

Revisión

Saneamiento industrial: Biodisponibilidad de patógenos en superficies

Industrial sanitation: Bioavailability of pathogens on surfaces

<https://doi.org/10.52808/bmsa.7e5.614.001>

Roberto Carlos Dávila Morán^{1,*}

<https://orcid.org/0000-0003-3181-8801>

Eucaris del Carmen Agüero Corzo²

<https://orcid.org/0000-0003-4587-3852>

José Leonor Ruiz Nizama³

<https://orcid.org/0000-0003-0444-244X>

Héctor Portillo Ríos⁴

<https://orcid.org/0000-0003-1432-8472>

Leonardo Velarde Dávila⁵

<https://orcid.org/0000-0002-8096-0196>

Recibido: 07/09/2021

Aceptado: 02/11/2021

RESUMEN

En condiciones adecuadas como humedad, alcalinidad, o temperatura, determinados patógenos logran adherirse a las superficies y sobrevivir ciertos períodos fuera de un anfitrión, persistiendo en algunos casos a procesos deficientes de limpieza y desinfección, configurándose como un posible foco de transmisión. Por ello, el correcto saneamiento cumple un propósito vital en la protección de los trabajadores de la industria y otros sectores frente al riesgo de contaminación por contacto directo con las superficies contaminadas. La literatura científica muestra amplia evidencia de la supervivencia de patógenos sobre superficies que son habituales dentro de instalaciones industriales, como acero, aluminio, madera, plástico y vidrio. La supervivencia de microorganismos en las superficies puede configurarse como candidato a marcador de biodisponibilidad, que puede ser usado en la industria para establecer y auditar los planes de higienización y saneamiento industrial, permitiendo estudiar la eficacia de los compuestos usados en la desinfección, y variables como su concentración, temperatura, e intervalos de aplicación y remoción.

Palabras clave: Biodisponibilidad, Saneamiento industrial, patógenos, superficies.

ABSTRACT

Under suitable conditions such as humidity, alkalinity, or temperature, certain pathogens manage to adhere to surfaces and survive certain periods outside of a host, persisting in some cases to poor cleaning and disinfection processes, becoming a possible source of transmission. Therefore, proper sanitation serves a vital purpose in protecting workers in industry and other sectors from the risk of contamination by direct contact with contaminated surfaces. The scientific literature shows ample evidence of the survival of pathogens on surfaces that are common within industrial facilities, such as steel, aluminum, wood, plastic and glass. The survival of microorganisms on surfaces can be configured as a candidate for bioavailability marker, which can be used in the industry to establish and audit industrial sanitation and sanitation plans, allowing to study the efficacy of the compounds used in disinfection, and variables such as its concentration, temperature, and application and removal intervals.

Keywords: Bioavailability, Industrial sanitation, pathogens, surfaces.

¹ Universidad Privada del Norte (UPN). Lima, Perú

² Universidad Pedagógica Experimental Libertador (UPEL). Maturín, Venezuela

³ Universidad Nacional del Callao (UNAC). Callao, Perú

⁴ Universidad Inca Garcilaso de la Vega (UIGV). Lima, Perú

⁵ Universidad de San Martín de Porres (USMP). Lima, Perú

*Autor de Correspondencia: rdavila430@gmail.com

Introducción

Los agentes patógenos son aquellas entidades biológicas capaces de producir una enfermedad infecciosa en un hospedador humano, animal o vegetal. Las bacterias, los virus y los hongos son considerados los principales patógenos nosocomiales. Gran parte de ellos requieren un hospedador vivo para sobrevivir, sin embargo, algunos pueden persistir en un estado latente fuera de un anfitrión. Bajo ciertas condiciones adecuadas como humedad, alcalinidad o temperatura, determinados patógenos logran adherirse a las superficies y sobrevivir ciertos períodos, persistiendo en algunos casos a procesos deficientes de limpieza y desinfección, configurándose como un posible foco de transmisión (Kusumaningrum *et al.*, 2003; Reij & Den Aantrekker, 2004). Por ello, el correcto saneamiento cumple un propósito vital en la protección de los trabajadores de la industria y otros sectores frente al riesgo de contaminación por contacto directo con las superficies contaminadas, convirtiéndose en una medida eficaz para la salud pública (OIT, 2012).

Por ejemplo, Herrera Zúñiga (2016), halló la presencia de *Listeria innocua* y *Escherichia coli* en las superficies de acero y plástico de una industria alimentaria en Chile. De acuerdo a la autora, las bacterias prevalecieron en ensayos de saneamiento donde se usaron bajas concentraciones de una dilución de peróxido de hidrógeno, ácido peracético y ácido acético, siendo necesaria una concentración del 10% para inhibir el crecimiento de *L. innocua* y del 15% en el caso de *E. coli*. En otro estudio, Schöbitz *et al.* (2009) determinaron la presencia de *Listeria monocytogenes* en una industria alimentaria, observando que el patógeno sobrevive a algunos procesos de limpieza e higienización por su capacidad de formar biopelículas sobre superficies de trabajo y equipos, contaminando los alimentos que allí se procesan, y configurándose como un riesgo infeccioso.

De acuerdo a Fu *et al.* (2007) las probabilidades de contraer infecciones desde superficies contaminadas están determinadas por la biodisponibilidad de los patógenos y la facilidad para ser transferidos hacia un hospedador susceptible, entre otros factores. Por su parte, la biodisponibilidad consta de dos aspectos esenciales, la adherencia y la capacidad para sobrevivir en los distintos tipos de superficie.

El primero de estos aspectos mayormente está determinado por el tipo de superficie con la que el patógeno entra en contacto. Según Macgregor-Skinner (2021), la porosidad cumple un rol en la adhesión y persistencia de agentes virales, donde materiales no porosos como el acero, el plástico y el vidrio son favorables a la supervivencia de este tipo de microorganismos. Por otro lado, la rugosidad, la alta energía libre, la humidificación y los sustratos presentes en las superficies favorecen la adhesión de bacterias (An & Friedman, 1998), las cuales forman microcolonias; mediante uniones no químicas que pueden ser electrostáticas, hidrófobas u originadas por fuerzas de Van der Waals. En esta etapa, las bacterias presentes sobre las superficies siguen mostrando movimientos brownianos, siendo posible su eliminación con métodos simples de limpieza; no obstante, si esta unión se mantiene el tiempo necesario para seguir desarrollándose, aparecen nuevas estructuras químicas y físicas que la convierten en una unión permanente, estado que se denomina biopelícula (Kumar & Anand, 1998; Chmielewski & Frank, 2003). En esta fase, las bacterias alteran su metabolismo y se producen cambios en su morfología, promoviendo la colonización de diferentes microorganismos, lo cual aumenta el tamaño de la biopelícula y la configura como un medio heterogéneo en función de las necesidades nutricionales del cúmulo, donde se depositan otros solutos orgánicos e inorgánicos y partículas que se encuentran en la fase líquida circundante. La matriz hidratada de sustancias exopoliméricas, polisacáridos y proteínas que son producidas por los microorganismos residentes, protege a las células del acceso a biocidas, metales y toxinas, haciendo difícil su remoción, haciendo necesaria la aplicación de lavados, raspados sobre las superficies o la ruptura química de las fuerzas de fijación a través de la aplicación de enzimas, detergentes, surfactantes, desinfectantes y la aplicación de calor (Chmielewski & Frank, 2003; Sauer, 2003) La formación de estas comunidades sésiles y su resistencia inherente a los agentes antimicrobianos son la causa de muchas infecciones bacterianas crónicas y persistentes. Se ha demostrado que las biopelículas colonizan una amplia variedad de dispositivos médicos y se asocian con varias enfermedades humanas, como endocarditis de válvula nativa, infecciones por quemaduras, otitis media crónica con derrame y fibrosis quística (Sauer, 2003).

El segundo aspecto, la persistencia de microorganismos en superficies, ha sido estudiada por varios años, hallando muestras activas de patógenos que logran sobrevivir por periodos que van desde minutos a meses, en función al tipo de superficie donde reposa. Basados en la amplia disponibilidad de evidencia en el tema, y en la ausencia de trabajos que agrupen estos resultados para su aplicación en los protocolos de saneamiento industrial, se realizó una revisión sistemática de la literatura en PubMed y Google Académico sobre la persistencia de las bacterias, hongos y virus asociados a infecciones en humanos, en superficies inanimadas de entornos industriales como acero, aluminio, madera, plástico y vidrio, encontrándose el tiempo de permanencia en el medio ambiente de diferentes microorganismos. Para ello, se utilizaron combinaciones de descriptores en inglés y español, respectivamente: persistencia, supervivencia, superficie, fómite, bacteria, hongo, virus, nosocomial, acero, aluminio, madera, plástico y vidrio. Los datos fueron tabulados y categorizados de acuerdo a la superficie, al tipo de patógeno, su denominación, el tiempo o periodo de supervivencia y los autores.

