

COMUNICACIÓN

Primer reporte de micoplasmosis en *Procyon cancrivorus* en cautiverio en Asunción, Paraguay

First report of mycoplasmosis in *Procyon cancrivorus* captivity in Asuncion, Paraguay

**Diego Dacak^{1,7}, José Petters^{2,8}, Lilian Batista-Cirne³, Mónica Lucero⁴,
Romina Aliendre⁴, Jorge Guzmán⁵, Renato Ordóñez⁶**

RESUMEN

La micoplasmosis es considerada una enfermedad emergente entre las poblaciones de vida silvestre. El presente trabajo reporta el caso de micoplasmosis en tres *Procyon cancrivorus* en cautiverio en la ciudad de Asunción, Paraguay. El diagnóstico se realizó a partir de citología, por medio de frotis de sangre periférica utilizando tinción de Giemsa y Diffquick. Los tres animales fueron tratados con enrofloxacin (10 mg/kg), presentando una rápida y pronta recuperación.

Palabras clave: aguará popé, diagnóstico, hemoplasma, fauna silvestre

ABSTRACT

Mycoplasmosis is considered an emerging disease among wildlife populations. The present work reports the case of mycoplasmosis in three *Procyon cancrivorus* in captivity in the city of Asunción, Paraguay. The diagnosis was done through cytology, using peripheral blood smears stained with Giemsa and Diffquick. The three animals were treated with enrofloxacin (10 mg/kg), showing a quick and prompt recovery.

Key words: crab-eating raccoon, diagnosis, hemoplasma, wildlife

¹ Veterinaria Diego Dacak, Asunción, Paraguay

² Servicio Nacional de Calidad y Salud Animal (SENACSA), San Lorenzo, Paraguay

³ Centro Universitario de Valença – UNIFAA - Medicina Veterinaria, Valença-RJ, Brasil

⁴ Clínica Veterinaria Tacuary, Asunción, Paraguay

⁵ Veterinaria Animal House, Cartagena, Colombia

⁶ Hospital Veterinario Animalopolis, Guayaquil, Ecuador

⁷ E-mail: diegodacak@hotmail.com

⁸ E-mail gasparpy@hotmail.com

Recibido: 20 de abril de 2020

Aceptado para publicación: 20 de noviembre de 2020

Publicado: 23 de febrero de 2021

INTRODUCCIÓN

La fragmentación de los hábitats y el aumento de la proximidad entre las comunidades humanas, animales domésticos y silvestres puede facilitar la aparición de enfermedades emergentes, diseminación de patógenos y alteraciones del patrón epidemiológico de las enfermedades (Furtado, 2010). El personal encargado del manejo de especies silvestres debe ser consciente de las enfermedades emergentes en la región para minimizar el posible impacto de tales enfermedades en la población animal, tanto doméstica como silvestre, así como en los humanos (Williams *et al.*, 2002).

Los hemoplasmas son bacterias pleomórficas responsables de una variedad de enfermedades en humanos, animales y plantas. Estas bacterias pertenecen a la familia Mycoplasmataceae y se localizan en las regiones epicelulares de los eritrocitos, siendo el género *Mycoplasma* de mayor importancia en medicina veterinaria (Baker *et al.*, 1998; Biondo *et al.*, 2009). Como en muchas otras enfermedades infecciosas, los estudios epidemiológicos sobre *Mycoplasma* en animales de vida silvestre son escasos.

La micoplasmosis puede afectar a un gran número de animales silvestres, entre ellos rumiantes silvestres (Arif *et al.*, 2007; Friend, 2006), primates no humanos (Moller *et al.*, 1978; Stipkovits, 1989, 1990; Schoeb *et al.*, 1997), elefantes (Kirchhoff *et al.*, 1996), reptiles; (Hill, 1985) y aves (Luttrell *et al.*, 2001; Ley *et al.*, 2006), solo por citar algunos.

