

Identificación de bacterias presentes en tres soluciones intravenosas en un período de 72 horas

Bacterial identification in three intravenous solutions over a 72 hour-period

Angélica Díaz-Martínez^{1*}  y Pablo Rubio-Arias² 

¹Universidad Católica de Cuenca, Posgrado. Cuenca, Azuay, Ecuador. ²Universidad Católica de Cuenca. Cuenca, Azuay, Ecuador.

*Correo electrónico: vereangie@hotmail.es

RESUMEN

Las soluciones intravenosas se utilizan en tratamientos médicos para reposición de fluidos y para la administración de medicamentos. En 1971 el CDC (Centro para el Control y Prevención de Enfermedades de Estados Unidos de América) estableció que las soluciones intravenosas se las debe utilizar en un período de 24 horas (h), y posterior a este tiempo se debe descartar, recomendación que no es seguida en todos los Centros. En la práctica diaria, en contra de las adecuadas normas sanitarias, dentro de los centros veterinarios locales es común la reutilización de fluidos por largos períodos de tiempo, para reconstitución de medicamentos inyectables, limpiezas de heridas o administración a otros pacientes. El objetivo principal del estudio fue evaluar la tasa de contaminación de bolsas de tres tipos de soluciones intravenosas (cloruro de sodio 0,9 %, lactato de Ringer y solución de dextrosa 50 %) durante un período de 72 h en condiciones clínicas de un entorno veterinario. Las soluciones se analizaron a las 0; 24; 48 y 72 h. No hubo crecimiento bacteriano en ninguna de las muestras obtenidas, los cultivos se reportaron como negativos tras 72 h de no observar desarrollo bacteriano en medios de cultivos estándar. Estudios después de este período de tiempo son necesarios para determinar si existe contaminación bacteriana tras las 72h.

Palabras clave: Soluciones intravenosas; contaminación; nosocomiales; fluidoterapia

ABSTRACT

Intravenous solutions are used in medical treatments for fluid replacement and drug administration. In 1971 the CDC (Center for Disease Control and Prevention of the United States of America) established that intravenous solutions should be used within a period of 24 hours (h), and after this time they should be discarded, a recommendation that is not followed in all centers. In daily practice, contrary to adequate sanitary norms, it is common in local veterinary centers to reuse fluids for long periods of time, for reconstitution of injectable drugs, wound cleaning or administration to other patients. The aim of the study was to evaluate the contamination rate of bags of three intravenous solutions (0.9 % sodium chloride, Ringer's lactate and 50 % dextrose solution) over a 72 h period under clinical conditions in a veterinary environment. The solutions were analyzed at 0; 24; 48 and 72 h. There was no bacterial growth in any of the samples obtained, cultures were reported as negative after 72 h of not presenting bacterial growth in standard culture media. Studies after this period of time are necessary to determine if there is bacterial contamination after 72h.

Key words: Intravenous solutions; contamination; nosocomial; fluid therapy

INTRODUCCION

La terapia con soluciones intravenosas de reposición volémica es un tratamiento básico en los centros médicos y son unas de las medicaciones que se prescriben con mayor frecuencia. Las soluciones intravenosas se las utiliza principalmente para reemplazo de fluidos corporales y como medio para administrar medicamentos intravenosos [11]. Estas se clasifican en: isotónicas, hipertónicas e hipotónicas, según su tonicidad con respecto a la del plasma (290 miliosmoles/litro⁻¹ [mOsm·L⁻¹]) y a sus componentes [2, 3].

Las soluciones isotónicas tienen una osmolalidad parecida a la del plasma y no generan intercambios de volumen entre el líquido intracelular (LIC) y el líquido extracelular (LEC), por lo tanto, al administrarse por vía endovenosa permanecen en el LEC [1, 2]. Éstas se utilizan para recuperar el volumen del compartimento intravascular en situaciones de pérdidas de líquidos como deshidratación o hemorragias. Las soluciones isotónicas más usadas en Medicina (TABLA I) son el lactato de Ringer y el cloruro de sodio al 0,9 % [4, 15].

