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.08.004>
- Dakroub H, Sgroi G, D'Alessio N, Russo D, Serra F, Veneziano V, Rea S, Pucciarelli A, Lucibelli MG, De Carlo E, Fusco G, Amoroso MG. 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 AA, Hyatt AD. 2000. Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. *Science (New York, N.Y.)*. 287(5452): 443-9. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>
- de Almeida JC, de Melo RPB, de Moraes Pedrosa C, da Silva Santos M, de Barros LD, Garcia JL, Porto WJN, Mota RA. 2017. First isolation and RFLP genotyping of *Toxoplasma gondii* from crab-eating fox (*Cerdocyon thous-Linnaeus, 1766*). *Acta tropica*. 169:26-9. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.01.010>
- De Craeye S, Speybroeck N, Ajzenberg D, Dardé ML, Collinet F, Tavernier P, Van Gucht S, Dorny P, Dierick K. 2011. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in wildlife: common parasites in Belgian foxes and Cervidae? *Veterinary Parasitology*. 178(1-2):64-9. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.12.016>
- De Felice LA, Moré G, Cappuccio J, Venturini MC, Unzaga JM. 2020. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. from domestic pigs in Argentina. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*. 22:100473. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100473>
- Dellarupe A, Unzaga JM, Moré G, Kienast M, Larsen A, Stiebel C, Rambeaud M, Venturini MC. 2016. *Cryptosporidium varanii* infection in leopard geckos (*Eublepharis macularius*) in Argentina. *Open Veterinary Journal*. 6(2):98-101. <https://doi.org/10.4314/ovj.v6i2.5>
- Dellarupe A, Fitte B, Pardini L, Campero LM, Bernstein M, Robles MDR, Moré G, Venturini MC, Unzaga JM. 2019. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in synanthropic rodents from Argentina. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 28(1):113-8. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019009>
- DeLucia PM, Cheadle MA, Greiner EC. 2002. Prevalence of *Sarcocystis* sarcocysts in nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*) from Florida. *Veterinary Parasitology*. 103(3):203-5. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00594-5](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00594-5)
- Denk D, De Neck S, Khaliq S, Stidworthy MF. 2022. Toxoplasmosis in Zoo Animals: A Retrospective Pathology Review of 126 Cases. *Animals: An Open Access Journal from MDPI*. 12(5):619. <https://doi.org/10.3390/ani12050619>
- Destoumieux-Garzón D, Mavingui P, Boetsch G, Boissier J, Darriet F, Duboz P, Fritsch C, Giraudoux P, Le Roux F, Morand S, Paillard C, Pontier D, Sueur C, Voituren Y. 2018. The One Health Concept: 10 Years Old and a Long Road Ahead. *Frontiers in Veterinary Science*. 5:14. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00014>
- Dos Santos EO, Klain VF, Manrique SB, Roman IJ, Dos Santos HF, Sangioni LA, Vogel FSF, Reck J, Webster A, Padilha TC, de Almeida MAB, Dos Santos E, Born LC, Botton SA. 2022. The Influence of Landscape Structure

on the Occurrence of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii*, and *Sarcocystis* spp. in Free-Living Neotropical Primates. *Acta Parasitológica*. 67(4):1680-96. <https://doi.org/10.1007/s11686-022-00623-4>

Dubey JP, Venturini L, Venturini C, Basso W, Unzaga J. 1999. Isolation of *Sarcocystis falcatula* from the South American opossum (*Didelphis albiventris*) from Argentina. *Veterinary Parasitology*. 86(4):239-44. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(99\)00145-4](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(99)00145-4)

Dubey JP, Venturini L, Venturini MC, Speer CA. 2000. Isolation of *Sarcocystis speeri* Dubey and Lindsay, 1999 parasite from the South American opossum (*Didelphis albiventris*) from Argentina. *The Journal of Parasitology*. 86(1):160-3. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0160:IOSSDA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0160:IOSSDA]2.0.CO;2)

Dubey JP, Calero-Bernal R, Rosenthal BM, Speer CA, Fayer R. 2015a. *Sarcocystis of Animals and Humans*, 2nd Ed.. Boca Raton, Florida. CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b19184>

