



Endocarditis valvular vegetativa por *Erysipelothrix rhusiopathiae* en aves de traspatio

Fernando Ruiz Jiménez¹

ID 0000-0001-6434-6033

Luay Martínez Chavarría²

ID 0000-0003-4911-5178

Rigoberto Hernández Castro³

ID 0000-0002-5656-0942

Félix Sánchez Godoy^{1*}

ID 0000-0002-8764-5762

¹ Departamento de Medicina y Zootecnia de Aves,
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia,
Universidad Nacional Autónoma de México.
Av. Ciudad Universitaria 3000,
Colonia Copilco Universidad, Del. Coyoacán,
Ciudad de México.

² Departamento de Patología,
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia,
Universidad Nacional Autónoma de México.
Av. Ciudad Universitaria 3000,
Colonia Copilco Universidad, Del. Coyoacán,
Ciudad de México.

³ Departamento de Infectología;
Hospital General "Dr. Manuel Gea González";
Secretaría de Salud. Calzada de Tlalpan 4800,
Colonia Belisario Domínguez, Del. Tlalpan,
Ciudad de México.

Trabajo presentado en el International Poultry Science
Forum en enero del 2018 en formato de cartel.

* Autor para correspondencia:

Tel: 01 (55) 56225867 ext 211

Correo electrónico:

spuma91@hotmail.com

Recibido: 2018-02-27

Aceptado: 2018-04-04

Publicado: 2018-04-27

Información y declaraciones adicionales
en la página 10

© Derechos de autor:

Fernando Ruiz Jiménez et al. 2018

acceso abierto



Distribuido bajo una Licencia Creative Commons
Atribución 4.0 Internacional (CC-BY 4.0)

Resumen

Descripción del caso: infección sistémica y crónica por *Erysipelothrix rhusiopathiae* en un gallo de traspatio (*Gallus gallus*) de dos años de edad. Hallazgos clínicos: el ave presentaba problemas respiratorios y se encontraba desnutrida. Los hallazgos en la necropsia fueron aerosaculitis crónica, endocarditis valvular vegetativa crónica, degeneración mucoide de la grasa pericárdica y hepatitis necrótica grave zonalmente extensiva y aguda.

Tratamiento y evolución: se le administró Amikacina (Parmikacina®, Laboratorios Parfarm) intramuscular (IM) por siete días sin mostrar mejoría y murió al día siguiente.

Pruebas de laboratorio: en el examen histopatológico se observó abundante cantidad de colonias bacterianas Gram positivas con morfología de bastón en el endocardio valvular y en la luz de los vasos sanguíneos del pulmón, bazo, hígado y riñón. De igual manera, en el pulmón había un granuloma con hifas intralesionales de *Aspergillus* sp. El diagnóstico etiológico de *Erysipelothrix rhusiopathiae* se confirmó por PCR.

Relevancia clínica: la erisipela se considera un diagnóstico diferencial de infecciones bacterianas sistémicas crónicas en aves no confinadas. La endocarditis valvular vegetativa es una lesión compatible con erisipelosis, sin embargo, se debe correlacionar con técnicas diagnósticas como el aislamiento bacteriano o la PCR, a fin de establecer un diagnóstico etiológico oportuno, que permita instaurar un tratamiento efectivo en las aves afectadas.

Palabras clave: aves, endocarditis, erisipela, *Erysipelothrix rhusiopathiae*, PCR.

Cómo citar este artículo:

Ruiz Jiménez F, Martínez Chavarría L, Hernández Castro R, Sánchez Godoy F. Endocarditis valvular vegetativa por *Erysipelothrix rhusiopathiae* en aves de traspatio. Clínica Veterinaria: abordaje diagnóstico y terapéutico. 2018;4(1).

***Erysipelothrix rhusiopathiae* vegetative endocarditis in a backyard flock**

Abstract

Case report: Systemic and chronic infection caused by *Erysipelothrix rhusiopathiae* in a two-year-old backyard rooster (*Gallus gallus*).

Clinical findings: The bird showed respiratory signs and was emaciated. The gross findings were chronic airsacculitis, chronic valvular vegetative endocarditis, pericardium fatty degeneration and zonal severe acute necrotic hepatitis.

Treatment and evolution: Amikacin (Parmikacina®, Laboratorios Parfarm) was administered to the rooster by the intramuscular route for seven days without showing improvement and he died the next day.

Laboratory tests: The histopathologic examination revealed a copious number of Gram-positive bacilli within the valvular endocardium and in the blood vessels lumen of the lungs, spleen, liver, and kidneys. Additionally, a granuloma intermingled with *Aspergillus* sp. hyphae was observed in the lung. The etiological diagnosis of *Erysipelothrix rhusiopathiae* was confirmed with a PCR test.

