

Evaluación de anticuerpos frente a tres bacterias zoonóticas y factores de riesgo asociados en explotaciones porcinas de Colombia

Este artículo (n.º 19082021-00182-ES) ha sido revisado por expertos, aceptado y sometido a una revisión lingüística aprobada por los autores. Todavía no se ha finalizado el diseño para la impresión. Será publicado en el volumen 39 (3) de la *Revista científica y técnica*, en 2021.

A.P. Pulido-Villamarín ^{(1)*}, A.N. Santamaría-Durán ⁽¹⁾, R. Castañeda-Salazar ⁽¹⁾, I. Chamorro-Tobar ⁽²⁾, A.K. Carrascal-Camacho ⁽³⁾, M. Aranda-Silva ⁽⁴⁾ y C. Zambrano-Moreno ⁽²⁾

(1) Semillero de Enfermedades Infecciosas Veterinarias y Zoonosis, Unidad de Investigaciones Agropecuarias (UNIDIA), Departamento de Microbiología, Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana, Carrera 7ª N° 43–82, Edificio 52, Oficina 608, Código Postal 110231, Bogotá, Colombia

(2) Centro de Investigación y Transferencia de Tecnología del Sector Porcícola (CENIPORCINO), Asociación Colombiana de Porcicultores (PorkColombia), Fondo Nacional de la Porcicultura (FNP), Calle 37 N° 16–52, Código Postal 111311, Bogotá, Colombia

(3) Laboratorio de Microbiología de Alimentos, Grupo de Biotecnología Ambiental e Industrial (GBAI), Departamento de Microbiología, Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana, Carrera 7ª N° 43–82, Edificio 52, Oficina 608, Código Postal 110231, Bogotá, Colombia

(4) Departamento de Matemáticas, Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana, Carrera 7ª N° 43–82, Edificio 52, Oficina 604, Código Postal 110231, Bogotá, Colombia

*Autor encargado de la correspondencia:
adriana.pulido@javeriana.edu.co

Resumen

El objetivo del presente estudio fue determinar la seroprevalencia respecto a *Salmonella* spp., *Mycobacterium bovis* y *Brucella* spp., junto con los factores de riesgo asociados, en porcinos de diferentes explotaciones de producción en siete regiones de Colombia. Se obtuvieron 350 muestras sanguíneas de porcinos de diferentes etapas del ciclo productivo provenientes de 23 explotaciones, y estas fueron analizadas utilizando los estuches de ensayo inmunoenzimático (ELISA) para diagnóstico Pigtype®-*Salmonella* Ab (Qiagen®, Hilden, Alemania), INgezim TB porcina e INgezim *Brucella* porcina (Ingenasa®, Madrid, España). La seroprevalencia general respecto a *Salmonella* spp. fue del 42,85% ($n = 150$), y para *M. bovis*, del 5,42% ($n = 19$); no se detectó ninguna muestra positiva respecto a *Brucella* spp. Se determinó que en las explotaciones evaluadas, la presencia de plagas, como la de roedores, fue la variable de manejo con asociación estadísticamente significativa a la seropositividad respecto a *Salmonella* spp. y a *M. bovis*. Los resultados obtenidos sugieren que, en algún momento del ciclo de producción primaria, los cerdos estuvieron en contacto con las bacterias zoonóticas frente a las que se obtuvo seropositividad, lo cual puede representar un riesgo para la salud pública y la producción porcina a nivel nacional.

Palabras clave

Brucella spp. – Colombia – *Mycobacterium bovis* – Porcino – *Salmonella* spp. – Seroprevalencia – Zoonosis.

Introducción

La Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) enfatiza la importancia de controlar las enfermedades infecciosas en los animales con el fin de proteger tanto la salud de estos como de la población humana, pues como la misma OIE indica, cerca del 60% de las enfermedades infecciosas de los humanos tienen un origen en los animales (1); estas enfermedades transmisibles de los animales a los humanos o viceversa se denominan zoonosis. Este tipo de infecciones y, entre ellas, las enfermedades transmitidas por alimentos (ETA), son

una causa importante de morbi-mortalidad en humanos de todo el mundo, debido a que los alimentos de origen animal pueden ser fuente de transmisión de agentes patógenos; así, para minimizar el riesgo de presentación se hace necesario establecer medidas de prevención y control en todas las etapas de la cadena productiva e incluso en la comercialización y posterior consumo, es decir, «de la granja a la mesa» (2).

Es bien conocido que en el ámbito de la producción porcina primaria es posible contraer infecciones por bacterias patógenas con potencial zoonótico, ya sea por transmisión ocupacional, por contaminación ambiental o a través del consumo de carne o subproductos porcinos contaminados (3). En Estados Unidos de América, de acuerdo con lo reportado por el Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) de Atlanta, durante el periodo 2015–2017 tuvieron lugar 9 968 brotes y 351 muertes relacionados con la carne de cerdo, aunque no se indica el agente etiológico involucrado (4). Entre las bacterias comúnmente relacionadas con la transmisión mediante el consumo de productos porcinos, se encuentran: *Salmonella enterica*, *Yersinia enterocolitica*, *Campylobacter* spp., *Listeria monocytogenes* y, con menor frecuencia, *Mycobacterium* spp., *Clostridium* spp. y *Brucella* spp. (5, 6).

Las bacterias del género *Salmonella* pertenecen a la familia Enterobacteriaceae y son bacilos Gram-negativos, anaerobios facultativos y de crecimiento óptimo a 37 °C. Uno de los principales reservorios animales son los porcinos, que se convierten en fuente de infección para el ser humano en el momento en que este consume sus productos o tiene contacto con los mismos al manipular estos animales (7), ocasionando cuadros de salmonelosis. Esta zoonosis es una de las principales causas de trastornos gastrointestinales (8) y desencadena síntomas como diarrea, fiebre, artritis, neumonía, meningitis y septicemia. En países de la Unión Europea, se considera que aproximadamente el 56,8% de los casos de salmonelosis humana son atribuibles a los cerdos (9) y/o a sus subproductos; en Estados Unidos de América, los valores reportados se sitúan entre el 3% y el 10% (10, 11), siendo los datos más recientes los del periodo 2015–2017,

en el que tuvieron lugar 281 brotes asociados al consumo de carne de cerdo y sus derivados (4). En cuanto a la salud de los porcinos, ésta se ve afectada por este agente patógeno en forma de cuadros desde asintomáticos hasta gastrointestinales agudos e incluso septicémicos, y la muerte; la infección y la enfermedad pueden tener lugar en cualquier momento del ciclo productivo primario, aunque la enfermedad suele ser más grave en los animales jóvenes (3).

Dentro de la familia Mycobacteriaceae se encuentra *Mycobacterium bovis*, que pertenece al complejo *Mycobacterium tuberculosis* (MTC) (12) y es un bacilo ácido-alcohol resistente y aerobio, que crece a 37 °C con lentitud y exigencia; sus principales reservorios son los bovinos, los ovinos, los caprinos, los porcinos, los caninos, los felinos, los cérvidos y los humanos (13). Con respecto a su potencial zoonótico, la Organización Mundial de la Salud (OMS), a pesar de las dificultades y del poco conocimiento epidemiológico por la falta de datos de vigilancia confiables, reportó que en 2016 tuvieron lugar cerca de 145 000 casos nuevos de tuberculosis (TB) de origen zoonótico, con más de 10 000 muertes (14). En cuanto a Latinoamérica, *M. bovis* ha sido reportado como causante de TB humana en Argentina, Brasil, Ecuador, Venezuela y, en Colombia se ha logrado aislar este microorganismo a partir de un paciente con tuberculosis (15, 16); sin embargo, se desconoce si tiene un origen animal. El humano puede contraer la infección a partir de los animales infectados por vía aerógena o cutánea, por exposición ocupacional o por vía oral al consumir productos lácteos no pasteurizados o, con menor frecuencia, carne de cerdo poco cocida (17, 18). Debido a la afectación pulmonar, inicialmente se puede desarrollar sintomatología respiratoria, y posteriormente la enfermedad puede manifestarse de forma extrapulmonar, en cuyo caso se denomina tuberculosis «miliar» (digestiva, ganglionar o cutánea), característica de los cuadros con origen zoonótico (13, 19). En porcinos, la infección puede presentarse a cualquier edad; sin embargo, la prevalencia suele incrementarse con los años (12) dado que se trata de una enfermedad de curso crónico que en etapas tempranas puede ser asintomática y que puede no manifestarse hasta el momento del sacrificio, cuando se detecta por la presencia de lesiones granulomatosas caseificadas en los ganglios submandibulares

y mesentéricos, las cuales, al poder diseminarse al hígado, el bazo y los pulmones (20) incrementan las pérdidas económicas por decomiso de la canal.