Dubey JP, Verma SK, Dunams D, Calero-Bernal R, Rosenthal BM. 2015b. Molecular characterization and development of *Sarcocystis speeri* sarcocysts in gamma interferon gene knockout mice. *Parasitology*. 142(13):1555-62. <https://doi.org/10.1017/S0031182015001109>

Dubey JP, Hemphill A, Calero-Bernal R, Schares G. 2017. *Neosporosis in Animals*. Boca Raton, CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781315152561>

Dubey JP, Murata FHA, Cerqueira-Cézar CK, Kwok OCH, Su C, Grigg ME. 2021a. Recent aspects on epidemiology, clinical disease, and genetic diversity of *Toxoplasma gondii* infections in Australasian marsupials. *Parasites & Vectors*. 14(1):301. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04793-4>

Dubey JP, Murata FHA, Cerqueira-Cézar CK, Kwok OCH, Yang Y, Su C. 2021b. Recent epidemiologic, clinical, and genetic diversity of *Toxoplasma gondii* infections in non-human primates. *Research in Veterinary Science*. 136:631-41. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2021.04.017>

Dubey JP. 2022. *Toxoplasmosis of Animals and Humans*. 3° Ed. Boca Raton, CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781003199373>

Dunn AM, Hatcher MJ. 2015. Parasites and biological invasions: parallels, interactions, and control. *Trends in Parasitology*. 31(5):189-99. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2014.12.003>

Equihua Zamora M, Garcia-Alaniz N, Pérez Maqueo O, Benitez Badillo G, Kolb M, Schmidt M, Equihua Benitez J, Maeda P, Álvarez Palacios J. Capítulo 33: Integridad ecológica como indicador de la calidad ambiental. En: González Zuhart CA, Vallarino A, Pérez Jiménez JC & Low Pfeng AM. 2014. Bioindicadores: guardianes de nuestro futuro ambiental. México D.F., El Colegio de la Frontera Sur, Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático, pp 695-718.

Fayer R, Esposito DH, Dubey JP. 2015. Human infections with *Sarcocystis* species. *Clinical Microbiology Reviews*. 28(2):295-311. <https://doi.org/10.1128/CMR.00113-14>

Feng Y, Guo R, Sang X, Zhang X, Li M, Li X, Yang N, Jiang T. 2023. A Systematic Meta-Analysis of Global *Sarcocystis* Infection in Sheep and Goats. *Pathogens*. 12(7):902. <https://doi.org/10.3390/pathogens12070902>

Fischer CP, Romero LM. 2019. Chronic captivity stress in wild animals is highly species-specific. *Conservation Physiology*. (1), coz093. <https://doi.org/10.1093/conphys/coz093>

Freitas BR, Rosa GD, Roman IJ, Cunha RC, Gressler LT, Cargnelutti JF, Vogel FSF. 2023. Molecular detection of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Sarcocystis* spp in tissues of *Sus scrofa* slaughtered in southern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 32(3):e004623. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023048>