TABLA I
Composición de las soluciones isotónicas más utilizadas

Producto	Composición	Uso
Cloruro de Sodio 0,9 %	154 mEq Sodio·L ⁻¹ 154 mEq Cloro·L ⁻¹ Agua	Reponer pérdida aguda de líquidos
Lactato de Ringer	130 mEq Sodio·L ⁻¹ 4 mEq Potasio·L ⁻¹ 109 mEq Cloro·L ⁻¹ 3 mEq Calcio·L ⁻¹ 28 mEq Lactato·L ⁻¹	Reponer pérdida aguda de líquidos. El lactato disminuye la acidosis.

mEq: Miliequivalentes; L: litro

Las soluciones hipertónicas aumentan la presión osmótica del plasma, favorecen la movilización de LIC hacia el LEC. Las soluciones hipertónicas más usadas son el cloruro de sodio al 3 y 7,5 % [5, 7], solución de dextrosa al 10; 20 y 50 % [2].

La terapia con fluidos intravenosos está prescrita como parte del tratamiento en la mayoría de animales en condiciones clínicas críticas [18]. Los cristaloides, en especial el lactato de Ringer y cloruro de sodio al 0,9 % se administran con el principal objetivo de mantener o restaurar el volumen vascular y la perfusión tisular [12]. En la actualidad, la administración de fluidos se basa en las necesidades de cada paciente [6, 13,14].

La terapia de fluidos es un tratamiento importante utilizado en Medicina Veterinaria y el uso de productos estériles se considera la mejor opción. Sin embargo, si las soluciones se contaminan de bacterias, existe un riesgo de infección al paciente [2]. En hospitales humanos se reporta una contaminación del 2 al 5 % cuando se aplican guías para prevención de infecciones, y en malas condiciones sanitarias puede llegar al 65 % [4, 5, 8].

En Medicina Veterinaria no existe una guía para el manejo de las bolsas de soluciones intravenosas, y el uso por tiempo prolongado o la utilización de la misma bolsa en varios pacientes es una práctica común

en la clínica [4,14]. Entre las razones para justificar la reutilización de fluidos están el evitar generar desechos hospitalarios y ahorrar recursos [7]. Las soluciones intravenosas pueden favorecer la supervivencia de bacterias, representando un riesgo de infección para los pacientes si es que son introducidas en cavidades y/o fluidos corporales [1, 4, 16, 20].

En una investigación similar, las soluciones se colocaron en zonas de alta contaminación en hospitales veterinarios, algunas cepas bacterianas fueron aisladas, entre ellas *Corynebacterium* spp., *Micrococcus* spp., *Pseudomonas* spp. y *Staphylococcus* coagulasa negativo [4, 9], y la contaminación se daba entre el cuarto y el séptimo día (d) [3,19].

El objetivo principal del estudio fue evaluar la tasa de contaminación de las bolsas de soluciones intravenosas durante un período de 72 h en condiciones clínicas de un entorno veterinario, donde la práctica común es la reutilización de las soluciones. La hipótesis es que un tiempo de uso prolongado estaría asociado a la contaminación de las soluciones.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se utilizaron tres tipos de soluciones en presentación de 500 mililitros (mL) y empaque de policloruro de vinilo (PVC): Cloruro de sodio 0,9 %, Lactato de Ringer y dextrosa al 50 %.

Las muestras fueron tomadas en 4 centros veterinarios de la ciudad de Quito – Ecuador, y colocadas en una nevera plástica portátil con acumuladores de frío. Las muestras fueron enviadas al laboratorio Clínico Veterinario LAB-VET para su cultivo y antibiograma.