Brucella spp. pertenece a la familia Brucellaceae y es un cocobacilo Gram-negativo y aerobio que crece a 37 °C con lentitud y exigencia (21); a pesar de ser un microorganismo específico de especie puede ocasionar enfermedad en diferentes hospedadores, entre ellos el ser humano (22). La brucelosis porcina afecta a diversos órganos, pero tiene tropismo por el sistema reproductivo; por ello, su importancia económica está asociada a las pérdidas relacionadas con los abortos, la repetición de celos, en algunos casos la endometritis, y los costos del tratamiento clínico de la enfermedad. La infección humana es poco común; en Estados Unidos de América, su incidencia es inferior a 0,5 casos/100 000 personas (23) y, aunque los datos epidemiológicos son escasos, esta enfermedad se caracteriza por ser grave, debilitante, incapacitante, seguir un curso crónico y habitualmente contraerse por el contacto con las secreciones y los tejidos de los animales infectados (fetos y tejidos de abortos, secreciones genitales, etc.), motivo por el cual generalmente se trata de una zoonosis de tipo ocupacional (24); además, cuando estas secreciones y tejidos no son eliminados correctamente, pueden contaminar el suelo, las camas, el agua de arroyos, canales y pozos (22), todo lo cual se convierte en fuente de infección medioambiental.

Si bien el método de referencia para determinar la presencia de estas bacterias patógenas es el cultivo microbiológico, la determinación de los títulos de anticuerpos mediante serología puede utilizarse como herramienta de cribado, la cual permitirá determinar la exposición de los cerdos al agente patógeno e implementar programas de vigilancia epidemiológica, además de ser económica y rápida (12, 25, 26), y aunque también puede presentar cierto grado de inespecificidad, si se realiza junto con los métodos microbiológicos apoya al diagnóstico definitivo (27); asimismo, permite determinar el grado de incremento y/o reducción de prevalencias, datos que se tendrán en cuenta para establecer las medidas de prevención y de control dentro de los establecimientos productivos aplicando el concepto de salud en el

hato (28). Por otra parte, en las plantas de sacrificio también puede implementarse la serología en muestras de jugos de la carne, pues durante la inspección de la misma es útil para tomar decisiones basadas en el riesgo (29).

Si bien según la normativa internacional y nacional la salmonelosis porcina no forma parte de las enfermedades de declaración obligatoria, su impacto en la salud pública es bien conocido. Así, *Brucella* spp. y *M. bovis*, de acuerdo con la normativa colombiana surgida a partir de la Resolución n° 3714 (30) y del Decreto n° 1071 de 2015 (31), forman parte de los agentes patógenos de declaración obligatoria; a pesar de ello, las estadísticas epidemiológicas siguen siendo insuficientes. Por todo lo anterior, es necesario realizar estudios que permitan conocer el estado sanitario de la población porcina frente a estos agentes patógenos zoonóticos. Por este motivo, en el presente trabajo se determinó la seroprevalencia frente a *Salmonella* spp., *M. bovis* y *Brucella* spp., así como los factores de riesgo asociados a dicha seroprevalencia, en explotaciones porcinas de varias regiones colombianas en las que se encuentra la mayor producción porcina tecnificada y semi-tecnificada, dado que en 2019 Antioquia contaba con 1 642 explotaciones, Valle del Cauca, con 232, Cundinamarca, con 3 664, y Meta, con 2 138, y teniendo en cuenta que la población porcina nacional era de 6 473 525 animales, distribuida en 237 380 predios porcinos (21 044 tecnificados/semi-tecnificados y 216 336 de traspatio), representaba el 1,4% del producto interno bruto (PIB) agropecuario y estaba incluida en el 4,8% del PIB (el correspondiente al sector pecuario) (32).

Materiales y métodos

Se realizó un estudio descriptivo de corte transversal, mediante un muestreo por conveniencia, seleccionando las explotaciones semi-tecnificadas (10–100 hembra cría y 100–600 cerdos) y el número de muestras de acuerdo con la voluntariedad de los propietarios para participar en el estudio, la capacidad logística y de presupuesto en el momento de obtención de las muestras. Se obtuvieron 350 muestras de sangre de porcinos de diferentes etapas del ciclo productivo provenientes de 23 explotaciones de producción de los departamentos

de Antioquia ($n = 8$), Quindío ($n = 1$), Risaralda ($n = 1$), Caldas ($n = 2$), Valle del Cauca ($n = 3$), Cundinamarca ($n = 6$) y Meta ($n = 2$) (cantidad promedio de muestras por explotación: $n = 15$), siendo estas las regiones que concentran la mayor producción porcina del país (Cuadro I).

Cuadro I

Número de muestras obtenidas por departamento y grupo etario

Departamento	Grupo etario								Total por departamento
	Lechón lactante (0-4 semanas)	Precebo (5-7 semanas)	Levante (8-13 semanas)	Ceba (14-22 semanas)	Hembra lactación	Hembra gestación	Hembra de reemplazo	Macho reproductores	
Antioquia	0	20	13	8	21	20	5	1	88
Caldas	0	15	0	0	2	0	3	2	22
Cundinamarca	15	30	4	2	16	30	11	5	113
Meta	0	16	3	13	16	23	0	1	72
Quindío	0	10	0	0	0	0	0	1	11
Risaralda	0	10	0	0	0	0	0	1	11
Valle del Cauca	0	17	8	4	0	0	0	4	33
Total por grupo etario	15	118	28	27	55	73	19	15	350

Se diligenció una encuesta diseñada, revisada y avalada por los veterinarios del área técnica de sanidad animal de PorkColombia. Esta incluía datos demográficos y cerca de 40 variables relacionadas con el manejo de la explotación, incluidos los procesos de limpieza y desinfección de los alojamientos, las medidas de bioseguridad de los empleados y las características de los corrales, como el tipo de suelo, de bebederos, o de comederos, y las del entorno, así como la posible presencia de plagas en el establecimiento y su control, entre otros parámetros (33, 34, 35).

Las muestras de sangre fueron obtenidas por el veterinario responsable de cada explotación por venopunción en la vena yugular del animal, utilizando un sistema de Vacutainer® y tubo Venoject® con gel separador y siguiendo todas las medidas de bioseguridad establecidas (36, 37). Las muestras, debidamente identificadas y conservadas, fueron transportadas en refrigeración hasta los laboratorios de la Pontificia Universidad Javeriana. Los sueros fueron obtenidos mediante centrifugación a 1 500 revoluciones por minuto (rpm) durante 15 minutos y se conservaron a -20 °C hasta su procesamiento, el cual tuvo lugar mediante ensayo inmunoenzimático (ELISA) indirecto según las indicaciones del fabricante. Para la detección de anticuerpos contra *Salmonella* spp. se utilizó el estuche de ELISA para diagnóstico Pigtype®-*Salmonella* Ab de Qiagen® (Qiagen®, Hilden, Alemania), y para la detección de anticuerpos contra *Brucella* spp. y *M. bovis*, se utilizaron los estuches INgezim Brucella porcina e INgezim TB porcina, respectivamente, de Ingenasa® (Ingenasa®, Madrid, España) (Cuadro II).