- Fuchs L, Baldone V, Rojas M, Fort M, Bedotti D, Venturini MC, Giménez H. 2007. Prevalencia serológica a toxoplasmosis y neosporosis en el zorro gris pampeano (*Pseudalopex gymnocercus*) en la provincia de La Pampa (Argentina). [En línea] Disponible en: https://produccion-animal.com.ar/fauna/Fauna_Argentina_general/99-zorro.pdf [Consultado 01/03/2023]
- Gazzonis AL, Gjerde B, Villa L, Minazzi S, Zanzani SA, Riccaboni P, Sironi G, Manfredi MT. 2019. Prevalence and molecular characterisation of *Sarcocystis miescheriana* and *Sarcocystis sui hominis* in wild boars (*Sus scrofa*) in Italy. *Parasitology Research*. 118(4):1271-87. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06249-2>
- Gondim LF. 2006. *Neospora caninum* in wildlife. *Trends in Parasitology*. 22(6):247-52. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2006.03.008>
- Gonzalez-Moreno O, Hernandez-Aguilar RA, Piel AK, Stewart FA, Gracenea M, Moore J. 2013. Prevalence and climatic associated factors of *Cryptosporidium* sp. infections in savanna chimpanzees from Ugalla, Western Tanzania. *Parasitology Research*. 112(1):393-9. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3147-8>
- Gos ML, Manazza JA, Späth EJA, Pardini L, Fiorentino MA, Unzaga JM, Moré G, Venturini MC. 2017. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in goats from two Argentinean provinces. *Open Veterinary Journal*. 7(4):319-22. <https://doi.org/10.4314/ovj.v7i4.5>
- Hancke D, Suárez OV. 2020. Co-occurrence of and risk factors for *Cryptosporidium* and *Giardia* in brown rats from Buenos Aires, Argentina. *Zoonoses Public Health*. 67(8):903-12. <https://doi.org/10.1111/zph.12777>
- Heddergott M, Pikalo J, Müller F, Osten-Sacken N, Steinbach P. 2024. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in Wild American Mink (*Neogale vison*): The First Serological Study in Germany and Poland. *Pathogens*. 13(2):153. <https://doi.org/10.3390/pathogens13020153>
- Helman E, Dellarupe A, Cifuentes S, Chang Reissig E, Moré G. 2023. Identification of *Sarcocystis* spp. in wild boars (*Sus scrofa*) from Argentina. *Parasitology Research*. 122:471-478. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07743-w>
- Helman E, Dellarupe A, Steffen KD, Bernstein M, Moré G. 2024. Morphological and molecular characterization of *Sarcocystis* spp. in pigs (*Sus scrofa domestica*) from Argentina. *Parasitology International*. 100:102859. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2024.102859>
- Huang CC, Yang CH, Watanabe Y, Liao YK, Ooi HK. 2004. Finding of *Neospora caninum* in the wild brown rat (*Rattus norvegicus*). *Veterinary Research*. 35(3):283-90. <https://doi.org/10.1051/vetres:2004010>
- Hulme PE. 2014. Invasive species challenge the global response to emerging diseases. *Trends In Parasitology*. 30(6):267-270. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2014.03.005>
- Jenkins MC, Parker C, Hill D, Pinckney RD, Dyer R, Dubey JP. 2007. *Neospora caninum* detected in feral rodents. *Veterinary Parasitology*. 143(2):161-5. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.08.011>
- Juan-Sallés C, Prats N, López S, Domingo M, Marco AJ, Morán JF. 1997. Epizootic disseminated toxoplasmosis in captive slender-tailed meerkats (*Suricata suricatta*). *Veterinary Pathology*. 34(1):1-7. <https://doi.org/10.1177/030098589703400101>
- Kin MS, Fort M, Gimenez HD, Casanave EB. 2014. First record of *Toxoplasma gondii* in *Chaetophractus villosus* in Argentina. *Acta Parasitologica*. 60(1): 134-7. <https://doi.org/10.1515/ap-2015-0018>
- Kluyber D, Desbiez ALJ, Attias N, Massocato GF, Gennari SM, Soares HS, Bagagli E, Bosco SMG, Garcés HG, Ferreira JDS, Fontes ANB, Suffys PN, Meireles LR, Jansen AM, Luna EJA, Roque ALR. 2021. Zoonotic parasites

infecting free-living armadillos from Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*. 68(3):1639-51. <https://doi.org/10.1111/tbed.13839>

