

PREVENCIÓN Y CONTROL DE LA INFECCIÓN NOSOCOMIAL



PROMOCIÓN DE LA CALIDAD
GUÍA DE BUENAS PRÁCTICAS

**PREVENCIÓN
Y CONTROL DE LA
INFECCIÓN NOSOCOMIAL**



Comunidad de Madrid
Consejería de Sanidad y Consumo

Directora General de Calidad, Acreditación, Evaluación e Inspección
Elisa Borrego García

Subdirector General de Calidad
Alberto Pardo Hernández

Coordinación técnica:
Teresa Sánchez Mozo
Jefa Servicio de Calidad Sanitaria

Dirección técnica:
- Comité Asesor*

Dirección ejecutiva:
- Comité de Redacción y Colaboradores*

Coordinación secretaría y tratamiento de textos:
Gemma Aguilar

Diseño de cubierta:
BIG Creativos

Edición y Maquetación:
BIG Creativos

Fotocomposición e Impresión:

ISBN:
Depósito Legal: M-16375-2007



Esta versión forma parte de la Biblioteca Virtual de la **Comunidad de Madrid** y las condiciones de su distribución y difusión se encuentran amparadas por el marco legal de la misma.



www.madrid.org/publicamadrid

* Ver composición de los miembros del Comité Asesor y Comité de Redacción y colaboradores.

Las infecciones nosocomiales, definidas como las que se presentan en un paciente internado en un hospital en quién la infección no se había manifestado, ni estaba en periodo de incubación en el momento de su ingreso, son una de las causas más frecuentes de efectos adversos en los actuales sistemas sanitarios, como ha quedado de manifiesto en el reciente estudio nacional (ENEAS).

En nuestro país, según el estudio de prevalencia EPINE la frecuencia de los pacientes con infección nosocomial ha oscilado, en cifras medias, desde el 8,45% del año 1990 al 6,88% del año 2005, por lo cual y pese a la mejora conseguida, su prevención y control se han convertido en un área prioritaria de trabajo para nuestros sistemas sanitarios.

Por ello, nos ha parecido importante desarrollar dentro de las actividades incluidas en la planificación del Observatorio Regional de Riesgos Sanitarios, la elaboración, para este año 2006, de una Guía de Buenas Prácticas para la Prevención y el Control de la Infección Nosocomial.

Queremos, por tanto, que sea una herramienta útil, que nos permita con las necesarias actualizaciones y adaptaciones a los centros, mejorar la calidad enfocada a la prevención de riesgos y efectos adversos, ligados a los procesos asistenciales que se prestan en los centros sanitarios de la Comunidad de Madrid.

Para conseguirlo, la guía se ha desarrollado a través del diálogo con la comunidad sanitaria, obteniendo la participación y consenso de las sociedades científicas y de nuestros profesionales.

Por esta razón, para la realización de esta Guía hemos contado con un Comité Asesor y un Comité de Redacción en los que han estado representadas tanto las Sociedades Científicas, a través de la Sociedad Madrileña de Medicina Preventiva y la Sociedad Madrileña de Microbiología Clínica, como los profesionales sanitarios expertos en el tema y las Direcciones Generales competentes en dicha materia.

A todos ellos, y a los componentes de la Dirección General de Calidad, Acreditación, Evaluación e Inspección que ha promovido y coordinado su realización, quiero agradecerles su esfuerzo y su compromiso constante con la mejora de la calidad.

Belén Prado Sanjurjo
Viceconsejera de Sanidad y Consumo

Las variaciones en la práctica médica son uno de los aspectos que más afectan a la calidad asistencial. Una de las explicaciones más plausibles a este problema es la debida a la incertidumbre profesional, basada en múltiples causas, entre las que podemos citar las diferentes culturas existentes en los lugares de trabajo o la dificultad para conocer y estar al día de toda la literatura existente.

Una de las herramientas básicas para su tratamiento es la elaboración de guías que incorporen las buenas prácticas profesionales, faciliten la actuación en nuestros centros y recojan la evidencia científica, el conocimiento y la experiencia de nuestros profesionales.

En el caso de las infecciones nosocomiales, partíamos de la existencia de diferentes guías, en diferentes formatos, elaboradas por hospitales y por otras Administraciones, que necesitábamos homogeneizar en una guía para nuestra Comunidad y que después cada centro sanitario en función de la población a la que atiende (edad, patología,.. etc) o de los servicios que ofrece a la población, decida adecuar a su estructura.

Para afrontar este importante reto, necesitábamos contar con la colaboración de los profesionales y las Sociedades Científicas, ya que está demostrado que las guías elaboradas sin su consenso no son implantadas y por tanto no son efectivas para modificar sus estilos de práctica clínica. A todos ellos y a los colaboradores quiero darles las gracias ya que han sido capaces de elaborar este trabajo pese a la dificultad de los plazos establecidos.

La guía se ha estructurado en diez apartados que recogen los aspectos fundamentales para la prevención y el control de estas infecciones: epidemiología, vigilancia, medidas de higiene, higiene y reprocesamiento del instrumental y el equipamiento clínico, recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a diversos procesos hospitalarios, medidas de aislamiento para pacientes con enfermedades infectocontagiosas, microorganismos multirresistentes y uso de antibióticos, procedimientos para el estudio y control de brotes, prevención y control de las infecciones de origen ambiental y vacunas, normas y recomendaciones al personal sanitario.

Estoy convencida que este trabajo da respuesta a las necesidades de nuestro sistema sanitario, supone una valiosa aportación al conocimiento de la práctica médica y será de gran utilidad para todos nuestros gestores, técnicos y profesionales sanitarios que trabajan día a día para mejorar la calidad en los centros sanitarios de la Comunidad de Madrid.

Elisa Borrego García
Directora General de Calidad,
Acreditación, Evaluación e Inspección

Por iniciativa de la Consejería de Sanidad y Consumo y concretamente de la Dirección General de Calidad, Acreditación, Evaluación e Inspección, los profesionales de los hospitales de Madrid nos hemos comprometido a redactar una Guía Marco de Buenas Prácticas para la "Prevención y Control de la Infección Nosocomial".

Para elaborarlo hemos constituido diversos grupos de trabajo, con expertos de los Servicios de Medicina Preventiva y de Microbiología Clínica, y en base a nuestra experiencia y a nuestras publicaciones previas en este campo, presentamos hoy este trabajo.

La infección hospitalaria sigue siendo hoy, una complicación yatrogénica difícilmente evitable por debajo de unas tasas de prevalencia del 7% al 8% de todos los pacientes ingresados.

Por esta razón, la incidencia de estos procesos constituye un indicador de calidad que se incluye en todas las evaluaciones de los hospitales y desde hace muchos años venimos llevando a cabo acciones de vigilancia y control de la infección, aunque no hemos podido disminuir estas tasas.

Mucho se ha hablado de la prevención de estos procesos y es significativo que hoy en día se continúe considerando el lavado de manos como la primera medida de lucha contra la infección nosocomial de eficacia demostrada.

A estas acciones y a otros muchos aspectos epidemiológicos y de control de la infección, se dedica este libro, que estimamos que puede ser una obra de referencia, eminentemente práctica, y de interés para médicos, enfermeras y todos los profesionales de distintas especialidades que ejercen en nuestros centros sanitarios.

En nombre del Comité Asesor:

Dr. D. José Fereres Castiel
Presidente de la Sociedad Madrileña
de Medicina Preventiva

Dr. D. Emilio Bouza Santiago
Jefe del Servicio de Microbiología Clínica
y Enfermedades Infecciosas
Hospital General Universitario Gregorio Marañón

COMITÉ ASESOR**D. Emilio Bouza Santiago.**

Jefe del Servicio de Microbiología Clínica y Enfermedades Infecciosas del Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

D. Miguel Carrasco Asenjo.

Área de Formación de la Agencia "Pedro Laín Entralgo".

D. José Ferreres Castiel.

Jefe del Servicio de Medicina Preventiva del Hospital Clínico San Carlos.
Presidente de la Sociedad Madrileña de Medicina Preventiva.

D^a. Carmen Ferrer Arnedo.

Directora de Enfermería del Área 3 de Atención Primaria.

D. Vicente Monje Jodrá.

Jefe de Servicio de Medicina Preventiva del Hospital Ramón y Cajal.

D. Vicente Pastor Aldeguer.

Jefe de Servicio de Medicina Preventiva del Hospital Universitario La Princesa.

D. Félix Robledo Muga.

Coordinador de Servicios de Salud Pública. Dirección General de Salud Pública y Alimentación.

D^a. Teresa Sánchez Mozo.

Jefa del Servicio de Calidad Sanitaria. Dirección General de Calidad, Acreditación, Evaluación e Inspección.



COMITÉ DE REDACCIÓN* Y COLABORADORES**

D^o. Raquel Andrade Lobato **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Clínico San Carlos.

D^a. M^a. Pilar Arrazola Martínez **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital 12 de Octubre.

D. Rafael Cantón Moreno **

Servicio de Microbiología Clínica. Hospital Ramón y Cajal.

D^a. Covadonga Caso Pita **

Servicio de Prevención Riesgos Laborales. Hospital Clínico San Carlos.

D. Jesús Díez Sebastián **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario La Paz.

D^a. Angels Figuerola Tejerina **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario La Princesa.

D^a. Aurelia García de Codes Ilario **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital 12 de Octubre.

D^a. Sonia García de San José **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Central de la Cruz Roja.

D. Ildefonso González Solana **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Central de la Cruz Roja.

D. Francisco J. Grande Fariñas *

Servicio de Microbiología Clínica. Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

D^a. Felisa Jaén Herreros **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital 12 de Octubre.

D^a Josefina Jimeno Maestro *

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario La Princesa.

D. José Ramón de Juanes Pardo **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital 12 de Octubre.

D^a. M^a Auxiliadora Martín Martínez **

MIR. Medicina Preventiva y Salud Pública. Hospital Universitario La Paz.

D^a. Belén Martínez Mondejar *

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Severo Ochoa.

D^a. Belén Padilla Ortega *

Servicio de Microbiología Clínica. Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

D^a. Beatriz Peláez Ros *

Laboratorio de Medicina Preventiva. Hospital Clínico San Carlos.

D^a. Rosa Ramírez Fernández *

Servicio de Epidemiología. Dirección General de Salud Pública y Alimentación.

D^a. Ana Robustillo Rodela **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Ramón y Cajal

D. Gil Rodríguez Caravaca *

Unidad de Medicina Preventiva. Fundación Hospital Alcorcón.

D^a. Patricia Ruiz Garbajosa **

Servicio de Microbiología Clínica. Hospital Ramón y Cajal.

D^a. Lourdes Sainz de los Terreros Soler **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Ramón y Cajal.

D. Rafael San Juan Garrido **

Servicio de Microbiología Clínica- Unidad de Infecciosas. Hospital 12 de Octubre.

D^a. Teresa Sánchez Mozo *

Servicio de Calidad Sanitaria. Dirección General de Calidad, Acreditación, Evaluación e Inspección.

D^a. Inmaculada Sanz Gallardo **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital 12 de Octubre.

D. J. Amador de Vicente Pérez *

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital de Móstoles.

D^a. Dolores Vigil Escribano **

Servicio de Medicina Preventiva. Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

D^a. I. Zuza Santacilia **

Instituto de Salud Pública.

1. Epidemiología de la Infección Nosocomial	1
1.1. Introducción.	2
1.2. Factores influyentes en la manifestación de las infecciones nosocomiales	2
1.3. Localización de la infección.	4
1.4. Microorganismos.	6
1.5. Reservorio y transmisión	6
1.6. Medidas de prevención y control	7
1.7. Bibliografía.	9
2. Vigilancia de la Infección Nosocomial	11
2.1. Introducción.	12
2.2. Objetivos de la vigilancia de la infección nosocomial.	12
2.3. Métodos para la vigilancia de la infección nosocomial	14
2.4. Bibliografía.	17
3. Medidas de higiene generales	19
3.1. Precauciones estándar	21
3.2. Higiene de manos.	29
3.3. Limpieza general del hospital	39
3.4. Lavado de ropa hospitalaria	53
3.5. Antisépticos y desinfectantes	57
3.6. Desinsectación y desratización	75
3.7. Higiene de otras zonas de riesgo: laboratorio- animalario	81
4. Higiene y reprocesamiento del instrumental y del equipamiento clínico	91
4.1. Procedimientos básicos de descontaminación.	92
4.2. Métodos de limpieza y desinfección del instrumental y equipamiento	93
4.3. Descontaminación del instrumental, de los equipos clínicos y del aparataje	106
4.4. Descontaminación en endoscopia	112
4.5. Esterilización del instrumental	119
4.6. Descontaminación del instrumental potencialmente contaminado por priones.	131
4.7. Dispositivos médicos de un sólo uso.	132
4.8. Bibliografía.	134



5.	Normas y recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a diversos procesos hospitalarios	137
5.1.	Normas y recomendaciones para la prevención de la infección de localización quirúrgica. Profilaxis antimicrobiana prequirúrgica	139
5.2.	Prevención de la infección nosocomial asociada a sondaje vesical.	159
5.3.	Recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a la inserción de catéteres intravasculares	167
5.4.	Normas para la prevención de infecciones de vías respiratorias.	179
6.	Medidas de aislamiento para pacientes con enfermedades infectocontagiosas	191
6.1.	Cadena epidemiológica	192
6.2.	Elementos para los aislamientos	193
6.3.	Tipos de aislamientos	197
6.4.	Síndromes clínicos que justifican el aislamiento empírico	200
6.5.	Pacientes que precisan aislamiento	201
6.6.	Actuación en pacientes portadores de bacterias multirresistentes.	203
6.7.	Bibliografía	210
7.	Microorganismos multirresistentes y uso de antimicrobianos.	213
7.1.	Concepto de microorganismos multirresistentes	214
7.2.	Política de control del uso de antibióticos.	227
7.3.	Bibliografía	233
8.	Procedimientos para el estudio y control de brotes	241
8.1.	Identificación de un brote epidémico	242
8.2.	Investigación epidemiológica de un brote.	243
8.3.	Control de un brote: establecer un plan de mejora.	250
8.4.	Bibliografía	251



9.	Prevención y control de las infecciones de origen ambiental	253
9.1.	Aire	254
9.2.	Agua	269
9.3.	Prevención de las toxiinfecciones de origen alimentario	280
9.4.	Residuos biosanitarios	285
9.5.	Bibliografía	293
Anexo	Residuos biosanitarios especiales (Clase III)	295
10.	Normas, vacunas y recomendaciones al personal sanitario	299
10.1.	Normas de vestimenta y circulación	301
10.2.	Vacunación en profesionales de la salud	305
10.3.	Recomendaciones laborales	319



1. Epidemiología de la Infección Nosocomial



1.1. Introducción

1.2. Factores influyentes en la manifestación de las Infecciones Nosocomiales

1.3. Localización de la infección

1.4. Microorganismos

1.5. Reservorio y transmisión

1.6. Medidas de prevención y control

1.7. Bibliografía

AUTORAS:

- **Ramírez Fernández, Rosa** ⁽¹⁾
- **Robustillo Rodela, Ana y Sainz de los Terreros Soler, Lourdes** ⁽²⁾

⁽¹⁾ Servicio de Epidemiología. Dirección General de Salud Pública y Alimentación. Consejería de Sanidad y Consumo.

⁽²⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Ramón y Cajal.

1.1. INTRODUCCIÓN

La infección nosocomial, definida como aquella que se desarrolla durante la hospitalización del paciente y que no estaba presente ni en periodo de incubación en el momento del ingreso, continua siendo en la actualidad un problema relevante en los hospitales españoles. Ello es debido, entre otros factores, a la mayor frecuencia de pacientes con compromiso inmunitario, a la aparición de microorganismos resistentes, al aumento en la complejidad de las intervenciones realizadas y a la realización de procedimientos invasivos. Las infecciones contraídas en el hospital están entre las principales causas de mortalidad y de aumento de morbilidad en pacientes hospitalizados y suponen una pesada carga para el paciente y para el sistema de salud.

Una encuesta de prevalencia realizada bajo los auspicios de la Organización Mundial de la Salud (OMS) en 55 hospitales de 14 países representativos de 4 Regiones de la OMS (Europa, el Mediterráneo Oriental, el Asia Sudoriental y el Pacífico Occidental) mostró que el 8,7% de los pacientes hospitalizados presentaba infecciones nosocomiales. En los Estados Unidos, las tasas de infección se han mantenido estables en los últimos años afectando a 5 ó 6 pacientes por cada 100 ingresados. El Estudio de Prevalencia de Infecciones Nosocomiales en España (EPINE) se inició en 1990 y ha servido a lo largo de los años para la obtención de valores de frecuencia de las infecciones en los hospitales españoles. Según los datos del EPINE, la prevalencia de infecciones nosocomiales ha ido descendiendo desde el 9,9% en 1990 hasta el 8,1% en 2005. Actualmente la prevalencia de infectados en España se halla situada alrededor del 8%, cifra que es muy aceptable en el ámbito de los estudios de prevalencia realizados en los hospitales europeos. En la Comunidad de Madrid, la prevalencia de infecciones nosocomiales en el año 2005 fue de 8,1% y de enfermos infectados de 7,1%.

1.2. FACTORES INFLUYENTES EN LA MANIFESTACIÓN DE LAS INFECCIONES NOSOCOMIALES

1.2.1. EL AGENTE MICROBIANO

La posibilidad de exposición conducente a infección depende, en parte, de las características de los microorganismos, incluida la resistencia a los antimicrobianos, la virulencia intrínseca, la infectividad y la cantidad de material infeccioso (inóculo). Las propiedades intrínsecas de los microorganismos son determinantes para su supervivencia en el ambiente: la facilidad para resistir el efecto del calor, la sequedad, la luz ultravioleta, los agentes químicos, incluidos los antimicrobianos, así como la facilidad para multiplicarse o superar el sistema defensivo inmunológico del huésped. Bacterias, hongos y ciertos virus han sido agentes reconocidos como causas de infección nosocomial. Hoy en día, casi todas las infecciones nosocomiales son causadas por microorganismos comunes en la población general, que al afectar a pacientes hospitalizados originan enfermedad más severa (*Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus coagulasa* negativos, *Enterococcus sp.* y bacilos Gram negativos).



1.2.2. VULNERABILIDAD DE LOS PACIENTES

Los factores del huésped implicados en el desarrollo y gravedad de la infección nosocomial pueden categorizarse como extrínsecos e intrínsecos. Entre los factores extrínsecos, los procedimientos médicos o quirúrgicos invasivos, la duración de la terapia antimicrobiana y de la hospitalización y el personal sanitario son importantes en la transmisión de la infección. Los factores del huésped implicados en el desarrollo y severidad de la infección nosocomial incluyen la edad, el estado nutricional, las enfermedades subyacentes y el estado de inmunidad. Así, son factores que disminuyen la resistencia a la infección: la infancia y la vejez, las enfermedades crónicas, como tumores malignos, leucemia, diabetes mellitus, insuficiencia renal o síndrome de inmunodeficiencia adquirida; los agentes inmunosupresores incluyendo esteroides, quimioterapia, radioterapia, y la malnutrición.

1.2.3. FACTORES AMBIENTALES

Los pacientes hospitalizados que tienen infección o son portadores de microorganismos patógenos son focos potenciales de infección para los demás pacientes y para el personal sanitario. El reservorio que permite que el agente permanezca viable hasta el contacto con el huésped puede ser el trabajador sanitario o el ambiente como ha quedado demostrado en la transmisión por *Pseudomonas aeruginosa* o *Legionella sp.* en los sistemas de aire acondicionado. El traslado frecuente de pacientes de una unidad a otra y la concentración de enfermos muy vulnerables a una infección en una sala, por ejemplo, recién nacidos, pacientes en unidades de quemados o en cuidados intensivos, contribuyen a la transmisión de infecciones nosocomiales. Tras la transmisión de un microorganismo a un huésped susceptible, el agente puede multiplicarse y colonizar las superficies o mucosas sin desarrollar infección, pero los pacientes colonizados sí pueden ser reservorio y fuente de transmisión a otros pacientes.

1.2.4. RESISTENCIA BACTERIANA

El uso generalizado de antimicrobianos para tratamiento o profilaxis, incluso de aplicación tópica, es el principal factor determinante de resistencia. Con la mayor intensificación del uso de un agente antimicrobiano, aparecen bacterias resistentes a ese antimicrobiano, que pueden propagarse en el centro sanitario. El incremento del número de microorganismos Gram positivos resistentes a antimicrobianos queda claramente reflejado en la tendencia ascendente del porcentaje de *Staphylococcus aureus* meticilina-resistente (SAMR) en nuestros hospitales siendo su prevalencia en 1990 de 0,4%, y en 2005 de 4,6%, según datos del EPINE. De igual forma, muchos microorganismos Gram negativos han desarrollado resistencia antimicrobiana, especialmente *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Enterobacter spp.*



1.3. LOCALIZACIÓN DE LA INFECCIÓN

En los hospitales generales típicos, la localización más frecuente de infección nosocomial según datos del EPINE 2005 es la respiratoria, seguida de las quirúrgicas, las urinarias y las bacteriemias. De hecho, estos datos reflejan el lógico impacto de los factores de riesgo extrínsecos, que son aquellos a los que se ven sometidos los enfermos como consecuencia de las maniobras diagnósticas y terapéuticas durante su ingreso en el hospital.

1.3.1. INFECCIÓN DE VÍAS URINARIAS

Incluyen las infecciones sintomáticas y el resto de infecciones urinarias. En general se diagnostica la infección urinaria sintomática si el paciente presenta algún síntoma (fiebre, micción imperiosa, polaquiuria, disuria o dolor a la palpación en zona suprapúbica) y urocultivo con aislamiento de ≥ 100.000 ufc/ml de uno o dos microorganismos. Suponen el 20,8% de todas las infecciones nosocomiales según los últimos datos del EPINE. La prevalencia en España en el año 2005 fue 1,7%.

1.3.2. INFECCIÓN DE HERIDA QUIRÚRGICA

Son aquellas que se producen en los 30 días siguientes a la intervención, o en el año siguiente si hubo implantes. Los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) clasifican las infecciones de herida quirúrgica entre infecciones incisionales y de órgano-espacio. A su vez, las incisionales se subdividen en 2 tipos: superficial, si sólo afecta a piel y tejido celular subcutáneo, y profunda si afectan a los tejidos blandos profundos de la incisión. Las infecciones de órgano-espacio afectan a cualquier parte de la anatomía diferente de la incisión en la piel, la fascia o las capas musculares que se abren o manipulan en el acto quirúrgico

Los factores de riesgo asociados a la infección de herida quirúrgica provienen por una parte, del propio paciente, como la presencia de diabetes, tabaquismo, tratamiento con esteroides, estados de malnutrición, obesidad, coexistencia de infecciones o colonización por microorganismos e inmunodepresión, o bien, de la propia intervención: duración, preparación prequirúrgica de la piel, profilaxis antimicrobiana y grado de contaminación de la cirugía, entre otros.

En los últimos datos aportados por el EPINE las infecciones de herida quirúrgica suponen un 21,3% de todas las infecciones nosocomiales, con una prevalencia del 1,7%. Los resultados de incidencia publicados por la red de vigilancia en la que participan unos 50 hospitales españoles y que utilizan el programa INCLIMEC arrojan una cifra de 4,93 infectados por cada 100 intervenidos en el periodo 1997-2004 (<http://www.indicadoresclinicos.com>).

1.3.3. INFECCIONES RESPIRATORIAS

Son un problema importante en los pacientes hospitalizados ocupando el primer lugar en frecuencia entre las infecciones nosocomiales (21,7%).

Dentro de éstas, la neumonía se ha convertido en causa frecuente de morbilidad y mortalidad hospitalaria. Los últimos datos del EPINE nos aportan una prevalencia de neumonía hospitalaria del 1,7%.

La definición de neumonía se basa en la combinación de distintos signos clínicos, radiológicos y de laboratorio. Los niños, los mayores de 65 años, los inmunodeprimidos, la patología pulmonar de base y sobre todo la respiración asistida son factores que determinan un mayor riesgo de adquirir una neumonía nosocomial.

1.3.4. BACTERIEMIA NOSOCOMIAL

El conjunto de bacteriemias nosocomiales suponen el 15,9% de todas las infecciones nosocomiales. Uno de los grupos más importantes de la bacteriemia nosocomial, por su frecuencia, son las bacteriemias primarias, que incluyen las relacionadas con los catéteres intravasculares centrales y aquellas que no tienen un foco conocido. Los principales factores de riesgo de la bacteriemia asociada a catéter son la duración de la cateterización, el grado de asepsia en el momento de la inserción y el cuidado continuo del catéter.

1.3.5. OTRAS INFECCIONES NOSOCOMIALES

Existen muchas otras localizaciones de infección nosocomial: infecciones de la piel y de los tejidos blandos, gastroenteritis (infección nosocomial más común en los niños, cuyo principal agente patógeno es el rotavirus y *Clostridium difficile* en adultos en los países desarrollados); infecciones osteoarticulares, del sistema nervioso central, del sistema cardiovascular, infección ocular, de oído, nariz, faringe o boca, del aparato genital, etc.



1.4. MICROORGANISMOS

Para todas las infecciones nosocomiales los microorganismos más frecuentes son *Escherichia coli* (16,3%), *Pseudomonas aeruginosa* (10%) y *Staphylococcus aureus* (6,4%), según los resultados del EPINE 2005. *Escherichia coli* se ha aislado en el 34,2% y en el 56,4% de las infecciones urinarias nosocomiales y comunitarias, respectivamente. En las infecciones de herida quirúrgica *Escherichia coli* ha sido el microorganismo que más se ha asociado a dichas infecciones (19%). *Pseudomonas aeruginosa* ha originado el 17,1% de las infecciones respiratorias hospitalarias y se ha aislado en el 12,5% de infecciones respiratorias comunitarias, y *Staphylococcus epidermidis* ha originado el 16,7% de todas las bacteriemias nosocomiales.

Además de estos microorganismos más relevantes, también están implicadas otras bacterias, como *Legionella spp.*, que puede causar neumonía (esporádica o endémica) por medio de inhalación de aerosoles que contienen agua contaminada, o virus como los de la hepatitis B o C, virus sincitial respiratorio (VSR), rotavirus y enterovirus, transmitidos por contacto de la mano con la boca y por vía fecal-oral. Mención especial merecen los hongos como *Candida spp.* y *Aspergillus fumigatus*, que son una causa importante de infecciones nosocomiales graves principalmente en pacientes inmunosuprimidos.

1.5. RESERVORIO Y TRANSMISIÓN

Los microorganismos causantes de infección nosocomial pueden proceder de distintas fuentes de infección:

1. La microbiota permanente o transitoria del paciente (infección endógena). Causa infección por transmisión a otros lugares del organismo (vías urinarias), daño a los tejidos (heridas) o por tratamiento inapropiado con antibióticos que permite la proliferación excesiva de *Clostridium difficile* o levaduras.
2. La microbiota de otro paciente o miembro del personal (infección por transmisión cruzada exógena). Las bacterias se transmiten de un paciente a otro por medio de contacto directo entre pacientes, por el aire o a través del personal contaminado durante la atención del paciente.
3. La microbiota del ambiente hospitalario (infecciones ambientales exógenas endémicas o epidémicas). Varios tipos de microorganismos sobreviven en el ambiente del hospital: en agua, en zonas húmedas (*Pseudomonas spp.*, *Acinetobacter spp.*, *Mycobacterium spp.*), en artículos como ropa de cama, equipo y suministros, en los alimentos, en el polvo fino y los núcleos de gotitas generados al toser o al hablar.

1.6. MEDIDAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL

Actualmente las medidas de prevención y control de las infecciones nosocomiales se dirigen a los tres eslabones de la cadena de transmisión.

- Modificar el reservorio ambiental: control de alimentos, manejo adecuado de aguas y basuras, mantenimiento estricto de las medidas de asepsia o eliminación del agente en los nichos ambientales (superficies de trabajos, reservorios húmedos en ventilación mecánica...) mediante procedimientos químicos o físicos.
- Interrumpir la transmisión. Las mejores aportaciones han sido los cambios en el comportamiento de la higiene personal, específicamente en la higiene de manos entre tareas, en la preparación de comidas, y en el cuidado de enfermos. En el control de las infecciones hospitalarias también es muy importante el uso adecuado de barreras, incluyendo la utilización de guantes, gorros y protección ocular, como también el uso de mascarillas de alta eficacia para prevenir la transmisión respiratoria. Aún así, la medida más importante y de mayor valor para la prevención y control de infecciones nosocomiales sigue siendo la higiene de manos rutinaria antes, y después de cada contacto con cada paciente. Un método comúnmente utilizado para interrumpir la transmisión de patógenos en instituciones sanitarias es el aislamiento de pacientes que están colonizados o infectados por un patógeno concreto.
- Proteger al huésped. la inmunización, tanto activa como pasiva, es el método más efectivo de protección individual y comunitaria frente a enfermedades epidémicas. La preparación prequirúrgica y la utilización de una única dosis o tratamientos cortos de antibióticos preoperatorio para reducir la probabilidad de infección se han convertido en una actuación estandarizada de la práctica quirúrgica.

En el año 1981, Eickoff elaboró una clasificación de actividades de control de la infección según los niveles de efectividad, que sigue vigente en la actualidad:

1.6.1. NIVEL DE EFICACIA PROBADA (DEMOSTRADA)

- Esterilización, desinfección.
- Higiene de las manos del personal sanitario.
- Utilización de sondajes urinarios cerrados.
- Cuidados del catéter intravenoso.
- Utilización de técnicas que eviten tocar las heridas en las curas de heridas.
- Profilaxis y/o tratamiento perioperatoria en intervenciones quirúrgicas limpia-contaminadas o contaminadas.
- Vigilancia de los equipos de terapia respiratoria.



1.6.2. NIVEL DE EFICACIA RAZONABLE (SUGERIDO POR LA EXPERIENCIA O POR INFERENCIA)

- Técnicas de aislamiento.
- Educación sanitaria, información y motivación del personal.

1.6.3. NIVEL DE EFICACIA DUDOSA O DESCONOCIDA

- Uso de la luz ultravioleta.
- Desinfección de suelos, paredes y lavabos.
- Nebulizaciones.
- Flujo de aire laminar.
- Profilaxis preoperatoria en intervenciones limpias.
- Muestreo bacteriológico medio ambiental.
- Uso de filtros terminales en los sistemas de perfusión endovenosa.

1.7. BIBLIOGRAFÍA

1. Emor TG, Gaynes R. An Overview of Nosocomial Infections, Including the Role of the Microbiology Laboratory. *Clin. Microbiol. Rev.* 1993;6: 428-442.
2. Weinstein R. Nosocomial Infection Update. *Emerging Infectious Diseases.* 1998;4:416-420
3. Eriksen HM, Iversen BG, Aavitsland P. Prevalence of nosocomial infections and use of antibiotics in long-term care facilities in Norway, 2002 and 2003. *J. Hosp. Infection* 2004;57:316-320
4. WHO/CDS/CSR/EPH/2002.12. Prevención de las infecciones nosocomiales: guía práctica. Disponible en: www.who.int/csr/resources/publications/drugresist/PISpanish3.pdf
5. Grupo de trabajo EPINE, Vaqué J y colaboradores. Estudio de Prevalencia de las Infecciones Nosocomiales en los hospitales españoles. Sociedad Española de Medicina Preventiva, Salud Pública e Higiene. 2005.
6. Horan TC, Gaynes RP. Surveillance of nosocomial infections. In *Epidemiology and Infection control.* 3rd ed. Mayhall CG, editor. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2004: 1659-1702.
7. Lennox X, Archibald Walter J, Hierholzer JR. Principles of infectious diseases epidemiology. In *Epidemiology and Infection control.* 3rd ed. Mayhall CG, editor. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2004:3-17
8. Harstein AI, Sebastian TJ, Strausbaugh LJ. Methicillin-resistant staphylococcus aureus. In *Epidemiology and Infection control.* 3rd ed. Mayhall CG, editor. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2004: 471-494.
9. Monge V, Díaz Agero C, Sainz de los Terreros L, Saa CM, Dacosta D. And the Quality control Indicator Working Group Madrid, Spain. Results of the Spanish national nosocomial infection surveillance network (VICONOS) for surgery patients from January 1997 through December 2003. *Am J Infect Control* 2006; 34(3):136-141.
10. Eickhoff T. Eickhoff describes methods for evaluating infection control programs. *Hosp Infect Control* 1981;8(5):57-9.



2. Vigilancia de la Infección Nosocomial



2.1. Introducción

2.2. Objetivos de la vigilancia de la infección nosocomial

2.3. Métodos para la vigilancia de la infección nosocomial

2.3.1. Estudios de prevalencia

2.3.2. Estudios de incidencia

2.4. Bibliografía

AUTORAS:

- **Ramírez Fernández, Rosa** ⁽¹⁾
- **Robustillo Rodela, Ana y Sainz de los Terreros Soler, Lourdes** ⁽²⁾

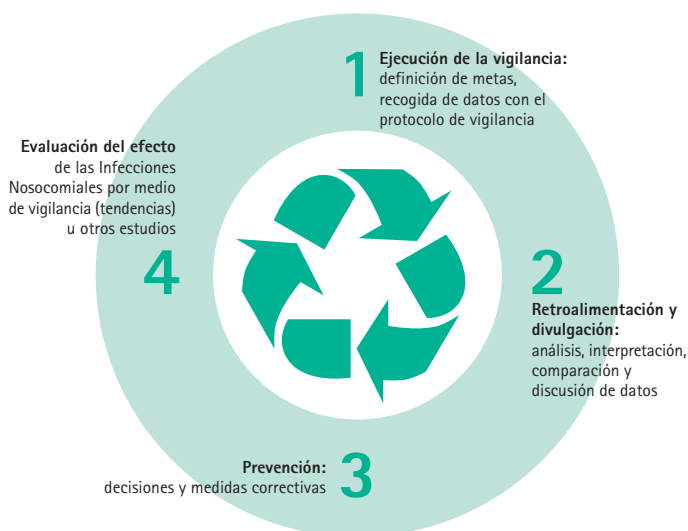
⁽¹⁾ Servicio de Epidemiología. Dirección General de Salud Pública y Alimentación. Consejería de Sanidad y Consumo.

⁽²⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Ramón y Cajal.

2.1. INTRODUCCIÓN

La vigilancia epidemiológica de las infecciones nosocomiales se puede definir como el proceso de recogida, análisis e interpretación de datos y la distribución de la información resultante a los servicios asistenciales y a los profesionales que lo precisen para su labor, dirigida a establecer intervenciones con fines preventivos, y finalmente evaluar el impacto de esas intervenciones. Ver *figura 1*.

FIGURA 1 "LA VIGILANCIA ES UN PROCESO CIRCULAR"



A partir de los resultados del estudio SENIC (*Study of the Efficacy of Nosocomial Infection Control*) existe una base científica fundamentada que indica que la vigilancia es un método eficaz para la prevención de las infecciones nosocomiales. Este estudio demostró que, en los hospitales adheridos a dicho programa, la vigilancia de la infección nosocomial se asoció a un descenso de las tasas de infección hospitalaria, descenso de mayor magnitud cuanto más exhaustivas fueron las actividades desarrolladas por el hospital.

Teniendo en cuenta la eficacia de la vigilancia epidemiológica de la infección nosocomial, la Consejería de Sanidad y Consumo, recientemente ha publicado la Orden 1087/2006 por la que se crea el Sistema de Prevención y Vigilancia en materia de Infecciones Hospitalarias la Comunidad de Madrid. Este instrumento, a través del cual se organiza y coordina la vigilancia y el control de la infección nosocomial de todos los hospitales de la Comunidad, permite promover las medidas preventivas y líneas de actuación necesarias para evitar la infección de las personas hospitalizadas.

2.2. OBJETIVOS DE LA VIGILANCIA DE INFECCIÓN NOSOCOMIAL

El objetivo principal de la vigilancia epidemiológica de infección nosocomial es la obtención de información útil para facilitar decisiones sobre el control de las infecciones. El propósito final es utilizar esta información para reducir las tasas de infección.

Los objetivos específicos de los programas de vigilancia de la infección nosocomial son:

1. Establecer la frecuencia de las infecciones nosocomiales, detectar cambios en los patrones, identificar los microorganismos implicados y conocer los factores de riesgo de infección.
2. Definir la susceptibilidad frente a los antibióticos de los distintos microorganismos aislados en las infecciones.
3. Detectar a tiempo real, debido a una incidencia inusual o a un cambio en la tasa esperada, la posible presencia de un brote epidémico o la presencia de microorganismos especialmente problemáticos.
4. Determinar la necesidad de adoptar medidas preventivas y de control para controlar un brote o posible brote, y evaluar los efectos de las acciones y medidas de control.
5. Reducir al mínimo posible la frecuencia de las infecciones nosocomiales e identificar pacientes de alto riesgo de manera que puedan introducirse medidas selectivas, y asegurar que las acciones de prevención y control se aplican adecuadamente y de manera coste efectiva.
6. Estandarizar la información para permitir la comparación con otros centros.
7. Evaluar la calidad asistencial, puesto que los resultados de los programas de vigilancia de la infección nosocomial constituyen indicadores fiables del proceso y resultados de la estructura, organización y actividad del centro, y permitir establecer programas de mejora continua de la calidad.
8. Evaluar el coste económico de la infección y utilizarlo como instrumento para la gestión y planificación sanitaria

A partir de la información facilitada por la vigilancia, los hospitales han de poseer una línea continuada de acción contra las infecciones, que se basa en la aplicación de un amplio conjunto de medidas cuyo objetivo es el mantenimiento y mejora continuada de la calidad técnica y seguridad en todos los actos asistenciales. Las medidas pueden ser de dos tipos: programas de prevención y acciones de control. Las primeras englo-



ban las actividades de programación y protocolización. Las segundas consisten en la ejecución y mantenimiento de los programas preventivos.

2.3. MÉTODOS PARA LA VIGILANCIA DE LA INFECCIÓN NOSOCOMIAL

La vigilancia pasiva tiene poca sensibilidad, por lo tanto, se recomienda alguna forma de vigilancia activa de las infecciones, estudios de prevalencia o de incidencia. *Tabla 1.*

TABLA 1. PUNTOS CLAVE EN EL PROCESO DE VIGILANCIA DE LA INFECCIÓN NOSOCOMIAL

- Vigilancia activa: estudios de prevalencia e incidencia.
- Vigilancia localizada (orientada hacia un sitio, una unidad, una prioridad).
- Investigadores debidamente entrenados.
- Metodología normalizada.
- Tasas ajustadas según el riesgo para fines de comparación

2.3.1. ESTUDIOS DE PREVALENCIA

Los estudios de prevalencia permiten la identificación de las infecciones de los pacientes hospitalizados en un momento dado (prevalencia puntual), en todo el hospital o en determinadas unidades. Típicamente, un equipo de investigadores capacitados visita a cada paciente del hospital en un solo día, revisa la historia clínica, entrevista al personal clínico para identificar a los pacientes infectados y recoge datos sobre los factores de riesgo.

El criterio de valoración es una tasa de prevalencia. En las tasas de prevalencia influyen la duración de la estancia del paciente y la duración de las infecciones. Otro problema consiste en determinar si una infección está todavía activa el día del estudio. En los centros pequeños o los de larga estancia los resultados de prevalencia presentan una gran variabilidad entre estudios. En los hospitales o unidades pequeñas, el número de pacientes puede ser muy limitado para obtener tasas fiables o permitir comparaciones con significación estadística.

Un estudio de prevalencia es sencillo, rápido y relativamente barato. En España, debido al desarrollo e implantación sostenida del estudio EPINE (Estudio de Prevalencia de Infecciones Nosocomiales en España) existe una amplia experiencia sobre este tipo

de estudios. La mayoría de hospitales públicos españoles poseen, gracias al estudio EPINE, resultados de la evolución de su prevalencia de infección nosocomial en el período 1990-2005.

En el informe sobre infección hospitalaria del Ministerio de Sanidad y Consumo, de 1994, se recomendó a todos los hospitales la realización de al menos un estudio de prevalencia al año, como actividad mínima e indispensable de vigilancia de las infecciones nosocomiales. En la actualidad, la vigilancia mínima no puede ya establecerse en términos similares.

2.3.2. ESTUDIOS DE INCIDENCIA

Los estudios de incidencia son el método considerando como de referencia y frente al cual se comparan otros sistemas. Se les considera teóricamente dotados con una sensibilidad y especificidad del 100%. La identificación prospectiva de nuevas infecciones (vigilancia de la incidencia) exige observación de todos los pacientes dentro de una población definida en un período determinado. Esta vigilancia exige más intensidad de trabajo que una encuesta de prevalencia, lleva más tiempo y es más costosa. Por lo tanto, suele realizarse sólo en determinadas unidades de alto riesgo en forma permanente, como en unidades de cuidados intensivos o por un período limitado y concentrándose en ciertas infecciones y especialidades, por ejemplo, 3 meses en cirugía.

Esta clase de vigilancia proporciona las tasas de ataque, la razón de infecciones y las tasas de incidencia. Es más eficaz para detectar las diferencias en las tasas de incidencia de infección, seguir las tendencias, vincular las infecciones con los factores de riesgo y hacer comparaciones entre hospitales y unidades.

Actualmente el prototipo de estudio de incidencia es el *NNIS (National Nosocomial Infections Surveillance System)*, desarrollado en los Estados Unidos y promovido por los CDC (Centers for Disease control and Prevention) a principios de los años 70, en el que los hospitales participan voluntariamente y aportan a la agencia estatal los datos de incidencia de infecciones nosocomiales. El NNIS utiliza protocolos de recogida de datos estandarizados y establece criterios clínicos y de laboratorio para definir los distintos tipos y localizaciones de infecciones nosocomiales. Los resultados del NNIS permiten conocer la evolución de las infección nosocomial en los hospitales de Estados Unidos, y los hospitales pueden contrastar sus resultados con los globales del país en publicaciones periódicas (http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/nnis_pubs.html). Este estudio ha aportado novedades importantes a la epidemiología nosocomial, como la utilización de la densidad de incidencia en los indicadores de infección nosocomial y el índice de riesgo NNIS para la estratificación de las infecciones quirúrgicas.

En Canadá el programa de vigilancia, prevención y control de la infección nosocomial aplica principios epidemiológicos y métodos estadísticos, incluyendo estratificación

por índice de riesgo para identificar pacientes más susceptibles, analizar las tendencias y factores de riesgo y diseñar y evaluar estrategias de prevención y control.

Australia creó su propio Sistema de Vigilancia de la Infección Nosocomial, el VICNISS, basándose en la metodología del NNIS Estadounidense. Según ha ido evolucionando el VICNISS se ha adaptado a las necesidades locales, e incluye nuevas innovaciones, especialmente para los hospitales más pequeños, que no forman parte del sistema NNIS. El VICNISS publica de forma periódica sus tasas de infección nosocomial en un informe en su página web (<http://www.vicniss.org.au/index.htm>) de forma que los hospitales y los Servicios de Salud puedan diseñar e implementar sus estrategias para reducir el riesgo de adquirir infecciones nosocomiales.

A nivel Europeo el proyecto HELICS (*Hospitals in Europe Link for Infection Control through Surveillance*) propone una estrategia global para la implantación de un Programa de vigilancia de la infección nosocomial asociando vigilancia, control, formación e investigación y cuyo objetivo es la homogenización de las redes nacionales y regionales ya existentes y la solución de problemas técnicos produciendo datos epidemiológicos y otra información relevante para estas infecciones (<http://helics.univ-lyon1.fr/helics-home.htm>). Desde hace 1 año, el programa ENVIN, un programa de vigilancia de la infección nosocomial específico para las unidades de cuidados intensivos, se ha transformado en ENVIN-HELICS, adaptándose a la metodología europea como se recomienda en el programa europeo. El sistema de vigilancia ENVIN-HELICS continúa progresando y adaptándose a las nuevas posibilidades tecnológicas. En el año 2005 se incluyó la base de datos en una web, de manera que se han podido introducir los resultados en una base única con acceso a todos aquellos que aportan la casuística de sus unidades, pudiendo disponer de los datos propios y de los generales, garantizando la privacidad.

Paralelamente en el Reino Unido el Servicio de Salud Pública y el Departamento de Salud creó el Servicio de Vigilancia de la Infección de Herida Quirúrgica (*Surgical Site Infection Surveillance Service (SSISS)*) que depende de la Health Protection Agency (www.hpa.org.uk/infections/topics_az/surgical_site_infection/SSIPubs.htm). A pesar de que la participación en el programa tradicionalmente ha sido voluntaria el número de hospitales participantes se ha ido incrementando con los años, y desde 2004 la vigilancia de la infección de herida quirúrgica es obligatoria en los Servicios de Traumatología y Cirugía Ortopédica, donde se espera que se realice vigilancia durante un mínimo de tres meses en al menos un procedimiento quirúrgico.

Muchos hospitales han seguido la misma metodología que el CDC, utilizando sus definiciones de infección nosocomial y elaborando sus propios sistemas de vigilancia y publicando sus resultados individual o colectivamente. En Alemania se inició, en 1997, un sistema de vigilancia de la Infección Nosocomial Nacional conocido como KISS, acrónimo de *Krankenhaus (=Hospital) - Infektions - Surveillance - System* (<http://www.nrz-hygiene.de/english.htm>). Los hospitales participantes lo hacen de forma voluntaria, regularmente reciben sus datos estratificados por índice de riesgo NNIS

para así poder comparar sus resultados con los datos Nacionales y con el resto de hospitales pertenecientes a la Red.

En España el grupo de hospitales que colectivamente utiliza el programa INCLIMEC (Indicadores Clínicos de Mejora Continua de Calidad) también se ha adaptado a la metodología utilizada por el NNIS, utilizando protocolos de recogida de datos estandarizados, las definiciones de las distintas localizaciones de infección nosocomial propuestas por el CDC y estratificando por índice de riesgo NNIS sus tasas de infección, que permite mayor comparabilidad de los centros, un análisis más profundo de las infecciones, incluyendo el estudio de factores de riesgo lo que permitirá establecer medidas profilácticas más adecuadas. Una aportación de este Sistema de Vigilancia de la infección nosocomial es que permite a cada hospital participante generar de forma autónoma sus propios informes, periódica o puntualmente, para la gestión y análisis individualizada de sus datos. Además han incorporado indicadores de mejora continua de calidad, gráficos de control e indicadores de comparación que permiten conocer cual es la posición con respecto a los demás participantes en el mismo programa o bien a nivel nacional, autonómico e internacional (<http://www.indicadoresclinicos.com/definitiva/>).

2.4. BIBLIOGRAFÍA

1. Lee TB et al. Recommended practices for surveillance. *Am J Infect Control*, 1998, 26:277-288.
2. Haley RW, Quade D, Freeman HE, Bennett JV. The SENIC Project. Study on the efficacy of nosocomial infection control (SENIC Project) summary of a Study design. *Am J Infect Control* 1980; 11(5): 472-85
3. Haley RW, Culver DH, White JW, Meade Morgan W, Emori TG, Munn VP, Hooton TM. The efficacy of infection surveillance and control programs in preventing nosocomial infections in US hospitals. *Am J Epidemiol* 1985; 121:182-205
4. Organización Mundial de la Salud (OMS). Prevención de las infecciones nosocomiales: guía práctica. 2002. (Fecha de consulta 18 de septiembre de 2006). Disponible en: www.who.int/csr/resources/publications/drugresist/PISpanish3.pdf
5. Informe de la sociedad española de medicina preventiva, salud pública e higiene (SEMPSPH) Vigilancia, prevención y control de las infecciones nosocomiales en los hospitales españoles. Situación actual y perspectivas. Madrid: SEMPSPH
6. Emori TG, Culver DH, Horan TC, Jarvis WR, White JW, Olson DR, Banerjee S, Edwards JR, Martone WJ, Gaynes RP, Hughes JM. National nosocomial infections surveillance system (NNIS): description of surveillance methods. *Am J Infect Control* 1991; 19: 19-35.



7. Horan TC, Gaynes. Surveillance of Nosocomial Infections. In: Epidemiology and Infection Control. 3rd ed. Mayhall cg, editor. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2004: 1659-1702.
8. Horan-Murphy E, Barnard B, Chenoweth C, Friedman C, Hazuka B, Foster M et al. APIC/CHICA- Canada Infection control and epidemiology: Professional and practice standards. Am J Infect Control 1999; 27: 47-51.
9. R Mertens, MJM van den Berg, J Fabry, OB Jepsen. HELICS: un proyecto europeo para la estandarización de la vigilancia de infecciones adquiridas en hospitales, 1994-1995. Euro Surveill 1996;1(4):28-30
10. Monge Jodra V, Díaz-Agero Pérez C, Sainz de los Terreros Soler L, Saa Requejo CM, Dacosta Ballesteros et al. Results of the Spanish nosocomial infection surveillance network (Viconos) for surgery patients from January 1997 through December 2003. Am J Infect Control 2006; 34(3): 134-141.
11. Health Protection Agency. *Mandatory surveillance of surgical site infection in orthopaedic surgery: April 2004 to March 2005*. London: Health Protection Agency, October 2005.
12. Pottinger JM, Hearwaldt LA, Peri TM. Basics of surveillance-An overview. Infection Control and hospital epidemiology 1997; 18 (7): 513-527.
13. ORDEN 1087/2006, de 25 de Mayo, de la Consejería de Sanidad y Consumo, por la que se crea el Sistema de Prevención y Vigilancia en materia de Infecciones Hospitalarias de la Comunidad de Madrid. BOCM N° 13, 6/6/2006.



3. Medidas de higiene generales



- 3.1. Precauciones estándar
- 3.2. Higiene de manos
- 3.3. Limpieza general del hospital
- 3.4. Lavado de ropa hospitalaria
- 3.5. Antisépticos y desinfectantes
- 3.6. Desinsectación y desratización
- 3.7. Higiene de otras zonas de riesgo:
laboratorio – animalario

3.1. Precauciones estándar

- 3.1.1. Vacunación frente a Hepatitis B
- 3.1.2. Normas de higiene personal
- 3.1.3. Elementos de protección de barrera
- 3.1.4. Bibliografía

AUTORA:

- Martínez Mondéjar, Belén ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Severo Ochoa.

En las recomendaciones para prevenir la transmisión de la infección nosocomial se establecen dos niveles de precauciones:

- A) **Precauciones estándar.** Diseñadas para el cuidado de todos los pacientes hospitalarios, independientemente de su diagnóstico o presunto estado de infección.
- B) **Precauciones basadas en la transmisión.** Diseñadas para pacientes en los que se sospecha o está documentada la infección o colonización con patógenos epidemiológicamente importantes o altamente transmisibles, para los cuales se necesitan precauciones añadidas a las estándar para interrumpir la transmisión.

En este apartado sólo se desarrollan las precauciones estándar. Dichas precauciones se basan en medidas sencillas, de fácil aprendizaje y manejo, cuya puesta en práctica va a contribuir a la disminución de la aparición de infecciones hospitalarias. Todo el personal sanitario deberá utilizar de manera rutinaria estas precauciones destinadas a prevenir la exposición a sangre y a líquidos orgánicos.

Las precauciones estándar:

1. Están diseñadas para aplicarlas en la atención y cuidado de todos los pacientes independientemente de su diagnóstico o presunto estado de infección.
2. Se deben aplicar a:
 - Sangre.
 - Todos los fluidos corporales, secreciones y excreciones (excepto el sudor), independientemente de si contienen o no sangre visible: secreciones vaginales, líquido amniótico, leche materna, semen, líquido cefalorraquídeo, líquido sinovial, líquido peritoneal, líquido pleural, líquido pericárdico y exudados.
 - Piel no intacta.
 - Membranas mucosas.
3. Sus objetivos son:
 - Prevenir la transmisión de patógenos hemáticos y la transmisión por fluidos corporales, independientemente de que su origen sea conocido o no.
 - Prevenir la transmisión de otros patógenos en el hospital.



4. Las medidas que constituyen las precauciones estándar son:
 - La vacunación frente a la Hepatitis B del personal sanitario.
 - Normas de higiene personal.
 - El uso de elementos de protección de barrera.
 - El cuidado con los objetos cortantes.
 - La esterilización y desinfección correcta de instrumentos y superficies, aplicados en la atención a todos los pacientes.

3.1.1. VACUNACIÓN FRENTE A HEPATITIS B

Todo el personal que desarrolla su labor en el medio sanitario, que tenga contacto directo o indirecto con sangre u otros fluidos de los pacientes, debe vacunarse frente a la Hepatitis B. Ver capítulo 10.3.

3.1.2. NORMAS DE HIGIENE PERSONAL

- La más importante de las medidas para el control de las infecciones en el medio sanitario es la higiene de manos, antes, durante y después de atender a cada paciente, aunque se hayan utilizado guantes, cuando las manos se hayan manchado con materiales potencialmente contaminados, y si se han manchado con sangre o líquidos orgánicos.
- La higiene de manos también se ha de recomendar a los familiares de los pacientes antes de entrar y al salir de las habitaciones.
- Antes de iniciar la jornada laboral, los cortes y heridas siempre se deben cubrir con apósitos impermeables, y las lesiones cutáneas de las manos se cubrirán con guantes. De igual forma se retirarán anillos y joyas.

3.1.3. ELEMENTOS DE PROTECCIÓN DE BARRERA

Los principales elementos de protección de barrera para prevenir la exposición a sangre, fluidos corporales que contengan sangre y otros fluidos (líquido cefalorraquídeo, pleural, sinovial, amniótico, peritoneal y pericárdico, semen, secreciones vaginales y leche materna) son: guantes, mascarillas, protectores oculares y batas.

El tipo de barrera protectora a utilizar debe ser adecuado al procedimiento que se va a realizar.



A) GANTES

- El hecho de utilizar guantes no reemplaza la necesidad de la higiene de manos, porque los guantes pueden tener defectos pequeños o inaparentes, o incluso pueden producirse durante el uso; de esta forma, las manos quedarían contaminadas al quitárselos. El error de no cambiarse los guantes entre contactos con pacientes es un riesgo para el control de la infección.
- Los guantes constituyen la protección de barrera más importante. A pesar de no evitar los pinchazos con objetos tienen un efecto protector, ya que se ha demostrado que recibir un pinchazo a través de unos guantes de látex se reduce el volumen de sangre transferido en, por lo menos, un 50%. Hecho fundamental, ya que el riesgo de infección depende en gran medida de la cantidad de virus inoculada.
- Los guantes son obligatorios siempre que el trabajador sanitario presente cortes, heridas o lesiones cutáneas. No es necesaria su utilización si se va a establecer contacto con piel intacta del paciente.
- Se deben utilizar guantes en las siguientes circunstancias:
 - Al manejar sangre, fluidos corporales contaminados con sangre, tejidos o los fluidos ya señalados.
 - Al manejar objetos, materiales o superficies contaminados con sangre o con los fluidos corporales anteriormente mencionados.
 - Al realizar procedimientos invasivos.
- Los guantes se cambiarán tras el contacto con cada paciente. Si durante su empleo se perforasen, es preciso quitárselos, lavarse inmediatamente las manos, y ponerse un par nuevo.

B) MASCARILLAS

- Las mascarillas, de no existir otra razón médica (tuberculosis, etc.) se utilizarán únicamente cuando se prevea la producción de salpicaduras de sangre o fluidos corporales a las mucosas oral o nasal.
- Algunas actividades que aconsejan el empleo de mascarillas son:
 - Endoscopia.
 - Aspiración de secreciones.
 - Manipulación del equipo de fisioterapia respiratoria.
 - La práctica de procedimientos invasivos asociados a producción de aerosoles (autopsias, intubaciones, etc.).
 - Asistencia en hemorragias vasculares importantes, etc.
 - Odontostomatología.



C) PROTECTORES OCULARES

- La protección ocular se debe utilizar cuando se prevea la producción de salpicaduras de sangre o líquidos corporales a la mucosa ocular.

D) BATAS

- La utilización de batas suplementarias al uniforme generalmente no está indicada.
- Se recomienda su uso cuando se prevea la producción de grandes salpicaduras de sangre o líquidos orgánicos, por ejemplo, asistencia a un parto, asistencia a politraumatizados en urgencias, realización de curas de gran extensión, etc.
- En circunstancias especiales puede obtenerse una protección adicional mediante el empleo de delantales impermeables bajo la bata.