Cuadro II**Condiciones de procesamiento e interpretación del ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas, según el fabricante**

Microorganismo	Absorbancia	Cálculo	Criterios de validación	Interpretación de resultados	S/E%
<i>Salmonella</i> spp.	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra - Abs\ control\ negativo}{Abs\ control\ positivo - Abs\ control\ negativo}$	Control negativo	Positivo:	97%
			$\leq 0,2$	M/P $\geq 0,3$	
<i>Mycobacterium bovis</i>	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra - Abs\ control\ negativo}{Abs\ control\ positivo - Abs\ control\ negativo}$	Control positivo	Negativo:	78/ 89,5%
			$\geq 0,7$	M/P $< 0,3$	
<i>Brucella</i> spp.	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra}{Abs\ control\ positivo}$	Prom Abs control (positivo)	Positivo:	100%
			$\geq 1,25$	M/P $\geq 0,25$	
<i>Brucella</i> spp.	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra}{Abs\ control\ positivo}$	Control negativo	Negativo:	100%
			$< 0,2$	M/P $< 0,25$	
<i>Brucella</i> spp.	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra}{Abs\ control\ positivo}$	Control positivo	Positivo:	100%
			> 1	M/P $\geq 0,25$	
<i>Brucella</i> spp.	450 nm	$M/P = \frac{Abs\ muestra}{Abs\ control\ positivo}$	Control negativo	Negativo:	100%
			$< 0,3$	M/P $< 0,25$	

Abs: absorbancia
 E: especificidad
 M/P: relación de la absorbancia de la muestra con respecto a la del control
 nm: nanómetros
 Prom: promedio
 S: sensibilidad

Las seroprevalencias (SP) respecto a cada uno de los microorganismos se determinaron aplicando la siguiente fórmula:

$$SP: \frac{\text{Número de muestras positivas}}{\text{Número total de muestras}} \times 100$$

Para determinar la relación entre las variables demográficas y de manejo, y los resultados de seropositividad en las muestras analizadas, se utilizó el software libre R (versión 3.2.5, www.r-project.org) y se aplicaron las pruebas de estadística χ^2 de Pearson y de Fisher. Los datos de positividad respecto a *Salmonella* spp. ($n = 150$) fueron analizados mediante la prueba de asociación χ^2 de Pearson, y los relativos a *Mycobacterium bovis* ($n = 19$) fueron analizados mediante la prueba exacta de Fisher de asociación (independencia) debido a que la cantidad de muestras seropositivas no era representativa como para aplicar la prueba de χ^2 de Pearson.

Resultados

Se obtuvieron 350 muestras de sangre de porcinos de las diferentes etapas del ciclo productivo de 23 explotaciones semi-tecnificadas (Cuadro I), ubicadas en Antioquia, Caldas, Cundinamarca, Meta, Quindío, Risaralda y Valle del Cauca.

La seroprevalencia general respecto a *Salmonella* spp. fue del 42,85% ($n = 150$) y respecto a *M. bovis*, del 5,42% ($n = 19$), y no se detectó ninguna muestra positiva respecto a *Brucella* spp.

En cuanto al número de muestras seropositivas respecto a *Salmonella* spp. por departamento, se determinó la siguiente distribución: Meta = 47, Caldas = 11, Antioquia = 37, Valle del Cauca = 12, Quindío = 4 y Cundinamarca = 39, mientras que Risaralda no presentó seropositividad frente a este microorganismo. Con respecto a *M. bovis*, la distribución fue la siguiente: Meta = 10, Cundinamarca = 8 y Antioquia = 1 (Fig. 1); todos los animales seropositivos de cada región pertenecían a una misma explotación.

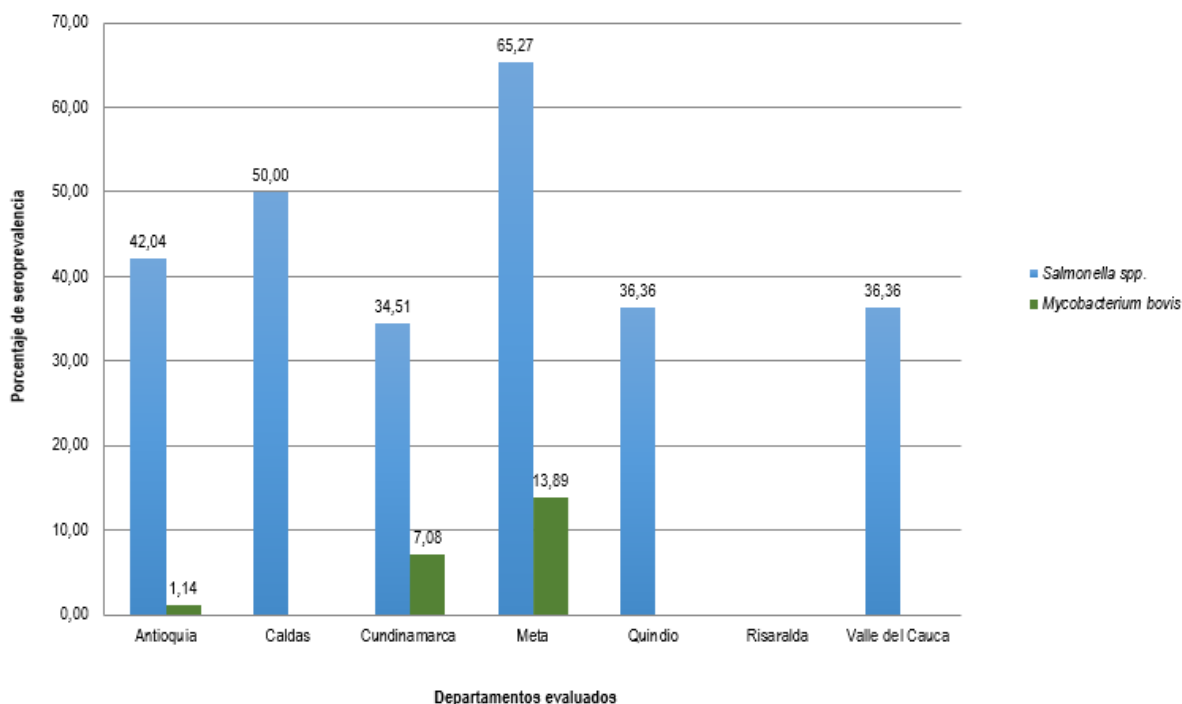


Fig. 1

Porcentaje de seroprevalencia por departamento respecto a *Salmonella* spp. y a *Mycobacterium bovis*

Por edades, las muestras positivas respecto a *Salmonella* spp. por grupos etarios se distribuyeron de la siguiente manera: machos reproductores = 13, hembras de reemplazo = 11, hembras en lactación = 30, hembras gestantes = 37, precebo = 27, lechones lactantes = 1, levante = 15 y ceba = 16 (Fig. 2). Según lo anterior y teniendo en cuenta la dinámica de los anticuerpos maternos, se podría considerar la posibilidad de una inmunidad pasiva en las primeras etapas de la producción (lechón lactante–precebo) que daría lugar a una seropositividad del 8% ($n = 28$), mientras que en las demás etapas daría lugar a una seroprevalencia del 34,85% ($n = 122$).

En cuanto a *M. bovis*, se obtuvieron muestras positivas con la siguiente distribución: hembras en lactación = 9, hembras de reemplazo = 3, hembras gestantes = 5, machos reproductores = 1 y precebo = 1 (Fig. 2). En este caso, solamente un animal de la etapa de precebo presentó anticuerpos frente a este agente patógeno, lo cual corresponde a un 0,29% de seropositividad, posiblemente también debido a la

inmunidad pasiva; el 5,14% restante se distribuyó entre los demás grupos etarios.