- Kowalewski MM, Salzer JS, Deutsch JC, Raño M, Kuhlenschmidt MS, Gillespie TR. 2011. Black and gold howler monkeys (*Alouatta caraya*) as sentinels of ecosystem health: patterns of zoonotic protozoa infection relative to degree of human-primate contact. *American Journal of Primatology*. 73(1): 75-83. <https://doi.org/10.1002/ajp.20803>
- Kváč M, McEvoy J, Stenger B, Clark M. Capítulo 5: Cryptosporidiosis in Other Vertebrates 2014 En: Cacciò & Widmer. 2014. *Cryptosporidium: parasite and disease*. 1ra edición. Vienna, Springer, pp237-323. https://doi.org/10.1007/978-3-7091-1562-6_5
- Lima DCV, Melo RPB, Andrade MR, DE Alcântara AM, Magalhães FJR, Carvalho JCS, Silva RAD, Costa MMD, Mota RA. 2019. Low frequency of antibodies anti-*Neospora caninum* in rodents in Fernando de Noronha Island, Brazil. *Anais Da Academia Brasileira De Ciências*. 91(4):e20190439. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201920190439>
- Lizana V, Gortázar C, Muniesa A, Cabezón Ó, Martí-Marco A, López-Ramon J, Cardells J. 2021. Human and environmental factors driving *Toxoplasma gondii* prevalence in wild boar (*Sus scrofa*). *Research In Veterinary Science*. 141:56-62. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2021.10.007>
- Luengos Vidal E, Farías A, Valenzuela AEJ, Caruso N. 2019. *Lycalopex gymnocercus*. En: SAyDS–SAREM (eds.) Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. [En línea] Disponible en: <http://cma.sarem.org.ar/es/especie-nativa/lycalopex-gymnocercus> [Consultado 01/05/2024].
- Machado DMR, de Barros LD, de Souza Lima Nino B, de Souza Pollo A, Dos Santos Silva AC, Perles L, André MR, Zacarias Machado R, Garcia JL, Lux Hoppe EG. 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>
- Margalit Levi M, Bueller-Rosenzweig A, Horowitz I, Bouznach A, Edery N, Savitsky I, Fleiderovitz L, Baneth G, Mazuz ML. 2017. Clinical Toxoplasmosis in Two Meerkats (*Suricata suricatta*) in Israel. *Israel Journal of Veterinary Medicine*. 72(1):49-54.
- Martino PE, Montenegro JL, Preziosi JA, Venturini C, Bacigalupe D, Stanchi NO, Bautista EL. 2004. Serological survey of selected pathogens of free-ranging foxes in southern Argentina, 1998--2001. *Revue Scientifique et Technique*. 23(3):801-6. <https://doi.org/10.20506/rst.23.3.1521>
- Martino PE, Samartino LE, Stanchi NO, Radman NE, Parrado EJ. 2017. Serology and protein electrophoresis for evidence of exposure to 12 mink pathogens in free-ranging American mink (*Neovison vison*) in Argentina. *The Veterinary Quarterly*. 37(1):207-11. <https://doi.org/10.1080/01652176.2017.1336810>
- Monteverde M, Cirignoli S, Bonino N, Gonzalez A, Aprile G. 2019. *Lepus europaeus*. En: SAyDS–SAREM (eds.) Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. [En línea] Disponible en: <http://cma.sarem.org.ar/index.php/es/especie-exotica/lepus-europaeus> [Consultado 01/05/2024].
- Moré G, Basso W, Bacigalupe D, Venturini MC, Venturini L. 2008a. Diagnosis of *Sarcocystis cruzi*, *Neospora caninum*, and *Toxoplasma gondii* infections in cattle. *Parasitology Research*. 102(4):671-5. <https://doi.org/10.1007/s00436-007-0810-6>