E) MANEJO DE OBJETOS PUNZANTES O CORTANTES

- Todos los trabajadores sanitarios deberán manejar con extraordinario cuidado las agujas y los instrumentos cortantes usados.
- Las precauciones se deberán adoptar durante y tras su utilización, al limpiarlos y en su eliminación.
- Una vez utilizadas, las agujas no deben ser reencapuchadas, ni sometidas a ninguna manipulación.
- Para su eliminación, las agujas y otros instrumentos cortantes o punzantes deben ser colocados en envases resistentes a la punción, que estarán localizados en la zona que vayan a ser utilizados. Nunca se llenarán los envases totalmente, puesto que las agujas que sobresalen de los contenedores constituyen un riesgo importante para las personas que las manejen.
- Siempre que sea posible, los trabajadores sanitarios que utilicen instrumentos cortantes o punzantes deben deshacerse personalmente de los mismos. Nunca se dejarán estos objetos cortantes abandonados sobre una superficie, ya que existe riesgo de que otros trabajadores sufran accidentes. Ello es especialmente necesario tras intervenciones realizadas junto a la cama del enfermo.
- Se tendrá especial cuidado en que no haya objetos cortantes en la ropa que vaya a la lavandería, ya que pueden producir accidentes a los trabajadores que la manipulen.



- Por último, y bajo ningún concepto se eliminarán objetos cortantes o punzantes en las bolsas de plástico situadas en los cubos de basura.

F) ESTERILIZACIÓN Y DESINFECCIÓN DE INSTRUMENTOS Y SUPERFICIES

- En la medida de lo posible, todos los objetos o instrumentos que penetren en los tejidos o entren en contacto con sangre o con mucosas o piel no intactas serán de un solo uso. En caso de que ello no sea posible, estos objetos o instrumentos se deben esterilizar entre paciente y paciente.
- Antes de la esterilización o desinfección es necesaria una limpieza previa. Los desinfectantes más potentes pueden no ejercer su acción si la sangre u otras sustancias les impiden alcanzar la superficie sobre la que deben actuar. Por ello, todos los objetos que vayan a ser desinfectados o esterilizados deben ser sometidos a una limpieza previa que elimine la sangre u otras sustancias de su superficie. Tras su limpieza, los objetos deben ser aclarados antes de ser desinfectados o esterilizados.

G) OTRAS RECOMENDACIONES

- Señalización de muestras
 - Todas las muestras de sangre, fluidos contaminados con sangre, semen, secreciones vaginales, líquido cefalorraquídeo, pleural, sinovial, amniótico, peritoneal y pericárdico, y muestras de tejido deben considerarse siempre potencialmente infectadas por microorganismos transmitidos por sangre.
 - La adopción de las precauciones estándar elimina la necesidad de utilizar una señalización especial en las muestras de sangre y fluidos de pacientes de los que se sospecha o se conoce que están infectados por VIH, VHB, VHC u otros microorganismos transmitidos por sangre.
 - No tiene sentido la señalización especial en las muestras de sangre, fluidos y tejidos de las personas que sabemos que están infectadas, ya que confiere una falsa seguridad al personal sanitario. Además, esta señalización vulnera el derecho a la intimidad y la confidencialidad que asiste a todos los pacientes.
- Vajillas y cubiertos
 - No se debe utilizar vajilla o cubiertos especiales o desechables en los pacientes infectados por virus transmitidos por sangre.
 - La limpieza de estos utensilios se realizará según los procedimientos de rutina del centro.



- Colchones, sábanas y ropa blanca
 - Los colchones se protegerán con funda plastificada.
 - No se debe sacudir la ropa cuando ésta se va a desechar. Se ha de depositar directamente en la bolsa para ser enviada a lavandería, tal como se señala en la normativa específica.
 - El tratamiento de la ropa utilizada con pacientes seropositivos o con SIDA será el normal, no precisándose en ningún caso la incineración o el uso de ropa desechable.
- Residuos
 - Se seguirán las indicaciones generales de retirada de residuos y material desechable.
- Transporte del paciente
 - No se adoptarán medidas especiales en el transporte de los pacientes seropositivos, ni se pondrá por las razones anteriormente mencionadas, ningún tipo de identificación en la cama o camilla.

3.1.4. BIBLIOGRAFÍA

1. Rubio T, García de Jalón J, Sanjuan F, Erdozain MA, Sáinz de Murieta JI, Escobar E. Control de infección. Precauciones estándar. Política de aislamientos. Anales del Sistema Sanitario de Navarra. 2000; 23(Supl.2): 105-122.
2. Comité Consultivo de GERABTAS. Profilaxis frente a enfermedades de Transmisión Sexual. En: Comisión Central de Salud Laboral. Grupo Español de Registro de Accidentes Biológicos en Trabajadores de Atención de Salud (GERABTAS). Accidentes biológicos en profesionales sanitarios. Epidemiología y Prevención. 3ª ed. Madrid. INSALUD; 1997. 127-196.
3. Unidad de Medicina Preventiva. Recomendaciones Precauciones estándar y aislamientos. Leganés: Hospital Severo Ochoa; 2004.



3.2. Higiene de manos

3.2.1. Introducción

3.2.2. Higiene de manos

3.2.3. Bibliografía

AUTORES:

- Padilla Ortega, Belén y Grande Fariñas, Francisco J. ⁽¹⁾
- Jimeno Maestro, Josefina ⁽²⁾
- Martín Martínez, M^a Auxiliadora ⁽³⁾

⁽¹⁾ Servicio de Microbiología Clínica y Enfermedades Infecciosas. Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

⁽²⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital de La Princesa.

⁽³⁾ MIR. Medicina Preventiva y Salud Pública. Hospital Universitario La Paz.

3.2.1. INTRODUCCIÓN

Las manos del personal sanitario son el principal mecanismo de transmisión de las infecciones nosocomiales. La higiene de las manos, mediante el lavado correcto y el uso adecuado de guantes, es una medida imprescindible para evitar la transmisión de estas infecciones. Su importancia ya fue demostrada por Semmelweis en el siglo XIX.

Asimismo, tal y como demuestran diversas guías de práctica clínica, una adecuada higiene de manos es una medida efectiva para evitar la presencia de brotes epidémicos, fundamentalmente en áreas de alto riesgo, tales como las unidades de cuidados intensivos.

Los patógenos asociados al cuidado de la salud se pueden aislar no solamente a partir de heridas infectadas, sino también de áreas colonizadas de la piel normal e intacta. Estos microorganismos constituyen la microbiota que puede ser:

- **Residente o colonizante:** se encuentran habitualmente en la piel, y no se eliminan fácilmente por fricción mecánica. Estos son *Staphylococcus* coagulasa negativos, micrococos, bacilos difteroides, *Acinetobacter calcoaceticus*.
- **Transitoria:** contaminan la piel y no se encuentran habitualmente en ella. Se adquieren de pacientes colonizados o infectados, y se transmiten con facilidad, constituyendo la mayoría de las infecciones nosocomiales. Estos son *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella spp.*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella spp.* y levaduras del género *Candida*.

3.2.2. HIGIENE DE MANOS

El Sistema Nacional de Salud de Reino Unido (*National Health Service*) ha publicado, en agosto de 2006, una guía basada en la evidencia científica disponible sobre la prevención de las infecciones nosocomiales en los hospital anglosajones. La evidencia para las recomendaciones referentes a la higiene de manos, ante la dificultad de diseñar y llevar a cabo ensayos clínicos aleatorizados, robustos y éticos, se soporta en ensayos controlados no aleatorizados, en estudios cuasi-experimentales y en la opinión de expertos nacionales e internacionales.

La elección de los agentes utilizados para la higiene de manos: agua y jabón, anti-sépticos o soluciones alcohólicas dependen de varios factores, fundamentalmente del tipo de atención y cuidados que requiera el paciente, de la disponibilidad y accesibilidad del agente, y del grado de aceptación del producto por parte del profesional sanitario. Hay que destacar que las soluciones alcohólicas presentan una serie de ventajas frente a otros agentes tales como la gran rapidez de acción, un amplio espectro, no requieren lavado previo, ni secado de las manos, ya que se evaporan, y causan menor irritación dérmica.

Los agentes antisépticos empleados para la higiene de manos tienen diferentes características y espectro antiséptico. Ver capítulo 3.5.

Las recomendaciones que se aconsejan a los profesionales sanitarios para los diferentes tipos de higiene de manos se detallan en la *tabla 1*.

OTROS ASPECTOS DE LA HIGIENE DE MANOS

- Mantener las uñas cortas y limpias.
- No llevar uñas artificiales. La laca de uñas recientemente aplicada no aumenta el número de bacterias recuperadas sobre la piel periungual, pero la laca de uñas saltada puede beneficiar el crecimiento de un gran número de microorganismos sobre las uñas.
- Retirar pulseras, reloj y anillos.
- Utilizar emolientes y lociones protectoras de la piel.

ADHERENCIA A LAS MEDIDAS DE HIGIENE DE MANOS

Tanto las Guías nacionales como las internacionales para la prevención de las infecciones nosocomiales enfatizan la importancia de implantar medidas efectivas para aumentar la adherencia a los programas para una higiene de manos adecuada, ya que esta es muy baja.

Algunas de las medidas para aumentar el cumplimiento de la higiene de manos se concretan en la *tabla 2*.



TABLA 1. RECOMENDACIONES PARA UNA HIGIENE DE MANOS ADECUADA

	HIGIENE DE MANOS CON AGUA Y JABÓN	HIGIENE DE MANOS CON SOLUCIONES ALCOHÓLICAS	HIGIENE DE MANOS PREQUIRÚRGICA
OBJETIVOS	<p>Eliminar la suciedad, materia orgánica y microbiota transitoria de las manos.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Cuando las manos estén visiblemente sucias o contaminadas con material proteico, sangre u otro fluido corporal. • Después de utilizar el baño. • Antes de comer o de acudir a un área de descanso. 	<p>Reducir la microbiota transitoria y parte de la residente. Lograr una actividad residual sobre la microbiota residente.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Cuando las manos no estén visiblemente sucias, en las siguientes situaciones: <ul style="list-style-type: none"> - Antes y después de atender a un enfermo. - Al pasar de una zona corporal a otra en el mismo paciente. - Tras quitarse los guantes. - Tras manipular dispositivos cercanos al paciente. Tras contacto con fluidos corporales, mucosas, piel no intacta o cura de heridas - Tras contacto con piel intacta: tomar el pulso. Antes de insertar sondaje urinario, catéter vascular periférico u otros dispositivos invasivos que no requiera procedimiento quirúrgico. 	<p>Eliminar la microbiota transitoria y al máximo la residente de las manos, previo a un procedimiento invasivo.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Antes de una intervención quirúrgica. • Antes de cualquier maniobra invasiva que requiera alto grado de asepsia.
INDICACIONES			



TABLA 1. RECOMENDACIONES PARA UNA HIGIENE DE MANOS ADECUADA (CONT.)

	HIGIENE DE MANOS CON AGUA Y JABÓN	HIGIENE DE MANOS CON SOLUCIONES ALCOHÓLICAS	HIGIENE DE MANOS PREQUIRÚRGICA
MATERIALES	<ul style="list-style-type: none"> Jabón líquido con pH neutro para la piel en dispensador desechable con dosificador. No rellenar dispensadores que estén a medias, pues pueden producir contaminación bacteriana del jabón Toallitas de papel desechables. Lavabos ubicados adyacentes a zonas de hospitalización y en zonas dedicadas a procedimientos diagnósticos o invasivos. Preferiblemente contar con grifos de palanca o pedal, para no accionar con las manos. 	<ul style="list-style-type: none"> Solución alcohólica con dosificador: <ul style="list-style-type: none"> Formato individual: un frasco en la cabecera, próximo al enfermo o llevarlo en el carro de curas. Dispensadores en las paredes de las habitaciones. Instalarlas alejadas de los enchufes por ser soluciones inflamables. 	<ul style="list-style-type: none"> Jabón líquido con antiséptico¹, en dispensador desechable con dosificador. Cepillo de uñas desechable (preferiblemente impregnado en solución antiséptica). Toalla o compresa estéril. Lavabos dotados y ubicados adyacentes a los quirófanos.
TÉCNICA	<ul style="list-style-type: none"> Humedecer las manos con agua tibia corriente. El agua caliente; aumenta el riesgo de dermatitis. Aplicar jabón líquido con dosificador. Distribuir el jabón frotando durante al menos 15" (siguiendo el esquema mostrado en la figura 1). Aclarar con abundante agua corriente Secar con toallas de papel. Cerrar el grifo con la toalla de papel utilizada para el secado. 	<ul style="list-style-type: none"> Aplicar el producto en la palma de la mano. Siga las recomendaciones del fabricante, teniendo en cuenta la cantidad de producto que recomienda usar. La mayoría de los dispensadores dispensan entre 1,5 y 2,0 ml por aplicación; siendo suficiente 2 aplicaciones para ambas manos. Frotar las dos manos durante 15" cubriendo bien todas las superficies (siguiendo el esquema mostrado en la figura 2). Esperar a secado completo. 	<ul style="list-style-type: none"> Abir el grifo del lavabo con sistema de codo o pedal. Aplicar jabón antiséptico y lavar las manos y antebrazos limpiando debajo de las uñas con cepillo desechable. Aclarar con agua corriente abundante. Aplicar de nuevo jabón antiséptico en manos y antebrazos friccionando al menos 2 minutos. Aclarar con agua abundante y secar por aplicación, sin frotar, con una compresa desechable estéril, comenzando por los dedos y bajando hasta los codos. Durante todo el proceso mantener las manos por encima de los codos.

¹ Cuando no se puedan garantizar unas condiciones óptimas en la higiene de las manos se recomienda utilizar soluciones alcohólicas



FIGURA 1. TÉCNICA DE HIGIENE DE MANOS CON AGUA Y JABÓN



1 Mójese las manos con agua.

2 Deposite en la palma de la mano una cantidad de jabón suficiente para cubrir las superficies de las manos.

3 Frótese las palmas de las manos entre sí.



4 Frótese la palma de la mano derecha contra el dorso de la mano izquierda entrelazando los dedos, y viceversa.

5 Frótese las palmas de las manos entre sí con los dedos entrelazados.

6 Frótese el dorso de los dedos de una mano con la palma de la mano opuesta, agarrándose los dedos.



7 Frótese con un movimiento de rotación pulgar derecho atrapándolo con la palma de la mano izquierda, y viceversa.

8 Frótese la punta de los dedos de la mano derecha con la palma de la mano izquierda, haciendo un movimiento de rotación, y viceversa.

9 Enjuáguese las manos con agua.



10 Séqueselas con una toalla de un solo uso.

11 Sírvese de la toalla para cerrar el grifo.

FIGURA 2. TÉCNICA DE HIGIENE DE MANOS CON PREPARACIONES ALCOHÓLICAS



1
Deposite en la palma de la mano una dosis del producto suficiente para cubrir todas las superficies a tratar.



2
Frótese las palmas de las manos entre sí.



3
Frótese la palma de la mano derecha contra el dorso de la mano izquierda entrelazando los dedos, y viceversa.



4
Frótese las palmas de las manos entre sí con los dedos entrelazados.



5
Frótese el dorso de los dedos de una mano con la palma de la mano opuesta, agarrándose los dedos.



6
Frótese con un movimiento de rotación pulgar derecho atrapándolo con la palma de la mano izquierda, y viceversa.



7
Frótese la punta de los dedos de la mano derecha con la palma de la mano izquierda, haciendo un movimiento de rotación, y viceversa.



8
... una vez secas, sus manos son seguras

TABLA 2. ADHERENCIA A LAS MEDIDAS DE HIGIENE DE MANOS

PROGRAMAS EDUCACIONALES Y DE MOTIVACIÓN	MEDIDAS ADMINISTRATIVAS
<ul style="list-style-type: none"> • Monitorizar periódicamente, a través de indicadores, el cumplimiento por los profesionales de las prácticas de higiene de manos recomendadas, e informar al personal sobre el nivel alcanzado. • Implantar un programa multidisciplinario, que incluya cursos, pósters, etc. para mejorar la adherencia a las prácticas de higiene de manos recomendadas. • Educar al personal respecto a las recomendaciones sobre el cuidado de pacientes y ventajas e inconvenientes de los diversos productos y técnicas empleadas en la higiene de manos. • Motivar a los pacientes y a sus familiares para que recuerden a los trabajadores sanitarios que deben descontaminar sus manos. 	<ul style="list-style-type: none"> • Como parte de un programa multidisciplinario para mejorar el cumplimiento de la higiene de manos, proporcionar a los trabajadores sanitarios soluciones alcohólicas en lugares accesibles. En áreas en que se prevé una alta presión asistencial y una gran intensidad de cuidados al paciente, poner a disposición del personal sanitario una solución alcohólica a la entrada de la habitación del paciente, en cualquier otra localización conveniente o en envases individuales para llevar en el bolsillo. • Proveer al personal de lociones o cremas para las manos para minimizar las dermatitis de contacto asociada a la higiene de manos. • Proveer al personal de productos eficaces para la higiene de manos que tengan bajo potencial de irritación. • Para maximizar la aceptación, pedir a los empleados que observen el tacto, la fragancia y la tolerancia de la piel a los productos para higiene de manos. • Almacenar el suministro previsto de soluciones alcohólicas en áreas aprobadas para productos inflamables.

3.2.3. BIBLIOGRAFÍA

1. Pratt RJ, Pellowe CM, Wilson JA, Loveday HP, Harper P, Jones SRLJ, McDougall C, Wilcox MH. National Evidence-Based Guidelines for Preventing Healthcare-Associated Infections in NHS Hospital in England. Richard Wells, Research Centre, Thames Valley University. London August, 2006.
2. Alianza mundial para la seguridad del paciente. Directrices de la OMS sobre la higiene de manos en la atención sanitaria: unas manos limpias son unas manos más seguras. Organización Mundial de la Salud, 2005.
3. Hand hygiene: Incontrol Fact Sheet. Number 8. August 2004. www.brooks.cf.mil/dis/3QTR04/incontrolfactsheet8.htm
4. Brown SM et al. Use of an alcohol-based hand rub and quality improvement interventions to improve hand hygiene in a Russian neonatal intensive care unit. *Infection. Control and Hospital Epidemiology*, 2003, 24:172–179.



5. Centers for Disease Control and Prevention. Guideline for Hand Hygiene in Health-Care Settings: Recommendations of the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee and the HICPAC/SHEA/APIC/IDSA Hand Hygiene Task Force. MMWR 2002;51(No. RR-16): 1-56.
6. Guía de Higiene Hospitalaria. Hospital Clínico San Carlos. Ed. Math Printer SL, 2004. Capítulo 10: Higiene de manos y uso adecuado de guantes. Medidas estándar. Pag. 87-94.
7. Comisión de Infecciones y Política antimicrobiana del Hospital Universitario La Paz. Ed. García Caballero, J. Guía para la prevención y control de la infección en el Hospital Universitario La Paz. Hospital Universitario La Paz. Madrid, 2003.
8. Castilla ML. Murciano A. Protocolos de enfermería: Higiene de las manos en el medio sanitario. Medicina Preventiva vol.VII, nº 2, 2º trimestre 2001.
9. Aspöck C. Koller W. A simple hand hygiene exercise. Am J Infect Control 1999;27:370-2.



3.3. Limpieza general del hospital

- 3.3.1. Clasificación de áreas según riesgo de infección
- 3.3.2. Principios generales de limpieza
- 3.3.3. Soluciones detergentes y soluciones detergentes desinfectantes
- 3.3.4. Procedimientos de limpieza
- 3.3.5. Equipamiento para la limpieza
- 3.3.6. Tipos de limpieza
- 3.3.7. Especificaciones por área de asistencia
- 3.3.8. Bibliografía

AUTOR:

- Vicente Pérez, José Amador ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital General de Móstoles.

3.3.1. CLASIFICACIÓN DE ÁREAS SEGÚN RIESGO DE INFECCIÓN

ÁREAS DE ALTO RIESGO	ÁREAS DE RIESGO INTERMEDIO	ÁREAS DE BAJO RIESGO
<ul style="list-style-type: none"> • Áreas quirúrgicas (UCMA). • Partitorios. • Reanimación. • UCI. • Neonatos. • Esterilización. • Área de preparación citotóxicos. • Área de preparación nutrición parenteral. • Áreas de preparación de antisépticos. • Sala intervencionista de radiodiagnóstico. • Hospital de día. • Habitaciones de pacientes sometidos a aislamiento. • Sala quirúrgica de dermatología. 	<ul style="list-style-type: none"> • Salas de hospitalización: habitaciones, controles de enfermería, salas de medicación, almacenes. • Salas de curas. • Salas de pruebas funcionales (en consulta y en hospitalización) • Salas de endoscopias • Laboratorios. • Radio diagnóstico. • Urgencias. • Salas de fisioterapia. • Biberonería. • Área de preparación de alimentación enteral. • Lencería. • Cocinas y offices de planta. • Comedores. • Aseos. • Cámaras del mortuario. • Cuartos de residuos (intermedios y final). 	<ul style="list-style-type: none"> • Pasillos, zonas de acceso, vestíbulos y escaleras. • Salas de espera. • Consultas externas (despachos y secretarías). • Farmacia (zonas generales). • Archivo, admisión y atención al paciente. • Despachos y salas de reunión (aulas, salón de actos). • Biblioteca. • Vestuarios. • Ascensores. • Área de dormitorios de personal. • Almacenes (general y salas de almacén no clínico). • Áreas de servicio técnico. • Capilla. • Área de velatorio. • Área Exterior del hospital (patios interiores y exteriores, garaje, terrazas, etc.).

3.3.2. PRINCIPIOS GENERALES DE LIMPIEZA

Son de aplicación a todas las zonas y a todos los procedimientos de limpieza que se vayan a realizar.

Para poder ser utilizado en la limpieza o limpieza desinfección de un habitáculo determinado (una habitación de hospitalización, un quirófano del bloque quirúrgico, etc.), el material de limpieza debe estar perfectamente limpio, desinfectado y seco.

Para poder ser utilizadas en la limpieza o limpieza desinfección de un habitáculo determinado (una habitación de hospitalización, un quirófano del bloque quirúrgico, etc.), tanto las soluciones detergentes o detergentes desinfectantes, como las cubetas que las contengan deben estar siempre limpias y sin contaminar.



Las estrategias a plantear para poder dar cumplimentación a todos los puntos previos son, por orden de preferencia:

- Utilización de material de un solo uso.
- Utilización de material de limpieza reutilizable, reprocesado de forma centralizada después de cada utilización.
Se aplicará un procedimiento de limpieza, desinfección (térmica y/o química) y secado (de eficacia demostrada microbiológicamente) después de su utilización en cada habitáculo, y antes de su uso en un nuevo habitáculo.
- Técnica del doble cubo: deberá explicarse la sistemática a seguir para poder cumplir los principios generales de la limpieza con eficacia y seguridad.

3.3.3. SOLUCIONES DETERGENTES Y SOLUCIONES DETERGENTES DESINFECTANTES

- Las soluciones detergentes y las soluciones detergentes/desinfectantes han de ser estables y de preparación reciente.
- Las soluciones detergentes y las soluciones detergentes desinfectantes no deben contaminarse durante su utilización.
Se adoptará un procedimiento de trabajo que evite la contaminación de las soluciones con cada aplicación.
En el caso de que el procedimiento de trabajo propuesto no evite la contaminación de las soluciones después de cada aplicación, las soluciones se cambiarán en cada habitáculo (quirófano, habitación, etc.), y en el caso de superficies extensas cada 20 m² aproximadamente. Además los cubos o cubetas que las contengan deben ser limpiados y desinfectados antes de volver a rellenarlos con soluciones limpias.
- Soluciones desinfectantes a utilizar según las áreas de riesgo.

RIESGO BAJO	RIESGO INTERMEDIO	RIESGO ALTO
No utilizar rutinariamente soluciones desinfectantes.	Hipoclorito sódico en dilución 1:50 (100 cc de lejía de 50 gr/l en 4,9 litros de agua).	Hipoclorito sódico en dilución 1:10 (500 cc de lejía de 50 gr/l en 4,5 litros de agua).

Se podrán plantear como alternativa otro/s productos desinfectantes del mismo nivel de desinfección aportando documentación acreditativa.

3.3.4. PROCEDIMIENTOS DE LIMPIEZA

- Nunca barrer en seco. Utilizar mopa o cepillo protegido con paño húmedo para recoger los residuos.
- La limpieza comienza en las zonas más limpias y se acaba siempre en las zonas más sucias; por ejemplo en los bloques quirúrgicos se comienza desde los quirófanos, se sigue en las intermedias y patios centrales, y se finaliza en los pasillos perimetrales.
- La limpieza de las zonas con presencia diaria de pacientes, familiares o personal sanitario debe de llevarse a cabo con igual procedimiento e intensidad, tanto a diario, como en festivos o fines de semana.
- La limpieza y la recogida de residuos no deben coincidir con la distribución de comida ni con la distribución de ropa limpia.
- Los residuos se recogerán, siguiendo la normativa del hospital, como mínimo cada vez que se realice la limpieza de la zona.



En la tabla siguiente se detallan los procedimientos de limpieza por zonas hospitalarias:

MOBILIARIO Y OTRAS SUPERFICIES	<ul style="list-style-type: none"> • Las ruedas y base del aparataje se limpiarán a diario. • Se utilizará un par de guantes exclusivos para mobiliario y diferentes de los utilizados para el aseo. • Especial interés tiene el mobiliario y superficies en contacto frecuente con el cuerpo o las manos de pacientes, personal y familiares: <ul style="list-style-type: none"> - Mesas y mesillas. - Cama (cabeceros y pieceros). - Pomos de puertas, ventanas, armarios. - Biombos y cortinillas de separación. - Interruptores de la luz. - Sillas, sillones, etc.
SUELOS	<ul style="list-style-type: none"> • Barrido húmedo, y posteriormente fregado (limpieza o limpieza desinfección según zonas). • El suelo de moqueta será aspirado dos veces en semana y se realizará una limpieza húmeda semanal.
TECHOS Y SUPERFICIES VERTICALES	<ul style="list-style-type: none"> • Deben limpiarse siempre que se manchen. • Deben limpiarse las zonas que estén en contacto con pacientes, visitantes o personal del hospital.
ASEOS	<ul style="list-style-type: none"> • Iniciar la limpieza por grifos y espejos, luego lavabo y bañera, finalizando por el inodoro, el cual se limpiará primero por fuera y luego por dentro. • Utilizar polvos abrasivos o sustancia equivalente, desinfectando a continuación con una solución de lejía 1:10. • En caso de utilizarse un estropajo, se dispondrá de uno exclusivo para el inodoro, y otro para lavabo y bañera. Se limpiarán y desinfectarán después de cada utilización. • Se utilizará un par de guantes exclusivos para el baño y diferentes de los utilizados para la habitación u otras dependencias. • Las bañeras se limpiarán a diario.
VENTANAS Y CRISTALES	<ul style="list-style-type: none"> • Limpiar por dentro y por fuera con una solución detergente específica. • La periodicidad será suficiente para garantizar un aspecto de limpieza e higiene óptimos, salvo lo especificado en áreas concretas. • Los tiradores de las ventanas se limpiarán a diario con solución desinfectante.
REJILLAS DE AIRE ACONDICIONADO	<ul style="list-style-type: none"> • Limpiar por fuera con paño húmedo (detergente y desinfectante). • Periódicamente se desmontarán, limpiarán, desinfectarán (detergente/desinfectante) y secarán.
VERTEDEROS	<ul style="list-style-type: none"> • Dejar correr el agua y posteriormente limpiar con un detergente. Después, aplicar hipoclorito sódico dilución 1:10 y dejar actuar.
EQUIPOS INFORMÁTICOS	<ul style="list-style-type: none"> • Limpiar por fuera con un paño húmedo impregnado en agua y detergente. • Las pantallas se limpiarán con alcohol de 70º, o con un limpia-cristales de alto contenido alcohólico.
MANDOS TV, TELÉFONO, ETC	<ul style="list-style-type: none"> • Pasar un paño humedecido en solución desinfectante al menos una vez al día y tras el alta del paciente.

3.3.5. EQUIPAMIENTO PARA LA LIMPIEZA

<p>PRODUCTOS PARA LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Detergente aniónico de uso general, detergente desincrustante para inodoros y vertederos, detergente desengrasante para áreas concretas (cocinas, etc.). • Solución limpiacristales. • Desinfectante compatible con el detergente o solución detergente desinfectante.
<p>MATERIALES PARA LIMPIEZA</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Disponer de mopas / fregonas, paños limpios, cubos, cubetas, guantes, estropajos, etc., en cantidad suficiente para garantizar para el cumplimiento de los principios generales de la limpieza. • Disponer de material diferenciado para los bloques quirúrgicos y por salas de los pacientes sometidos a aislamiento. • Bolsas de basura. • Carro de transporte específico para cada área de trabajo y que incluye material propio. • Disponer de material diferenciado para los siguientes usos: <ul style="list-style-type: none"> - Mobiliario. - Aseos. - Suelos. - Techos y paredes.
<p>MAQUINARIA</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Aspiradora para las moquetas. • Máquinas de limpieza en zonas comunes que reúna las siguientes características: <ul style="list-style-type: none"> - Limpieza húmeda. - No generación de salpicaduras, aerosoles ni corrientes de aire. - Dispondrá de protocolos de limpieza y desinfección del equipo.
<p>REPROCESAMIENTO DEL MATERIAL DE TRABAJO</p>	<ul style="list-style-type: none"> • En función de la estrategia de limpieza adoptada en el hospital, de la disponibilidad de material, y de la existencia o no, de un sistema centralizado para el reprocesamiento del material de limpieza, se deberá describir y documentar el procedimiento con el que tanto los paños, mopas, fregonas, como las soluciones detergentes y/o desinfectantes, como los cubos, cubetas, etc., deben ser procesados entre habitación y habitación, y al final de cada turno de trabajo, para poder cumplir con los principios generales de limpieza. • Los carros se limpiarán y desinfectarán al final de cada turno laboral, y se guardarán en lugar cerrado.



3.3.6. TIPOS DE LIMPIEZA

	LIMPIEZA NORMAL O DE RUTINA	LIMPIEZA GENERAL
DEFINICIÓN	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza que se realiza en un habitáculo, área o zona, al menos una vez al día. 	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza profunda de todos los paramentos y mobiliario.
APLICACIÓN	<ul style="list-style-type: none"> • Mobiliario en su parte exterior, puertas (especial atención a pomos), ventanas (manillas y poyetes), mamparas de separación, biombos, cortinillas, suelos, cuartos de baño, mandos de tv, teléfonos, superficies verticales sucias y cualquier otras superficies de contacto frecuente con el paciente, familiares o personal sanitario. Se vaciarán papeleras y cubos de residuos. 	<ul style="list-style-type: none"> • Superficies horizontales (suelos, techos), verticales (paredes, cristales, ventanas, persianas, cortinas, etc.), rejillas de aire acondicionado por fuera, lámparas, mobiliario (interior y exterior), ruedas de muebles y de aparataje, repisas, cuñeros, fregaderos y encimeras.
PERIORIZIDAD	<ul style="list-style-type: none"> • Mínima diaria en todo el hospital. • En áreas concretas, según riesgo, se especificará una periodicidad mayor. 	<ul style="list-style-type: none"> • Según el riesgo de cada área específica. • En las zonas administrativas al menos anual. • En techos, paredes y en las rejillas del sistema de climatización, se establecerá según el riesgo y la frecuencia de limpieza de cada zona.

3.3.7. ESPECIFICACIONES POR ÁREA DE ASISTENCIA

LIMPIEZA DIARIA	ÁREAS QUIRÚRGICAS (QUIRÓFANOS, PARTORIOS, SALAS DE REANIMACIÓN Y DE DILATACIÓN) ¹	UNIDADES DE CUIDADOS INTENSIVOS ¹	UNIDADES DE HOSPITALIZACIÓN ²
<ul style="list-style-type: none"> • Quirófano: <ul style="list-style-type: none"> • Antes de iniciar la jornada quirúrgica. - Finalizar media hora antes de iniciar la intervención. - Desinfectar todo el mobiliario y superficies (camilla, mesas de instrumental, aspirador, equipo de anestesia, arco de gases, puertas, etc.), con un paño humedecido con desinfectante. - Limpiar por el mismo procedimiento la lámpara, el arco y la bóveda de la misma. - Limpiar y desinfectar después los suelos. • Después de cada intervención: <ul style="list-style-type: none"> - Vaciar los recipientes de basura limpiándolos con una solución de lejía. - Limpiar y desinfectar manchas y salpicaduras de fluidos biológicos (hipoclorito sódico dilución 1:10). - Limpiar el mobiliario, equipos y superficies horizontales con un paño humedecido en agua, detergente y desinfectante. - Limpiar los suelos con detergente y desinfectante • Al finalizar las intervenciones del día. <ul style="list-style-type: none"> - Limpiar manchas o salpicaduras de mobiliario, equipos y superficies horizontales o verticales con agua, jabón y desinfectante. - Limpiar mobiliario, superficies y equipos, con detergente y desinfectante. - Limpiar y desinfectar el exterior de las rejillas del sistema de climatización. - Limpieza de suelos con detergente y desinfectante (doble pasada). • Partitorio: Limpiar y desinfectar después de cada parto. • Salas de dilatación: Limpiar tres veces al día durante su ocupación, y cuando sea necesario. • Zona de preanestesia y vestuarios del personal que accede al bloque quirúrgico: Limpiar una vez por turno. 	<ul style="list-style-type: none"> • Boxes / área de pacientes: <ul style="list-style-type: none"> - Limpiar el mobiliario, superficies horizontales y suelos dos veces al día, y siempre que sea necesario. • Control de enfermería, sala de medicación, vestuarios, despachos, etc., se limpiará una vez al día. • Aseos: se limpiarán una vez al día y cuando sea necesario. • Las salpicaduras se limpiarán de forma inmediata con solución detergente y desinfectante. 	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza rutinaria con la misma profundidad todos los días. • Por la tarde, recoger los residuos y repasar los aseos y realizar un barrido húmedo. 	



(CONT.)	ÁREAS QUIRÚRGICAS (QUIRÓFANOS, PARTORIOS, SALAS DE REANIMACIÓN Y DE DILATACIÓN) ¹	UNIDADES DE CUIDADOS INTENSIVOS ¹	UNIDADES DE HOSPITALIZACIÓN ²
QUINCENALMENTE	Realizar una limpieza general programada.	Realizar una limpieza general profunda que incluya todas las superficies horizontales, mobiliario y objetos.	
MENSUALMENTE	Realizar una limpieza general en almacenes de toda la zona.	Realizar una limpieza general en almacenes de toda la zona.	Realizar una limpieza general programada, que incluya paredes.
TRIMESTRALMENTE	<ul style="list-style-type: none"> Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas de aire acondicionado. Limpieza general: despachos y áreas de personal no incluidos en interior del bloque quirúrgico. 		
SEMESTRALMENTE		Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización.	Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización.
ANUALMENTE			

¹ Las personas que intervengan en la limpieza irán uniformados como personal sanitario, y deberán respetar las normas de circulación en el bloque quirúrgico.

² Tras el alta del paciente, realizar una limpieza general de superficies horizontales, mobiliario y aso.

LIMPIEZA DIARIA	ÁREA DE RADIODIAGNÓSTICO Y LABORATORIOS	ÁREA DE URGENCIAS	COCINA Y OFFICES	ÁREAS DE BAJO RIESGO
<ul style="list-style-type: none"> • Dos veces al día, en el Servicio de Radiodiagnóstico. • Una vez al día en los Laboratorios, salvo los de Urgencia y despachos. • Tres veces al día en los laboratorios de Urgencias. • Atención especial a las salas con abundante mobiliario y aparataje. • En la limpieza diaria deben incluirse todos los objetos, mobiliario y superficies, así como, fregaderos, aseos, etc. Además se retirarán todos los objetos móviles para limpiar el suelo. • La sala de necropsias se limpiará de forma habitual, una vez al día. Se realizará una limpieza general de la misma después de cada utilización 	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza habitual tres veces cada día. • En caso de pacientes aislados se realizará una limpieza de arrastre de todas las superficies, objetos y equipos que hayan podido estar en contacto con el paciente o con sus secreciones. • Se incluirán biombo y cortinillas de separación de pacientes. • Se incluirán las paredes en aquellas zonas de frecuente contacto con pacientes, familiares o personal sanitario. • En la zona de observación se limpiará siguiendo las recomendaciones de las plantas de hospitalización. 	<ul style="list-style-type: none"> • La limpieza habitual se realizará dos veces cada día (en turno de mañana y de tarde) y siempre que se estime necesario. • Las rejillas, vertederos y desagües se limpiarán con agua a presión por la mañana y por la tarde. Se desinfectarán a diario con solución desinfectante. Se mantendrán tapados durante la noche. • Las limpiezas habituales serán de todas las superficies y mobiliario en su parte exterior. • La limpieza incluirá suelos, así como las zonas de pared por encima de las encimeras. • Los almacenes, aseos y vestuarios se limpiarán una vez al día. 	<ul style="list-style-type: none"> • Salas de consulta y área general de Farmacia: una vez al día, tras la finalización de la consulta o del trabajo. • Salas de espera: dos veces al día. • Despachos, aulas, salas de reuniones. • Accesos, vestíbulos, pasillos comunes, vestuarios: al menos dos veces al día, evitando coincidir con la máxima afluencia de pacientes o trabajadores en el caso de los vestuarios. • Aseos de uso público, cada 2 horas o antes si fuera necesario. • Comedores: tras cada utilización. • Ascensores: <ul style="list-style-type: none"> - De quirófano y urgencia por turno. - De cocina antes y después del reparto de la comida y de la cena. - De basuras tras cada turno de bajada de basuras. • Mortuorio y velatorio a diario y siempre que fuera necesario. • Las cámaras frigoríficas del mortuorio se limpiarán una vez al mes. • Otras dependencias: Biblioteca, Archivo, Servicio Técnico, Capilla, etc. 	



(CONT.)	ÁREA DE RADIODIAGNÓSTICO Y LABORATORIOS	ÁREA DE URGENCIAS	COCINA Y OFFICES	ÁREAS DE BAJO RIESGO
SEMANALMENTE			<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza general de aseos incluyendo paredes. • Las campanas extractoras se limpiarán como mínimo semanalmente, o antes si se requiriese, con productos autorizados. Los filtros al menos mensualmente. • Las cámaras frigoríficas se limpiarán semanalmente con solución de detergente desinfectante. 	
QUINCENALMENTE		<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza general de salas de exploración y salas de curas. • Se incluirán paredes en aquellas zonas de frecuente contacto con pacientes, familiares o personal sanitario, en las salas de exploración y salas de curas. 	<ul style="list-style-type: none"> • La limpieza general incluirá todos los ámbitos, superficies y objetos del área de cocina, incluidos patas y ruedas de mobiliario y carros. • Se incluirán las zonas de la pared por encima de las encimeras. • Se incluirá limpieza exterior de las rejillas de aire acondicionado. 	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza general de los ascensores. • Limpieza de la parte superior de la taquillas de los vestuarios.



(CONT.)	ÁREA DE RADIODIAGNÓSTICO Y LABORATORIOS	ÁREA DE URGENCIAS	COCINA Y OFFICES	ÁREAS DE BAJO RIESGO
MENSUALMENTE	<ul style="list-style-type: none"> Realizar una limpieza general programada en los diferentes laboratorios y en Radiodiagnóstico. Cada mes se limpiarán por la parte externa todo el mobiliario y aparataje de la sala. 	<ul style="list-style-type: none"> Limpieza general del resto del servicio. 		<ul style="list-style-type: none"> Limpieza general en consultas y despachos, en salas de espera, en vestuarios, y de los aseos con paredes incluidas.
TRIMESTRALMENTE	<ul style="list-style-type: none"> Limpiar las paredes en aquellas salas donde se manipulan muestras biológicas o se manipulan microorganismos. 		<ul style="list-style-type: none"> Vaciado y limpieza general de almacenes. 	
SEMESTRALMENTE		<ul style="list-style-type: none"> Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización. 		<ul style="list-style-type: none"> Limpieza general del resto de las zonas de bajo riesgo
ANUALMENTE	<ul style="list-style-type: none"> Limpiar pavimentos verticales y horizontales. Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización. 		<ul style="list-style-type: none"> Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización. 	<ul style="list-style-type: none"> Limpiar las paredes. Desmontar, limpiar, desinfectar y secar las rejillas del sistema de climatización



3.3.8. BIBLIOGRAFÍA

1. Household cleaning and surface disinfection: New insights and strategies. Exner M., Valata V., Dietlein E., Geber J. *Journal of Hospital Infection*. Vol. 56, Supplement 2. April 2004;70:75.
2. Does disinfection of environmental surfaces influence nosocomial infection rates?. A systematic review. Dettenkofer M., Wenzler S., Amthors S., Antes G., Motschall E., Daschner F. *American Journal of Infection Control*. Vol 32, Nº 2 (April 2004);84-89.
3. Environmental infection control in health care facilities. Recommendations of CDC and de Health Care infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). Schulster L., Chinn R. *Morbidity Mortality Weekly Report* (2003), pp1&t2013;42:70-81.
4. Prevención de las infecciones nosocomiales. Guía práctica, Organización Mundial de la Salud. 2ª edición, año 2005.
5. Infection control guidelines for de prevention of transmission of infectious diseases in the health care setting. Ministerio australiano de salud/Gobierno de Australia. Año 2002; Capítulo 18. <http://www.icg.health.gov.au>.
6. Guía de procedimientos de prevención y control de las enfermedades transmisibles en el medio hospitalario: Guía de procedimientos de limpieza en el medio hospitalario. Xunta de Galicia (Consejería de Sanidad y Servicios Sociales: Dirección General de Salud Pública), año 1999. ISBN 84-453-2637-6.



3.4. Lavado de la ropa hospitalaria

3.4.1. Fases

3.4.2. Bibliografía

AUTOR:

- Vicente Pérez, José Amador ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital General de Móstoles.

3.4.1. FASES

El procedimiento de lavado de ropa conlleva la desinfección (generalmente eliminación de las bacterias vegetativas) obteniendo ropa higiénicamente limpia, pero no ropa estéril.

Desde un punto de vista operativo el proceso de lavado de ropa se divide en una serie de fases que se describen en la tabla siguiente:

REMOJO	Dilución y agitación en agua elimina cantidades sustanciales de microorganismos.
LAVADO	<ul style="list-style-type: none"> • Jabones y detergentes retiran y mantienen suspendida la suciedad en el agua. Suelen utilizarse detergentes alcalinos. • Ciclos con agua caliente. Como recomendación general debe alcanzarse una temperatura mayor de 71° C durante más de 25 minutos. El agua caliente es un método efectivo para la destrucción de microorganismos. • La temperatura de lavado viene determinada por las características de los materiales.
BLANQUEADO	<ul style="list-style-type: none"> • Generalmente se suele utilizar lejía para el blanqueo de la ropa alcanzando unas concentraciones de 50-150 p.p.m. cloro. Esto además un margen de seguridad a la desinfección de la ropa. • Una alternativa a la lejía son los blanqueadores basados en oxígeno activado. • En caso de ciclos de lavado con agua a baja temperatura (< 70°C) es imprescindible la adición de lejía o de blanqueadores con oxígeno activado para poder reducir los niveles de contaminación microbiana de la ropa.
ACLARADO Y NEUTRALIZACIÓN DE LA ALCALINIDAD	<ul style="list-style-type: none"> • En las fases finales del aclarado de la ropa se ha de añadir un producto ácido suave para neutralizar la alcalinidad de los detergentes. • La rápida reducción del ph colabora en la inactivación de algunos microorganismos.
SECADO	<ul style="list-style-type: none"> • La temperatura de secado colabora en la inactivación de algunos microorganismos. • La temperatura de secado viene determinada por las características del material.
PLANCHADO	<ul style="list-style-type: none"> • La temperatura alcanzada durante el planchado proporciona una acción microbicida adicional. • La temperatura de planchado viene determinada por las características de los materiales.
EMPAQUETADO	Utilizar un sistema de empaquetado que asegure el mantenimiento de la limpieza hasta el uso de los materiales.
TRASPORTE	Durante el transporte debe existir en todo momento una separación física entre objetos limpios o esterilizados y objetos sucios o contaminados.
ALMACENAMIENTO	Guardar la ropa en un lugar limpio, seco y alejado de cualquier contaminación por suciedad o sustancias corporales.

Todo el textil quirúrgico reutilizable requiere esterilización (autoclave de vapor), antes de su utilización.

Puede ser recomendable la esterilización para los textiles utilizados en las unidades de neonatología y de quemados.

3.4.2. BIBLIOGRAFÍA

1. Guidelines for Environmental Infection Control in Health Care Facilities.: Laundry and Bedding (pags 98-104). Recomendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HIPAC). U.S. Department of Health and Human Services. Centers for Diseases control and Prevention (CDC). Atlanta, GA 30333 (2003).
2. Tompkins D.S., Johnson P., Fitattall B. Low temperature washing of patients clothing; effects of detergent with disinfectant and tunnel drier on bacterial survival. Journal of Hospital Infection (1988) 12, 51-58.
3. Blasset M., Smith P., Cody H., Wang L., Laforce F. Killing of fabric. Associated bacteria in hospital laundry by low temperature washing. The Journal of Infectious diseases, vol 149, January 1985 (48-56).



3.5. Antisépticos y desinfectantes

3.5.1. Antisépticos

3.5.2. Desinfectantes

3.5.3. Bibliografía

AUTORAS:

- Peláez Ros, Beatriz y Andrade Lobato, Raquel ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Laboratorio de Higiene Hospitalaria. Servicio de Medicina Preventiva.
Hospital Clínico San Carlos.

3.5.1. ANTISÉPTICOS

Los antisépticos son aquellos agentes químicos, de aplicación tópica, que destruyen o inhiben el crecimiento de los microorganismos presentes en la piel u otros tejidos vivos (tracto genital, heridas, etc.).

A) NORMAS GENERALES PREVIAS A SU UTILIZACIÓN

La antisepsia no será efectiva si no se ha limpiado previamente la piel:

- Para limpiar la piel intacta será suficiente lavarla con agua y jabón neutro pH 5,5. Si la zona es muy pequeña, bastará limpiarla con algodón impregnado en solución salina 0,9% (suero fisiológico). Una vez seca, se procederá a su antisepsia.
- Si es piel no intacta, se limpiará cuidadosamente con suero fisiológico, retirando todo el tejido desvitalizado.

Se respetarán las indicaciones del fabricante en cuanto al tiempo de contacto, modo de aplicación y condiciones de conservación. Para aquellas soluciones antisépticas que sean preparadas por el propio centro, las concentraciones y modo de aplicación serán las indicadas por los Servicios de Medicina Preventiva.

Si es necesario preparar una concentración determinada de un producto antiséptico, una vez diluido, se etiquetará con la fecha de preparación y de caducidad. Para evitar contaminaciones, se tendrá especial cuidado con aquellas preparaciones que contengan muy bajas concentraciones de antiséptico (p.e. 0,5% clorhexidina acuosa) permaneciendo el frasco cerrado siempre que no esté en uso. Una vez abierto, el tiempo de caducidad será de 24 horas.

B) CARACTERÍSTICAS E INDICACIONES DE LOS ANTISÉPTICOS DE USO HOSPITALARIO

TABLA 3. PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS DE LOS ANTISÉPTICOS HOSPITALARIOS DE USO MÁS FRECUENTE					
AGENTE	PRESENTACIONES	MECANISMO DE ACCIÓN	INACTIVACIÓN	OTRAS CARACTERÍSTICAS	TOXICIDAD
ALCOHOL	Etanol 60-90%, isopropanol 70% o n-propanol 60%. Existen mezclas de alcoholes	Desnaturaliza las proteínas	Moderada	Se potencia su actividad con la combinación de otros antisépticos Volátil e inflamable	Sequedad e irritación que se reducen por la presencia de emolientes
BIGUANIDAS	Clorhexidina digluconato: - Acuosa: 0,05-2% - Alcohólica: 0,5-1% - Jabonosa: 4% - Gel: 1%	Rompe la membrana celular	Elevada	Incompatible con tensioactivos aniónicos Se afecta la estabilidad en presencia de luz y elevadas temperaturas	Ototoxicidad y queratitis Dermatitis (uso frecuente si >4%) Irritante (dosis dependiente)
IODÓFOROS	Povidona yodada (PVP): - Acuosa: 5-10% - Alcohólica: 1-5% - Jabonosa: 7,5-10% - Pomada: 10%	Oxidación de proteínas	Elevada	La concentración de yodo molecular (p.e. PVP al 10% contiene 1% de yodo libre) es la responsable de la actividad. Activo en un amplio rango de pH, se afecta por la T ^o	Dermatitis por contacto Absorción cutánea con posible toxicidad (hipotiroidismo transitorio en neonatos) Evitar aplicación en heridas abiertas
COMPUESTOS DE AMONIO CUATERNARIOS	Etilsulfato de metcetrinio Cloruro de benzalconio N-duopropenida Cetrimida	Rompe la membrana celular	Elevada	A bajas concentraciones son bacteriostáticos y fungistáticos Excelentes propiedades limpiadores Incompatible con tensioactivos aniónicos	Buena tolerancia A concentraciones de uso, menos irritante que otros antisépticos
FENOLES	Triclosán: - Alcohólico: 0,5 % - Jabonoso: 0,2-2% Hexaclorofeno: - Jabonoso: 3% PCMX (paraclorometaxileno) - Jabonoso: 0,3-3,75%	Desestabiliza la pared celular	Baja	Frecuente efecto bacteriostático Se afecta por cambios de pH, surfactantes y emolientes	Buena tolerancia Irritante a concentraciones superiores a 2% Hexaclorofeno: no usar en higiene de niños. Neurotoxicidad PCMX: propiedades en re-evaluación

* Afectación de la actividad por la presencia de sustancias interferentes



TABLA 4. ESPECTRO ANTIMICROBIANO Y EFECTO RESIDUAL DE LOS PRINCIPALES ANTISÉPTICOS DE USO HOSPITALARIO

AGENTE ANTISÉPTICO	BACTERIAS GRAM +	BACTERIAS GRAM -	MICOBACTERIAS	HONGOS	VIRUS	VELOCIDAD DE ACCIÓN	ACTIVIDAD RESIDUAL
ALCOHOL	+++	+++	+++	+++	+++	Rápida	Ninguna
CLORHEXIDINA ACUOSA	+++	++	+	+	+	Intermedia	Excelente
CLORHEXIDINA ALCOHÓLICA	+++	+++	+++	+++	+++	Rápida	Buena
POVIDONA YODADA	+++	+++	++	++	++	Intermedia	Mínima
POVIDONA YODADA ALCOHÓLICA	+++	+++	+++	+++	+++	Rápida	Mínima
N-DUOPROPENIDA	+++	+++	++	++	+	Intermedia	Mínima
TRICLOSÁN	+++	++	+	+	+++	Intermedia	Excelente
HEXACLORFENO/PCMX	+	++	+	+	+	Lenta	Mínima



TABLA 5. INDICACIONES DE LOS ANTISÉPTICOS Y PRINCIPALES PRECAUCIONES DE USO

	INDICACIONES	ANTISÉPTICOS	PRECAUCIONES/OBSERVACIONES
HIGIENE DE MANOS	Lavado rutinario	Jabón líquido neutro	Dispensación por dosificación y uso de toallas de papel desechable para el secado
	Lavado antiséptico	Jabón antiséptico: Clorhexidina 4% ó PVP 7,5%	
	Lavado quirúrgico	Jabón antiséptico: Clorhexidina 4% ó PVP 7,5%	Preferiblemente, usar cepillos de un solo uso con esponja impregnados en antiséptico
	Soluciones alcohólicas por fricción	Etanol y/o isopropanol 60-70% Combinados con otros antisépticos se aumenta su poder remanente: clorhexidina, etilsulfato de mecetrônio, N-duopropenida, triclosán, etc.	En ausencia de suciedad y materia orgánica visible, constituyen una alternativa al lavado de manos rutinario o antiséptico en situaciones especiales
ANTISEPSIA DE PIEL	Inyecciones/punciones	Clorhexidina alcohólica 0,5% ó alcohol 70% o PVP acuosa 10%	Valorar la posible irritabilidad de PVP alcohólicas 1%-5% . Evitar el uso de tinturas de yodo en punciones epidurales en embarazadas y en cirugías de tiroides
	Desinfección previa inserción de CV*	Clorhexidina alcohólica 0,5%, clorhexidina acuosa 2% ó PVP acuosa 10%	En neonatología evitar el uso de tinturas de yodo
	Cordón Umbilical	Alcohol 70%, clorhexidina acuosa 0,5-2%	
	Desinfección campo quirúrgico	PVP acuosa 10%	Campo quirúrgico de partos o cesáreas usar clorhexidina acuosa 0,5-2%
	Heridas	Abiertas: clorhexidina acuosa 0,5% Cerradas (postquirúrgica): PVP 10%	Limpilar previamente la zona con jabón neutro (pH 5,5) o solución salina 0,9%

* CV: Catéter intravascular



TABLA 5. INDICACIONES DE LOS ANTISÉPTICOS Y PRINCIPALES PRECAUCIONES DE USO (CONT.)

	INDICACIONES	ANTISÉPTICOS	PRECAUCIONES/OBSERVACIONES
ANTISEPSIA DE PIEL (CONT)	Úlceras por presión	Clorhexidina acuosa 0,05% ó PVP acuosa 10%	Limpiar previamente la zona con solución salina 0,9%. Se utilizará H ₂ O ₂ /solución salina 0,9% (30/70) en úlceras infectadas con necrosis seca y húmeda.
	Desinfección paciente prequirúrgico	Clorhexidina jabonosa 4%	Ducha y lavado de cabeza antes de la cirugía. Preferiblemente esponjas impregnadas con antiséptico
	Quemaduras	Sulfadiazina argéntica 1%** con Cerio 2% Clorhexidina pomada 10%	
ANTISEPSIA DE MUCOSAS	Lavados peritoneales/puérpales	Clorhexidina acuosa 0,5%	
	Lavados vesticales	Clorhexidina acuosa 0,5%	
	Antisepsia bucal	Clorhexidina acuosa 0,1-0,2% ó Hexetidina 0,1%	Pacientes colonizados por microorganismos multiresistentes: enjuagues y gargarismos 3 veces al día

** Antiséptico con aplicación exclusiva en quemaduras. Amplio espectro bactericida y fungicida. Se potencia su acción antimicrobiana y acelera la formación de escara en combinación con Nitrato de Cerio



3.5.2. DESINFECTANTES

Los desinfectantes son agentes químicos que destruyen o inhiben el crecimiento de los microorganismos presentes en superficies u objetos inanimados. No necesariamente han de presentar actividad frente a esporas bacterianas.

A) CLASIFICACIÓN DEL INSTRUMENTAL CLÍNICO

El esquema de clasificación que propuso Spaulding en 1967 lleva siendo utilizado desde hace más de 30 años. Esta clasificación se basa en aplicar la desinfección teniendo en cuenta el grado de riesgo de infección que supone el contacto de ciertos instrumentos o equipos médicos con el paciente. Así, actualmente se sigue utilizando este criterio, clasificando el material en las siguientes tres categorías de riesgo:

Material crítico: aquel instrumento o equipo clínico que entra en contacto con el sistema vascular y tejido o cavidad estéril, y por tanto requiere esterilización. Esta categoría incluye todo el material quirúrgico, catéteres intravasculares, endoscopia rígida e implantes.

Material semicrítico: aquel instrumento o equipo clínico que entra en contacto con membranas mucosas y piel no intacta, y por tanto requiere desinfección de alto nivel. Esta categoría incluye endoscopios flexibles, equipos de terapia respiratoria y anestesia, palas de laringoscopia, etc. Para evitar la recontaminación de estos equipos, una vez desinfectados deben aclararse con agua estéril. En aquellas situaciones en las que no sea posible, deberá utilizarse agua del grifo y posteriormente alcohol 70% y secado con pistola.

Material no crítico: aquel instrumento o equipo clínico que entra en contacto con piel intacta, pero no con membranas mucosas, y por tanto requiere desinfección de intermedio-bajo nivel. La piel intacta actúa de barrera efectiva de forma que no se considera "crítica" la esterilidad del material. Ejemplos de equipos incluido en esta categoría son cuñas y botellas, monitores de presión, manguitos de presión arterial, barras de camas, lencería, mobiliario del entorno del paciente y suelos.

Sin embargo, esta clasificación que brilla por su sencillez, plantea problemas a resolver en la práctica con ciertos equipos clínicos termosensibles, o potencialmente contaminados por priones, o incompatibles con el método de elección, etc.

Este hecho es especialmente importante en el caso de la endoscopia rígida. Basándose en la falta de evidencia científica, que demuestre un aumento del riesgo de infección por realizar artroscopias o laparoscopias con equipos no estériles, hay centros hospitalarios que no esterilizan los artroscopios y laparoscopios ya que consideran suficiente una desinfección de alto nivel. En muchos casos, la realidad es que los equipos son termosensibles y su esterilización por sistemas a baja temperatura disminuye su

rotabilidad y por tanto la actividad quirúrgica diaria, y en otros, lo justifican por la utilización de accesorios estériles desechables e imposibilidad de reflujo de los fluidos a través de los canales endoscópicos. Sin embargo, en la mejora de la calidad de los procedimientos debe primar la minimización del riesgo, y por tanto, reducir la probabilidad de transmitir infecciones de una forma segura es, y ha sido siempre, la esterilización del instrumental y equipo clínico.