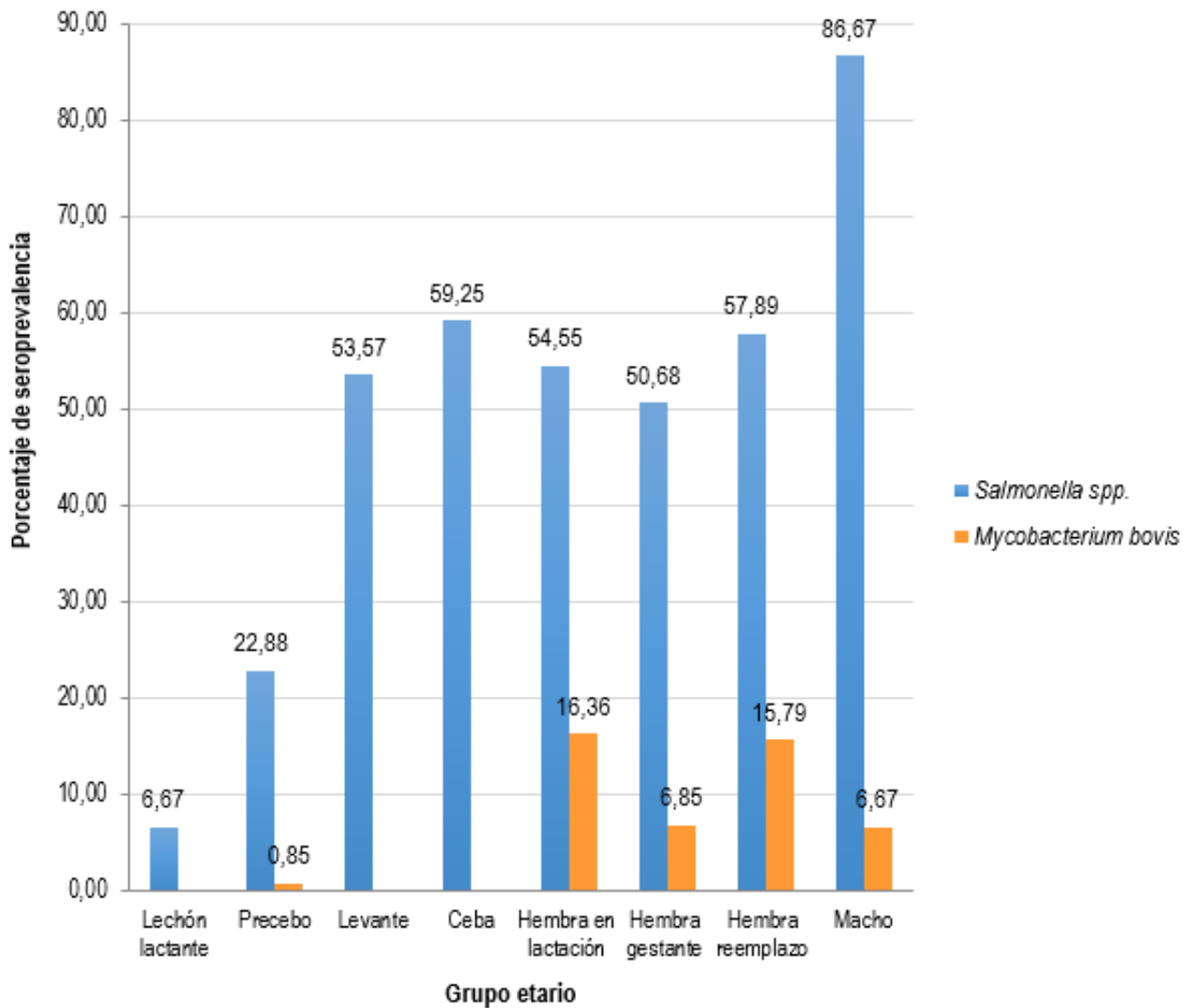


Fig. 2
Porcentaje de seroprevalencia por grupo etario respecto a *Salmonella spp.* y a *Mycobacterium bovis*

Se comprobó si eran estadísticamente significativas ($p < 0.05$) las asociaciones entre la seropositividad frente a los agentes patógenos analizados y las variables demográficas y de manejo de las explotaciones encuestadas; en el caso de *Salmonella spp.*, el tipo de encierro de los corrales (en concreto, la pared de cemento) fue una de las variables que presentó esta asociación ($n = 21$ [91,30%], $p = 0.003$),

al igual que una retirada diaria del estiércol ($n = 21$ [91,30%], $p = 0.008$), la presencia de estercolera como lugar donde verter las heces ($n = 12$ [52,17%], $p = 0.008$), la presencia de roedores (siendo este el tipo de plaga más común en las explotaciones) ($n = 19$ [82,61%], $p = 0.004$), la presencia de otras especies en las explotaciones (siendo los perros la especie más frecuente) ($n = 13$ [56,53%] $p = 0.004$) y, finalmente, la realización de compostaje para la eliminación de los animales muertos y demás desechos biológicos ($n = 13$ [56,53%], $p = 0.002$). Por otra parte, en el caso de *M. bovis*, las variables con asociación positiva fueron: la presencia de otro tipo de explotación pecuaria cercana a la granja (siendo la bovina la más predominante) ($n = 12$ [70,58%], $p = 0.000$), la presencia de arco de desinfección ($n = 7$ [30,34%], $p = 0.000$) y la presencia de roedores (que fue el tipo de plaga más común en las explotaciones) ($n = 19$ [82,61%], $p = 0.001$).

Se determinaron otros parámetros de manejo que no presentaron asociación estadísticamente significativa con la seropositividad hallada respecto a los diferentes microorganismos; sin embargo, vale la pena mencionar que en el 69,56% ($n = 16$) de las explotaciones se utilizaba agua de captación natural (ríos, lagos y pozos), que en el 91,30% ($n = 21$) se contaba con instalaciones sanitarias (baño y lavamanos) y que en el 100% ($n = 23$) había pediluvios para la desinfección de botas; asimismo, se detectó la presencia de especies silvestres, como reptiles, en el 8,70% ($n = 16$), entre otros parámetros.

Discusión

La seroprevalencia general respecto a *Salmonella* spp. determinada en el presente estudio fue del 42,85%, valor similar al reportado en los Países Bajos en el año 2001, que fue de un 47% (38); sin embargo, difiere de lo reportado en México, Italia, Alemania, Estados Unidos de América y España, donde las seroprevalencias fueron menores (del 28,7%, 19,3%, 7,9%, 5% y 4%, respectivamente) (39, 40, 41, 42, 43); estas diferencias pueden estar asociadas a las diferencias entre los programas de bioseguridad instaurados en las explotaciones porcinas de cada país; sin embargo, en España, la seroprevalencia reportada en el cerdo ibérico está por encima de lo encontrado en este estudio, puesto

que es de un 73,42%, porcentaje posiblemente atribuible a las condiciones de manejo (44). En este estudio, en el departamento de Cundinamarca se detectó una seroprevalencia del 34,51%, siendo este un valor cercano al 40% hallado en 2019 (45). Aunque en el presente estudio no se evaluaron muestras del departamento de Tolima, en 2014, Rondón-Barragán y col. determinaron allí una seroprevalencia del 36,09%, hallando mayor presencia de anticuerpos en las etapas de gestación y ceba, y una menor seropositividad en los machos reproductores (46), datos que coinciden parcialmente con lo hallado en este análisis, según el cual, la mayor positividad se encontraba en levante, ceba, hembras de reemplazo, hembras en lactación y gestantes, y machos reproductores; si bien ninguno de los animales muestreados presentaba sintomatología clínica, la presencia de anticuerpos hallada en los diferentes grupos etarios analizados podría indicar la posibilidad de infección a cualquier edad (3), incluso desde el momento de la lactancia al entrar en contacto con una madre posiblemente seropositiva, y por otra parte, podría sugerir que la seropositividad en las etapas de lactancia y precebo podría deberse a la transferencia de anticuerpos maternos.

Históricamente, un factor que puede haber contribuido a la exposición de los animales a la bacteria y, por lo tanto, a una seroprevalencia alta, es la presencia de *Salmonella* spp. en el agua utilizada en las explotaciones, y aunque en el análisis realizado en el presente estudio esta variable no presentó asociación estadísticamente significativa con la seropositividad, estudios previos del grupo de investigación sí demostraron que el principal factor de riesgo para contraer una infección por *Salmonella* spp. fue el uso de agua de procedencia natural no tratada (47). Por otro lado, una de las variables de manejo asociadas a la seropositividad fue la frecuencia con la que se retiraba el estiércol (siendo la retirada diaria la más frecuente, la cual coincide con las medidas establecidas dentro de las buenas prácticas porcinas), lo que debería verse reflejado en una disminución de la infección/seroprevalencia frente a este agente patógeno en las pjaras; sin embargo cabe resaltar que tanto en las hembras de los diferentes grupos como en los machos reproductores se determinaron seroprevalencias por encima del 50%, situación que podía estar

contribuyendo a la permanencia del agente patógeno en las explotaciones; también es importante mencionar que la presencia de anticuerpos no significa que haya infección activa, por lo cual sería importante realizar, además de la determinación de la seroprevalencia, coprocultivos que permitan determinar la prevalencia de la infección en la pira y el grado de excreción del microorganismo teniendo en cuenta su transmisión orofecal, la cual es la principal fuente de contaminación. De hecho, este microorganismo tiene una curva de crecimiento rápida y su dosis mínima infectiva por ingesta oral es de $10^4 - 10^7$ unidades formadoras de colonia (UFC) por gramo, por lo que deficiencias en las prácticas higiénicas de las explotaciones estarían directamente relacionadas tanto con la permanencia de la bacteria en el ambiente como con un aumento en el número de animales infectados (3, 48). En relación con el lugar donde se vierte el estiércol, la estercolera fue la más frecuente en las explotaciones analizadas, motivo por el cual es importante recordar que esta actúa como fuente de atracción de moscas que se comportan como vectores mecánicos de la bacteria, ya sea desde su superficie corporal, por regurgitación del contenido intestinal, que contiene el microorganismo, y/o por defecación, contaminando las superficies, el agua y los alimentos, entre otros (49).