Clinical relevance: Erysipelas is considered a differential diagnosis of systemic bacterial chronic infections in non-confined birds. Valvular vegetative endocarditis is an erysipelas consistent lesion; however, it must be correlated with other diagnostic tests like bacterial isolation or PCR to determine a precise diagnosis and treat the affected birds effectively.

Keywords: birds, endocarditis, erysipelas, *Erysipelothrix rhusiopathiae*, PCR.

Descripción del caso

La erisipela es una enfermedad septicémica esporádica en diversas especies de aves, tiene una distribución mundial y en las aves produce una infección aguda y fulminante, aunque es usual encontrar una forma crónica de la enfermedad después de un brote. Esta bacteria afecta una gran variedad de mamíferos y se le ha reportado también en anfibios y reptiles.

Un gallo de dos años proveniente de una producción de traspatio localizada en Tixtla, Guerrero, México, fue remitido al Hospital de Aves de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM. Este gallo convivía con otras 50 aves que comenzaron a mostrar letargia, anorexia, plumas erizadas y muerte repentina. Murió un 30 % de esa población hasta ese momento. Las aves se encuentran en un terreno de 200 m² al aire libre con un área de sombra, no son vacunadas ni desparasitadas y su alimentación se basa en alimento comercial, maíz quebrado y tortillas. Se les administró trimetoprim-sulfametoxazol (Trimetox®, Farmacom de México SA de CV) en el agua de bebida por cinco días sin resultados favorables.

Hallazgos clínicos e interpretación

El gallo exhibe caquexia. Las plumas pericloacales estaban apelmazadas por heces y uratos. El gallo no respondió al tratamiento que se le administró por siete días y murió al día siguiente. En la necropsia, el celoma contenía aproximadamente 50 mL de líquido color café claro, y entre las vísceras, había exudado fibrinoso. Los sacos aéreos torácicos y abdominales, así como el pericardio estaban engrosados y blancos. Se apreció hepatomegalia y zonas extensas de necrosis del parénquima (Figura 1). A la superficie de las válvulas atrioventriculares derecha e izquierda del corazón estaban adheridos múltiples nódulos de color blanco, firmes al tacto y de superficie levemente granular (Figura 2). La grasa del surco coronario degeneró en mucoide moderada.

Los resultados de la histopatología fueron:

- a) Corazón: las válvulas atrioventriculares del lado derecho e izquierdo tenían colonias bacterianas abundantes, de morfología bacilar Gram positivas entremezcladas con zonas de necrosis y fibrina (Figuras 3 y 4).
- b) Hígado: contenía extensas zonas de necrosis coagulativa de hepatocitos entremezcladas con colonias bacterianas de morfología bacilar Gram positiva que en algunas zonas se centraron en la luz de los vasos sanguíneos (Figuras 5 y 6).
- c) Riñón: en los glomérulos, proliferaron células mesangiales y epiteliales, y las membranas basales se engrasaron. En los capilares glomerulares y en la luz de los vasos sanguíneos se encontraron trombos bacterianos (Figura 7).
- d) Pulmón: se observó una zona extensa de necrosis caseosa entremezclada con estructuras micóticas de *Aspergillus* sp., alargadas, septadas, PAS positivas y con ramificaciones en 45°. Esta zona de necrosis estaba rodeada de tejido conectivo fibroso (Figuras 8 y 9).

Los cambios macro y microscópicos fueron compatibles con una infección crónica por *Erysipelothrix rhusiopathiae* que ocasionó endocarditis valvular vegetativa, hepatitis necrótica y glomerulonefritis membranoproliferativa.

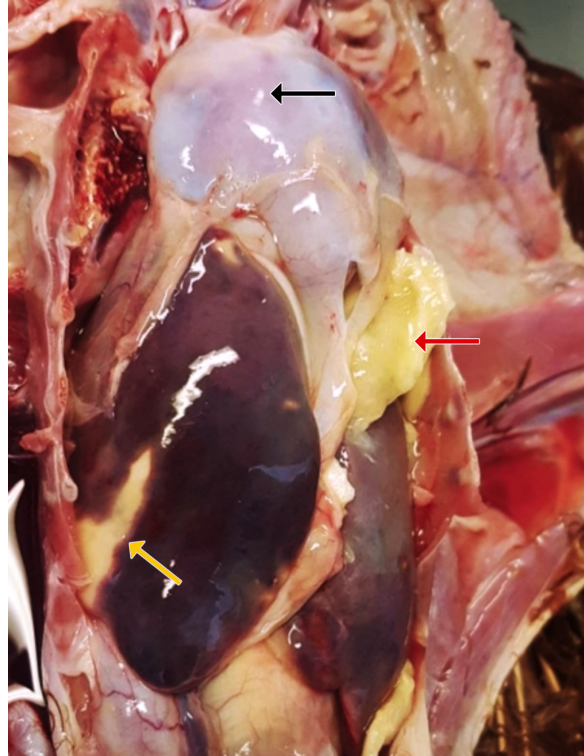


Figura 1. Poliserositis y hepatitis necrótica. En la imagen se observa pericarditis (flecha negra), necrosis hepática (flecha amarilla) y exudado fibrinoso en la cavidad (flecha roja).