B) FACTORES QUE AFECTAN A LA DESINFECCIÓN Y ESTERILIZACIÓN

La susceptibilidad de los distintos microorganismos a los procesos de inactivación está en función de numerosos factores como el pH, temperatura, presencia de materia orgánica, biofilm, etc. Estos factores pueden aumentar o reducir la capacidad desinfectante de un producto, bien porque inducen cambios en las propiedades químicas que les confieren su acción biocida, o bien por impedir el contacto con la superficie a desinfectar disminuyendo así, el contacto directo con los microorganismos.

Sin embargo, el factor más importante a tener en cuenta es la resistencia intrínseca o innata que poseen los microorganismos frente a los procesos de esterilización, cuya naturaleza en la mayoría de los casos reside en la diferente composición de la pared celular que regula la penetrabilidad de los agentes desinfectantes y esterilizantes. **Tabla 6.**

Entre todas las especies bacterianas, las esporas constituyen la forma microbiana más resistente a los procesos de descontaminación. La resistencia intrínseca de las esporas bacterianas a los agentes desinfectantes y esterilizantes es un mecanismo muy conocido y documentado. Mientras que la resistencia de los microorganismos a la acción de los desinfectantes es un tema controvertido y en continuo cambio, la escala de resistencia a los procesos de esterilización está muy establecida. De hecho, algunas especies de esporas bacterianas constituyen el microorganismo de elección en la monitorización biológica de los sistemas de esterilización (ej: *Bacillus subtilis*, *Bacillus stearothermophilus*). Se han descrito multitud de mecanismos bacterianos de resistencia adquirida a los agentes desinfectantes. Dichos mecanismos incluyen desde la adquisición de plásmidos y transposones hasta las mutaciones genéticas o amplificaciones de genes cromosómicos endógenos.



Para alcanzar un alto nivel de desinfección, sería suficiente que el agente desinfectante mostrara actividad biocida frente a todos los microorganismos excepto un alto número de esporas. Cuando se trata de un agente esterilizante, se requiere la destrucción de toda forma de vida microbiana y en este caso, si es necesaria la eliminación de las esporas bacterianas. En la **tabla 6** se puede observar como la escala de resistencia y la de nivel de desinfección está inversamente relacionada.

Los desinfectantes de nivel intermedio y bajo poseen una actividad antimicrobiana que los hacen muy adecuados para la desinfección de instrumental y equipos clínicos no críticos, así como las superficies hospitalarias.

TABLA 6. RELACIÓN ENTRE LA RESISTENCIA INTRÍNSECA DE LOS MICROORGANISMOS Y LOS PROCESOS DE DESINFECCIÓN Y ESTERILIZACIÓN

RESISTENCIA	MICROORGANISMOS	NIVEL
	Priones	Ver capítulo 4.6
	Esporas bacterianas	Esterilización
	Micobacterias (<i>Mycobacterium tuberculosis</i> , <i>M. avium</i> , <i>M. chelonae</i>) Protozoos (Quistes) (<i>Giardia</i> , <i>Cryptosporidium</i>) Virus pequeños sin envuelta (Picornavirus, parvovirus, y algunos rotavirus, hepatitis A y E, norwalk)	Alto nivel de desinfección
	Virus grandes sin envuelta (Adenovirus) Esporas fúngicas (<i>Aspergillus</i> , <i>absidia</i>)	Nivel intermedio de desinfección
	Formas vegetativas bacterianas y fúngicas (<i>E. coli</i> , <i>P. aeruginosa</i> , <i>S. aureus</i> , <i>Candida</i> spp.) Virus grandes con envuelta lipídica (VH, VHC, VHB, herpes, varicela, rubeola)	Bajo nivel de desinfección

SUSCEPTIBILIDAD

C) CARACTERÍSTICAS E INDICACIONES DE LOS DESINFECTANTES DE INSTRUMENTAL Y EQUIPO CLÍNICO

AGENTE	PRESENTACIONES	MECANISMO DE ACCIÓN	ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA	COMPATIBILIDAD/ TOXICIDAD
ALCOHOL	Etanol 60-90%, isopropanol 70% o n-propanol 60% . Existen mezclas de alcoholes	Desnaturalización de las proteínas Baja afectación por la materia orgánica	No presentan actividad esporicida Activos frente a micobacterias Limitada actividad frente a virus pequeños no envueltos Rápidamente bactericidas y fungicidas	Compatibilidad intermedia Daña el cemento y pegamento de las lentes. Pueden alterar la conformación de ciertos plásticos después de múltiples usos
GLUTARALDEHÍDO	Alcalino: 2-3,4% Ácido: 0,2-2,5% Mezcla de glutaraldehído 1,12% + Fenol/Fenolato 1,93% (1:8)	Alquilación: alteración de el RNA, DNA y síntesis de proteínas Ausencia de afectación por la materia orgánica	Lenta actividad esporicida: 3 h Activos frente a micobacterias: 20 min. Amplio espectro virucida Rápidamente bactericidas y fungicidas	Compatibilidad excelente Fijación de las proteínas a las superficies del instrumental Irritante y sensibilizante para piel y mucosas (VLA-EC: 0,05 ppm) ⁽¹⁾ Uso clínico limitado debido a su toxicidad
ORTOFTALALDEHÍDO	0,55% 0,055% (limitado a máquimas automáticas)	Menor capacidad alquilante que el glutaraldehído pero mayor penetrabilidad a través de la membrana celular	Muy lentamente esporicida: 32 h Rápidamente micobactericida: 5 min. Actividad frente a virus no muy estudiada Amplio espectro bactericida y fungicida	Compatibilidad excelente Ausencia de efectos irritantes y sensibilizantes. No posee límite de exposición Debe manejarse con cuidado ya que tiñe de gris todo tejido o superficie que contenga proteínas
FORMALDEHÍDO	Formol 34-38% con metanol (Formalina)	Alquilación: alteración de el RNA, DNA y síntesis de proteínas Ausencia de afectación por la materia orgánica	Actividad bactericida, virucida y esporicida más lenta que el glutaraldehído	Compatibilidad excelente Irritante y sensibilizante para tracto respiratorio y mucosas (VLA-EC: 0,3 ppm) ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Límites establecidos por el Instituto de Seguridad e Higiene en el Trabajo (INSHT). VLA-ED: valor límite de exposición ambiental para exposición diaria (8 h); VLA-EC: valor límite de exposición ambiental para exposición de corta duración (15 minutos)



TABLA 7. CARACTERÍSTICAS DE LOS PRINCIPALES DESINFECTANTES DE INSTRUMENTAL Y EQUIPO CLÍNICO (CONT.)

AGENTE	PRESENTACIONES	MECANISMO DE ACCIÓN	ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA	COMPATIBILIDAD/ TOXICIDAD
PERÓXIDO DE HIDRÓGENO (H₂O₂)	3-7,5%	Oxidante: produce radicales libres O ₂ y -OH que destruyen membranas y ácidos nucleicos Escasa afectación por materia orgánica	Amplio espectro bactericida, fungicida, virucida y micobactericida Lentamente esporicida (p.e. 7,5% H ₂ O ₂ , 6 h).	Pueden producir cambios funcionales o cosméticos en los endoscopios por corrosión de ciertos metales (p.e. zinc y cobre) Daño ocular por contacto Escasa irritación de tejidos
ÁCIDO PERACÉTICO (APA)	0,18-0,35% Se excluye APA 0,2% (Steris 20) de uso exclusivo en el sistema de esterilización en punto de uso Steris System I	Oxidante: desnaturaliza proteínas y destrucción de pared celular Escasa afectación por materia orgánica	Rápida y potente acción bactericida, fungicida, virucida, micobactericida, y esporicida.	Incompatible con instrumentos que contengan aluminio Corrosivo frente a ciertas aleaciones de cobre, latón y acero La solución concentrada puede producir daño ocular y cutáneo Según el INSHT no posee VLA ⁽¹⁾
PERÓXIDO DE HIDRÓGENO/ÁCIDO PERACÉTICO	8,3% H ₂ O ₂ /7% APA 7,35% H ₂ O ₂ /0,23% APA 1% H ₂ O ₂ /0,08% APA	Oxidante	Amplio espectro antimicrobiano, con actividad esporicida sinérgica a concentraciones de H ₂ O ₂ entre 5,9-23,6%.	Ver las características de los principios activos
AMONIOS CUATERNARIOS	N-duopropenida 22,76% (diluída al 2%) Asociación con aminas terciarias: etanolamina, diaminopropilamina, bis(3-aminopropil)-dodecilamina y otros	Inactivación de enzimas, desnaturalización de proteínas y rotura de membrana celular Escasa afectación por materia orgánica	Amplio espectro bactericida, fungicida y virucida. Las asociaciones mejoran la actividad micobactericida. Lentamente micobactericidas y esporicidas.	Excelente compatibilidad No corrosivos Escasa toxicidad oral y dérmica Escasa literatura internacional

⁽¹⁾ Límites establecidos por el Instituto de Seguridad e Higiene en el Trabajo (INSHT). VLA-ED: valor límite de exposición ambiental para exposición diaria (8 h); VLA-EC: valor límite de exposición ambiental para exposición de corta duración (15 minutos)



TABLA 7. CARACTERÍSTICAS DE LOS PRINCIPALES DESINFECTANTES DE INSTRUMENTAL Y EQUIPO CLÍNICO (CONT.)

AGENTE	PRESENTACIONES	MECANISMO DE ACCIÓN	ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA	COMPATIBILIDAD/ TOXICIDAD
DIÓXIDO DE CLORO	175-260 ppm 380 ppm (limitado a máquinas automáticas)	Oxidante; produce radicales libres OCl ⁻ y O ⁻ que destruyen membranas y ácidos nucleicos Escasa afectación por materia orgánica	Amplio espectro antimicrobiano. Rápidamente esporicida.	Puede dañar polímeros plásticos y metales de los endoscopios por lo que se acompañan de inhibidores Baja toxicidad por inhalación y contacto
FENOLES	2,8-15% O-fenilfenol 2,7% O-bencil-P-clorofenol	Rotura de pared celular y precipitación de proteínas Afectación por materia orgánica	Amplio espectro antimicrobiano. No presentan actividad esporicida	Quedan residuos en materiales porosos Irritación de tejidos Causa hiperbilirubinemia en niños
AGUA SUPEROXIDADA	Hipoclorito y ácido hipocloroso: 650-675 mg/l (USA) 212-218 mg/l (Europa).	Oxidante; produce radicales libres como Cl ⁻ y HOCl ⁻ que destruyen membranas y ácidos nucleicos Elevada afectación por materia orgánica	Amplio espectro antimicrobiano. Rápidamente esporicida.	Inestable (afectación de la actividad por cambios de pH) Puede dañar polímeros plásticos y es corrosivo frente a metales de endoscopios No toxicidad biológica
DERIVADOS CLORADOS	Hipoclorito sódico (Lejía 40-100 gr/l)	No está clarificado. Principio activo: ácido hipocloroso (HOC) Se postula que está relacionado con la desnaturalización de las proteínas y con la interacción con una enzima clave del metabolismo celular. Afectación por presencia de materia orgánica	Amplio espectro bactericida, fungicida y esporicida. Presenta lenta actividad virucida frente a virus pequeños sin envuelta	Corrosivos. No utilizar en superficies metálicas. Por inhalación, ingestión o contacto causa irritabilidad del tracto respiratorio e intestinal y del tejido conjuntival.

(1) Límites establecidos por el Instituto de Seguridad e Higiene en el Trabajo (INSHT). VIA-ED: valor límite de exposición ambiental para exposición diaria (8 h); VIA-EC: valor límite de exposición ambiental para exposición de corta duración (15 minutos)



TABLA 8. INDICACIONES DE USO DE LOS PRINCIPALES DESINFECTANTES DE INSTRUMENTAL Y EQUIPO CLÍNICO

AGENTE	NIVEL DE DESINFECCIÓN	MODO DE APLICACIÓN	INDICACIONES DE USO
ALCOHOL	Intermedio	Concentración óptima de uso: 70% Aplicación por inmersión 10 min. o por fricción. No aclarar, dejar evaporar.	Termómetros, tapones de viales multidosis, llaves de 3 pasos, fonendoscopios, transductores, enjuague canales endoscópicos.
GLUTARALDEHÍDO	Alto Nivel	- G. alcalino: Inmersión manual 20-45 min. - G. fenolato: Inmersión manual 20 min. - G. alcalino o ácido: desinfección automática - 0,2-1%; 7-12 min. a 60°C - 2,5%; 5 min. a 35°C	Endoscopia flexible, transductores, máquinas de hemodiálisis, instrumental de ORL, oftalmología, etc. Requiere activación. El más referenciado es el G. alcalino al 2% 20 min. G. ácido es más lentamente esporicida y presenta cierto efecto corrosivo G. fenolato es menos tóxico que el G. alcalino pero no mejora su actividad antimicrobiana. Debe utilizarse al 1:8 durante 20 min.
ORTOFTALALDEHÍDO (OPA)	Alto Nivel	- Inmersión manual: 0,55% 12 min (USA), 5 min (Europa) - Desinfección automática: 0,055% 5 min. a 50°C. Procede de un concentrado de OPA 5,75%.	Sustituye al glutaraldehído alcalino al 2% en todas sus aplicaciones. Aunque es menos tóxico es más caro
FORMALDEHÍDO	Alto Nivel	Inmersión manual: 35% 10 min	Transductores, máquinas de hemodiálisis, instrumental de ORL, oftalmología, etc. Al igual que otros aldehídos su uso clínico es limitado debido a su toxicidad
PERÓXIDO DE HIDRÓGENO (H₂O₂)	Alto Nivel	Aplicación por inmersión manual al 7,5%: 30 minutos	Desinfección de instrumental de consulta (p.e. tonómetros). Limitado uso en endoscopia flexible. 3-6% en lentes de contacto blandas
ÁCIDO PERACÉTICO (APA)	Alto Nivel	Aplicación por inmersión manual, sistemas semiautomáticos y automáticos 0,18-0,35%: 5-10 minutos	Endoscopia flexible, transductores, máquinas de hemodiálisis, instrumental de ORL, oftalmología, etc.



TABLA 8. INDICACIONES DE USO DE LOS PRINCIPALES DESINFECTANTES DE INSTRUMENTAL Y EQUIPO CLÍNICO (CONT.)

AGENTE	NIVEL DE DESINFECCIÓN	MODO DE APLICACIÓN	INDICACIONES DE USO
PERÓXIDO DE HIDRÓGENO/ÁCIDO PERACÉTICO	Alto Nivel	Aplicación por inmersión manual: 5-25 minutos	Limitado uso clínico por problemas de compatibilidad.
AMONIOS CUATERNARIOS Y ASOCIACIÓN CON AMINAS TERCIARIAS	Alto Nivel	Aplicación por inmersión manual 2-20%; 15-20 minutos	Instrumental semicrítico de consultas y Endoscopia flexible.
DIÓXIDO DE CLORO	Alto Nivel	Aplicación por inmersión manual, sistemas semiautomáticos y automáticos: 5 minutos Aplicación directa mediante toallas impregnadas: 30 s	Requiere activación. Inmersión: Endoscopia flexible Aplicación directa: transductores, sondas e instrumental SIN LÚMEN (p.e. fibroscopios deORL)
FENOLES	Intermedio/Bajo	—	Contraindicado uso en instrumental semicrítico debido a su limitada actividad antimicrobiana y su toxicidad.
AGUA SUPEROXIDADA	Alto Nivel	Aplicación por Inmersión automática: 10 minutos (USA), 5 minutos (Europa)	Sistema exclusivo para Endoscopia flexible. Generación de la solución en punto de uso.
DERIVADOS CLORADOS	Intermedio/Bajo	Aplicación por inmersión manual 500 ppm: 5-10 minutos	No está indicado para instrumental semicrítico. Prótesis dentales y tonómetros,



D) CARACTERÍSTICAS E INDICACIONES DE LOS DESINFECTANTES DE SUPERFICIES Y MOBILIARIO

AGENTE	PRESENTACIONES	MECANISMO DE ACCIÓN	ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA	COMPATIBILIDAD/ TOXICIDAD
DERIVADOS CLORADOS	Hipoclorito sódico (Lejía): 40-100 gr/l	No está clarificado. Principio activo: ácido hipocloroso (HOC) Se postula que está relacionado con la desnaturación de las proteínas y con la interacción con una enzima clave del metabolismo celular.	Amplio espectro bactericida, fungicida y esporicida. Presenta lenta actividad virucida frente a virus pequeños sin envuelta. Afectación por presencia de materia orgánica	Corrosivos. No utilizar en superficies metálicas. Por inhalación, ingestión o contacto causa irritabilidad del tracto respiratorio e intestinal y del tejido conjuntival.
AMONIO CUATERNARIOS	N-Duopropenida 22,76% (diluída al 0,5%) Cloruro de benzalcónio, acetato de guanidina o biguanida, y asociación con aminas terciarias.	Inactivación de enzimas, desnaturación de proteínas y rotura de membrana celular	Amplio espectro bactericida, fungicida y virucida. Las asociaciones mejoran la actividad micobactericida. Lentamente micobacteridas y esporicidas. Escasa afectación por materia orgánica	Excelente compatibilidad. Ausencia de efecto corrosivo Buena acción detergente y limpiadora Escasa toxicidad oral y dérmica

NOTA: En razón de su toxicidad, se ha excluido las características e indicaciones de uso de los aldehídos y fenoles.



TABLA 10. INDICACIONES DE USO DE LOS PRINCIPALES DESINFECTANTES DE SUPERFICIES Y MOBILIARIO DE USO HOSPITALARIO

AGENTE	NIVEL DE DESINFECCIÓN	MODO DE APLICACIÓN	INDICACIONES DE USO
<p>DERIVADOS CLORADOS</p>	<p>Intermedio/Bajo</p>	<p>Aplicación directa del producto diluido. Superficies: Lejía común 5% (50 gr/l) diluida: - 1/100 (500 ppm): zonas de hospitalización - 1/50 (1.000 ppm): zonas críticas y quirófanos - 1/5- 1/10(10.000-5000 ppm): salpicaduras de sangre o fluidos corporales Cuñas y botellas: Lejía común 5% 1/10 (5.000 ppm)</p>	<p>Suelos, paredes, techos, mobiliario no metálico, cuñas y botellas. Debido a su elevada afectación por la presencia de materia orgánica, se deben limpiar muy bien antes de desinfectar. En superficies, preferible la aplicación mediante sistema de doble cubo o mopas desechables.</p>
<p>AMONIO CUATERNARIOS</p>	<p>Intermedio/Bajo</p>	<p>Aplicación directa según indicaciones del fabricante.</p>	<p>Suelos, paredes, techos, mobiliario metálico y equipamiento no crítico del entorno del paciente.</p>

NOTA: En razón de su toxicidad, se ha excluido las características e indicaciones de uso de los aldehídos y fenoles.



3.5.3. BIBLIOGRAFÍA

1. Damani NN. Principles of Infection Control. En: Manual of infection control procedures. Damani (ed.) 2ª edn. Greenwich Medical Medic Limited (ed.). London, 2003. pp. 1-8.
2. Rutala WA. APIC guidelines for selection and use of disinfectants. American Journal of Infection Control, 1996; 24: 313-342.
3. Mc Donnell G, Russell D. Antiseptic and disinfectants: activity, action and resistance. Clinical Microbiological Reviews, 1999; 12 (1): 147-179.
4. Arévalo JM, Arribas JL, Hernández MJ y Lizán M. Guía de utilización de antisépticos. Medicina Preventiva, 2001. Vol VII (1): 17-23.
5. Centers of Diseases Control. Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections. MMWR 2002; 51 (No. RR-10).
6. Guía de higiene hospitalaria. Servicio de Medicina Preventiva, Hospital Clínico San Carlos 2004, Madrid.
7. Prevención de la transmisión de la infección a través de la estructura, equipos y materiales utilizados en la atención al paciente. Servicio de Medicina Preventiva y Gestión de Calidad. Hospital Universitario Gregorio Marañón 2001, Madrid.
8. Guía de recomendaciones para la prevención de la infección nosocomial. Consejería de Sanidad, Generalitat Valenciana, 2003.
9. Guía para la prevención y control de la infección en el hospital. Comisión clínica de infecciones. Hospital La Paz, 2003. Madrid.
10. Guía para la buena práctica en prevención. Micosis invasoras nosocomiales. Consejería de Sanidad. Comunidad de Madrid. 2003.
11. Ayliffe GAJ, Lowbury EJJ, Geddes AM y Williams JD. Control of Hospital Infection: A practical handbook. 3ª edn. En: Chapman Et Hall (eds), London. 1993.p. 1-11.
12. Principles and practice of disinfection, preservation and sterilization. Russell AD, Hugo WB y Ayliffe GAJ (eds). 4ª edn. Blackwell Science, Oxford, London, 2004. p. 395-415.
13. Disinfection, Sterilization and Preservation. Block S (ed.). 5ª edn., Philadelphia: Lea Et Febiger; 2001.



14. Límites de exposición profesional para agentes químicos en España. Grupo de trabajo del Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (INSHT) (ed). Ministerio de Trabajo y Asuntos Sociales. Madrid, 2001-2002.
15. Rutala W y Weber DJ. Uses of Inorganic Hypochlorite (Bleach) in health-care facilities. *Clinical Microbiology Reviews*, 1997; 10(4): 597-610.
16. FDA-Cleared sterilants and high level disinfectants with general claims for processing reusable medical and dental devices. Febrero 2006. En: www.fda.gov/cdrh/ode/germlab.html.



3.6. Desinsectación y desratización

- 3.6.1. Introducción
- 3.6.2. Tipos de plagas
- 3.6.3. Zonas conflictivas
- 3.6.4. Clases de riesgo
- 3.6.5. Métodos de actuación
- 3.6.6. Clasificación de los plaguicidas
- 3.6.7. Plan de desratización, desinsectación y desinfección
- 3.6.8. Bibliografía

AUTOR:

- Rodríguez Caravaca, Gil ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Unidad de Medicina Preventiva. Fundación Hospital de Alcorcón.

3.6.1. INTRODUCCIÓN

Los hospitales son lugares idóneos para la presencia de insectos, roedores y plagas en general, ya que albergan una importante colectividad humana, soportada por una infraestructura compleja. La importancia de los insectos, roedores y plagas como vectores activos y pasivos de enfermedades es muy grande y la gama de animales que deben ser controlados o eliminados en el medio hospitalario es muy amplia. Las labores de saneamiento, que abarcan la desinfección, desinsectación y desratización, van dirigidas a la prevención y eliminación de todo tipo de plagas, principalmente de artrópodos (generalmente insectos) y roedores.

3.6.2. TIPOS DE PLAGAS

Las plagas pueden ser de tres tipos:

- a) Permanentes: presencia continua de roedores y cucarachas.
- b) Estacionales: presencia estacional de aquellos insectos cuya biología se encuentra íntimamente ligada a condiciones ambientales exteriores (hormigas, mosquitos, determinadas especies de moscas, etc.).
- c) Circunstanciales: presencia ocasional de algún insecto inusual en este tipo de instalaciones, portados en ocasiones por personas o material procedente del exterior (pulgas, chinches, piojos, etc.).

3.6.3. ZONAS CONFLICTIVAS

La presencia de plagas en las diferentes zonas de los centros, difiere en función de las características, ubicación y tipo de actividad que se desarrolla en ellas, pudiendo distinguir estas zonas conflictivas:

- a) Dependencias hosteleras: cocinas, cafeterías, almacenes de víveres, zonas de preparación de comidas, comedores, etc.
- b) Zonas bajas de los centros: sótanos, galerías, calderas, conducciones y acometidas en general, muelles de carga, etc.
- c) Conducciones horizontales y verticales: aquellas por donde van los conductos de climatización, oxígeno, agua, etc.
- d) Entorno del hospital: edificios vacíos, registros subterráneos, zonas circundantes, zonas ajardinadas, obras, etc.



3.6.4. CLASES DE RIESGO

Existirán diferentes clases de riesgos de la presencia de plagas:

- a) Riesgo de acceso: a través de sótanos, zonas bajas, ventanas, etc.
- b) Riesgo de asentamiento y proliferación: bien en zonas de presencia de alimentos, agua, temperatura, o bien en zonas no frecuentadas por personas y en puntos de refugio con acumulación de residuos alimenticios.
- c) Riesgo de desplazamientos o dispersión de plagas: por acometida de luz y agua, transporte y entrada de mercancías embaladas, etc.

3.6.5. MÉTODOS DE ACTUACIÓN

Los métodos de actuación se pueden catalogar como:

A) MÉTODOS PASIVOS

Consisten en crear todo tipo de medidas y barreras que impidan el acceso y el desarrollo de vectores en las dependencias de nuestros centros.

Se basan en una correcta construcción y mantenimiento de las instalaciones, buen almacenamiento de alimentos, limpieza, y dotación de barreras físicas (rejillas, mosquiteros, etc.).

B) MÉTODOS ACTIVOS

- a) Medios físicos: utilización de sistemas eléctricos o emisión de ondas para tratar de alterar la humedad y temperatura de puntos conflictivos.
- b) Medios mecánicos: aplicación de jaulas o cebaderos.
- c) Medios biológicos: Utilización de reguladores de crecimiento o reproducción.
- d) Medios químicos: Utilización de plaguicidas, tanto para el tratamiento preventivo como para el tratamiento puntual ante la presencia de plagas.

3.6.6. CLASIFICACIÓN DE LOS PLAGUICIDAS

A) ATENDIENDO AL TIPO DE USO

- I. Plaguicidas fitosanitarios o productos fitosanitarios: los destinados a su utilización en el ámbito de la sanidad vegetal.



- II. Plaguicidas de uso ganadero: los destinados a su utilización en el entorno de la sanidad animal.
- III. Plaguicidas para uso en la industria alimentaria: los destinados a tratamientos externos de transformados de vegetales, de productos de origen animal y de sus envases, así como los destinados al tratamiento de locales, instalaciones o maquinaria relacionados con la industria alimentaria.
- IV. Plaguicidas de uso ambiental: aquellos destinados a operaciones de desinfección, desinsectación y desratización en locales públicos o privados, establecimientos fijos o móviles, medios de transporte y sus instalaciones.

B) ATENDIENDO AL GRADO DE TOXICIDAD PARA LAS PERSONAS

- I. Nocivos: los que por inhalación, ingestión y/o penetración cutánea puedan entrañar riesgos de gravedad limitada.
- II. Tóxicos: los que por inhalación, ingestión y/o penetración cutánea puedan entrañar riesgos graves, agudos o crónicos, e incluso la muerte.
- III. Muy tóxicos: los que por inhalación, ingestión y/o penetración cutánea puedan entrañar riesgos extremadamente graves, agudos o crónicos e incluso la muerte.

3.6.7. PLAN DE DESRATIZACIÓN, DESINSECTACIÓN Y DESINFECCIÓN

Para el control de plagas en el hospital se diseñará un plan de actuación global que incluirá:

- a) Plan inicial o de choque: se hará una evaluación y descripción de la situación inicial del ámbito hospitalario que se vaya a tratar, incluyendo:
 - Para cada plaga identificada, el tratamiento correspondiente y los productos que se van a utilizar, con indicación del lugar o lugares donde se va a realizar el tratamiento y duración del mismo.
 - Actuaciones preventivas y lugares donde se van a realizar.
 - Recomendaciones para la mejora de los tratamientos.
- b) Plan periódico: se describirán las actuaciones que se van a realizar periódicamente.
- c) Plan puntual: se describirán las actuaciones a realizar cuando se detecten irregularidades puntuales. Se comunicarán a la empresa que proporciona el servicio y se debe actuar en un plazo inferior a 24 horas desde que se recibió la notificación del problema.



3.6.8. BIBLIOGRAFÍA

1. Guía de higiene hospitalaria. Hospital Clínico San Carlos. Madrid 2004.
2. Cruzet F, Mariano A, Dávila M, Guillén F, Armadans L, López Encinar P, Blasco P. Vigilancia y control de plagas en centros sanitarios. *Medicina Preventiva* 1998, 4(1): 37-41.
3. Procedimientos, prevención y control de enfermedades transmisibles en el medio hospitalario. Guía de actuación para la implantación de un plan DDD en el medio hospitalario. <http://www.sergas.es/>



3.7. Higiene de otras zonas de riesgo

3.7.1. Áreas clínicas

3.7.2. Áreas no clínicas

3.7.3. Bibliografía

AUTORAS:

- Sanz Gallardo, M^a Inmaculada, y Jaén Herreros, Felisa ⁽¹⁾
- Martínez Mondéjar, Belén ⁽²⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario 12 de Octubre.

⁽²⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Severo Ochoa.

3.7.1. AREAS CLÍNICAS

MEDIDAS HIGIÉNICAS EN LABORATORIOS

La infección adquirida en el laboratorio constituye un riesgo laboral muy importante y puede ser causa de consecuencias graves para la salud, por lo que deben adoptarse medidas preventivas.

• Actuaciones para prevenir la transmisión de virus parenteral

Es imprescindible que todos los centros sanitarios establezcan una normativa de prevención y control de las exposiciones accidentales. Los aspectos fundamentales se basan en la disponibilidad por parte de las instituciones para implantar medidas de control, el uso de contenedores para material punzante, la formación de los trabajadores sobre prácticas de trabajo seguras y ofrecer atención y seguimiento a los trabajadores expuestos.

• Normas de higiene fundamentales

- El acceso al laboratorio estará limitado al personal autorizado.
- Las puertas y ventanas deben permanecer cerradas para mantener la adecuada contención biológica.
- Uso de guantes:
 - El personal manipulará las muestras con guantes.
 - Es imprescindible una higiene adecuada de las manos antes y después de quitarse los guantes.
 - Los guantes siempre serán desechados antes de salir del área de trabajo.
- Nunca se pipeteará con la boca.
- Ropa y elementos protectores:
 - Se utilizará una bata para trabajar con material potencialmente infeccioso, que se desechará al salir del laboratorio.
 - La ropa protectora siempre estará disponible.
 - Se usarán gafas protectoras y mascarillas faciales si existe riesgo de salpicaduras y/o aerosoles.
- Higiene de manos:
 - De forma frecuente durante las actividades rutinarias.
 - Tras acabar la jornada laboral.
 - Siempre antes de abandonar el laboratorio.
 - Antes y después de manipular muestras.



- Aerosoles:
 - Se evitará la formación de aerosoles (centrifugación, mezcla vigorosa). Es aconsejable que tales manipulaciones se realicen en áreas especiales y separadas.
 - Se ha de proteger la vía respiratoria cuando se prevea la formación de aerosoles.
 - Hay que dar por hecho que existen aerosoles cuando se producen derramas o salpicaduras.
- Está prohibido en el área de trabajo de un laboratorio:
 - Comer, beber, fumar y aplicarse cosméticos.
 - Almacenar y consumir comida.
- El personal con el cabello largo debe llevarlo recogido.
- Las salpicaduras de sangre y fluidos corporales se tratarán con lejía al 5% (1/5) o con el desinfectante establecido en el protocolo de limpieza y desinfección establecido por el centro. El desinfectante utilizado se ha de dejar actuar unos minutos.
- Uso de agujas y jeringas:
 - Debe ser limitado. Sólo deben usarse las unidades ya montadas.
 - Nunca se deben volver a poner las capuchas a las agujas.
 - Las agujas no deben ser torcidas ni separadas de la jeringa.
- Las muestras y material desechable procedente de la manipulación de las muestras se desecharán en contenedores de residuos biosanitarios de acuerdo a lo establecido en el Plan de Residuos del centro.
- Se tendrá especial atención en evitar pinchazos con instrumentos contaminados, y se evitará el contacto a través de heridas con material potencialmente infectado. Si esto ocurre se ha de consultar inmediatamente con el Servicio de Prevención de Riesgos Laborales del centro.
- Otras recomendaciones:
 - No enfriar asas calientes o hundiéndolas en el agar.
 - Utilizar centrifugas herméticas.
 - Centrifugar con tubos cerrados.
 - No agitar cultivos con el asa dentro del tubo.
 - No pipetear nunca.
 - No oler las placas.



3.7.2. ÁREAS NO CLÍNICAS

A) HIGIENE EN EL ANIMALARIO

El animalario comprende los espacios, instalaciones y personal destinados a la investigación con animales. Todas las actividades llevadas a cabo en el mismo se deben realizar con las adecuadas medidas de seguridad e higiene, garantizando la salud de los trabajadores, así como asegurando que se cumplan las normativas respecto a la protección de los animales utilizados con fines experimentales.

Los animales de experimentación pueden ser reservorios naturales de patógenos que originen zoonosis, aunque actualmente este riesgo ha disminuido puesto que la mayoría de los animales utilizados proceden de centros de cría y tienen unos perfiles microbiológicos ya definidos. Además, la propia investigación puede requerir disponer de animales infectados intencionadamente, con el correspondiente riesgo de contaminación. También pueden producir alérgenos frente a los cuales los individuos susceptibles pueden experimentar una amplia variedad de reacciones.

En el trabajo de experimentación con animales, se pueden adoptar los criterios generales aplicables a los laboratorios, teniendo en cuenta el tipo de microorganismo con el que se trabaja. Por tanto, al igual que los laboratorios, los animalarios pueden clasificarse en cuatro niveles de seguridad biológica, con arreglo a una evaluación del riesgo y al grupo de riesgo al que pertenecen los microorganismos investigados.

Entre las medidas básicas a aplicar en un laboratorio donde se manipulen animales con nivel de contención 1 se encuentran las siguientes:

- El acceso al animalario sería conveniente que estuviera restringido a personas autorizadas.
- El animalario debería ser fácil de limpiar.
- Las superficies de trabajo deberían ser descontaminadas una vez al día o siempre que se produzca el derrame de cualquier material infeccioso.
- Se debería disponer de desinfectantes efectivos para su empleo inmediato.
- El animalario deberá estar adecuadamente ventilado.
- Todos los procedimientos operatorios deberían orientarse para minimizar la producción de aerosoles.

- Las ropas de protección personal y el calzado deberán ser utilizados en los animalarios y limpiado o cambiado al salir del mismo.
- No está permitido en el animalario comer, mascar chicle, beber, fumar, tomar medicación, almacenar comida para el consumo humano o aplicarse cosméticos.
- Pipetear con la boca debe estar prohibido.
- Debería haber una pila o lavabo para la higiene de manos.
- Las manos deberían descontaminarse inmediatamente después de manipular cultivos, animales muertos o vivos, después de retirarse los guantes y siempre antes de dejar las instalaciones para animales.
- Los materiales para su tratamiento en autoclave, para su incineración, así como las jaulas para animales deberían ser transportados sin salpicaduras.
- Las jaulas de los animales deberían ser descontaminadas después de su uso.
- Todo el material de desecho se eliminará de forma segura y en contenedores apropiados.
- El equipo de protección personal, incluyendo ropa de protección, debe ser:
 - Almacenado en un lugar definido
 - Chequeado y limpiado a intervalos regulares
 - Cuando esté defectuoso, se repara o reemplaza antes de usarlo
- El equipo de protección personal que pueda estar contaminado debe ser:
 - Dejado en el área de trabajo al dejar ésta
 - Guardado separado de la ropa y el equipo contaminado
 - Descontaminado y limpiado y, si fuera necesario, destruido

En los locales destinados a animales de laboratorio que realicen trabajos en los que se manipulen agentes biológicos de los grupos 2, 3 ó 4 deberán establecerse medidas de contención según consta en el Anexo IV del RD 664/1997, a fin de reducir al mínimo el riesgo de infección. *Tabla 11.*



TABLA 11. INDICACIONES RELATIVAS A LAS MEDIDAS Y NIVELES DE CONTENCIÓN

A. MEDIDAS DE CONTENCIÓN	B. NIVELES DE CONTENCIÓN		
	2	3	4
1. El lugar de trabajo se encontrará separado de toda actividad que se desarrolle en el mismo edificio.	No	Aconsejable	Sí
2. El aire introducido y extraído del lugar de trabajo se filtrará mediante la utilización de filtros de alta eficacia para partículas en el aire (HEPA) o de forma similar.	No	Sí, para la salida de aire	Sí, para la entrada y la salida de aire
3. Solamente se permitirá el acceso al personal designado.	Aconsejable	Sí	Sí, con exclusión de aire
4. El lugar de trabajo deberá poder precintarse para permitir su desinfección.	No	Aconsejable	Sí
5. Procedimientos de desinfección especificados.	Sí	Sí	Sí
6. El lugar de trabajo se mantendrá con una presión negativa respecto a la presión atmosférica.	No	Aconsejable	Sí
7. Control eficiente de vectores, por ejemplo, de roedores e insectos.	Aconsejable	Sí	Sí
8. Superficies impermeables al agua y de fácil limpieza.	Sí, para el banco de pruebas o mesa de trabajo	Sí, para el banco de pruebas o mesa de trabajo y el suelo.	Sí, para el banco de pruebas o mesa de trabajo, el suelo, las paredes y los techos.
9. Superficies resistentes a ácidos, álcalis, disolventes y desinfectantes.	Aconsejable	Sí	Sí
10. Almacenamiento de seguridad para agentes biológicos.	Sí	Sí	Sí, almacenamiento seguro
11. Se instalará una ventanilla de observación o un dispositivo alternativo en las zonas de manera que se pueda ver a sus ocupantes.	Aconsejable	Aconsejable	Sí
12. Laboratorio con equipo propio.	No	Aconsejable	Sí
13. El material infectado, animales incluidos, deberá manejarse en una cabina de seguridad biológica o en un aislador u otra contención apropiada.	Cuando proceda	Sí, cuando la infección se propague por el aire	Sí
14. Incinerador para destrucción de animales muertos.	Aconsejable	Sí(disponible)	Sí, en el mismo lugar

* Anexo IV del RD 664/1997



B) INSTALACIONES

El diseño de los animalarios se describe en el Real Decreto 1201/2005, sobre protección de los animales utilizados para experimentación y otros fines científicos, además de en amplias monografías de la Organización Mundial de la Salud y de los Centros de Control y Prevención de Enfermedades. Un adecuado diseño de estas unidades es esencial para mantener una correcta higiene de las mismas.

- Los locales deben estar contruidos con materiales fáciles de limpiar y descontaminar, de superficies lisas, impermeables y resistentes. Las puertas y ventanas estarán protegidas de forma que eviten el acceso de animales ajenos al establecimiento.
- El sistema de ventilación en los locales de alojamiento debe ser apropiado a las exigencias de las especies albergadas y garantizar alrededor de 15 a 20 renovaciones/hora, con el objeto de suministrar aire limpio, reducir los malos olores y las concentraciones de gases nocivos, polvo y agentes infecciosos de cualquier tipo.
- Según el origen de los animales deberán tomarse medidas a la recepción de los mismos para el establecimiento de cuarentenas, que variará dependiendo de las especies y el riesgo de zoonosis.

C) JAULAS Y DEPENDENCIAS DONDE SE ENCUENTRAN LOS ANIMALES

A los animales se les proporcionará un alojamiento confortable, higiénico y de dimensiones suficientes de forma que les pueda garantizar cierto grado de libertad o de movimiento, así como agua, alimentos y cuidados adecuados a su salud y bienestar, de acuerdo con las necesidades de cada especie. Diariamente, personal cualificado se encargará de comprobar que las condiciones en que viven los animales, así como su salud, son correctas.

- Las jaulas, cajas, estanterías deben ser de materiales resistentes a la limpieza y a la descontaminación y estar diseñadas de forma que los animales no puedan lesionarse.
- Los suelos de las jaulas y cercados serán apropiados a la especie y edad de los animales y se proyectarán de forma que facilite la eliminación de los excrementos.
- Se establecerá un programa adecuado para la limpieza, el lavado, la descontaminación y, cuando sea necesario la esterilización de las jaulas, accesorios, biberones y cualquier otro material.



- El material que recubre el suelo de las jaulas, cercados y corrales se renovará periódicamente para evitar que se conviertan en un foco de infección o de infestación por parásitos.
- Los comederos, bebederos y demás utensilios utilizados para la alimentación se limpiarán de forma regular y, en su caso, se esterilizarán. Si se utilizan alimentos húmedos o que se contaminen fácilmente con agua, orina, etc., será necesaria su limpieza diaria.
- Los biberones con los que se suministre agua a los animales serán de material transparente para permitir el control de su contenido. Conviene que sean de boca ancha para facilitar su limpieza y, si se utiliza material plástico, no liberarán sustancias solubles. Tapas, taponos y tubos serán esterilizables y de fácil limpieza. Los biberones y accesorios serán de fácil limpieza y se limpiarán y esterilizarán a intervalos regulares.
- Los sistemas automáticos de bebida se controlarán, revisarán y limpiarán regularmente para evitar accidentes y la propagación de infecciones.
- Los locales de limpieza y lavado serán lo bastante amplios para alojar las instalaciones necesarias para descontaminar y limpiar el material usado.
- También conviene mantener un alto grado de limpieza y orden en los locales de alojamiento, lavado y almacenamiento.
- En los quirófanos en las que se realice cirugía experimental con animales de laboratorio, se efectuará una limpieza similar a la realizada en los quirófanos destinados para uso humano.
- Con el equipo de laboratorio presente en el animalario y superficies del mismo se seguirán para su limpieza las indicaciones generales del resto de los laboratorios.

D) RESIDUOS

El almacenamiento y eliminación de los cadáveres y residuos de los animales se deben realizar en condiciones higiénicas satisfactorias. Se adoptarán precauciones especiales con los residuos muy tóxicos o radiactivos cuyas condiciones de eliminación se adaptarán a la reglamentación correspondiente.

Los residuos de animales infecciosos: cadáveres, residuos anatómicos de animales de experimentación inoculados con agentes infecciosos del grupo 1, 2, 3 y 4, y lechos de estabulación de tales animales se consideran residuos biosanitarios especiales o de

clase III, según la normativa que regula la producción y gestión de los residuos biosanitarios y citotóxicos de la Comunidad de Madrid.

Por tanto, se deben depositar en envases rígidos o semirígidos, impermeables, resistentes a la perforación y con cierre hermético. Posteriormente, se desinfectarán en autoclave o se incinerarán por gestores autorizados.

El resto de los residuos generados procedentes de estas unidades y que no procedan de animales infecciosos se desecharán según indica la legislación vigente.

3.7.3. BIBLIOGRAFÍA

1. Real Decreto 1202/2005, de 10 de octubre, sobre protección de los animales utilizados para experimentación y otros fines científicos. (Boletín Oficial del Estado, número 252, de 21-10-05).
2. Real Decreto 223/1988, de 14 de marzo, sobre protección de los animales utilizados para experimentación y otros fines científicos. (Boletín Oficial del Estado, número 67, de 18-3-1988).
3. Directiva del Consejo del 24 de noviembre de 1986 sobre la protección de los vertebrados utilizados con fines experimentales y otros fines científicos. (Diario Oficial de las Comunidades Europeas, L358, de 18-12-1986).
4. Directiva 2003/65/CE del Parlamento Europeo y del Consejo, de 22 de julio de 2003, por la que se modifica la Directiva 86/609/CEE del Consejo relativa a la aproximación de las disposiciones legales, reglamentarias y administrativas de los Estados miembros respecto a la protección de los animales utilizados para experimentación y otros fines científicos. (Diario Oficial de las Comunidades Europeas, L230, de 16-09-2003).
5. Real Decreto 664/1997, de 12 de mayo, sobre la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos durante el trabajo. (Boletín Oficial del Estado, número 124, de 24-05-97).
6. Instituto Nacional de Seguridad e Higiene. Notas Técnicas de Prevención 468: Trabajo con animales de experimentación. Madrid: INSHT; 1997. URL disponible en: http://www.mtas.es/insht/ntp/ntp_468.htm
7. Organización Mundial de la Salud. Manual de bioseguridad en el laboratorio. 3ª ed. Ginebra: OMS; 2005. URL disponible en: http://www.who.int/entity/csr/resources/publications/biosafety/CDS_CSR_LYO_2004_11SP.pdf



8. Schulster LM, Chinn RYW, Arduino MJ, Carpenter J, Donlan R, Ashford D, Besser R, Fields B, McNeil NM, Whitney C, Wong S, Juranek D, Cleveland J. Guidelines for environmental infection control in health-care facilities. Recommendations from CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). Chicago IL: American Society for Healthcare Engineering/American Hospital Association; 2004. URL disponible en: <http://www.cdc.gov/ncidod/hip/enviro/guide.htm>
9. Instituto Nacional de Seguridad e Higiene. Guía Técnica para la evaluación y prevención de los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos. INSHT; 1997. URL disponible en: http://www.mtas.es/insht/practice/g_biológ.htm
10. Centro de Control y Prevención de Enfermedades. Bioseguridad en Laboratorios de Microbiología y Biomedicina. 4ª ed. Washington: Centro de Control y Prevención de Enfermedades; 1999. URL disponible en: http://www.cdc.gov/od/ohs/pdffiles/bmb14_spanish.pdf
11. Corral MA, de Gracia MC, Fontoira EM, Castresana EA, Boya MJ, Díaz MA, de Juanes JR, Arrazola MP. Alergias a animales de laboratorio. Medicina del Trabajo 1995; 4 (2): 79-86.
12. Jaén F, Sanz-Gallardo MI, de Juanes JR. Gestión de residuos sanitarios en un hospital universitario. Medio Ambiente y Salud 2005; 1: 9-37.
13. Ley 10/1998, de 21 de abril, de residuos. (Boletín Oficial del Estado, número 96, de 22-04-98).
14. Decreto 83/1999 de 3 de junio sobre Gestión de Residuos Biosanitarios y Cito-tóxicos en la Comunidad de Madrid. (Boletín Oficial de la Comunidad de Madrid, número 139, de 14-06-99). Corrección de errores (Boletín Oficial de la Comunidad de Madrid, número 154, de 01-07-99).
15. Normas de higiene para los laboratorios. Guía para el control de la infección hospitalaria. Comisión de Infecciones. Hospital Clínico San Carlos. 1997.



4. Higiene y reprocesamiento del instrumental y del equipamiento clínico



- 4.1. Procedimientos básicos de descontaminación
- 4.2. Métodos de limpieza y desinfección del instrumental y equipamiento
- 4.3. Descontaminación del instrumental, de los equipos clínicos y del aparataje
- 4.4. Descontaminación en endoscopia
- 4.5. Esterilización del instrumental
- 4.6. Descontaminación del instrumental potencialmente contaminado por priones
- 4.7. Dispositivos médicos de un sólo uso
- 4.8. Bibliografía

AUTORES:

- Peláez Ros, Beatriz y Andrade Lobato, Raquel ⁽¹⁾
- Vicente Pérez, José Amador ⁽²⁾

⁽¹⁾ Laboratorio de Higiene Hospitalaria. Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Clínico San Carlos.

⁽²⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital General de Móstoles.

4.1. PROCEDIMIENTOS BÁSICOS DE DESCONTAMINACIÓN

Las medidas preventivas de eficacia demostrada dirigidas al control de la infección nosocomial, pretenden reducir el número de microorganismos viables presentes en el paciente, en el personal sanitario así como en el ambiente.

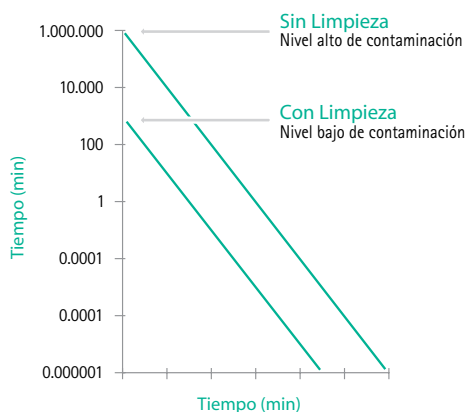
Los procesos de limpieza y desinfección son los métodos que se utilizan para reducir la carga microbiana de los equipos clínicos y del instrumental médico-quirúrgico, incluso como paso previo a la esterilización. Aunque estos procesos de descontaminación sean variables en cuanto a la efectividad antimicrobiana, no son mutuamente excluyentes.

Con la limpieza de los objetos conseguimos retirar un elevado número de microorganismos contaminantes, y por tanto eliminar la materia orgánica presente.

La limpieza es un procedimiento esencial que permite reducir la carga microbiana inicial hasta un nivel adecuado para que los procesos de desinfección y/o esterilización posteriores se desarrollen correctamente.

La presencia de materia orgánica favorece la inactivación de algunos desinfectantes e impide el contacto del agente desinfectante y esterilizante con el instrumental. Por ejemplo, se puede observar en la *figura 1* la influencia de la contaminación microbiana inicial en la esterilización por vapor, de modo que si la carga microbiana inicial es muy elevada se necesita mayor tiempo de esterilización para conseguir la misma seguridad de proceso.

FIGURA 1. INFLUENCIA DE LA CARGA MICROBIANA INICIAL



El proceso de desinfección (termodesinfección o desinfección química), consigue destruir los microorganismos presentes en el instrumental y equipo médico, con excepción de un alto número de esporas bacterianas.

La elección del agente químico apropiado dependerá del grado de desinfección requerido (bajo, intermedio, alto) por el instrumental médico clasificado según el criterio de Spaulding. Ver capítulo 3.5.

Ya que la eficacia del proceso de desinfección se ve afectada por la presencia de materia orgánica y el tipo y nivel de contaminación microbiana, el proceso de limpieza previo es un factor crítico para reducir la carga microbiana inicial.

Para no alterar la actividad antimicrobiana del agente desinfectante, es fundamental seguir estrictamente las indicaciones del fabricante en cuanto a la concentración de uso, tiempo de exposición, temperatura y pH establecidos.

Una de las medidas de eficacia demostrada en el control de la infección hospitalaria es la esterilización del material que rompe la barrera cutáneo-mucosa o entra en contacto con cavidades estériles de los pacientes (material crítico).

Mediante los procesos de esterilización se destruyen todos los microorganismos viables presentes en un objeto o superficie, incluidas las esporas bacterianas.

Como la destrucción microbiana es un proceso exponencial, la norma europea EN-556 (1995), apoyándose en la Comisión de la Farmacopea Europea, establece que un producto sanitario es estéril cuando la probabilidad teórica de que exista un microorganismo viable presente en el producto es igual o menor que uno en 1×10^{-6} . También se puede expresar como la probabilidad de encontrar un producto no estéril entre un millón de productos esterilizados. Por tanto, con el proceso de esterilización se consigue reducir la carga microbiana hasta el nivel de seguridad 10^{-6} (Nivel SAL).

4.2. MÉTODOS DE LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN DEL INSTRUMENTAL Y EQUIPAMIENTO

Después de su utilización, sobre el instrumental médico pueden quedar residuos de sangre, tejidos, grasas o fluidos corporales que contienen proteínas, hidratos de carbono, lípidos, restos de sales, etc.

Una solución de limpieza debe tener un amplio espectro de efectividad para poder eliminar los restos de las sustancias que pueden estar presentes en el instrumental.

El agua juega un papel fundamental en todos los procesos de limpieza, pero dado que muchos residuos no son solubles en la misma, debemos utilizar además productos que desprendan y mantengan suspendidos en el agua los residuos.



En la limpieza manual, normalmente con la utilización de un solo producto de limpieza es suficiente. En cambio cuando se utilizan máquinas de lavado, se suelen utilizar varios productos para la limpieza del instrumental. Las lavadoras/desinfectoras automáticas están equipadas con sistemas dosificadores que programan la inyección necesaria de cada producto de forma individual y en el momento preciso del proceso de limpieza.

4.2.1. CARACTERÍSTICAS DE LOS PRINCIPALES PRODUCTOS DE LIMPIEZA

A) EL AGUA

El agua tiene una serie de propiedades y características que hay que tener en cuenta a la hora de poder comprender su comportamiento dentro de los procesos de limpieza de instrumental médico:

- El agua es buen disolvente de un gran número de sustancias, pero por sus características físico-químicas no es idónea para la eliminación de proteínas, aceites, grasas, etc., del instrumental.
- La dureza del agua viene determinada por la cantidad de sales de calcio y magnesio que lleva disueltas. A altas temperaturas las sales de calcio y magnesio dejan de ser solubles en el agua y se depositan en forma de finas capas sobre el instrumental, dañando los equipos y provocando además decoloración.
- El agua del suministro general suele contener cloruros que pueden causar corrosión en los metales.
- La acidez del agua puede influir sobre la eficacia de los productos químicos utilizados en la limpieza, y suma su acción corrosiva a la producida por los productos químicos.

La calidad del agua tiene una gran influencia sobre el resultado final de la limpieza. Entenderemos por agua de alta calidad aquella que tiene una cantidad mínima de partículas y materiales disueltos.

El aclarado inicial puede, dependiendo de instrumentales y de la calidad de nuestro agua de suministro general, ser con agua de la red, pero para el aclarado final se debe utilizar un agua de alta calidad con una cantidad mínima de materiales disueltos.

B) COMPOSICIÓN DE LOS DETERGENTES Y PRODUCTOS DE LIMPIEZA

Son las sustancias químicas principales utilizadas en los procesos de limpieza.

Pueden contener surfactantes, sustancias alcalinas, enzimas, inhibidores de la corrosión, disolventes, etc. *Tabla 1.*

A la hora de elegir un producto para la limpieza de un instrumento médico, hay que tener en cuenta en primer lugar el tipo de suciedad habitual que podemos encontrar sobre ese instrumental, en segundo lugar la delicadeza del instrumental a limpiar, y finalmente si la limpieza se va a realizar de forma manual o automática.

TABLA 1. COMPONENTES DE LOS DETERGENTES

SURFACTANTES	Reducen la tensión superficial del agua, facilitan emulsión de aceites y grasas, desagregan la suciedad, mantienen residuos en suspensión.	Aniónicos: ácidos carboxílicos saturados (sales de ácidos grasos animales y vegetales). Alquil aril sulfonatos. Alquil sulfonatos.
		No iónicos: alcoholes grasos etoxilados, derivados de octilfenol, nonilfenol, dinoilfenol. Alcoholes primarios con cadenas de 8-18 átomos de carbono. Esteres de ácidos grasos y poliglicoles.
		Catiónicos: sales de amonio cuaternario. Alquil imidazolininas. Aminas etoxiladas.
		Anfóteros: acil-aminoácidos y derivados. N-alquil-aminoácidos.
SUSTANCIAS ALCALINAS	Optimizan acción de surfactantes. Actúan como tensioídeos. Estimulan emulsificación de las grasas	Hidróxido sódico hidróxido potásico, Sosa, amoníaco.
ENZIMAS	Descomponen moléculas de proteínas, grasas e hidratos de carbono.	Proteasas. Lipasas. Amilasas.
BUILDERS	Previenen formación de depósitos calcáreos.	Carbonato sódico, silicato sódico, fosfatos, Edta, Enta, citrato sódico, zeolitas.
DESENGRASANTES	Disuelven grasas y aceites	Dietilenglicol, butoxietanol, tolueno, xileno, tricloroetileno.
INHIBIDORES DE LA CORROSIÓN	Protección de materiales (ej aluminio)	Silicato de aluminio.
NEUTRALIZANTES	Previenen depósitos de productos alcalinos sobre el instrumental.	Acido cítrico. Acido fosfórico.
LUBRICANTES	Protegen instrumental de la corrosión	Parafinas.
BIOCIDAS	Agentes químicos para la destrucción de microorganismos.	
FACILITADORES DEL ACLARADO	Son sustancias que ayudan al secado del instrumental.	

C) SELECCIÓN DE UN PRODUCTO PARA LA LIMPIEZA DEL INSTRUMENTAL

Un producto de limpieza ha de poseer las siguientes características generales:

- Buena capacidad para eliminar materia orgánica, inorgánica o ambas (humectación, solubilización, emulsificación, acción enzimática, quelación).
- Capacidad para evitar el depósito de iones sobre el instrumental.
- Formación de espuma controlada.
- Compatible con el instrumental a limpiar.
- Facilidad para el proceso de aclarado.
- Presentación adecuada.

D) TIPOS DE DETERGENTES QUÍMICOS

Desde un punto de vista operativo, podemos agruparlos en los siguientes grupos:

• Enzimáticos

Los enzimas se formulan generalmente junto con sustancias surfactantes para mejorar la humectación de los residuos y facilitar la penetración de los enzimas en los residuos desecados.

Son más eficaces en agua caliente que en agua fría, por lo que el tiempo de limpieza puede ser acortado a altas temperaturas. Hay que tener en cuenta que si se superan determinados límites las enzimas se pueden alterar y el detergente enzimático quedar inactivado.

El producto concentrado, generalmente líquido, suele ser estable, pero las disoluciones, sobre todo en agua caliente, pierden actividad con el paso del tiempo, por lo que se recomienda prepararlas en el momento de ser utilizadas.

Sobre el instrumental suelen existir diferentes tipos de residuos: membranas de las células sanguíneas y de los tejidos, restos de moco, heces y materia orgánica, por lo que la acción sinérgica de un producto multienzimático es mejor que la acción individual de un solo enzima.