Como se observa en la tabla 1, se ha determinado la supervivencia de diversos patógenos en superficies de acero, especialmente de bacterias gramnegativas y virus de ARN. En el primer grupo se destaca la persistencia de *Escherichia coli* de hasta dos meses, de acuerdo a Maule (2000); Wilks *et al.* (2005) & Williams *et al.* (2005) como también de *Salmonella* spp. por al menos un mes según Margas *et al.* (2014). Algunos virus de ARN, como el Sars-CoV-2, causante de COVID-19 y de la actual crisis sanitaria, pueden permanecer latentes una semana sobre el acero, conforme a lo aportado por van Doremalen *et al.* (2020), Chin *et al.* (2020) & Kratzel *et al.* (2020). Por otro lado, Kim *et al.* (2012), D'Souza *et al.* (2006) & Clay *et al.* (2006) determinaron la supervivencia de virus de la familia *Caliciviridae* en lapsos que varían de 1 hasta 168 días. Bean *et al.* (1982) por su parte, mostraron que los virus de la influenza A y B logran sobrevivir en acero inoxidable durante al menos 48 y 24 horas, respectivamente, con una reducción de 3 log. Otros autores como Traoré *et al.* (2002) & Piedrahita *et al.* (2002) han reportado la presencia de patógenos fúngicos del género *Cándida* en esta superficie por al menos una semana.

Weaver *et al.* (2010) pesquisaron la supervivencia de diversos hongos sobre aluminio en condiciones de laboratorio, logrando determinar mediante microscopía de epifluorescencia con tinción FUN-1, que esporas como *A.*

flavus, *A. fumigatus*, *C. albicans*, *Fusarium spp.* y *P. crysogenum* persistieron por al menos 120 horas, mientras que la persistencia de *A. niger* fue mayor a 576 horas (Tabla 2).

Tabla 1. Supervivencia de microorganismos en el acero

Tipo	Patógeno	Tiempo	Referencia
Bacteria gramnegativa	<i>Acinetobacter baumannii</i>	12 días	Webster <i>et al.</i> , (2000)
	<i>Acinetobacter spp.</i>	1 a 14 días	Neely, (2000).
	<i>Campylobacter jejuni</i>	30 minutos a 7 horas	Oosterom <i>et al.</i> , (1983).
	<i>Escherichia coli</i>	14 a 60 días	Maule, (2000); Wilks <i>et al.</i> , (2005); Williams <i>et al.</i> , (2005)
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	3 a 6 semanas	Otter & French, (2009)
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	5 días	Webster <i>et al.</i> , (2000)
	<i>Salmonella enterica (Typhimurium)</i>	1 día a 6 semanas	Helke & Wong, (1994); Finn <i>et al.</i> , (2013)
	<i>Salmonella spp.</i>	> 30 días	Margas <i>et al.</i> , (2014)
Bacteria grampositiva	<i>Clostridioides difficile</i>	> 6 semanas	Otter & French, (2009)
	<i>Enterococcus faecium</i>	> 6 semanas	Otter & French, (2009)
	<i>Listeria monocytogenes</i>	1 a 91 días	Helke & Wong, (1994); Voguel <i>et al.</i> , (2010); Hansen & Vogel, (2011); Daneshvar & Truelstrup, (2013)
	<i>Staphylococcus aureus</i>	6 horas a 6 semanas	Webster <i>et al.</i> , (2000); Otter & French, (2009); Noyce <i>et al.</i> , (2006)
Hongo	<i>Candida auris</i>	> 7 días	Piedrahita <i>et al.</i> , (2002)
	<i>Candida glabrata</i>	> 7 días	Piedrahita <i>et al.</i> , (2002)
	<i>Candida parapsilosis</i>	> 7 días	Traoré <i>et al.</i> , (2002); Piedrahita <i>et al.</i> , (2002)
	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	> 5 minutos	Quaranta <i>et al.</i> , (2011)
Virus de ADN	<i>Adenoviridae</i>	1 hora a 8 semanas	Mahl & Sadler, (1975)
	<i>Poxviridae</i>	1 a 56 días	Abad <i>et al.</i> , (1994)
Virus de ARN	<i>Caliciviridae</i>	1 a 168 días	Kim <i>et al.</i> , (2012); D'Souza <i>et al.</i> , (2006); Clay <i>et al.</i> , (2006)
	MERS-CoV	8 a 48 horas	van Doremalen <i>et al.</i> , (2013)
	Poliovirus 1	4 horas a 3 semanas	Mbithi <i>et al.</i> , (1991); Tamrakar <i>et al.</i> , (2017)
	Rinovirus	4 a 25 horas	Sattar <i>et al.</i> , (1987)
	Rotavirus	2 a 12 días	Abad <i>et al.</i> , (1994)
	SARS-CoV-1	2 días	van Doremalen <i>et al.</i> , (2011)
	SARS-CoV-2	3 a 8 días	van Doremalen <i>et al.</i> , (2020); Chin <i>et al.</i> , (2020); Kratzel <i>et al.</i> , (2020)
	Virus de la hepatitis A	2 horas a 30 días	Mbithi <i>et al.</i> , (1991); Kim <i>et al.</i> , (2012)
	Virus de la hepatitis B	> 14 días	Favero <i>et al.</i> , (1974)
	Virus de la hepatitis C	5 a 7 días	Doerrbecker <i>et al.</i> , (2011)
	Virus de la influenza A	6 horas a 2 semanas	Bean <i>et al.</i> , (1982); Greatorex <i>et al.</i> , (2011); Perry <i>et al.</i> , (2016); Thompson & Bennett, (2017)
	Virus de la influenza B	24 horas	Bean <i>et al.</i> , (1982)
	Virus de la parainfluenza	2 a 8 horas	Brady <i>et al.</i> , (1990)

Abad *et al.* (1994) estudiaron la persistencia de virus en superficies domésticas e institucionales, como el aluminio, realizando una desinfección previa con etanol al 70%. A una temperatura de 20 grados Celsius, se encontró que el virus de la hepatitis A y el rotavirus humano fueron más resistentes a la inactivación que el adenovirus entérico y el poliovirus (Tabla 2). Según las conclusiones de estos autores, la estabilidad de los virus puede estar influenciada por factores ambientales como la humedad relativa, la temperatura y el tipo de superficie contaminada.

Con relación a la supervivencia bacteriana sobre aluminio, Oosterom *et al.* (1983) establecieron que *C. jejuni* puede permanecer viable en esta superficie entre 15 minutos y 7 horas, mientras que Islam *et al.* (2001) hallaron evidencia sobre la persistencia de *S. dysenteriae* por 2 horas sobre aluminio, y por 3 horas sobre madera.

Tabla 2. Supervivencia de microorganismos en el aluminio

Tipo	Patógeno	Tiempo	Referencia
Bacteria gramnegativa	<i>Campylobacter jejuni</i>	15 minutos a 7 horas	Oosterom <i>et al.</i> , (1983).
	<i>Shigella dysenteriae</i>	2 horas	Islam <i>et al.</i> , (2001)
Hongo	<i>Aspergillus flavus</i>	> 120 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
	<i>Aspergillus fumigatus</i>	> 120 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
	<i>Aspergillus niger</i>	> 576 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
	<i>Candida albicans</i>	> 120 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
	<i>Fusarium spp.</i>	> 120 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
	<i>Penicillium crysogenum</i>	> 120 horas	Weaver <i>et al.</i> , (2010)
Virus de ADN	<i>Adenoviridae</i>	7 a 60 días	Gordon <i>et al.</i> , (1993); Abad <i>et al.</i> , (1994)
Virus de ARN	Poliovirus 1	7 a 30 días	Abad <i>et al.</i> , (1994)
	Rotavirus	> 60 días	Abad <i>et al.</i> , (1994)
	Virus de la hepatitis A	> 60 días	Abad <i>et al.</i> , (1994)

De acuerdo a Abrishami *et al.* (1994) *E. coli* pudo sobrevivir en la madera durante al menos 2 horas, aduciendo que la capacidad de supervivencia de la madera usada aumentó en comparación con la madera fresca (Tabla 3). Ak *et al.* (1994) publicaron resultados comparables, pues detectaron una reducción de aproximadamente 4 log después de 2 horas en el mismo material. Por su parte, Williams *et al.* (2005) determinaron que la persistencia de *E. coli* O157 fue

mayor en muestras de madera húmeda a temperaturas más frías, quedando grandes cantidades de población después de 28 días. La desecación de superficies resultó en una disminución más rápida en poblaciones de la bacteria bajo regímenes de temperatura de 5 y 20 grados Celsius. Según este estudio, un número considerable de colonias también puede potencialmente transferirse a las manos humanas desde las superficies durante un breve contacto. Bacterias grampositivas del género *Streptococcus* como *S. pyogenes* y *S. salivarius* también permanecen activas sobre madera entre 2 y 88 horas, según Tagg & Ragland, (1991).