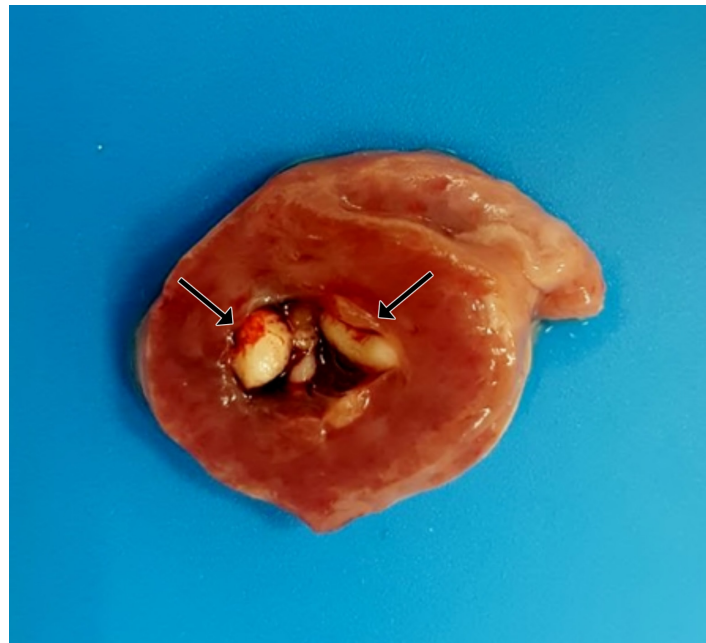


Figura 2. Endocarditis valvular vegetativa. Válvula atrioventricular izquierda con nódulos firmes de color blanco en su superficie (flechas).

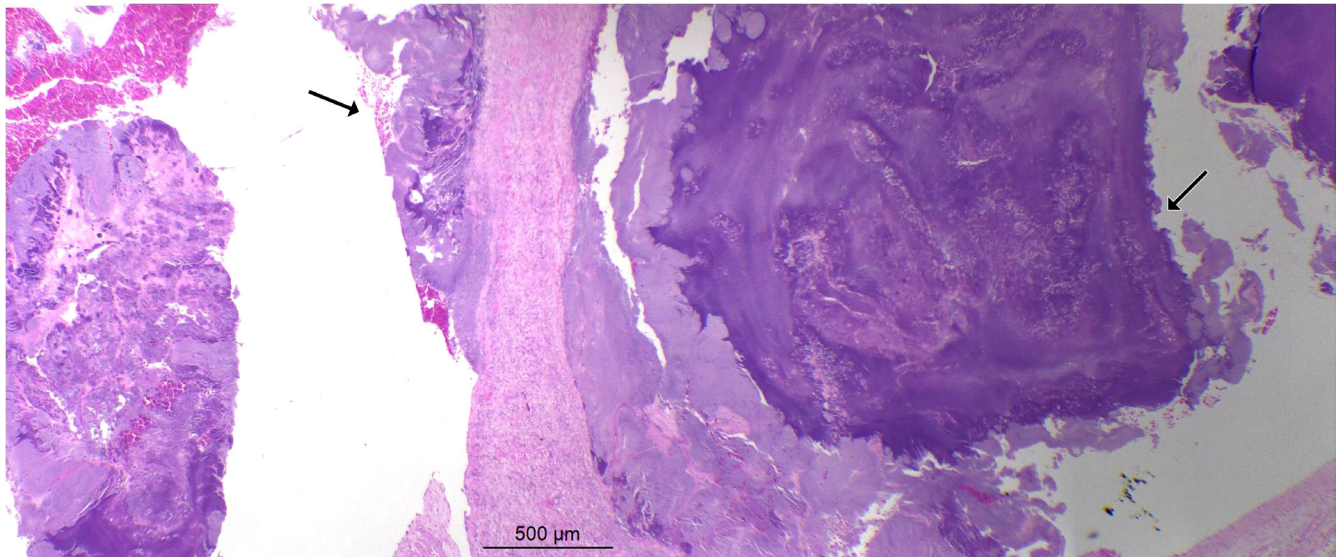


Figura 3. Corazón, endocarditis valvular vegetativa. Válvulas atrioventriculares derecha e izquierda con bacilos Gram positivos entremezclados con necrosis y fibrina (flechas). Barra 500 μm, Tinción H&E.