Es fundamental conocer la actividad de los enzimas presentes en el detergente:

- Productos con baja actividad enzimática: proteasa con una actividad inferior a 155 unidades Novo, y amilasa con una actividad menor de 3000 unidades Novo.
- Productos de alta actividad enzimática: proteasa con una actividad por encima de 350 unidades Novo, y amilasa con una actividad enzimática por encima de 10000 unidades Novo.

Los detergentes enzimáticos son efectivos en la movilización de residuos sobre el instrumental. Es recomendable complementarlo con algún tipo de acción mecánica (brochas, cepillos, etc.). También tienen gran aplicación en áreas donde se limpia material con lumen que puede ser imposible de limpiar por otro método, ya que los productos enzimáticos por sus características físico-químicas pueden penetrar a lo largo de los lúmenes. Estos detergentes son recomendados para su uso en la limpieza de endoscopios.

• Limpiadores manuales tensioactivos

Son soluciones de sustancias surfactantes, concentradas, utilizadas para la limpieza manual por inmersión, y también como prelavado. Contienen, en diverso grado, una combinación de surfactantes aniónicos, por lo general, ph neutro 7-9.

Se suelen presentar en forma de solución líquida concentrada, y a las diluciones de uso suelen ser seguras para su utilización en una gran cantidad de materiales, incluyendo metales y plásticos.

Son eficaces para remover una gran cantidad de residuos del instrumental, pero deben utilizarse en combinación con algún tipo de acción mecánica (brochas, cepillos, etc.).

• Limpiadores para ultrasonidos

Son productos formulados específicamente para su uso en equipos de ultrasonidos, con formación de espuma controlada, generalmente una combinación de sustancias surfactantes, cuyo ph varía desde la neutralidad hasta la alcalinidad.

• Limpiadores para lavadoras / desinfectoras

Son generalmente productos líquidos concentrados que se clasifican en tres grupos:

- Productos de ph neutro o ligeramente alcalinos (ph de 7 - 9) cuya composición habitual es a base de surfactantes y agentes dispersantes.



Por su ph próximo a la neutralidad es menos corrosivo para los instrumentos quirúrgicos, y es generalmente seguro para su uso en plásticos, aluminio y bandejas de aluminio anodizado.

Puede ser menos eficaz para eliminar cargas grandes de materia orgánica, en parte por contener menos builders que los productos más alcalinos.

- Productos con ph alcalino (9 – 11): suelen estar compuestos por surfactantes, con agentes quelantes y/o builders alcalinos. Son más efectivos para eliminar cargas grandes de materia orgánica que los de ph neutro. Suelen ser seguros para los instrumentos de acero, y pueden ser discretamente corrosivos para el aluminio, latón y cobre, a menos que estén formulados con inhibidores específicos para esos metales. Puede ser también perjudicial para la capa de óxido de cromo que protege al instrumental de la corrosión.
- Productos altamente alcalinos (ph > 11): por lo general están compuestos por surfactantes con una combinación de builders altamente alcalinos (hidróxido de sodio o de potasio), silicatos y carbonatos. Esta combinación les convierte en los productos más efectivos para remover cargas de residuos altas. Su elevado ph les hace que se depositen más fácilmente sobre los instrumentos. Además tienden a remover la capa de dióxido de cromo de los instrumentos de acero inoxidable, acelerando los procesos de corrosión.

4.2.2. MÉTODOS DE LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN DEL INSTRUMENTAL Y DEL EQUIPAMIENTO CLÍNICO

A) PREPARACIÓN PARA LA LIMPIEZA

El cuidado del material relacionado con la cirugía empieza durante la realización de la misma, y se deben seguir las siguientes recomendaciones:

- Mantener el instrumental libre de sangre y materia orgánica limpiándolo con una compresa mojada en agua estéril.
- Utilizar una esponja, sin fibra, para mantener limpio el material de microcirugía, oftalmología, o cualquier otro material de bordes delicados.

- Los instrumentos con lúmenes deben mantenerse permeables durante su uso para lo cual deben ser irrigados periódicamente. Se debe evitar el secado de materia orgánica en su interior.
- El material que no se va a seguir utilizando durante la intervención se sumergirá en un contenedor con agua estéril.

B) PRELAVADO

El prelavado se ha de realizar en el área quirúrgica e inmediatamente después de finalizada la intervención. Tiene como objeto remover la materia orgánica visible y la suciedad.

La temperatura del agua utilizada en el prelavado no debe superar en ningún caso los 50°C puesto que a esa temperatura las proteínas de los restos de tejidos y sangre coagulan.

Una vez realizado el prelavado el instrumental se trasladará de forma inmediata a la central de esterilización. Si el prelavado tuviera que realizarse en la central de esterilización se deberá trasladar de forma inmediata el instrumental a la misma, evitando que se pudieran secar los residuos presentes en el mismo.

C) CLASIFICACIÓN DEL INSTRUMENTAL Y HERRAMIENTAS PARA LA LIMPIEZA

En la *tabla 2* presentamos una clasificación del instrumental, de cara a su posterior procesamiento tanto de forma manual como en lavadora/desinfectora. También se presenta el tipo de herramientas de limpieza más adecuada para cada uno de los grupos de instrumental.

D) MÉTODO DE LAVADO MANUAL

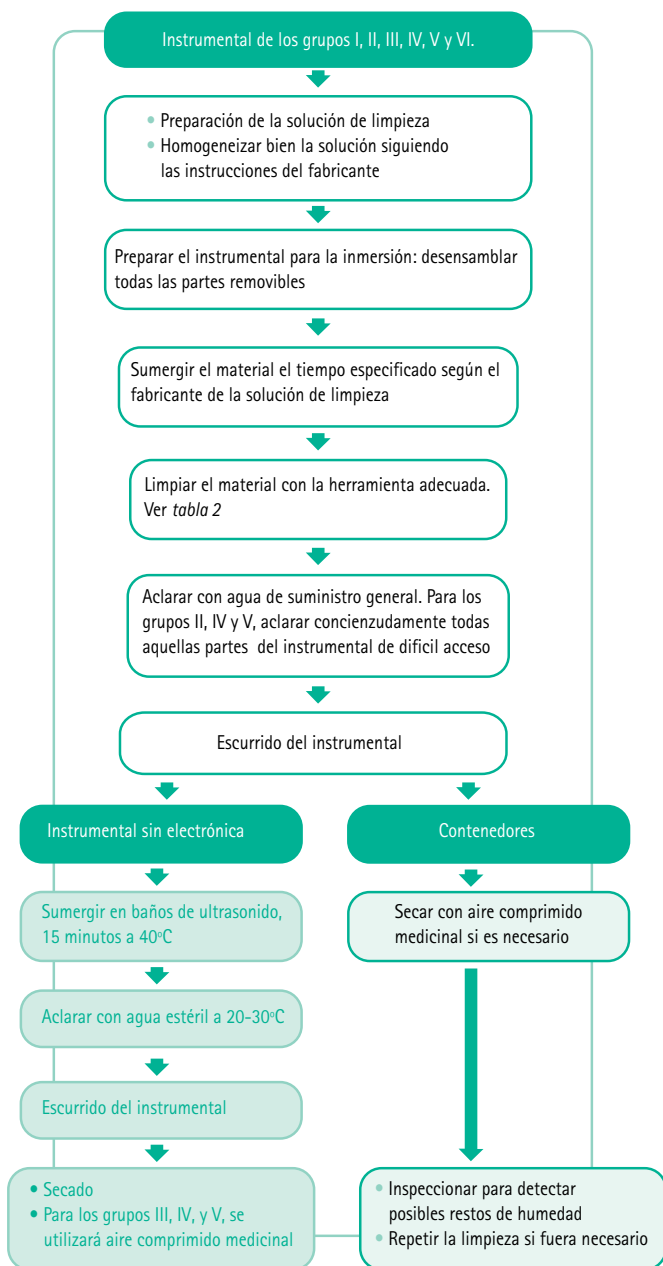
Un esquema general para la limpieza manual de instrumental se presenta en la *figura 2*. En función del tipo de instrumental y de los medios disponibles se deberá establecer un procedimiento general de limpieza ajustado a las necesidades de cada centro.

TABLA 2. CLASIFICACIÓN DEL INSTRUMENTAL EN GRUPOS HOMOGÉNEOS DE LIMPIEZA

	CARACTERÍSTICAS DEL INSTRUMENTAL	MATERIAL DE LIMPIEZA	CONSIDERACIONES GENERALES
GRUPO I	Instrumental de una sola pieza sin partes móviles ni desmontables Instrumental que no corta, raspa ni taladra. Instrumental sin lúmenes Instrumental sin partes articuladas	Cepillo de limpieza blando y flexible	Diámetro y longitud dependiendo del instrumental
GRUPO II	Instrumental que corta, raspa o taladra	Cepillo de cerda dura de nylon	Utilizar diámetro adecuado Limpiar con mucho cuidado superficies de corte
GRUPO III	Instrumental canulado, o con la característica de que su diámetro es menos de 1/6 de su longitud	Cepillo flexible para botellas	Utilizar diámetro adecuado Escobillar dentro de la cánula repetidas veces
GRUPO IV	Instrumental articulado y multicomponente. Instrumental que tiene al menos dos piezas, con partes móviles o desmontables	Jeringas para inyectar solución en aquellas partes difíciles de alcanzar	Usar solo herramientas estériles Asegurarse de limpiar las partes articuladas
GRUPO V	Instrumental con cuerpo flexible, cables	Cepillos con cerdas finas y rígidas	Escoger el calibre adecuado Cepillar las partes flexibles
GRUPO VI	Rejillas y contenedores para el instrumental	Cepillo de limpieza flexible	Utilice un tamaño adecuado y ponga especial atención a agujeros y ranuras



FIGURA 2. LIMPIEZA MANUAL DE INSTRUMENTAL



E) MÉTODOS DE LAVADO Y DESINFECCIÓN AUTOMÁTICOS

• Limpieza en la máquina de ultrasonidos

Es un procedimiento que complementa la limpieza manual, y facilita la retirada de la materia orgánica de instrumentos con dientes, bisagras, fenestrados, con sacabocados, con intersticios o cabos ciegos, pinzas de biopsia (digestivas, de cuello uterino, etc.), instrumental de rotación taladros y fresas.

El principio del lavado por microondas se basa en la aplicación de ondas sonoras de elevada frecuencia, dentro de un tanque, en una solución acuosa con detergente. Este procedimiento puede remover hasta el 90% de la materia orgánica restante después del prelavado.

Debe utilizarse un equipo de ultrasonidos con pila de acero inoxidable de tamaño suficiente para contener los objetos que se quieren limpiar y temperatura ajustable. Ha de tener una frecuencia de 25-50 Kh, y una potencia de 238 W.

Siempre ha de haberse realizado al menos un prelavado del material para retirar los restos visibles de materia orgánica.

No procesar juntos instrumentos de materiales diferentes, puesto que se produce una diferencia iónica que provoca alteraciones en el material por electrolisis.

Una vez finalizado el ciclo el material ha de ser cuidadosamente enjuagado para eliminar todos los residuos del detergente. En función del procedimiento establecido en cada hospital puede ser necesario someterlo posteriormente a un proceso de lavado manual o mediante lavadora/desinfectora.

Existen una serie de instrumentales que no pueden procesarse en máquinas de ultrasonidos: espéculos, materiales de goma y plástico, ópticas, material cromado o plasteado y motores.

• Lavadoras desinfectadoras

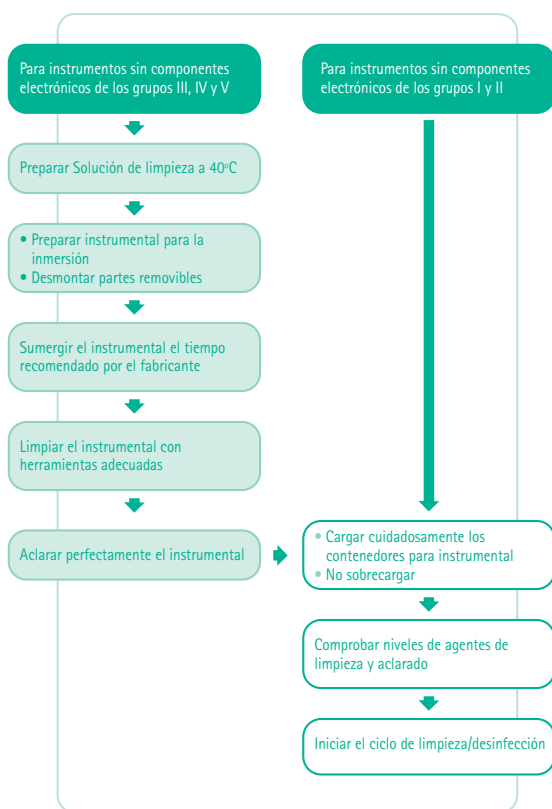
Antes de proceder a la limpieza y desinfección automática de cualquier instrumental se deben considerar los aspectos reflejados en la *figura 3*.

La limpieza y desinfección automática del instrumental puede realizarse utilizando dos tipos de lavadoras desinfectadoras, llevando a cabo una desinfección térmica a 90-95°C (lavadoras termodesinfectadoras), o bien una desinfección química utilizando los productos que recomienda el fabricante.

Respecto a las lavadoras termodesinfectadoras, se dispone en el mercado de máquinas donde la carga es procesada completamente en una cámara, o de túneles de lavado y desinfección donde cada fase del proceso tiene lugar en una cámara independiente. En este último caso, la carga se coloca sobre una cinta transportadora y va pasando a través de una serie de compartimentos con puertas cerradas, en los cuales se van desarrollando los pasos consecutivos que tienen lugar en un proceso de limpieza y desinfección completo.

A pesar de que las lavadoras individuales pueden aumentar su capacidad con unidades adicionales contiguas, el túnel de lavado y desinfección es una buena alternativa para aquellas instalaciones donde exista una elevada demanda de material. Como los túneles de lavado y desinfección pueden procesar instrumental simultáneamente en todos los compartimentos se puede llegar a procesar un mínimo de 30 bandejas de instrumentos por hora. Por el contrario, la complejidad de estos aparatos aumenta la vulnerabilidad a los fallos mecánicos.

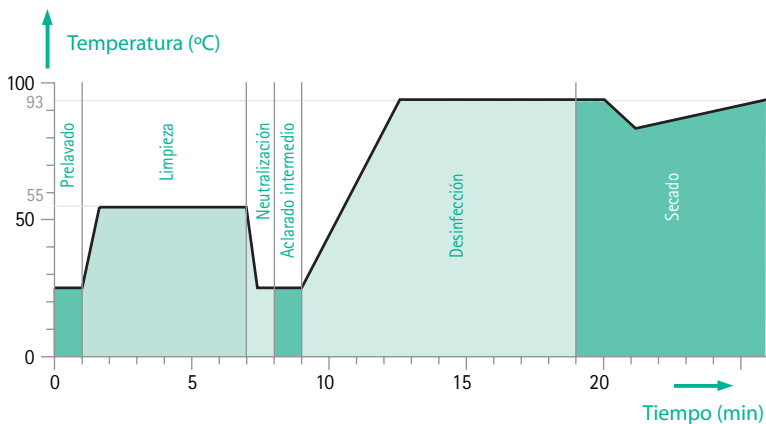
FIGURA 3. LIMPIEZA AUTOMÁTICA DEL INSTRUMENTAL



En general las fases que tienen lugar durante el proceso de termodesinfección se detallan en la *figura 4*:

1. **Prelavado:** se elimina la mayor parte de la suciedad y consiste en un aclarado inicial de la carga con agua fría. La temperatura no debe exceder los 35°C.
2. **Limpieza:** es la fase principal del proceso de limpieza, donde se añade el detergente y se calienta el agua hasta aproximadamente 45-55°C. En el caso de utilizar productos alcalinos se deben utilizar altas temperaturas.
3. **Neutralización:** es una fase necesaria para prevenir la corrosión cuando se utiliza un detergente alcalino.
4. **Aclarado intermedio:** se elimina la suciedad remanente por arrastre con agua limpia.
5. **Desinfección:** se realiza una inyección de agua caliente (90-95°C) durante aproximadamente 1-10 minutos. El tiempo y la temperatura están condicionados por el tipo de carga.
6. **Secado:** con el objetivo de prevenir la recontaminación, es esencial que la carga esté seca en el momento de ser liberada.

FIGURA 4. PROCESO DE LIMPIEZA PARA UNA LAVADORA DESINFECTADORA AUTOMÁTICA



La configuración de las cargas dependerá del tipo de instrumental o equipo a desinfectar. A modo general, en la siguiente tabla se muestran las diferentes cargas que pueden desinfectarse en función del ciclo seleccionado.

TABLA 3. CONFIGURACIÓN DE CARGAS RECOMENDADAS EN TERMODESINFECCIÓN

TIPO DE CICLO	CARGA RECOMENDADA
INSTRUMENTAL DELICADO	Oftalmología, O.R.L., y laparoscopia
INSTRUMENTAL	Aspiradores, brocas, cánulas, fresas y todo el material canulado.
UTENSILIOS	Bateas, cápsulas, contenedores.
VIDRIO	Biberones, material de laboratorio
PLÁSTICOS	Bisturí eléctrico, gomas de aspiración, Jeringas de cementar, mangos de lámpara, tetinas y roscas de biberones.
ANESTESIA RESPIRATORIO	Ambús, conexiones, sistemas Hamilton y Veolar, nebulizadores, tubuladuras y mascarillas laringeas y de ambús.

F) INSPECCIÓN VISUAL DEL MATERIAL DESPUÉS DE LA LIMPIEZA

Una vez finalizado el proceso de limpieza se debe revisar el material en búsqueda de posibles manchas o restos de materia orgánica. Para ello debe utilizarse una lupa con luz incorporada o una lupa en zona bien iluminada. Para llevar a cabo la verificación de la limpieza es fundamental una inspección visual exhaustiva del instrumental, prestando especial atención a las piezas dentadas, engranajes y conexiones.

Los defectos hallados pueden provenir de un lavado insuficiente, restos de materia orgánica, de los productos de limpieza o del agua de lavado. También pueden aparecer manchas sobre el instrumental debido a un inadecuado uso de los detergentes o lubricantes, a una mala calidad del vapor, a la presencia de restos de medicación, al no lavado de material nuevo, etc. Finalmente pueden detectarse superficies defectuosas o dañadas del instrumental.

G) CONTROL DE CALIDAD DE LA LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN

En conformidad con la norma EN 15883 de aplicación a las lavadoras desinfectadoras automáticas, el proceso de limpieza debe estar validado para cada tipo de carga.

Para verificar que las condiciones de tiempo y temperatura son correctas es necesario llevar un control de estos registros.

Actualmente se disponen de varias alternativas para evaluar la eficacia del proceso de limpieza:

- Sustancias visibles a la luz ultravioleta: las zonas con presencia de materia orgánica unida a una sustancia fluorescente se detectan bajo la acción de la luz ultravioleta. Como no se utilizan cantidades calibradas este método no puede ser utilizado durante la validación de los procedimientos de limpieza.
- Dispositivos de simulación de instrumental: el más aceptado es el test TOSI (Test Object Surgical Instruments), procedimiento calibrado que puede ser utilizado en la validación del instrumental quirúrgico no canulado. Consiste en una tira metálica con una cantidad estandarizada de materia similar a la sangre humana, encapsulada en una cubierta de plástico, que dificulta la acción de los productos químicos. Al igual que este dispositivo existen otros que simulan objetos canulados y endoscopios flexibles.
- Test de proteínas: es una prueba para la detección de residuos sanguíneos sobre las superficies basada en una reacción enzimática. Mediante este método no solo es posible determinar la presencia o no de sangre, sino cuantificarla.

Para evaluar la eficacia de los procesos de desinfección se recomienda realizar controles microbiológicos periódicos del instrumental o de los equipos sometidos a termo-desinfección o desinfección química.

4.3. DESCONTAMINACIÓN DEL INSTRUMENTAL, DE LOS EQUIPOS CLÍNICOS Y DEL APARATAJE

La elección del desinfectante más adecuado para la descontaminación del instrumental y de los equipos clínicos se realizará en función del uso al que vayan a ser destinados. Ver capítulo 3.5.

La limpieza rigurosa del instrumental o equipo médico constituye una etapa previa imprescindible para un correcto proceso de desinfección

Siempre que sea posible se utilizará instrumental desechable. En caso contrario, se desinfectará el instrumento siempre entre paciente y paciente, y en el mismo paciente cuando se contacte entre diferentes zonas corporales. Las pautas de desinfección recomendadas en este apartado cumplen con las precauciones estándar, de modo que son aplicables independientemente del diagnóstico o presunto estado de infección del paciente. Ver capítulo 3.1.

A continuación se exponen las recomendaciones aplicables al instrumental y equipo médico de uso más frecuente en el medio hospitalario.

4.3.1. DESCONTAMINACIÓN DEL INSTRUMENTAL Y DE LOS EQUIPOS CLÍNICOS

A) INSTRUMENTAL MÉDICO-QUIRÚRGICO

Se considera instrumental crítico y por tanto debe ser esterilizado. Ver capítulo 4.5. No obstante, como mejora de la calidad del proceso de esterilización, es recomendable la termodesinfección previa a la esterilización de todo el instrumental quirúrgico resistente al calor.

B) INSTRUMENTAL CLÍNICO DE USO GENERAL

La mayoría del instrumental de uso general se considera no crítico, sin embargo, en muchos casos, son semicríticos y se requiere desinfección de nivel intermedio e incluso de alto nivel.

• Termómetros

- Serán individuales por paciente. Después de cada uso se desinfectarán con un paño impregnado en alcohol de 70° o en clorhexidina/alcohol y se guardarán en seco.
- Si está contaminado con materia orgánica visible, se lavará en agua fría con un detergente neutro, procediéndose después a su desinfección según se describe en el apartado anterior.

• Cuñas y botellas

- Preferiblemente se utilizarán desechables.
- En caso de que sean reutilizables, se someterán a una termodesinfección. Alternativamente, se procederá a su limpieza manual en agua fría y posteriormente se sumergirán durante 5 minutos en lejía 5% diluida 1/10.

• Aparatos de tensión arterial y esfigmomanómetros

- Se limpiarán diariamente las superficies externas del equipo (aparatos electrónicos: incluyendo pie y ruedas) y desinfectarán con un desinfectante de nivel intermedio, según las instrucciones del fabricante.
- Ante un caso de paciente infectado o colonizado los manguitos se desecharán o se enviarán a la Central de Esterilización.

• **Fonendoscopios**

- Desinfectar el cabezal entre paciente y paciente con un algodón impregnado en un desinfectante de nivel intermedio, según las instrucciones del fabricante.
- Este procedimiento es particularmente importante, después de la exploración de pacientes colonizados por microorganismos cuyo mecanismo de transmisión sea por contacto.

• **Endoscopios**

Ver capítulo 4.4.

C) INSTRUMENTAL DE CONSULTAS EXTERNAS

• **Consulta de maxilofacial**

a) Instrumental:

- Al final de cada jornada se enviará todo el instrumental, una vez limpio, a la Central de Esterilización.
- Para la esterilización del instrumental de uso urgente, entre pacientes se seguirán las siguientes normas:
 - Instrumento metálico considerado crítico o semicrítico y termoestable: esterilizar por vapor en punto de uso rutinariamente, entre cada utilización, siguiendo las instrucciones de los fabricantes. Ver capítulo 4.5.3.

b) Motores eléctricos:

- Es recomendable utilizar motores con cubierta desmontable, en cuyo caso, ésta se desmontará y se manejará con los mismos criterios recomendados para el instrumental.
- Si no están provistos de cubierta desmontable, se desinfectará entre pacientes con una gasa impregnada en un desinfectante al menos de nivel intermedio, llevándose al final de la jornada a la Central de Esterilización.
- Las piezas de mano y contraángulos de aluminio se esterilizarán en autoclave de vapor



c) Aspiradores:

- Las boquillas deberán ser desechables, de un solo uso. Entre pacientes se aspirará agua.
- Al inicio y final de la jornada se deberán limpiar las cánulas de aspiración, mezclando en un recipiente agua templada con al menos un desinfectante de nivel intermedio y recomendado por el fabricante. Aspirar por cada cánula durante 10 minutos. Preparar las diluciones de uso cada día, al comenzar la jornada.
- Como parte del mantenimiento diario del equipo hídrico, limpiar el filtro de sólidos de la taza y el filtro de sólidos de aspiración, sumergiéndolos en agua y jabón y frotando.
- Una vez a la semana se debe desmontar el vaso decantador y limpiar con agua y detergente para eliminar los residuos adheridos.

• Oftalmología

- El instrumental utilizado para la extracción de cuerpo extraño o en cirugía menor deberá ser enviado a la Central de Esterilización.
- Después de cada exploración, el material que entra en contacto con la mucosa conjuntival (conos de los tonómetros, lente de Goldman) deberá someterse a:
 - Limpieza con agua del grifo a presión y jabón líquido.
 - Desinfección sumergiéndolo en solución desinfectante de alto nivel y recomendado por el fabricante. Ver capítulo 3.5.
 - Enjuagado con agua del grifo.

4.3.2. DESCONTAMINACIÓN DEL APARATAJE**A) EQUIPOS DE TERAPIA RESPIRATORIA****• Respirador**

- La superficie del respirador se limpiará diariamente con un paño humedecido en un desinfectante de nivel intermedio.
- En los respiradores con humectación en cascada, el tubo coarrugado se cambiará, al menos, cada 24 horas y las tubuladuras cada 24 horas.



- En los respiradores sin humectación en cascada se colocará un filtro hidrófobo bacteriano y vírico entre el tubo coarrugado y la conexión en "Y"; este filtro se cambiará cada 24 horas. El tubo coarrugado se cambiará al menos cada 24 horas y las tubuladuras se podrán mantener hasta 20 días en un mismo paciente.
- En los respiradores de quirófanos, se utilizarán también filtros bacterianos y víricos, cambiándose el tubo endotraqueal, el tubo coarrugado y el filtro entre paciente y paciente. Las tubuladuras se mantendrán 7 días.
- Se utilizarán tubuladuras desechables. En caso contrario, se enviarán a la Central de Esterilización para su termodesinfección

• Humidificadores

Preferiblemente de un sólo uso con agua estéril incorporada. En caso de ser reutilizable, debe rellenarse sólo con agua destilada estéril y una vez se consuma el agua, enviar a la Central de Esterilización para su termodesinfección.

B) ECÓGRAFOS, ELECTROCARDIOGRAFOS Y ELECTROENCEFALÓGRAFOS

El programa de limpieza y desinfección será de aplicación a todos los equipos independientemente de la movilidad que les sea asignada.

• Aparataje

- Limpieza: Diariamente. Se realizará con un paño humedecido en agua que contenga jabón detergente. Se aclarará con agua limpia y se secará con un paño. Incluye la limpieza de ruedas, patas, teclado, monitor y cables de sondas.
- Desinfección: Diariamente. Una vez realizado el proceso de limpieza, la desinfección de la superficie del equipo se realizará con un desinfectante de nivel intermedio siguiendo las indicaciones del fabricante.



• Sondas y transductores

TABLA 4. DESCONTAMINACIÓN DE SONDAS Y TRANSDUCTORES

SONDAS		
LIMPIEZA		Limpieza de arrastre: con una toalla de celulosa desechable para retirar el gel. Limpieza de la sonda: de la misma forma que la superficie del equipo.
DESINFECCIÓN (después de la limpieza)	En contacto con piel intacta entre pacientes	Desinfección de nivel intermedio, siguiendo las instrucciones del fabricante.
	En contacto con piel o mucosas no intactas entre exploraciones	Recubrir la sonda o transductor con una funda desechable. En su ausencia, la sonda o transductor requieren una desinfección de alto nivel que se realizará según las indicaciones del fabricante.
TRANSDUCTORES		
Serán desechables por paciente. En caso contrario, se limpiarán con agua y jabón y se desinfectarán con un desinfectante de nivel intermedio, siguiendo las instrucciones del fabricante.		

C) MÁQUINAS DE HEMODIÁLISIS

- Diariamente se limpiarán los equipos externamente con un desinfectante de nivel intermedio, siguiendo las instrucciones del fabricante.
- El circuito extracorpóreo será desechable de un solo uso.
- El circuito de la máquina no desechable se desinfectará con un ciclo de lejía al 40% y ácido acético al 33% después de cada diálisis.
- El fluido dializante no precisa ser estéril, pero un fuerte crecimiento microbiano supone un riesgo de contaminación y de cambios en la composición química de la solución, además productos bacterianos como endotoxinas pueden atravesar la membrana. Es recomendable realizar controles microbiológicos mensuales del fluido de diálisis.
- Ante recuentos bacterianos superiores a los límites recomendados se realizarán tres ciclos de desinfección de los circuitos.
- No existe justificación para disponer de máquinas específicas para pacientes con infección por VIH, VHB, y VHC.



D) INCUBADORAS DE NEONATOLOGÍA

En aquellas incubadoras que no posean un ciclo de autodesinfección se procederá de la siguiente manera:

- Entre paciente y paciente, se desmontarán todos los accesorios y se lavarán y desinfectarán con un desinfectante de nivel intermedio, según las instrucciones del fabricante.
- Diariamente, las superficies externas y accesorios de fácil acceso no desmontables, se limpiarán y desinfectarán con un desinfectante de nivel intermedio, según las instrucciones del fabricante.
- Una vez finalizada la desinfección es recomendable esperar unos 30 minutos antes de utilizar la incubadora.
- El humidificador se rellenará con agua estéril.

4.4. DESCONTAMINACIÓN EN ENDOSCOPIA

4.4.1. PROCEDIMIENTO DE LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN MANUAL

A) LIMPIEZA DE ARRASTRE

A ser posible, se realizará en la sala de exploración inmediatamente después de extraer el endoscopio al paciente. Los pasos a realizar son los siguientes:

- Limpiar el tubo de inserción externamente con una compresa humedecida en solución detergente preparada según las recomendaciones del fabricante.
- Sumergir la parte distal del endoscopio en agua con solución detergente y aspirar manualmente el canal de biopsia/succión hasta que salga el agua visiblemente clara. Realizar la misma operación varias veces. Finalizar circulando aire a través del canal.
- Aspirar los canales de aire y agua manualmente.
- Desconectar el endoscopio de la fuente de luz y bomba de succión.

B) LIMPIEZA MANUAL

Se deben seguir los siguientes pasos:

- Conectar el tapón de estanqueidad a la porción eléctrica del endoscopio.

- Realizar la prueba del test de fugas en la pila y una inspección visual de la parte externa del endoscopio. Si se detecta algún daño o es incorrecto el test de fugas consultar con el fabricante. Limpiar y desinfectar el equipo antes de enviarlo a la casa fabricante.
- Si es correcta la fase anterior, llenar una cubeta de capacidad mayor a 5 litros, cubeta de 40 cm x 40 cm, con solución detergente preparada según las instrucciones del fabricante y sumergir el endoscopio.
- Limpiar las superficies externas del endoscopio. Sacarlo de la cubeta para realizar los siguientes pasos.
- Si se desmonta la parte más distal, quitarla y limpiar las piezas con un cepillo suave y pequeño.
- Desconectar las válvulas de succión, aire/agua y todas las piezas desmontables y limpiarlas con un cepillo pequeño así como las zonas accesibles de los puertos correspondientes con las válvulas.
- No introducir ni limpiar piezas destinadas a un solo uso.
- Introducir y sacar un cepillo a través del canal de biopsia/succión al menos tres veces, limpiando el cepillo cada vez que sale de la zona distal y antes de volverlo a introducir.
- Conectar todos los adaptadores limpios en los distintos canales y todas las partes desmontables, según las instrucciones del fabricante.
- Rellenar todos los canales con solución y remover según las instrucciones del fabricante.
- Enjuagar el endoscopio, los canales y las partes desmontables con agua limpia, con el fin de eliminar restos de detergente.
- Purgar el agua y limpiar con un paño seco el exterior del endoscopio con el fin de evitar diluir la solución desinfectante.

C) DESINFECCIÓN MANUAL

- Preparar la solución desinfectante según las instrucciones del fabricante y a la concentración recomendada por el Servicio de Medicina Preventiva. Si el desinfectante es reutilizable, testar de forma regular para asegurar la mínima concentración de los ingredientes activos, si el fabricante u otra casa comercial dispone de controles específicos para dicho desinfectante.



- Conectar los adaptadores para la desinfección de los canales de biopsia/succión, aire y agua.
- Sumergir todo el endoscopio en la solución desinfectante.
- Inyectar desinfectante dentro de todos los canales asegurándose de que emerge la solución por los puntos distales y que no quedan burbujas de aire dentro de los canales.
- Agitar las válvulas y las piezas desmontables en la solución desinfectante.
- Tapar la cubeta de la solución desinfectante con una tapa que ajuste bien, para evitar la emisión de vapores químicos.
- Mantener la inmersión a la temperatura adecuada y durante el tiempo de contacto recomendado por el Servicio de Medicina Preventiva.
- Una vez finalizado el tiempo de contacto purgar con aire todos los canales para retirar los restos del desinfectante.
- Introducir agua limpia a través de todos los canales del endoscopio y por el exterior del mismo. Desconectar el tapón de estanqueidad.
- Purgar con aire los canales.
- Sacar, aclarar y secar las piezas desmontables y adaptadores.
- Secar exteriormente el equipo con un paño seco.
- No conectar las válvulas sino se van a almacenar.

4.4.2. DETERGENTES Y DESINFECTANTES

- Detergente compatible con el desinfectante de alto nivel de elección
- Desinfectantes de alto nivel. Ver capítulo 3.5.

4.4.3. PROCEDIMIENTO DE LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN AUTOMÁTICA

A) LIMPIEZA DE ARRASTRE

Se seguirá el protocolo descrito en el apartado anterior.



B) LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN AUTOMÁTICA

Para todos y cada uno de los pasos a realizar, se seguirán las instrucciones del fabricante: conexión de los endoscopios, detergentes y desinfectantes compatibles, tiempos de contacto, etc. Si la lavadora-desinfectadora es compatible con diferentes desinfectantes de alto nivel, se seleccionará aquél que se esté utilizando en los procedimientos de desinfección de alto nivel manuales, previa consulta con el fabricante.

Con el fin de evitar el sobrecrecimiento bacteriano y/o la contaminación interna del sistema, se tendrá especial cuidado con el cumplimiento de los protocolos de auto-desinfección de los circuitos de la lavadora-desinfectadora.

4.4.4. ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

Una vez limpios y desinfectados los endoscopios que se vayan a almacenar deben estar bien secos. Previamente, se introducirá alcohol de 70° hasta que fluya por el extremo distal y se purgará de nuevo con aire. En el caso de no realizar dicha técnica, al inicio de la jornada siguiente, desinfectar el equipo, según el protocolo habitual, antes de utilizarlo de nuevo.

El transporte de los equipos tanto entre las distintas salas como a la Central de Esterilización se ha de realizar en contenedores de forma que se protejan los endoscopios de posibles golpes.

4.4.5. ESTERILIZACIÓN EN ENDOSCOPIA

Todo endoscopio o instrumental accesorio reutilizable que entre en contacto con cavidades estériles o que se utilicen en campo quirúrgico precisa ser estéril (E. intervencionista: laparoscopios, ERCP, artroscopios, cistoscopios), y por tanto debe ser esterilizado.

El método de esterilización adecuado para los distintos endoscopios dependerá de la sensibilidad a la temperatura de los materiales de que estén contruidos.

A) EQUIPO E INSTRUMENTAL TERMORRESISTENTE

El material que soporte altas temperaturas debe ser procesado mediante autoclave de vapor. Existen algunas ópticas de endoscopia rígida que son autoclavables por vapor y que por tanto deben ser procesadas por este sistema.

B) EQUIPO E INSTRUMENTAL TERMOSENSIBLE

El material que no soporte temperaturas superiores a 55°C, endoscopios flexibles y rígidos, así como ciertos accesorios, pueden ser esterilizados mediante los sistemas dis-

ponibles actualmente para esterilización a baja temperatura: Oxido de etileno, vapor a baja temperatura y formaldehído, y gas-plasma (Sterrad 100S, ciclo largo y sólo para la endoscopia rígida no autoclavable).

En situación de urgencia se puede esterilizar el equipo en la misma sala de endoscopias con el sistema Steris System I. Este equipo, está diseñado para su utilización en el punto de uso y por tanto no deben almacenarse los equipos una vez procesados, ya que la esterilidad se pierde al no estar seco y empaquetado.

4.4.6. RECOMENDACIONES ESPECIALES FRENTE A ENDOSCOPIOS POTENCIALMENTE CONTAMINADOS CON PRIONES

Las concentraciones de los desinfectantes y los tiempos de contacto recomendados consiguen el alto nivel de desinfección. Este nivel es suficiente para los virus VIH y hepatitis.

Aunque el Síndrome de Creutzfeld-Jacob se transmite mediante tejidos o sangre contaminada, no existe evidencia científica de transmisión cruzada asociada a endoscopios. Ninguno de los métodos descritos en este manual ha demostrado eficacia frente a priones. En caso de tener que realizar una endoscopia a un paciente con sospecha o evidencia de padecer Síndrome de Creutzfeld-Jacob consultar con el Servicio de Medicina Preventiva. A la espera de estándares europeos normativos, se seguirán las recomendaciones internacionales a este respecto.

4.4.7. PROCEDIMIENTOS RECOMENDADOS EN FUNCIÓN DE LA INVASIVIDAD DE LA EXPLORACIÓN ENDOSCÓPICA

Todo aquél endoscopio o accesorio, excepto los de un sólo uso que entre en contacto con cavidad estéril, será enviado a la Central de Esterilización para su procesamiento.

En la siguiente tabla se resumen, por orden de prioridad, los procedimientos más adecuados para el reprocesamiento de los endoscopios.

TABLA 5. RESUMEN DE LOS PROCEDIMIENTOS DE LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN EN FUNCIÓN DEL TIPO DE EXPLORACIÓN ENDOSCÓPICA

<p>ENDOSCOPIA NO INTERVENCIONISTA (Gastroscopia, colonoscopia)</p>	<p>1ª Limpieza de arrastre + limpieza y desinfección de alto nivel por métodos automatizados (lavadora/desinfectadora o módulo ANIOS).</p>
<p>BRONCOSCOPIA</p>	<p>2ª Limpieza de arrastre + limpieza manual + desinfección manual por inmersión.</p> <p>1ª Limpieza de arrastre + limpieza manual + esterilización en punto de uso (Steris System I)</p> <p>2ª Limpieza de arrastre + limpieza y desinfección de alto nivel por métodos automatizados (lavadora/desinfectadora o módulo ANIOS).</p> <p>3ª Limpieza de arrastre + limpieza manual + desinfección de alto nivel por inmersión.</p>
<p>ENDOSCOPIA INTERVENCIONISTA (Laparoscopia, artroscopia, ERCP, cistoscopia, histeroscopia, etc.)</p>	<p>1ª Limpieza de arrastre + limpieza manual + esterilización (Central de Esterilización)</p> <p>2ª Limpieza de arrastre + limpieza manual + esterilización (Steris System I)</p>

4.4.8. RECOMENDACIONES PARA EL REPROCESAMIENTO DE ACCESORIOS EN ENDOSCOPIA

A) DEFINICIONES

Se entiende por accesorios: cepillos de limpieza, forceps de biopsia, pinzas de polipectomía, balones, agujas de inyección, etc.

Siempre que sea posible, se utilizarán accesorios estériles de un solo uso. En caso de ser reutilizables, preferiblemente se esterilizarán por vapor.

Todos los accesorios reutilizables se limpiarán y esterilizarán según las recomendaciones del fabricante.

B) ACCESORIOS REUTILIZABLES

• Limpieza

- Sumergir los accesorios en solución detergente inmediatamente después de su uso. Si el accesorio consta de más de una pieza se debe desmontar al completo.



- Cepillar la superficie exterior e interior, si posee lumen, de todas las piezas introduciendo solución detergente por el interior de los canales. Los cepillos de limpieza serán preferiblemente desechables. En caso contrario serán esterilizados por autoclave de vapor.
- Aclarar con agua limpia.
- Lubricar, si es necesario, utilizando un producto que sea soluble en agua.

• Desinfección de alto nivel

Sólo serán sometidos a desinfección de alto nivel, aquellos accesorios semicríticos que no puedan ser esterilizados o no entren en contacto con tejido o cavidad estéril, p.e. endoscopia gastrointestinal.

Los accesorios críticos que entren en contacto con tejido o cavidad estéril, p.e. broncoscopia y endoscopia de vías pancreáticas y biliares, que no puedan ser esterilizados deben ser desechados.

• Esterilización

Se seguirán las recomendaciones indicadas en el etiquetado por el fabricante. Preferiblemente se utilizarán accesorios termorresistentes, autoclavables por vapor. Si son termosensibles, se esterilizarán por óxido de etileno o por vapor a baja temperatura y formaldehído. Sólo serán procesados por gas-plasma en caso de no poseer luz interna. Se debe tener en cuenta que la esterilización de instrumental requiere al menos 48 horas desde la entrega del material a la Central de Esterilización.

C) ACCESORIOS NO REUTILIZABLES

Según el RD 414/96 en ningún caso los dispositivos médicos de un solo uso pueden ser reesterilizados, y por tanto se desecharán inmediatamente después de su utilización.

4.5. ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL

4.5.1. MÉTODOS DE ESTERILIZACIÓN

El método de esterilización de elección es el vapor húmedo aplicado a altas temperaturas, siendo actualmente el sistema de esterilización hospitalario más eficaz, rápido, fácil de manejar y barato. En las últimas décadas, con el desarrollo tecnológico de la microcirugía y el avance de las técnicas quirúrgicas cada vez menos invasivas, se han diseñado nuevos equipos e instrumental que contienen nuevos polímeros plásticos sensibles al calor y a la humedad, y que precisan ser esterilizados mediante sistemas de esterilización a baja temperatura. Las mayores limitaciones de estos sistemas consisten fundamentalmente en la baja penetrabilidad a través de la barrera del empaquetado y en los lúmenes largos y estrechos, así como en la compatibilidad con los diferentes materiales.

Por otra parte, considerando la resistencia de los priones a los procesos de esterilización disponibles, el instrumental que pueda estar potencialmente contaminado debe ser procesado de una manera específica. Ver capítulo 4.6.

En la *tabla 6* se describen las principales ventajas e inconvenientes de los diferentes métodos de esterilización a baja temperatura.

TABLA 6. VENTAJAS E INCONVENIENTES DE LOS SISTEMAS DE ESTERILIZACIÓN A BAJA TEMPERATURA

MÉTODO DE ESTERILIZACIÓN	VENTAJAS	INCONVENIENTES
ÓXIDO DE ETILENO PURO (100%)	<ul style="list-style-type: none"> Alta penetrabilidad en los paquetes y lúmenes. Cartuchos unidos. Minimización de riesgo de explosividad en ciclo subatmosférico. Fácil operatividad y monitorización. Amplia compatibilidad con materiales sensibles al calor y humedad. 	<ul style="list-style-type: none"> Requiere aireación. Cámara de pequeño volumen. Toxicidad del OE. Requiere control de residuos en los materiales. Necesidad de catalizador que regule las emisiones y convierta al OE en CO₂ y agua. No se reduce mucho el tiempo de procesamiento y aireación con respecto a los autoclaves con OE mezcla. Almacenamiento de los cartuchos en una cabina de líquidos inflamables.
ÓXIDO DE ETILENO MEZCLA OE/HCFC, OE/CO₂	<ul style="list-style-type: none"> Alta penetrabilidad en los paquetes y lúmenes. Amplia compatibilidad con los materiales sensibles. Fácil operatividad. Alta capacidad de las cámaras. 	<ul style="list-style-type: none"> Sujetos a regulación internacional de las emisiones atmosféricas. Largo tiempo de procesamiento y aireación del material. Toxicidad del OE. Requieren control de residuos en los materiales. Fácil estratificación de la mezcla OE/CO₂, riesgo de fugas y de corrosión de materiales metálicos.
GAS-PLASMA DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO (STERRAD 100S™)	<ul style="list-style-type: none"> Seguro para el personal y medioambiente. Disponibilidad de dos ciclos (54 y 75 min) para el procesamiento de materiales sin y con lúmenes, respectivamente. No quedan residuos tóxicos en los materiales. Sencilla operatividad y monitorización. Fácil instalación. 	<ul style="list-style-type: none"> Baja penetrabilidad en equipos con lúmenes (necesidad de utilizar adaptador/acelerador). No se puede procesar celulosa, telas y líquidos. Cámara de pequeña capacidad. Empaquetamiento en Tyvek®. No admite papel mixto. Bandejas especiales para instrumental.
VAPOR A BAJA TEMPERATURA Y FORMALDEHÍDO	<ul style="list-style-type: none"> Disponibilidad de dos ciclos (3 y 5 horas) para el procesamiento de materiales sensibles a más de 50°C. Amplia compatibilidad con materiales. Sencilla operatividad y monitorización. Fácil instalación. 	<ul style="list-style-type: none"> La penetrabilidad en ciertos materiales plásticos alargan el tiempo del ciclo. Cámara de pequeña capacidad. Riesgos para la salud del formaldehído. Requiere control de residuos en los materiales.



4.5.2. CONSIDERACIONES PREVIAS A LA ESTERILIZACIÓN

Dada la heterogeneidad del instrumental y equipos clínicos, antes de proceder a su esterilización se deben consultar detenidamente las indicaciones del fabricante.

En el etiquetado se debe consultar lo siguiente:

- Métodos y productos recomendados para su correcta limpieza y desinfección.
- Instrucciones de montaje y desmontaje.
- Si es de un sólo uso se indicará con el siguiente símbolo:



- Termosensibilidad de los materiales que lo componen y sistemas de esterilización compatibles.
- Si no es de un sólo uso, número máximo de reesterilizaciones.

4.5.3. ESTERILIZACIÓN EN PUNTO DE USO

Es aquel proceso de esterilización que se lleva a cabo en la proximidad del lugar donde se va a utilizar el material, por ejemplo en el quirófano.

Puede utilizarse esta alternativa cuando no sea posible técnica u operativamente esterilizar el equipo e instrumental por medio de los equipos de uso general de la central de esterilización.

A) CICLOS FLASH (MINICLAVE)

Es un proceso diseñado para la esterilización por vapor de instrumental para su uso inmediato. Durante cualquier intervención puede surgir la necesidad de realizar una esterilización de urgencia, por ejemplo, reprocesar un instrumental que se cayó accidentalmente.

Este tipo de ciclos de esterilización no debe utilizarse de forma rutinaria por razones de conveniencia. Los miniclaves de vapor se utilizarán únicamente en situación de urgencia para instrumental quirúrgico metálico sin lúmenes. Este ciclo nunca debe utilizarse para materiales implantables. El material se colocará sin empaquetar sobre un paño o compresa que cubrirá la bandeja del miniclave y suficiente-

mente amplio para cubrir el material. La temperatura será de 134°C y el tiempo del ciclo total de 10 min.

Los principales inconvenientes de este tipo de ciclos son la dificultad de su monitorización biológica (en función de su utilización y de las características del equipo, el control podrá ser desde diario hasta semanal), la falta de empaquetado del instrumental, la posibilidad de contaminación durante su transporte a la sala de operaciones, y la utilización de un número mínimo de parámetros del ciclo de esterilización.

B) EQUIPOS PARA ESTERILIZACIÓN DE INSTRUMENTAL EN CASETE (TIPO STATIM)

Son sistemas de esterilización por vapor, 134°C durante 3,5 minutos, para instrumental delicado de estomatología, oftalmología, etc., diseñados originalmente para realizar esterilización en punto de uso en pequeñas clínicas y consultorios, donde no se dispone de un sistema general de esterilización centralizado.

El instrumental, sin empaquetar, se coloca en el interior de un casete, que facilita una rápida obtención de las condiciones necesarias para la esterilización, reduciendo el deterioro de instrumental delicado. El casete facilita el transporte del material estéril hasta el campo de utilización, disminuyendo el riesgo de contaminación en relación con un ciclo flash estándar.

Hay hospitales, que por diferentes razones, ahorro de instrumental y de tiempo, protección del instrumental o autonomía de esterilización, han colocado este tipo de equipos en la proximidad de los quirófanos con la idea de utilizarlos como un sistema rutinario de esterilización del instrumental, fundamentalmente de oftalmología.

La recomendación general es que todo el instrumental sea procesado de forma centralizada. Si se decide utilizar este tipo de equipos ha de realizarse bajo unas estrictas condiciones de control:

- Debe utilizarse al menos un indicador químico interno (recomendable integrador) en todos y cada uno de los ciclos.
- Debe utilizarse un indicador biológico diario, en el primer ciclo de la mañana. La dificultad del control biológico de estos equipos puede contrarrestarse mediante la utilización de indicadores biológicos de lectura rápida obteniendo resultados disponibles entre 1 y 3 horas.

Este ciclo nunca debe de utilizarse para materiales implantables.

C) ÁCIDO PERACÉTICO (STERIS SYSTEM 1)

Es un sistema de esterilización a baja temperatura (50-55°C), por inmersión de los equipos en una solución en uso de ácido peracético al 0,2 %, en circuito cerrado. Utiliza como producto base una solución de ácido peracético al 35% en cartucho cerrado.

Este sistema está especialmente diseñado para la esterilización de material de endoscopia en punto de uso. Estos equipos suelen tener un alto índice de utilización.

La duración del ciclo de esterilización en este sistema, es de 25-30 minutos, y los endoscopios han de ser correctamente limpiados antes de introducirlos en el equipo.

Los endoscopios se esterilizan en el interior de una carcasa o estuche de protección que facilita el transporte del equipo hasta su punto de uso, disminuyendo el riesgo de contaminación. En función del tipo de equipo y del calibre de sus lúmenes, la carcasa o estuche de protección debe llevar un sistema de conexión que permita profundir con el agente esterilizante en el interior de dichos lúmenes.

El equipo dispone de un sistema interno de registro de los parámetros físicos y químicos del ciclo de esterilización, del cual proporciona una tira impresa al final del ciclo, permitiendo establecer la trazabilidad del material.

Independientemente del sistema interno de control del equipo, se dispone de indicadores químicos para comprobar la concentración del agente esterilizante en el interior de la cámara. Se debe utilizar un indicador químico en cada uno de los ciclos de esterilización.

También se dispone de un indicador biológico, para comprobar la eficacia del ciclo de esterilización. No está determinada la frecuencia con la que dichos indicadores biológicos han de ser utilizados, pero en función del tipo de material y de su frecuencia de uso, debería ser como mínimo semanal.

4.5.4. CARACTERÍSTICAS E INDICACIONES DE LOS DIFERENTES MÉTODOS DE ESTERILIZACIÓN

Una vez revisadas las indicaciones del fabricante, se seleccionará el método de esterilización más apropiado. En la *tabla 7* se resumen los métodos y ciclos más comúnmente utilizados en el medio hospitalario.

TABLA 7. PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS DE LOS CICLOS DE ESTERILIZACIÓN EN EL MEDIO HOSPITALARIO

MATERIAL	MÉTODO	TIPO DE CICLO	TEMP. DE ESTERILIZACIÓN	TIEMPO TOTAL (APROX.) ^b	TIEMPO DE MESETA	CONTROLES		
						FÍSICO	QUÍMICO	BIOLÓGICO
TERMORRESISTENTE^a	Vapor-textil	4 prevacíos	134°C	55 minutos	4 minutos	Se realiza una gráfica en cada ciclo	1-Prueba diaria de vacío (Bowie-Dick) 2-Envasado 3-Integrador**	Semanal
	Vapor-instrumental	4 prevacíos	132°C	50 minutos	4 minutos			
	Vapor-caucho	4 prevacíos	121°C	65 minutos	15-20 min.			
	Vapor-liquidos	Gravitatorio	121°C	65 minutos	15-20 min.			
TERMOSENSIBLE	Óxido de etileno	Vacío-aireación	54°C	16 horas ^c	1-2 horas ^c	Se realiza una gráfica en cada ciclo	1-Envasado 2-Integrador**	Por ciclo
	Formaldehído	Vacío-aireación	60°C	5 horas [*]	1 hora			
	Plasma H ₂ O ₂	Vacío	50°C	55 min. [*]	4 minutos			

^a El material termorresistente se entrega al finalizar el ciclo por estar permitida la liberación paramétrica en ciclos de vapor.

^b El tiempo total está sujeto a variaciones en función de las recomendaciones del fabricante.

^c El tiempo de meseta de 1 hora corresponde al Óxido de etileno puro (100%) y 2 horas al Óxido de etileno mezcla

* La entrega del material termosensible se realiza en todos los casos tras 24 horas de incubación del control biológico.

** Se incluye control químico integrador en los tipos de paquete indicados por Medicina Preventiva.

4.5.5. GARANTÍA DE CALIDAD DE ESTERILIZACIÓN

A) REGISTRO DE ACTIVIDADES Y TRAZABILIDAD

Debe de existir un libro de registro general donde queden reflejadas todas las incidencias producidas en relación con los procesos de esterilización. Se registrarán averías, reparaciones, operaciones de mantenimiento programado, controles de calidad, etc. Independientemente del libro de registro, y para cada uno de los ciclos de esterilización debe registrarse y almacenarse, en una ficha u hoja de trabajo, como mínimo la siguiente información:

- Fecha
- Identificación del esterilizador, del tipo de ciclo (textil, contenedores, caucho, etc.) y las características del mismo (temperatura, tiempo, presión, etc.)
- Especificación del contenido de la carga
- Identificación del destino del material esterilizado
- Resultado de los indicadores de proceso
- Resultado de los indicadores químicos internos
- Resultado del control biológico
- Identificación y firma del operario responsable

Debe disponerse de un sistema de etiquetado o identificación del instrumental esterilizado que permita, al potencial usuario del mismo, poder conocer el método de esterilización que se ha utilizado, el equipo concreto en el que ha sido procesado, la fecha, el número de ciclo, así como poder comprobar que tanto los parámetros físicos del ciclo, como lo indicadores químicos y biológicos fueron correctos. Es decir establecer un auténtico sistema de trazabilidad del instrumental sometido a un procedimiento de esterilización.

La información se almacenará, como mínimo, durante un año, salvo que la Autoridad Sanitaria (CM), especifique otro periodo de tiempo.

B) CONTROL RUTINARIO DE LOS PROCESOS DE ESTERILIZACIÓN

• Revisión de los parámetros físicos del ciclo

Al finalizar cada ciclo de esterilización, y antes de extraer la carga del esterilizador deben comprobarse los registros gráficos del ciclo de esterilización (temperatura, tiempo, presión, etc.), para confirmar que se ajustan a los establecidos por el fabricante del equipo.

Si los parámetros del ciclo de esterilización no son los adecuados, la carga no puede ser considerada como estéril. El equipo ha de ser sometido a revisión por el servicio de mantenimiento, y se debe identificar la causa del fallo. Una vez identificado y



solucionado el problema, y si éste afectaba a componentes del equipo responsables de la instauración y mantenimiento de los parámetros de esterilización, se debe realizar una prueba de validación antes de reanudar su utilización.

• **Utilización de indicadores químicos**

Son elementos que nos sirven para monitorizar si uno o más de los parámetros de cada ciclo de esterilización se han cumplido en aquel punto donde el indicador ha sido colocado. Las especificaciones y características que deben tener estos indicadores vienen determinadas por la norma UNE EN 867, y por la norma ISO 1140, detallándose en la *tabla 8*.

TABLA 8. TIPOS DE INDICADORES QUÍMICOS

NORMA UNE EN 867 (PARTE 1)	NORMA ISO 1140-1
INDICADORES DE PROCESO: CLASE A	Indicadores de proceso: clase 1.
INDICADORES PARA PRUEBAS ESPECÍFICAS (TIPO BOWIE-DICK): CLASE B	Indicadores para pruebas específicas (tipo Bowie-Dick): clase 2.
INDICADORES DE VARIABLE ÚNICA: CLASE C	Indicadores de parámetro único: clase 3.
INDICADORES DE VARIAS VARIABLES: CLASE D DISEÑADOS PARA MONITORIZAR DOS O MAS VARIABLES CRÍTICAS PARA EL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN	Indicadores multiparamétricos: clase 4. Diseñados para monitorizar dos o mas variables críticas para el proceso de esterilización.
	Indicadores integradores: clase 5. Diseñados para responder a todas las variables críticas del proceso de esterilización. La respuesta está diseñada para emular la inactivación de un indicador biológico.
	Indicadores emuladores: clase 6. Diseñados para reaccionar ante todas las variables críticas de un tipo de ciclo concreto de esterilización. No está diseñado para emular respuesta de indicador biológico.

• **Indicadores químicos de proceso**

También llamados indicadores químicos externos y sirven exclusivamente para diferenciar paquetes o envases procesados (que han sido sometidos a un ciclo de esterilización) de los no procesados (no han sido sometidos a un ciclo de esterilización). Por lo tanto no son válidos para confirmar que se han alcanzado los parámetros críticos para la esterilización, viran de color a niveles sub-óptimos de las variables de esterilización.