- Moré G, Pardini L, Basso W, Marin R, Bacigalupe D, Auad G, Venturini L, Venturini MC. 2008b. Seroprevalence of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis* sp. in llamas (*Lama glama*) from Jujuy, Argentina. *Veterinary Parasitology*. 155(1-2):158-60. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.04.003>
- Moré G, Bacigalupe D, Basso W, Rambeaud M, Beltrame F, Ramirez B, Venturini MC, Venturini L. 2009. Frequency of horizontal and vertical transmission for *Sarcocystis cruzi* and *Neospora caninum* in dairy cattle. *Veterinary Parasitology*. 160(1-2):51-4. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.10.081>
- Moré G, Pardini L, Basso W, Machuca M, Bacigalupe D, Villanueva MC, Schares G, Venturini MC, Venturini L. 2010. Toxoplasmosis and genotyping of *Toxoplasma gondii* in *Macropus rufus* and *Macropus giganteus* in Argentina. *Veterinary Parasitology*. 169(1-2): 57-61. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.004>
- Moré G, Abrahamovich P, Jurado S, Bacigalupe D, Marin JC, Rambeaud M, Venturini L, Venturini MC. 2011. Prevalence of *Sarcocystis* spp. in Argentinean cattle. 177(1-2):162-5. *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.11.036>
- Moré G, Rambeaud M, Braun F, Campero LM, Walkoski A, Venturini MC. 2016a. Isolation of *Sarcocystis neurona* from an opossum (*Didelphis albiventris*) in Argentina. *Journal of Equine Veterinary Science*. 39:S53. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2016.02.116>
- Moré G, Regensburger C, Gos ML, Pardini L, Verma SK, Ctibor J, Serrano-Martínez ME, Dubey JP, Venturini MC. 2016b. *Sarcocystis masoni*, n. sp. (Apicomplexa: Sarcocystidae), and redescription of *Sarcocystis aucheniae* from llama (*Lama glama*), guanaco (*Lama guanicoe*) and alpaca (*Vicugna pacos*). *Parasitology*. 143(5):617-26. <https://doi.org/10.1017/S003118201600007X>
- Mörner T, Obendorf DL, Artois M, Woodford MH. 2002. Surveillance and monitoring of wildlife diseases. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*. 21(1):67-76. <https://doi.org/10.20506/rst.21.1.1321>
- Muñoz-García C, Rendón-Franco E, López-Díaz O, Ruiz Romero R, Arechiga-Ceballos N, Villanueva-García C, Rodas-Martínez A, Valle-Lira M, Trillanes C, Arellano-Aguilar O. 2016. Colecta y conservación de muestras de fauna silvestre en condiciones de campo. Ciudad de México, Universidad Autónoma Metropolitana.
- Muradian V, Ferreira LR, Lopes EG, Esmerini PdeO, Pena HF, Soares RM, Gennari SM. 2012. A Survey of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* Infection in Urban Rodents from Brazil. *The Journal of Parasitology*. 98(1):128-34. <https://doi.org/10.1645/GE-2817.1>
- Novoa MB, Soler JP, Cirone KM, Hecker YP, Valentini BS, Primo ME, Moore DP. 2023. Use and comparison of serologic assays to detect anti-*Neospora caninum* antibodies in farmed red deer (*Cervus elaphus*). *Veterinary Parasitology*. 313:109839. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109839>
- Origlia J, Unzaga F, Piscopo M, Moré G. 2022. Fatal sarcocystosis in psittacine birds from Argentina. *Parasitology Research*. 121(1):491-7. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07375-6>
- Orozco MM, Ceballos LA, Pino M de la C, Gurtler RE. 2014. Local threats and potential infectious hazards to maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) in the southeastern Argentine Chaco. *Mammalia*. 78(3):339-49. <https://doi.org/10.1515/mammalia-2013-0067>
- Pardini L, Dellarupe A, Bacigalupe D, Quiroga MA, Moré G, Rambeaud M, Basso W, Unzaga JM, Schares G, Venturini MC. 2015. Isolation and molecular characterization of *Toxoplasma gondii* in a colony of captive black-capped squirrel monkeys (*Saimiri boliviensis*). *Parasitology International*. 64(6): 587-90. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2015.08.009>