Manejo de las bolsas y toma de muestra

Las bolsas se colocaron en el área de hospitalización, sitio donde se administra normalmente a los pacientes, y se utilizaron en la reconstitución de medicamentos inyectables. Cada día, las bolsas fueron homogenizadas y puncionadas por tres ocasiones a h determinadas (8:00; 12:00 y 16:00) con una jeringa de 3 mL con aguja estéril de calibre 22. Se tomó 1 mL de solución a las 0; 24; 48 y 72 h después de retirado el sello de seguridad. Se envió la muestra entera, no se realizó filtración ni concentración de la solución. Se colocó en un tubo estéril para transporte las cuales fueron rotuladas y enviadas para su cultivo e identificación bacteriológica.

Cultivos bacteriológicos

Las muestras obtenidas se sembraron de forma directa en tres medios de cultivo: en medio líquido de tioglicolato que se utiliza para aislamiento de bacterias aerobias y anaerobias; en agar sangre que proporciona el crecimiento de bacterias y hongos; y agar chocolate que favorece el desarrollo de ciertas bacterias exigentes. Los medios fueron incubados a 37 °C. Se evaluó el crecimiento bacteriano a las 24; 48 y 72 h. Las muestras fueron procesadas en el laboratorio Clínico Veterinario LAB-VET.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la TABLA II se puede apreciar el resultado obtenido tras el cultivo bacteriológico de las muestras de los tres tipos de soluciones de la clínica veterinaria Dr. Bondi a las 0; 24; 28 y 72 h de sembrado. En la misma se aprecia que no hubo desarrollo bacteriano en ninguna de las muestras obtenidas, los cultivos se reportaron como negativos tras 72 h de no observar desarrollo bacteriano en medios de cultivos estándar.

TABLA II
Resultados del crecimiento bacteriano
Muestras de la Clínica Veterinaria Dr. Bondi

Solución	0 h	24 h	48 h	72
Cloruro de sodio 0,9 %	-	-	-	-
Lactato de Ringer	-	-	-	-
Dextrosa 50 %	-	-	-	-

h: horas; (-): sin desarrollo

En la TABLA III se puede apreciar el crecimiento bacteriano obtenido de las muestras de los tres tipos de soluciones de la clínica veterinaria Royal Pet a las 0; 24; 48 y 72 h de sembrado. En la misma se aprecia que no hubo desarrollo bacteriano en ninguna de las muestras obtenidas, los cultivos se reportaron como negativos tras 72 h de no observar desarrollo bacteriano en medios de cultivos estándar.

TABLA III
Resultados del crecimiento bacteriano
Muestras de la Clínica Veterinaria Royal Pet

Solución	0 h	24 h	48 h	72
Cloruro de sodio 0,9 %	-	-	-	-
Lactato de Ringer	-	-	-	-
Dextrosa 50 %	-	-	-	-

h: horas; (-): sin desarrollo

En la TABLA IV se puede apreciar el crecimiento bacteriano obtenido de las muestras de los tres tipos de soluciones del Hospital Veterinario USFQ a las 0; 24; 48 y 72 h de sembrado. En la misma se aprecia que no hubo desarrollo bacteriano en ninguna de las muestras obtenidas, los cultivos se reportaron como negativos tras 72 h de no observar desarrollo bacteriano en medios de cultivos estándar.

TABLA IV
Resultados del crecimiento bacteriano
Muestras del Hospital Veterinario USFQ

Solución	0 h	24 h	48 h	72
Cloruro de sodio 0,9 %	-	-	-	-
Lactato de Ringer	-	-	-	-
Dextrosa 50 %	-	-	-	-

h: horas; (-): sin desarrollo

En la TABLA V se puede apreciar el crecimiento bacteriano obtenido de las muestras de los tres tipos de soluciones del Centro Clínico Felino MEDICAT 0; 24; 28 y 72 h de sembrado. En la misma se aprecia que no hubo desarrollo bacteriano en ninguna de las muestras obtenidas, los cultivos se reportaron como negativos tras 72 h de no observar desarrollo bacteriano en medios de cultivos estándar.