Se deben utilizar en el exterior de todos los paquetes que se van a esterilizar. Pueden presentarse en forma de cinta adhesiva, o como tinta impresa en el exterior de los materiales de envasado.

Deben ser comprobados por el personal de esterilización, al sacar los paquetes de cada carga del esterilizador, y por el usuario. Si los indicadores de proceso no son correctos, el material no ha sido sometido al correspondiente ciclo de esterilización y por lo tanto no puede utilizarse.

- **Indicadores químicos internos**

Son indicadores que están diseñados para comprobar si en el interior de los envases, paquetes o contenedores se han alcanzado uno o más de los parámetros críticos del ciclo de esterilización, establecidos para la meseta de mismo. Existen diferentes tipos de indicadores químicos internos: monoparamétricos, multiparamétricos, integradores, emuladores.

A la hora de elegir el indicador químico interno más adecuado a nuestras necesidades hay que tener en cuenta una serie de consideraciones.

- Las características de cada ciclo de esterilización que precisamos monitorizar. Habrá que comprobar si las condiciones mínimas para el viraje de color del indicador se ajustan a las características de cada uno de los ciclos de esterilización que necesitamos monitorizar.
- Como norma general no se recomienda la utilización de indicadores monoparamétricos.
- Los indicadores multiparamétricos viran de color cuando se alcanzan las condiciones mínimas de exposición a dos o más variables críticas del proceso de esterilización.
- Los indicadores emuladores están diseñados para monitorizar si un determinado ciclo del esterilizador, se ha desarrollado de acuerdo con los parámetros diseñados por el fabricante del equipo. Por lo tanto las condiciones mínimas para el viraje de color del indicador han de coincidir exactamente con las del ciclo que queremos monitorizar.
- Los indicadores integradores, recogen las variables críticas del ciclo de esterilización, y su respuesta está diseñada para imitar la de un indicador biológico. El cambio de color o el movimiento de la tinta del indicador se correlacionan con la cinética de destrucción bacteriana de un indicador biológico. El viraje correcto de un indicador integrador indica que se han dado tales condiciones de esterilización, que si en ese punto se hubiera colocado un indicador biológico, se habría producido la destrucción de todas las esporas bacterianas.

El indicador integrador es un indicador químico, y por lo tanto su utilización no puede sustituir la utilización de indicadores biológicos cuando estén indicados.

Los indicadores químicos internos, han de utilizarse en el interior de todos aquellos paquetes, envases o contenedores, en los que por su diseño, volumen, conformación o forma de envasado, consideremos que existe dificultad para la penetración del agente esterilizante. El indicador se colocará en aquella zona del paquete, envase o contenedor en las que presupongamos que pueda ser mayor la dificultad para el acceso del agente esterilizante.

Cuando se utilicen envases, paquetes o contenedores en los que no presupongamos que exista dificultad para el acceso del agente esterilizante, se deberán colocar indicadores químicos internos en el interior de algunos de los envases, homogéneamente distribuidos por toda la carga: arriba, abajo, delante, detrás y en el centro de la carga.

En muchos casos estos indicadores no pueden ser revisados sin alterar las condiciones de esterilidad, por lo que no podremos comprobar su correcto viraje hasta el mismo momento de su utilización.

En caso de que el viraje de color del indicador no se considere correcto, el contenido del envase, paquete o contenedor se considerará como no estéril:

- Si los parámetros físicos del ciclo fueron correctos, y los indicadores químicos internos de los demás paquetes son correctos, no se invalidará el resto de la carga, y solo se reesterilizará el paquete, envase o contenedor afectado. Habrá que revisar los procedimientos de carga del esterilizador.
- Si hay más de un paquete con indicadores químicos incorrectos, se invalidará toda la carga, y tendrá que volver a ser reesterilizada. El esterilizador debe ser sometido a revisión por el Servicio de Mantenimiento, y deben revisarse los procedimientos de carga del esterilizador.

• Utilización de indicadores biológicos

Los indicadores biológicos, se utilizan para poder documentar la eficacia microbiológica de los ciclos de esterilización. Las normas de referencia que establecen las características de los indicadores biológicos son la norma UNE EN 866, y la norma ISO 11138.

El indicador biológico no debe utilizarse de forma aislada, si no que debe ir colocado en el interior de un paquete de prueba, que simule las características de los envases, paquetes o contenedores que se esterilizan habitualmente. Al conjunto de indicador biológico y paquete de prueba le denominamos control biológico. Suele llevar también un indicador químico.

Los controles biológicos de esterilización han de utilizarse con la siguiente periodicidad, asumiendo que son equipos que se utilizan a diario, y que tienen al día su plan de mantenimiento preventivo.

TABLA 9. INDICACIONES DE USO DE CONTROLES BIOLÓGICOS

Ciclos por óxido de etileno	Un control biológico en cada ciclo.
Ciclos por vapor a baja temperatura con formaldehído.	Un control biológico en cada ciclo.
Autoclaves centralizados: - Prevacio. - Registro impreso de parámetros del ciclo.	Al menos un control biológico semanal para cada tipo de ciclo en uso en cada esterilizador.
Autoclaves periféricos: - Gravitatorios. - Sin sistema de registro de ciclos	Entre 3 días en semana y diario, dependiendo del tipo y las características de esterilizador.

Los indicadores biológicos tradicionales están constituidos por una suspensión de esporas bacterianas estandarizada que requieren un tiempo de cultivo de 24-48 horas para ser interpretados, según el tipo, incluso de 5 a 7 días. En la actualidad están disponibles en el mercado los indicadores biológicos de lectura rápida (1-4 horas). Estos indicadores son capaces de mostrar precozmente que existe un crecimiento bacteriano, detectando la actividad enzimática de los microorganismos que han sobrevivido al ciclo de esterilización mediante una reacción de fluorescencia.

En el caso de la esterilización por vapor, siempre y cuando los parámetros físicos y los controles químicos hayan resultado correctos, se acepta la liberación paramétrica de la carga estéril sin tener que esperar al resultado del control biológico. Por el contrario, los procesos de esterilización a baja temperatura son más difícilmente controlables, y por tanto la carga sólo podrá ser liberada como carga estéril cuando se conozca el resultado del control biológico. Los indicadores biológicos de lectura rápida reducen el tiempo de espera para la liberación del material termosensible.

• Control del producto

Se lleva a cabo mediante la colocación de indicadores químicos y biológicos en aquellas partes de los equipos médicos en los que presuponemos que pueda ser difícil que llegue la acción del agente esterilizante. Estarían comprendidos en este apartado los lúmenes de los equipos e instrumentos médicos, los líquidos, etc.

La sistemática y la periodicidad para la realización de estos controles será establecida por el Servicio de Medicina Preventiva en función de las características de los equipos de cada centro.

• Cualificación, prueba de instalación y test periódico de control.

- Cualificación por parte del fabricante. Forma parte de la cualificación inicial del diseño y del equipo antes de salir de la fábrica.
Ha de ser aportada por el fabricante en el momento de la instalación del equipo.



- Prueba de instalación. Se ha de realizar en el hospital, una vez que el equipo ha sido instalado y previamente a su utilización. Ha de ser realizada por el servicio técnico de fabricante/distribuidor, en colaboración con el personal de la Central de Esterilización y del Servicio de Medicina Preventiva. Esta prueba de instalación debe de ser realizada con el correspondiente control biológico, paquete de prueba mas indicador químico y biológico. Se han de realizar tres ciclos consecutivos con la cámara vacía, con los resultados de los indicadores químicos y biológicos negativos para poder autorizar el uso del esterilizador.
- Test periódico de control:
 - Trimestralmente.
 - Cuando se produzcan modificaciones importantes en la composición de la carga.
 - Si se producen cambios en el material de empaquetado en el protocolo del mismo.
 - Después de averías o mantenimiento correctivo.

El test periódico de garantía de calidad consiste en la realización de tres ciclos consecutivos, utilizando el correspondiente paquete de prueba, y con la cámara del esterilizador con una carga completa convencional.

4.5.6. CADUCIDAD DEL MATERIAL ESTÉRIL

El tiempo de caducidad de los materiales esterilizados hace referencia al tiempo durante el que puede garantizarse la conservación de la esterilidad. Este tiempo no depende del proceso de esterilización a que haya sido sometido el instrumental, sino del tipo de envasado y de las condiciones de almacenamiento.

El material ha de almacenarse en una sala limpia y protegido de todo posible contacto con cualquier fuente de contaminación, evitando ambientes con humedades relativas elevadas. Si se dan las condiciones especificadas en el punto anterior, podemos asumir los tiempos de caducidad que se detallan en la *tabla 10*:

TABLA 10. TIEMPOS DE CADUCIDAD EN FUNCIÓN DE TIPO DE ENVASADO

TIPO DE ENVASADO	TIEMPO DE CADUCIDAD
Triple barrera	Máximo tres meses
Papel de grado médico: <ul style="list-style-type: none"> • Bolsa • Papel mixto. 	Envase simple: seis meses Envase doble: doce meses
Olefina termosoldada	Doce meses
Contenedores	Seis meses, con protección del filtro.



4.6. DESCONTAMINACIÓN DEL INSTRUMENTAL POTENCIALMENTE CONTAMINADO POR PRIONES

Los priones son agentes infecciosos que presentan una elevada resistencia a los métodos físicos y químicos de inactivación, ya que únicamente mediante la incineración se puede garantizar su eliminación. Con el fin de reducir al mínimo posible el riesgo de transmisión de los priones, especialmente en el caso de la variante humana de la enfermedad de Creutzfeldt-Jakob, se proponen las siguientes recomendaciones basadas en las realizadas por el Club Español de Esterilización (CEDEST) y la Organización Mundial de la Salud.

En la *tabla 11* se describen las categorías de infectividad de los tejidos y fluidos del cuerpo humano en enfermedades transmisibles por priones.

**TABLA 11. ENCEFALOPATÍAS ESPONGIFORMES TRANSMISIBLES.
CATEGORÍAS DE INFECTIVIDAD DE TEJIDOS Y FLUIDOS DEL CUERPO HUMANO**

ALTA INFECTIVIDAD	BAJA INFECTIVIDAD	INFECTIVIDAD NO DETECTABLE
Cerebro Médula espinal Retina Nervio óptico Ganglio espinal Ganglio trigémino Pituitaria Duramadre	<p>SNP*: Nervio periférico, Plexos entéricos</p> <p>Tejido linfático: Bazo, Ganglios, Amígdalas</p> <p>Tracto digestivo: Esófago, Estómago, Intestino, Apéndice</p> <p>Fluidos corporales: LCR*, Sangre</p> <p>Otros tejidos: Pulmón, Hígado, Riñón, Glándula suprarrenal, Páncreas, Médula ósea, Músculo, Lengua, Vasos sanguíneos, Mucosa nasal, Glándulas salivares y Cornea.</p>	Próstata Testículos Ovarios Útero Feto Embrión Hueso Corazón Pericardio Tendones Piel Tejido gingival Pulpa dental Traquea Tejido adiposo Tiroides Glándulas mamaria <p>Secreciones: Saliva, Semen Serosas, Nasales, Lágrimas Orina, Heces, Leche</p>

* SNP: Sistema nervioso periférico; LCR: líquido cefalorraquídeo

Las recomendaciones específicas para la descontaminación del instrumental y del equipo clínico potencialmente contaminado con priones son las siguientes:



- Uso de instrumental y equipo desechable si es posible. Si no es posible, material reciclable autoclavable.
- Destrucción por incineración del equipo desechable, ropa protectora, tejidos y fluidos corporales y detergentes utilizados en la limpieza del instrumental.
- Protección de las superficies que puedan contaminarse con paños desechables impermeables.
- Limpieza de superficies potencialmente contaminadas con hidróxido sódico (NaOH) 1N dejando actuar durante 1 hora.
- El instrumental o equipo no desechable se someterá a los siguientes procedimientos:
 1. Separar los instrumentos utilizados en tejidos de infectividad no detectable de los usados en tejidos de alta y baja infectividad. Ver *tabla 11*.
 2. Limpieza mediante inmersión en detergente durante 15 minutos, antes de que se seque la superficie contaminada. El instrumental no debe limpiarse en máquinas automáticas sin haber sido sometido a un procedimiento previo de descontaminación. En ese caso, posteriormente la máquina deberá someterse a un ciclo completo de limpieza en vacío, antes de un nuevo uso rutinario.
 3. Descontaminación química:
 - Hidróxido sódico 1N durante 1 hora a temperatura ambiente.
 - Hipoclorito sódico 20.000 ppm de cloro libre durante 1 hora a temperatura ambiente (lejía comercial 5,25% diluida 1/2,5: 1 parte de lejía mas 1,5 partes de agua)
 Después de la contaminación, enjuagar con agua.
 4. Esterilización mediante autoclave de vapor:
 - Autoclave de prevacío: ciclo de 134-138 °C 18 minutos de meseta.

4.7. DISPOSITIVOS MÉDICOS DE UN SÓLO USO

Hoy en día, buena parte de los dispositivos médicos que se manejan han dejado de ser reutilizables para pasar a ser de "un solo uso", es decir, dispositivos desechables previstos para ser utilizados en un único paciente y durante un mismo procedimiento. Estos dispositivos no están diseñados para ser reprocesados.

4.7.1. DEFINICIONES

A) DISPOSITIVO DE UN SOLO USO

Dispositivo desechable previsto para ser utilizado en un único paciente, durante un mismo procedimiento. No está diseñado para ser reprocesado y utilizado en otro paciente. El etiquetado puede o no identificar el dispositivo como de un solo uso o desechable, y no incluye las instrucciones para su reprocesamiento.

B) REPROCESADO

Procedimiento aplicado: lavado, desinfección o esterilización, a un dispositivo nuevo que ya ha sido utilizado en un paciente para volver a ser utilizado en otro paciente.

C) REUTILIZACIÓN

El uso repetido o múltiple de cualquier dispositivo médico mediante su reprocesamiento entre cada utilización.

D) REESTERILIZACIÓN

Aplicación de un procedimiento terminal para eliminar o destruir cualquier forma de vida microbiana, incluidas las esporas, hasta niveles aceptables de garantía de esterilidad, en un dispositivo médico que ha sido esterilizado previamente y que no ha sido utilizado sobre ningún paciente. Es el caso de dispositivos cuya fecha de caducidad haya prescrito, o que se hayan abierto accidentalmente.

La regulación de la reutilización de los dispositivos médicos de un sólo uso en España, comenzó con la publicación de la Circular nº 27/85 de la Dirección General de Farmacia y Productos Sanitarios. Dicho documento prohíbe concretamente el reprocesado de dispositivos médicos de un sólo, ya que los hipotéticos reprocesadores se convierten en fabricantes, y quedan sujetos a los mismos requerimientos que ellos. Además, deben ser capaces de demostrar la conformidad del producto. Así, la circular dice: *"la reutilización de material e instrumental médico quirúrgico estéril para utilizar una sola vez es práctica excluida del ámbito de esta normativa y no permitida"* y concluye diciendo: *"No se autoriza por esta Dirección General de Farmacia la reutilización del material e instrumental médico quirúrgico para utilizar una sola vez"*.

Posteriormente la adaptación a la legislación española de la Directiva Europea 93/42/CEE culmina con el Real Decreto 414/96, que entra en vigor en junio de 1998. Dicha normativa regula los productos sanitarios y considera *"una infracción grave la utilización de productos sanitarios por un profesional en condiciones y para usos distintos de los indicados por el fabricante"*. Este Real Decreto, determina las condiciones obligatorias que deberá cumplir cualquier entidad de carácter público o privado

que realice actividades de *"agrupación y esterilización"*. Según esta normativa, los servicios de esterilización tienen la consideración de fabricantes de productos estériles, pues la esterilización y empaquetado son fases del proceso de fabricación. Las centrales de esterilización de los hospitales no necesitan licencia de funcionamiento mientras no comercialicen o pongan en circulación los productos que esterilizan. Si las centrales procesaran productos de un solo uso deben cumplir los requisitos esenciales: análisis de riesgo, validación de procesos, garantía de esterilidad, que marca el RD 414/96 necesarios para obtener la conformidad exigida o marcado CE.

En el año 2000 el Club Español de Esterilización realizó una encuesta telefónica sobre la reutilización de productos sanitarios en 15 hospitales de la Comunidad de Madrid, en la que se revelaba que un alto porcentaje de hospitales, pertenecientes tanto al Sistema Sanitario público como privado, reutilizaban dispositivos médicos de un sólo. Con el objeto de evidenciar el estado actual de esta práctica, en 2005, el Club Español de Esterilización llevó a cabo una encuesta presencial en un total de 42 hospitales públicos y privados de la Comunidad de Madrid. La encuesta confirmó los resultados, revelando que un 82,5 % de los centros participantes llevaban a cabo esta práctica.

4.8. BIBLIOGRAFÍA

1. Damani NN. Principles of Infection Control. En: Manual of infection control procedures. Damani (ed.) 2ª edn. Greenwich Medical Medic Limited (ed.). London, 2003. pp. 1-8.
2. Guía de higiene hospitalaria. Servicio de Medicina Preventiva, Hospital Clínico San Carlos 2004, Madrid.
3. Rutala WA y Weber DJ and HICPAC. Draft guideline for disinfection and sterilization in health care facilities. CDC 2002. Disponible en: www.cdc.gov. Rutala WA y Weber DJ. New Disinfection and Sterilization Methods. Emerging Infectious Diseases, 2001; 7 (2): 348-353.
4. Ayliffe GAJ y Babb JR. Decontamination of environment and medical equipment in hospitals. En: Russell AD, Hugo WB y Ayliffe GAJ (eds). Principles and practice of disinfection, preservation and sterilization. 4ª edn. Blackwell Science, Oxford, London, 2004. p. 395-415.
5. Huys J. Métodos de esterilización. En: Huys J (ed). Esterilización de productos sanitarios por vapor Volumen I. Teoría general. Heart Consultancy, Waeningen, Países Bajos, 1999. pp. 111-138.
6. Huys J. Reduciendo la carga microbiana. En: Huys J (ed). Esterilización de productos sanitarios por vapor Volumen I. Teoría general. Heart Consultancy, Waeningen, Países Bajos, 1999. pp. 85-110.



7. Peláez B. Esterilización por gases: óxido de etileno, gas plasma y vapor a baja temperatura y formaldehído. En: Fiscan (ed). Esterilización en centros sanitarios, España,2006. pp 47-76.
8. PNE-EN ISO 15883-1. Lavadoras desinfectadoras. Parte 1: Requisitos generales, definiciones y ensayos (ISO 15883-1:2006).
9. PNE-EN ISO 15883-2. Lavadoras desinfectadoras. Parte 2: Requisitos y ensayos de lavadoras desinfectadoras que utilizan desinfección térmica para instrumentos quirúrgicos, equipos de anestesia, de vacío, utensilios, recipientes de vidrio, etc. (ISO 15883-2:2006)
10. PNE-EN ISO 15883-3. Lavadoras desinfectadoras. Parte 3: Requisitos y ensayos para lavadoras desinfectadoras destinadas a la desinfección térmica de recipientes de desechos humanos (ISO/FDIS 15883-3:2005).
11. PNE-prEN ISO 15883-4. Lavadoras desinfectadoras. Parte 4: Requisitos y ensayos para las lavadoras desinfectadoras destinadas a la desinfección química de endoscopios termolábiles (ISO/DIS 15883-4:2003)
12. Circular del CEDEST. Descontaminación del material potencialmente contaminado con priones. En: Fiscan (ed). Esterilización en centros sanitarios, España, 2006. pp 197-200.
13. WHO guidelines on tissue infectivity distribution in transmissible spongiform encephalopathies. WHO press (ed.). Switzerland. 2006
14. Food and Drug Administration. Guidance for Industry and FDA Staff; medical User Fee and Modernization Act of 2002, validation data in premarket notification submissions (510(k)s) for Reprocessed Single-Use Medical Devices. Junio, 2004. Disponible en:<http://www.fda.gov/cdrh/ode/guidance/1216.pdf>
15. Food and Drug Administration. Enforcement priorities for Single-use devices reprocessed by third parties and hospitals. Agosto, 2000. Disponible en: <http://www.fda.gov/cdrh/comp/guidance/1168.pdf>
16. European Association for Medical Device Reprocessing (EAMDR). A level playing field for medical device reprocessing in Europe. June 2005,Brussels. Disponible en: <http://www.eamdr.com/>
17. Fereres J y Cano J. Encuesta sobre reutilización de material de un solo uso. El Autoclave 2002; 14 (1): 52-53.

18. Circular nº 27/1985. Dirección General de Farmacia y Productos Sanitarios. Ministerio de Sanidad y Consumo.
19. Directiva del Consejo Europeo 93/42, de 14 de junio de 1993, relativa a los productos sanitarios. D.O.C.E. L 169 de 12/07/1993.
20. Real Decreto 414/1996, de 1 de marzo, por el que se regulan los productos sanitarios. B.O.E. núm 99 de 24 de abril.
21. Cantalapiedra MJ. Reprocesado de productos de un solo uso: Aspectos legales y situación en España. El Autoclave 2005; 17 (2): 16-19.
22. Redondo I, Peláez B y Fereres J. Reutilización de dispositivos médicos de un solo uso. El Autoclave 2005; 17 (1): 41-43
23. Díaz P, Cano S, Barriuso E, Peláez B y Fereres J. Encuesta sobre reutilización de dispositivos médicos de un solo uso en Hospitales de la Comunidad de Madrid. El Autoclave 2005; 17 (1): 22-33.
24. Peláez B, Andrade R, Díaz P, Cano S, Barriuso E y Fereres J. Reutilización de dispositivos médicos de un solo uso. Situación actual en la Comunidad de Madrid. Industria Farmacéutica 2006; nº 125: 56-67.
25. "13th Meeting of Competent Authorities for Medical Devices", Session 06, Topic 16. 12th-13th, January 2004, Dublin. Disponible en: www.eu2004.ie



5. Normas y recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a diversos procesos hospitalarios



- 5.1. Normas y recomendaciones para la prevención de la infección de localización quirúrgica. Profilaxis antimicrobiana prequirúrgica
- 5.2. Prevención de la infección nosocomial asociada a sondaje vesical
- 5.3. Recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a la inserción de catéteres intravasculares
- 5.4. Normas para la prevención de infecciones de vías respiratorias

5.1. Normas y recomendaciones para la prevención de la infección de localización quirúrgica.

Profilaxis antimicrobiana prequirúrgica

- 5.1.1. Definición de Infección de Localización Quirúrgica (ILQ)
- 5.1.2. Recomendaciones para la prevención de la Infección de Localización Quirúrgica (ILQ)
- 5.1.3. Bibliografía

AUTOR:

- Díez Sebastián, Jesús⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario La Paz.

5.1.1. DEFINICIÓN DE INFECCIÓN DE LOCALIZACIÓN QUIRÚRGICA (ILO)

Las infecciones de localización quirúrgica (ILO) se dividen en dos tipos: las incisionales y las de órgano o espacios. A su vez, las incisionales se subdividen en dos tipos, la superficial y la profunda.

A) INFECCIÓN DE LOCALIZACIÓN QUIRÚRGICA SUPERFICIAL

Una infección superficial de la incisión se define como aquella que se produce durante los 30 días posteriores a la cirugía y afecta sólo a piel y tejido celular subcutáneo en el lugar de la incisión. Ha de hallarse presente uno de los siguientes criterios:

1	Exudado purulento de la incisión superficial.
2	Aislamiento de un microorganismo en el cultivo de un líquido o de un tejido procedente de la incisión superficial (a partir de una muestra obtenida de forma aséptica).
3	Al menos uno de los siguientes signos o síntomas de infección: <ul style="list-style-type: none"> • Dolor o hipersensibilidad al tacto o a la presión. • Inflamación localizada (calor, tumefacción, eritema).

B) INFECCIÓN DE LOCALIZACIÓN QUIRÚRGICA PROFUNDA

La infección incisional profunda se define como aquella que afecta a los tejidos profundos de la incisión (fascia y paredes musculares), además de piel y tejido celular subcutáneo. Se produce durante los 30 días inmediatamente posteriores a la cirugía, salvo que en la intervención se haya colocado algún implante, en cuyo caso el periodo susceptible puede alargarse hasta un año. Para el diagnóstico tiene que existir uno de los siguientes criterios:

1	Exudado purulento desde un punto de drenaje profundo.
2	Dehiscencia espontánea de la sutura con aislamiento de un microorganismo en el cultivo procedente de la incisión profunda.
3	Al menos uno de los siguientes signos o síntomas de infección: <ul style="list-style-type: none"> • Dolor o hipersensibilidad al tacto o a la presión. • Inflamación localizada (calor, tumefacción, eritema).
4	Evidencia de infección o hallazgo de absceso local en revisión quirúrgica de la herida, mediante diagnóstico anatomopatológico, o mediante técnicas de diagnóstico de imagen.

C) INFECCIÓN DE LOCALIZACIÓN QUIRÚRGICA DE ÓRGANO O ESPACIO

Se refiere a la infección de los órganos o espacios, abiertos o manipulados durante el acto operatorio, aunque no necesariamente en la incisión quirúrgica. Se produce durante los 30 días inmediatamente posteriores a la cirugía, salvo que en la intervención se haya colocado algún implante, en cuyo caso el periodo susceptible puede alargarse hasta un año. Para el diagnóstico tiene que existir uno de los siguientes criterios:

- | | |
|----------|--|
| 1 | Aislamiento de un microorganismo en el cultivo de un líquido o de un tejido procedente de un órgano o espacio profundo. |
| 2 | Evidencia de infección o hallazgo de absceso local en revisión quirúrgica, mediante diagnóstico anatomopatológico, o mediante técnicas de diagnóstico de imagen. |

5.1.2. RECOMENDACIONES PARA LA PREVENCIÓN DE LA ILQ

A) ANTES DE LA CIRUGÍA

Justificación y objetivo: Conseguir el mejor estado general posible para el paciente antes de la intervención.

- Control de diabetes. Evitar hiperglucemia perioperatoria en pacientes diabéticos.
- Tratamiento previo a la cirugía de infecciones activas, si es posible.
- Recomendación de no fumar, al menos 30 días antes de la intervención quirúrgica.
- Acortar la estancia prequirúrgica.
- Evitar, si es posible, el uso de corticoides previos a la cirugía.
- En cirugía programada intentar conseguir un buen estado nutricional previo a la cirugía y evitar la obesidad.

B) BIOSEGURIDAD AMBIENTAL Y DEL MATERIAL QUIRÚRGICO

Justificación y objetivo: Prevenir las ILQ de origen exógeno (origen menos frecuente), adquiridas a partir del ambiente (aire y fómites) que rodea al paciente en el quirófano y el instrumental quirúrgico. Contribuir a la seguridad del ambiente del quirófano y al confort del paciente y trabajadores.



• **Esterilización de instrumentos quirúrgicos**

- Esterilización de todo el material que entre en contacto con territorio estéril del paciente.
- No utilizar nunca material procesado mediante autoclaves de ciclo rápido (flash) como alternativa al autoclave estándar de vapor, salvo para reprocesar material no sustituible que se requiere de forma inmediata (por ejemplo, reprocesamiento de un instrumento contaminado por error durante la intervención).

• **Medidas estructurales de la sala quirúrgica**

- Instalación de filtros HEPA , especialmente en quirófanos de alto riesgo: cirugía de implantes o transplantes, o que atiendan pacientes neutropénicos.
- Se recomienda situar las entradas de aire al interior del quirófano junto al techo y las salidas junto al suelo, para favorecer un flujo de aire de arriba hacia abajo que evite turbulencias y el levantamiento de polvo sedimentado en superficies horizontales.
- Los filtros HEPA deben manipularse lo menos posible, y sólo deben ser sustituidos cuando haya signos de obstrucción (presión diferencial >10 pascales) o anomalías en su funcionamiento. Por el contrario, se recomienda el cambio de los filtros intermedios cada 6 meses.
- Mantener una situación de hiperpresión en el quirófano respecto de las demás áreas. Se consigue con un flujo de 15-20 renovaciones de aire por hora siempre que la zona intermedia tenga menos renovaciones por hora. Para ello se recomienda también el uso de puertas de quirófano con cierre automático.
- Control de parámetros ambientales, mediante monitor in situ, con indicación de temperatura, humedad relativa y presión prefiltros HEPA. Para ser correctos estos parámetros, deberán estar entre 18-26 °C de temperatura, 40-60% de humedad relativa y una presión diferencial entre el filtro intermedio y el filtro HEPA alrededor de 10 pascales. Si no fuese así, avisar al Servicio de Mantenimiento para corregirlos (humedad y temperatura) o para sustituir el filtro HEPA.



- Toma de aire exterior. En caso de recirculación de aire un 20% debe ser aire exterior.
- El sistema de climatización del quirófano no debe interrumpirse en ningún momento, salvo para reparaciones o revisiones técnicas, y nunca mientras haya actividad quirúrgica.
- No se recomienda el uso de lámparas de radiación UV en el quirófano con el fin de prevenir la ILQ.
- No se recomienda el uso de alfombras impregnadas en desinfectantes en los accesos a la sala quirúrgica.

• Medidas de higiene del quirófano

- Se realizarán dos limpiezas diarias completas (la primera debe estar finalizada media hora antes del comienzo de la actividad quirúrgica de la mañana y la segunda se hará después de finalizar la actividad del día).
- Es imprescindible el orden de limpieza, empezando desde la zona de anfiteatro quirúrgico, para pasar luego a la zona intermedia y, posteriormente, al resto de las áreas. Para cada sala quirúrgica se utilizará agua limpia.
- Adicionalmente, entre intervención e intervención, se limpiarán las superficies horizontales del anfiteatro y las verticales sólo en caso de salpicaduras.
- La limpieza semanal se reservará para los paramentos horizontales altos (techo, repisas, etc.), lámpara (brazo y bóveda), poyatas de ventanas laterales y parte exterior de las rejillas.
- Se utilizará agua, jabón y lejía estándar (40 gr. de cloro libre/litro) a una dilución de 1:10 (9 partes de agua y una de lejía).

• Verificación de la bioseguridad ambiental

- Verificar rutinariamente el estado de contaminación fúngica del aire una vez por mes, o bien incidentalmente después de haber realizado obras en el bloque quirúrgico o el sistema de ventilación. Ver capítulo 9.



C) PREPARACIÓN PREQUIRÚRGICA

Objetivo: reducir la flora microbiana existente en la piel y las mucosas del paciente antes de comenzar la intervención quirúrgica.

• El día antes de la intervención

- Lavados orofaríngeos con antiséptico (hexetidina o clorhexidina-gluconato al 0,12%) al menos durante 30 segundos, una vez por turno, para la prevención de la neumonía postquirúrgica precoz .
- Uñas de manos recortadas, desprovistas de esmalte para permitir la valoración de la oxigenación periférica.
- No es preciso retirar anillos, piercing u otras formas de joyería personal, salvo que se encuentren directamente en la localización quirúrgica para la prevención de la ILQ, aunque puede ser recomendable por razones de seguridad.

• El día de la intervención

- Ducha con jabón normal, incluyendo cuero cabelludo.
- En cirugía urgente: lavado de la zona a intervenir con agua y jabón.
- Lavados orofaríngeos con antiséptico (hexetidina o clorhexidina-gluconato al 0,12 %) al menos durante 30 segundos, una vez por turno, continuando después en reanimación hasta la retirada de la ventilación mecánica o 48 horas posteriores a la intervención.
- Retirada del vello (sólo si se considera imprescindible por interferencia con la localización quirúrgica) mediante corte al ras con máquina, o químicamente en zonas de difícil acceso, ya que las erosiones producidas por el rasurado aumentan el riesgo de ILQ. En caso de ser necesario el rasurado, realizar el proceso inmediatamente antes de la intervención quirúrgica.
- En el quirófano se aplicará una solución de antiséptico sobre la piel de la zona a intervenir inmediatamente antes de la operación. Debe extenderse en círculos concéntricos desde el centro hacia la periferia abarcando un área suficiente que permita trabajar al cirujano sin contactar con la piel libre de antiséptico, incluso si se extiende la incisión o se crean puntos de drenaje secundarios.



- Los antisépticos recomendados son povidona yodada al 10% o clorhexidina al 5% en general y clorhexidina al 0,5% para neonatos. Se suelen utilizar mediante aplicación directa mediante gasa, aunque los iodoforos en forma de pulverizador han mostrado igual efectividad, con aplicación más rápida y cómoda.
- Aunque menos frecuentes en nuestro medio, también pueden utilizarse las soluciones alcohólicas de clorhexidina 0,5% . En este caso es preciso dejar tiempo para la evaporación completa del componente alcohólico antes de iniciar la intervención para evitar accidentes (1-2 minutos).
- No se recomienda el uso de apósitos adhesivos u otros dispositivos de cobertura de los bordes de la incisión, con o sin antiséptico, sobre la localización quirúrgica.
- No es preciso usar gorro para el paciente.

• Situaciones especiales

- Cirugía cardíaca: Descolonización nasal con pomada antimicrobiana de mupirocina aplicada dos veces al día en ambas fosas nasales, empezando el día previo a la intervención y hasta un máximo de 5 días consecutivos.
- Cirugía oftalmológica: Lavado de la cara con agua y jabón antiséptico o povidona yodada especialmente de los párpados del ojo a intervenir 1 hora antes de la operación.
- Cirugía de colon y cistectomía radical con derivación entérica, en adultos. Preparación del colon con solución de polietilenglicol o de electrolitos basados en sales de NaP. Ésta última está contraindicada en pacientes con insuficiencia cardíaca o renal, obstrucción intestinal, o enfermedad intestinal inflamatoria aguda.
 - Administración: Solución de polietilenglicol. Se recomienda utilizar hasta 16 sobres antes de las 11h del día anterior a la cirugía, cada uno disuelto en 250 ml de agua, lo que implica una ingesta de líquido mínima de 4 litros hasta las 24h. Modificar el ritmo de administración si aparece dolor o distensión abdominal. Solución de electrolitos basados en sales de NaP. La primera dosis se administrará antes de las 11h del día anterior, disuelto en un vaso de agua fría, con una ingesta mínima de 1,5 l. de líquido hasta la segunda dosis, que se administrará a las 18h, seguido de abundantes líquidos hasta las 24h del mismo día.
 - Dieta: Sólo líquidos.
 - Enemas de limpieza con agua jabonosa.



- Descontaminación intestinal con neomicina 1 gramo vía oral a las 13h, 14 h, y 23 h más claritromicina 500 mg vía oral a las 13 h y 23 h. del día anterior a la cirugía. Con ello se reduce la carga microbiana del intestino disminuyendo las complicaciones infecciosas de la cirugía colo-rectal.
- Cirugía de colon infantil: Preparación mecánica intestinal con ayuno en las 12 horas previas a la cirugía. Enemas de limpieza. Descontaminación intestinal con neomicina oral a las 17h, 18h y 23 h y claritromicina oral a las 17h, y 23 h.
- Cirugía vaginal e histerectomía vaginal: Descontaminación vaginal con clorhexidina acuosa al 0,5 % en irrigación.

D) PROFILAXIS ANTIMICROBIANA PREQUIRÚRGICA

Justificación y objetivo: El grado de contaminación de la cirugía es el principal factor de riesgo de ILQ, y es, por lo tanto, la microbiota del propio paciente el origen más común de los microorganismos responsables. La profilaxis antimicrobiana prequirúrgica (PAP) se define como la administración de agentes antimicrobianos a pacientes sin evidencia de una infección establecida, pero con riesgo de sufrirla, ya sea por el grado de contaminación del procedimiento quirúrgico o la utilización de implantes de cualquier tipo. El objetivo de la PAP es alcanzar concentraciones tisulares y sanguíneas de antimicrobianos eficaces en el momento en que se produzca la manipulación quirúrgica de los tejidos. Su uso adecuado ha demostrado una disminución significativa del riesgo de ILQ.

Como regla general la PAP está siempre indicada cuando el grado de contaminación de la cirugía es limpia-contaminada o contaminada. En casos de cirugía limpia la PAP no está indicada salvo en mayores de 65 años, inmunocomprometidos o procedimientos con implantes o transplantes. Los casos de cirugía sucia se consideran infectados por definición, por lo que la PAP como tal no está indicada, sino terapia empírica. Una tabla más detallada con las características determinantes de los cuatro tipos de cirugía puede consultarse en la *tabla 1*.

• Recomendaciones en la administración de la profilaxis antimicrobiana prequirúrgica (PAP)

- Elección del antimicrobiano para la PAP en función de la etiología más frecuente esperable bien por los datos epidemiológicos, o por ser los más habituales en la microbiota del territorio de la localización quirúrgica. Valorar el entorno hospitalario propio, tanto para el tipo de microorganismos como para las resistencias microbianas locales. La elección también debe tener en cuenta:

- Ser capaz de alcanzar niveles séricos y tisulares por encima de la concentración mínima inhibitoria (CMI) de la etiología más esperable, y mantenerlos durante todo el acto quirúrgico.
- Menor alteración de la flora saprofita del paciente y menor toxicidad posible.
- El de menor coste a igual efectividad.

Las tablas con las pautas de antimicrobianos para PAP, según tipo de cirugía pueden consultarse en el *tabla 2*.

- Esta concentración efectiva debe ser conseguida antes del inicio de la incisión quirúrgica. En la mayoría de circunstancias esto significa la administración del antimicrobiano por vía IV, al menos 30 minutos antes de la incisión (generalmente en la inducción anestésica). En algunos casos y según la farmacocinética del antimicrobiano elegido, el momento de administración puede variar para garantizar la premisa inicial.
- La PAP debe administrarse exclusivamente como dosis única, salvo en las siguientes situaciones:
 - Pérdida de sangre superior a 1000 ml durante la intervención.
 - Hemodilución superior a 15ml/Kg.
 - Duración de la intervención quirúrgica superior a 4 horas si se ha utilizado antimicrobiano de corta duración, por ejemplo Cefazolina).
 - Cirugía cardíaca después de finalizar circulación extracorpórea.
 - En todo caso, la profilaxis no se debe prolongar más allá de 24 horas tras la intervención, ya que no solo no aumenta su efectividad, sino que aumenta el riesgo de colonización por microorganismos resistentes, con el consiguiente aumento de riesgo de infecciones (no sólo quirúrgicas).
- No utilizar rutinariamente vancomicina como profilaxis preoperatoria, salvo en situaciones de alergia a otros antimicrobianos.

E) DISCIPLINA E HIGIENE INTRAQUIRÓFANO

Justificación y objetivos: Además de la microbiota del propio paciente, que es el origen más común de la etiología de la ILQ, de forma mucho menos frecuente la microbiota del personal o el propio ambiente del quirófano pueden ser el origen de otras infecciones. El lavado quirúrgico y las medidas de barrera intervienen como una forma de disminuir la colonización microbiana del personal y la capacidad de transmisión hacia la localización quirúrgica. Las recomendaciones de disciplina contribuyen doblemente a disminuir por un lado la contaminación del aire del quirófano, y por otro a favorecer el funcionamiento del sistema de climatización de la sala quirúrgica.

• **Higiene de manos prequirúrgica**

Ver capítulo 3.2.

• **Vestimenta quirúrgica y medidas de barrera**

- Uso de mascarilla quirúrgica. Su justificación se basa más en la protección del personal quirúrgico que en la prevención de la ILQ, salvo en procedimientos que implican el uso de prótesis. No es imprescindible que la lleven las personas asisistentes a la sala quirúrgica que se mantengan a más de 1 metro del paciente.
- Uso de gorro de tela o de papel satinado que no liberen fibras. Su indicación se restringe al personal quirúrgico que ha realizado lavado antiséptico, o a todo el personal de la sala quirúrgica en caso de cirugía con prótesis.
- Uso de máscara facial para el personal quirúrgico con barba. Con los mismos matices que la anterior recomendación.
- Uso de batas quirúrgicas estériles, de material resistente a la penetración de líquidos.
- Uso de calzado específico para el bloque de quirófano. Es una alternativa mejor que el uso de calzas de plástico o papel. Se desaconseja el uso de calzas porque no han demostrado reducción en la incidencia de ILQ, además de que producen un incremento en el conteo de colonias en el suelo del quirófano, junto con un aumento importante del riesgo de contaminación de las manos en su manipulación.

• **Disciplina y comportamiento intraquirófono**

- Mantener cerradas las puertas para favorecer la situación de presión positiva intraquirófono.
- Reducir el tránsito de personal fuera del quirófono durante la intervención al mínimo imprescindible.
- Prioridad de los pacientes en función del grado de contaminación de la cirugía (limpia/sucia): No existe evidencia para establecer ningún orden especial dentro de una misma sesión quirúrgica, con respecto a la posible contaminación del aire. Si el sistema de ventilación garantiza un mínimo de 15 a 20 renovaciones de aire por hora, un espacio entre pacientes de al menos 15 minutos debería garantizar una situación de contaminación del aire similar a la basal. Tampoco es preciso realizar ningún tipo de acción especial en la



limpieza del quirófano entre intervenciones, salvo la habitual ya comentada en un apartado anterior.

F) TÉCNICA QUIRÚRGICA

Justificación y Objetivos: Mantenimiento de buenos estándares de técnica quirúrgica. Después del grado de contaminación intrínseco de la cirugía, la técnica quirúrgica es el factor modificable determinante más importante en la ILQ.

- Mantener técnica aséptica en todo contacto con territorio estéril del paciente, especialmente en los accesos vasculares.
- Preparar y ensamblar las soluciones o equipo estéril, inmediatamente antes de su uso.
- Mantener normotermia durante la intervención quirúrgica.
- El riesgo de ILQ es directamente proporcional a la duración de la intervención a igualdad de otros factores. Planificar los pasos, necesidades y alternativas con antelación para reducir al mínimo el tiempo quirúrgico.
- El uso intraoperatorio de oxigenoterapia suplementaria (FIO₂ 80% durante intervención quirúrgica y 2 horas posteriores) ha demostrado reducir la incidencia de ILQ en cirugía contaminada, sin mayor riesgo de atelectasias postquirúrgicas ni efectos tóxicos significativos.
- Realizar un manejo cuidadoso de los tejidos y órganos, sin traumas o compresiones innecesarias. Extremar el cuidado para evitar la perforación no deseada de vísceras huecas.
- Utilizar sutura diferida o dejar abierta la incisión para cierre por segunda intención si existe contaminación importante en la localización quirúrgica.
- Si es necesario el uso de dispositivos de drenaje, utilizar sistemas de succión cerrada, y situarlos en una incisión separada de la herida quirúrgica. Retirarlos tan pronto como sea posible.
- Evitar la creación de espacios muertos e intentar colapsar los que existan en la localización quirúrgica.
- Realizar hemostasia adecuada sin el uso excesivo de la coagulación en el bisturí eléctrico, para evitar dejar cantidades importantes de tejido desvitalizado en la localización quirúrgica.



- Evitar el uso de excesivo número de suturas o cuerpos extraños.
- Reducir al mínimo imprescindible el tiempo de isquemia en cirugía cardiovascular.
- Planificar con antelación el procedimiento para conseguir una incisión quirúrgica del menor tamaño posible.
- Incisión de orientación adecuada: las transversas abdominales causan menor daño vascular, nervioso y 30 veces menos tensión de la fascia.
- Evitar tensión en las líneas de sutura.
- Cuando exista la posibilidad, promover técnicas quirúrgicas alternativas como la cirugía laparoscópica y la anestesia loco-regional.

G) DESPUÉS DE LA INTERVENCIÓN QUIRÚRGICA

Justificación y objetivos: El objetivo de los cuidados postoperatorios de la herida quirúrgica se centra en su protección hasta el momento en que se produce una cicatrización superficial efectiva. Además, es preciso completar ciertas medidas iniciadas en la preparación prequirúrgica que se prolongan más allá de la intervención. Por último es importante el reconocimiento precoz de las infecciones cuando se produzcan y la vigilancia epidemiológica prospectiva.

• Cuidado postoperatorio

- Proteger con apósito estéril no oclusivo durante las primeras 24-48 horas cualquier incisión que haya sido suturada en primera intención, pasado ese tiempo la herida quirúrgica puede dejarse descubierta.
- Continuar los lavados orofaríngeos con antiséptico (hexetidina o clorhexidina-gluconato al 0,12%) iniciados en la preparación prequirúrgica del paciente (apartado 3.1.) hasta la retirada de la ventilación mecánica o 48 horas posteriores a la intervención.
- En el caso de cirugía cardíaca, continuar la descolonización nasal con pomada antimicrobiana de mupirocina iniciada en la preparación prequirúrgica del paciente hasta un máximo de 5 días consecutivos.
- Higiene de manos y uso de guantes (no estériles), antes y después de cualquier contacto con el apósito o la incisión quirúrgica.



- Durante el postoperatorio, el personal a cargo del paciente debe mantener un cierto nivel de sospecha, con el fin de reconocer precozmente una posible ILQ, mediante la vigilancia de puntos inflamatorios.
- Informar y educar al paciente y los familiares sobre los cuidados adecuados de la incisión quirúrgica y sobre los signos y síntomas precoces de ILQ.

• Vigilancia epidemiológica

- Mantener un sistema de vigilancia epidemiológica prospectiva de la infección nosocomial, y la frecuencia de utilización de instrumentaciones. Estratificar tasas de infección por los factores más frecuentes de riesgo, e incluir datos de cumplimiento de los protocolos vigentes de PAP y preparación prequirúrgica.
- Comunicar periódicamente las frecuencias de infección a los profesionales de los servicios responsables de los pacientes.

5.1.3. BIBLIOGRAFÍA

1. K. Woodheady, E. W. Taylorz, G. Bannisterx, T. Chesworth, P. Hoffmank and H. Humphreys. Behaviours and rituals in the operating theatre. *Journal of Hospital Infection* (2002) 51: 241-255.
2. Mangram AJ, Horan TC, Pearson ML, Silver LC, Jarvis WR. Guideline for prevention of surgical site Infection. *Infection control and hospital epidemiology* 1999; 20(4): 247-278.
3. Nathens AB, Marshall JC. Selective decontamination of the digestive tract in surgical patients. A systematic review of the evidence. *Arch Surg* 1999;134:170-6.
4. Qinio B, Albanese J, Bues-Charbit M, Viviant X, Martin C. Selective decontaminación of the digestive tract in multiple trauma patients. A propective double-blind, randomized placebo-controlled study. *Chest* 1996;109:765-72.
5. Schardey HM, Joosten U, Finke U, Staubach KH, Schauer R, Heiss A et al. The prevention of anastomotic leakage after total gastrectomy with local decontamination. A propective randomized double blind placebo controlled multicenter trial. *Ann Surg* 1997;225:172-80.
6. Profilaxis antimicrobiana en Cirugía. *The Medical Letter on Drugs and Therapeutics* (edición española) 1999; XXI (21): 89-93.



7. Prelik G, Grune S, Ileser HG, Lebherz J, Helwein W, Machka K et al. Prospective randomised double blind trial of prophylaxis with single dose of co-amoxiclav before percutaneous endoscopic gastrostomy. *BMJ* 1999;319:881-4.
8. Osmon DR. Antimicrobial prophylaxis in adults. *Mayo Clin Proc* 2000;75:98-109.
9. Scottish Intercollegiate Guidelines Network. Antibiotic Prophylaxis in Surgery. A National Clinical Guideline. SIGN Publication July 2000; 45.
10. American Society of Health-System Pharmacists. ASHP Therapeutic Guidelines on Antimicrobial Prophylaxis in Surgery. *Am J Health-Syst Pharm* 1999;56:1839-88.
11. Grupo de trabajo de la Sociedad Española de Medicina Preventiva, Salud Pública e Higiene (SEMPSPH) y el INSALUD. Recomendaciones para la Verificación de la Bioseguridad Ambiental (BSA) respecto a Hongos Oportunistas. Madrid; 10 de febrero de 1999.



TABLA 1. GRADO DE CONTAMINACIÓN DE LOS PROCEDIMIENTOS QUIRÚRGICOS

TIPO DE CIRUGÍA	CARACTERÍSTICAS	RIESGO DE ILQ (SIN PROFILAXIS)	MODO DE ACTUACIÓN
LIMPIA	Tejido a intervenir no inflamado. No hay traumatismo previo. No se vulnera la asepsia quirúrgica. No afecta a tracto respiratorio, digestivo, genitourinario o cavidad orofaríngea.	1 - 2%	No requiere quimioprofilaxis perioperatoria salvo inmunocomprometidos, cirugía con implantes o >de 65 años NNISS ≥ 2
LIMPIA-CONTAMINADA	Se entra en una cavidad con microorganismos pero no hay vertido significativo. Intervención muy traumática sobre tejidos exentos de microorganismos Se afecta el tracto respiratorio, digestivo (salvo colon), genitourinario o cavidad orofaríngea.	2 - 4 %	Quimioprofilaxis perioperatoria
CONTAMINADA	Tejido a intervenir con inflamación aguda sin pus. Cirugía de colon. Apertura de una víscera o derramamiento de su contenido. Heridas traumáticas recientes (< de 6 h).	7 - 10 %	Quimioprofilaxis perioperatoria
SUCIA	Tejido a intervenir con pus. Perforación de una víscera. Heridas traumáticas de más de 6 h de evolución sin tratamiento.	10 - 40 %	Terapia antimicrobiana empírica



TABLA 2. PAUTAS DE PROFILAXIS ANTIMICROBIANA PERIOPERATORIA

CIRUGÍA DE ADULTOS		
PROCEDIMIENTO	MICROORGANISMOS	PAUTA
CIRUGÍA CARDIACA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo Enterobacterias	Cefazolina* IV 2 g Alérgicos a betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg/12h +Gentamicina IV 1,5 mg/ kg/8 h
CIRUGÍA TORÁCICA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo Enterobacterias	Cefazolina* IV 2 g o Cefuroxima* IV 1,5 g Alérgicos a betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg + Gentamicina IV 1,5 mg/kg
MARCAPASOS O IMPLANTES DESFIBRILADORES	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Cefazolina IV 2 g Alérgicos a betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA GASTROESOFÁGICA CIRUGÍA GASTRODUODENAL CIRUGÍA BILIAR CIRUGÍA APENDICULAR	Enterobacterias y anaerobios	Cefazolina* IV 2g o Amoxicilina-clavulánico* IV 2g Alérgicos a betalactámicos: Gentamicina 120mg + Clindamicina 1200 mg IV
CIRUGÍA COLORRECTAL	Enterobacterias y anaerobios	Oral: Neomicina + Claritromicina más en la induc- ción anestésica: Doxiciclina 400 mg+Metronidazol 1000 mg IV o Amoxicilina-clavulánico* 2g o Gentamicina 120 mg + Metronidazol 1000 mg
CIRUGÍA OBSTÉTRICO- GINECOLÓGICA	Enterobacterias, <i>Enterococcus</i> , <i>Streptococ-</i> cus grupo B y anaerobios	Cefazolina* IV 2 g o Amoxicilina-clavulánico* IV 2 g
CIRUGÍA MÁXILOFACIAL	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Streptococcus</i> y microbiota orofaríngea	Amoxicilina-clavulánico* IV 2 g o Gentamicina 120 mg IV+ Clindamicina* 1200 mg IV
NEUROCIRUGÍA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Cefazolina* IV 2 g o Amoxicilina/clavulánico* 2 g o Gentamicina 120 mg+Clindamicina* 1200 mg Alérgicos a Betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg

CIRUGÍA DE ADULTOS (CONT)

PROCEDIMIENTO	MICROORGANISMOS	PAUTA
CIRUGÍA OFTÁLMICA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, <i>Streptococcus</i> , y Enterobacterias	Instilación tópica de Colirio de Vancomicina o de Fluorquinolonas, y solución tópica en irrigación continua de Vancomicina 20 mg/l + Gentamicina 20 mg/l.
CIRUGÍA ORTOPÉDICA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, <i>Streptococcus</i> , y Enterobacterias	Cefazolina* IV 2 g / 8 h o Amoxicilina/clavulánico* 2 g Alérgicos a Betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA UROLÓGICA RESECCIONES	Enterobacterias, <i>Streptococcus faecalis</i>	Levofloxacino oral 500 mg 6 a 12 horas antes de IQ o Cefazolina* IV 2g
CIRUGÍA UROLÓGICA PLASTIAS	Enterobacterias, <i>Streptococcus faecalis</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> y <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Levofloxacino oral 500 mg 6-12 h antes, más Amoxicilina-clavulánico* IV 2 g en la inducción anestésica.
TRASPLANTE RENAL	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, Enterobacterias y <i>Streptococcus faecalis</i>	En la inducción anestésica: Tobramicina* IV 100 mg + Ampicilina* IV 2 g + Cloxacilina* IV 2 g
CIRUGÍA VASCULAR PRÓTESIS VASCULARES	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Amoxicilina-clavulánico* IV 2 g o Cefazolina* IV 2 g Alérgicos a Betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA VASCULAR AMPUTACIÓN DE MMII	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, Enterobacterias y anaerobios	Cefazolina* IV 2 g o Amoxicilina-clavulánico* IV 2 g+ Gentamicina IV 120 mg Alérgicos a Betalactámicos: Teicoplanina IV 400 mg o Vancomicina** IV 15 mg/ kg

* Dosis adicional sólo en las siguientes circunstancias: a la salida de circulación extracorpórea, intraoperatoria si la IQ dura más de 4 horas, si hemodilución superior a 15 ml/kg, o si hemorragia de más de 1000 ml.

** Administrar Vancomicina 60 minutos antes de la inducción anestésica.



CIRUGÍA PEDIÁTRICA

PROCEDIMIENTO	MICROORGANISMOS	PAUTA
CIRUGÍA CARDIACA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo Enterobacterias	Cefazolina* 20–30 mg/kg IV Alérgicos a betalactámicos: Vancomicina** IV 15 mg/ kg + Gentamicina IV 2 mg/ kg
CIRUGÍA TORÁCICA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo Enterobacterias	Cefazolina* 20–30 mg/kg IV o Cefuroxima* 50 mg/kg IV Alérgicos a betalactámicos: Vancomicina** IV 15 mg/ kg + Gentamicina IV 2 mg/ kg
MARCAPASOS O IMPLANTES DESFIBRILADORES	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Cefazolina* 20–30 mg/kg IV Alérgicos a betalactámicos: Vancomicina** IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA GASTROESOFÁGICA CIRUGÍA GASTRODUODENAL CIRUGÍA BILIAR CIRUGÍA APENDICULAR	Enterobacterias y anaerobios	Cefazolina* 20–30 mg/kg IV o Amoxicilina-clavulánico* 40 mg/kg IV Alérgicos a betalactámicos: Gentamicina IV 2 mg/ kg + Clindamicina IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA COLORRECTAL	Enterobacterias y anaerobios	Oral: Neomicina 20 mg/kg + Claritromicina 15 mg/kg Además en la inducción anestésica: Amoxicilina-clavulánico* 40 mg/kg IV o Gentamicina 2 mg/kg IV + Metronidazol 10 mg/kg IV o Gentamicina 2 mg/kg IV + Clindamicina 15 mg/kg IV
CIRUGÍA MÁXILOFACIAL	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Streptococcus</i> y microbiota orofaríngea	Amoxicilina-clavulánico* 40 mg/kg IV o Gentamicina 2 mg/kg IV+ Clindamicina* 15 mg/kg IV



CIRUGÍA PEDIÁTRICA (CONT.)

PROCEDIMIENTO	MICROORGANISMOS	PAUTA
NEUROCIRUGÍA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus coagulasa</i> negativo	Cefazolina* 20-30 mg/kg IV Alérgicos a Betalactámicos: Vancomicina** 15 mg/ kg IV
CIRUGÍA OFTÁLMICA	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, <i>Streptococcus</i> , y Enterobacterias	Instilación tópica de Colirio de Vancomicina o de Fluorquinolonas, y solución tópica en irrigación continua de Vancomicina 20 mg/l + Gentamicina 20 mg/l.
CIRUGÍA ORTOPÉDICA	<i>Staphylococcus aureus</i> y Enterobacterias	Cefazolina* 20-30 mg/kg IV o Amoxicilina/clavulánico* 40 mg/kg IV Alérgicos a Betalactámicos: Vancomicina** 15 mg/ kg IV
CIRUGÍA UROLÓGICA RESECCIONES O PLASTIAS	Enterobacterias, <i>Streptococcus faecalis</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> y <i>Staphylococcus coagulasa</i> negativo	Amoxicilina/clavulánico* 40 mg/kg IV
TRASPLANTE RENAL	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, Enterobacterias y <i>Streptococcus faecalis</i>	En la inducción anestésica: Tobramicina* 4-7,5 mg/kg IV + Ampicilina* 100-200 mg/kg IV + Cloxacilina* 50-100 mg/kg IV
CIRUGÍA VASCULAR PRÓTESIS VASCULARES	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	Amoxicilina-clavulánico* 40 mg/kg IV o Cefazolina* 20-30 mg/kg IV Alérgicos a Betalactámicos: Vancomicina** IV 15 mg/ kg
CIRUGÍA VASCULAR AMPUTACIÓN DE MMII	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo, Enterobacterias y anaerobios	Cefazolina* 20-30 mg/kg IV o Amoxicilina-clavulánico* 40 mg/kg IV + Gentamicina 2 mg/kg IV Alérgicos a Betalactámicos: Vancomicina** IV 15 mg/ kg

* Dosis adicional sólo en las siguientes circunstancias: a la salida de circulación extracorpórea, intraoperatoria si la IQ dura más de 4 horas, si hemodilución superior a 15 ml/kg, o si hemorragia de más de 1000 ml.