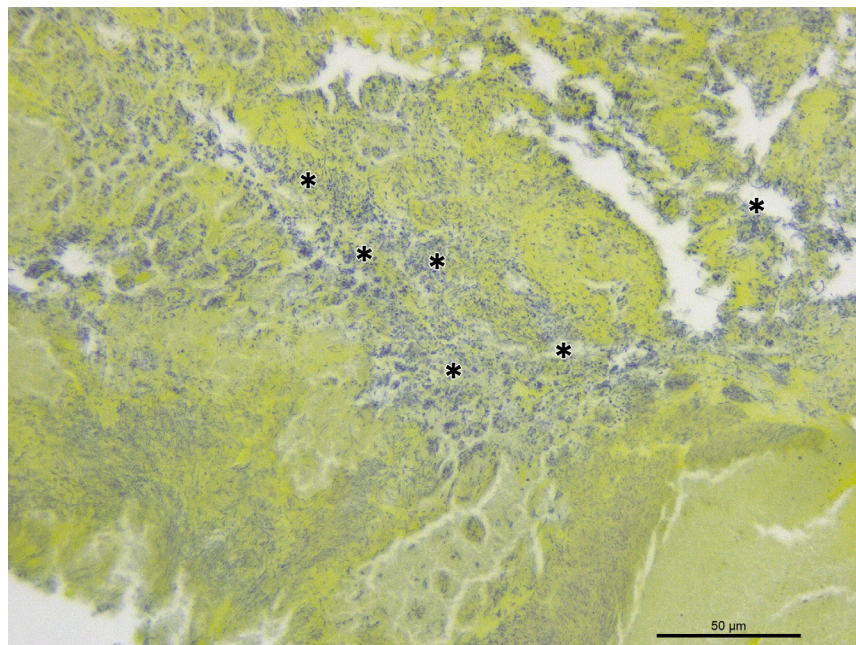


Figura 4. Corazón, endocardio. Bacilos Gram positivos en el tejido cardiaco (asteriscos). Barra 50 μm, Tinción de Gram.

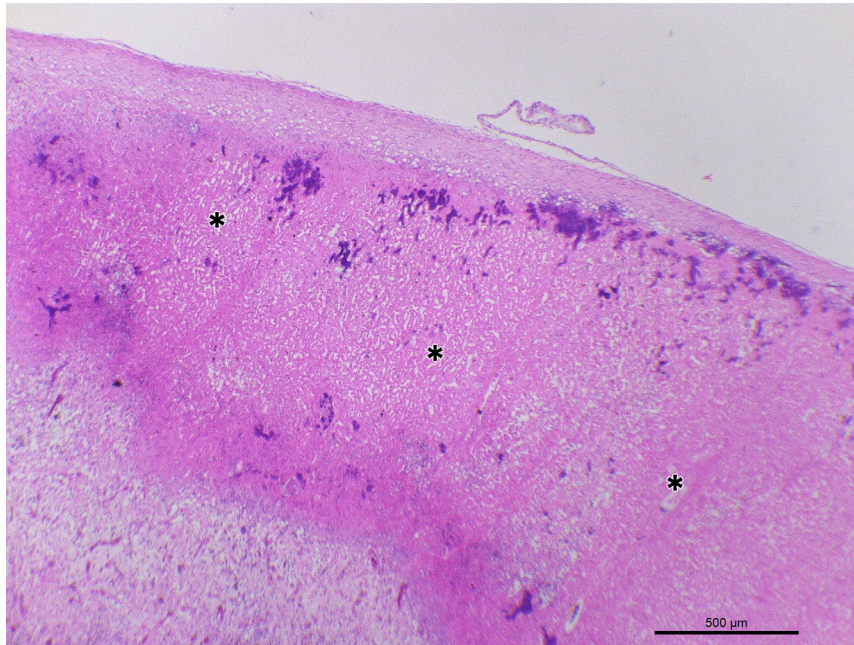


Figura 5. Hígado, necrosis coagulativa. Extensa zona de necrosis en el parénquima hepático (asteriscos). Barra 500 µm, Tinción H&E.