TABLA V
Resultados del crecimiento bacteriano
Muestras del Centro Clínico Felino MEDICAT

Solución	0 h	24 h	48 h	72
Cloruro de sodio 0,9 %	-	-	-	-
Lactato de Ringer	-	-	-	-
Dextrosa 50 %	-	-	-	-

h: horas; (-): sin desarrollo

Los resultados obtenidos fueron todos negativos, por lo que no se pudo determinar si hay algún factor que predisponga a la contaminación de las bolsas de fluidos, ningún análisis estadístico fue realizado.

Este estudio simulaba la práctica clínica habitual de reutilizar las bolsas de soluciones intravenosas, y se colocaron el área de hospitalización que es el lugar donde es más frecuente su uso y administración a pacientes. Las investigaciones en Medicina Humana sobre la contaminación de las soluciones intravenosas son escasas y en Medicina Veterinaria no existen [9, 10, 16]. En 1971 el CDC emitió una guía para el manejo de las soluciones y recomienda el descarte de las bolsas a las 24 h; desde esa fecha no se ha actualizado la guía para su manejo [3, 6, 17]. Esta práctica de descarte a las 24 h, no se aplica casi en ningún sitio [11, 17].

CONCLUSIONES

En este estudio se determinó que a las 72 h no hubo contaminación bacteriana en ninguna de las soluciones analizadas. Se tuvo algunas limitaciones en el estudio, ya que las bolsas no fueron utilizadas en pacientes reales, lo cual limitaba el contacto entre las bolsas y la fuente de infección como las manos o contacto directo con el paciente.

Independientemente del tipo de fluido y las condiciones de almacenamiento, existe una gran cantidad de formas en las que el personal puede manipular las bolsas de fluido. Se intentó replicar condiciones clínicas similares, pero es difícil replicar exactamente cómo se manejan las bolsas en manos del personal en cada centro veterinario.

En conclusión, los resultados del presente estudio sugieren que, con técnicas asépticas de manipulación de las bolsas de soluciones intravenosas utilizadas frecuentemente (realizando al menos 3 punciones diarias en el sitio de inyección), se mantienen estériles al menos 72 h. Es necesario realizar más estudios que determinen si ocurre contaminación después de las 72 h, sobre todo en las soluciones dextrosadas que son más propensas a la contaminación. Además, analizar soluciones utilizadas en pacientes reales, y poder tener una guía sobre el adecuado manejo y el tiempo que permanecen estériles, con el fin de evitar las infecciones nosocomiales en pacientes hospitalizados.