** Administrar Vancomicina 60 minutos antes de la inducción anestésica.



5.2. Prevención de la infección nosocomial asociada a sondaje vesical

- 5.2.1. Introducción
- 5.2.2. Indicación del sondaje vesical
- 5.2.3. Selección del tipo de catéter vesical
- 5.2.4. Inserción del catéter vesical
- 5.2.5. Cuidado y mantenimiento del catéter vesical
- 5.2.6. Formación al personal sanitario y a los pacientes
- 5.2.7. Bibliografía

AUTORAS:

- Jimeno Maestro, Josefina y Figuerola Tejerina Angels ⁽¹⁾
- Martín Martínez, M^a Auxiliadora ⁽²⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital La Princesa.

⁽²⁾ MIR. Medicina Preventiva y Salud Pública. Hospital Universitario La Paz

5.2.1. INTRODUCCIÓN

La infección urinaria es la de mayor incidencia entre los pacientes ingresados, supone el 35-45% de todas las infecciones nosocomiales y, aproximadamente el 80% de ellas están asociadas con sondaje urinario. El riesgo de infección está asociado con la inserción, el cuidado y mantenimiento, la duración del catéter y la susceptibilidad del paciente. Por este motivo, se debe ser muy estricto en su indicación y lo más precoz posible en su retirada. La duración del sondaje vesical es el factor de riesgo más importante para el desarrollo de bacteriuria.

5.2.2. INDICACIÓN DEL SONDAJE VESICAL

- Obstrucciones urológicas
- Intervenciones quirúrgicas
- Control de la diuresis
- Retenciones urinarias

En cirugía ortopédica, por ser de larga duración, y en pacientes con trastornos funcionales de la vejiga (por ejemplo, pacientes con lesiones medulares) se debe valorar el sondaje intermitente.

El sondaje urinario permanente no se justifica por la existencia de una incontinencia urinaria. En estos casos se deben usar prioritariamente los pañales hidrófugos o los colectores externos, salvo que tengan heridas abiertas en la zona sacra o perineal. En los pacientes con micción espontánea tampoco se deben utilizar el sondaje urinario para obtener muestras de orina destinada a realizar cultivos u otras determinaciones bioquímicas.

5.2.3. SELECCIÓN DEL TIPO DE CATÉTER VESICAL

La mejor evidencia científica disponible, indica que la incidencia de infección urinaria asociada a sondaje urinario de corta duración no está asociada a ningún material específico. Así, la selección del tipo de catéter se realiza en base a:

- La experiencia clínica del facultativo, el estado de salud del paciente, el material que induzca menor reacción alérgica, y una previsión sobre el tiempo que el paciente ha de permanecer con la sonda.
- Las sondas vesicales de pequeño calibre con un balón de 10 ml que permitan un drenaje efectivo, minimizan el trauma uretral, la irritación de la mucosa y la presencia de residuos vesicales, factores que predisponen a la infección asociada a catéter. Sin embargo, en aquellos pacientes que han sido intervenidos recientemente de cirugía urológica, la selección del catéter puede tener mayor calibre para permitir el paso de coágulos de sangre.

5.2.4. INSERCIÓN DEL CATÉTER VESICAL

Las infecciones urinarias asociadas al sondaje vesical pueden ser fácilmente evitables si se siguen meticulosamente los procedimientos de inserción y mantenimiento de los catéteres vesicales.

Las recomendaciones en cuanto a la inserción del catéter para la prevención de la infección, basadas en guías de buena práctica clínica y en la opinión de expertos se resumen en:

- Insertar la sonda vesical usando un equipo estéril y una técnica aséptica.
- Antisepsia del meato uretral antes de insertar el catéter con Clorhexidina acuosa al 0,5% para reducir la entrada de microorganismos al introducir la sonda vesical.
- Usar un lubricante estéril de uso único o gel anestésico para minimizar el trauma uretral y con ello la posible infección.
- Proporcionar formación y entrenamiento adecuado a los profesionales sanitarios para reducir al mínimo el trauma, el malestar y el potencial riesgo de infección.

5.2.5. CUIDADO Y MANTENIMIENTO DEL CATÉTER VESICAL

Las recomendaciones para la prevención y control de la infección nosocomial asociada al sondaje urinario, respecto a sus cuidados, son las siguientes:

- Retinar el sondaje vesical lo antes posible. En los pacientes quirúrgicos se retirará en las primeras 24-48 horas post-intervención, salvo que se presente alguna complicación clínica con compromiso hemodinámico.
- Registrar en la historia clínica la inserción, cambios y cuidados de la sonda.
- Higiene de manos y uso de guantes limpios, no estériles, antes de manipular la sonda e higiene de manos después de quitarse los guantes.
- Higiene diaria, y siempre que sea necesario, del meato uretral y de la sonda con agua y jabón.
- Utilizar sistemas de drenaje cerrados. Esta recomendación es el pilar fundamental para la prevención de la infección del tracto urinario pues ninguna otra medida ha demostrado ser tan efectiva. El riesgo de infección se reduce de un 97% cuando se utiliza un sistema de drenaje abierto a entre 8-15% cuando es cerrado.



Se considera sistema de circuito cerrado aquél que permite mantener la asepsia en el manejo de orina y que dispone de:

- dispositivo para la toma de muestras microbiológicas
 - válvula antirreflujo para evitar la ascensión intraluminal de los microorganismos a la vejiga
 - llave de vaciado y para toma de muestras bioquímicas en la parte distal de la bolsa
- Evitar desconectar el sistema de drenaje cerrado, salvo si existe indicación clínica, lavados vesicales o se precise un cambio de la bolsa según las recomendaciones del fabricante. Si en algún momento se altera el sistema cerrado, volver a sondar.
 - Evitar realizar lavados vesicales salvo que se prevea la obstrucción del sistema de drenaje (hemorragia en cirugía prostática o vesical) para no alterar el sistema de drenaje cerrado. En caso de que sean necesarios lavados vesicales se colocará sonda de tres vías.
 - Sustituir la bolsa de drenaje cuando se cambie la sonda, se rompa, presenta escapes o cuando se acumulen sedimentos en exceso o presente un olor desagradable.
 - La obtención de muestras de orina del sistema para microbiología y bioquímica debe realizarse mediante técnica y material estéril
 - La extracción de muestras de pequeño volumen (para microbiología) se realizará a través de la válvula más próxima a la sonda mediante punción con aguja y jeringa estéril previa desinfección.
 - La obtención de muestras de mayor volumen (para bioquímica) se efectuará a través de la válvula de la bolsa colectora o llave distal.
 - Mover la sonda en sentido rotatorio, con el fin de evitar adherencias.
 - Asegurar que la sonda permanezca bien fijada mediante esparadrapo en forma de bucle en el hipogastrio para:
 - Prevenir la contaminación perineal y la irritación uretral con el movimiento.
 - Reducir las úlceras uretrales por presión y la penetración de los microorganismos a la vejiga.
 - Mantener la bolsa colectora por debajo del nivel de la vejiga, colgándola en el soporte y no dejándola nunca en el suelo. Si el paciente esta encamado la fijación se mantendrá en el lateral de la cama. En el caso de pacientes ambulantes se fijará a la pierna y en los enfermos en silla de ruedas se fijará en situación declive en el lateral de la silla.



- Evitar la formación de acodaduras así como reflujos y en los casos en que sea imprescindible, elevar la bolsa por encima del nivel de la vejiga y pinzar la sonda cerca del meato.
- Vaciar la bolsa colectora cada 8 horas y siempre que sea necesario por llenado, utilizando un recipiente para cada enfermo. La llave de vaciado de la bolsa nunca debe entrar en contacto con el recipiente de recogida de orina.
- No cambiar la sonda y el sistema de drenaje de forma sistemática. Se cambiará cuando el flujo urinario esté interrumpido o en caso de infección.
- No añadir agentes antibacterianos en la bolsa de drenaje (clorhexidina, peróxido de hidrógeno, povidona yodada) .No reduce la infección del tracto urinario (ITU) y supone desconectar el sistema cerrado.
- No realizar irrigaciones vesicales con antimicrobianos ya que no se ha demostrado la reducción de la infección asociada a sondaje urinario cerrado.

5.2.6. FORMACIÓN AL PERSONAL SANITARIO Y A LOS PACIENTES

Debido a la alta frecuencia de sondaje urinario en los hospitales y el riesgo de infección nosocomial que ello conlleva, es importante que los pacientes, familiares y personal sanitario sean educados y entrenados para la prevención de dicha infección. Por ello, se recomienda que se lleven a cabo las actividades siguientes:

- Formar y entrenar, adecuadamente, a los profesionales sanitarios en la inserción del catéter y en su mantenimiento.
- Educar al paciente y a sus familiares sobre las medidas a seguir para que el mantenimiento de la sonda sea adecuado, e informar de los signos y síntomas por los que debería acudir al médico.



5.2.7. BIBLIOGRAFÍA

1. Pratt RJ, Pellowe CM, Wilson JA, Loveday HP, Harper P, Jones SRLJ, McDougall C, Wilcox MH. National Evidence-Based Guidelines for Preventing Healthcare-Associated Infections in NHS Hospital in England. Richard Wells, Research Centre, Thames Valley University. London August, 2006.
2. Management of short term indwelling urethral catheters to prevent urinary tract infections. Best Practice.2000. vol 4; issue 1;p 1-5.
3. Saint S, Benjamin A. Preventing catheter-related bacteriuria. Should we? Can we? How?. Arch Intern Med.1999;159(26):800-8.
4. Tissot E, Limat S, Cornette C, Capellier G. Risk factors for catheter-associated bacteriuria in a medical intensive care unit. Eur J Clin Microbiol Infect Dis. 2001 Apr;20(4):260-2.
5. Kunin CM. Urinary Tract Infections: Detection, Prevention, and Management 5th Ed. Baltimore MD: Williams Et Wilkins; 1997; 260-261
6. Dieckhaus KD, Garibaldi RA. Prevention of Catheter-Associated Urinary Tract Infections. In: Abrutyn E, Goldmann DA, Scheckler WE (eds). Saunders Infection Control Reference Service. Philadelphia: W.B. Saunders Co.; 1998; 169-174.
7. Stamm WE. Urinary Tract Infections. In: Bennett JV, Brachman PS (eds.). Hospital Infection 4th ed. Philadelphia: Lippincott-Raven; 1998; 477-485.
8. Pellowe CM, Pratt RJ, Harper P, Loveday HP, Robinson N, Jones S, MacRae ED, and the Guideline Development Group. Infection Control: Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care. Simultaneously published in: Journal of Hospital Infection December 2003; 55(Supplement 2):1-127 and British Journal of Infection Control December 2003 (Supplement):4(6):1-100. Available at: <http://www.richardwellsresearch.com>.
9. Pellowe CM, Pratt RJ, Loveday HP, Harper P, Robinson N, Jones SRLJ. The epic project. Updating the evidence-base for national evidence-based guidelines for preventing healthcare-associated infections in NHS hospitals in England: a report with recommendations. British Journal of Infection Control 2004; 5(6): 10-15. Available at: <http://www.richardwellsresearch.com>



10. Dunn S, Pretty L, Reid H, Evans D. Management of short term indwelling urethral catheters to prevent urinary tract infections. A Systematic Review. Australia: The Joanna Briggs Institute for Evidence Based Nursing and Midwifery. 2000;64p.
11. Webster J, Hood RH, Burrige CA, Doidge ML, Phillips KM, George N. Water or antiseptic for periurethral cleaning before urinary catheterization: A randomized controlled trial. *American Journal of Infection Control* 2001; 29(6): 389-394.
12. Kunin CM. *Urinary Tract Infections: Detection, Prevention, and Management*, 5th ed. Baltimore: Williams & Wilkins; 1997. 419 p.
13. Wei-Chun Huang. Catheter associated urinary tract infections in intensive care units can be reduced by prompting physicians to remove unnecessary catheters. *Infection Control and Hospital Epidemiology*. 2004;25(11):974-8
14. Guidelines for preventing infections associated with the insertion and maintenance of short-term indwelling urethral catheters in acute care. *Journal of Hospital Infection*. 2001. 47 (Suppl): S39-S46.
15. Dunn S, Pretty L, Reid H, Evans D. Management of short term indwelling urethral catheters to prevent urinary tract infections. A Systematic Review. Australia: The Joanna Briggs Institute for Evidence Based Nursing and Midwifery. 2000;64p.



5.3. Recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas a la inserción de catéteres intravasculares

5.3.1. Introducción

5.3.2. Definiciones clínicas para las infecciones relacionadas con catéteres

5.3.3. Criterios para diagnosticar una bacteriemia

5.3.4. Recomendaciones para prevenir las infecciones asociadas al uso de catéteres intravasculares en adultos y niños

AUTORA:

- Martínez Mondéjar, Belén ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Severo Ochoa.

5.3.1. INTRODUCCIÓN

Los catéteres intravasculares son indispensables en la práctica médica moderna. Los enormes beneficios que se obtienen como consecuencia de su utilización, no debe hacernos olvidar algunos riesgos potenciales que puede conllevar su uso, de entre los cuales, la infección es el más relevante. Entre las posibles complicaciones infecciosas se encuentran, infecciones locales, bacteriemias relacionadas con catéteres intravasculares, tromboflebitis, endocarditis, y otras infecciones a distancia por ejemplo, abscesos hepáticos, abscesos cerebrales, osteomielitis y endoftalmitis.

La incidencia de bacteriemias relacionadas con los catéteres intravasculares varía considerablemente dependiendo del tipo de catéter, de la frecuencia de manipulación del mismo, y de factores relacionados con el paciente, por ejemplo, patología de base y gravedad de la enfermedad. Los catéteres venosos periféricos son los dispositivos más utilizados para el acceso vascular. Aunque la incidencia de infecciones locales o bacteriemias relacionadas con catéteres venosos periféricos, es generalmente baja, las complicaciones infecciosas graves provocan una morbilidad anual considerable, debido a la frecuencia con la que se usan tales catéteres. No obstante, la mayor parte de las infecciones relacionadas con catéteres están asociadas a catéteres venosos centrales, y concretamente a aquellos que se colocan a pacientes en UCI.

La terminología utilizada para identificar los distintos tipos de catéteres es confusa, porque es frecuente que se utilicen varios aspectos de un catéter como referencia para ello. Un catéter puede ser designado por:

- El tipo de vaso que ocupa: venoso periférico, venoso central o arterial.
- La duración prevista de su implantación: temporal o de corta duración, o por el contrario permanente o de larga duración.
- El sitio de su inserción: subclavia, femoral, yugular interna, periférico, y catéter central de inserción periférica.
- Su camino desde la piel al vaso: tunelizado o no tunelizado.
- Su longitud física: largo o corto.
- Algunas características especiales del catéter: con o sin anillo de fijación-manguito adherente, impregnación de heparina, antibióticos o antisépticos, y el número de lúmenes.

Para definir con precisión un determinado tipo de catéter, se tienen que describir todos estos aspectos. En la *tabla 3* se muestran los tipos de catéteres más frecuentes, con su lugar de inserción y el riesgo de infección que conlleva su utilización.

TABLA 3. CATÉTERES UTILIZADOS PARA ACCESOS VENOSOS Y ARTERIALES

TIPO DE CATÉTER	SITIO DE ENTRADA	RIESGO DE INFECCIÓN
CATÉTERES VENOSOS PERIFÉRICOS (CORTO)	Habitualmente se insertan en venas del brazo o de la mano	Flebitis con uso prolongado; raras veces asociados a bacteriemias.
CATÉTERES ARTERIALES PERIFÉRICOS	Habitualmente se insertan en la arteria radial: pueden colocarse en la arteria femoral, axilar, braquial o tibial posterior.	Bajo riesgo de infección; raras veces asociados a bacteriemias.
CATÉTERES ARTERIALES PULMONARES (SWAN GANZ)	Insertados mediante guía de Teflon en una vena central (subclavia, yugular interna o femoral).	En general, con heparina adherida: tasas similares de bacteriemias que con los catéteres venosos centrales; la zona subclavia es preferible para reducir los riesgos de infección.
CATÉTERES VENOSOS CENTRALES NO TUNELIZADOS	Insertados por vía percutánea en venas centrales (subclavia, yugular interna o femoral).	Responsables de la mayoría de las bacteriemias relacionadas con catéteres intravasculares
CATÉTERES VENOSOS CENTRALES TUNELIZADOS	Implantados en la vena subclavia, yugular interna o femoral.	El anillo de fijación (manguito adherente subcutáneo) inhibe la migración de los microorganismos en el trayecto del catéter; menor tasa de infección que los catéteres venosos centrales no tunelizados.
CATÉTERES VENOSOS CENTRALES DE INSERCIÓN PERIFÉRICA	Insertados en la vena basilica, cefálica o braquial y entran en la vena cava superior	Menor tasa de infección que los catéteres venosos centrales no tunelizados.
CATÉTERES TOTALMENTE IMPLANTABLES	Tunelizados por debajo de la piel y tienen un acceso subcutáneo al que se accede con una aguja; implantados en la vena subclavia o yugular interna.	Menor riesgo de bacteriemias relacionadas con catéteres intravasculares; no se requiere ningún cuidado de la zona de inserción del catéter; se requiere una intervención quirúrgica para quitar el catéter.
CATÉTERES UMBILICALES	Insertados en la vena umbilical o en las arterias umbilicales	Riesgo de bacteriemias relacionadas con catéteres intravasculares similar entre los catéteres colocados en la vena y los colocados en la arteria umbilical.



5.3.2. DEFINICIONES CLÍNICAS PARA LAS INFECCIONES RELACIONADAS CON CATÉTERES

- Colonización localizada del catéter. Crecimiento significativo de un microorganismo (>15 UFC) en punta de catéter, segmento subcutáneo o distal del catéter.
- Infección de la zona de inserción (puerta de entrada). Eritema o induración en los 2 cms. sobre el lugar de entrada del catéter, en ausencia de una bacteriemia y sin supuración simultánea.
- Infección del túnel subcutáneo. Dolor, eritema o induración del tejido celular subcutáneo que rodea al catéter tunelizado o implantado con reservorio subcutáneo (Hickman o Broviac), más allá de 2 cms. desde su punto de entrada, en ausencia de bacteriemia simultánea.
- Infección del reservorio. Flujo purulento en el reservorio subcutáneo de un catéter intravascular totalmente implantado que puede o no estar asociado con una rotura espontánea y drenaje o necrosis de la piel que lo recubre, en ausencia de una bacteriemia secundaria.
- Bacteriemia relacionada con la solución de infusión. Crecimiento del mismo microorganismo en la solución de infusión y en los hemocultivos preferiblemente tomados por venopunción directa, sin otra fuente evidente de infección.
- Bacteriemia relacionada con catéter. Bacteriemia/fungemia en un paciente con un catéter intravascular, con al menos un hemocultivo positivo obtenido desde una vena periférica, manifestaciones clínicas de infección es decir, fiebre, escalofríos y/o hipotensión, y ninguna fuente aparente de bacteriemia excepto el catéter.

5.3.3. CRITERIOS PARA DIAGNOSTICAR UNA BACTERIEMIA

A) BACTERIEMIAS PRIMARIAS

Las bacteriemias primarias incluyen las bacteriemias confirmadas por el laboratorio y las sepsis clínicas.

Una bacteriemia primaria confirmada por el laboratorio debe cumplir uno de los siguientes criterios:

1. En el hemocultivo se ha aislado un microorganismo sin relación con cualquier otro foco infeccioso ⁽¹⁾.
2. Uno de los siguientes: fiebre (superior a 38°C), escalofríos, hipotensión y al menos uno de los siguientes:



- En dos hemocultivos que no se han practicado simultáneamente se ha aislado el mismo contaminante habitual de la piel⁽²⁾ sin relación con ningún otro foco infeccioso⁽¹⁾.
 - En un hemocultivo practicado a un paciente portador de una cánula intravascular se ha aislado un contaminante habitual de la piel y el médico ha prescrito el tratamiento antibiótico pertinente.
 - Resultado positivo de una prueba para la detección de antígenos en sangre⁽³⁾ a un organismo sin relación con cualquier otro foco infeccioso.
3. Al menos uno de los siguientes en un paciente de edad igual o inferior a 12 meses: fiebre (superior a 38°C), hipotermia (menos de 37°C), apnea, bradicardia y al menos uno de los siguientes⁽⁴⁾ y⁽⁵⁾:
- En dos hemocultivos que no se han practicado simultáneamente se ha aislado el mismo contaminante habitual de la piel⁽²⁾ sin relación con cualquier otro foco infeccioso⁽¹⁾.
 - En un hemocultivo practicado a un paciente que es portador de una cánula intravascular se ha aislado un contaminante habitual de la piel y el médico ha prescrito el tratamiento antibiótico correcto.
 - Resultado positivo de una prueba para la detección de antígenos en sangre⁽³⁾ a un organismo sin relación con cualquier otro foco infeccioso.

Una sepsis clínica debe cumplir cualquiera de los siguientes criterios:

1. Uno de éstos, si no hay ninguna otra causa que los explique: fiebre (superior a 38°C), hipotensión, presión sistólica igual o menor a 90 mm Hg u oliguria (menos de 20 ml/hr) y todos los siguientes:
- No se ha practicado ningún hemocultivo o éstos han sido negativos y el resultado de las pruebas para la detección de antígenos en sangre han sido negativos.
 - No se ha descubierto ningún otro foco infeccioso.
 - El médico ha prescrito el tratamiento antibiótico adecuado para una sepsis.

¹ Bacteriemia secundaria.

² Hay que considerar como tales los que son contaminantes habituales de la piel (p.e. difteroides, *Bacillus sp.*, *Propionibacterium sp.*, *Staphylococcus coagulasa-negativo*, o micrococos).

³ Pruebas para la detección de antígenos bacterianos, fúngicos o víricos candida sp., herpes simplex, varicela zoster, *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis*, *Streptococcus* del grupo B basados en técnicas de diagnóstico rápido.

⁴ Estos criterios hacen referencia a los niños de edad igual o inferior a 12 meses, pero también se pueden aplicar a niños mayores.

⁵ BACTERIEMIA COMUNITARIA EN NEONATOLOGIA: Se considerará infección comunitaria la bacteriemia neonatal con hemocultivo positivo que se desarrolle durante las primeras 72 horas de vida (aunque el niño estuviera previamente ingresado en el área de hospitalización neonatal) por un microorganismo que sea flora habitual del canal del parto (*Streptococcus pyogenes*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes*, *Streptococcus* beta hemolíticos del grupo D -enterococos o no-), y/o en los que se demuestre que están presentes en el canal genital de la madre aunque no sean flora habitual de la misma, y son el agente etiológico de la bacteriemia neonatal (*Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, etc.).

2. En un paciente de edad igual o inferior a 12 meses, uno de los siguientes signos o síntomas si no se encuentra ninguna otra causa: fiebre (superior a 38°C), hipotermia (menos de 37°C), apnea, bradicardia y todos los siguientes:
 - No se ha practicado ningún hemocultivo o no se ha aislado ningún microorganismo y el resultado de las pruebas para la detección de antígenos en sangre han sido negativos.
 - No se ha descubierto ningún otro foco infeccioso.
 - El médico ha prescrito el tratamiento antibiótico adecuado para una sepsis.

B) BACTERIEMIAS SECUNDARIAS

Se diagnosticará una bacteriemia secundaria cuando el organismo aislado en el hemocultivo es compatible con otra infección nosocomial.

Se determinará que el paciente tiene una bacteriemia asociada a dispositivo intravascular (catéter) cuando se cumpla alguno de los dos siguientes criterios:

1. Cuando se ha realizado el cultivo del catéter. El microorganismo aislado en los hemocultivos es el mismo que se aísla de la punta del catéter, de la conexión o del líquido de infusión. El número de colonias para determinar si el cultivo del catéter es positivo dependerá de la técnica utilizada (más de 15 colonias para la técnica de cultivo semicuantitativo de Maki, o más de 1.000 para la técnica de cuantitativo de Cleri).
2. Cuando no se ha realizado el cultivo del catéter. El hemocultivo es positivo, no se puede reconocer ningún foco de sepsis, el origen más probable es el catéter y el paciente mejora tras la retirada del mismo.

5.3.4. RECOMENDACIONES PARA PREVENIR LAS INFECCIONES ASOCIADAS AL USO DE CATÉTERES INTRAVASCULARES EN ADULTOS Y NIÑOS

El objetivo de estas recomendaciones es el de contribuir a la reducción de las complicaciones infecciosas asociadas al uso de catéteres intravasculares. En las *tablas 4 y 5* se reflejan las recomendaciones para:

1. El uso de catéteres intravasculares en general.
2. Dispositivos específicos: Catéteres venosos centrales y catéteres de hemodiálisis.

Cada recomendación está clasificada en función de los datos científicos existentes, del razonamiento teórico, de la aplicabilidad y del impacto económico.

TABLA 4. RECOMENDACIONES PARA LA INSERCIÓN DE CATÉTERES INTRAVASCULARES EN ADULTOS Y NIÑOS. RECOMENDACIONES EDITADAS POR EL CDC Y HICPAC

I FORMACIÓN Y ENTRENAMIENTO DEL PERSONAL SANITARIO	<p>Educar al personal sanitario sobre las indicaciones de uso de catéteres intravasculares, en el procedimiento adecuado para la inserción y mantenimiento de los mismos, y en el de adecuadas medidas de control de infección para prevenir las infecciones relacionadas con catéteres intravasculares.</p>
	<p>Evaluar periódicamente el conocimiento y el cumplimiento de los protocolos, en todas aquellas personas que insertan y manejan catéteres intravasculares.</p>
	<p>Dotación adecuada de personal de enfermería adscritos a las UCI, para minimizar la incidencia de bacteriemia relacionada con catéter.</p>
II VIGILANCIA	<p>Vigilar las zonas anatómicas de inserción de los catéteres, visualmente o al tacto a través del apósito intacto, de forma regular, dependiendo de la situación clínica de los pacientes. Si los pacientes padecen alguna sensibilidad en la zona de inserción, fiebre de origen desconocido, u otras manifestaciones que pudieran sugerir una infección local o bacteriemia, se tiene que retirar el apósito para permitir el examen de la zona.</p>
	<p>Animar a los pacientes a comunicar al personal sanitario, cualquier cambio notado en la zona de inserción de su catéter o cualquier molestia.</p>
	<p>Anotar el nombre del profesional, la fecha y hora de la inserción y retirada del catéter, así como los cambios de apósitos, de una forma estandarizada.</p>
III HIGIENE DE LAS MANOS	<p>No solicitar de rutina cultivos microbiológicos de puntas de catéter.</p>
	<p>Seguir los procedimientos de higiene de manos, lavándolas de forma convencional con jabón antiséptico y agua, o con geles o espumas a base de alcohol sin agua. Garantizar el lavado de las manos antes y después de palpar las zonas de inserción de los catéteres, así como antes y después de insertar, reemplazar, acceder, reparar o colocar un apósito a un catéter intravascular. La palpación del sitio de inserción no puede hacerse después de la aplicación de antiséptico, a no ser que se mantenga la técnica aséptica.</p>
	<p>El uso de guantes, no significa que se tenga que obviar el requisito de higiene de manos.</p>
IV TÉCNICA ASÉPTICA DURANTE LA INSERCIÓN Y CUIDADO DEL CATÉTER	<p>Mantener técnica aséptica, para la inserción y el cuidado de catéteres intravasculares.</p>
	<p>Utilizar guantes, limpios o estériles, cuando se inserta un catéter intravascular, conforme a las disposiciones de la Norma sobre Patógenos de Transmisión Sanguínea de la OSHA (Administración de Salud Ocupacional y Seguridad-USA) publicada en enero de 2001.</p>
	<p>Utilizar guantes limpios (en lugar de guantes estériles) es aceptable en el caso de la inserción de catéteres periféricos, siempre y cuando no se toque la zona de acceso después de la aplicación de antisépticos cutáneos. Se tendrá que llevar guantes estériles, para la inserción de catéteres arteriales y centrales.</p>
V INSERCIÓN DEL CATÉTER	<p>Utilizar guantes, limpios o estériles, para cambiar el apósito de catéteres intravasculares.</p>
	<p>No utilizar rutinariamente procedimientos de arteriodisección o venodisección como método de inserción de catéteres.</p>

TABLA 4. RECOMENDACIONES PARA LA INSERCIÓN DE CATÉTERES INTRAVASCULARES EN ADULTOS Y NIÑOS. (CONT. 1)
RECOMENDACIONES EDITADAS POR EL CDC Y HICPAC

<p>VI CUIDADOS DE LA ZONA DE INSERCIÓN DEL CATÉTER: ANTISEPSIA CUTÁNEA</p>	<p>Desinfectar la piel limpia con un antiséptico adecuado antes de insertar el catéter y para el cambio de apósitos. Aunque sea preferible una preparación a base de clorhexidina al 2%, se puede utilizar tintura de yodo, polivinilpirrolidona-yodada o alcohol al 70%.</p> <p>No se puede hacer ninguna recomendación en cuanto al uso de clorhexidina en niños menores de 2 meses de edad.</p> <p>Dejar que el antiséptico permanezca en la zona de inserción y se seque al aire, antes de la inserción del catéter. Dejar antes de la inserción que la polivinilpirrolidona-yodada permanezca en la piel al menos durante 2 minutos o más tiempo si todavía no está seca.</p> <p>No aplicar solventes orgánicos (acetona o éter) en la piel, antes de insertar los catéteres o para el cambio de apósitos.</p>
<p>VII APÓSITO EN LA ZONA DE INSERCIÓN DEL CATÉTER</p>	<p>Utilizar apósitos estériles de gasa o un apósito estéril transparente semipermeable, para cubrir la zona de inserción del catéter.</p> <p>Las zonas de inserción de catéteres venosos centrales tunelizados bien cicatrizados, no requieren apósitos.</p> <p>Si el paciente presenta exceso de sudoración, o si la zona de inserción presenta hemorragia o rezuma, es preferible usar un apósito de gasa, en vez de uno transparente y semipermeable.</p> <p>Sustituir el apósito de la zona de inserción del catéter, si está mojado, se levanta o está visiblemente sucio.</p> <p>Cambiar el apósito al menos una vez a la semana, en los pacientes adultos y adolescentes, dependiendo de las circunstancias individuales del paciente.</p> <p>No usar pomadas o cremas antibióticas tópicas en las zonas de inserción (salvo si se usan catéteres de diálisis), por su potencial para facilitar las infecciones fúngicas y la resistencia antimicrobiana.</p> <p>No sumergir el catéter en el agua. Podría permitirse una ducha si se pueden tomar precauciones para reducir la probabilidad de introducir microorganismos del catéter (por ej. si el catéter y el dispositivo de conexión están protegidos con un recubrimiento impermeable durante la ducha).</p>
<p>VIII SELECCIÓN Y CAMBIO DE LOS CATÉTERES INTRAVASCULARES</p>	<p>Seleccionar el catéter, técnica de inserción y zona de inserción con el menor riesgo posible de complicaciones (infecciosas y no infecciosas), dependiendo de la duración previsible y del tipo de terapia intravenosa.</p> <p>Retirar rápidamente el catéter intravascular que ya no sea indispensable.</p> <p>No cambiar rutinariamente los catéteres venosos centrales o arteriales, únicamente para reducir la incidencia de infección.</p> <p>Cambiar los catéteres venosos periféricos, al menos cada 72-96 horas en adultos, para prevenir la aparición de flebitis. Dejar los catéteres venosos periféricos en su sitio en los niños, hasta que la terapia IV no haya finalizado, a no ser que se produzcan complicaciones (flebitis o extravasación).</p>



TABLA 4. RECOMENDACIONES PARA LA INSERCIÓN DE CATÉTERES INTRAVASCULARES EN ADULTOS Y NIÑOS. (CONT. 2)
RECOMENDACIONES EDITADAS POR EL CDC Y HICPAC

<p>VIII SELECCIÓN Y CAMBIO DE LOS CATÉTERES INTRAVASCULARES</p> <p>(CONT.)</p>	<p>Quando no se pueda asegurar que se aplicó técnica aséptica (como catéteres que se insertaron durante una urgencia), proceder a cambiar todos estos catéteres lo antes posible y no más allá de 48 horas.</p> <p>Basar en un diagnóstico clínico, el determinar cuándo sustituir un catéter que podría ser el origen de alguna infección. No cambiar rutinariamente los catéteres venosos en pacientes afectados de bacteriemia o fungemia, si la fuente de infección posiblemente no sea el catéter.</p> <p>Sustituir cualquier catéter venoso central previsto para corto plazo, si se observa supuración en la zona de inserción, lo cual indica una infección.</p> <p>Cambiar todos los catéteres venosos centrales si el paciente está hemodinámicamente inestable y se sospecha la existencia de una bacteriemia relacionada con catéter intravascular.</p> <p>No utilizar el cambio a través de guía para los catéteres, en los pacientes con sospecha de tener infección relacionada con el catéter.</p>
<p>IX CAMBIO DE LOS SISTEMAS DE INFUSIÓN</p>	<p>Cambiar los sistemas de infusión, incluidos todos los elementos colaterales y dispositivos adicionales, con una frecuencia no superior a las 72 horas, a no ser que se sospeche o documente alguna infección relacionada con el catéter.</p> <p>Cambiar el sistema de infusión utilizado para administrar sangre, productos sanguíneos o emulsiones lipídicas en el plazo de 24 horas desde el inicio de la infusión.</p> <p>Si la solución contiene sólo dextrosa y aminoácidos, el sistema de infusión no necesita ser cambiado antes de cada 72 horas.</p> <p>Cambiar el sistema de infusión utilizado para administrar infusiones de Propofol cada 6 ó 12 horas, dependiendo de su uso, según las recomendaciones del fabricante.</p>
<p>X CAMBIO DE LOS DISPOSITIVOS SIN AGUJA</p>	<p>Cambiar estos dispositivos, al mismo tiempo que el sistema de infusión.</p> <p>Cambiar los tapones con una frecuencia de cada 72 horas o de acuerdo con las recomendaciones del fabricante.</p> <p>Asegurarse de que todos los componentes del sistema son compatibles, de forma que impidan las desconexiones del sistema.</p> <p>Minimizar el riesgo de contaminación limpiando el acceso con antiséptico adecuado y accediendo sólo con dispositivos estériles.</p>
<p>XI CAMBIO DE FLUIDOS PARENTERALES</p>	<p>Terminar la infusión de soluciones conteniendo lípidos dentro de las 24 horas de instaurada la perfusión de la solución.</p> <p>Terminar la infusión de emulsiones lipídicas en el plazo de 12 horas desde que se inició. Si por el volumen se considera que se necesita más tiempo, la infusión tendrá que terminarse antes de 24 horas.</p> <p>Terminar la transfusión desangre u otros productos sanguíneos en el plazo de 4 horas desde su inicio.</p> <p>No se puede hacer ninguna recomendación en cuanto al tiempo de infusión de otros fluidos parenterales.</p>

TABLA 4. RECOMENDACIONES PARA LA INSERCIÓN DE CATÉTERES INTRAVASCULARES EN ADULTOS Y NIÑOS. (CONT. 3)
RECOMENDACIONES EDITADAS POR EL CDC Y HICPAC

<p>XII PUNTOS DE INYECCIÓN DEL SISTEMA DE INFUSIÓN</p>	<p>Limpia los puntos de inyección con alcohol al 70% o polivinil pirrolidona-yodada antes de acceder a ellos en el sistema.</p> <p>Tapar todas las llaves de cierre cuando no se estén usando.</p>
<p>XIII PREPARACIÓN Y CONTROL DE CALIDAD DE LAS SOLUCIONES IV</p>	<p>Preparar todas las soluciones parenterales rutinarias en el S^o de Farmacia, en una campana de flujo laminar, y empleando técnicas asépticas.</p> <p>No usar ninguna bolsa o botella de fluidos parenterales que presente turbidez, fugas, roturas o partículas, o después de la fecha de caducidad fijada por su fabricante.</p> <p>Utilizar envases monodosis para añadir medicaciones a los fluidos parenterales, siempre que sea posible.</p> <p>No recuperar el contenido sobrante de viales monodosis, para su utilización posterior.</p>
<p>XIV FILTROS EN LÍNEA</p>	<p>No utilizar filtros rutinariamente con el propósito de disminuir el riesgo en el control de infección.</p>
<p>XV PERSONAL DE TERAPIA IV</p>	<p>Emplear personal cualificado para la inserción y el mantenimiento de catéteres intravasculares.</p>
<p>XVI ANTI-MICROBIANOS PROFILÁCTICOS</p>	<p>No administrar profilaxis antimicrobiana intranasal o sistémica de forma rutinaria, antes de la inserción o durante la utilización de un catéter intravascular, como medida preventiva para evitar la colonización del catéter o la bacteriemia.</p>

TABLA 5. DISPOSITIVOS ESPECÍFICOS: CATÉTERES VENOSOS CENTRALES Y CATÉTERES DE HEMODIÁLISIS

<p>I VIGILANCIA</p>	<p>Dirigir la vigilancia a pacientes en las UCI y a otros pacientes de alto riesgo, para determinar las tasas de bacteriemia relacionadas con catéteres intravasculares, monitorizar las tendencias de estas tasas, y ayudar a la identificación de errores de aplicación en las prácticas de las Recomendaciones para el control de la infección</p>
	<p>Expresar los datos de UCI como el "número de bacteriemias asociadas a catéteres por 1.000 días de catéter", tanto en los adultos como en los niños y para las UCI de neonatos, estratificar por categorías de peso al nacer, con el fin de poder efectuar comparaciones fiables entre datos nacionales, de ciertos grupos de pacientes y Centros Sanitarios.</p>
	<p>Investigar epidemiológicamente los acontecimientos que conducen a un resultado no esperado de muerte o riesgo vital.</p>
<p>II PRINCIPIOS GENERALES</p>	<p>Utilizar un catéter venoso central con el menor número de accesos o lúmenes para la atención del paciente.</p>
	<p>Utilizar un catéter venoso central impregnado de antimicrobianos o antiséptico en los adultos cuyo catéter permanecerá previsiblemente en su sitio más de 5 días si, después de implantar una estrategia dirigida a reducir la bacteriemia relacionada con catéteres intravasculares, esta tasa es superior al objetivo fijado por el hospital individualmente.</p>
	<p>No se puede hacer ninguna recomendación en cuanto al uso de catéteres impregnados en los niños.</p>
	<p>Designar personal formado, adiestrado y con capacitación manifiesta para la inserción de catéteres y que supervise a los profesionales en adiestramiento para que lo manejen correctamente.</p>
	<p>Utilizar dispositivos de acceso totalmente implantables, para los pacientes que requieren un acceso vascular de larga duración, o intermitentes. En los pacientes que requieren accesos frecuentes o continuo, es preferible un catéter central de inserción periférica o un catéter venoso central tunelizado.</p>
	<p>Utilizar un catéter venoso central con anillo de fijación para hemodiálisis, si se prever que la duración sea prolongada (más de 3 semanas).</p>
	<p>Utilizar una fístula o un injerto, en vez de un catéter venoso central para caso de acceso permanente para la hemodiálisis.</p> <p>No utilizar los catéteres de hemodiálisis, para tomas de sangre o aplicaciones que no sean la hemodiálisis, excepto durante una diálisis o en circunstancias de urgencia.</p>

5.4. Normas para la prevención de infecciones de vías respiratorias

5.4.1. Introducción

5.4.2. Prevención de infecciones respiratorias en servicios de hospitalización quirúrgica

5.4.3. Prevención de infecciones respiratorias en unidades de cuidados críticos

5.4.4. Prevención de infecciones respiratorias en servicios médicos

5.4.5. Bibliografía

AUTOR:

- Rodríguez Caravaca, Gil ⁽¹⁾
- González Solana, Ildefonso y García de San José, Sonia ⁽²⁾

⁽¹⁾ Unidad de Medicina Preventiva. Fundación Hospital de Alcorcón.

⁽²⁾ Unidad de Medicina Preventiva. Hospital Central de la Cruz Roja "San José y Santa Adela".

5.4.1. INTRODUCCIÓN

Las infecciones respiratorias, tanto la neumonía nosocomial como otras infecciones de las vías respiratorias inferiores, son frecuentes en el medio hospitalario. Son infecciones graves de etiología variada y suponen una de las principales causas de infección nosocomial junto a las infecciones del tracto urinario y de herida quirúrgica. Son aquellas infecciones que se presentan a partir de las 48-72 horas del ingreso hospitalario y no estaban presentes ni en período de incubación en el momento del ingreso.

El riesgo global de adquirir una infección respiratoria nosocomial es de 6 a 9 casos por 1.000 pacientes ingresados y la mayor incidencia se da en Unidades de Cuidados Intensivos.

La mayoría de las infecciones respiratorias nosocomiales se producen por aspiración de los microorganismos que colonizan la orofaringe y el tracto digestivo superior y por inhalación de aerosoles contaminados procedentes de los equipos utilizados en los procedimientos de terapia respiratoria que no han sido procesados adecuadamente o se han contaminado con las manos del personal sanitario.

5.4.2. PREVENCIÓN DE INFECCIONES RESPIRATORIAS EN SERVICIOS DE HOSPITALIZACIÓN QUIRÚRGICA

A) CUIDADOS DEL PACIENTE CON TRAQUEOSTOMÍA

Recomendaciones:

- Realizar la traqueostomía en condiciones de esterilidad, preferentemente en el quirófano.
- En las estomas recientes, es necesario utilizar cánulas de traqueostomía estériles; en el medio hospitalario, en las estomas cicatrizadas, se deben cambiar las cánulas por otras sometidas a limpieza y posterior desinfección de alto nivel o esterilización.
- Cuidados de la traqueostomía:
 1. Estomas recientes:
 - Primeras 24 horas: no cambiar la cánula, ni tocar la herida quirúrgica (salvo sangrado). Aspirar secreciones.
 - A las 48 horas: Cura de herida quirúrgica. Cambio de cánula completa si precisa, si no precisa, cambiar la pieza interior. Aspirar secreciones cuando precise.
 - Se hará un cuidado diario de la traqueostomía utilizando una técnica aséptica e instrumental y equipo estéril hasta que la traqueostomía cicatrice o forme tejido de granulación alrededor del tubo.



2. Estomas cicatrizados:

- La frecuencia del cambio de cánula deberá establecerse de forma individualizada para cada paciente, teniendo en cuenta el tipo de cánula, características del paciente, etc.
- Cambio de pieza interior tantas veces como precise a lo largo del día según secreciones y cada 48 horas como mínimo. La cánula externa se cambiará como mínimo cada 4 días. Cuando no haya cánula interna se cambiará toda la cánula como mínimo cada 4 días y siempre que sea necesario.
- Utilizar condiciones asépticas en el cambio de cánula, incluido higiene de manos y uso de guantes.
- Aspirar secreciones cuando precise. En caso de necesidad de humidificar las secreciones respiratorias utilizar solución estéril

B) PREVENCIÓN DE LA NEUMONÍA POSTOPERATORIA

Recomendaciones en el periodo perioperatorio:

- Instruir a los pacientes que van a ser operados, especialmente a aquellos en riesgo de desarrollar neumonía para que inspiren profundamente, tosan con frecuencia si no existe contraindicación, y caminen lo antes posible, cuando esté indicado en el periodo postoperatorio. Los pacientes en riesgo incluyen aquellos que van a recibir anestesia general, especialmente en cirugía abdominal, torácica y de cabeza y cuello y cirugía urgente. También en los mayores de 60 años, con dependencia funcional, los que hayan perdido más del 10% de peso, enolismo, enfermos crónicos en tratamiento con corticoides, pacientes con obstrucción crónica al flujo aéreo o disminución de la función pulmonar o con deficiencias músculoesqueléticas del tórax y pacientes con historia de accidentes cerebrovasculares agudos y déficits neurológicos residuales.
- Instruir y entrenar a los pacientes en el manejo del inspirómetro incentivador pulmonar.
- Durante la intervención quirúrgica se usarán filtros bacterianos y víricos en los respiradores. Se cambiarán los filtros, el tubo endotraqueal y el tubo coarrugado entre paciente y paciente. Las tubuladuras se mantendrán 7 días.

Recomendaciones en el periodo postoperatorio:

- Animar a los pacientes operados a inspirar profundamente, toser con frecuencia (si no existe contraindicación), moverse en la cama y caminar lo antes posible.
- Usar un inspirómetro incentivador pulmonar en el periodo postoperatorio o respiración con presión positiva intermitente.



- Controlar el dolor en el periodo postoperatorio inmediato mediante analgesia sistémica controlada porque interfiere con la tos y las respiraciones profundas necesarias durante el postoperatorio inmediato.
- Controlar el dolor que produce la tos en pacientes con heridas abdominales (utilizando una almohada, una toalla tirante o vendaje o faja sobre el abdomen o comprimiendo la zona operada con las manos). Si no se controla se administrará anestesia regional epidural cuando la tos sea persistente.

5.4.3. PREVENCIÓN DE INFECCIONES RESPIRATORIAS EN UNIDADES DE CUIDADOS CRÍTICOS

El personal debe recibir formación sobre las medidas de control para prevenir estas neumonías.

A) HIGIENE DE MANOS

- Tiene como objetivo evitar la colonización o infección cruzada. La higiene de manos antes y después del contacto con pacientes con tubo endotraqueal o traqueotomía o con cualquier dispositivo en contacto con la vía respiratoria es un medio efectivo para eliminar la transmisión de microorganismos entre pacientes.
- Preferiblemente se hará con jabones antisépticos sobre todo en pacientes aislados. El lavado cuidadoso con soluciones jabonosas convencionales puede ser suficiente cuando no se vayan a realizar maniobras invasivas. Asimismo se valorará la posibilidad de uso de soluciones hidro-alcohólicas aunque no se utilizará rutinariamente como sustitución a la higiene de manos.

B) USO DE GANTES, MASCARILLAS Y BATA

- Se han de cambiar entre pacientes así como el lavarse las manos antes y después de usarlos.
- Se emplearán guantes desechables en el contacto con los pacientes cuando existan secreciones corporales (utilización de tubo orotraqueal, lavado de boca, etc.). También entre el contacto con una parte del cuerpo contaminada y el tracto respiratorio o dispositivo respiratorio del mismo paciente. Asimismo en las siguientes situaciones: intubación endotraqueal, aspiración de secreciones, higiene bucal y desconexiones del circuito respiratorio (cambio de tubuladuras, nariz artificial, etc.)
- El empleo de guantes estériles se reservará para la aspiración de secreciones.



- Se usará mascarilla en el contacto con los enfermos con infecciones de vías respiratorias altas. Esta precaución se extremará en el caso de organismos multirresistentes como el *Staphylococcus Aureus* meticillin resistente.
- Si hay riesgo de salpicaduras debe utilizarse protección ocular.
- Debe usarse bata si existe riesgo de mancharse con secreciones respiratorias de un paciente, y cambiarla después de cada contacto y antes de atender a otro paciente.

C) POSICIÓN DEL PACIENTE

- Se colocará a los pacientes en posición semiincorporada (entre 30°-45°) pues se disminuye de manera significativa el reflujo gastroesofágico y posterior aspiración del contenido gástrico u orofaríngeo con la consiguiente disminución del riesgo de neumonía.

D) ALIMENTACIÓN ENTERAL

- Debe evitarse siempre que sea posible.
- Si no está contraindicada la maniobra, elevar la cabecera de la cama 30-45°.
- Verificar rutinariamente la posición adecuada del tubo de alimentación enteral.
- Verificar rutinariamente la motilidad intestinal y ajustar la velocidad de la alimentación enteral para evitar regurgitaciones.

E) INTUBACIÓN

- La intubación nasal (nariz artificial) aumenta el riesgo de sinusitis nosocomial y por tanto la neumonía por la aspiración de secreciones infectadas procedentes de los senos nasales hacia el tracto respiratorio inferior. Por eso la vía de elección de intubación será la orotraqueal. Se prestará especial atención al momento de decidir la extubación para evitar posteriores reintubaciones que son un factor de riesgo de neumonía. También se evitarán las extubaciones accidentales.

F) MANTENIMIENTO DE LOS RESPIRADORES

- La superficie del respirador se limpiará con un paño humedecido con un desinfectante diariamente.
- Hay gran variabilidad en el intervalo del cambio de los componentes de los respiradores, debiéndose protocolizar en cada unidad. Se cambiarán en presencia de



suciedad (vómitos, sangre, etc.) o por mal funcionamiento. En cualquier caso no deberían cambiarse de forma rutinaria antes de 48 horas de uso en cada paciente.

- Debe eliminarse periódicamente cualquier condensación que se acumule en las tubuladuras.
- No es necesaria la esterilización o desinfección de la maquinaria interna de los ventiladores entre pacientes.

G) ASPIRACIÓN DE SECRECIONES DEL TRACTO RESPIRATORIO

- Se usarán guantes estériles y sondas distintas para aspiración bucal y traqueal.
- Utilizar una sonda estéril de un solo uso en cada sesión de aspiración.
- En una sesión de aspiración se recomienda que la sonda de aspiración no sea reintroducida en el paciente. De hacerse utilizando un líquido estéril para eliminar secreciones de la sonda.
- La sonda debe introducirse suavemente y sin succión, minimizando el riesgo de trauma de las mucosas. La presión de succión no pasar nunca de 200 mmHg y no durar más de 10-15 segundos.
- Las tubuladuras y recipientes para las secreciones deben cambiarse entre pacientes. Los tubos de succión deben dejarse en posición que impida el goteo de su contenido.
- Inmediatamente tras un episodio de succión deben quitarse la bata, guantes, lavarse y secarse las manos
- Los tubos deben limpiarse con agua estéril en un recipiente y aspirarlos para secarlos completamente.
- Este recipiente debe ser estéril inicialmente y cambiado cada 24 horas. Para secreciones espesas y tenaces pueden usarse soluciones estériles de bicarbonato.
- Los fluidos de succión deben desecharse al menos cada 24 horas. Los contenedores reutilizables deben vaciarse cuidadosamente, lavarse con agua y detergente y secarse (debe usarse bata, guantes y protección ocular).
- En pacientes con bajo nivel de conciencia y con acúmulos de secreciones bucales, realizar aspiración de secreciones bucales frecuentemente.



- Utilizar siempre circuitos de aspiración desechables.
- Cambiar la bolsa de recolección y el tubo colector del aspirador entre pacientes.
- Limpiar y desinfectar diariamente el regulador de potencia de aspiración

H) PRESIÓN DEL BALÓN DEL NEUMOTAPONAMIENTO

- Si no se mantiene una presión adecuada en el balón del neumotaponamiento se producirá la aspiración de las secreciones a su alrededor. Mantener la presión del balón entre 20-25 cm H₂O es eficaz para prevenir las neumonías.

I) ASPIRACIÓN DE SECRECIONES SUBGLÓTICAS

- Las secreciones acumuladas entre el neumotaponamiento y las cuerdas vocales, pueden emigrar hacia la traquea, aumentando la colonización y pudiendo producir neumonías. La aspiración intermitente o continua de estas secreciones disminuye la colonización y el riesgo de neumonía

J) LAVADOS ORALES

- Las bacterias que se acumulan en la placa dental han sido implicadas como patógenas en el desarrollo de neumonía. Se deben realizar lavados bucales frecuentes con un antiséptico.

K) PROFILAXIS DE LA ÚLCERA DE ESTRÉS

- Los pacientes con ventilación mecánica tienen alto riesgo de desarrollar úlceras de estrés, por lo que van a requerir medicación profiláctica. La administración de sucralfato ha demostrado prevenir la úlcera de estrés sin aumentar el pH gástrico y evitar la colonización bacteriana.
- Los pacientes de mayor riesgo de sangrado (pacientes con antecedentes de HDA, antecedentes de úlcera gastroduodenal, pacientes en tratamiento corticoideo, anticoagulados o coagulopatías, quemados o con traumatismo craneal) pueden utilizar anti-H₂.

L) NEBULIZADORES

- La nebulización de medicamentos tiene importancia ya que se inserta en el circuito del ventilador. Estos aparatos pueden generar aerosoles con partículas de pequeño tamaño lo que les permite penetrar en el árbol respiratorio. Así pues estos nebulizadores se utilizarán para un solo paciente y se desinfectarán entre cada dosificación de un mismo paciente.



M) TERAPIA ANTIBIÓTICA

- La administración previa de antibióticos incrementa el riesgo de desarrollo de neumonía principalmente por bacterias resistentes a antibióticos. Así la reducción del uso innecesario de antibióticos es una de las principales medidas para prevenir las infecciones por gérmenes multirresistentes.
- De igual manera la rotación de diferentes clases de antibióticos para el tratamiento empírico de infecciones bacterianas sospechadas ha demostrado ser una medida eficaz en reducir la resistencia antibiótica.

5.4.4. PREVENCIÓN DE INFECCIONES RESPIRATORIAS EN SERVICIOS MEDICOS

A) NUTRICIÓN ENTERAL

Observar las precauciones de barrera en todos los procedimientos asistenciales realizados en el paciente con nutrición enteral. Se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones:

- Interrumpir la nutrición enteral y retirar la sonda tan pronto como desaparezcan las indicaciones para su uso.
- En nutriciones enterales programadas, utilizar sonda específica de alimentación enteral.
- Antes de comenzar la nutrición enteral, verificar la posición de la sonda bajo control radiológico.
- Siempre que el paciente tosa bruscamente, vomite, o se observe desplazamiento de la sonda, suspender la alimentación y comprobar la posición de la sonda.

B) PACIENTES DE ALTO RIESGO DE SUFRIR NEUMONÍA POR ASPIRACIÓN DEL CONTENIDO GÁSTRICO (VENTILACIÓN MECÁNICA, BAJO NIVEL DE CONCIENCIA...)

Se seguirán las recomendaciones del apartado anterior y además para evitar la regurgitación se recomienda:

- Elevar la cabecera de la cama a un ángulo de 30-45° si no existe contraindicación.
- Comprobar el residuo gástrico para ajustar el ritmo y volumen de la ingesta.



- Verificar la colocación adecuada de la sonda de alimentación y la motilidad intestinal antes de comenzar cada sesión de nutrición enteral.

C) PREVENCIÓN DE INFECCIONES RESPIRATORIAS EN ESTUDIOS DE FUNCIÓN PULMONAR

- Observar las precauciones de barrera en todos los procedimientos asistenciales realizados en el paciente al que se le va a realizar una prueba de función respiratoria.
- Seguir las recomendaciones para el correcto tratamiento de los materiales de cuidados respiratorios. Se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones:
 - No esterilizar rutinariamente la maquinaria interna de los equipos de estudio de función pulmonar.
 - Las boquillas, pinzas nasales y otras partes de los equipos que entran en contacto con las mucosas del paciente se utilizarán preferentemente desechables. En caso de que alguna de estas piezas sea reutilizable debe someterse a limpieza y posterior desinfección de alto nivel entre pacientes.
 - Los tubos de conducción, válvulas y los colectores deben someterse a limpieza y posterior desinfección de alto nivel:
 - a) entre pacientes en presencia de hemoptisis, heridas abiertas de la mucosa oral o encías sangrantes.
 - b) entre pacientes cuando se observe condensación visible procedente del aire espirado
 - c) regularmente, al final de cada jornada de trabajo.

D) PREVENCIÓN DE INFECCIONES ASOCIADAS A OXIGENOTERAPIA

Observar las precauciones de barrera en la atención del paciente con oxigenoterapia:

• Materiales

- Mascarilla O₂ 24-50% con alargadera desechable
- Mascarilla O₂ de >50% sin alargadera desechable
- Tubo coarrugado para mascarilla O₂ >50% o traqueostomía desechable
- Aplicador nasal
- Frasco humidificadores de 300 y 500 ml
- Conexión a frasco humidificador de O₂ (para alargadera y para tubo coarrugado) desechable.
- Caudalímetro O₂



• **Recomendaciones**

- Entre pacientes, cambiar el circuito completo (mascarillas o aplicadores nasales y alargadera o tubo coarrugado).
- Las mascarillas con su alargadera o tubo y los aplicadores utilizados en tratamientos sobre un mismo paciente se deberán cambiar cada 48 horas.
- Limpiar diariamente los caudalímetros de O₂.