Asimismo, la presencia de roedores en las explotaciones, que actúan como reservorios del agente patógeno y conviven con los cerdos (50), favorece la transmisión/perpetuación del agente patógeno en la explotación. De manera similar, el tránsito de otras especies animales en las explotaciones favorece la diseminación de microorganismos; en este caso, los perros fueron la especie más reportada, siendo estos hospedadores susceptibles a la bacteria (7). Por otra parte, teniendo en cuenta que en la microbiota de los reptiles es frecuente encontrar *Salmonella* spp., la presencia de estos animales puede ser considerada una fuente de diseminación del microorganismo para los porcinos (51, 52); un ejemplo de ello es el de algunas explotaciones de Cundinamarca, donde se reportó presencia de iguanas. Sin embargo, sería necesario confirmar la presencia de la bacteria en los reptiles para confirmar su participación como potenciales transmisores de *Salmonella* spp. a los porcinos. Finalmente, es importante tener en cuenta que los trabajadores podrían contribuir a la diseminación de la

bacteria en las explotaciones a través de sus implementos de trabajo o de su indumentaria, pues se ha descrito la presencia de esta bacteria en muestras obtenidas de las botas de operarios (47, 53, 54); por lo tanto, la limpieza y desinfección de las botas es otro aspecto importante a controlar (55); aun así, en el presente estudio no se evidenció una relación estadísticamente significativa entre ambos parámetros.

Los estudios epidemiológicos sobre *M. bovis* en porcicultura son escasos, sin embargo, se han utilizado pruebas intradérmicas como método de diagnóstico, aunque estas carecen de patrones objetivos de interpretación que sean independientes del antígeno utilizado (27); con respecto a las pruebas serológicas, aunque las casas comerciales indican que tienen una buena sensibilidad y especificidad, algunos estudios reportan baja sensibilidad especialmente en cerdos jóvenes (12), lo cual podría explicar por qué en el presente estudio se detectó positividad solamente en cerdos adultos (hembras y machos). En Gran Bretaña, la prevalencia de infección por *M. bovis* determinada mediante cultivo microbiológico en el período 2004–2010 fue del 11,2% (56), lo cual confirma la presencia de este agente patógeno en los cerdos y el hecho de que representa un riesgo para la salud pública. En el mismo país, se reportó que la infección por *M. bovis* surge en cerdos en etapa de finalización (ceba), es decir, en cerdos de aproximadamente cinco meses de edad (57), y aunque la metodología planteada en el presente estudio no permite definir el momento del contacto con la bacteria ni la presencia de una infección activa, sí es cierto que se detectaron anticuerpos en los grupos de mayor edad (en madres en lactación, reemplazo y gestantes, así como en machos). La mayor cantidad de animales seropositivos provenían de una misma explotación del departamento del Meta. Respecto a este mismo departamento, en 2014, el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) reportó en su boletín de sanidad animal un foco de infección en bovinos (58), una de cuyas variables demográficas y de manejo que presentó asociación estadísticamente significativa con serologías positivas respecto a *M. bovis* fue la cercanía de otras explotaciones pecuarias a la explotación estudiada, siendo las bovinas las de mayor frecuencia, lo que podría sugerir que la proximidad con esta especie sería una de las fuentes de contaminación; asimismo, otros estudios también señalan

evidencias de la transmisión de *M. bovis* entre cerdos y bovinos en Francia, Australia y Nueva Zelanda (59, 60, 61).

En un estudio realizado por Bailey y col. en 2013, en un 5,95% de los 874 cerdos sacrificados que presentaban lesiones compatibles con la presencia del agente patógeno se detectó *M. bovis*, y en el 7,09%, *M. avium*, lo que sugiere una predisposición a contraer la enfermedad cuando los cerdos son criados a campo abierto y/o sin estrictas condiciones de bioseguridad (57); sin embargo, de acuerdo con lo observado en el presente estudio, estos no son factores determinantes, pues los animales de las explotaciones serológicamente positivas se encontraban alojados en corrales y con adecuadas medidas de bioseguridad; por otra parte, aunque la inspección sanitaria en la planta de sacrificio no refleja lesiones ni nódulos compatibles con la presencia de tuberculosis, es importante instaurar programas de vigilancia, prevención y control de esta enfermedad.

Por otro lado, llama la atención que la presencia de arco de desinfección junto con el uso de sustancias para el lavado y la desinfección presenten una asociación estadísticamente significativa con la presencia de anticuerpos contra *M. bovis*, especialmente teniendo en cuenta que estas medidas de bioseguridad están establecidas en el 100% de las explotaciones evaluadas; posiblemente un uso inadecuado de las sustancias desinfectantes, ya sea por un escaso volumen de aplicación, un tiempo de contacto erróneo y/o una baja eficacia serían las razones por las cuales el microorganismo puede estar en el ambiente e incluso rotar en la explotación de tal forma que acabe siendo una fuente de infección para los animales; además, muchos de los desinfectantes empleados en las explotaciones están formulados para el control de virus y no tienen un efecto amplio frente a bacterias (62).

En el año 2014, en Colombia, se reportó brucelosis porcina en 16 predios de los departamentos de Meta (75%), Cundinamarca (33%) y Valle del Cauca (20%). En el presente estudio no se detectó presencia de anticuerpos contra *Brucella* spp., del mismo modo que tampoco se reportó en el departamento de Bolívar tras aplicar la prueba de Rosa de Bengala (63). Esta ausencia de anticuerpos posiblemente esté

relacionada con la implementación de la Resolución n° 7231 de 2017 por la que «...se establecen las medidas sanitarias para la prevención, control y erradicación de la Brucelosis en las especies bovina, bufalina, ovina, caprina, porcina y equina en Colombia» (64) y con las estrategias de buenas prácticas porcinas (65) aplicadas en los establecimientos de producción porcina. Además, en Colombia, la brucelosis es una enfermedad de declaración obligatoria, ya sea en animales enfermos o cuando se detecta en la planta de sacrificio (31), puesto que es una enfermedad con impacto negativo en la salud pública al ser altamente contagiosa tanto para el hombre como para otros animales (22).

En otros países, los valores de seroprevalencia frente a *Brucella* spp. han sido bajos; así, por ejemplo, en explotaciones no tecnificadas de Brasil solo se detectó la presencia de anticuerpos en el 0,29% de las muestras analizadas mediante fijación de complemento, situación que refleja una mejoría en el sistema sanitario del país (66). Por otro lado, utilizando ELISA para evaluar poblaciones de cerdo ibérico, se determinó una seroprevalencia del 3,8% (44) en España y del 14,3% en México (43); en Perú, mediante las técnicas de Rosa de Bengala (prueba de cribado) y de fijación de complemento (prueba confirmatoria) se demostró una seroprevalencia del 2,75% en muestras provenientes de explotaciones no tecnificadas, mientras que en las tecnificadas no se detectaron animales seropositivos (67).

Con el presente reporte, desde la academia se quiere aportar al conocimiento sobre las enfermedades zoonóticas relacionadas con la porcicultura, pues, como indicaron la OMS, la OIE y la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) en 2017, los vacíos de conocimiento deben ser abordados por todos los sectores gubernamentales a través de programas de diagnóstico y vigilancia que abarquen desde la producción primaria hasta el sacrificio (14). La colaboración e interacción entre las instituciones de investigación y la industria privada hacen posible diseñar e implementar prácticas modernas de producción, lo cual implica aunar esfuerzos destinados, a través de la concientización, el compromiso y la

colaboración interinstitucional, a disminuir el riesgo de transmisión de los agentes patógenos zoonóticos (68).