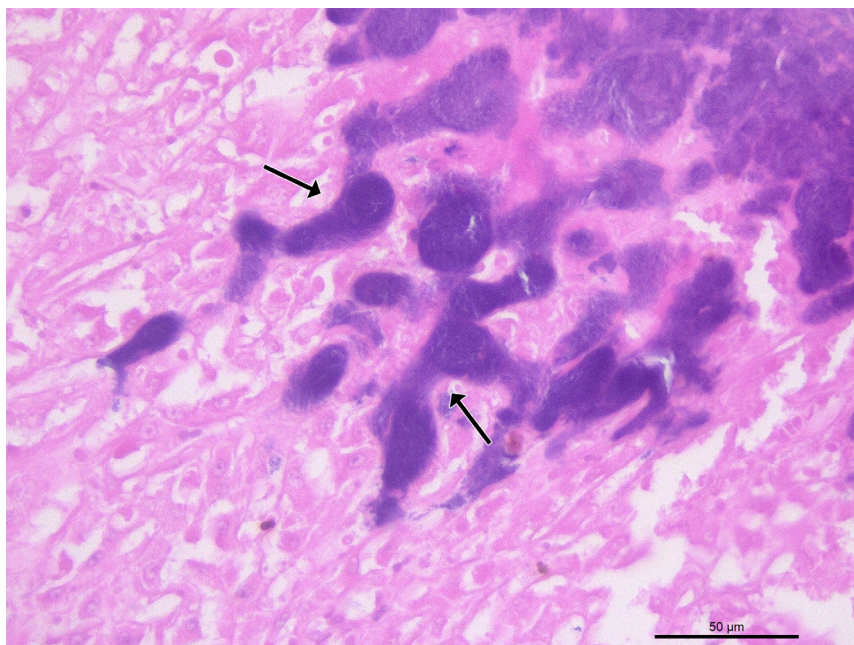


Figura 6. Hígado, necrosis coagulativa. Zona de necrosis hepática entremezclada con colonias bacterianas bacilares (flechas). Barra 50 µm, Tinción H&E.

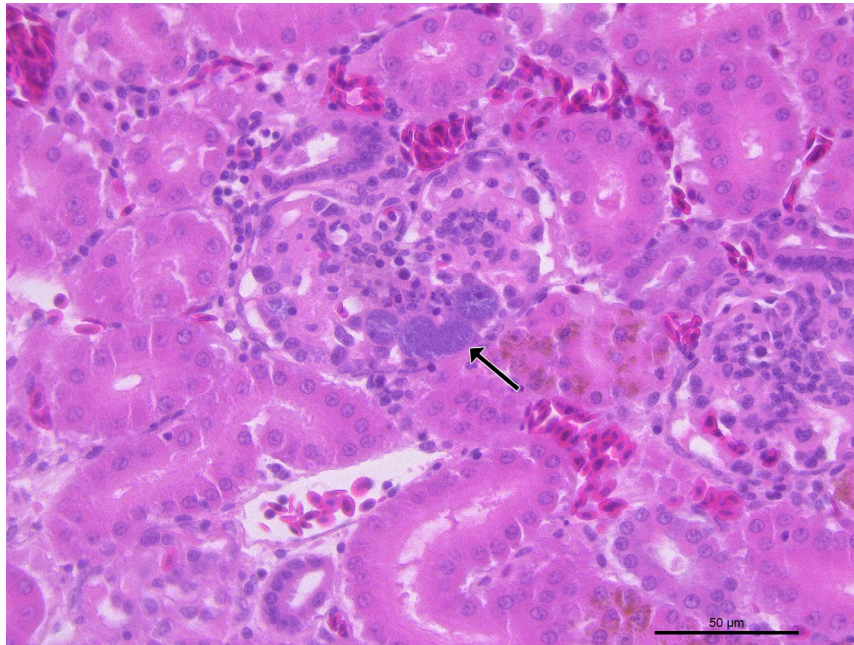


Figura 7. Riñón, trombos bacterianos. Engrosamiento de la membrana basal glomerular, presencia de trombos bacterianos en los capilares glomerulares (flecha). Barra 50 µm, Tinción H&E.

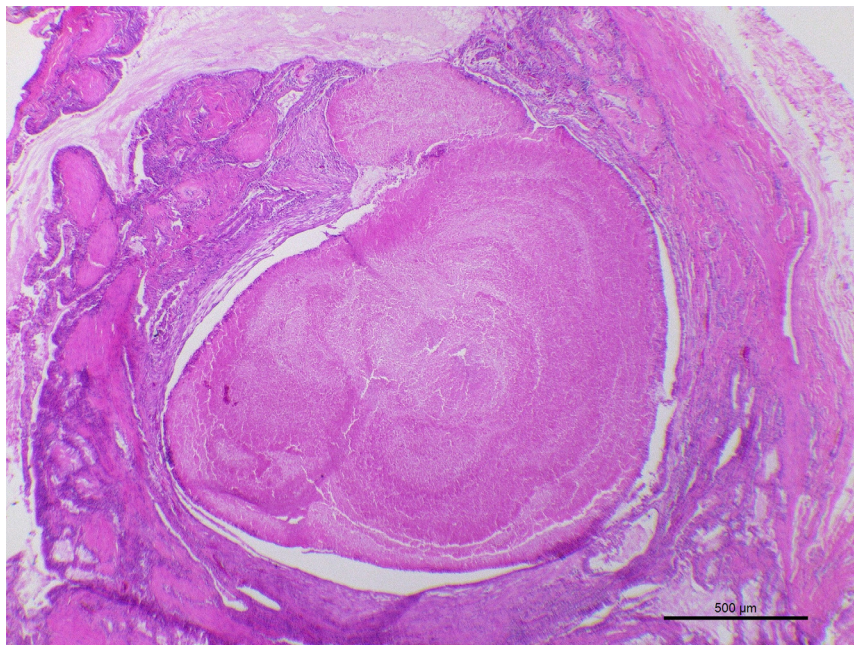


Figura 8. Pulmón, granuloma en el tejido pulmonar. Zona extensa de necrosis caseosa en el parénquima pulmonar delimitada por tejido conectivo fibroso. Barra 500 µm, Tinción H&E.