• **Frascos humidificadores de O₂**

- Utilizar siempre frascos humidificadores desechables, de forma individualizada y exclusiva para cada paciente, cambiándolo por otro nuevo una vez finalizado su uso.
- La conexión del frasco humidificador al caudalímetro se debe cambiar entre pacientes; no es necesario desecharla cada vez que se cambia el frasco humidificador con el mismo paciente.
- En unidades donde se administre oxigenoterapia en pautas cortas con distintos pacientes (quirófanos, despertar...), se podrá utilizar el mismo frasco humidificador cambiándolo por otro nuevo en cada turno o cada 24 horas, según intensidad de uso.

E) PREVENCIÓN DE INFECCIONES ASOCIADAS A AEROSOLTERAPIA

- Se deben observar las precauciones de barrera en la preparación y administración de todo tipo de aerosoles.
- Se usarán nebulizadores de aerosoles con mascarilla o de aerosoles con boquilla.
- Se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones:
 - Pautar la aerosolterapia cuando sea estrictamente necesario. Valorar su indicación diariamente y suspender lo antes posible.
 - Utilizar para la nebulización únicamente líquidos estériles, preferiblemente en monodosis; preparar y administrar de forma aséptica. Si se utilizan viales de medicación de múltiples dosis, se deberán manipular, dispensar y almacenar de acuerdo con las instrucciones del fabricante y de forma aséptica.
 - Desechar entre pacientes los nebulizadores, incluyendo mascarillas y pipas.
 - Entre tratamientos del mismo paciente, limpiar los nebulizadores, mascarillas y pipas con detergente, realizar desinfección de alto nivel y aclarar con agua, secar cuidadosamente con paño de celulosa limpio. A continuación guardar en bolsa de papel o plástico no cerrada herméticamente.
 - En tratamientos largos, desechar los nebulizadores cada 5 días y cuando el material esté deteriorado y sustituirlos por otros nuevos.



5.4.5. BIBLIOGRAFÍA

1. Guía de higiene hospitalaria. Hospital Clínico San Carlos. Madrid 2004.
2. Prevención de infecciones nosocomiales. Guía práctica. 2ª ed. OMS 2005.
3. Recomendaciones para la prevención de la transmisión de microorganismos en la neumonía nosocomial. Grupo de Trabajo para la Neumonía Nosocomial. Comité de Infecciones y Política de Antimicrobianos. Hospital Gregorio Marañón. Madrid 2001.



6. Medidas de aislamiento para pacientes con enfermedades infectocontagiosas



- 6.1. Cadena epidemiológica
- 6.2. Elementos para los aislamientos
- 6.3. Tipos de aislamiento
- 6.4. Síndromes clínicos que justifican el aislamiento empírico
- 6.5. Pacientes que precisan aislamiento
- 6.6. Actuación en pacientes portadores de bacterias multi-resistentes
- 6.7. Bibliografía

AUTORES:

- Jimeno Maestro, Josefina y Figuerola Tejerina, Angels ⁽¹⁾
- Padilla Ortega, Belén y Grande Fariñas, Francisco J. ⁽²⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital de La Princesa.

⁽²⁾ Servicio de Microbiología Clínica y Enfermedades Infecciosas.
Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

6.1. CADENA EPIDEMIOLÓGICA

La transmisión de la infección hospitalaria requiere la presencia de tres elementos: una fuente infecciosa, un huésped susceptible y una vía de transmisión de microorganismos.

6.1.1. FUENTE

Las fuentes humanas de los microorganismos infecciosos en los hospitales pueden ser los pacientes, el personal o, en algunas ocasiones, los visitantes, y puede incluir a personas con una enfermedad aguda, en período de incubación, colonizadas por un agente infeccioso pero que no presentan sintomatología, o portadores crónicos de un agente infeccioso. La flora endógena del paciente puede ser fuente de microorganismos infecciosos, así como los objetos del entorno que hayan sido contaminados, incluyendo equipos y medicamentos.

6.1.2. HUESPED

La susceptibilidad a los microorganismos patógenos varía mucho en la población. Algunas personas pueden ser inmunes a determinadas infecciones, o bien, establecer una relación simbiótica con ellos y convertirse en portadores asintomáticos, mientras que otras pueden desarrollar la enfermedad clínica. Factores como la edad, enfermedad de base, ciertos tratamientos antimicrobianos o inmunosupresores, operaciones quirúrgicas y catéteres, pueden actuar como factores de riesgo en el desarrollo de una infección.

6.1.3. MECANISMOS DE TRANSMISION

Existen cinco vías principales de transmisión: el contacto, las gotitas, el aire, los vehículos comunes y los vectores.

A) TRANSMISIÓN POR CONTACTO

Es la vía más importante y frecuente de transmisión de las infecciones nosocomiales, pudiendo distinguir el contacto directo y el indirecto:

- La transmisión por contacto directo precisa un contacto cuerpo a cuerpo y la transferencia física de microorganismos entre un huésped susceptible y una persona infectada o colonizada, tal como ocurre cuando una persona tiene que voltear a un paciente, bañarlo o cualquier otra actividad del cuidado del paciente que necesite un contacto muy estrecho.
- La transmisión por contacto indirecto engloba el contacto de un huésped susceptible con un objeto contaminado que hace de intermediario, como pueden

ser instrumentos contaminados, agujas, vendas, o también manos contaminadas que no han sido lavadas y guantes que no han sido cambiados.

B) TRANSMISIÓN POR GOTITAS

Las gotitas son generadas desde una persona fuente mediante la tos, el estornudo, el habla y durante la realización de ciertos procedimientos como aspiración o broncoscopia. La transmisión ocurre cuando las gotitas que contienen los microorganismos son expulsados a corta distancia a través del aire y se depositan en mucosas conjuntivales y nasales o en la boca del huésped. Al no quedar las gotitas suspendidas en el aire, no se requiere una ventilación especial para prevenir la transmisión.

C) TRANSMISIÓN POR AIRE

Se produce por la diseminación de núcleos de gotitas aéreas evaporadas que contienen microorganismos (partículas $< 5\mu\text{m}$ que se quedan suspendidas en el aire por largos periodos de tiempo) o partículas de polvo que contienen el agente infeccioso. Los microorganismos transportados por vía aérea pueden ser dispersados, a través de las corrientes de aire, sobre un área bastante grande y posteriormente inhalados por un huésped susceptible. Por tanto, para prevenir la transmisión aérea se requiere un control especial del aire y de la ventilación.

D) TRANSMISIÓN POR VEHÍCULO COMÚN

Se refiere a los microorganismos transmitidos a través de objetos contaminados tales como: comida, agua, medicamentos y equipamiento.

E) TRANSMISIÓN POR VECTORES

Ocurre cuando vectores tales como mosquitos, moscas, ratas y otros animales son capaces de transmitir los microorganismos; esta vía de transmisión es de menor importancia en nuestros hospitales.

6.2. ELEMENTOS PARA LOS AISLAMIENTOS

6.2.1. HIGIENE DE MANOS Y USO DE GUANTES

La higiene de manos se considera la medida más importante para reducir los riesgos de transmisión de microorganismos de una persona a otra o de un lugar a otro en el mismo paciente. Se debe realizar tras el contacto con pacientes y después de manipular sangre, fluidos corporales, secreciones, excreciones e instrumentos o artículos contaminados.



Además de la higiene de manos, los guantes juegan un papel importante en la reducción de los riesgos de transmisión de microorganismos, por las siguientes razones:

- Suponen una barrera protectora para prevenir la contaminación de las manos cuando tocan sangre, fluidos corporales, secreciones, membranas mucosas, etc.
- Reducen la probabilidad de que los microorganismos presentes en las manos del personal sean transmitidos a los pacientes.
- Reducen la posibilidad de que las manos del personal contaminadas con microorganismos de algún paciente sean transmitidos a otros pacientes.

El uso de guantes no reemplaza la necesidad de la higiene de manos, porque los guantes pueden tener pequeños defectos inapreciables o pueden romperse durante el uso, y las manos se pueden llegar a contaminar al quitarse los guantes.

Los guantes deben ser cambiados tras el contacto con los distintos pacientes y las manos deben ser lavadas después de quitarlos.

6.2.2. UBICACIÓN DEL PACIENTE

La ubicación adecuada del paciente es un componente importante en las precauciones de aislamiento.

La habitación individual es importante cuando el paciente fuente tiene hábitos poco higiénicos, contamina el entorno o no puede ayudar en el mantenimiento de las precauciones para el control de la infección.

Siempre que sea posible, un paciente con microorganismos de fácil transmisión o de importancia epidemiológica, será ubicado en una habitación individual con aseo, para reducir las posibilidades de propagación.

Alternativas para cuando no esté disponible una habitación individual:

1. Los pacientes infectados por el mismo microorganismo podrán compartir habitación, dado que la posibilidad de reinfección es mínima. Esta alternativa es útil, sobre todo durante epidemias.
2. Si el compartir no es posible o recomendable, antes de la ubicación del paciente es muy importante consultar con el Servicio de Medicina Preventiva, que considerará la epidemiología y el modo de transmisión de los patógenos implicados y seleccionará los posibles compañeros de habitación.



6.2.3. TRASLADO DE PACIENTES INFECTADOS

Limitar el movimiento y traslado de pacientes infectados con microorganismos virulentos o epidemiológicamente importantes y asegurar que tales pacientes dejen sus habitaciones solamente por motivos esenciales, reduce las oportunidades para la propagación de microorganismos en los hospitales.

Cuando el traslado del paciente es necesario, son importantes:

1. BARRERAS ADECUADAS

Mascarillas y/o apósitos impermeables para reducir la probabilidad de transmisión a otros pacientes, al personal y a los visitantes, así como para reducir la contaminación del entorno hospitalario.

2. INFORMACIÓN

El personal de la zona a la cual van a trasladar al paciente, debe ser informado de su llegada y de las precauciones que precisa.

Los pacientes serán informados en qué forma pueden ayudar en la prevención de la transmisión de sus microorganismos infecciosos a otros.

6.2.4. MASCARILLAS, PROTECCIÓN RESPIRATORIA, OCULAR, FACIAL

El personal del hospital usará mascarillas, que cubra tanto la nariz como la boca, en todas las enfermedades que se transmitan por vía aérea o por gotitas. Se añadirán gafas y protectores faciales durante aquellos procedimientos y actividades con probabilidad de generar salpicaduras o pulverizaciones de sangre, fluidos corporales, secreciones o excreciones.

6.2.5. BATAS Y ROPA PROTECTORA

Las batas se utilizan para prevenir la contaminación de la ropa y para proteger la piel del personal de la exposición a sangre y fluidos corporales. Las batas especialmente tratadas (impermeabilizadas) se utilizarán cuando se prevean exposiciones a grandes cantidades de materia infectada.

Para el cuidado de pacientes infectados con microorganismos de importancia epidemiológica las batas se retirarán antes de salir de la habitación del paciente, y seguidamente se lavarán las manos.



6.2.6. EQUIPAMIENTO Y ARTÍCULOS PARA EL CUIDADO DEL PACIENTE

El tipo de procesamiento vendrá determinado por el artículo, las recomendaciones del fabricante y la política del hospital:

- Equipos críticos. Son aquellos que penetran en tejidos normalmente estériles o a través de los cuales circula sangre: serán esterilizados.
- Equipos semi-críticos. Todos los que contactan con membranas mucosas: se debe realizar una desinfección de alto grado.
- Equipos no críticos. Equipos que tocan piel intacta y que han sido contaminados con sangre o fluidos corporales: se limpiarán y desinfectarán después de cada uso.
- Equipos desechables (un solo uso). Será manejado y transportado de manera que se reduzca el riesgo de transmisión de los microorganismos y disminuya la contaminación del entorno; si el artículo tiene la capacidad de cortar, pinchar o causar heridas se deberán eliminar en contenedores resistentes a la perforación, para prevenir la exposición accidental a pacientes, personal y visitantes.

6.2.7. PLATOS, VASOS, TAZAS Y UTENSILIOS DE COMER

No es necesario ninguna precaución especial para los platos, vasos, tazas o utensilios de comer. La combinación de agua caliente y detergentes usados en los lavaplatos del hospital es suficiente para descontaminarlos.

6.2.8. ROPA Y LAVANDERÍA

Aunque la ropa sucia puede estar contaminada con microorganismos patógenos, el riesgo de la transmisión de la enfermedad es mínima si es manejada, transportada y lavada de manera que evite la transferencia de microorganismos a los pacientes, al personal y al entorno.

En la lavandería no es necesario ninguna precaución especial para la ropa sucia de pacientes con enfermedad infecto-contagiosa ya que toda la ropa se debe tratar como potencialmente contaminada. Así la temperatura, detergentes y desinfectantes usados son suficientes para descontaminarla.



6.3. TIPOS DE AISLAMIENTO

Existen dos niveles de aislamiento en los hospitales, las Precauciones Estándar y las Precauciones Adicionales basadas en el mecanismo de transmisión de la enfermedad.

- Las Precauciones Estándar se deben aplicar en el cuidado de todos los pacientes ingresados en el Hospital, sin importar su diagnóstico o nivel presumible de infección.
- Las Precauciones Adicionales están diseñadas para pacientes en los que se sospecha o está documentada una infección o colonización por patógenos epidemiológicamente importantes o altamente transmisibles, con el fin de interrumpir la cadena epidemiológica.

6.3.1. AISLAMIENTO DE CONTACTO

La transmisión de contacto engloba tanto la transferencia física de microorganismos a un huésped susceptible desde una persona infectada o colonizada, como el contacto de un huésped susceptible con un objeto contaminado. Se precisarán una serie de medidas de aislamiento adicionales a las precauciones estándar para el manejo de este tipo de pacientes.

A) UBICACIÓN DEL PACIENTE

- Es conveniente ubicar al paciente en una habitación individual, para facilitar la aplicación de las medidas de aislamiento.
- Cuando no sea posible, se intentará ubicar al paciente en una habitación con otro paciente con la misma infección.

B) HIGIENE DE MANOS Y USO DE GUANTES

- La higiene de manos es la medida preventiva más eficaz en este tipo de infecciones.
- Los guantes se deben poner al entrar en la habitación.
- Durante los cuidados del paciente, se deben cambiar de guantes después de haber tenido contacto con material potencialmente infectado (materia fecal, orina, drenaje de herida).
- Se deben quitar los guantes antes de salir del entorno del paciente y seguidamente lavarse las manos.
- Tras quitarse los guantes y lavarse las manos, éstas no deben tocar ninguna superficie u objeto potencialmente contaminado dentro de la habitación del paciente.



C) BATA

Se usará bata al entrar en la habitación siempre que se prevea contacto sustancial con el paciente, superficies del entorno u objetos de la habitación del paciente potencialmente contaminados. Se debe quitar la bata antes de salir del entorno del paciente.

D) TRASLADO DEL PACIENTE

Se debe limitar el movimiento del paciente. Si es necesario trasladarlo, se debe asegurar que se mantengan las precauciones necesarias para minimizar el riesgo de transmisión.

6.3.2. AISLAMIENTO PARA GOTITAS

La transmisión por gotitas (partículas $>$ de 5 μm) requiere el contacto cercano entre la fuente y la persona susceptible, ya que éstas no quedan suspendidas en el aire por mucho tiempo ni viajan grandes distancias. Así en distancias menores de 1 metro del paciente deberemos utilizar medidas de aislamiento adicionales a las precauciones estándar.

A) UBICACIÓN DEL PACIENTE

- Se recomienda ubicar al paciente en una habitación individual.
- Cuando no esté disponible una habitación individual, se colocará al paciente en una habitación con otro paciente que tenga una infección por el mismo microorganismo.
- Cuando esta alternativa tampoco sea posible, se mantendrá una separación de por lo menos 1 metro entre el paciente infectado y otros pacientes o visitantes.

B) MASCARILLA

Siempre que sea necesario realizar algún cuidado al paciente a una distancia inferior a 1 metro se deberá usar una mascarilla.

C) TRASLADO DEL PACIENTE

Se debe limitar el movimiento del paciente y si éste es necesario se le deberá colocar una mascarilla de protección espiratoria (mascarilla quirúrgica) al paciente.



6.3.3. AISLAMIENTO AÉREO

Los microorganismos transmitidos por vía aérea (partículas $< 5 \mu\text{m}$) pueden ser transportados, a través de corrientes de aire, a grandes distancias del paciente fuente, por lo que se requieren unas medidas de aislamiento adicionales a las precauciones estándar, un manejo especial del aire y de la ventilación de las habitaciones para prevenir la transmisión de estas enfermedades.

A) UBICACIÓN DEL PACIENTE

- Es necesario colocar al paciente en una habitación individual, manteniendo siempre la puerta cerrada.
- Cuando no esté disponible una habitación individual, se colocará al paciente en una habitación con otro paciente que presente una infección por el mismo microorganismo.
- El aire de la habitación no puede recircular a ninguna otra área del hospital, a no ser que disponga de un sistema de filtración absoluta (HEPA).

B) PROTECCIÓN RESPIRATORIA

- Se deberá usar mascarilla de protección inspiratoria (respirador) al entrar en la habitación de un paciente con sospecha o diagnóstico de enfermedades de transmisión aérea.
- Las personas susceptibles no deberán entrar en la habitación de pacientes diagnosticados o sospechosos de presentar rubéola o varicela, siempre que existan otros profesionales inmunes para cuidarlos, si no deberán utilizar mascarilla de protección inspiratoria.

C) TRASLADO DEL PACIENTE

Se deberá limitar el movimiento de estos pacientes y, si éste es imprescindible, deberemos colocarle una mascarilla de protección espiratoria (mascarilla quirúrgica).



6.4. SÍNDROMES CLÍNICOS QUE JUSTIFICAN EL AISLAMIENTO EMPÍRICO

SÍNDROME CLÍNICO	PATÓGENOS POTENCIALES	AISLAMIENTO
RIESGO DE MICROORGANISMOS MULTIRRESISTENTES <ul style="list-style-type: none"> • Historia de infección o colonización por organismos multirresistentes. • Infección de piel, herida o vía urinaria en paciente con un ingreso reciente en un hospital donde estos microorganismos son frecuentes. 	Bacteria resistente	CONTACTO
INFECCIÓN DE PIEL O HERIDAS <ul style="list-style-type: none"> • Abscesos o heridas que no pueden taparse o que el apósito no contiene el pus. 	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus</i> Grupo A	CONTACTO
DIARREA <ul style="list-style-type: none"> • Abundante diarrea con una causa probablemente infecciosa en un paciente incontinente. • Diarrea en un adulto con una historia de uso reciente de antibióticos. 	Patógenos entéricos <i>Clostridium difficile</i>	CONTACTO
MENINGITIS	<i>Neiseria meningitidis</i>	GOTITAS
ERUPCIONES O EXANTEMAS GENERALIZADOS <ul style="list-style-type: none"> • Petequias/equimosis con fiebre • Vesicular • Maculopapular con coriza y fiebre 	<i>Neiseria meningitidis</i> Varicela Rubéola y Sarampión	GOTITAS AIRE/CONTACTO AIRE
INFECCIONES RESPIRATORIAS <ul style="list-style-type: none"> • Tos/fiebre/infiltrado pulmonar, independientemente de su serología frente a la infección VIH. • Tos paroxística o gravemente persistente durante periodos de actividad pertussis. • Infecciones respiratorias sobre todo bronquiolitis y croup en bebés y niños 	<i>Mycobaterium tuberculosis</i> <i>Bordetella Pertussis</i> Virus respiratorio sincitial, Parainfluenza	AIRE GOTITAS CONTACTO

6.5. PACIENTES QUE PRECISAN AISLAMIENTO

PRECAUCIONES ESTÁNDAR

Se usan las precauciones estándar para el cuidado de todos los pacientes.

PRECAUCIONES DE CONTACTO

En adición a las precauciones estándar se usan las precauciones de contacto para pacientes diagnosticados o sospechosos de padecer enfermedades que se transmiten fácilmente por contacto directo o indirecto.

- Infecciones gastrointestinales, respiratorias, cutáneas o heridas infectadas o colonización por bacterias multirresistentes de especial relevancia clínica y/o epidemiológica.
- Infecciones entéricas con una baja dosis infectiva o una prolongada supervivencia en el entorno, incluyendo *Clostridium difficile*.
- Para pacientes con pañales o incontinencia: *Escherichia coli* O157:H7 enterohemorrágica, Shigella, Hepatitis A o Rotavirus.
- Recién nacidos o niños con infecciones por el Virus respiratorio sincitial, el Virus parainfluenza, o infecciones por enterovirus.
- Infecciones cutáneas que son altamente contagiosas como: difteria, herpes (simple y zoster), impétigo, absceso no contenido adecuadamente por el apósito, pediculosis, sarna, forunculosis estafilocócica en recién nacidos o niños, conjuntivitis viral hemorrágica, infecciones hemorrágicas virales (Ebola, Lassa, o Marburg).

PRECAUCIONES PARA GOTITAS

En adición a las precauciones estándar se usa las precauciones para gotitas en los pacientes diagnosticados o sospechosos de padecer enfermedades graves transmitidas a través de gotitas.

- Enfermedad invasiva por *Haemophilus influenzae* tipo b (incluyendo meningitis, neumonía, epiglotitis y sepsis).
- Enfermedad invasiva por *Neisseria meningitidis* (incluyendo meningitis, neumonía y sepsis).
- Otras graves infecciones respiratorias bacterianas como: difteria, neumonía por *Mycoplasma*, peste neumónica, faringitis estreptocócica, neumonía o escarlatina en niños y jóvenes.
- Graves infecciones respiratorias virales como: Adenovirus, gripe, paperas, Parvovirus B19 y rubéola.



PRECAUCIONES AÉREAS

En adición a las precauciones estándar, se usan precauciones aéreas para pacientes diagnosticados o sospechosos de tener enfermedades graves transmitidas por vía aérea.

- Sarampión
- Varicela (incluyendo Zóster diseminado)
- Tuberculosis



6.6. ACTUACIÓN EN PACIENTES PORTADORES DE BACTERIAS MULTI-RESISTENTES

MICROORGANISMOS CON RESISTENCIA ANTIBIÓTICA

Una cepa bacteriana se considera resistente a un antibiótico cuando necesita para inhibirse concentraciones superiores a aquellas que el antibiótico es capaz de alcanzar en el lugar de la infección. La resistencia puede ser una característica natural, o bien, ser adquirida mediante mutación del DNA cromosómico o por intercambio genético en el DNA plasmídico.

La resistencia antibiótica afecta a menudo a bacterias que forman parte de la propia flora de distintos tejidos corporales. Estos microorganismos no son más virulentos, ni más transmisibles, ni más capaces de provocar enfermedad, pero su resistencia dificulta el tratamiento de las infecciones que ocasionan.

La aparición de cepas resistentes en los hospitales puede provocar brotes epidémicos, sobre todo, en áreas donde los pacientes requieren un elevado número de procedimientos (catéter, sondaje, drenaje, ventilación mecánica) así como el uso de antimicrobianos de amplio espectro.

Se estima que el 30-40% de las infecciones en el medio hospitalario por microorganismos resistentes son debidas a infecciones cruzadas vehiculizadas por las manos del personal sanitario, el 20-25% son consecuencia de la presión antibiótica, el 20% responden a un origen extrahospitalario y en el 20% restante el origen es desconocido.

Por estos motivos, en los hospitales, es importante la implantación de programas específicos para el control de los microorganismos resistentes, que combine estrategias dirigidas a los cuatro pilares en los que se asienta la dinámica de la resistencia: el paciente, el antimicrobiano, el ambiente y la bacteria.

Los microorganismos resistentes implicados son una realidad cambiante en el tiempo, por lo que es necesario realizar una vigilancia constante de la ecología bacteriana del hospital y/o de diferentes servicios hospitalarios, para conocer las bacterias más frecuentemente aisladas en las muestras biológicas de los pacientes infectados y su susceptibilidad a los antibióticos.

Sobre aquellos microorganismos resistentes más prevalentes, es necesario diseñar un protocolo de actuación para el control de su diseminación en el medio hospitalario, cuya finalidad debe ser la ruptura de la cadena epidemiológica, es decir, que no va a ir dirigido a prevenir la aparición de la resistencia sino a prevenir la diseminación del microorganismo resistente.



PROTOCOLO DE ACTUACIÓN PARA EL CONTROL DEL *STAPHYLOCOCCUS AUREUS* RESISTENTE A METICILINA

Staphylococcus aureus resistente a meticilina (SARM) es un importante patógeno nosocomial por su especial capacidad para producir brotes epidémicos y por su multi-resistencia que dificulta el tratamiento.

Las estrategias dirigidas al control del SARM se pueden agrupar en tres tipos: vigilancia, medidas preventivas y reducción del reservorio.

EPIDEMIOLOGÍA

RESERVORIO:	Infectado y/o colonizado (nasofaringe)
TRANSMISIÓN:	Por contacto (fundamentalmente las manos)

VIGILANCIA

Se establece un sistema de vigilancia permanente entre los Servicios de Microbiología y Medicina Preventiva. Ante cualquier aislamiento microbiológico de un SARM, el Servicio de Microbiología lo comunicará a Medicina Preventiva, quien, tras revisar la historia clínica del paciente, aplicará las medidas preventivas que correspondan según el presente protocolo.

MEDIDAS PREVENTIVAS

1. Se recomienda aislamiento en habitación individual, restringiendo las visitas, cuando se trate de una infección respiratoria, de grandes superficies cutáneas, o bien, cuando el apósito no contenga adecuadamente el pus.
2. Es imprescindible la higiene de manos con jabón antiséptico ó con solución antiséptica de base alcohólica, antes y después del contacto con el paciente.
3. Como elementos barrera se utilizarán batas y guantes para la atención del paciente. Estos se retirarán antes de salir de la habitación, e inmediatamente después se procederá a lavarse las manos.
4. El material clínico contaminado se limpiará y desinfectará antes de enviar a la Central de Esterilización; si no es susceptible de esterilizar se realizará una desinfección de alto grado.



5. La limpieza de superficies y suelos de la habitación se realizará, en cada turno y siempre que sea necesario, con solución de lejía a una concentración de 1:10.
6. Si el paciente debe desplazarse a otra área hospitalaria, se informará al personal que lo vaya a asistir de las medidas a adoptar.

REDUCCIÓN DEL RESERVORIO

TRATAMIENTO DESCOLONIZADOR

Independientemente del tratamiento de la infección clínica:

- Tras la toma del frotis nasal, se instaurará tratamiento tópico con mupirocina en ambas fosas nasales (3 aplicaciones al día, durante 5 días). Tras 2 días sin tratamiento, se realizará un nuevo frotis nasal; si sigue positivo se repetirá el tratamiento descolonizador.
- Si aparece SARM en lesiones cutáneas, se recomienda la aplicación tópica de mupirocina para las curas.

HIGIENE DEL PACIENTE

Es conveniente que el lavado diario del paciente se realice con clorhexidina jabonosa y se utilicen toallas desechables para el secado.

SEGUIMIENTO

- El Servicio de Medicina Preventiva realizará seguimiento a todo paciente con algún cultivo positivo a SARM, con la finalidad de verificar el cumplimiento de las medidas de aislamiento, responder a todas las dudas planteadas, así como levantar dichas medidas en el momento en que ya no sean necesarias.
- En caso de detectar un brote epidémico (2 ó más casos nuevos de infección o colonización en una misma área hospitalaria en un período de 2 semanas) se realizarán semanalmente, mientras algún resultado sea positivo, tomas de frotis nasales de todos los pacientes. Si alguno de los cultivos resultara positivo, se aislará y realizará tratamiento descolonizador.
- Si el estudio epidemiológico del brote sugiere que el portador puede ser un miembro del personal, se deberá realizar frotis nasal a todo el personal del área. Si alguno de los cultivos resultara positivo a SARM se realizará tratamiento descolonizador.



PROTOCOLO DE ACTUACIÓN PARA EL CONTROL DEL *ACINETOBACTER BAUMANNII* MULTIRRESISTENTE

Acinetobacter baumannii es un importante patógeno nosocomial debido a su resistencia intrínseca a un elevado número de antibióticos y a su gran capacidad para sobrevivir en superficies, objetos y fómites, lo que facilita la aparición de brotes epidémicos hospitalarios.

EPIDEMIOLOGÍA

RESERVORIO:	Infectado y/o colonizado (piel y mucosas) Objetos en contacto con pacientes
TRANSMISIÓN:	Por contacto (fundamentalmente las manos)

VIGILANCIA

Se establece un sistema de vigilancia permanente entre los Servicios de Microbiología y Medicina Preventiva: ante cualquier aislamiento microbiológico de *Acinetobacter baumannii*, el Servicio de Microbiología lo comunicará a Medicina Preventiva, quien, tras revisar la historia clínica del paciente, aplicará las medidas preventivas que correspondan según el presente protocolo.

MEDIDAS PREVENTIVAS

1. Se recomienda aislamiento en habitación individual restringiendo las visitas, cuando se trate de una infección respiratoria, o bien, cuando el apósito no contenga adecuadamente el pus.
2. Es imprescindible la higiene de manos con jabón antiséptico ó solución antiséptica de base alcohólica, antes y después del contacto con el paciente.
3. Como elementos barrera se utilizarán batas y guantes para la atención del paciente. Éstos se retirarán antes de salir de la habitación, e inmediatamente después se procederá a lavarse las manos.
4. El material clínico contaminado se limpiará y desinfectará antes de enviar a la Central de Esterilización; si no es susceptible de esterilizar se realizará una desinfección de alto grado.
5. La limpieza de superficies y suelos de la habitación se realizará, en cada turno y siempre que sea necesario, con solución de lejía a una concentración de 1:10.



6. Todo el material y mobiliario que tenga contacto con el paciente se limpiará con una solución desinfectante en cada turno.
7. Si el paciente debe desplazarse a otra área hospitalaria, se informará al personal que lo vaya a asistir de las medidas a adoptar.
8. Al alta del paciente se realizará una limpieza y desinfección terminal de toda habitación. Si la estancia se prolonga más de 1 mes, se trasladará al paciente a otra habitación para poder llevar a cabo la limpieza y desinfección terminal.

SEGUIMIENTO

- El Servicio de Medicina Preventiva realizará seguimiento a todo paciente con algún cultivo positivo a *Acinetobacter baumannii*, con la finalidad de verificar el cumplimiento de las medidas de aislamiento, responder a todas las dudas planteadas, así como levantar dichas medidas en el momento en que ya no sean necesarias.
- En caso de detectar un brote epidémico, que se define como la aparición de 2 ó más casos nuevos de infección o colonización en una misma área hospitalaria en un período de 2 semanas, se adoptarán las siguientes medidas:
 - Se tomarán frotis faríngeo a todos los pacientes ingresados en el área implicada en el brote, hasta que existan menos de 2 pacientes colonizados / infectados, con la finalidad de aislar a los pacientes con resultados positivos.
 - Se tomarán muestras de los objetos en contacto con los pacientes (cama, respirador, equipos de sueros, carros de curas, fonendoscopios) y del control de enfermería (armarios de medicación, lavamanos) con la finalidad de localizar la posible fuente de contaminación para su desinfección.



PROTOCOLO DE ACTUACIÓN PARA EL CONTROL DE ENTEROBACTERIAS PRODUCTORAS DE BETALACTAMASAS

La importancia nosocomial de las enterobacterias radica en la existencia de cepas multirresistentes endémicas en los hospitales, que frecuentemente colonizan piel y/o tracto respiratorio de los pacientes ingresados, pudiendo ser causa de infección.

- Enterobacterias hiperproductoras de beta-lactamasas: son mutantes estables desreprimidas de ciertas enterobacterias (*E. cloacae*, *C. freundii*) que mediante codificación cromosómica producen β -lactamasas, que confiere resistencias a cefalosporinas de 3ª generación y monobactanes.
- Enterobacterias beta-lactamasas de espectro ampliado: son cepas de ciertas enterobacterias (*Klebsiella*, *E. coli*, *E. cloacae*) que mediante codificación plasmídica producen la enzima, lo que les confiere resistencia a cefalosporinas de 3ª y 4ª generación y monobactanes.

Son las enterobacterias beta-lactamasas de espectro ampliado (BLEA+), por su capacidad de transmitir su resistencia mediante plásmidos a otras enterobacterias, las que presentan un mayor riesgo de producir brotes epidémicos en los hospitales, por lo que requieren medidas de aislamiento de contacto.

EPIDEMIOLOGÍA

RESERVORIO:	Flora intestinal normal
TRANSMISIÓN:	Por contacto (fundamentalmente las manos)

VIGILANCIA

Se establece un sistema de vigilancia permanente entre los Servicios de Microbiología y Medicina Preventiva: ante cualquier aislamiento microbiológico de enterobacterias productoras de β -lactamasas, el Servicio de Microbiología lo comunicará a Medicina Preventiva, quien, tras revisar la historia clínica del paciente, aplicará las medidas preventivas que correspondan según el presente protocolo.



MEDIDAS PREVENTIVAS

1. Se recomienda aislamiento en habitación individual, restringiendo las visitas en infecciones respiratorias, o bien, cuando el apósito no contenga adecuadamente el pus.
2. Es imprescindible la higiene de manos con jabón antiséptico ó solución antiséptica de base alcohólica, antes y después del contacto con el paciente.
3. Como elementos barrera se utilizarán guantes para la atención del paciente. Éstos se retirarán antes de salir de la habitación, e inmediatamente se lavarán las manos.
4. El material contaminado se limpiará y desinfectará antes de enviar a la Central de Esterilización; si no es susceptible de esterilizar se realizará una desinfección de alto grado.
5. La limpieza de superficies y suelos de la habitación se realizará, en cada turno y siempre que sea necesario, con solución de lejía a una concentración de 1:10.
6. Si el paciente debe desplazarse a otra área hospitalaria, se informará al personal que lo vaya a asistir de las medidas a adoptar.

SEGUIMIENTO

El Servicio de Medicina Preventiva realizará seguimiento a todo paciente con algún cultivo positivo a una enterobacteria productora de B-lactamasas, con la finalidad de verificar el cumplimiento de las medidas de aislamiento, responder a todas las dudas planteadas, así como levantar dichas medidas en el momento en que ya no sean necesarias.



6.7. BIBLIOGRAFÍA

1. Garner JS. Guideline for isolation precautions in hospitals. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1996; 17:53-80, and *Am J Infect Control* 1996; 24:24-52.
2. Solano VM, Hernandez MJ, Peral A, Sierra MJ, Castan S, Arribas JC. Revisión de las pautas para las prevenciones de aislamiento hospitalario. *Med Prev* 1997; 3: 19-34.
3. Téllez M y col. Utilización del aislamiento infeccioso en pacientes no críticos de un hospital universitario. *Med Clin (Barc)* 2006; 126: 125 - 128
4. Rodríguez-Bano J, Navarro MD, Romero L, Muniain MA, Perea EJ, Perez-Cano R, Hernandez JR, Pascual A. Clinical and molecular epidemiology of extended-spectrum beta-lactamase-producing *Escherichia coli* as a cause of nosocomial infection or colonization: implications for control. *Clin Infect Dis.* 2006; 4: 37-45.
5. Cisneros JM y col. Grupo Estudio GEIH: Risk Factors for the Acquisition of Imipenem-Resistant *Acinetobacter Baumannii*. a Nationwide Study. *Clinical Microbiology and Infection.* Vol. 11. Núm. 11. 2005. Pag. 874-879.
6. Rodríguez_Bazo J y col. Clinical Features and Epidemiology of *Acinetobacter Baumannii* Colonization and Infection in Spanish Hospitals. *Infection Control and Hospital Epidemiology.* Vol. 25. Núm. 10. 2004. Pag. 819-824.
7. Hernández, J.R., Pascual, A., Cantón, R., Martínez-Martínez, L., Grupo de Estudio de Infección Hospitalaria (GEIH). *Escherichia coli* y *Klebsiella pneumoniae* productores de betalactamasas de espectro extendido en hospitales españoles (Proyecto GEIH-BLEE 2000). *Enferm Infecc Microbiol Clin* 2003; 21: 77-82.
8. Alonso R, Pelaez T, Bouza E. Diagnóstico, tratamiento y control de la infección causada por *Clostridium difficile*. En: Emilio Bouza y Juan J. Picazo. *Infección* 2003. Ed. Servisistem 2000 SL. Madrid. 2003, 197-221.
9. Alcalá L, Bouza E. Infecciones por bacterias anaerobias esporuladas. En: V. Auxina Ruiz y S. Moreno Guillén. *Tratado SEIMC de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica.* Ed. Médica Panamericana. Madrid. 2006, capítulo 44: 476-479.
10. Domínguez Luzón MA, Rodríguez Baño J. Enfermedades por *Estafilococos*. En: V. Auxina Ruiz y S. Moreno Guillén. *Tratado SEIMC de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica.* Ed. Médica Panamericana. Madrid. 2006, capítulo 22: 263-282.



11. Wenzel RP, Reagan DR, Bertino JS, Baron EJ, Arias K. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* outbreak: a consensus panel's definition and es. Ammanagement guidelin J Infect Control 1998;26:102-110.
12. Duckworth G, Cookson B, Humphreys H, Heathcock R. Working party report: revised guidelines for the control of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infection in hospitals. J Hosp Infect 1998; 39: 253-290.
13. Muto CA, Jernigan JA, Ostrowsky BE, Richet HM, Jarvis WR, Boyce JM, Farr BM. SHEA guideline for preventing nosocomial transmission of multidrug-resistant strains of *Staphylococcus aureus* and *Enterococcus*. Infect Control Hosp Epidemiol 2003;24:362-386.
14. Zirakzadeh A, Patel R. Vancomycin-resistant enterococci: Colonization, infection, detection, and treatment. Mayo Clin Proc 2006 Apr; 81(4):529-36.
15. Hospital Infection Control Practises Advisory Committee. Recommendations for preventing the spread of vancomycin resistance. Infect. Control Hosp. Epidemiol. 1995; 16: 105-113.
16. Clifford McDonald L, Owings Maria. ;Jernigan DB. *Clostridium difficile* Infection in Patients Discharged from US Short-stay Hospitals, 1996-2003. Emerg Infect Dis. 2006;12(3):409-415.
17. Loo VG, Poirier L, Miller MA et al. A predominantly clonal multi-institutional outbreak of *Clostridium difficile*-associated diarrhea with high morbidity and mortality. N Engl J Med 2005;353:2442-2449.
18. Bartlett, J. G., Perl, T. M. (2005). The New *Clostridium difficile* -- What Does It Mean?. NEJM 353: 2503-2505 .



7. Microorganismos multirresistentes y uso de antimicrobianos



7.1. Concepto de microorganismos multirresistentes

7.2. Política de control del uso de antimicrobianos

7.3. Bibliografía

AUTORES:

- Padilla Ortega, Belén y Grande Fariñas, Francisco J. ⁽¹⁾
- Cantón Moreno, Rafael y Ruiz Garbajosa, Patricia ⁽²⁾
- San Juan Garrido, Rafael ⁽³⁾

⁽¹⁾ Servicio de Microbiología Clínica y Enfermedades Infecciosas.
Hospital General Universitario Gregorio Marañón.

⁽²⁾ Servicio de Microbiología Clínica y Unidad de Enfermedades Infecciosas.
Hospital Ramón y Cajal.

⁽³⁾ Servicio de Microbiología, Unidad de Enfermedades Infecciosas.
Hospital Universitario 12 de Octubre.

7.1. CONCEPTO DE MICROORGANISMOS MULTIRRESISTENTES

El concepto de multirresistencia se aplica a aquellos microorganismos que presentan resistencia a dos o más grupos de antimicrobianos utilizados habitualmente en el tratamiento de las infecciones producidas por estos. Se diferencia del término resistencia cruzada que hace referencia a un mecanismo que afecta a antimicrobianos de la misma familia. Un buen ejemplo lo constituye *Staphylococcus aureus* ya que la resistencia a la meticilina afecta a todos los antibióticos β -lactámicos (resistencia cruzada). Además, *S. aureus* resistente a la meticilina (SARM) suele ser también resistente a otros antimicrobianos, incluyendo aminoglicósidos, macrólidos y fluoroquinolonas, por diferentes mecanismos de resistencia.

En general la multirresistencia es debida a la adquisición de varios mecanismos de resistencia aunque en algunas ocasiones un mismo mecanismo puede afectar a antimicrobianos de diferentes familias (resistencia pleiotrópica). En este caso podríamos incluir a *Pseudomonas aeruginosa* y *Stenotrophomonas maltophilia*. Además de ser resistentes de forma natural a diferentes antimicrobianos (resistencia intrínseca) con frecuencia presentan mecanismos de expulsión por hiperexpresión de bombas de eflujo que evitan la entrada de diferentes antibióticos y su llegada a la diana de actuación.

7.1.1. CLASIFICACIÓN DE MICROORGANISMOS RESISTENTES

Los microorganismos multirresistentes pueden agruparse en dos apartados generales, no siempre excluyentes. El primero de ellos incluiría a aquellos que presentan resistencia intrínseca a diferentes familias de antimicrobianos por uno o varios mecanismos. En este grupo se incluyen los bacilos Gram negativos no fermentadores, siendo *Acinetobacter baumannii* y *Stenotrophomonas maltophilia* los mejores ejemplos. En un segundo grupo se incluiría a aquellos microorganismos multirresistentes que adquieren este carácter por mutación o por adquisición de genes de resistencia. Como ejemplos destacan *P. aeruginosa*, *Enterobacter*, las enterobacterias con β -lactamasas de espectro extendido, bacilos Gram negativos con carbapenemasas, SARM, SARM con sensibilidad disminuida a los glicoéptidos (GISA o VISA) y los enterococos resistentes a la vancomicina.

7.1.2. ENTEROBACTERIAS CON β -LACTAMASAS DE ESPECTRO EXTENDIDO (BLEE)

A) CONCEPTO Y EPIDEMIOLOGÍA

Las β -lactamasas de espectro extendido (BLEE) son enzimas que se caracterizan por conferir resistencia a penicilinas, cefalosporinas, incluyendo cefotaxima, ceftazidima y cefepima, pero no a cefoxitina, y al aztreonam. Se inhiben por el ácido clavulánico u otros inhibidores de β -lactamasas como el tazobactam y el sulbactam y no afectan



a los carbapenems (imipenem, meropenem y ertapenem). Las primeras BLEE descritas derivaban de las β -lactamasas TEM-1, TEM-2 y SHV-1 que debido a mutaciones que alteran su centro activo ampliaron su espectro hidrolítico. Los genes responsables de la producción de estas enzimas son generalmente de naturaleza plasmídica y se han descrito esencialmente en *Klebsiella pneumoniae*, asociadas a brotes epidémicos en hospitales, en *Escherichia coli* y en menor medida en el resto de las enterobacterias, siendo más infrecuente la presencia de estas enzimas en *P. aeruginosa* y otros bacilos Gram-negativos no fermentadores.

En los últimos años ha adquirido gran relevancia un nuevo tipo de BLEE, denominadas CTX-M por su elevada capacidad hidrolítica de cefotaxima. Derivan de β -lactamasas cromosómicas de distintas especies del género *Kluyvera*. Las enzimas CTX-M se han descrito mayoritariamente asociadas a *E. coli*, generalmente en pacientes extrahospitalarios y sobre todo en infección urinaria. Los genes responsables suelen estar también ligados a determinantes genéticos que participan en la captación y recombinación (integrones y transposones) y están asociados a plásmidos ampliamente difundidos entre las enterobacterias.

La primera BLEE (SHV-2) fue descrita en una cepa de *Klebsiella ozaenae* en Alemania en 1983. Posteriormente se describieron en Francia variantes de TEM-1 y TEM-2 con similar perfil hidrolítico que las anteriores. Durante las décadas de los 80 y 90, la inmensa mayoría de las BLEEs encontradas eran del tipo TEM ó SHV. Desde entonces, se han comunicado diferentes brotes epidémicos de enterobacterias con BLEE, sobre todo en unidades de cuidados intensivos (UCI), siendo *K. pneumoniae* la especie más frecuentemente involucrada. En España las primeras cepas con BLEE se describen en el año 1988 casi simultáneamente en los Hospitales Ramón y Cajal y Clínico de San Carlos de Madrid.

Las BLEE de tipo CTX-M se describieron prácticamente de forma simultánea en *E. coli* en Alemania y en *Salmonella* en Argentina en 1989. Las CTX-M se caracterizan por conferir resistencia de alto nivel a cefuroxima y cefotaxima, prácticamente sin incrementar la concentración mínima inhibitoria (CMI) de ceftazidima, ya que la actividad hidrolítica frente a este último antibiótico es mínima comparada con la de las otras cefalosporinas. Los estudios epidemiológicos recientes y de vigilancia de la resistencia indican que la mayoría de las cepas de enterobacterias con BLEE descritas en España presentan enzimas de tipo CTX-M. En la actualidad entre el 2 y el 8% de las cepas de *E. coli* son capaces de producir estas enzimas, siendo algo menor en *K. pneumoniae*. Estas cifras pueden variar ante situaciones puntuales de epidemias. Muchos de los microorganismos aislados de *E. coli* proceden del ámbito extrahospitalario y no es infrecuente que produzcan más de una BLEE. Las enzimas más difundidas son CTX-M-9, CTX-M-14, CTX-M-10 y CTX-M-15. Esta última se ha asociado de manera particular a instituciones de pacientes crónicos y/o residencias de la tercera edad.

La estructura poblacional de los microorganismos con BLEE de tipo CTX-M es algo diferente a la de las de tipo SHV y TEM. No suelen presentarse en epidemias asociadas

a un clon determinado (como era con SHV o TEM) sino que se asocian a una situación definida como alodemia o de incremento policlonal. En paralelo a esta situación, también es de resaltar la creciente presencia de BLEE en enterobacterias productoras de β -lactamasas cromosómicas AmpC. Destaca la diseminación de un clon de *Enterobacter aerogenes* productor de TEM-24 que ha producido brotes epidémicos en varios hospitales de nuestra comunidad y en otros países europeos, incluyendo Bélgica, Francia y Portugal.

Por el momento la descripción de BLEE en *Pseudomonas aeruginosa* es muy infrecuente en España. En esta especie las enzimas descritas son mayoritariamente PER-1 o las derivadas de OXA-10.

B) DETECCIÓN Y CARACTERIZACIÓN

La mayoría de los métodos descritos para detectar microorganismos productores de BLEE utilizan el carácter inhibible de estas enzimas por el ácido clavulánico u otros inhibidores de β -lactamasas. El más difundido, descrito por Jarlier en 1988, es el de aproximación de discos o de doble difusión. Consiste en la disposición de un disco convencional de amoxicilina/ácido clavulánico (20/10 μ g) en el centro de una placa a una distancia de 30 mm de otros con ceftazima (30 μ g), cefotaxima (30 μ g), ceftriaxona (30 μ g) y aztreonam (30 μ g). La ampliación de alguno de los halos de inhibición manifiesta la producción de la BLEE. Esta prueba ha sufrido diferentes modificaciones para aumentar su eficiencia: a) reducción de la distancia entre los discos (a 20 mm), b) utilización de un inóculo elevado, c) utilización de cefalosporinas de cuarta generación, esencialmente cefepima. Con ello se facilita la detección de aislados con BLEE con poca eficiencia hidrolítica y en microorganismos productores de β -lactamasa AmpC (*Enterobacter cloacae*, *Enterobacter aerogenes*, *Citrobacter freundii*, *Serratia marcescens*, *Morganella morganii*).

En la actualidad, los sistemas comerciales para la determinación de la sensibilidad, realizan en paralelo el estudio de cefotaxima, ceftazidima y/o cefepima con el de su asociación con el ácido clavulánico y aplican criterios establecidos por el CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute, anteriormente NCCLS). **Tabla 1.** También son útiles los discos de cefalosporinas con ácido clavulánico y las tiras de E-test que contiene en una parte de ella concentraciones decrecientes de la cefalosporina y en la otra la misma cefalosporina con una concentración fija de ácido clavulánico (2 μ g).

Aunque el fenotipo de sensibilidad puede orientar al tipo de BLEE que produce el microorganismo la caracterización de las enzimas requiere la utilización de técnicas de biología molecular, amplificación y secuenciación.

7.1.3. BACILOS GRAM NEGATIVOS CON AMPC INDUCIBLE: *ENTEROBACTER SPP.* Y *PSEUDOMONAS AERUGINOSA*

Enterobacter cloacae y *Enterobacter aerogenes* son intrínsecamente resistentes a aminopenicilinas, cefalosporinas de primera y segunda generación por la producción de una β -lactamasa cromosómica inducible denominada AmpC. Una pequeña parte de la población bacteriana puede presentar mutaciones en los genes reguladores que tiene como consecuencia la desrepresión de β -lactamasa AmpC y la resistencia a las cefalosporinas de tercera generación (cefotaxima y ceftazidima). La selección de esta subpoblación puede producirse durante el tratamiento antimicrobiano, sobre todo cuando se utilizan las cefalosporinas de tercera generación en monoterapia en infecciones en las que el inóculo es elevado. En *Pseudomonas aeruginosa* la situación es muy parecida aunque está agravada por la resistencia intrínseca habitual que presenta.

En todos los casos, la hiperproducción de AmpC puede coexistir con alteraciones de permeabilidad y/o hiperexpresión de bombas de expulsión que afectan a los carbapenems y otros antibióticos no β -lactámicos, aumentando el perfil de resistencia.

Asimismo, no es infrecuente que las cepas con desrepresión de AmpC presenten resistencia a las fluoroquinolonas y los aminoglicósidos. En el caso de *P. aeruginosa*, aunque infrecuente, también puede añadirse resistencia a la colistina.

En el caso particular de *E. aerogenes* se ha descrito la dispersión de un clon epidémico multirresistente (identificado en Francia, Bélgica, Italia, Portugal y España, en particular en la Comunidad de Madrid) que presenta una BLEE (TEM-24) y resistencia a aminoglicósidos, fluoroquinolonas y sensibilidad disminuida a los carbapenems.

La detección de estos microorganismos en el laboratorio puede realizarse utilizando placas de MacConkey con cefotaxima (en el caso de *Enterobacter*) o con ceftazidima (en el caso de *Enterobacter* o *P. aeruginosa*). La concentración a utilizar debe ser algo superior a la empleada en la detección de las enterobacterias con BLEE.

7.1.4. *ACINETOBACTER BAUMANNII*

A) CONCEPTO Y EPIDEMIOLOGÍA

Acinetobacter baumannii es la especie más frecuentemente aislada del género *Acinetobacter*. Es un patógeno multirresistente esencialmente nosocomial caracterizado por su gran capacidad para sobrevivir en diferentes hospedadores y superficies inertes. El desarrollo de resistencia a los antimicrobianos en esta especie está favorecido por la facilidad con la que incorpora DNA exógeno (transformante natural). Asimismo, presenta resistencia intrínseca a diferentes antimicrobianos por la escasa permeabilidad de su membrana externa debida a un bajo número de porinas con diámetro reducido y por la presencia de bombas de eflujo, menos conocidas que las de *P. aeruginosa*.

sa. Se han descrito otros mecanismos de resistencia que afectan particularmente a los antibióticos β -lactámicos, esencialmente cefalosporinas, entre los que destacan la afinidad reducida de sus PBPs (penicillin binding proteins), sobre todo PBP2, la presencia de β -lactamasas cromosómicas con actividad cefalosporinasa, algunas exclusivas de este microorganismo (ADC AmpC, *Acinetobacter*-derived cephalosporinases), y otras con actividad carbapenemasa de la familia de las oxacilinasas (OXA-24, OXA-40). Más recientemente se han caracterizado carbapenemasas plasmídicas de tipo OXA (OXA-23, OXA-58) y de los grupos VIM e IMI (metaló- β -lactamasas), muchas de ellas asociadas a integrones (estructuras genéticas capaces de captar genes de resistencia). Algunas de estas enzimas presentan baja eficiencia hidrolítica por los carbapenems y es necesaria la pérdida de porinas para que se produzca un fenotipo con resistencia a estos antimicrobianos. También se han descrito BLEE en *Acinetobacter*, entre ellas PER-1 y VEB-1.

La resistencia a los aminoglicósidos en *A. baumannii* es sobre todo debida a genes que codifican enzimas modificantes, generalmente asociados a integrones. También puede deberse a alteraciones en la permeabilidad por alteración del transporte, la participación de bombas de eflujo o la presencia de mutaciones ribosomales que alteran la afinidad del aminoglicósido por su diana de actuación. La resistencia a las fluoroquinolonas se produce por mutaciones en las topoisomerasas, generalmente en *gyrA* y *parC*, aunque al igual que el caso anterior también pueden participar bombas de eflujo y defectos en el número y tamaño de las porinas. En el caso de las tetraciclinas, la resistencia se produce por expulsión activa, protección ribosómica y más raramente inactivación enzimática. En muchos de los casos los genes responsables también están presentes en integrones y frecuentemente asociados a transposones lo que facilita su diseminación. Por último la resistencia a la colistina en *Acinetobacter* es muy infrecuente. Cuando se produce se debe a la modificación del lipopolisacárido que impide la actuación adecuada de la colistina.

Es frecuente la asociación de *A. baumannii* a brotes epidémicos, sobre todo en Unidades de Cuidados Intensivos en las que existe una gran utilización de antibióticos y predominan los pacientes de riesgo. En España y países de nuestro entorno se ha descrito la diseminación de un clon caracterizado por una pérdida de sensibilidad a los carbapenems debido a la producción de una carbapenemasa (OXA-40). En un estudio multicéntrico realizado en España por el Grupo de Estudio de la Infección Nosocomial del SEIMC en el año 2000 que recogía microorganismos aislados en 25 hospitales se observó una gran diferencia en los porcentajes de resistencia entre los diferentes centros participantes. Es de destacar que sólo la polimixina B presentaba un 100% de sensibilidad y apenas un 50% de los aislados eran sensibles a todos los antibióticos estudiados. También es importante destacar la elevada resistencia a ciprofloxacino (superior al 90%), ceftazidima (más del 80%) y aminoglucósidos (tobramicina, 79% y gentamicina, 87%). Los porcentajes de sensibilidad en orden decreciente a otros antimicrobianos fueron: minociclina, 66%; imipenem, 52%; rifampicina, 49%; sulbactam, 47%; meropenem, 43%; y ampicilina, 35%. Estos valores son parecidos, aunque con una ligera proporción de cepas más sensibles, a estudios posteriores realizados en nuestro país.

B) DETECCIÓN Y CARACTERIZACIÓN

El aislamiento y reconocimiento de *A. baumannii* en el laboratorio de microbiología no presenta gran dificultad, salvo que el número de bacterias presentes en la muestra sea muy bajo. En este caso se recomienda la utilización de caldos de enriquecimiento. Este microorganismo es capaz de crecer a diferentes temperaturas y valores de pH. Existen diferentes medios selectivos diferenciales (medio de Leeds) que facilitan su aislamiento. En algunos casos contienen sustratos cromogénicos que permiten la identificación presuntiva o antibióticos para detectar aislados multirresistentes. En algunos sistemas la identificación de *A. baumannii* no alcanza niveles satisfactorios. Es particularmente problemático el viraje de la prueba del citrato (citrato de Simons) que separa *A. baumannii* de *Acinetobacter lowffii*, mucho más sensible a los antimicrobianos que el anterior. En ocasiones es necesario aplicar métodos moleculares para distinguir *A. baumannii* de la geno especie 3 de *Acinetobacter*.

El estudio de sensibilidad por métodos de difusión, incluyendo E-test, o microdilución no requiere ninguna modificación. La caracterización de los mecanismos de resistencia conlleva la utilización de métodos genéticos (PCR y secuenciación).

7.1.5. BACILOS GRAM NEGATIVOS CON CARBAPENEMASAS

La actividad de los carbapenems (imipenem, meropenem y ertapenem) puede verse comprometida por mecanismos que afectan a su permeabilidad, hiperexpresión de bombas de eflujo o inactivación enzimática. (carbapenemasas). Este último mecanismo es debido a enzimas que hidrolizan (parcial o totalmente) a las carbapenems así como a penicilinas y cefalosporinas. Se denominan genéricamente carbapenemasas y pueden estructurarse en dos grandes grupos: 1) naturales o intrínsecas, cuyos genes son de localización cromosómica entre las que destaca la β -lactamasa L1 de *S. maltophilia* y 2) incluye a las carbapenemasas adquiridas cuyos genes responsables se asocian a integrones localizados a su vez en plásmidos y/o transposones. Dentro de este último grupo destacan las carbapenemasas de clase A, de clase B o metalo- β -lactamasas y de clase D u oxacilinasas. Las de clase A y B se han descrito en *P. aeruginosa* y *Enterobacteriaceae* mientras que la de clase D esencialmente en *P. aeruginosa* y, como se ha expresado con anterioridad en *Acinetobacter*.

