

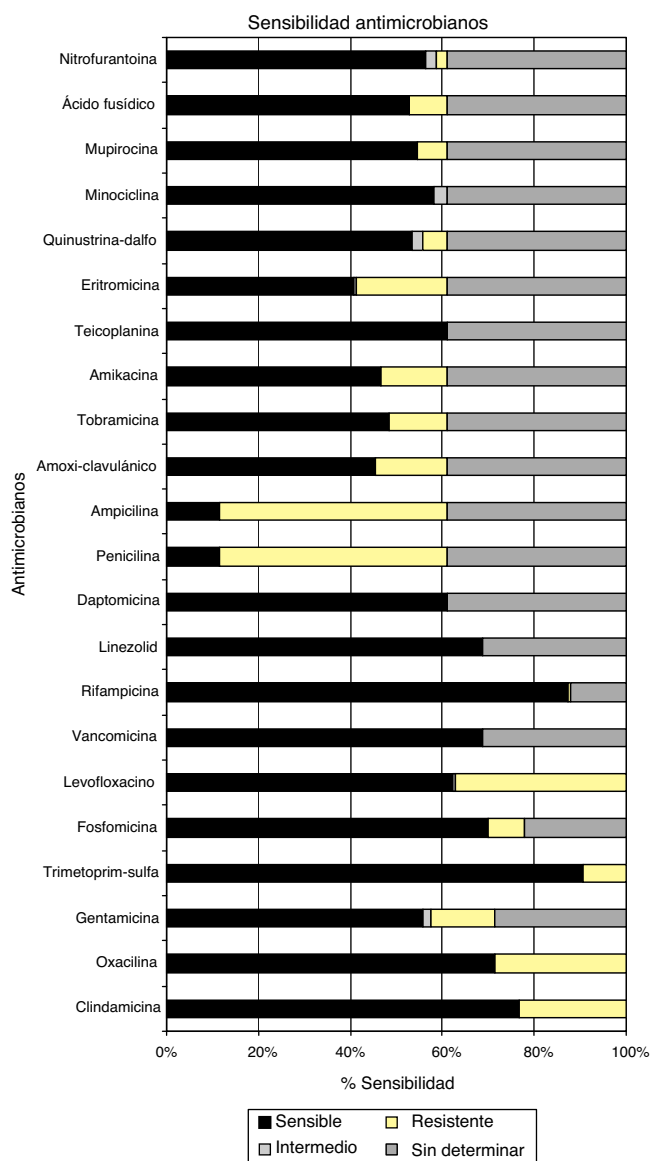


Figura 1. Sensibilidad a antimicrobianos.

por disco-placa, 30 de 49 SAMR (61,2%). En otros estudios⁹, aunque con menor proporción de falsos resistentes entre los SAMR, una de las conclusiones es que se espera un mayor uso de métodos de CMI para validar resultados en áreas con alta prevalencia de SAMR.

Bibliografía

1. Kollef MH. New antimicrobial agents for methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. Crit Care Resusc. 2009;11:282-6.
2. Kanafani ZA, Corey GR. Ceftaroline: A cephalosporin with expanded Gram-positive activity. Future Microbiol. 2009;4:25-33.
3. Parish D, Scheinfeld N. Ceftaroline fosamil, a cephalosporin derivative for the potential treatment of MRSA infection. Curr Opin Investig Drugs. 2008;9:201-9.
4. Saravolatz L, Pawlak J, Johnson L. In vitro activity of ceftaroline against community-associated methicillin-resistant, vancomycin-intermediate, vancomycin-resistant, and daptomycin-nonsusceptible *Staphylococcus aureus* isolates. Antimicrob Agents Chemother. 2010;54:3027-30.
5. Seng P, Drancourt M, Gouriet F, la Scola B, Fournier PE, Rolain JM, et al. Ongoing revolution in bacteriology: Routine identification of bacteria by matrix-assisted laser desorption/ionization time-of-flight mass spectrometry. Clin Infect Dis. 2009;49:552-3.
6. The European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing Breakpoint tables for interpretation of MICs and zone diameters. 2013. [consultado 10 Oct 2013]. Disponible en: <http://www.eucast.org>
7. Leclercq R, Cantón R, Brown DF, Giske CG, Heisig P, MacGowan AP, et al. EUCAST expert rules in antimicrobial susceptibility testing. Clin Microbiol Infect. 2013;19:141-60.
8. Ge Y, Biek D, Talbot GH, Sahm DF. In vitro profiling of ceftaroline against a collection of recent bacterial clinical isolates from across the United States. Antimicrob Agents Chemother. 2008;52:3398-407.
9. Koeth LM, Matuschek E, Kahlmeter G, Alm RA, Ambler JE. Development of EUCAST zone diameter breakpoints and quality control range for *Staphylococcus aureus* with ceftaroline 5-μg disk. Eur J Clin Microbiol Infect Dis. 2014;33:1511-7. <http://dx.doi.org/10.1007/s10096-014-2089-8>.