Se tiene evidencia de aislamiento de micoplasmas en el mapache norteamericano (*Procyon lotor*) en vida libre (Volokhov *et al.*, 2017), así como en el perro mapache japonés (*Nyctereutes procyonoides viverrinus*) (Kanamoto *et al.*, 1981). Los signos y síntomas están asociados con una condición clínica caracterizada por epifisitis y periostitis (Williams y Barker, 2001), siendo identificado por primera vez en mapaches

silvestres en Canadá por Williams y Barker (2001).

En Sudamérica y parte de Centroamérica existe una especie del género *Procyon* conocido como aguará popé u osito lavador (*P. cancrivorus*). Según Rodrigues y Auricchio (1994), tiene una amplia distribución geográfica, encontrándose en todo el territorio neotropical desde Costa Rica y Panamá hasta Uruguay, noreste de Argentina, Brasil y Paraguay. En el territorio paraguayo, se distribuye en casi todos los departamentos y ecosistemas, con excepción del departamento de Boquerón (Reid *et al.*, 2016).

P. cancrivorus es un carnívoro silvestre, que alcanza 1 m de longitud, incluida la cola, y pesa hasta 10 kg. Su pelaje puede variar desde marrón oscuro a gris, siendo fácilmente identificado por una máscara negra que se extiende desde los ojos hasta la base de la mandíbula. La cola es larga y peluda con rayas que forman de 5 a 10 anillos oscuros, que permanece baja durante el trote. La cabeza es corta con el hocico puntiagudo, las orejas son de color negro semi redondeado con bordes blancos, y los ojos son grandes, negros, redondos y casi enteramente orientados hacia adelante (Cámara y Murta, 2003; Cubas *et al.*, 2006; Mamede y Alho, 2006; Reis *et al.*, 2006).

Se reporta la presencia de *Mycoplasma* sp en *Procyon cancrivorus*, siendo el primer reporte para la especie, tanto para animales en cautiverio como de vida libre, en Paraguay.

CASO CLÍNICO

El caso clínico fue reportado en el municipio de la ciudad de Asunción, departamento Central, Paraguay, ubicado a una altitud de 89 msnm, el 10 de julio de 2018. El médico veterinario fue contactado por el propietario. En un recinto de aproximadamente 2 m² y de



Figura 1. Contención física de un *Procyon cancrivorus* y toma de muestra de sangre periférica a partir de vena marginal de la oreja

2.5 m de alto se encontraban tres ejemplares de *Procyon cancrivorus* (dos hembras y un macho de 4-5 meses de edad).

En la valoración física, el peso promedio de los tres ejemplares fue entre 4 y 6 kg, presentaban estado febril (39.5 °C), estado de letargia, inapetencia, apatía, disminución de peso, poca o nula movilidad del tren posterior que progresó en una paraplejia y con mucosas pálidas. Además, los ejemplares estaban infestados con garrapatas (*Rhipicephalus* spp) y pulgas (*Ctenocephalides* spp). El propietario manifestó que había tenido cuatro ejemplares, pero que uno murió días antes, sin haber manifestado signos clínicos previos. A la anamnesis e inspección clínica de los ejemplares se constató la presencia de signos clínicos compatibles con micoplasmosis, erlichiosis o babesiosis.

Se procedió a la toma de sangre periférica de los ejemplares, a partir de la vena marginal de la oreja, realizando la sujeción

física siguiendo el método propuesto por Torres-Chaparro y Quintero-Sánchez (2006) (Figura 1). Se hicieron frotis a partir de la muestra de sangre en láminas portaobjetos, secadas al aire, fijadas en alcohol metílico y almacenadas en contenedores a temperatura ambiente, para su envío al laboratorio de la clínica veterinaria. También se tomaron muestras de sangre a partir de la vena safena (1 ml) en tubos con anticoagulante EDTA y remitidas al laboratorio del Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Animal (SENACSA), para el análisis del hemograma.