Conclusiones

- Se determinó una seroprevalencia general del 42,85% ($n = 150$) respecto a *Salmonella* spp. y del 5,42% ($n = 19$) respecto a *Mycobacterium bovis* en los cerdos analizados, provenientes de diferentes regiones de Colombia.
- No se detectó la presencia de anticuerpos contra *Brucella* spp. en los animales analizados.
- La presencia de plagas, como la de roedores, fue la variable de manejo con asociación estadísticamente significativa a la seropositividad respecto a *Salmonella* spp. y a *M. bovis*.
- En Colombia, en algún momento del ciclo productivo primario, los cerdos entran en contacto con *Salmonella* spp. y con *M. bovis*, lo que puede representar un riesgo para la salud pública y la producción porcina nacional.

Agradecimientos

Los autores agradecen a la Asociación Colombiana de Porcicultores (PorkColombia) que brindó apoyo económico para la obtención de los estuches de diagnóstico utilizados en este estudio.

También se agradece al Vicerrectoría de Investigación de la Pontificia Universidad Javeriana, por la financiación del proyecto de investigación (ID: PRY 00007855) y apoyo a las actividades del Semillero de Enfermedades Infecciosas Veterinarias y Zoonosis (ID: PTA 00008609).

Referencias

1. Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) (2017). – Una sola salud. OIE, París, Francia. Disponible en: www.oie.int/es/para-los-periodistas/una-sola-salud/ (fecha de consulta: 21 de enero de 2019).

2. Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) (2017). – Seguridad sanitaria de los alimentos. OIE, París, Francia. Disponible en: www.oie.int/es/que-hacemos/iniciativas-mundiales/seguridad-sanitaria-de-los-alimentos/ (fecha de consulta: 28 de mayo de 2021).
3. Hoelzer K., Moreno Switt A.I. y Wiedmann M. (2011). – Animal contact as a source of human non-typhoidal salmonellosis. *Vet. Res.*, **42** (1), 34. <https://doi.org/10.1186/1297-9716-42-34>.
4. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) (2019). – National Outbreak Reporting System (NORS). CDC, Atlanta, Estados Unidos de América. Disponible en: wwwn.cdc.gov/norsdashboard/ (fecha de consulta: 10 de enero de 2019).
5. Fosse J., Seegers H. y Magras C. (2008). – Foodborne zoonoses due to meat: a quantitative approach for a comparative risk assessment applied to pig slaughtering in Europe. *Vet. Res.*, **39** (1), 1. <https://doi.org/10.1051/vetres:2007039>.
6. Fosse J., Seegers H. y Magras C. (2009). – Prevalence and risk factors for bacterial food-borne zoonotic hazards in slaughter pigs: a review. *Zoonoses Public Health*, **56** (8), 429–454. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2008.01185.x>.
7. Simpson K.M.J., Hill-Cawthorne G.A., Ward M.P. y Mor S.M. (2018). – Diversity of *Salmonella* serotypes from humans, food, domestic animals and wildlife in New South Wales, Australia. *BMC Infect. Dis.*, **18** (1), 623. <https://doi.org/10.1186/s12879-018-3563-1>.
8. Organización Mundial de la Salud (OMS) (2018). – Salmonella (no tifoidea). OMS, Ginebra, Suiza. Disponible en: [www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-\(non-typhoidal\)](http://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-(non-typhoidal)) (fecha de consulta: 21 de enero de 2019).

9. Comisión Técnica de Factores de Peligro Biológicos (BIOHAZ) de la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) (2012). – Scientific opinion on an estimation of the public health impact of setting a new target for the reduction of *Salmonella* in turkeys. *EFSA J.*, **10** (4), 2616. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2012.2616>.

10. Funk J. (2003). – Pre-harvest food safety diagnostics for *Salmonella* serovars. Part 1: Microbiological culture. *J. Swine Health Prod.*, **11** (2), 87–90. Disponible en: www.aasv.org/shap/issues/v11n2/v11n2p87.pdf (fecha de consulta: 8 de septiembre de 2020).

11. Davies P.R. (2011). – Intensive swine production and pork safety. *Foodborne Pathog. Dis.*, **8** (2), 189–201. <https://doi.org/10.1089/fpd.2010.0717>.

12. Che' Amat A., González-Barrio D. [...] y Gortázar C. (2015). – Testing Eurasian wild boar piglets for serum antibodies against *Mycobacterium bovis*. *Prev. Vet. Med.*, **121** (1–2), 93–98. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2015.05.011>.

13. Murray P.R., Rosenthal K.S. y Pfaller M.A. (2010). – Capítulo 28: *Mycobacterium*. En *Microbiología médica* (P.R. Murray, K.S. Rosenthal y M.A. Pfaller, coords.). 6ª ed. Elsevier-Mosby, Barcelona, España, 277–290.

14. Organización Mundial de la Salud (OMS), Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE), Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) y Unión Internacional contra la Tuberculosis y Enfermedades Respiratorias (La Unión) (2017). – Hoja de ruta contra la tuberculosis zoonótica. OMS, Ginebra, Suiza; OIE, París, Francia; FAO, Roma, Italia; La Unión, París, Francia, 20 págs. Disponible en: www.oie.int/app/uploads/2021/03/hoja-de-ruta-tb.pdf (fecha de consulta: 13 de julio de 2021).

15. De Kantor I.N., Ambroggi M. [...] y de Waard J.H. (2008). – Human *Mycobacterium bovis* infection in ten Latin American countries. *Tuberculosis (Edinb.)*, **88** (4), 358–365. <https://doi.org/10.1016/j.tube.2007.11.007>.
16. Martínez J.C., Llerena C. y Valbuena Y.A. (2019). – La importancia de investigar *Mycobacterium bovis* en muestras clínicas de procedencia humana. *Biomédica*, **39** (Supl. 1), S117–S124. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v39i2.4358>.
17. Drewe J.A., Pfeiffer D.U. y Kaneene J.B. (2014). – Epidemiology of *Mycobacterium bovis*. En *Zoonotic tuberculosis: Mycobacterium bovis and other pathogenic mycobacteria* (C.O. Thoen, J.H. Steele y J.B. Kaneene, coords.). 3ª ed. John Wiley & Sons, Inc., Oxford, Reino Unido, 63–77. <https://doi.org/10.1002/9781118474310.ch6>.
18. Vayr F., Martin-Blondel G., Savall F., Soulat J.-M., Deffontaines G. y Herin F. (2018). – Occupational exposure to human *Mycobacterium bovis* infection: a systematic review. *PLoS Negl. Trop. Dis.*, **12** (1), e0006208. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006208>.
19. Pérez-Lago L., Navarro Y. y García-de-Viedma D. (2014). – Current knowledge and pending challenges in zoonosis caused by *Mycobacterium bovis*: a review. *Res. Vet. Sci.*, **97** (Supl.), S94–S100. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2013.11.008>.
20. Parra A., Fernández-Llario P., Tato A., Larrasa J., García A., Alonso J.M., Hermoso de Mendoza M. y Hermoso de Mendoza J. (2003). – Epidemiology of *Mycobacterium bovis* infections of pigs and wild boars using a molecular approach. *Vet. Microbiol.*, **97** (1–2), 123–133. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2003.08.007>.
21. Young E.J. (2006). – Capítulo 19: *Brucella* spp. En *Principles and Practice of Clinical Bacteriology* (S.H. Gillespie y P.M. Hawkey, coords.). 2ª ed. John Wiley & Sons Ltd, West Sussex, Inglaterra, 265–272. <https://doi.org/10.1002/9780470017968.ch19>.

22. Castro H.A., González S.R. y Prat M.I. (2005). – Brucelosis: una revisión práctica. *Acta Bioquím. Clín. Latinoam.*, **39** (2), 203–216. Disponible en: www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-29572005000200008&lng=es&nrm=iso&tlng=es (fecha de consulta: 8 de septiembre de 2020).

23. Rovid-Spickler A. (2018). – Brucellosis. Centro de Seguridad Alimentaria y Salud Pública, Universidad Estatal de Iowa, Ames, Estados Unidos de América, 14 págs. Disponible en: www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/brucellosis.pdf (fecha de consulta: 21 de enero de 2019).