Juan Luis Recio-López *, Alejandro Peña-Monje,
Santiago Pérez-Parra y Federico García-García

Servicio de Microbiología, Hospital Universitario San Cecilio,
Granada, España

* Autor para correspondencia.

Correo electrónico: jlrl17@hotmail.com (J.L. Recio-López).

<http://dx.doi.org/10.1016/j.eimc.2014.09.004>

Infección por *Salmonella enterica* subespecie *salamae* en un paciente ecuatoguineano consumidor de carne de tortuga



Salmonella enterica subespecies *salamae* infection in a patient from Equatorial Guinea associated with consumption of reptile meat

La salmonelosis humana asociada a reptiles se considera una enfermedad emergente debido a la reciente introducción de estos animales como mascotas. Dicha salmonelosis está causada por especies de *Salmonella* distintas de las habitualmente encontradas en la clínica y se ha asociado a un mayor número de complicaciones^{1,2}. A continuación presentamos un caso de infección por *Salmonella enterica* (*S. enterica*) subespecie *salamae*, especie considerada como microbiota intestinal habitual en reptiles.

Se trataba de un varón de 42 años de edad, natural de Guinea Ecuatorial con estancia de un mes en España. El paciente acudió al servicio de urgencias por un cuadro de malestar general, astenia y fiebre junto con diarrea leve de un mes de evolución. Como antecedentes patológicos de interés destacaban múltiples episodios de malaria, el último de los cuales había sido diagnosticado a su llegada a nuestro país. El paciente recibió tratamiento con atovacuona/proguanil, presentando mejoría; sin embargo, en los últimos días había vuelto a referir episodios febriles. En la exploración efectuada en el momento del ingreso destacó la presencia de un chancro duro en el pene. La analítica reveló la presencia de anemia (hemoglobina: 8,7 g/dL; y hematocrito: 29,6%), con una LDH de 229 UI/L y sin ninguna alteración bioquímica más destacable. Se tomaron muestras para estudio microbiológico, que incluyó un examen de urgencia para descartar malaria, siendo el test rápido inmunocromatográfico (BinaxNOW® Malaria) y la gota gruesa negativos. El paciente comenzó tratamiento con

sulfato ferroso (80 mg/24 h) y fue citado para revisión 3 días después. Para entonces, los resultados de la serología del ingreso confirmaron la sífilis y fueron negativos para el VIH; mientras que la qPCR para malaria fue positiva para *Plasmodium falciparum*. Se le volvió a extraer sangre de nuevo para estudio de malaria, siendo ahora positiva tanto la prueba rápida como las extensiones sanguíneas, confirmando la infección por *Plasmodium falciparum* con una parasitación del 0,01%. Inició tratamiento con atovaquona/proguanil (1.000 mg/400 mg una vez al día durante 3 días) y se le suministró penicilina G benzatina (2,4 millones de unidades en una dosis). El paciente continuaba con el cuadro diarreico y había traído muestras fecales que se procesaron para el estudio de parásitos intestinales y bacterias enteropatógenas según los métodos habituales. El examen parasitológico realizado fue negativo; sin embargo, en el coprocultivo se aisló un cultivo puro de colonias lactosa negativa que se identificaron bioquímicamente mediante API 20E (bioMérieux) y MicroScan (Siemens) como *S. enterica* subespecie *salamae* (subespecie II). Se analizó si la cepa era portadora del gen de virulencia *eae* por PCR³, siendo el resultado negativo. En el antibiograma, la cepa fue sensible a ampicilina, amoxicilina/ácido clavulánico, ciprofloxacino, cefalosporinas de 2.^a y 3.^a generación, aminoglucósidos, cotrimoxazol y cloranfenicol. En el interrogatorio posterior, el paciente refirió ser consumidor habitual de carne de tortugas marinas en establecimientos fuera del hogar, sin ningún otro contacto con reptiles (incluyendo mascotas). El paciente recibió terapia con ciprofloxacino (500 mg/12 h durante 3 días) con resolución de la diarrea. En el último coprocultivo de control del que se dispuso y realizado un mes más tarde, se aisló de nuevo *S. enterica* subespecie *salamae* aunque no en cultivo puro.