Agentes virales como el Sars-CoV-2 persisten sobre madera por un día, según lo reportado por Chin *et al.* (2020). Otros virus con genoma ARN como el de la influenza tipo A (H1N1) sobreviven por 2 horas sobre madera sin sellar, sin embargo, estos autores acotaron que en este material la viabilidad del virus se redujo mucho más rápidamente en comparación con otras superficies, donde puede llegar a permanecer hasta 1 día. Por otro lado, Kim *et al.* (2012) determinaron que el genoma del virus de hepatitis A logra permanecer viable en la madera y el acero inoxidable durante más de 30 días en diferentes condiciones ambientales, añadiendo que los niveles más altos de humedad se asociaron con una supervivencia del virus más corta.

Tabla 3. Supervivencia de microorganismos en madera

Tipo	Patógeno	Tiempo	Referencia
Bacteria gramnegativa	<i>Escherichia coli</i>	2 horas a 28 días	Abrishami <i>et al.</i> , (1994); Ak <i>et al.</i> , (1994); Williams <i>et al.</i> , (2005)
	<i>Shigella dysenteriae</i>	3 horas	Islam <i>et al.</i> , (2001)
Bacteria grampositiva	<i>Listeria monocytogenes</i>	> 3 horas	Ak <i>et al.</i> , (1994)
	<i>Streptococcus pyogenes</i>	2 a 88 horas	Tagg & Ragland, (1991)
	<i>Streptococcus salivarius</i>	2 a 88 horas	Tagg & Ragland, (1991)
Virus de ARN	Caliciviridae	1 a 30 días	Kim <i>et al.</i> , (2012)
	SARS-CoV-2	1 día	Chin <i>et al.</i> , (2020)
	Virus de la hepatitis A	1 a 30 días	Kim <i>et al.</i> , (2012)
	Virus de la influenza A	< 2 horas	Greatorex <i>et al.</i> , (2011)

Múltiples estudios han observado la persistencia de patógenos en superficies plásticas, en especial de bacterias, tanto gramnegativas como grampositivas (Tabla 4). Dentro del primer grupo, Hokunan *et al.* (2016) destaca la supervivencia de *Salmonella* spp. y *E. coli* por al menos 10 meses a 5 grados Celsius, no obstante, al ser sometidas a temperatura de 25 grados, se encontró una reducción cercana a 8 ciclos logarítmicos en el día 100. Webster *et al.* (2000) también reporta la viabilidad de otras bacterias gramnegativas como *P. aeruginosa* por algunos días. Según estos autores, especies *Acetivibacter* como *A. baumannii* pueden persistir en plástico seis días, aunque este período puede variar en relación a la cepa y su fuente, en especial al tratarse de cepas recuperadas de fuentes secas. Por su parte, la *A. calcoaceticus* persiste 13 días, de acuerdo al cultivo en condiciones ambientales realizado por Getchell-White *et al.* (1989). En este estudio, también se determinó una persistencia similar de *P. mirabilis* en esta superficie, mientras que en *S. marcescens* este rango es cercano a 10 días. No obstante, Nelly (2000), posteriormente determinó que las dos últimas bacterias mencionadas sobreviven 4-6 horas y 1-2 horas, respectivamente, en un rango de temperatura no menor a 22 grados Celsius y no mayor a 26,2. De forma adicional, este autor reporta la viabilidad de *K. pneumoniae* de al menos 2 días sobre el plástico. En otro estudio, Siroli *et al.* (2017), describió que *S. entérica* disminuyó sus cargas celulares por debajo del límite de detección después de 8 y 48 horas a temperatura ambiente dependiendo de los niveles de inoculación, que fueron de 2 log UFC/cm² y 5 log UFC/cm², respectivamente. Finalmente, Islam *et al.* (2001), reporta que las shigelas pueden volverse viables, pero no cultivables, cuando se exponen a diversas condiciones ambientales, determinando que *S. dysenteriae* logra una viabilidad de hora y media sobre superficies plásticas.

Dentro de las investigaciones sobre la supervivencia de bacterias grampositivas en superficie plástica, se destaca el trabajo publicado por Neely & Maley (2000), donde estudiaron cepas de las especies *Enterococcus* y *Staphylococcus* en condiciones controladas, con temperatura mínima de 23 grados Celsius y máxima de 24,5. La viabilidad de los enterococos fue cercana a los 90 días, mientras que en los estafilococos se situó entre 22 y 90 días (Tabla 4). Por otro lado, la persistencia de especies *Streptococcus* fue estudiada por Tagg & Ragland (1991), determinando la viabilidad de *S. salivarius* entre 2 y 8 horas en plástico, mientras que en *S. pyogenes* este rango va de 2 a 4 meses, teniendo en cuenta los hallazgos adicionales aportados por Ingham *et al.* (2006) & Marks *et al.* (2014). Esta última investigación, también estableció que los recuentos viables *S. pneumoniae* planctónico disminuyeron drásticamente, entre 3 a 6 ciclos logarítmicos, durante las primeras 24 horas, no encontrando fómites viables 3 días después de la desecación. Sin embargo, los fómites *S. pneumoniae* derivados de biopelículas fueron significativamente más tolerantes a la desecación que sus contrapartes planctónicas, pudiendo recuperar células viables de neumococos derivados de biopelículas durante hasta 1 mes después de la desecación.

Por otra parte, Neely & Orloff (2001), indican que muchos de los hongos que se asocian con infecciones nosocomiales, como *Aspergillus*, *Candida*, *Fusarium* y *Mucor*, pueden sobrevivir al menos durante un día en plásticos. De los 23 diferentes aislados de hongos estudiados, el rango de persistencia varió en dependencia al género y la especie en particular analizados (Tabla 4). En general, *Aspergillus* y *Mucor* sobrevivieron más tiempo (mediana=26 días) que *Candida*, *Fusarium* y *Paecilomyces* (mediana= 5 días, $P < 0,001$). Sin embargo, dentro de las especies de *Candida*, *C.*

parapsilosis vivió más tiempo (mediana =30 días) que *C. albicans*, *C. tropicalis* o *C. krusei* (mediana= 4 días, $P<0,001$). En general, *C. albicans*, considerado uno de los patógenos fúngicos más importantes, logra una supervivencia que varía de 4 a 7 días, tomando en cuenta los hallazgos de Rangel-Frausto *et al.* (1994) & Kampf *et al.* (1998).