- Prestrud KW, Dubey JP, Asbakk K, Fuglei E, Su C. 2008. First isolate of *Toxoplasma gondii* from arctic fox (*Vulpes lagopus*) from Svalbard. *Veterinary Parasitology*. 151(2-4):110-4. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2007.11.011>
- Račka K, Bártošová E, Juránková J, Hamidović A, Kucharovičová I, Šimek B, Kočišová A. 2021. Fatal toxoplasmosis in wild European brown hares (*Lepus europaeus*) in tularaemia endemic areas of the Czech Republic: Poses risk of infection for humans? *Transboundary and Emerging Diseases*. 68(4):1774-8. <https://doi.org/10.1111/tbed.13925>
- Regensburger CD, Gos ML, Ctibor J, Moré GA. 2015. Morphological and Molecular Characteristics of *Sarcocystis aucheniae* Isolated from Meat of Guanaco (*Lama guanicoe*). *Journal of Food Quality and Hazards Control*. 2:118-121.
- Reissig EC, Moré G, Massone A, Uzal FA. 2016. Sarcocystosis in wild red deer (*Cervus elaphus*) in Patagonia, Argentina. *Parasitology Research*. 115(5):1773-8. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-4915-7>
- Reissig EC, Helman E, Moré G. 2020. *Sarcocystis* spp. infection in South American deer huemul (*Hippocamelus bisulcus*) and pudu (*Pudu puda*) from Patagonian National Parks, Argentina. *Parasitology Research*. 119(11):3915-3922. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06889-9>
- Ribas MP, Almería S, Fernández-Aguilar X, De Pedro G, Lizarraga P, Alarcia-Alejos O, Molina-López R, Obón E, Gholipour H, Temiño C, Dubey JP, Cabezón O. 2018. Tracking *Toxoplasma gondii* in freshwater ecosystems: interaction with the invasive American mink (*Neovison vison*) in Spain. *Parasitology Research*. 117(7):2275-81. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5916-5>
- Richini-Pereira VB, Marson PM, Silva RC, Langoni H. 2016. Genotyping of *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis* spp. in road-killed wild mammals from the Central Western Region of the State of São Paulo, Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. 49(5):602-7. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0270-2016>
- Romero S, Carletti T, Decker Franco C, Moré G, Schnittger L, Florin-Christensen M. 2017. Seropositivity to *Sarcocystis* infection of llamas correlates with breeding practices. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 10:65-70. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2017.08.006>
- Rooney AL, Limon G, Vides H, Cortez A, Guitian J. 2014. *Sarcocystis* spp. in llamas (*Lama glama*) in Southern Bolivia: a cross sectional study of the prevalence, risk factors and loss in income caused by carcass downgrades. *Preventive Veterinary Medicine*. 116(3):296-304. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2013.11.014>
- Saeed MA, Rashid MH, Vaughan J, Jabbar A. 2018. Sarcocystosis in South American camelids: The state of play revisited. *Parasites & Vectors*. 11(1):146. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2748-1>
- Salas-Fajardo MY, Benavides J, Azevedo A, Figueiras P, Monteiro M, Orge L, Mendonça P, Carvalho P, Waap H, Ortega-Mora LM, Calero-Bernal R. 2023. Fatal toxoplasmosis in a captive squirrel monkey (*Saimiri boliviensis*) in Portugal. *Veterinary Research Communications*. 47(4):2363-70. <https://doi.org/10.1007/s11259-023-10179-x>
- Sánchez-González MA. 2021. Historia y futuro de las pandemias. *Revista Médica Clínica Las Condes*. 32(1):7-13. <https://doi.org/10.1016/j.rmclc.2020.12.007>
- Saraf P, Shwab EK, Dubey JP, Su C. 2017. On the determination of *Toxoplasma gondii* virulence in mice. *Experimental Parasitology*. 174:25-30. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2017.01.009>
- Schou C, Hasapis K, Karanis P. 2022. Molecular identification of *Cryptosporidium* species from domestic ruminants and wild reptiles in Cyprus. *Parasitology Research*. 121(7):2193-8. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07527-2>