Las muestras de frotis sanguíneo fueron analizadas mediante técnicas citológicas, según el protocolo de Valenciano y Cowell (2019). Los frotis fueron coloreados con Giemsa y con Diffquick, esta última es una variante comercial de la tinción de Romanowsky (Martoja M y Martoja R, 1974). Las láminas teñidas fueron observadas en un microscopio Advanced Optical UB200i-br en aumentos de 40X y 100X. La interpretación de los resultados se realizó teniendo en como referencia las imágenes publicadas por Weiss y Wardrop (2010) y Reagan *et al.* (2019) y consultas con expertos en el área.

RESULTADOS

El diagnóstico citológico fue positivo para micoplasmosis en los tres individuos. Se observaron estructuras de 8 µm compatibles con *Mycoplasma* sp, sin pared celular, de forma redondeada (cocos), en bastones anillos que se adhieren a la pared de los eritrocitos (Figura 2), dacriocitos (hematíes en forma de lágrima) y trombocitosis (formando agregados en algunos casos). Lastimosamente no se pudo llegar al resultado del hemograma, porque la muestra se dañó durante el traslado al laboratorio. No se tomaron muestras adicionales por decisión de los técnicos para no estresar a los animales en una segunda captura y colecta y por la negación de los propietarios, luego de ver mejoría en los animales.

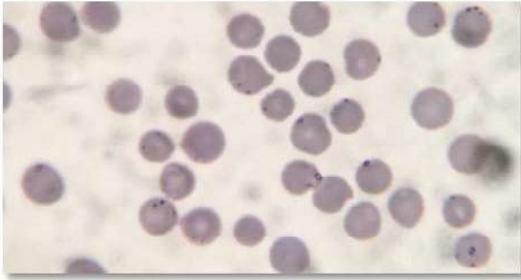


Figura 2. Microscopía de frotis sanguíneo de *Procyon cancrivorus*. Se observan estructuras de 8 μm compatibles con *Mycoplasma* sp, sin pared celular, de forma redonda, dentro de los eritrocitos

Los animales fueron tratados con enrofloxacin (10 mg/kg) cada 48 h por dos semanas (Carpenter, 2018), mostrando una rápida y pronta mejoría, tal y como se observa en la Figura 3, tomada 15 días después del inicio del tratamiento. Al término del tratamiento se tomaron muestras de sangre y no se encontraron estructuras compatibles con *Mycoplasma* sp en los frotis.



Figura 3. Pacientes *Procyon cancrivorus* recuperados en el recinto donde se encuentran en cautividad, 15 días después de iniciado el tratamiento

DISCUSIÓN

El contacto social puede ser considerado una forma de transmisión de micoplasmas, sea por interacciones agresivas (peleas) o por contacto con sangre de animales infectados (por medio de mordidas) (Museux *et al.*, 2009). Asimismo, las garrapatas del género *Rhipicephalus* y pulgas del género *Ctenocephalides* son capaces de transmitir cierto tipo de *Mycoplasma* (Alves *et al.*, 2014), de allí que la presencia de estos ectoparásitos en los animales estudiados pudo ser un factor de riesgo para el contagio entre ellos.

Los micoplasmas hemotrópicos son agentes causante de anemia infecciosa en una gran variedad de especies de mamíferos (Willi *et al.*, 2007) lo que puede ser causante de las mucosas pálidas de los animales atendidos, y si bien no se pudo tener los resultados del hemograma, pudo haber sido la causa de la muerte del animal que no fue atendido. Según Messick (2003), la anorexia, letargo, pérdida de peso y fiebre pueden indicar una mayor gravedad y llevar al animal a la muerte.

El diagnóstico realizado por microscopía de frotis sanguíneo no es el método más indicado para el diagnóstico de micoplasmosis, pues no es posible llegar a la especie (Tasker y Lappin, 2002). El PCR es considerado el método de diagnóstico definitivo para la detección e identificación de la especie patógena (Santos, 2008).

En este sentido, Volokhov *et al.* (2017) en Georgia, USA, reportaron *Mycoplasma hemotropicum* en mapaches (*Procyon lotor*) de hábitats urbanos y no perturbados, a partir de PCR, y Volokhov *et al.* (2020) hallaron *Mycoplasma* sp, cepa LR5794, en la cavidad oral de un mapache a partir de cultivo bacteriano. En Brasil, Cubilla *et al.* (2017) y de Souza *et al.* (2017), a partir de PCR, detectaron *Mycoplasma haemofelis* y

Mycoplasma sp en coati (*Nasua nasua*) en cautiverio, y en mamíferos silvestres, respectivamente.