24. Ariza J. (2002). – Brucelosis en el siglo XXI. *Med. Clín. (Barc.)*, **119** (9), 339–344. [https://doi.org/10.1016/S0025-7753\(02\)73409-X](https://doi.org/10.1016/S0025-7753(02)73409-X).

25. Baptista F.M., Alban L., Ersbøll A.K. y Nielsen L.R. (2009). – Factors affecting persistence of high *Salmonella* serology in Danish pig herds. *Prev. Vet. Med.*, **92** (4), 301–308. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2009.08.005>.

26. Cardoso-Toset F., Luque I. [...] y Gomez-Laguna J. (2017). – Evaluation of five serologic assays for bovine tuberculosis surveillance in domestic free-range pigs from southern Spain. *Prev. Vet. Med.*, **137** (Part A), 101–104. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2016.12.016>.

27. Marassi C.D., de Oliveira F.C.S., Pinheiro S.R., Azevedo S.S., Soto F.R.M., Oelemann W., Lilenbaum W. y Vasconcellos S.A. (2014). – Evaluation of a MPB70-ELISA to differentiate *Mycobacterium bovis* from *M. avium*-sensitized swine. *Pesqui. Vet. Bras.*, **34** (11), 1069–1072. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2014001100005>.

28. Harris I.T. (2003). – Serologic basis for assessment of subclinical *Salmonella* infection in swine: Part 1. *J. Swine Health Prod.*, **11** (5), 247–251. Disponible en: www.aasv.org/shap/issues/v11n5/v11n5p247.html (fecha de consulta: 8 de septiembre de 2020).

29. Meemken D., Tangemann A.H., Meermeier D., Gundlach S., Mischok D., Greiner M., Klein G. y Blaha T. (2014). – Establishment of serological herd profiles for zoonoses and production diseases in pigs by ‘meat juice multi-serology’. *Prev. Vet. Med.*, **113** (4), 589–598. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2013.12.006>.

30. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (2015). – Resolución n° 3714: Por la cual se establecen las enfermedades de declaración obligatoria en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia, 9 págs. Disponible en: www.ica.gov.co/getattachment/3188abb6-2297-44e2-89e6-3a5dbd4db210/2015R3714.aspx (fecha de consulta: 11 de enero de 2019).

31. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (2015). – Decreto n° 1071: Por medio del cual se expide el Decreto Único Reglamentario del Sector Administrativo, Agropecuario, Pesquero y de Desarrollo Rural. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Bogotá, Colombia, 453 págs. Disponible en: www.minagricultura.gov.co/Normatividad/Decretos/Decreto%20No.%201071%20de%202015.pdf (fecha de consulta: 11 de enero de 2019).

32. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (2019). – Censo Pecuario Año 2019. ICA, Bogotá, Colombia. Disponible en: www.ica.gov.co/areas/pecuaria/servicios/epidemiologia-veterinaria/censos-2016/censo-2018.aspx (fecha de consulta: 17 de enero de 2020).

33. López Durán M.M. (2006). – Las zoonosis en los sistemas de producción animal de las áreas urbanas y periurbanas de América Latina. *Rev. Sanid. Mil. (Mexico City)*, **60** (5), 352–358. Disponible en: www.imbiomed.com.mx/articulo.php?id=39114 (fecha de consulta: 28 de mayo de 2021).

34. Benavides B.B., Jiménez S.E.A. y Riascos E.D.F. (2012). – Factores de riesgo asociados a la seroprevalencia de brucelosis y leptospirosis en los operarios de la planta de beneficio de Pasto, Nariño. *Univ. Salud*, **1** (15), 42–49. Disponible en: www.scielo.org.co/pdf/reus/v14n1/v14n1a04.pdf (fecha de consulta: 28 de mayo de 2021).

35. Henao Beltrán J.S., Ramírez Aguirre E. y Rondón-Barragán I.S. (2012). – Análisis de las buenas prácticas de producción en granjas porcícolas del departamento del Tolima y factores de riesgo asociados a la presencia de *Salmonella* spp. *Rev. CES Med. Vet. Zotec.*, **7** (2), 11–20. Disponible en: <https://revistas.ces.edu.co/index.php/mvz/article/view/2701/2054> (fecha de consulta: 28 de mayo de 2021).

36. Framstad T., Sjaastad Ø. y Aass R.A. (2000). – Bleeding and intravenous techniques in pigs. Plataforma de Consenso de Noruega para el avance de «las 3 Rs» (Reemplazo, Reducción, Refinamiento) en relación con los experimentos con animales (Norecopa), Oslo, Noruega. Disponible en: <https://norecopa.no/education-training/other-teaching-materials/pig-bleeding> (fecha de consulta: 17 de junio de 2017).

37. Casas G. (2013). – Protocolo toma de muestra de sangre en porcinos. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Bogotá, Colombia, 7 págs. Disponible en: http://medicinaveterinariaydezootecnia.bogota.unal.edu.co/fileadmin/FVMZ/Servicios/bioetica/Pro_autorizados/002_Protocolo_toma_muestra_sangre_en_cerdos.pdf (fecha de consulta: 27 de junio de 2017).

38. Swanenburg M., Urlings H.A.P., Snijders J.M.A., Keuzenkamp D.A. y van Knapen F. (2001). – *Salmonella* in slaughter pigs: prevalence, serotypes and critical control points during slaughter in two slaughterhouses. *Int. J. Food Microbiol.*, **70** (3), 243–254. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(01\)00545-1](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(01)00545-1).

39. Pérez-Rivera C.M., López M.S., Arnaud-Franco G. y Carreón-Nápoles R. (2017). – Detección de anticuerpos contra patógenos en cerdos (*Sus scrofa*) asilvestrados y domésticos de la Reserva de la Biósfera Sierra la Laguna, México. *Vet. Méx. OA*, **4** (1), 378. <https://doi.org/10.21753/vmoa.4.1.378>.

40. Montagnaro S., Sasso S., De Martino L., Longo M., Iovane V., Ghiurmino G., Pisanelli G., Nava D., Baldi L. y Pagnini U. (2010). – Prevalence of antibodies to selected viral and bacterial pathogens in wild boar (*Sus scrofa*) in Campania region, Italy. *J. Wildl. Dis.*, **46** (1), 316–319. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.1.316>.

41. Merle R., Kösters S., May T., Portschi U., Blaha T. y Kreienbrock L. (2011). – Serological *Salmonella* monitoring in German pig herds: results of the years 2003–2008. *Prev. Vet. Med.*, **99** (2–4), 229–233. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2011.02.007>.

42. Thakur S., Sandfoss M., Kennedy-Stoskopf S. y DePerno C.S. (2011). – Detection of *Clostridium difficile* and *Salmonella* in feral swine population in North Carolina. *J. Wildl. Dis.*, **47** (3), 774–776. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-47.3.774>.

43. Vicente J., León-Vizcaíno L., Gortázar C., Cubero M.J., González M. y Martín-Atance P. (2002). – Antibodies to selected viral and bacterial pathogens in European wild boars from Southcentral Spain. *J. Wildl. Dis.*, **38** (3), 649–652. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.3.649>.

44. Gómez-Laguna J., Hernández García M., García-Valverde R., Moreno Moreno P.J., Luque Moreno I. y Astorga Márquez R.J. (2011). – Estudio de seroprevalencia de patógenos zoonóticos en el cerdo ibérico. *Suis*, **74**, 20–28. Disponible en: <https://docplayer.es/amp/4691909-Estudio-de-seroprevalencia-de-patogenos-zoonosicos-en-el-cerdo-iberico.html> (fecha de consulta: 9 de septiembre de 2020).

45. Pulido-Villamarín A., Castañeda-Salazar R., Mendoza-Gómez M.F. y Vivas-Díaz L. (2019). – Presencia de anticuerpos frente a algunos patógenos de interés zoonótico en cuatro granjas porcícolas de Cundinamarca, Colombia. *Rev. Investig. Vet. Perú*, **30** (1), 446–454. <https://doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15702>.