Tabla 4. Supervivencia de microorganismos en plástico

Tipo	Patógeno	Tiempo	Referencia
Bacteria gramnegativa	<i>Acinetobacter baumannii</i>	3 a 90 días	Webster <i>et al.</i> , (2000); Greene <i>et al.</i> , (2016); Farrow <i>et al.</i> , (2018)
	<i>Acinetobacter calcoaceticus</i>	1 a 14 días	Getchell-White <i>et al.</i> , (1989); Musa <i>et al.</i> , (1990); Bale <i>et al.</i> , (1998)
	<i>Acinetobacter</i> spp.	6 a 60 días	Webster <i>et al.</i> , (2000); Neely, (2000).
	<i>Bordetella pertussis</i>	3 a 5 días	Hahn <i>et al.</i> , (2009).
	<i>Escherichia coli</i>	1 a 300 días	Ak <i>et al.</i> , (1994); Kampf <i>et al.</i> , (1998); Hokunan <i>et al.</i> , (2016); Siroli <i>et al.</i> , (2017)
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	9 a 32 días	Neely, (2000).
	<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	> 24 horas	Pérez <i>et al.</i> , (1990)
	<i>Proteus mirabilis</i>	1 a 26 días	Getchell-White <i>et al.</i> , (1989); Neely, (2000).
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	9 horas a 5 días	Kampf <i>et al.</i> , (1998); Webster <i>et al.</i> , (2000); Neely, (2000).
	<i>Salmonella enterica</i>	8 a 48 horas	Siroli <i>et al.</i> , (2017)
	<i>Salmonella</i> spp.	3 a 300 días	Hokunan <i>et al.</i> , (2016); Abdelhamid & Yousef, (2019)
	<i>Serratia marcescens</i>	4 horas a 10 días	Getchell-White <i>et al.</i> , (1989); Neely, (2000).
	<i>Shigella dysenteriae</i>	1,5 horas	Islam <i>et al.</i> , (2001)
Bacteria grampositiva	<i>Enterococcus casseliflavus</i>	> 90 días	Neely & Maley, (2000)
	<i>Enterococcus faecalis</i>	1 a 16 semanas	Wendt <i>et al.</i> , (1998), Neely & Maley, (2000)
	<i>Enterococcus faecium</i>	1 a 16 semanas	Wendt <i>et al.</i> , (1998), Neely & Maley, (2000)
	<i>Enterococcus gallinarum</i>	> 90 días	Neely & Maley, (2000)
	<i>Listeria monocytogenes</i>	3 horas a 10 días	Helke & Wong, (1994); Ak <i>et al.</i> , (1994); Siroli <i>et al.</i> , (2017)
	<i>Staphylococcus aureus</i>	21 días a 3 años	Kampf <i>et al.</i> , (1998); Neely & Maley, (2000); Chaibenjawong & Foster, (2011)
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	41 a 90 días	Neely & Maley, (2000)
	<i>Streptococcus pneumoniae</i>	< 3 días a 1 mes	Marks <i>et al.</i> , (2014)
	<i>Streptococcus pyogenes</i>	2 a 4 meses	Tagg & Ragland, (1991); Ingham <i>et al.</i> , (2006); Marks <i>et al.</i> , (2014)
<i>Streptococcus salivarius</i>	2 a 88 horas	Tagg & Ragland, (1991)	
Hongo	<i>Aspergillus flavus</i>	8 a 30 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Aspergillus fumigatus</i>	5 a 30 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Aspergillus niger</i>	2 a 30 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Candida albicans</i>	4 a 7 días	Rangel-Frausto <i>et al.</i> , (1994); Kampf <i>et al.</i> , (1998); Neely & Orloff, (2001)
	<i>Candida auris</i>	> 14 días	Samson <i>et al.</i> , (2014); Welsh <i>et al.</i> , (2017); Short <i>et al.</i> , (2019)
	<i>Candida krusei</i>	3 a 7 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Candida parapsilosis</i>	> 28 días	Neely & Orloff, (2001); Welsh <i>et al.</i> , (2017)
	<i>Candida tropicalis</i>	6 a 18 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Fusarium</i> spp.	6 a 30 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Mucor</i> spp.	20 a 21 días	Neely & Orloff, (2001)
	<i>Paecilomyces</i> spp.	4 a 11 días	Neely & Orloff, (2001)
Virus de ADN	<i>Adenoviridae</i>	9 a 49 días	Gordon <i>et al.</i> , (1993); Rabenau <i>et al.</i> , (2005)
	<i>Papillomaviridae</i>	> 7 días	Roden <i>et al.</i> , (1997)
	Virus del herpes simple 1	2 a 6 días	Rabenau <i>et al.</i> , (2005); Firquet <i>et al.</i> , (2015)
	Virus del herpes simple 2	4 a 5 horas	Nerurkar <i>et al.</i> , (1983)
Virus de ARN	<i>Caliciviridae</i>	8 horas a 168 días	D'Souza <i>et al.</i> , (2006); Clay <i>et al.</i> , (2006); Arthur & Gibson, (2006)
	MERS-CoV	8 a 48 horas	van Doremalen <i>et al.</i> , (2013)
	Poliovirus 1	> 3 semanas	Tamrakar <i>et al.</i> , (2017)
	SARS-CoV-1	3 a 9 días	Rabenau <i>et al.</i> , (2005); Chan <i>et al.</i> , (2011); van Doremalen <i>et al.</i> , (2011)
	SARS-CoV-2	3 a 4 días	van Doremalen <i>et al.</i> , (2020); Chin <i>et al.</i> , (2020)
	VIH	> 7 días	Barre-Sinoussi <i>et al.</i> , (1985)
	Virus Coxsackie	5 semanas	Firquet <i>et al.</i> , (2015)
	Virus de la hepatitis C	1 a 6 semanas	Paintsil <i>et al.</i> , (2014)
	Virus de la influenza A	< 2 horas a 4 días	Firquet <i>et al.</i> , (2015); Bean <i>et al.</i> , (1982); Greatorex <i>et al.</i> , (2011)
	Virus de la influenza B	24 horas	Bean <i>et al.</i> , (1982)

Agentes virales como el Adenovirus o el virus del herpes 1 también muestran una viabilidad en plástico de 9 y 3 días, respectivamente (Tabla 4), según Rabenau *et al.* (2005). A diferencia, Gordon *et al.* (1993), afirman que la persistencia de *Adenoviridae* alcanza 49 días, mientras que Firquet *et al.* (2015), destacan que el virus del herpes 1 persiste hasta por 6 días. En estudios anteriores, Nerurkar *et al.*, (1983) establecieron que el virus del herpes 2 puede sobrevivir entre 4 y 5 horas, y Roden *et al.* (1997) definieron que la viabilidad de *Papillomaviridae* en plástico es mayor a una semana.

También se han realizado estudios de la supervivencia de virus basados en ARN. En 2006, por ejemplo, tres investigaciones publicadas por Arthur & Gibson, Clay *et al.* & D'Souza *et al.*, mostraron que *Caliciviridae* persiste entre 8 y 168 horas, con relación a factores como la temperatura, la humedad y la exposición al ambiente. Otros virus como el VIH pueden permanecer viables por una semana o más, en consonancia a la investigación de Barre-Sinoussi *et al.* (1985). Por otra parte, van Doremalen *et al.* (2013) habían determinado que el virus MERS-CoV logra persistir de 8

a 48 horas. Coronavirus más recientes, como SARS-CoV-1 y SARS-CoV-2 fueron objeto de estudio siete años más tarde por van Doremalen *et al.*, (2020), detectando material viable del SARS-CoV-2 hasta 72 horas después de la aplicación, aunque el título de virus se redujo considerablemente, pasando de $10^{3.7}$ a $10^{0.6}$ TCID₅₀ por mililitro de medio. La cinética de estabilidad del SARS-CoV-1 en esta misma superficie fue similar, variando de $10^{3.4}$ a $10^{0.7}$ TCID₅₀ por mililitro después de 72 horas.

Otras investigaciones han centrado su interés en la persistencia de patógenos nosocomiales sobre superficies de vidrio. De acuerdo a lo publicado por Jawad *et al.* en 1996 y 1998 (a, b) bacterias gramnegativas de la especie *Acinetobacter* como *A. baumannii* permanecieron viables entre 2 y 100 días, *A. calcoaceticus* de 7 horas a 23 días, y *A. radioresistens* entre 31 y 157 días. Según Ritcher *et al.* (2020) particularmente reportó que *F. tularensis* puede persistir entre 2 a 240 horas. Bale *et al.* (1998) no encontró fómites viables de *P. putida* al segundo día de estudio, mientras que Hirai (1991), determinó que otras cepas de la especie *Pseudomonas*, como *P. aeruginosa* y *P. cepacia* persisten por 5 horas en vidrio.