Pese a que varios autores recomiendan el tratamiento con doxiciclina (Pérez e Iglesias, 2007), amoxicilina + ácido clavulánico (Willi *et al.*, 2010) y oxitetraciclina (Molina y Pacheco, 2016), la enrofloxacin demostró tener efecto positivo y lograr una rápida mejoría en los tres pacientes. Shaw (2003) recomienda el tratamiento con enrofloxacin (5-10 mg/kg) oral por 3-4 semanas en gatos con anemia clínica. En el presente estudio, el tratamiento realizado por dos semanas fue suficiente para reducir las señales clínicas y dar negativo en el examen diagnóstico.

CONCLUSIONES

- Se reporta el caso de micoplasmosis en *Procyon cancrivorus*, el cual, de acuerdo con el conocimiento de los autores, podría considerarse el primer reporte de este hemoplasma en la especie en Paraguay.
- El tratamiento con enrofloxacin a una dosis de 10 mg/kg por dos semanas a intervalos de 48 h demostró ser un tratamiento efectivo para esta patología.

LITERATURA CITADA

1. **Alves TB, Faggion SA, Santos EV, Roberto PG, França SC, Fachin AL, Marins M. 2014.** Real-time PCR-based study of haemotrophic mycoplasmas in dogs from Ribeirão Preto, Brazil. *Arch Med Vet* 46: 333-336. doi: 10.4067/S0301-732X2014000200021
2. **Arif A, Schulz J, Thiaucourt F, Taha A, Hammer S. 2007.** Contagious caprine pleuropneumonia outbreak in captive wild ungulates at Al Wabra Wildlife Preservation, State of Qatar. *J Zoo Wildlife Med* 38: 93-96. doi: 10.1638/05-097.1
3. **Baker AS, Ruoff KL, Madoff S. 1998.** Isolation of *Mycoplasma* species from a patient with seal finger. *Clin Infect Dis* 27:1 168-1170. doi: 10.1086/514980
4. **Biondo AW, Dos Santos AP, Guimaraes AM, Vieira RF, Vidotto O, Macieira D de B, Almosny NR, et al. 2009.** A review of the occurrence of hemoplasmas (hemotrophic mycoplasmas) in Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 18: 1-7.
5. **Câmara T, Murta R. 2003.** Mamíferos da Serra do Cipó. Belo Horizonte: PUC-Minas/Museu de Ciências Naturais. 60 p.
6. **Carpenter JW. 2018.** Exotic animal formulary. 5th ed. St. Louis, Missouri: Elsevier. 671 p.
7. **Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. 2006.** Carnivora – Procyonidae (Quati, Mão-pelada, Jupará). In: Tratado de animais selvagens: medicina veterinária. São Paulo: Roca. 571 p.
8. **Cubilla MP, Santos LC, de Moraes W, Cubas ZS, Leutenegger CM, Estrada M, Lindsay LL, et al. 2017.** Microscopic and molecular identification of hemotropic mycoplasmas in South American coatis (*Nasua nasua*). *Comp Immunol Microb* 53: 19-25. doi: 10.1016/j.cimid.2017.06.004
9. **de Souza, KCM, Herrera HM, Secato CT, Oliveira AV, Santos FM, Rocha FL, Barreto WT, et al. 2017.** Occurrence and molecular characterization of hemoplasmas in domestic dogs and wild mammals in Brazilian wetland. *Acta Trop* 171: 172-181. doi: 10.1016/j.actatropica.2017.03.030
10. **Friend M. 2006.** Disease emergence and resurgence: the wildlife-human connection. Circular 1285. USA. [Internet]. Available in: <https://pubs.er.usgs.gov/publication/cir1285>
11. **Furtado MM. 2010.** Estudo epidemiológico de patógenos circulantes nas populações de onça-pintada e animais domésticos em áreas preservadas de três biomas brasileiros: Cerrado, Pantanal e Amazônia. PhD Thesis. São Paulo: Univ. de São Paulo. 282 p.