Los casos de salmonelosis debidos a *S. enterica* subespecie *salamae* en humanos descritos en la literatura son escasos. En su mayoría obedecen al contacto con reptiles usados como animales de compañía⁴ mientras que en el arriba descrito la causa parece ser el consumo de carne de reptiles. El paciente procedía de Guinea Ecuatorial donde, como en ciertas zonas de la costa tropical de África, la ingesta de carne y huevo de tortuga continúa siendo una costumbre culinaria al abundar este tipo de reptiles⁵. Cabe destacar que a pesar de la escasez de casos descritos en humanos, existen 2 estudios epidemiológicos donde la prevalencia de esta subespecie fue notoria: el primero, realizado en Sicilia sobre 240 pacientes con salmonelosis, encontraron que *S. enterica* subespecie *salamae* era responsable del 5% de los casos⁶. Aunque no se especifica la fuente, se puede especular que el origen pudieran ser las tortugas marinas ya que Sicilia es una de las pocas zonas del mediterráneo donde habitan estos reptiles. En el segundo estudio, realizado en Australia, se describieron casos de infección por el serovar Sofia de esta subespecie, si bien su procedencia es de origen aviar y su poder patogénico en humanos es escaso⁷.

El paciente presentaba malaria que puede producir síntomas gastrointestinales, incluyendo diarrea⁸, por lo que no se puede descartar que ambos microorganismos tuviesen un papel en el

desarrollo de la clínica. Es de reseñar que recientemente se ha descrito que *S. enterica* subespecie *salamae*, a diferencia del resto del género *Salmonella*, puede ser portadora de parte de los genes del «locus of enterocyte effacement»^{9,10}. Dicho locus incluye el gen *eae* que codifica la intimina y es característico de las cepas de *Escherichia coli* enteropatógenas y enterohemorrágicas³. Sin embargo, todavía no se conoce la repercusión clínica de este hallazgo. Por otro lado, dichos trabajos se han realizado sobre un número muy limitado de aislados por lo que, como en nuestro caso, no todas las cepas podrían ser portadoras de dicho gen.

Por último, reseñar que el diagnóstico microbiológico se puede realizar fácilmente por los métodos tradicionales y los datos epidemiológicos pueden orientar el diagnóstico.

Bibliografía

- Warwick C, Lambiris AJ, Westwood D, Steedman C. Reptile-related salmonellosis. *J R Soc Med*. 2001;94:124–6.
- Centers for Disease Control and Prevention. Multistate outbreak of human *Salmonella* infections associated with exposure to turtles—United States, 2007–2008. *Morb Mortal Wkly Rep*. 2008;57:69–72.
- Wang G, Clark CG, Rodgers FG. Detection in *Escherichia coli* of the genes encoding the major virulence factors, the genes defining the O157:H7 serotype, and components of the type 2 Shiga toxin family by multiplex PCR. *J Clin Microbiol*. 2002;40:3613–9.
- Bertrand S, Rimhanen-Finne R, Weill FX, Rabsch W, Thornton L, Perevoscikov J, et al. *Salmonella* infections associated with reptiles: the current situation in Europe. *Euro Surveill*. 2008;13:8902.
- Página oficial del Gobierno de la República de Guinea Ecuatorial. Gastronomía [consultado 14 Nov 2014]. Disponible en: <http://www.guineaequatorialpress.com/noticia.php?ic=135>
- Bellissima P, Amato R, Aurnia G, Cannizzo R, Bonfante S. Epidemiology of salmonellosis in Caltagirone area (Sicily). *Infez Med*. 2004;12:60–4.
- Harrington CS, Lanser JA, Manning PA, Murray CJ. Epidemiology of *Salmonella* sofia in Australia. *Appl Environ Microbiol*. 1991;57:223–7.
- Reisinger EC, Fritzsche C, Krause R, Krejs GJ. Diarrhea caused by primarily non-gastrointestinal infections. *Nat Clin Pract Gastroenterol Hepatol*. 2005;2:216–22.
- Chandry PS, Gladman S, Moore SC, Seemann T, Crandall KA, Fegan N. A Genomic Island in *Salmonella enterica* ssp. *salamae* provides new insights on the genealogy of the locus of enterocyte effacement. *PLoS One*. 2012;7:e41615.
- Desai PT, Porwollik S, Long F, Cheng P, Wollam A, Bhonagiri-Palsikar V, et al. Evolutionary genomics of *Salmonella enterica* subspecies. *MBio*. 2013;4:e579–612.

Beatriz López-Quintana^a, Pablo Rivas-González^b, Carlos Toro-Rueda^{a,*} y Ana Enríquez-Crego^a

^a Servicio de Microbiología, Hospital Universitario La Paz-Cantoblanco-Carlos III, Madrid, España

^b Departamento de Medicina Tropical, Hospital Universitario La Paz-Cantoblanco-Carlos III, Madrid, España

* Autor para correspondencia.

Correo electrónico: carlostororueda@hotmail.com (C. Toro-Rueda).

<http://dx.doi.org/10.1016/j.eimc.2014.09.012>