Tabla 5. Supervivencia de microorganismos en vidrio

Tipo	Patógeno	Tiempo	Referencia
Bacteria gramnegativa	<i>Acinetobacter baumannii</i>	2 a 100 días	Jawad <i>et al.</i> , (1996); Jawad <i>et al.</i> , (1998a); Jawad <i>et al.</i> , (1998b)
	<i>Acinetobacter calcoaceticus</i>	7 horas a 23 días	Bale <i>et al.</i> , (1998); Hirai, (1991); Jawad <i>et al.</i> , (1996); Jawad <i>et al.</i> , (1998a)
	<i>Acinetobacter radioresistens</i>	31 a 157 días	Jawad <i>et al.</i> , (1998a)
	<i>Escherichia coli</i>	1 a 14 días	Jawad <i>et al.</i> , (1996); Bale <i>et al.</i> , (1998)
	<i>Francisella tularensis</i>	2 a 240 horas	Ritcher <i>et al.</i> , (2020)
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	5 horas	Hirai, (1991)
	<i>Pseudomonas cepacia</i>	5 horas	Hirai, (1991)
	<i>Pseudomonas putida</i>	< 2 días	Bale <i>et al.</i> , (1998)
	<i>Serratia marcescens</i>	7 horas a 11 días	Hirai, (1991); Jawad <i>et al.</i> , (1996)
	<i>Shigella dysenteriae</i>	2 horas	Islam <i>et al.</i> , (2001)
Bacteria grampositiva	<i>Clostridioides difficile</i>	15 minutos	Jump <i>et al.</i> , (2007); Buggy <i>et al.</i> , (2007)
	<i>Enterococcus faecalis</i>	> 77 días	Bale <i>et al.</i> , (1998)
	<i>Enterococcus faecium</i>	> 77 días	Bale <i>et al.</i> , (1998)
	<i>Staphylococcus aureus</i>	15 a 25 días	Jawad <i>et al.</i> , (1996)
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	> 7 horas	Hirai, (1991)
	<i>Streptococcus pyogenes</i>	2 a 88 horas	Tagg & Ragland, (1991)
Hongo	<i>Streptococcus salivarius</i>	2 a 88 horas	Tagg & Ragland, (1991)
	<i>Candida albicans</i>	3 días	Traoré <i>et al.</i> , (2002)
Virus de ADN	<i>Candida parapsilosis</i>	> 14 días	Traoré <i>et al.</i> , (2002)
	<i>Adenoviridae</i>	1 hora a 12 semanas	Mahl & Sadler, (1975)
	<i>Poxviridae</i>	3 a 56 días	Mahl & Sadler, (1975), Abad <i>et al.</i> , (1994)
Virus de ARN	Virus del herpes simple 1	4 horas a 8 semanas	Mahl & Sadler, (1975)
	<i>Caliciviridae</i>	1 a 7 días	Buckley <i>et al.</i> , (2017)
	Poliovirus 2	2 a 8 semanas	Mahl & Sadler, (1975)
	Rotavirus	9 a 13 días	Moe & Shirley, (1982)
	SARS-CoV-2	2 días	Chin <i>et al.</i> , (2020)
	VIH	5 días	Tjøtta <i>et al.</i> , (1991)
	Virus Coxsackie	2 semanas	Mahl & Sadler, (1975)

Conderaciones finales

La literatura científica muestra amplia evidencia de la supervivencia de patógenos sobre superficies que son habituales dentro de instalaciones industriales, como acero, aluminio, madera, plástico y vidrio (Tablas 1 a 5). Al permitir la prevalencia de bacterias, hongos y virus en este entorno, se pone en riesgo la salud de los trabajadores; factor que puede derivar en una amenaza al público en industrias como la alimentaria, ante la posibilidad de contaminación cruzada. Por otro lado, la ineficacia en la remoción temprana de bacterias sobre estas superficies permite la formación posterior y progresiva de biopelículas, que son resistentes a los procesos tradicionales de higienización, acrecentando el riesgo infeccioso para el componente humano de la industria.

Por lo tanto, la supervivencia de microorganismos en las superficies puede configurarse como candidato a marcador de biodisponibilidad, que puede ser usado en la industria para establecer los planes de higienización y saneamiento industrial, permitiendo estudiar la eficacia de los compuestos usados en la desinfección, y variables como su concentración, temperatura, e intervalos de aplicación y remoción. De forma adicional, la inspección microbiológica mediante torundas o placas de contacto, la determinación visual con luz ultravioleta, para comprobar el grado de eficacia de la limpieza, y la determinación específica con métodos genómicos han sido propuestas como una nueva metodología en la auditoría de saneamiento industrial (Dávila Morán *et al.*, 2021), siendo necesarios en la protección del trabajador.

Conflictos de intereses

Ninguno para declarar.



Agradecimientos

A nuestras casas de estudio.

Referencias

- Abad, F. X., Pintó, R. M., & Bosch, A. (1994). Survival of enteric viruses on environmental fomites. *Applied and environmental microbiology*, 60(10), 3704–3710. <https://doi.org/10.1128/aem.60.10.3704-3710.1994>.
- Abdelhamid, A. G., & Yousef, A. E. (2019). The Microbial Lipopeptide Paenibacterin Disrupts Desiccation Resistance in *Salmonella enterica* Serovars Tennessee and Emsbuettel. *Applied and environmental microbiology*, 85(14), e00739-19. <https://doi.org/10.1128/AEM.00739-19>.
- Abrishami, S., Tall, B., Bruursema, T., Epstein, P., & Shah, D. (1994). Bacterial Adherence and Viability on cutting board surfaces. *J. Food Saf.* 14, 153–172. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4565.1994.tb00591.x>.
- Ak, N. O., Cliver, D. O., & Kaspar, C. W. (1994). Decontamination of Plastic and Wooden Cutting Boards for Kitchen Use. *Journal of food protection*, 57(1), 23–30. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-57.1.23>.
- An, Y. H. & Friedman, R. J. (1998). Concise review of mechanisms of bacterial adhesion to biomaterial surfaces. *Journal of Biomedical Materials Research*, 43(3), 338-348. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-4636\(199823\)43:3%3C338::AID-JBM16%3E3.0.CO;2-B](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-4636(199823)43:3%3C338::AID-JBM16%3E3.0.CO;2-B).
- Arthur, S. E., & Gibson, K. E. (2016). Environmental persistence of Tulane virus - a surrogate for human norovirus. *Canadian journal of microbiology*, 62(5), 449–454. <https://doi.org/10.1139/cjm-2015-0756>.
- Bale, M. J., Bennett, P. M., Beringer, J. E., & Hinton, M. (1993). The survival of bacteria exposed to desiccation on surfaces associated with farm buildings. *The Journal of applied bacteriology*, 75(6), 519–528. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1993.tb01589.x>.
- Barre-Sinoussi, F., Nugeyre, M. T., & Chermann, J. C. (1985). Resistance of AIDS virus at room temperature. *Lancet* (London, England), 2(8457), 721–722. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(85\)92955-1](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(85)92955-1).
- Bean, B., Moore, B. M., Sterner, B., Peterson, L. R., Gerding, D. N., & Balfour, H. H. Jr. (1982). Survival of influenza viruses on environmental surfaces. *The Journal of infectious diseases*, 146(1), 47–51. <https://doi.org/10.1093/infdis/146.1.47>.
- Brady, M. T., Evans, J., & Cuartas, J. (1990). Survival and disinfection of parainfluenza viruses on environmental surfaces. *American journal of infection control*, 18(1), 18–23. [https://doi.org/10.1016/0196-6553\(90\)90206-8](https://doi.org/10.1016/0196-6553(90)90206-8).
- Buckley, D., Fraser, A., Huang, G., & Jiang, X. (2017). Recovery Optimization and Survival of the Human Norovirus Surrogates Feline Calicivirus and Murine Norovirus on Carpet. *Applied and environmental microbiology*, 83(22), e01336-17. <https://doi.org/10.1128/AEM.01336-17>.
- Buggy, B. P., Wilson, K. H., & Fekety, R. (1983). Comparison of methods for recovery of *Clostridium difficile* from an environmental surface. *Journal of clinical microbiology*, 18(2), 348–352. <https://doi.org/10.1128/jcm.18.2.348-352.1983>.
- Chaibenjawong, P., & Foster, S. J. (2011). Desiccation tolerance in *Staphylococcus aureus*. *Archives of microbiology*, 193(2), 125–135. <https://doi.org/10.1007/s00203-010-0653-x>.
- Chan, K. H., Peiris, J. S., Lam, S. Y., Poon, L. L., Yuen, K. Y., & Seto, W. H. (2011). The Effects of Temperature and Relative Humidity on the Viability of the SARS Coronavirus. *Advances in virology*, 734690. <https://doi.org/10.1155/2011/734690>.
- Chin, A.W.H., Chu, J.T.S., Perera, M.R.A., Hui, K.P.Y., Yen, H.-L., Chan, M.C.W., Peiris, M., & Poon, L.L.M. (2020). Stability of SARS-CoV-2 in different environmental conditions. *Lancet Microbe*, 1,e10. [https://doi.org/10.1016/S2666-5247\(20\)30003-3](https://doi.org/10.1016/S2666-5247(20)30003-3).
- Chmielewski, R., & Frank, J. 2003. Biofilm Formation and Control in Food Processing Facilities. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 2(1), 22-32. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2003.tb00012.x>.
- Clay, S., Maherchandani, S., Malik, Y. S., & Goyal, S. M. (2006). Survival on uncommon fomites of feline calicivirus, a surrogate of noroviruses. *American journal of infection control*, 34(1), 41–43. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2005.05.013>.
- Dávila Morán, R. C., Corzo, E. D. C. A., Pedraza, F. R. G., Santa Cruz, S. M. P., Dávila, L. V., & Rios, H. P. (2021). Auditoria de higiene en instalaciones de la industria textil frente al covid-19. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 61(3), 527-532. <https://doi.org/10.52808/bmsa.7e5.613.019>.