46. Rondón-Barragán I.S., Rodríguez G.A. y Marín M.G.A. (2014). – Determinación de la seroprevalencia de *Salmonella* spp. en granjas porcinas del departamento del Tolima. *Orinoquia*, **18** (1), 60–67. <https://doi.org/10.22579/20112629.281>.

47. Giraldo-Cardona J.P., Gualdrón-Ramírez D., Chamorro-Tobar I., Pulido-Villamarín A., Santamaría-Durán N., Castañeda-Salazar R., Zambrano-Moreno C. y Carrascal-Camacho A.K. (2019). – *Salmonella* spp. prevalence, antimicrobial resistance and risk factor determination in Colombian swine farms. *Pesqui. Vet. Bras.*, **39** (10), 816–822. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-6156>.

48. Quinn P.J., Markey B.K., Carter M.E., Donnelly W.J. y Leonard F.C. (2001). – *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*. 1ª ed. Blackwell Science Ltd, Oxford, Reino Unido, 544 págs.

49. Béjar C.V., Chumpitaz C.J., Pareja C.E., Valencia B.E., Huamán R.A., Sevilla A.C., Tapia B.M. y Saez F.G. (2006). – *Musca domestica* como vector mecánico de bacterias enteropatógenas en mercados y basurales de Lima y Callao. *Rev. Peru. Med. Exp. Salud Publica*, **23** (1), 39–43. Disponible en: www.scielo.org.pe/pdf/rins/v23n1/a06v23n1.pdf (fecha de consulta: 9 de septiembre de 2020).

50. Newell D.G., Koopmans M., Verhoef L., Duizer E., Aidara-Kane A., Sprong H., Opsteegh M., Langelaar M., Threlfall J., Scheutz F., van der Giessen J. y Kruse H. (2010). – Food-borne diseases: the challenges of 20 years ago still persist while new ones continue to emerge. *Int. J. Food Microbiol.*, **139** (Supl. 1), S3–S15. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.01.021>.

51. Martínez Barreda C., Gallegos Antúnez D.C., Bär W., Márquez de Bär G., Fernández Cano R. y Ruiz Reyes G. (1999). – Reptiles «mascotas»: una fuente potencial de infecciones por *Salmonella*. *Enferm. Infecc. Microbiol.*, **19** (6), 266–269. Disponible en: www.medigraphic.com/pdfs/micro/ei-1999/ei996b.pdf (fecha de consulta: 10 de septiembre de 2020).

52. Ferreira Junior R.S., Siqueira A.K., Campagner M.V., Salerno T., Soares T.C.S., Lucheis S.B., Paes A.C. y Barraviera B. (2009). – Comparison of wildlife and captivity rattlesnakes (*Crotalus durissus terrificus*) microbiota. *Pesqui. Vet. Bras.*, **29** (12), 999–1003. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2009001200008>.

53. Barber D.A., Bahnson P.B., Isaacson R., Jones C.J. y Weigel R.M. (2002). – Distribution of *Salmonella* in swine production ecosystems. *J. Food Prot.*, **65** (12), 1861–1868. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-65.12.1861>.

54. Rajić A., Keenliside J., McFall M.E., Deckert A.E., Muckle A.C., O'Connor B.P., Manninen K., Dewey C.E. y McEwen S.A. (2005). – Longitudinal study of *Salmonella* species in 90 Alberta swine finishing farms. *Vet. Microbiol.*, **105** (1), 47–56. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2004.10.005>.

55. Amass S.F., Vyverberg B.D., Ragland D., Dowell C.A., Anderson C.D., Stover J.H. y Beaudry D.J. (2000). – Evaluating the efficacy of boot baths in biosecurity protocols. *Swine Health Prod.*, **8** (4), 169–173. Disponible en: www.aasv.org/jshap/issues/v8n4/v8n4p169.pdf (fecha de consulta: 10 de septiembre de 2020).

56. Broughan J.M., Downs S.H., Crawshaw T.R., Upton P.A., Brewer J. y Clifton-Hadley R.S. (2013). – *Mycobacterium bovis* infections in domesticated non-bovine mammalian species. Part 1: review of epidemiology and laboratory submissions in Great Britain 2004–2010. *Vet. J.*, **198** (2), 339–345. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2013.09.006>.

57. Bailey S.S., Crawshaw T.R., Smith N.H. y Palgrave C.J. (2013). – *Mycobacterium bovis* infection in domestic pigs in Great Britain. *Vet. J.*, **198** (2), 391–397. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2013.08.035>.

58. Díaz Martínez O.L., Mendoza Niño E., Linares Chaparro C., Gasca Cárdenas H.H., Jaramillo Ramírez D.C., Barón Moya J.P., Botero A., Bejarano Bolívar A. y Gonzalez Garibello P.M. (2017). – Colombia, Sanidad Animal 2014. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Bogotá, Colombia, 161 págs. Disponible en: www.ica.gov.co/getattachment/986dd783-8f37-4ab3-bc33-39995bd8c065/2014.aspx (fecha de consulta: 11 de enero de 2019).

59. Nugent G., Whitford J. y Young N. (2002). – Use of released pigs as sentinels for *Mycobacterium bovis*. *J. Wildl. Dis.*, **38** (4), 665–677. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.4.665>.

60. Corner L.A.L. (2006). – The role of wild animal populations in the epidemiology of tuberculosis in domestic animals: how to assess the risk. *Vet. Microbiol.*, **112** (2–4), 303–312. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2005.11.015>.

61. Richomme C., Boschioli M.L., Hars J., Casabianca F. y Ducrot C. (2010). – Bovine tuberculosis in livestock and wild boar on the Mediterranean island, Corsica. *J. Wildl. Dis.*, **46** (2), 627–631. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.2.627>.

62. Salazar C.A., Pérez I.D. y Osorio G. (1999). – Bioseguridad en explotaciones porcinas: bioseguridad en hatos porcinos de Antioquia, Colombia. *Rev. Colomb. Cienc. Pecu.*, **12** (1), 36–46. Disponible en: <https://revistas.udea.edu.co/index.php/rccp/article/view/323695> (fecha de consulta: 10 de septiembre de 2020).

63. Restrepo Salazar J.G., Orrego Mesa Y. y Agudelo López S.P. (2008). – Incidencia de *Brucella suis* en cerdos de Lomarena, Bolívar. *Rev. CES Med. Vet. Zootec.*, **3** (2), 51–57. Disponible en: <https://revistas.ces.edu.co/index.php/mvz/article/view/2695> (fecha de consulta: 10 de septiembre de 2020).

64. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (2017). – Resolución n° 7231: Por medio de la cual se establecen las medidas sanitarias para la prevención, control y erradicación de la brucelosis en las especies bovina, bufalina, ovina, caprina, porcina y equina en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia, 28 págs. Disponible en: www.ica.gov.co/areas/pecuaria/servicios/convocatoria-publica-de-autorizacion-en-el-diagnos/resolucion-7231-de-2017.aspx (fecha de consulta: 26 de junio de 2018).

65. Beyli M.E., Brunori J. [...] y Zielinsky G. (2012). – Buenas prácticas pecuarias (BPP) para la producción y comercialización porcina familiar (J. Brunori, M. Rodríguez Fazzone y M.E. Figueroa, coords.). 1ª ed. Representación de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) en Argentina, Buenos Aires, Argentina, 275 págs. Disponible en: www.fao.org/3/a-i2094s.pdf (fecha de consulta: 21 de enero de 2019).

66. Ricardo P., Oliveira L.G., Baraldi T.G., Mechler M.L., Almeida H.M.S., da Silva G.C.P., Gatto I.R.H. y Mathias L.A. (2016). – Occurrence of anti-*Brucella* antibodies in intensive pig farming and in non-technified pig herds. *Pesqui. Vet. Bras.*, **36** (10), 930–934. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2016001000002>.

67. Farro R.D., Falcón P.N., Manchego S.A. y Rivera G.H. (2002). – Frecuencia de *Brucella* spp. en porcinos, procedentes de granjas tecnificadas y no tecnificadas, beneficiados en dos mataderos de Lima. *Rev. Investig. Vet. Perú*, **13** (2), 72–77. <https://doi.org/10.15381/rivep.v13i2.7334>.

68. Davies P.R. (2010). – Pork safety: achievements and challenges. *Zoonoses Public Health*, **57** (Supl. 1), S1–S5. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2010.01378.x>.