12. **Hill AC. 1985.** *Mycoplasma testudinis*, a new species isolated from a tortoise. *Int J Syst Bacteriol* 35: 489-492. doi: 10.1099/00207713-35-4-489
13. **Kanamoto Y, Kotani H, Ogata M, Fukumoto Y. 1981.** Isolation of *Mycoplasmas* from raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides viverrinus*), fox (*Vulpes vulpes japonica*), Japanese badger (*Meles meles anakuma*). *Jpn J Vet Sci* 43: 267-271.
14. **Kirchhoff H, Schmidt R, Lehmann H, Clark HW, Hill AC. 1996.** *M. elephantis* sp nov, a new species from elephants. *Int J Syst Bacteriol* 46: 437-441.
15. **Ley DH, Berkhoff JE, McLaren JM. 1996.** *Mycoplasma gallisepticum* isolated from house finches (*Carpodacus mexicanus*) with conjunctivitis. *Avian Dis* 40: 480-483.
16. **Ley DH, Geary SJ, Berkhoff JE, McLaren JM, Levisohn S. 1998.** *Mycoplasma sturni* from blue jays and northern mocking birds with conjunctivitis in Florida. *J Wildlife Dis* 4: 403-406. doi: 10.7589/0090-3558-34.2.403
17. **Ley DH, Sheaffer DS, Dhondt AA. 2006.** Further western spread of *Mycoplasma gallisepticum* infection of house finches. *J Wildlife Dis* 42: 429-431. doi: 10.7589/0090-3558-42.2.429
18. **Luttrell MP, Stallknecht DE, Kleven SH, Kavanaugh DM, Corn JL, Fischer JR. 2001.** *Mycoplasma gallisepticum* in house finches (*Carpodacus mexicanus*) and other wild birds associated with poultry production facilities. *Avian Dis* 45: 321-329.
19. **Mamede SB, Alho JR. 2006.** Impressões do cerrado & pantanal: subsídios para a observação de mamíferos silvestres não voadores. Campo Grande: Uniderp. 192 p.
20. **Martoja M, Martoja R. 1974.** Les colorations polychromes sont-elles encore des méthodes actuelles? *Recherches Biologiques Coiztemporaines* 463-468.
21. **Messick JB. 2003.** New perspectives about hemotrophic mycoplasma (formerly, *Haemobartonella* and *Eperythrozoon* species) infections in dogs and cats. *Vet Clin N Am-Small* 33: 1453-1465. doi: 10.1016/j.cvsm.2003.08.002
22. **Molina VM, Pacheco C. 2016.** Manejo terapéutico de lipidosis felina por *Mycoplasma haemofelis*. *Rev CES Med Zootec* 11: 103-114.
23. **Moller BR, Freundt EA, Black FT. 1978.** Experimental infection of the genital tract of female grivet monkeys by *Mycoplasma hominis*. *Infect Immun* 20: 248-257.
24. **Museux K, Boretti FS, Willi B, Riond B, Hoelzle K, Hoelzle LE, Wittenbrink MM, et al. 2009.** In vivo transmission studies of 'Candidatus *Mycoplasma turicensis*' in the domestic cat. *Vet Res* 40: 45. doi: 10.1051/vetres/2009028
25. **Pérez G, Iglesias MF. 2007.** Presentación clínica crítica de *Mycoplasma haermocanis* en un canino. *Vet Arg* 34: 349.
26. **Reagan WJ, Irizarry ARR, De Nicola DB. 2019.** Veterinary hematology: atlas of common domestic and nondomestic species. 3rd ed. USA: John Wiley. 122 p.
27. **Reid F, Helgen K, González-Maya JF. 2016.** «Procyon cancrivorus». IUCN Red List of Threatened Species. 2016: e.T41685A45216426. doi:10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T41685A45216426.en
28. **Reis N, Peracchi A, Wagner P, Lima I. 2006.** Mamíferos do Brasil. Curitiba: SEMA. 437 p.
29. **Rodrigues ASM, Auricchio P. 1994.** Procionídeos do Brasil. São Paulo, Brasil: Agronômica Ceres. 7 p.
30. **Santos AP. 2008.** Infecção por hemoplasmas em felinos domésticos na região de Porto Alegre, RS. Brasil. PhD Thesis: Univ. Federal do Rio Grande do Sul. 164 p.