- Daneshvar Alavi, H. E., & Truelstrup Hansen, L. (2013). Kinetics of biofilm formation and desiccation survival of *Listeria monocytogenes* in single and dual species biofilms with *Pseudomonas fluorescens*, *Serratia proteamaculans* or *Shewanella baltica* on food-grade stainless steel surfaces. *Biofouling*, 29(10), 1253–1268. <https://doi.org/10.1080/08927014.2013.835805>.
- Doerrbecker, J., Friesland, M., Ciesek, S., Erichsen, T. J., Mateu-Gelabert, P., Steinmann, J., Steinmann, J., Pietschmann, T., & Steinmann, E. (2011). Inactivation and survival of hepatitis C virus on inanimate surfaces. *The Journal of infectious diseases*, 204(12), 1830–1838. <https://doi.org/10.1093/infdis/jir535>.
- D'Souza, D. H., Sair, A., Williams, K., Papafragkou, E., Jean, J., Moore, C., & Jaykus, L. (2006). Persistence of caliciviruses on environmental surfaces and their transfer to food. *International journal of food microbiology*, 108(1), 84–91. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2005.10.024>.
- Esteves, D. C., Pereira, V. C., Souza, J. M., Keller, R., Simões, R. D., Winkelstroter Eller, L. K., & Rodrigues, M. V. (2016). Influence of biological fluids in bacterial viability on different hospital surfaces and fomites. *American journal of infection control*, 44(3), 311–314. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2015.09.033>.
- Farrow, J. M., 3rd, Wells, G., & Pesci, E. C. (2018). Desiccation tolerance in *Acinetobacter baumannii* is mediated by the two-component response regulator BfmR. *PloS one*, 13(10), e0205638. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0205638>.
- Favero, M. S., Bond, W. W., Petersen, N. J., Berquist, K. R., & Maynard, J. E. (1974). Detection methods for study of the stability of hepatitis B antigen on surfaces. *The Journal of infectious diseases*, 129(2), 210–212. <https://doi.org/10.1093/infdis/129.2.210>.
- Finn, S., Händler, K., Condell, O., Colgan, A., Cooney, S., McClure, P., Amézquita, A., Hinton, J. C., & Fanning, S. (2013). ProP is required for the survival of desiccated *Salmonella enterica* serovar typhimurium cells on a stainless steel surface. *Applied and environmental microbiology*, 79(14), 4376–4384. <https://doi.org/10.1128/AEM.00515-13>.
- Firquet, S., Beaujard, S., Lobert, P. E., Sané, F., Caloone, D., Izard, D., & Hober, D. (2015). Survival of Enveloped and Non-Enveloped Viruses on Inanimate Surfaces. *Microbes and environments*, 30(2), 140–144. <https://doi.org/10.1264/jsme2.ME14145>.
- Fu, E., McCue, K., & Boesenberg, D. (2007). Chemical Disinfection of Hard Surfaces Household, Industrial and Institutional Settings. En: Johansson, I. y Somasundaran P. (Eds.), *Handbook for cleaning/decontamination of surfaces*, pg. 573-592. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-044451664-0/50017-6>.
- Getchell-White, S. I., Donowitz, L. G., & Gröschel, D. H. (1989). The inanimate environment of an intensive care unit as a potential source of nosocomial bacteria: evidence for long survival of *Acinetobacter calcoaceticus*. *Infection control and hospital epidemiology*, 10(9), 402–407. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2794465/> (Acceso mayo 2021).
- Gordon, Y. J., Gordon, R. Y., Romanowski, E., & Araullo-Cruz, T. P. (1993). Prolonged recovery of desiccated adenoviral serotypes 5, 8, and 19 from plastic and metal surfaces in vitro. *Ophthalmology*, 100(12), 1835–1840. [https://doi.org/10.1016/s0161-6420\(93\)31389-8](https://doi.org/10.1016/s0161-6420(93)31389-8).
- Greatorex, J. S., Digard, P., Curran, M. D., Moynihan, R., Wensley, H., Wreghitt, T., Varsani, H., Garcia, F., Enstone, J., & Nguyen-Van-Tam, J. S. (2011). Survival of influenza A(H1N1) on materials found in households: implications for infection control. *PloS one*, 6(11), e27932. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0027932>.
- Greene, C., Vadlamudi, G., Newton, D., Foxman, B., & Xi, C. (2016). The influence of biofilm formation and multidrug resistance on environmental survival of clinical and environmental isolates of *Acinetobacter baumannii*. *American journal of infection control*, 44(5), e65–e71. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2015.12.012>.
- Hahn, H., Kaufmann, S. H., Schulz, T. F., & Suerbaum, S. (2009). *Medizinische mikrobiologie und infektologie*. Springer-Verlag. Disponible en: https://books.google.com/books?hl=es&lr=&id=434hBAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PR18&ots=18zFtEDzkE&sig=qFOhuJAfQCum7oea0OLYT9yX_g (Acceso mayo 2021).
- Hall, C.B., Douglas, R.G., Jr & Geiman, J.M. (1980). Posible transmisión por fómites del virus respiratorio sincitial. *Revista de enfermedades infecciosas*, 141 (1), 98-102. <https://doi.org/10.1093/infdis/141.1.98>.
- Hansen, L. T., & Vogel, B. F. (2011). Desiccation of adhering and biofilm *Listeria monocytogenes* on stainless steel: Survival and transfer to salmon products. *International journal of food microbiology*, 146(1), 88–93. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2011.01.032>.

- Helke, D. M., & Wong, A. (1994). Survival and Growth Characteristics of *Listeria monocytogenes* and *Salmonella typhimurium* on Stainless Steel and Buna-N Rubber. *Journal of food protection*, 57(11), 963–968. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-57.11.963>.
- Herrera Zúñiga, J. S. (2016). Efecto bactericida de desinfectantes sobre cepas de *Escherichia coli* y *Listeria innocua* en superficies de uso en la Industria Alimentaria. Disponible en: <http://repositorio.uchile.cl/handle/2250/142693> (Acceso junio 2021).
- Hirai, Y. (1991). Survival of bacteria under dry conditions; from a viewpoint of nosocomial infection. *The Journal of hospital infection*, 19(3), 191–200. [https://doi.org/10.1016/0195-6701\(91\)90223-u](https://doi.org/10.1016/0195-6701(91)90223-u).
- Hokunan, H., Koyama, K., Hasegawa, M., Kawamura, S., & Koseki, S. (2016). Survival Kinetics of *Salmonella enterica* and Enterohemorrhagic *Escherichia coli* on a Plastic Surface at Low Relative Humidity and on Low-Water Activity Foods. *Journal of food protection*, 79(10), 1680–1692. <https://doi.org/10.4315/0362-028X.JFP-16-081>.
- Ingham, S. C., Wadhwa, R. K., Chu, C. H., & DeVita, M. D. (2006). Survival of *Streptococcus pyogenes* on foods and food contact surfaces. *Journal of food protection*, 69(5), 1159–1163. <http://doi.org/10.4315/0362-028x-69.5.1159>.
- Islam, M. S., Hossain, M. A., Khan, S. I., Khan, M. N., Sack, R. B., Albert, M. J., Huq, A., & Colwell, R. R. (2001). Survival of *Shigella dysenteriae* type 1 on fomites. *Journal of health, population, and nutrition*, 19(3), 177–182. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/23498857> (Acceso abril 2021).
- Jawad, A., Heritage, J., Snelling, A. M., Gascoyne-Binzi, D. M., & Hawkey, P. M. (1996). Influence of relative humidity and suspending menstrua on survival of *Acinetobacter* spp. on dry surfaces. *Journal of clinical microbiology*, 34(12), 2881–2887. <https://doi.org/10.1128/jcm.34.12.2881-2887.1996>.
- Jawad, A., Seifert, H., Snelling, A. M., Heritage, J., & Hawkey, P. M. (1998b). Survival of *Acinetobacter baumannii* on dry surfaces: comparison of outbreak and sporadic isolates. *Journal of clinical microbiology*, 36(7), 1938–1941. <https://doi.org/10.1128/JCM.36.7.1938-1941.1998>.
- Jawad, A., Snelling, A. M., Heritage, J., & Hawkey, P. M. (1998a). Exceptional desiccation tolerance of *Acinetobacter radioresistens*. *The Journal of hospital infection*, 39(3), 235–240. [https://doi.org/10.1016/s0195-6701\(98\)90263-8](https://doi.org/10.1016/s0195-6701(98)90263-8).
- Jump, R. L., Pultz, M. J., & Donskey, C. J. (2007). Vegetative *Clostridium difficile* survives in room air on moist surfaces and in gastric contents with reduced acidity: a potential mechanism to explain the association between proton pump inhibitors and *C. difficile*-associated diarrhea?. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 51(8), 2883–2887. <https://doi.org/10.1128/AAC.01443-06>.
- Kampf, G., Dietze, B., Grosse-Siestrup, C., Wendt, C., & Martiny, H. (1998). Microbicidal activity of a new silver-containing polymer, SPI-ARGENT II. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 42(9), 2440–2442. <https://doi.org/10.1128/AAC.42.9.2440>.
- Kim, S. J., Si, J., Lee, J. E., & Ko, G. (2012). Temperature and humidity influences on inactivation kinetics of enteric viruses on surfaces. *Environmental science & technology*, 46(24), 13303–13310. <https://doi.org/10.1021/es3032105>.
- Koca, O., Altöparlak, U., Ayyıldız, A., & Kaynar, H. (2012). Persistence of nosocomial pathogens on various fabrics. *The Eurasian journal of medicine*, 44(1), 28–31. <https://doi.org/10.5152/eajm.2012.06>.
- Kratzel, A., Steiner, S., Todt, D., V'kovski, P., Brueggemann, Y., Steinmann, J., Steinmann, E., Thiel, V., & Pfaender, S. (2020). Temperature-dependent surface stability of SARS-CoV-2. *The Journal of infection*, 81(3), 452–482. <https://doi.org/10.1016/j.jinf.2020.05.074>.
- Kumar, C. G., & Anand, S. K. (1998). Significance of microbial biofilms in food industry: a review. *International Journal of Food Microbiology* 42 (1-2), 9-27. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(98\)00060-9](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(98)00060-9).
- Kusumaningrum, H. D., Riboldi, G., Hazeleger, W. C., & Beumer, R. R. (2003). Survival of foodborne pathogens on stainless steel surfaces and cross-contamination to foods. *International journal of food microbiology*, 85(3), 227–236. [https://doi.org/10.1016/s0168-1605\(02\)00540-8](https://doi.org/10.1016/s0168-1605(02)00540-8).
- Lai, M. Y., Cheng, P. K., & Lim, W. W. (2005). Survival of severe acute respiratory syndrome coronavirus. *Clinical infectious diseases: an official publication of the Infectious Diseases Society of America*, 41(7), e67–e71. <https://doi.org/10.1086/433186>.