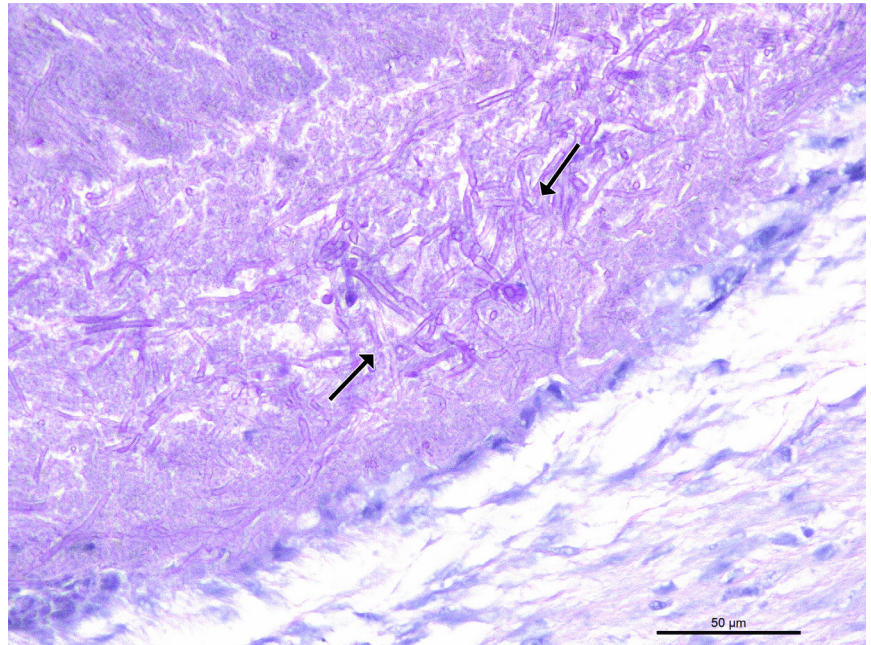


Figura 9. Pulmón, neumonía micótica. Se observan estructuras micóticas PAS positivas (flechas) entremezcladas en la zona de necrosis caseosa. Barra 50 μ m, Tinción H&E.

Tratamiento y evolución

En el examen clínico, el gallo tenía petequias en la cresta, abundante moco en la coana palatina, estertores húmedos y estornudaba. Se le administró Amikacina (Parmikacina®, Laboratorios Parfarm) IM por siete días sin mostrar mejoría y murió al día siguiente. El cadáver fue remitido al Laboratorio de Diagnóstico e Investigación en Enfermedades de las Aves de la FMVZ-UNAM.

Pruebas de laboratorio

Confirmamos el diagnóstico por medio de una prueba de Reacción en cadena de la polimerasa (PCR) (Figura 10), utilizando el *iv* gen del DNA polimerasa (*dinB*), capaz de discriminar entre cepas vacunales y silvestres de *Erysipelothrix rhusiopathiae*, de acuerdo con el protocolo de Zhu et al.¹

Obtuvimos el DNA genómico a partir de muestras de tejido del corazón embebidas en parafina, para ello utilizamos el equipo "DNeasy blood and tissue kit" (Qiagen, Ventura CA, USA) de acuerdo con las instrucciones del fabricante. Primero removimos la parafina mediante el protocolo de extracción con xileno. Para la amplificación del DNA, utilizamos un conjunto de iniciadores previamente reportados para identificar cepas vacunales y silvestres (VacF-5'-agtgatgaaactgattcgtgctc-3' & VacR-5'-gcctaaattaaccactgcacaca-3'), (Eri1-5'-cgattatattcttagcacgcaacg-3') y (Eri2-5'-tgcttggtgtgtgatttctgacg-3').^{1,2} Lo amplificamos en una mezcla de reacción de 25 μ L compuesta por 100 ng de DNA genómico, 12.5 μ L de mezcla maestra "Top Taq" (Qiagen) y 1.5 μ L de cada uno de los iniciadores a 20 mM. Las condi-