- Scioscia NP, Gos ML, Denegri GM, Moré G. 2017a. Molecular characterization of *Sarcocystis* spp. in intestine mucosal scrapings and fecal samples of Pampas fox (*Lycalopex gymnocercus*). *Parasitology International*. 66(5):622-6. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2017.06.004>
- Scioscia NP, Olmos L, Gorosábel A, Bernad L, Pedrana J, Hecker YP, Gual I, Gos ML, Denegri GM, Moore DP, Moré G. 2017b. Pampas fox (*Lycalopex gymnocercus*) new intermediate host of *Sarcocystis svanai* (Apicomplexa: Sarcocystidae). *Parasitology International*. 66(3):214-8. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2017.01.021>
- Scioscia NP, Hecker YP, Arranz-Solís D, Pedrana J, Urtizbiria FN, Campero LM, Olmos L, Scioli MV, Dorsch MA, Fiorani F, Cheuquepan F, Denegri GM, Moré G, Moore DP. 2022. Pampas fox (*Lycalopex gymnocercus*) of the Argentine Pampas as intermediate host for *Neospora caninum*. *Parasitology International*. 88:102549. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2022.102549>
- Seltmann A, Schares G, Aschenborn OHK, Heinrich SK, Thalwitzer S, Wachter B, Czirják GÁ. 2020. Species-specific differences in *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Besnoitia besnoiti* seroprevalence in Namibian wildlife. *Parasites & Vectors*. 13(1):7. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3871-3>
- Sengupta ME, Pagh S, Stensgaard AS, Chriel M, Petersen HH. 2021. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Cryptosporidium* in Feral and Farmed American Mink (*Neovison vison*) in Denmark. *Acta Parasitologica / Witold Stefański Institute of Parasitology, Warszawa, Poland*. 66(4):1285-91. <https://doi.org/10.1007/s11686-021-00409-0>
- Sepúlveda MA, Muñoz-Zanzi C, Rosenfeld C, Jara R, Pelican KM, Hill D. 2011. *Toxoplasma gondii* in feral American minks at the Maullín river, Chile. *Veterinary Parasitology*. 175(1-2):60-5. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.09.020>
- Servián A, Zonta M, Cociancic P, Falcone A, Ruybal P, Capasso S, Navone GT. 2020. Morphological and molecular characterization of *Bertiella* sp. (Cestoda, Anoplocephalidae) infection in a human and howler monkeys in Argentina. *Parasitology Research*. 119(4):1291-300. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06615-5>
- Snak A, Delgado L, Osaki S. 2019. *Cryptosporidium parvum* in captive primates of Parque Municipal Danilo Galafassi, Paraná, Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*. 40(2):987-92. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n2p987>
- Soler JP, Dellarupe A, Moré G. 2021. *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections and their relationship with reproductive losses in farmed red deer (*Cervus elaphus*). *Parasitology Research*. 120(5):1851-60. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07104-z>
- Soler JP, Moré G, Urtizbiria F, Hecker YP, Cirone KM, Scioli MV, Paolicchi FA, Fiorentino MA, Uriarte ELL, Cantón GJ, Verna AE, Morrell EL, Moore DP. 2022. Epidemic abortions due to *Neospora caninum* infection in farmed red deer (*Cervus elaphus*). *Parasitology Research*. 121:1475-85. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07488-6>
- Stuart P, Zintl A, De Waal T, Mulcahy G, Hawkins C, Lawton C. 2013. Investigating the role of wild carnivores in the epidemiology of bovine neosporosis. *Parasitology*. 140(3):296-302. <https://doi.org/10.1017/S0031182012001588>
- Superina M, Garner MM, Aguilar RF. 2009. Health evaluation of free-ranging and captive pichis (*Zaedyus pichiy*; Mammalia, Dasypodidae), in Mendoza Province, Argentina. *Journal of Wildlife Diseases*. 45(1):174-83. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-45.1.174>
- Tsokana CN, Sokos C, Giannakopoulos A, Birtsas P, Athanasiou LV, Valiakos G, Sofia M, Chatzopoulos DC, Kantere M, Spyrou V, Burriel AR, Billinis C. 2019. Serological and molecular investigation of selected parasitic pathogens in European brown hare (*Lepus europaeus*) in Greece: inferring the ecological niche of *Toxoplasma*