- Macgregor-Skinner, G. (2021). Muéstrame la ciencia: la contaminación de superficies y manos. *Advancing Clean Driving Innovation*. Disponible en: <https://latam.issa.com/articles/muestrame-la-ciencia-la-contaminacion-de-superficies-y-manos> (Acceso junio 2021).
- Mahl, M. C., & Sadler, C. (1975). Virus survival on inanimate surfaces. *Canadian journal of microbiology*, 21(6), 819–823. <https://doi.org/10.1139/m75-121>.
- Margas, E., Meneses, N., Conde-Petit, B., Dodd, C. E., & Holah, J. (2014). Survival and death kinetics of Salmonella strains at low relative humidity, attached to stainless steel surfaces. *International journal of food microbiology*, 187, 33–40. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2014.06.027>.
- Marks, L. R., Reddinger, R. M., & Hakansson, A. P. (2014). Biofilm formation enhances fomite survival of Streptococcus pneumoniae and Streptococcus pyogenes. *Infection and immunity*, 82(3), 1141–1146. <https://doi.org/10.1128/IAI.01310-13>.
- Maule A. (2000). Survival of verocytotoxigenic Escherichia coli O157 in soil, water and on surfaces. *Symposium series (Society for Applied Microbiology)*, (29), 71S–78S. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2000.tb05334.x>.
- Mbithi, J. N., Springthorpe, V. S., & Sattar, S. A. (1991). Effect of relative humidity and air temperature on survival of hepatitis A virus on environmental surfaces. *Applied and environmental microbiology*, 57(5), 1394–1399. <https://doi.org/10.1128/aem.57.5.1394-1399.1991>.
- Moe, K., & Shirley, J. A. (1982). The effects of relative humidity and temperature on the survival of human rotavirus in faeces. *Archives of virology*, 72(3), 179–186. <https://doi.org/10.1007/BF01348963>.
- Musa, E. K., Desai, N., & Casewell, M. W. (1990). The survival of Acinetobacter calcoaceticus inoculated on fingertips and on formica. *The Journal of hospital infection*, 15(3), 219–227. [https://doi.org/10.1016/0195-6701\(90\)90029-n](https://doi.org/10.1016/0195-6701(90)90029-n).
- Neely, A. N. (2000). A survey of gram-negative bacteria survival on hospital fabrics and plastics. *The Journal of burn care & rehabilitation*, 21(6), 523–527. <https://doi.org/10.1097/00004630-200021060-00009>.
- Neely, A. N., & Maley, M. P. (2000). Survival of enterococci and staphylococci on hospital fabrics and plastic. *Journal of clinical microbiology*, 38(2), 724–726. <https://doi.org/10.1128/JCM.38.2.724-726.2000>.
- Neely, A. N., & Orloff, M. M. (2001). Survival of some medically important fungi on hospital fabrics and plastics. *Journal of clinical microbiology*, 39(9), 3360–3361. <https://doi.org/10.1128/JCM.39.9.3360-3361.2001>.
- Nerurkar, L. S., West, F., May, M., Madden, D. L., & Sever, J. L. (1983). Survival of herpes simplex virus in water specimens collected from hot tubs in spa facilities and on plastic surfaces. *JAMA*, 250(22), 3081–3083. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6315978/> (Acceso mayo 2021).
- Noyce, J. O., Michels, H., & Keevil, C. W. (2006). Potential use of copper surfaces to reduce survival of epidemic meticillin-resistant Staphylococcus aureus in the healthcare environment. *The Journal of hospital infection*, 63(3), 289–297. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2005.12.008>.
- OIT. (2012). Enciclopedia de salud y seguridad en el trabajo, capítulo 30: Higiene industrial. pp. 30.2. Disponible en: <https://www.insst.es/documents/94886/161958/Cap%C3%ADtulo+30.+Higiene+industrial>. (Acceso mayo 2021).
- Oosterom, J., DE Wilde, G., DE Boer, E., DE Blaauw, L. H., & Karman, H. (1983). Survival of Campylobacter jejuni during Poultry Processing and Pig Slaughtering. *Journal of food protection*, 46(8), 702–706. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-46.8.702>.
- Otter, J. A., & French, G. L. (2009). Survival of nosocomial bacteria and spores on surfaces and inactivation by hydrogen peroxide vapor. *Journal of clinical microbiology*, 47(1), 205–207. <https://doi.org/10.1128/JCM.02004-08>.
- Paintsil, E., Binka, M., Patel, A., Lindenbach, B. D., & Heimer, R. (2014). Hepatitis C virus maintains infectivity for weeks after drying on inanimate surfaces at room temperature: implications for risks of transmission. *The Journal of infectious diseases*, 209(8), 1205–1211. <https://doi.org/10.1093/infdis/jit648>.
- Pérez, J. L., Gómez, E., & Saucá, G. (1990). Survival of gonococci from urethral discharge on fomites. *European journal of clinical microbiology & infectious diseases* : official publication of the European Society of Clinical Microbiology, 9(1), 54–55. <https://doi.org/10.1007/BF01969538>.
- Perry, K. A., Coulliette, A. D., Rose, L. J., Shams, A. M., Edwards, J. R., & Noble-Wang, J. A. (2016). Persistence of Influenza A (H1N1) Virus on Stainless Steel Surfaces. *Applied and environmental microbiology*, 82(11), 3239–3245. <https://doi.org/10.1128/AEM.04046-15>.