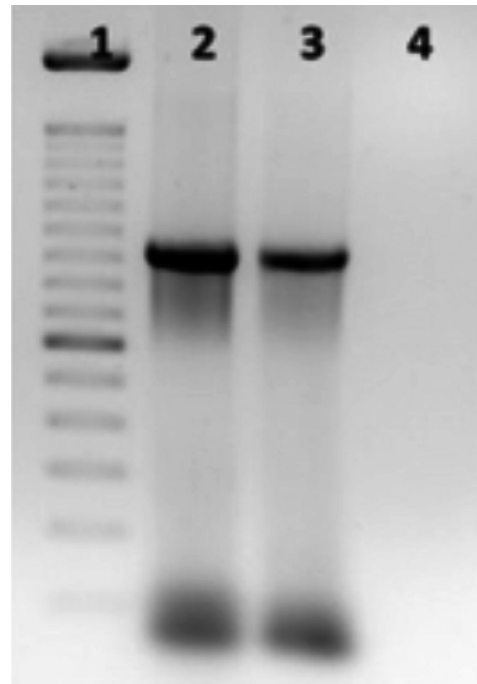


Figura 10. Producto final de PCR. Carril 1. Marcador de peso molecular 100 bp. Carril 2. Control positivo. Carril 3. Muestra, Carril 4. Control negativo.

ciones de la PCR fueron las siguientes: desnaturalización inicial a 95 °C por cinco minutos y 35 ciclos a 95 °C por 30 s, 60 °C por 30 s y 72 °C por 60 segundos.

Un aislamiento de *Erysipelothrix rhusiopathiae* obtenido del cepario de la FMVZ fue nuestra cepa de referencia, y como control negativo, agua. El producto de la PCR, originado a partir de esta muestra, fue idéntico al generado por el control positivo, de que obtuvimos un amplicón de 937 bp (Figura 10). Por lo tanto, podemos confirmar que el agente involucrado en el caso fue una cepa silvestre de *Erysipelothrix rhusiopathiae*.

Discusión y relevancia clínica

Son muy pocos los bacilos Gram positivos que pueden causar endocarditis valvular en las aves. La bacteria que más se ha reportado como causante de esta lesión es *E. rhusiopathiae*.³⁻⁵ Sin embargo, también se han reportado casos en donde infecciones por *Listeria monocytogenes* en aves causan esta lesión.⁶ A pesar de que la listeriosis en aves es sumamente rara, es necesario tomarla en cuenta como un diagnóstico diferencial al observar este tipo de lesiones. También habrá que hacer las pruebas diagnósticas pertinentes para determinar el agente etiológico. Otra bacteria que comúnmente causa este tipo de lesiones en cerdos es *Streptococcus suis*,⁷ pero esta bacteria tiene morfología de coco y además solo ha sido reportada en aves en casos muy raros y en otras especies que no involucran al *Gallus gallus*.⁸

Lo anterior resalta la importancia de contar con una prueba diagnóstica confiable, rápida y con una alta sensibilidad y especificidad para determinar el agente involucrado en la enfermedad. La prueba de PCR cumple con todas estas características,¹ y es por eso que fue elegida en este caso. El aislamiento bacteriano es,

sin duda alguna, la prueba de oro, no obstante, como cualquier procedimiento bacteriológico, requiere que las muestras de órganos sean tomadas en el menor tiempo posible después de la muerte del animal para evitar la proliferación de otras bacterias.⁹ En este caso, el ave remitida ya tenía más de cinco horas de haber muerto por lo que no resulta válida.

Durante el brote en esta producción, 15 aves murieron. Cabe destacar que, a excepción del ave remitida al laboratorio, a ninguna otra se le realizó la necropsia, sin embargo, los signos y las lesiones observadas en este caso son muy similares a las descritas en otras investigaciones de erisipelosis en aves,¹⁰ por lo que es altamente probable que las demás aves hayan muerto por la misma causa. Esto también podría explicar la falta de respuesta a los antibióticos administrados a la parvada. Como se menciona, las aves fueron tratadas con trimetoprim-sulfametoxazol, medicamentos que no han mostrado efecto en contra de *E. rhusiopathiae*; mientras que los antibióticos de elección en estos casos son la penicilina y la amoxicilina, los cuales nunca fueron utilizados.^{10,11}

En muchas otras investigaciones se han reportado casos de erisipela en gallinas, principalmente en Europa,^{4,10,12} no obstante, existen pocos reportes de erisipelosis en aves en México. Esto, porque la infección por *E. rhusiopathiae* se da mayoritariamente en aves que se encuentran en un sistema orgánico, ecológico o de traspatio,^{4,13} sistemas a los que usualmente en México no asiste un médico veterinario que la diagnostique y que reporte las enfermedades de los animales. Por lo tanto, es posible que esta enfermedad sea más común de lo que se cree en México, por eso se recomienda investigar más al respecto en campo.

Debido a que las aves se hallaban en terreno abierto, se sospecha que pudieron contraer la infección por *E. rhusiopathiae* por tierra contaminada, en la que la bacteria puede sobrevivir por largo tiempo^{5,14} o por medio de otros animales portadores como cerdos, perros, pavos o caballos.³ Otra muy probable fuente de infección es el ácaro rojo (*Dermanyssus gallinae*), pues existen muchos reportes que lo mencionan como un potencial vector de *E. rhusiopathiae*, ya que esta bacteria ha sido aislada a partir del ácaro y ha sido un factor importante en la transmisión de erisipelosis entre diferentes parvadas de aves.^{15,16}

La presencia de esta bacteria en esta parvada es un riesgo para los animales cercanos, pues en este tipo de producciones no suelen existir prácticas de bioseguridad y es muy común el contacto entre especies, lo que podría dar lugar a más brotes si no se le da la atención requerida.