31. **Shaw SE. 2003.** *Haemobartonella* and *Bartonella*: two very different diseases! In: 28th World Congress of the World Small Animal Veterinary Association. Bangkok, Thailand.
32. **Schoeb TR, Dybvig K, Keisling KF, Davidson MK, Davis JK. 1997.** Detection of genital mycoplasmal infections in primates by use of polymerase chain reaction. *Lab Anim Sci* 47: 468-471
33. **Stipkovits L, Marantidi AN, Dzigidze EK. 1990.** Urethral infection of male monkeys by *M. hominis* and *Ureaplasma urealyticum*. *Zbl Vet Med B* 37: 125-134.
34. **Stipkovits L. 1989.** Isolation of *M. pneumoniae* from monkeys (*Presbitus cristata*). *Zbl Vet Med B* 36: 134-138. doi: 10.1111/j.1439-0450.1989.tb00580.x
35. **Tasker S, Lappin MR. 2002.** *Haemobartonella felis*: recent developments in diagnosis and treatment. *J Feline Med Surg* 4: 3-11.
36. **Torres-Chaparro MY, Quintero-Sánchez V. 2016.** Guía para restricción física de fauna silvestre. Documento de docencia N.º 13. Bogotá: Univ. Cooperativa de Colombia. 14 p.
37. **Valenciano A, Cowell R. 2019.** Cowell and Tyler's diagnostic cytology and hematology of the dog and cat. 5th ed. eBook. 576 p.
38. **Volokhov DV, Hwang J, Chizhikov VE, Danaceau H, Gottdenker NL. 2017.** Prevalence, genotype richness, and coinfection patterns of hemotropic mycoplasmas in raccoons (*Procyon lotor*) on environmentally protected and urbanized barrier islands. *Appl Environ Microb* 83: e00211-17. doi: 10.1128/AEM.00211-17
39. **Volokhov DV, Gao Y, Davidson MK, Chizhikov VE. 2020.** *Acholeplasma equirhinae* sp nov isolated from respiratory tract of horse (*Equus caballus*) and *Mycoplasma procyoni* sp nov isolated from oral cavity of raccoon (*Procyon lotor*). *Arch Microbiol* 202: 411-420. doi: 10.1007/s00203-019-01786-x
40. **Weiss DJ, Wardrop JK. (2010).** Schalm's veterinary hematology. 6th ed. Iowa, USA: Wiley-Blackwell. 1206 p.
41. **Willi B, Novacco M, Meli M, Wolf-Jücker G, Boretti F, Wengi N, Lutz H, et al. 2010.** Hemotropic mycoplasmas of cats and dogs: transmission, diagnosis, prevalence and importance in Europe. *Schweiz Arch Tierh* 152: 237-244. doi: 10.1024/0036-7281/a000055
42. **Willi B, Filoni C, Catao-Dias JL, Cattori V, Meli ML, Vargas A, Martinez F, et al. 2007.** From *Haemobartonella* to hemoplasma: molecular methods provide new insights. *Vet Microbiol* 125: 197-209. doi: 10.1016/j.vetmic.2007.06.027
43. **Williams ES, Barker IK. 2001.** Infectious diseases of wild mammals. 3rd ed. Iowa, USA: Blackwell. 537 p.
44. **Williams ES, Miller MW, Kreeger TJ, Kahn RH, Thorne ET. 2002.** Chronic wasting disease of deer and elk: a review with recommendations for management. *J Wildlife Manage* 66: 551-563. doi: 10.2307/3803123