CONFLICTO DE INTERESES

Los autores certifican que no existen conflictos de intereses en el presente artículo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- [1] ALI, A.; MAYSOON, A.; HUDA, J.; MOHAMMED, H. Microbial Contamination due to Malpractice during Administration of Intravenous Fluids in Baghdad Hospitals. **Mustansiriyah J. Pharmaceut. Sci.** 9(1): 145-157. 2011. <https://doi.org/hzhj>.
- [2] BARONOS, S.; YARMUSH, J.; STEDMAN, J.; KAMATH, S.; XAVIER, C.; AHMED, K. Normal Saline and Dextrose 5 % in Water Do Not Support Bacterial Growth 24 Hours After Being Spiked in the Perioperative Environment. **Anesth. Analg.** 128(6): 1185-1187. 2019. <https://doi.org/ggtrsc>.
- [3] BARRETT, M.; CAMPBELL, V. Aerobic bacterial culture of used intravenous fluid bags intended for use as urine collection reservoirs. **J. Amer. Anim. Hosp. Assoc.** 44(1): 2-4. 2008. <https://doi.org/hzhk>.
- [4] BROCK-UTNE, J.; SMITH, S.; BANAEI, N.; CHANG, S.; ALEJANDRO-HARPER, D. Spiking of intravenous bags does not cause time-dependent microbial contamination: a preliminary report. **Infect. Control Hosp. Epidemiol.** 1(2): 1029-1030. 2018. <https://doi.org/hzhm>.
- [5] CHAUDHARI, S.; FEAVER, S. Falling intravenous fluid container. **Anaesth.** 62: 850-862. 2007. <https://doi.org/dxvbm3>.
- [6] CHAVERI-FERNÁNDEZ, J.; DÍAZ-MADRID, J. Generalidades sobre fluidoterapia y desórdenes electrolíticos, enfoque en la farmacia hospitalaria: Primera Parte. **Rev. Pharmaceut. Care.** 1(2): 24-28. 2018.
- [7] GUILLAUMIN, J. Influence of hang time and location on bacterial contamination of intravenous bags in a veterinary emergency and critical care setting. **J. Vet. Emerg. Crit. Care.** 27(5): 548-554. 2017. <https://doi.org/hzhn>.
- [8] GUYNN, J.; PORETZ, D.; DUMA, R. Growth of various bacteria in a variety of intravenous fluids. **Amer. J. Hosp. Pharm.** 30: 321-325. 1973.
- [9] HAAG, A.; FITZGERALD, J.; PENADÉS, J. Staphylococcus aureus in Animals. **Microbiol. Spectr.** 7(3): 2019. <https://doi.org/gg5pp3>.
- [10] HAAS, R.; BEITZ, E.; REED, A.; BURTNETT, H.; LOWE, J.; CRIST, A.; BIRENBERG, A. No bacterial growth found in spiked intravenous fluids over an 8-hour period. **Am. J. Infect. Contr.** 45(4): 448-450. 2017. <https://doi.org/f97ch7>.
- [11] HUGHSTON, L. The Basics of Fluid Therapy for Small Animal Veterinary Technicians. 2018. Today's veterinary nurse. Today's veterinary Technician. En línea: <https://bit.ly/3tvBpHY>. 08/01/2022.
- [12] LANGSTON, J.; MONAGHAN, W.; BUSH, M. The contamination of intravenous fluids by writing on the infusion bag: Fact or fiction? **Internat. J. Advan. Nursing Stud.** 3(1): 18-19. 2016. <https://doi.org/hzhp>.
- [13] MACIAS, A.; MUÑOZ, J.; ALBÁN, A.; RODRÍGUEZ, A.; GUERRERO, F. Parenteral infusions bacterial contamination in a multi-institutional survey in Mexico: considerations for nosocomial mortality. **Am. J. Infect. Contr.** 27(3): 285-290. 1999.
- [14] MATTHEWS, K.; TAYLOR, D. Assessment of sterility in fluid bags maintained for chronic use. **J. Amer. Assoc. Lab. Anim. Sci.** 50(2): 708-712. 2011.
- [15] MUDER, R. Frequency of intravenous administration set changes. **Infect. Contr. Hosp.** 22(3): 134-135. 2001.
- [16] RICKARD, C.; VANNAPRASEUTH, B.; MCGRIL, M.; KEENE, L.; RAMBALDO, C.; SMITH, C. The relationship between intravenous infusate colonisation and fluid. **J. Clin. Nursing.** 18: 3022-3028. 2009. <https://doi.org/dfr7m3>.
- [17] SEGAL, S. Further confirmation that spiking of intravenous bags does not cause time-dependent microbial contamination. **Infect. Contr. Hosp. Epidemiol.** 40(1): 111-112. 2019. <https://doi.org/hzhq>.
- [18] SELF, W.; SEMLER, M.; WANDERER, J.; EHRENFELD, J.; BYRNE, D.; WANG, L.; ATCHISON, L. Saline versus balanced crystalloids for intravenous fluid therapy in the emergency department: study protocol for a cluster-randomized, multiple-crossover trial. **Trials.** 18(1): 178. 2017. <https://doi.org/f99bzj>.
- [19] STEDMAN, J.; YARMUSH, J.; JOSHI, M.; KAMATH, S.; SCHIANODICOLA, J. How Long Is Too Long? The Prespiked Intravenous Debate. **Anaesth. Analg.** 124(5): 1564-1568. 2017. <https://doi.org/f955pd>.
- [20] WALTHER, B.; TEDIN, K.; LÜBKE-BECKER, A. Multidrug-resistant opportunistic pathogens challenging veterinary infection control. **Vet. Microbiol.** 200:71-78. 2019. <https://doi.org/f9vxxmw>.