Financiamiento

Autofinanciamiento.

Conflictos de interés

Los autores declaran no tener ningún conflicto de interés.

Contribución de los autores

FRJ y FSG: Realización de la necropsia, diagnóstico clínico patológico, recopilación de imágenes e integración y redacción del caso clínico.

RHC y LMC: Realización de la prueba de PCR e integración y redacción del caso clínico.

Referencias

1. Zhu W, Wu C, Kang C, Cai C, Jin M. Development of a duplex PCR for rapid detection and differentiation of *Erysipelothrix rhusiopathiae* vaccine strains and wild type strains. *Vet Microbiol.*; 2017;199:108–10. doi: 10.1016/j.vetmic.2016.11.016.
2. Shimoji Y, Mori Y, Hyakutake K, Sekizaki T, Yokomizo Y. Use of an enrichment broth cultivation-PCR combination assay for rapid diagnosis of swine erysipelas. *J Clin Microbiol.* 1998;36(1):86–9.
3. Wang Q, Chang BJ, Riley TV. *Erysipelothrix rhusiopathiae*. *Vet Microbiol.* 2010;140(3–4):405–17. doi: 10.1016/j.vetmic.2009.08.012.
4. Fossum O, Jansson DS, Etterlin PE, Vågsholm I. Causes of mortality in laying hens in different housing systems in 2001 to 2004. *Acta Vet Scand.* 2009 Jan;51(1):3. doi: 10.1186/1751-0147-51-3.
5. Eriksson H, Nyman A-K, Fellström C, Wallgren P. Erysipelas in laying hens is associated with housing system. *Vet Rec.* 2013 Jul;173(1):18. doi: 10.1136/vr.101388.
6. Crespo R, Garner MM, Hopkins SG, Shah DH. Outbreak of *Listeria monocytogenes* in an urban poultry flock. *BMC Vet Res.* 2013 Oct;9(1):204. doi: 10.1186/1746-6148-9-204.
7. Staats JJ, Feder I, Okwumabua O, Chengappa MM. *Streptococcus suis*: past and present. *Vet Res Commun.* 1997;21(6):381–407.
8. Devriese LA, Haesebrouck F, Herdt P de, Dom P, Ducatelle R, Desmidt M, et al. *Streptococcus suis* infections in birds. *Avian Pathol.* 1994 Dec;23(4):721–4. doi: 10.1080/03079459408419040.
9. Makino SI, Okada Y, Maruyama T, Ishikawa K, Takahashi T, Nakamura M, et al. Direct and rapid detection of *Erysipelothrix rhusiopathiae* DNA in animals by PCR. *J Clin Microbiol.* 1994;32(6):1526–31.
10. Bobrek K, Gawel A, Mazurkiewicz M. Infections with *Erysipelothrix rhusiopathiae* in poultry flocks. *Worlds Poult Sci J.* 2013;69(4):803–12. doi: 10.1017/S0043933913000822.
11. Ozawa M, Yamamoto K, Kojima A, Takagi M, Takahashi T. Etiological and biological characteristics of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolated between 1994 and 2001 from pigs with swine erysipelas in Japan. *J Vet Med Sci.* 2009;71(6):697–702.
12. Eriksson H, Brännström S, Skarin H, Chirico J. Characterization of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolates from laying hens and poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*) from an outbreak of erysipelas. *Avian Pathol.* 2010;39(6):505–9. doi: 10.1080/03079457.2010.518313.
13. Mazaheri A, Lierz M, Hafez HM. Investigations on the pathogenicity of *Erysipelothrix rhusiopathiae* in laying hens. *Avian Dis.* 2005 Dec;49(4):574–6. doi: 10.1637/7362-040805R.1.
14. Eriksson H, Bagge E, Båverud V, Fellström C, Jansson DS. *Erysipelothrix rhusiopathiae* contamination in the poultry house environment during erysipelas outbreaks in organic laying hen flocks. *Avian Pathol.* Taylor & Francis; 2014;43(3):231–7. doi: 10.1080/03079457.2014.907485.

15. Eriksson H, Jansson DS, Johansson KE, Båverud V, Chirico J, Aspán A. characterization of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolates from poultry, pigs, emus, the poultry red mite and other animals. Vet Microbiol. 2009;137(1–2):98–104. doi: 10.1016/j.vetmic.2008.12.016.
16. Chirico J, Eriksson H, Fossum O, Jansson D. The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens. Med Vet Entomol. 2003;17(2):232–4.