- gondii* and *Leishmania infantum* in hares. Parasitology Research. 118(9):2715-21. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06388-6>
- Tuntasuvan D, Mohkaew K, Dubey JP. 2001. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in elephants (*Elephas maximus indicus*) in Thailand. The Journal of Parasitology. 87(1):229-30. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[0229:SOTGIE\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[0229:SOTGIE]2.0.CO;2)
- Uhart MM, Rago MV, Marull CA, Ferreyra H del V, Pereira JA. 2012. Exposure to selected Pathogens in to selected pathogens in Geoffroy's cats and domestic carnivores from central Argentina. Journal of Wildlife Diseases. 48(4):899-909. <https://doi.org/10.7589/2011-05-137>
- Van Wormer E, Fritz H, Shapiro K, Mazet JAK, Conrad PA. 2013. Molecules to modeling: *Toxoplasma gondii* oocysts at the human–animal–environment interface. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases. 36(3): 217-231. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2012.10.006>
- Venturini L, Bacigalupe D, Basso W, Unzaga JM, Moré G, Venturini MC. 2006. *Cryptosporidium parvum* en animales domésticos y en monos de un Ka. Parasitología Latinoamericana. 61(1-2):90-3. <https://doi.org/10.4067/s0717-77122006000100014>
- Vitaliano SN, Soares HS, Minervino AH, Santos AL, Werther K, Marvulo MF, Siqueira DB, Pena HF, Soares RM, Su C, Gennari SM. 2014. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from Brazilian wildlife revealed abundant new genotypes. International Journal for Parasitology. Parasites and wildlife. 3(3):276-83. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.09.003>
- West KA, Heymann EW, Mueller B, Gillespie TR. 2013. Patterns of Infection with *Cryptosporidium* sp. and *Giardia* sp. in Three Species of Free-Ranging Primates in the Peruvian Amazon. International Journal of Primatology. 34:939–45. <https://doi.org/10.1007/s10764-013-9710-z>
- Winter M, Abate SD, Pasqualetti MI, Fariña FA, Ercole ME, Pardini L, Moré G, Venturini MC, Perera N, Corominas MJ, Mancini S, Alonso B, Marcos A, Veneroni R, Castillo M, Birochio DE, Ribicich MM. 2019. *Toxoplasma gondii* and *Trichinella infections* in wild boars (*Sus scrofa*) from Northeastern Patagonia, Argentina. Preventive Veterinary Medicine. 168:75-80. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.04.014>
- Wünschmann A, Rejmanek D, Conrad PA, Hall N, Cruz-Martinez L, Vaughn SB, Barr BC. 2010. Natural fatal *Sarcocystis falcatula* infections in free-ranging eagles in North America. Journal Of Veterinary Diagnostic Investigation: Official Publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc. 22(2):282-9. <https://doi.org/10.1177/104063871002200222>
- Xiao L, Feng Y. 2008. Zoonotic cryptosporidiosis. FEMS Immunology and Medical Microbiology. 52(3):309-23. <https://doi.org/10.1111/j.1574-695X.2008.00377.x>
- Yan C, Liang LJ, Zheng KY, Zhu XQ. 2016. Impact of environmental factors on the emergence, transmission and distribution of *Toxoplasma gondii*. Parasites & Vectors. 9:137. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1432-6>
- Zanet S, Sposimo P, Trisciuglio A, Giannini F, Strumia F, Ferroglio E. 2014. Epidemiology of *Leishmania infantum*, *Toxoplasma gondii*, and *Neospora caninum* in *Rattus rattus* in absence of domestic reservoir and definitive hosts. Veterinary Parasitology. 199(3-4):247–9. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.023>
- Zanet S, Occhibove F, Capizzi D, Fratini S, Giannini F, Hoida AD, Sposimo P, Valentini F, Ferroglio E. 2023. Zoonotic Microparasites in Invasive Black Rats (*Rattus rattus*) from Small Islands in Central Italy. Animals: An Open Access Journal From MDPI. 13(20):3279. <https://doi.org/10.3390/ani13203279>

- Zhang XX, Cong W, Ma JG, Lou ZL, Zhao Q, Meng QF, Qian AD, Zhu XQ. 2016. First genetic characterization of *Toxoplasma gondii* infection in Arctic foxes (*Vulpes lagopus*) in China. *Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases*. 44:127-9. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2016.06.042>
- Zhu S, Shapiro K, VanWormer E. 2022. Dynamics and epidemiology of *Toxoplasma gondii* oocyst shedding in domestic and wild felids. *Transboundary and Emerging Diseases*. 69(5):2412-2423. <https://doi.org/10.1111/tbed.14197>

AmeliCA

Disponible en:

<https://portal.amelica.org/amelica/journal/25/254942010/254942010.pdf>

Cómo citar el artículo

Número completo

Más información del artículo

Página de la revista en portal.amelica.org

AmeliCA

Ciencia Abierta para el Bien Común

Marina Runco, María Laura Gos, María Laura Guichón,
Lucía María Campero, María Cecilia Venturini

**Hospedadores silvestres en Argentina de los géneros
Sarcocystis, Toxoplasma, Neospora y Cryptosporidium
Wild hosts of Sarcocystis, Toxoplasma, Neospora and
Cryptosporidium in Argentina**

Analecta Veterinaria

vol. 44, e091, 2024

Universidad Nacional de La Plata, Argentina

analecta@fcv.unlp.edu.ar

ISSN: 0365-5148

ISSN-E: 1514-2590

DOI: <https://doi.org/10.24215/15142590e091>



CC BY-NC-SA 4.0 LEGAL CODE

**Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-
CompartirIgual 4.0 Internacional.**