- Piedrahita, C. T., Cadnum, J. L., Jencson, A. L., Shaikh, A. A., Ghannoum, M. A., & Donskey, C. J. (2017). Environmental Surfaces in Healthcare Facilities are a Potential Source for Transmission of *Candida auris* and Other *Candida* Species. *Infection control and hospital epidemiology*, 38(9), 1107–1109. <https://doi.org/10.1017/ice.2017.127>.
- Quaranta, D., Krans, T., Espírito Santo, C., Elowsky, C. G., Domaille, D. W., Chang, C. J., & Grass, G. (2011). Mechanisms of contact-mediated killing of yeast cells on dry metallic copper surfaces. *Applied and environmental microbiology*, 77(2), 416–426. <https://doi.org/10.1128/AEM.01704-10>.
- Rabenau, H. F., Cinatl, J., Morgenstern, B., Bauer, G., Preiser, W., & Doerr, H. W. (2005). Stability and inactivation of SARS coronavirus. *Medical microbiology and immunology*, 194(1-2), 1–6. <https://doi.org/10.1007/s00430-004-0219-0>.
- Rangel-Frausto, M. S., Houston, A. K., Bale, M. J., Fu, C., & Wenzel, R. P. (1994). An experimental model for study of *Candida* survival and transmission in human volunteers. *European journal of clinical microbiology & infectious diseases: official publication of the European Society of Clinical Microbiology*, 13(7), 590–595. <https://doi.org/10.1007/BF01971311>.
- Reij, M. W., Den Aantrekker, E. D., & ILSI Europe Risk Analysis in Microbiology Task Force (2004). Recontamination as a source of pathogens in processed foods. *International journal of food microbiology*, 91(1), 1–11. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(03\)00295-2](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(03)00295-2).
- Richter, W. R., Sunderman, M. M., Wendling, M., Serre, S., Mickelsen, L., Rupert, R., Wood, J., Choi, Y., Willenberg, Z., & Calfee, M. W. (2020). Evaluation of altered environmental conditions as a decontamination approach for nonspore-forming biological agents. *Journal of applied microbiology*, 128(4), 1050–1059. <https://doi.org/10.1111/jam.14532>.
- Roden, R. B., Lowy, D. R., & Schiller, J. T. (1997). Papillomavirus is resistant to desiccation. *The Journal of infectious diseases*, 176(4), 1076–1079. <https://doi.org/10.1086/516515>.
- Samson, R. A., Visagie, C. M., Houbraken, J., Hong, S. B., Hubka, V., Klaassen, C. H., Perrone, G., Seifert, K. A., Susca, A., Tanney, J. B., Varga, J., Kocsubé, S., Szigeti, G., Yaguchi, T., & Frisvad, J. C. (2014). Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Studies in mycology*, 78, 141–173. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.07.004>.
- Sattar, S. A., Karim, Y. G., Springthorpe, V. S., & Johnson-Lussenburg, C. M. (1987). Survival of human rhinovirus type 14 dried onto nonporous inanimate surfaces: effect of relative humidity and suspending medium. *Canadian journal of microbiology*, 33(9), 802–806. <https://doi.org/10.1139/m87-136>.
- Sattar, S. A., Lloyd-Evans, N., Springthorpe, V. S., & Nair, R. C. (1986). Institutional outbreaks of rotavirus diarrhoea: potential role of fomites and environmental surfaces as vehicles for virus transmission. *The Journal of hygiene*, 96(2), 277–289. <https://doi.org/10.1017/s0022172400066055>.
- Sauer, K. (2003). The genomics and proteomics of biofilm formation. *Genome Biology*, 4(6), 1-5. <https://doi.org/10.1186/gb-2003-4-6-219>.
- Schöbitz, R., Ciampi, L., & Nahuelquin, Y. (2009). *Listeria monocytogenes* un peligro latente para la industria alimentaria. *Agro sur*, 37(1), 1-8. Disponible en: <http://revistas.uach.cl/index.php/agrosur/article/view/4006> (Acceso junio 2021).
- Scott, E., & Bloomfield, S. F. (1990). The survival and transfer of microbial contamination via cloths, hands and utensils. *The Journal of applied bacteriology*, 68(3), 271–278. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1990.tb02574.x>.
- Short, B., Brown, J., Delaney, C., Sherry, L., Williams, C., Ramage, G., & Kean, R. (2019). *Candida auris* exhibits resilient biofilm characteristics in vitro: implications for environmental persistence. *The Journal of hospital infection*, 103(1), 92–96. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2019.06.006>.
- Siroli, L., Patrignani, F., Serrazanetti, D. I., Chiavari, C., Benevelli, M., Grazia, L., & Lanciotti, R. (2017). Survival of Spoilage and Pathogenic Microorganisms on Cardboard and Plastic Packaging Materials. *Frontiers in microbiology*, 8, 2606. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02606>.
- Tagg, J. R., & Ragland, N. L. (1991). Applications of BLIS typing to studies of the survival on surfaces of salivary streptococci and staphylococci. *The Journal of applied bacteriology*, 71(4), 339–342. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1991.tb03797.x>.
- Tamrakar, S. B., Henley, J., Gurian, P. L., Gerba, C. P., Mitchell, J., Enger, K., & Rose, J. B. (2017). Persistence analysis of poliovirus on three different types of fomites. *Journal of applied microbiology*, 122(2), 522–530. <https://doi.org/10.1111/jam.13299>.

- Thompson, K. A., & Bennett, A. M. (2017). Persistence of influenza on surfaces. *The Journal of hospital infection*, 95(2), 194–199. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2016.12.003>.
- Tjøtta, E., Hungnes, O., & Grinde, B. (1991). Survival of HIV-1 activity after disinfection, temperature and pH changes, or drying. *Journal of medical virology*, 35(4), 223–227. <https://doi.org/10.1002/jmv.1890350402>.
- Traoré, O., Springthorpe, V. S., & Sattar, S. A. (2002). A quantitative study of the survival of two species of *Candida* on porous and non-porous environmental surfaces and hands. *Journal of applied microbiology*, 92(3), 549–555. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2672.2002.01560.x>.
- van Doremalen, N., Bushmaker, T., & Munster, V. J. (2013). Stability of Middle East respiratory syndrome coronavirus (MERS-CoV) under different environmental conditions. *Euro surveillance : bulletin European sur les maladies transmissibles = European communicable disease bulletin*, 18(38), 20590. <https://doi.org/10.2807/1560-7917.es2013.18.38.20590>.
- van Doremalen, N., Bushmaker, T., Morris, D. H., Holbrook, M. G., Gamble, A., Williamson, B. N., Tamin, A., Harcourt, J. L., Thornburg, N. J., Gerber, S. I., Lloyd-Smith, J. O., de Wit, E., & Munster, V. J. (2020). Aerosol and Surface Stability of SARS-CoV-2 as Compared with SARS-CoV-1. *The New England journal of medicine*, 382(16), 1564–1567. <https://doi.org/10.1056/NEJMc2004973>.
- Vogel, B. F., Hansen, L. T., Mordhorst, H., & Gram, L. (2010). The survival of *Listeria monocytogenes* during long term desiccation is facilitated by sodium chloride and organic material. *International journal of food microbiology*, 140(2-3), 192–200. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.03.035>.
- Warnes, S. L., & Keevil, C. W. (2013). Inactivation of norovirus on dry copper alloy surfaces. *PloS one*, 8(9), e75017. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0075017>.
- Weaver, L., Michels, H. T., & Keevil, C. W. (2010). Potential for preventing spread of fungi in air-conditioning systems constructed using copper instead of aluminium. *Letters in applied microbiology*, 50(1), 18–23. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2009.02753.x>.
- Webster, C., Towner, K. J., & Humphreys, H. (2000). Survival of *Acinetobacter* on three clinically related inanimate surfaces. *Infection control and hospital epidemiology*, 21(4), 246. <https://doi.org/10.1086/503214>.
- Weese, J. S., Jarlot, C., & Morley, P. S. (2009). Survival of *Streptococcus equi* on surfaces in an outdoor environment. *The Canadian veterinary journal = La revue veterinaire canadienne*, 50(9), 968–970. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19949559/>. (Acceso mayo 2021).
- Welsh, R. M., Bentz, M. L., Shams, A., Houston, H., Lyons, A., Rose, L. J., & Litvintseva, A. P. (2017). Survival, Persistence, and Isolation of the Emerging Multidrug-Resistant Pathogenic Yeast *Candida auris* on a Plastic Health Care Surface. *Journal of clinical microbiology*, 55(10), 2996–3005. <https://doi.org/10.1128/JCM.00921-17>.
- Wendt, C., Wiesenthal, B., Dietz, E., & Rüden, H. (1998). Survival of vancomycin-resistant and vancomycin-susceptible enterococci on dry surfaces. *Journal of clinical microbiology*, 36(12), 3734–3736. <https://doi.org/10.1128/JCM.36.12.3734-3736.1998>.
- Wilks, S. A., Michels, H., & Keevil, C. W. (2005). The survival of *Escherichia coli* O157 on a range of metal surfaces. *International journal of food microbiology*, 105(3), 445–454. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2005.04.021>.
- Williams, A. P., Avery, L. M., Killham, K., & Jones, D. L. (2005). Persistence of *Escherichia coli* O157 on farm surfaces under different environmental conditions. *Journal of applied microbiology*, 98(5), 1075–1083. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2004.02530.x>.
- Wood, J. P., Choi, Y. W., Wendling, M. Q., Rogers, J. V., & Chappie, D. J. (2013). Environmental persistence of vaccinia virus on materials. *Letters in applied microbiology*, 57(5), 399–404. <https://doi.org/10.1111/lam.12126>.