Desde el punto de vista de la detección fenotípica en el laboratorio, la presencia de carbapenemasas puede ser problemática por su bajo nivel de expresión, particularmente en enterobacterias, a menos que coexista con un fenómeno de impermeabilidad en la cepa portadora. En el caso de las metalo- β -lactamasas puede utilizarse su carácter inhibible por EDTA; la disminución de los valores de CMI de imipenem o meropenem cuando se asocian con EDTA puede indicar la producción de estas enzimas. En España, la presencia de metalo- β -lactamasas en *P. aeruginosa* es muy infrecuente y sólo existe, por el momento, la descripción de enterobacterias con metalo- β -lactamasas en Barcelona y en Madrid. En este último caso, está implicada una cepa epidémica de *K. pneumoniae*.

7.1.6. STAPHYLOCOCCUS AUREUS RESISTENTE A LA METICILINA (SARM)

A) DEFINICIÓN Y EPIDEMIOLOGÍA

Staphylococcus aureus resistente a la meticilina (SARM) es uno de los principales patógenos nosocomiales con gran trascendencia desde un punto de vista microbiológico y clínico. La resistencia a la meticilina en *S. aureus* se debe a la presencia del gen *mecA* en su cromosoma. El gen *mecA* codifica una proteína conocida como PBP2a con función transpeptidasa que se caracteriza por presentar una baja afinidad por todos los antibióticos β -lactámicos utilizados en terapéutica. La PBP2a desplaza al resto las PBPs de *S. aureus* por lo que en presencia de los antibióticos β -lactámicos la bacteria es capaz de seguir sintetizando su pared celular. Por este motivo, debemos considerar a las cepas de SARM resistentes a todos los antibióticos β -lactámicos incluidos los carbapenems. Además, con frecuencia los microorganismos aislados hospitalarios de SARM suelen presentar un perfil de multirresistencia debido a que el elemento genético que contiene el gen *mecA* puede llevar asociados otros genes que confieren resistencia a otras familias de antibióticos. De este modo, los microorganismos aislados de SARM pueden expresar resistencia a los macrólidos, aminoglucósidos, tetraciclinas, rifampicina y ácido fusídico. Asimismo, suelen ser resistentes las fluoroquinolonas por presencia de mutaciones en las topoisomerasas, genes cromosómicos diana de actuación de estos compuestos.

En los últimos años se está produciendo un cambio en el perfil de resistencia de estos SARM hospitalarios ya que con más frecuencia se aíslan cepas sensibles a un mayor número de antibióticos. Este hecho es debido a un reemplazamiento de clones con menos multirresistencia. En España las cepas de SARM resistentes a la gentamicina han descendido de un 60,8% en 1996 a un 24,2% en 2002, mientras que la resistencia a la rifampicina ha descendido igualmente desde un 34,8% en 1996 a un 5,2% en 2002. Por el contrario, la resistencia a ciprofloxacino se ha incrementado durante este periodo de tiempo pasando de un 84,2% a un 92%. Esta situación es análoga a la descrita en otros países donde la resistencia a ciprofloxacino entre las cepas de SARM es igualmente elevada.

Desde un punto de vista epidemiológico, SARM se asocia con frecuencia brotes epidémicos en el ámbito hospitalario. El empleo de técnicas de epidemiología molecular ha sido de vital importancia para estudiar la estructura poblacional de SARM. La mayoría de los aislados productores de brotes epidémicos hospitalarios pertenecen a cinco líneas o complejos clonales. Este hecho pone de manifiesto que se trata de una población altamente clonal donde sólo unos pocos clones se han dispersado alrededor del mundo y son los responsables de la mayor parte de estos brotes nosocomiales.

Tradicionalmente a la infección por SARM se la ha considerado de adquisición hospitalaria. Sin embargo, en los últimos años estamos asistiendo a un cambio en su epidemiología debido a la aparición de infecciones en pacientes de la comunidad sin



contacto hospitalario previo ni factores de riesgo asociados a la infección por SARM. A estas cepas se las conoce como SARM de adquisición comunitaria. Se podría pensar que los clones hospitalarios han escapado del ámbito hospitalario colonizando nuevos ambientes pero los estudios epidemiológicos recientes han demostrado que la resistencia a metilicina en la comunidad ha sido adquirida por clones sensibles circulantes en la comunidad. El SARM de adquisición comunitaria tiene una naturaleza de carácter policlonal frente a la alta clonalidad de las cepas hospitalarias. Otra importante característica del SARM comunitario es la presencia en estas cepas de un elemento genético que contiene el gen *mecA* de menor tamaño que el elemento que llevan asociado las cepas de origen nosocomial por lo que no suele ir acompañado de otros genes de resistencia.

Como se ha comentado con anterioridad, se ha detectado un desplazamiento de clones multirresistentes por otros más sensibles a antibióticos en países de distintos continentes. En España el conocido como clon ibérico (ST247-MRSA-I) era el más frecuentemente aislado pero igualmente se está observando este cambio en el patrón de resistencia con la aparición de nuevos clones más sensibles. El cambio en la epidemiología del SARM podría explicar la aparición en el hospital de cepas menos multirresistentes ya que debido al flujo que se establece entre el ambiente hospitalario y la comunidad, podrían estar colonizando el ámbito hospitalario y en los próximos años producir un cambio en la epidemiología hospitalaria y las medidas de control para evitar su dispersión.

B) DETECCIÓN Y CARACTERIZACIÓN

Para detectar la resistencia a metilicina en *S. aureus* uno de los métodos más empleados en los laboratorios clínicos es la difusión con discos. Se recomienda la utilización de un disco de 1 µg de oxacilina e incubación a 35°C durante 24 horas. Actualmente también se recomienda el empleo de discos de cefoxitina (30 µg) por su mejor facilidad en la lectura, sobre todo en las cepas con resistencia heterogénea que no expresan adecuadamente la resistencia a la metilicina. En la *tabla 2* se indican los criterios de interpretación habitualmente utilizados. Dentro de un mismo cultivo de SARM a pesar de que todas las bacterias pueden llevar el gen *mecA*, sólo una parte de la población puede expresar fenotípicamente la resistencia coexistiendo diferentes subpoblaciones. Este fenómeno, también denominado heterorresistencia, puede complicar la detección de la resistencia a metilicina. La cefoxitina es un potente inductor del sistema regulador del gen *mecA* evitando así este fenómeno.

En la actualidad todos los sistemas comerciales de microdilución incluyen pruebas de sensibilidad para la detección de la resistencia a metilicina/oxacilina en *S. aureus*. Generalmente determinan el valor de la CMI de oxacilina en presencia de un 2% de CINA. También existen criterios establecidos para cefoxitina. No obstante, cuando se obtiene un resultado positivo con estos sistemas con cualquiera de los antibióticos se recomienda siempre su confirmación con una prueba de difusión con discos. Otra opción

es el empleo del E-test que consiste en una tira impregnada con un gradiente de concentraciones de oxacilina que permite obtener el valor de la CMI de una manera más sencilla que empleando otros métodos como la microdilución. También se pueden emplear placas de cribado con Mueller-Hinton agar con 6 µg/ml de oxacilina y 4% de ClNa. Ver *tabla 2*. Para una detección rápida de SARM existen también pruebas comerciales de aglutinación con látex basadas en la detección de la PBP2a a partir de los cultivos.

En los hospitales el estudio de portadores tiene gran importancia desde un punto de vista del control de la dispersión de SARM. Para ello, existen distintos medios comerciales con distinta sensibilidad y especificidad que permiten el crecimiento selectivo y diferencial de SARM a partir de muestras clínicas. El empleo de estos medios permite detectar con más rapidez los pacientes colonizados, no obstante un crecimiento positivo para SARM en estos medios debe ser confirmado con otras técnicas, normalmente con la difusión con discos por su mayor sencillez.

Actualmente debido al desarrollo de técnicas de biología molecular es posible detectar genotípicamente la resistencia a la oxacilina. Se han diseñado PCR que permiten detectar el gen *mecA* a partir de cultivos de *S. aureus* o directamente de muestras clínicas.

7.1.7. SARM CON SENSIBILIDAD DISMINUIDA A LOS GLICOPÉPTIDOS

Un caso particular en SARM es su posible resistencia a los glicopéptidos (vancomicina y teicoplanina). Esta puede ser de dos tipos. La primera, descrita en Japón en 1997, es debida a la existencia de un peptidoglicano engrosado que dificulta la actuación de la vancomicina sobre los restos de D-Ala-D-Ala. La resistencia es de bajo nivel (CMIs de vancomicina de 4 a 16 µg/ml) y las cepas que la presentan se denominan GISA (glycopeptide intermediate *S. aureus*) o VISA (vancomycin intermediate *S. aureus*). Su detección en el laboratorio es problemática ya que la difusión con discos o determinados sistemas automáticos de determinación de los valores de CMI no discriminan adecuadamente estos microorganismos aislados de aquellos que son totalmente sensibles.

El número de microorganismos aislados con estas características no es muy elevado (inferior al 5%) pero su detección es importante ya que se asocian con el fracaso terapéutico en los pacientes tratados con vancomicina o teicoplanina. Como método de cribado para su detección se han propuesto la utilización de placas de BHI con 6 µg/ml de vancomicina.

El segundo tipo de resistencia, muy infrecuente y solo descrito en los EEUU, se caracteriza por un alto nivel de resistencia a la vancomicina. Las cepas de SARM con este tipo de resistencia se denominan VRSA (vancomycin resistant *S. aureus*). El mecanismo es debido a la adquisición de genes de resistencia a la vancomicina (VanA) procedentes de enterococos. En todas las cepas de *S. aureus* en las que la vancomicina presente una CMI superior o igual a 16 µg/ml debe verificarse este valor y excluirse, en su caso, la presencia de genes Van (ver apartado siguiente).

7.1.8. ENTEROCOCO RESISTENTE A VANCOMICINA (ERV)

A) CONCEPTO Y EPIDEMIOLOGÍA

Los enterococos son microorganismos grampositivos comensales del tracto gastrointestinal en humanos y otras especies animales. No obstante, se ha reconocido su papel como productor de infecciones nosocomiales, siendo *Enterococcus faecalis* la especie aislada más frecuente en muestras clínicas seguida de *Enterococcus faecium*. Para el tratamiento de las infecciones graves producidas por estos microorganismos los antibióticos de elección son los glicopéptidos. Estos antibióticos actúan inhibiendo la síntesis de la pared celular bacteriana uniéndose a los residuos de D-alanil-D-alanina de los precursores de las cadenas del peptidoglicano. De esta manera, impiden la actuación de la transglicosilasa y transpeptidasa, enzimas responsables de la incorporación de estos precursores en las cadenas del peptidoglicano.

El primer aislado clínico de ERV se detectó en Europa en 1988 y posteriormente en varios hospitales de Estados Unidos. Desde entonces la resistencia a la vancomicina en los enterococos se ha diseminado por todo el mundo, apareciendo más frecuentemente en aislados de *E. faecium* que en *E. faecalis*. Además *E. faecium* suele ser resistente a ampicilina mientras que en *E. faecalis* este tipo de resistencia tiene muy baja incidencia, incluso entre las cepas resistentes a vancomicina.

Se han descrito desde un punto de vista fenotípico y genotípico seis tipos de resistencia a vancomicina. En cinco de ellos (VanA, B, D, E y G) es una resistencia adquirida mientras que en el otro (VanC) es constitutiva y se produce en *E. gallinarum* y *E. casseliflavus-E. flavescens*. Actualmente la clasificación de la resistencia a glicopéptidos se basa en la secuencia del gen que codifica la ligasa, enzima responsable de la resistencia más que en los valores de CMI de vancomicina y teicoplanina ya que en ocasiones estos valores se superponen entre los distintos fenotipos. La resistencia de tipo VanA se caracteriza por presentar un alto nivel de resistencia a vancomicina y teicoplanina, mientras que el tipo VanB presenta niveles variables de resistencia a vancomicina con CMI baja a teicoplanina. Las cepas con fenotipo VanD se caracterizan por presentar moderados niveles de resistencia a vancomicina y teicoplanina. Por último los fenotipos VanC, VanE y VanG sólo tienen un bajo nivel de resistencia a vancomicina.

Desde un punto de vista clínico los fenotipos VanA y VanB son los que se aíslan con más frecuencia y se ha caracterizado su asociación a elementos genéticos móviles lo que implica una alta transmisibilidad de la resistencia y conlleva la aparición de brotes en clones epidémicos. En la *tabla 3* se resumen las características de los distintos tipos de resistencias descritas en *Enterococcus spp.*

La epidemiología de los ERV es distinta en Europa y Estados Unidos. Actualmente menos de un 5% de los enterococos aislados a partir de muestras clínicas en Europa son

resistentes a la vancomicina mientras que en Estados Unidos alcanzan cifras de hasta el 20%. En Estados Unidos esta mayor prevalencia de ERV en el ambiente hospitalario parece estar relacionada con un elevado consumo de vancomicina. Por su parte en Europa la situación es bien diferente ya que a pesar de tener una baja tasa de infección por ERV, en la comunidad se ha detectado un alto grado de colonización entre voluntarios sanos y animales de granja. Este hecho ha sido debido en parte al uso de la avoparcina como promotor de crecimiento en animales de granja. Se han realizado numerosos estudios en diversos países europeos para conocer la incidencia de ERV tras la prohibición del uso de este antibiótico en la alimentación animal en la Unión Europea, demostrándose un descenso en los porcentajes de animales colonizados por ERV. En Estados Unidos por el contrario la incidencia de ERV en la comunidad es baja ya que el uso de la avoparcina en animales ha estado prohibido con anterioridad.

En España, la situación es similar a la descrita en el resto de Europa. Se han descrito algunos brotes hospitalarios en distintas regiones españolas casi todos ellos producidos por *E. faecalis* con un fenotipo VanA. Por el contrario, en la comunidad *E. faecium* ha sido aislado con mayor frecuencia.

Estudios realizados sobre la estructura poblacional de *E. faecalis* y *E. faecium* han puesto de manifiesto la existencia de complejos clonales (*E. faecium* el complejo clonal 17 y en *E. faecalis* los complejos clonales 2 y 9) en los que se agrupan la mayoría de los ERV productores de brotes hospitalarios y enterococos aislados de muestras clínicas. En estos complejos se agrupan indistintamente aislados sensibles y resistentes a vancomicina con una especial adaptación al ambiente hospitalario. Este hecho pone de manifiesto que la detección de microorganismos aislados pertenecientes a estos complejos puede tener importancia para evitar la aparición de resistencias a glicopéptidos y evitar así su dispersión.

B) DETECCIÓN DE ERV EN EL LABORATORIO

La detección de ERV con fenotipo Van A caracterizado por un alto nivel de resistencia a glicopéptidos no presenta problemas en los laboratorios clínicos. No sucede así cuando se trata de cepas que presentan bajos niveles de resistencia a glicopéptidos ya que pueden ser falsamente clasificados como sensibles si no se emplean los métodos adecuados.

La técnica de difusión con discos presenta un bajo poder de discriminación para la detección de ERV especialmente en microorganismos aislados que presentan niveles de resistencia intermedios. Este hecho es debido a la mala difusión de los glicopéptidos en el agar por ser moléculas de gran tamaño. Como consecuencia, la diferencia entre los halos de inhibición entre bacterias resistentes y sensibles no es tan clara como con otros antibióticos. No obstante, esta técnica está reconocida por el CLSI y recomienda emplear discos de vancomicina y teicoplanina con una carga de 30 µg. El E-test es capaz de detectar todos los niveles de resistencia y presenta una mayor sensibilidad que la difusión con discos para detectar aislados con CMI intermedia a vancomicina (8-16



µg/ml) por lo que puede ser una alternativa útil para determinar esta resistencia. En cuanto a los métodos comerciales automatizados y semiautomatizados detectan bien la resistencia de alto nivel pero al igual que sucede con la difusión con discos fallan en la detección de fenotipos con menor grado de resistencia.

Un punto importante a la hora de detectar la resistencia a vancomicina en el laboratorio es la correcta identificación de la especie ya que *Enterococcus gallinarum*, *Enterococcus casseliflavus* y *Enterococcus flavescens* pueden confundirse con cepas de *E. faecium*. Es fundamental distinguir entre estas especies ya que las tres primeras presentan una resistencia constitutiva de bajo nivel a estos antibióticos mientras que en *E. faecium* se trata de una resistencia adquirida, normalmente de tipo VanA o VanB. Desde un punto de vista epidemiológico, la resistencia de tipo VanC no tiene repercusión hospitalaria mientras que *E. faecium* puede producir brotes nosocomiales.

Por último, cabe destacar la importancia del control de pacientes colonizados en el hospital para ello se recomienda el empleo de medios selectivos para enterococo suplementados con 6 µg/ml de vancomicina para la recuperación de ERV a partir de muestras de pacientes hospitalizados o la confirmación de microorganismos aislados resistentes en el estudio de sensibilidad.

TABLA 1. RECOMENDACIONES DEL CLSI PARA LA DETECCIÓN Y CONFIRMACIÓN DE BLEE EN *ESCHERICHIA COLI*, *KLEBSIELLA SPP.* Y *PROTEUS MIRABILIS*

MÉTODO DE CRIBADO		PRUEBA DE CONFIRMACIÓN	
DIFUSIÓN CON DISCOS			
ANTIBIÓTICO (CARGA)	CRITERIO	ANTIBIÓTICO	CRITERIO
Cefpodoxima (10 µg) Ceftotaxima (30 µg) Ceftriaxona (30 µg) Ceftazidima (30 µg) Aztreonam (30 µg)	≤17 mm ^a ≤27 mm ≤25 mm ≤22 mm ≤27 mm	Cefotaxima-ac. clavulánico (30-10 µg) Ceftazidima-ac. clavulánico (30-10 µg)	Aumento de los halos de inhibición en ≥5 mm
DILUCIÓN			
ANTIBIÓTICO (CARGA)	CRITERIO	ANTIBIÓTICO	CRITERIO
Cefpodoxima Ceftotaxima Ceftriaxona Ceftazidima Aztreonam	≥8 µg/ml ^b ≥2 µg/ml ≥2 µg/ml ≥2 µg/ml ≥2 µg/ml	Cefotaxima-ac. clavulánico (4 µg) Ceftazidima-ac. clavulánico (4 µg)	Disminución de los valores de CMI en ≥3 diluciones

^a ≤22 mm en *P. mirabilis*

^b ≥2 µg/ml en *P. mirabilis*



TABLA 2. RECOMENDACIONES DEL CLSI PARA EL ESTUDIO DE LA SENSIBILIDAD DE *STAPHYLOCOCCUS AUREUS* RESISTENTE A LA METICILINA

	MÉTODO			
	DIFUSIÓN		MICRODILUCIÓN	CRIBADO
	OXACILLINA	CEFOXITINA		
MEDIO DE CULTIVO	MH	MH	MH-CA	MH
NaCl	–	–	2%	4%
ANTIBIÓTICO	Oxacilina 1 µg	Cefoxitina 30 µg	Oxacilina	Oxacilina 6 µg/ml
INÓCULO	10 ⁷ cfu/ml	10 ⁷ cfu/ml	5x10 ⁵ cfu/ml	4x10 ⁵ /botón
INCUBACIÓN	35°C / 24 h	35°C / 24 h	35°C / 24 h	35°C / 24 h
CRITERIO - S - R	≥13 mm ≤10 mm	≥19 mm ≤20 mm	≤2 µg/ml ≥4 µg/ml	no-crecimiento crecimiento

MH: medio de Mueller-Hinton; MH-CA: medio de Mueller-Hinton suplementado con cationes

TABLA 3. CARACTERÍSTICA DE LOS DIFERENTES TIPOS DE RESISTENCIA A LOS GLICOPÉPTIDOS EN ENTEROCOCCO

CARACTERÍSTICAS DE LOS AISLADOS CMI (mg/L)	RESISTENCIA ADQUIRIDA: NIVEL Y TIPO					RESISTENCIA INTRÍNSECA VanC1/C2/C3
	ALTA VanA	VARIABLE VanB	MODERADA VanD	BAJA		
				VanG	VanE	
VANCOMICINA	64-100	4-1000	64-128	16	8-32	2-32
TEICOPLANINA	16-512	0.5-1	4-64	0.5	0.5	0.5-1
CONJUGACIÓN	Positiva	Positiva	Negativa	Positiva	Negativa	Negativa
ELEMENTOS MÓVILES	Tn1546	Tn1547/Tn1549	-	-	-	-
EXPRESIÓN	Inducible	Inducible	Constitutiva	Inducible	Inducible	Constitutiva Inducible
LOCALIZACIÓN	Plásmido, cromosoma	Plásmido, cromosoma	Cromosoma	Cromosoma	Cromosoma	Cromosoma



7.2. POLÍTICA DE CONTROL DEL USO DE ANTIMICROBIANOS

Los antibióticos pueden suponer hasta el 30% del gasto farmacéutico de un hospital. Según diversos estudios, más del 50% de las prescripciones de antibióticos en el ámbito hospitalario son inapropiadas. Además del coste económico innecesario que esto supone y de los perjuicios que el paciente puede sufrir, la prescripción inadecuada de antibióticos tiene una importante repercusión epidemiológica ya que favorece la selección de las cepas bacterianas más resistentes a antimicrobianos y la sobreinfección por algunos microorganismos intrínsecamente resistentes a antibióticos, como es el caso de las infecciones fúngicas.

En las últimas décadas ha aumentado el interés por el desarrollo de programas encaminados a conseguir una utilización más adecuada de los antibióticos en el medio hospitalario. Actualmente este tipo de estrategias se consideran imprescindibles para el funcionamiento de cualquier gran hospital y lo que se discute es cuál de las estrategias es la más adecuada para conseguir este fin. La Sociedad Americana de Enfermedades Infecciosas lo recomienda expresamente en su documento para la prevención de las resistencias a los antimicrobianos en los hospitales.

7.2.1. OBJETIVOS DE LOS PROGRAMAS DE POLÍTICA DE CONTROL DEL USO DE ANTIMICROBIANOS

Estos programas han centrado sus objetivos en varios puntos:

- Terapia secuencial: paso de tratamiento a vía oral una vez alcanzada la estabilidad clínica del paciente; por ejemplo, en pacientes ingresados con neumonía, infección alta de vía urinaria u osteomielitis.
- Empleo de antibióticos por vía oral cuando la tolerancia del paciente así lo permite y los antibióticos prescritos tienen buena biodisponibilidad digestiva: fluoroquinolonas, clindamicina, metronidazol, linezolid.
- Restricción en el empleo de aminoglucósidos, por su elevada nefrotoxicidad, salvo en situaciones donde el beneficio es mayor que el riesgo de efectos adversos.
- Empleo de aminoglucósidos en monodosis diaria para disminuir su nefrotoxicidad.
- Restricción del empleo de antibióticos frente a *Pseudomonas* (carbapenemes, piperacilina-tazobactam, ceftazidima, cefepime) para infecciones donde es poco probable la implicación de esta bacteria, principalmente en infecciones adquiridas en la comunidad.
- Restricción y adecuación del espectro antibiótico una vez conocido el patrón de sensibilidad del aislamiento microbiológico de determinada infección.



- Restringir el empleo de antibióticos de manera empírica indiscriminada cuando la clínica no sugiere una infección bacteriana.
- Restringir el empleo de glucopéptidos a las situaciones donde realmente son útiles: alergia a betalactámicos o infecciones por cocos grampositivos resistentes a otros antibióticos.

7.2.2. ESTRATEGIAS PARA CONSEGUIR RACIONALIZAR EL USO DE ANTIMICROBIANOS

A continuación se comentan diversas estrategias que se han aplicado con mejor o peor resultado. El éxito de una u otra depende en gran medida de la idiosincrasia de cada centro, de modo que no todas las experiencias son extrapolables. Sin embargo, deben ser tomadas como punto de partida para el desarrollo de una estrategia local, adaptada a las circunstancias de cada hospital.

A) MODELOS IMPOSITIVOS

En Houston, Texas, Clinton White y cols. desarrollaron un programa restrictivo que requería de la aprobación oral previa (por vía telefónica) de los especialistas en enfermedades infecciosas de la prescripción de determinados antimicrobianos por vía intravenosa: amikacina, ceftazidima, ciprofloxacino, fluconazol, ticarcilina/ácido clavulánico. Se comparó el período de estudio (de julio a diciembre de 1994) con los mismos meses del año previo. Se consiguió una reducción del 32% en el gasto antibiótico y se produjo un aumento notable de la susceptibilidad a los betalactámicos y quinolonas de los aislamientos bacterianos, especialmente en las unidades de cuidados intensivos. No hubo cambios en la mortalidad por bacteriemias graves por gramnegativos ni en el tiempo de hospitalización. Se trata de un buen ejemplo del papel que pueden desempeñar estos programas que requieren de autorización previa para el empleo de determinados antibióticos. Tienen el inconveniente de su posible mala aceptación por la comunidad médica y de la necesidad de contar con un especialista en enfermedades infecciosas disponible las 24 h. del día para valorar todas las prescripciones.

En otro hospital de Nueva York, Landman y cols también aplicaron un programa de prescripción de antibióticos que requería de la aprobación previa por parte del servicio de enfermedades infecciosas. Con este programa se consiguió una disminución de la incidencia de infección por estafilococos resistentes, pero no se realizó una valoración económica de los resultados.

Por último, Brown y cols. (Philadelphia, EEUU) consiguieron una reducción en la incidencia de diarrea por *Clostridium difficile* mediante una restricción desde el servicio de farmacia en el empleo de clindamicina para el tratamiento de las infecciones por bacterias anaerobias, lo que favoreció el empleo de metronidazol.



B) MODELOS EDUCATIVOS

Las medidas encaminadas al mejor conocimiento de los antibióticos por parte de la comunidad médica es una medida esencial para su correcto empleo, por lo que se deben promover las actividades educativas para llevarlo a cabo. No obstante, el grado de aplicación práctica y la efectividad de estas medidas se ha comprobado que es reducido si no se acompañan de otras acciones más cercanas al momento de la prescripción concreta de los antibióticos.

C) MODELOS BASADOS EN SISTEMAS INFORMÁTICOS

Estos programas pueden desarrollarse en aquellos hospitales que cuentan con un sistema de prescripción a través de un sistema informático en tiempo real, de modo que al introducir la prescripción de un determinado antibiótico surgen automáticamente en la pantalla una serie de propuestas que ayudan al médico a determinar si esa elección es la más adecuada para la afección que quiere tratar. En el estudio de Evans y cols, el coste del tratamiento antibiótico recomendado por el sistema informático fue significativamente menor que el tratamiento hasta entonces empleado.

Recientemente, Glowacki y cols han demostrado la utilidad de un sistema informático para evitar el empleo de antibióticos redundantes en el tratamiento de infección por bacterias gram-positivas y anaerobios. Hasta en el 56% de los casos se encontraron errores de prescripción, que fueron subsanados en el 98% de los casos con la llamada de atención del sistema informático. Además, esto supuso un notable ahorro desde el punto de vista económico.

D) MODELOS PERSONALISTAS

Ruttimann y cols desarrollaron un programa de ahorro del gasto en antibióticos basado en una acción multidisciplinar: formulario de prescripción de antibióticos restringido, actividades educativas continuadas, desarrollo de directrices y un programa impositivo sobre determinados antibióticos. Este estudio se desarrolló de manera restringida en el Departamento de Medicina Interna de un hospital suizo de tan sólo 80 camas. El programa se implantó de manera progresiva a lo largo de 7 meses, pero bajo un denominador común: el jefe del departamento fue el encargado de la implementación, mantenimiento, supervisión continua y evaluación de los resultados del estudio. Mediante el mismo se consiguió un descenso del número de dosis definidas diarias de antibióticos del 36%, principalmente a expensas de la reducción de los tratamientos administrados por vía intravenosa. El gasto se redujo un 53% a lo largo de los 4 años del programa analizados. Los resultados de esta intervención pueden calificarse de espectaculares, pero es necesario tener presente el medio en el que se desarrolló: un solo departamento de un pequeño hospital de 80 camas y bajo la continua supervisión de una "figura de autoridad" como era el jefe del departamento en el que se llevó a cabo. El desarrollo de este programa (y por



tanto sus resultados) son difícilmente extrapolables a un gran hospital con múltiples departamentos (médicos y quirúrgicos) y donde no es posible la supervisión directa de una sola persona.

E) MODELOS BASADOS EN LA CONSULTA A INFECTÓLOGOS

Byl y cols han comunicado su experiencia en un hospital belga de 850 camas a lo largo de un año para valorar el impacto de la elección por parte de los especialistas en enfermedades infecciosas del tratamiento antibiótico: en pacientes con infecciones graves, el tratamiento empírico fue adecuado en el 78% de los pautados por los especialistas en enfermedades infecciosas frente al 54% de los pautados por otros médicos ($p < 0,001$). Una vez conocido el resultado de los hemocultivos, el tratamiento fue adecuado en el 97% de los tratados por los infectólogos frente al 89% de los tratados por otros médicos ($p < 0,008$). Los infectólogos emplearon antibióticos de espectro más restringido y realizaron con mayor frecuencia el tratamiento secuencial intravenoso-oral. Es necesario apuntar que no hubo diferencias significativas en cuanto a mortalidad entre ambos grupos.

En este estudio se expone una situación ideal: la posibilidad de consultar a un especialista cada vez que se plantea el tratamiento antibiótico, pero ésta es una opción económicamente muy costosa, difícil de implementar en hospitales de gran demanda asistencial. En este estudio, realizado en un hospital de 850 camas, sólo el 30% de los pacientes fueron atendidos inicialmente por los infectólogos.

F) MODELOS BASADOS EN RECOMENDACIONES ESTANDARIZADAS

En este grupo hay que destacar la experiencia comunicada por Laing y cols, que centraron su programa en la aplicación de unas directrices generales para el paso de antibióticos de la vía intravenosa a la vía oral. Para ello desarrollaron un formulario estandarizado que incluían en las órdenes de tratamiento de los pacientes ingresados. En dicho documento se recogían los criterios que debía cumplir el paciente para poder ser transferido a un tratamiento por vía oral y se recomendaba una serie de antibióticos para realizar ese cambio, según el tipo de infección. El estudio se realizó durante 6 meses y se consiguió un aumento de las terapias secuenciales y una disminución de la estancia hospitalaria de aquellos individuos en los que se siguió la recomendación.

Estos programas no requieren de la revisión personalizada por parte de un especialista de todas las historias de los pacientes en los que se realizan recomendaciones, por lo que resultan más baratos. Pero, lógicamente, para el médico prescriptor queda la duda de si su paciente se corresponde con el tipo "estándar" que se recoge en las recomendaciones, por lo que el grado de cumplimiento de las mismas es menor que en los sistemas de revisión y recomendación personalizada.

Su eficiencia es mayor cuando se centran en recomendaciones concretas, como en el programa de Frighetto y cols. En este caso, en todas las carpetas de tratamiento de los pacientes a los que se había prescrito metronidazol o clindamicina por vía intravenosa se insertaba una nota de color llamativo en la que se recordaba que la excelente biodisponibilidad de estos antibióticos por vía digestiva y su buena tolerancia permitían su administración por vía oral siempre que la tolerancia digestiva del paciente así lo permitiera. Con esta sencilla medida se consiguió un aumento del 44% en el empleo de metronidazol por vía oral y del 79% en el caso de clindamicina, con un considerable ahorro económico.

G) MODELOS BASADOS EN RECOMENDACIONES PERSONALIZADAS NO IMPOSITIVAS

En España hay que destacar la experiencia piloto de Cobo y cols, del Hospital Universitario Ramón y Cajal de Madrid, que desarrolló a lo largo de 4 meses un programa de control y asesoramiento de tratamiento antibiótico en los Servicios de Endocrinología y Cirugía Vascular. Se trataba de un programa en el cual un infectólogo revisaba diariamente los tratamientos antibióticos de los pacientes ingresados en dichos servicios. Si consideraba que el tratamiento antibiótico no era el más adecuado, dejaba una recomendación por escrito junto al tratamiento del paciente para su optimización. A las 24-48 h se verificaba la aceptación o no de dicha recomendación. Se comparó el consumo y el gasto antibiótico en el mismo período de tiempo en el que se realizó el estudio, pero del año previo. Se evaluaron un total de 101 tratamientos y se realizaron 77 recomendaciones, la mayoría encaminadas a la retirada del tratamiento antibiótico, su continuación por vía oral y la reducción del espectro antibacteriano. Se aceptaron el 85% de las recomendaciones realizadas. Se redujo el gasto antibiótico un 19% sin cambios en la mortalidad ni en el número de reingresos. El programa fue rentable desde el punto de vista económico. Un efecto importante de este proyecto fue la reducción estadísticamente significativa del número de infecciones por *S. aureus* meticilín resistente y de diarrea por *Clostridium difficile*. Por tanto, este programa redujo el gasto antibiótico y la incidencia de patógenos nosocomiales, sin perjudicar el pronóstico de los pacientes y con buena aceptación por parte de los médicos a los que se realizaron las recomendaciones.

En el Hospital Universitario 12 de Octubre de Madrid se ha desarrollado el llamado Programa de Asesoramiento y Control de Terapia Antibiótica (PACTA) que intenta aplicar y rutinar en la práctica clínica del hospital la experiencia piloto del Ramón y Cajal. Este programa también se basa en la revisión de las historias clínicas y la elaboración de recomendaciones que se adjuntan al tratamiento del paciente para que el médico responsable pueda seguir las libremente. Acorde con los resultados obtenidos por Cobo y cols, este programa ha contado con una excelente aceptación por parte de los médicos prescriptores y ha logrado un notable ahorro económico, un consumo más racional de los antibióticos, una mejor implantación de las pautas de terapia secuencial y una disminución de la incidencia de ciertas infecciones nosocomiales como la diarrea asociada a *C. difficile* y la colonización por *Candida sp.*



Estos programas no impositivos, basados en recomendaciones que no discuten la libertad prescriptora del médico tratante, se adaptan mejor a la idiosincrasia de la medicina en España. Son programas de más difícil implantación y de mayor dificultad en el momento de cuantificar sus efectos. Requieren de ciertas dotes de diplomacia por parte del equipo que los desarrolla, pero gozan de mucha mejor aceptación, y por tanto de cumplimiento a medio y a largo plazo, que los programas impositivos. Se trata de programas intermedios entre los impositivos y los basados en recomendaciones estandarizadas, y probablemente cuentan con las ventajas de unos y otros (buen cumplimiento de los impositivos y buena aceptación de las recomendaciones estandarizadas).

Fraser y cols han comunicado uno de los pocos estudios en los que estos programas de recomendación personalizada no impositiva se han evaluado mediante un estudio de distribución aleatoria, si bien su tamaño no era muy grande (141 tratamientos revisados frente a 111 controles). El tratamiento antibiótico fue más barato en el grupo en el que se intervino ($p = 0,05$) y había cierta tendencia a que la duración del ingreso también lo fuera, sin diferencias en cuanto al pronóstico de los pacientes de ambos grupos.

Briceland y cols demostraron el impacto educativo de este tipo de programas: durante el primer mes de implantación se realizaron recomendaciones en el 98,6% de los casos frente al 54,4% en el séptimo mes de implantación del sistema. Aunque también es necesario señalar que otros estudios han comprobado lo rápido que se regresa a la situación de base en cuanto se interrumpe la aplicación del programa de control del tratamiento antibiótico.

7.2.3. CONCLUSIONES

Como ya se ha comentado previamente, en la actualidad la pregunta no es si es necesario un sistema de control del tratamiento antibiótico, sino cuál de esos sistemas es el más adecuado. Todos ellos tienen ventajas e inconvenientes y deben ser adaptados a las características locales de cada hospital. Probablemente lo óptimo es la combinación de varios de ellos (como la experiencia comunicada de Rüttlmann y cols o la de Bantar y cols basada en un equipo multidisciplinar que aplicó el programa en diferentes escalones, cada vez más restrictivos). John y cols, en su artículo de revisión sobre este tema, comentan alguna de las claves para el éxito de estos programas:

- Cualquiera de los sistemas debe mantenerse a lo largo del tiempo para que conserve su eficiencia.
- Son más exitosos aquellos más cercanos al prescriptor.
- Tienen más éxito aquellos en los que la acción del especialista en enfermedades infecciosas es más prominente.
- En cualquiera de ellos debe primar el beneficio del paciente sobre el simple ahorro económico.



Es fundamental seguir investigando en el desarrollo de estos programas que benefician al paciente que recibe el tratamiento, ayudan al control epidemiológico de la flora bacteriana (especialmente de la nosocomial) y optimizan la distribución de los recursos económicos del sistema sanitario.

7.3. BIBLIOGRAFÍA

7.3.1. CONCEPTO DE MICROORGANISMOS MULTIRRESISTENTES

A) REFERENCIAS BLEE

1. Baquero F, Coque TM, Cantón R. Allodemics. *Lancet Infect Dis* 2002; 2: 591-592.
2. Bonnet R. Growing group of extended-spectrum β -lactamases: the CTX-M enzymes. *Antimicrob Agents Chemother* 2004; 48:1-14.
3. Bradford PA. Extended-spectrum β -lactamases in the 21st century: characterization, epidemiology, and detection of this important resistant threat. *Clin Microbiol Rev* 2001; 14: 933-951.
4. Cantón R, Coque TM, Varela MC, Pérez-Díaz JC, Baquero F. Epidemiology of extended-spectrum β -lactamase-producing Enterobacter isolates in a Spanish hospital during a 12-year period. *J Clin Microbiol* 2002; 40: 1237-1243.
5. Colodner R. Extended-spectrum β -lactamases: a challenge for clinical microbiologists and infection control specialists. *Am J Infect Control*. 2005; 33: 104-7.
6. Coque TM, Oliver A, Pérez-Díaz JC, Baquero F, Cantón R. Genes encoding TEM-4, SHV-2, and CTX-M-10 extended-spectrum β -lactamases are carried by multiple *Klebsiella pneumoniae* clones in a single hospital (Madrid, 1989 to 2000). *Antimicrob Agents Chemother* 2002; 46: 500-510.
7. Hernández JR, Pascual A, Cantón R, Martínez-Martínez L y Grupo de Estudio de Infección Hospitalaria GEIH. *Escherichia coli* y *Klebsiella pneumoniae* productores de β -lactamasas de espectro extendido en hospitales españoles (Proyecto GEIH-BLEE 2000). *Enferm Infecc Microbiol Clin* 2003; 21: 77-82.
8. Livermore DM, Brown DF. Detection of β -lactamase-mediated resistance. *J Antimicrob Chemother* 2001; 48(S1): 59-64.
9. Pfaller MA, Segreti J. Overview of the epidemiological profile and laboratory detection of extended-spectrum beta-lactamases. *Clin Infect Dis*. 2006 Apr 15;42 (Suppl 4): S153-63.



10. Pitout JD, Nordmann P, Laupland KB, Poirel L. Emergence of Enterobacteriaceae producing extended-spectrum beta-lactamases(ESBLs) in the community. *J Antimicrob Chemother* 2005; 56: 52-9.
11. Rodríguez-Bano J, Navarro MD, Romero L, Martínez-Martínez L, Muniain MA, Perea EJ, Pérez-Cano R, Pascual A. Epidemiology and clinical features of infections caused by extended-spectrum beta-lactamase-producing *Escherichia coli* in nonhospitalized patients. *J Clin Microbiol* 2004; 42:1089-94.
12. Rodríguez-Bano J, Navarro MD, Romero L, Muniain MA, Perea EJ, Pérez-Cano R, Hernández JR, Pascual A. Clinical and molecular epidemiology of extended-spectrum beta-lactamase-producing *Escherichia coli* as a cause of nosocomial infection or colonization: implications for control. *Clin Infect Dis*. 2006; 4: 37-45.
13. Romero L, López L, Rodríguez-Baño J, Hernández JR, Martínez-Martínez L, Pascual A. Long-term study of the frequency of *Escherichia coli* and *Klebsiella pneumoniae* isolates producing extended-spectrum β -lactamases. *Clin Microbiol Infect* 2005; 11: 625-31.
14. Valverde A, Coque TM, Sánchez-Moreno MP, Rollán A, Baquero F, Cantón R. Dramatic increase in prevalence of fecal carriage of extended-spectrum β -lactamase-producing Enterobacteriaceae during nonoutbreak situations in Spain. *J Clin Microbiol* 2004; 42: 4769-4775.

**B) BACILOS GRAM NEGATIVOS CON AMPC INDUCIBLE:
ENTEROBACTER SPP. Y PSEUDOMONAS AERUGINOSA**

1. Paterson DL. Resistance in gram-negative bacteria: enterobacteriaceae. *Am J Med* 2006; 119(6 Suppl 1):S20-8.
2. Bouza E, Cercenado E. *Klebsiella* and *Enterobacter*: antibiotic resistance and treatment implications. *Semin Respir Infect* 2002; 17: 215-30.
3. Cantón R, Oliver A, Coque TM, Varela Mdel C, Pérez-Díaz JC, Baquero F. Epidemiology of extended-spectrum beta-lactamase-producing *Enterobacter* isolates in a Spanish hospital during a 12-year period. *J Clin Microbiol* 2002; 40:1237-1243.
4. Navon-Venezia S, Ben-Ami R, Carmeli Y. Update on *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter baumannii* infections in the healthcare setting. *Curr Opin Infect Dis*. 2005; 18: 306-13
5. Obritsch MD, Fish DN, MacLaren R, Jung R. Nosocomial infections due to multi-drug-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: epidemiology and treatment options. *Pharmacotherapy*. 2005; 25:1353-64.



C) REFERENCIAS ACINETOBACTER BAUMANNII

1. Brown S, Amyes S. OXA β -lactamases in *Acinetobacter*: the story so far. *J Antimicrob Chemother* 2006; 57:1-3.
2. Van Looveren M, Goossens H; ARPAC Steering Group. Antimicrobial resistance of *Acinetobacter* spp. in Europe. *Clin Microbiol Infect* 2004; 10: 684-704.
3. McGowan JE Jr. Resistance in nonfermenting gram-negative bacteria: multidrug resistance to the maximum. *Am J Med.* 2006 Jun;119(6 Suppl 1):S29-36; discussion S62-70.
4. Bou G. El alto nivel de resistencia a los carbapenemes en *Acinetobacter baumannii* es un problema multifactorial. *Enferm Infecc Microbiol Clin* 2001; 19:336-338.
5. Catchpole CR, Andrews JM, Brenwald N, Wise R. A reassessment of the in-vitro activity of colistin sulphomethate sodium. *J Antimicrob Chemother* 1997; 39: 255-260.
6. Jawad A, Hawkey PM, Heritage J, Snelling AM. Description of Leeds *Acinetobacter* Medium, a new selective and differential medium for isolation of clinically important *Acinetobacter* spp., and comparison with Herellea agar and Holton's agar. *J Clin Microbiol* 1994; 32 :2353-2358.
7. Arroyo LA, Garcia-Curiel A, Pachon-Ibanez ME, Llanos AC, Ruiz M, Pachon J, Aznar J. Reliability of the E-test method for detection of colistin resistance in clinical isolates of *Acinetobacter baumannii*. *J Clin Microbiol* 2005; 43:903-905.

D) REFERENCIAS DE BACILOS GRAM NEGATIVOS CON CARBAPENEMASAS

1. Walther-Rasmussen J, Hoiby N. OXA-type carbapenemases. *J Antimicrob Chemother* 2006; 57:373-83.
2. Helfand MS, Bonomo RA. Current challenges in antimicrobial chemotherapy: the impact of extended-spectrum β -lactamases and metallo- β -lactamases on the treatment of resistant Gram-negative pathogens. *Curr Opin Pharmacol* 2005; 5:452-458.
3. Walsh TR, Toleman MA, Poirel L, Nordmann P. Metallo- β -lactamases: the quiet before the storm? *Clin Microbiol Rev.* 2005; 18: 306-325.
4. Poirel L, Nordmann P. Acquired carbapenem-hydrolyzing β -lactamases and their genetic support. *Curr Pharm Biotechnol* 2002; 3: 117-127.



5. Tortola MT, Lavilla S, Miro E, Gonzalez JJ, Larrosa N, Sabate M, Navarro F, Prats G. First detection of a carbapenem-hydrolyzing metalloenzyme in two enterobacteriaceae isolates in Spain. *Antimicrob Agents Chemother* 2005; 49:3492-3494.
6. Peleg AY, Franklin C, Bell JM, Spelman DW. Dissemination of the metallo-beta-lactamase gene blaIMP-4 among gram-negative pathogens in a clinical setting in Australia. *Clin Infect Dis* 2005; 41: 1549-1556.

E) REFERENCIAS SARM, INCLUYENDO VISA Y VRSA

1. Asensio A, Cantón R, Vaque J, Rossello J, Calbo F, Garcia-Caballero J, Dominguez V, Hernandez A, A Trilla, Epine Working Group. Nosocomial and community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in hospitalized patients (Spain, 1993-2003). 2006. *J Hosp Infect.* Jun 14
2. Brown DF, Edwards DI, Hawkey PM, Morrison D, Ridgway GL, Towner KJ, Wren MW; Joint Working Party of the British Society for Antimicrobial Chemotherapy; Hospital Infection Society; Infection Control Nurses Association. Guidelines for the laboratory diagnosis and susceptibility testing of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). 2005. *J Antimicrob Chemother*;56: 1000-18.
3. Cuevas O, Cercenado E, Vindel A, Guinea J, Sánchez-Conde M, Sánchez-Somolinos M, Bouza E. Evolution of the antimicrobial resistance of *Staphylococcus* spp. in Spain: five nationwide prevalence studies, 1986 to 2002. 2004. *Antimicrob Agents Chemother*;48: 4240-5.
4. Okuma K, Iwakawa K, Turnidge JD, Grubb WB, Bell JM, O'Brien FG, Coombs GW, Pearman JW, Tenover FC, Kapi M, Tiensasitorn C, Ito T, Hiramatsu K. Dissemination of new methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* clones in the community. 2002. *J Clin Microbiol.*;40: 4289-94
5. Rice LB. Antimicrobial resistance in gram-positive bacteria. *Am J Infect Control.* 2006; 34:S11-9.
6. Robinson DA, Enright MC. Evolutionary models of the emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. 2003. *Antimicrob Agents Chemother*; 47:3926-34.
7. Vindel A, Trincado P, Gomez E, Cabrera R, Boquete T, Sola C, Valdezate S, Saez-Nieto JA. Prevalence and evolution of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in Spanish hospitals between 1996 and 2002. 2006. *J Clin Microbiol*; 44: 266-70.



8. Linares J. The VISA/GISA problem: therapeutic implications. *Clin Microbiol Infect.* 2001;7 Suppl 4:8-15.
9. Appelbaum PC. The emergence of vancomycin-intermediate and vancomycin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Clin Microbiol Infect.* 2006; 12 (Suppl 1):16-23.

F) REFERENCIAS ENTEROCOCO RESISTENTE A LA VANCOMICINA

1. Bonten MJ, Willems R, Weinstein RA. Vancomycin-resistant enterococci: why are they here, and where do they come from? 2001. *Lancet Infect Dis*;1:314-25
2. Cetinkaya Y, Falk P, Mayhall CG. Vancomycin-resistant enterococci. 2000. *Clin Microbiol Rev*;13: 686-707.
3. Coque TM, Willems RJ, Fortun J, Top J, Diz S, Loza E, Canton R, Baquero F. Population structure of *Enterococcus faecium* causing bacteremia in a Spanish university hospital: setting the scene for a future increase in vancomycin resistance? *Antimicrob Agents Chemother* 2005; 49: 2693-700.
4. Courvalin P. Vancomycin resistance in gram-positive cocci. *Clin Infect Dis.* 2006; 42 Suppl 1:S25-34.
5. Rice LB. Antimicrobial resistance in gram-positive bacteria. *Am J Infect Control.* 2006; 34:S11-9.
6. Ruiz-Garbajosa P, Bonten MJ, Robinson DA, Top J, Nallapareddy SR, Torres C, Coque TM, Canton R, Baquero F, Murray BE, Del Campo R, Willems RJ. Multilocus Sequence Typing Scheme for *Enterococcus faecalis* reveals hospital-adapted genetic complexes in a background of high rates of recombination. *J Clin Microbiol.* 2006 ; 44:2220-8.
7. Willems RJ, Top J, van Santen M, Robinson DA, Coque TM, Baquero F, Grundmann H, Bonten MJ. Global spread of vancomycin-resistant *Enterococcus faecium* from distinct nosocomial genetic complex. 2005. *Emerg Infect Dis Jun*; 11: 821-8



7.3.2. POLÍTICA DE CONTROL DEL USO DE ANTIMICROBIANOS

1. Bantar C, Sartori B, Vesco E et al. A hospitalwide intervention program to optimize the quality of antibiotic use: impact on prescribing practice, antibiotic consumption, cost savings, and bacterial resistance. *Clin Infect Dis* 2003; 37: 180-186.
2. Briceland LL, Nightingale CH, Quintiliani R, Cooper BW, Smith KS. Antibiotic streamlining from combination therapy to monotherapy utilizing an interdisciplinary approach. *Arch Intern Med* 1988; 148: 2019-2022.
3. Byl B, Clevenbergh P, Jacobs F et al. Impact of infectious diseases specialists and microbiological data on the appropriateness of antimicrobial therapy for bacteraemia. *Clin Infect Dis* 1999; 29: 60-66.
4. Cobo Reinoso J, Oliva Dominguez J, Soler Vigil M, Martinez-Beltran J, Pedraza Cezon L, Moreno Guillen S. Evaluación de un programa de asesoría en terapia antibiótica. *Rev Clin Esp* 2002; 202: 78-83.
5. Fraser GL, Stogsdill P, Dickens JD Jr, Wennberg DE, Smith RP Jr, Prato BS. Antibiotic optimization. An evaluation of patient safety and economic outcomes. *Arch Intern Med* 1997; 157: 1689-1694.
6. Glowacki RC, Schwartz DN, Itokazu GS, Wisniewski MF, Kieszkowski P, Weinstein RA. Antibiotic combinations with redundant antimicrobial spectra: clinical epidemiology and pilot intervention of computer-assisted surveillance. *Clin Infect Dis* 2003; 37: 59-64.
7. Gould IM. A review of the role of antibiotic policies in the control of antibiotic resistance. *J Antimicrob Chemother* 1999; 43: 459-465.
8. John JF Jr, Fishman NO. Programmatic role of the infectious diseases physician in controlling antimicrobial costs in the hospital. *Clin Infect Dis* 1997; 24: 471-485.
9. Laing RB, Mackenzie AR, Shaw H, Gould IM, Douglas JG. The effect of intravenous-to-oral switch guidelines on the use of parenteral antimicrobials in medical wards. *J Antimicrob Chemother* 1998; 42: 107-111.
10. Landman D, Chockalingam M, Quale JM. Reduction in the incidence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and ceftazidime-resistant *Klebsiella pneumoniae* following changes in a hospital antibiotic formulary. *Clin Infect Dis* 1999; 28: 1062-1066.



11. Lopez-Medrano F, San Juan R, Serrano O, Chaves F, Lumberras C, Lizaola M, et al. Efecto de un Programa no Impositivo de Control y asesoramiento del tratamiento antibiótico sobre la disminución de costes y el descenso de ciertas infecciones nosocomiales. *Enferm Infecc Microbiol Clin* 2005;23(4):186-90.
12. MacGregor RR, Graziani AL. Oral administration of antibiotics: a rational alternative to the parenteral route. *Clin Infect Dis* 1997; 24: 457-467.
13. McGowan JE. Do intensive hospital antibiotic control programs prevent the spread of antibiotic resistance? *Infect Control Hosp Epidemiol* 1994; 15: 478-483.
14. Ruttimann S, Keck B, Hartmeier C, Maetzel A, Bucher HC. Long-term antibiotic cost savings from a comprehensive intervention program in a medical department of a university-affiliated teaching hospital. *Clin Infect Dis* 2004; 38: 348-356.
15. Sevinc F, Prins JM, Koopmans RP et al. Early switch from intravenous to oral antibiotics: guidelines and implementation in a large teaching hospital. *J Antimicrob Chemother* 1999; 43: 601-606.
16. Shlaes DM, Gerding DN, John JF Jr et al. Society for Healthcare Epidemiology of America and Infectious Diseases Society of America Joint Committee on the Prevention of Antimicrobial Resistance: guidelines for the prevention of antimicrobial resistance in hospitals. *Clin Infect Dis* 1997; 25: 584-599.
17. White AC Jr, Atmar RL, Wilson J, Cate TR, Stager CE, Greenberg SB. Effects of requiring prior authorization for selected antimicrobials: expenditures, susceptibilities, and clinical outcomes. *Clin Infect Dis* 1997; 25: 230-239.



8. Procedimientos para el estudio y control de brotes



- 8.1. Identificación de un brote epidémico
- 8.2. Investigación epidemiológica de un brote
- 8.3. Control de un brote: establecer un plan de mejora
- 8.4. Bibliografía

AUTORAS:

- Martínez Mondéjar, Belén ⁽¹⁾
- Zuza Santacilia, I ⁽²⁾
- Sanz Gallardo, M^a Inmaculada y Jaén Herreros, Felisa ⁽³⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Severo Ochoa.

⁽²⁾ Instituto de Salud Pública. Consejería de Sanidad y Consumo.

⁽³⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario 12 de Octubre.

8.1. IDENTIFICACIÓN DE UN BROTE EPIDÉMICO

8.1.1. DEFINICIÓN DE BROTE EPIDÉMICO, ENDEMIAS Y EPIDEMIA

- Se entiende por brote epidémico o, simplemente, brote, la aparición de un número inusual de casos de una enfermedad concreta, infecciosa o no. El brote nosocomial es el brote epidémico que acontece sobre alguna infección nosocomial, y se debe a un agente infeccioso único.
- Se entiende por endemia la presentación de una enfermedad en cifras de frecuencia habituales. La infección nosocomial aparece de forma endémica en todos los hospitales, de modo que se acepta la existencia de tasas basales de infección. La enorme cantidad de factores implicados en su aparición plantea grandes dificultades para su control y por ello se habla de un nivel de infección nosocomial irreductible.
- Se entiende por epidemia la aparición de casos de una enfermedad por encima de lo esperado, en el lugar y en el tiempo considerado. Es decir, las tasas de infección observadas en período endémico se incrementan significativamente en el período epidémico.

El concepto de epidemia y de brote, pues, se confunden, porque en el fondo, significan lo mismo. Sin embargo, el establecer que estamos ante una epidemia tiene, además de las implicaciones propiamente médicas, consecuencias políticas, económicas y legales importantes y por eso existe tendencia a utilizar el término de "brote" más que el de "epidemia", pues su impacto en la opinión pública es menor al expresar una propagación de una situación hasta este momento "normal" y que puede ser más fácilmente limitada y controlada, y porque generalmente, los brotes suceden como agrupaciones de un número pequeño de casos que se elevan sobre las tasas endémicas de la infección nosocomial.

8.1.2. FACTORES A TENER EN CUENTA EN EL ESTUDIO E INVESTIGACIÓN DE UN BROTE EPIDÉMICO

- Por principio, cualquier acúmulo de infecciones en una localización determinada producida por un mismo agente etiológico debe ser estudiado con el fin de descartar un brote.
- Puesto que los brotes de infecciones intrahospitalarias tienen muchos componentes distintos, (clínicos, epidemiológicos, de laboratorio, administración, relaciones humanas del equipo de salud, relaciones públicas de la institución, etc) su estudio debería ser realizado por un grupo multidisciplinar de profesionales, coordinados por la persona o equipo responsable del control de infecciones en el centro.



- Los hospitales deben tener procedimientos escritos para prevenir brotes epidémicos que se pueden producir por el ingreso de un paciente con una enfermedad transmisible, como por ejemplo varicela o sarampión.
- Los brotes epidémicos producen un estado de tensión especial en el personal del equipo de salud y la administración, por lo que se recomienda dar informes periódicos de la investigación y la justificación y alcances de las medidas de prevención y control establecidas.

8.2. INVESTIGACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE UN BROTE

8.2.1. DEFINIR EL PROBLEMA

Para definir el problema, se ha de:

- Establecer una definición de caso.
- Revisar la información existente y determinar la naturaleza y gravedad del brote.
- Confirmar que el problema es real, es decir, que se está en presencia de un brote.

La primera cuestión a resolver es conocer si estamos ante un brote, quién lo detecta y cómo se detecta. Generalmente es el clínico observador o el microbiólogo quien primero alerta de la aparición de un número inusual de casos con idénticas características, cuando no es la enfermera del equipo de vigilancia y recogida de datos de las infecciones nosocomiales.

Detectada la alarma, incluso cuando estamos ante un brote ocasionado por agentes comunes, de los que se puede tener suficiente conocimiento y experiencia, es necesario acudir a fuentes bibliográficas, en busca de referencias actualizadas sobre las características del agente, el mecanismo de transmisión, los posibles vehículos, dispositivos y otros factores de riesgo en el paciente, y de las posibles medidas de control. Se llega así a tener un conocimiento pleno de la importancia, gravedad e implicaciones a considerar en la aparición y desarrollo del brote.

Del mismo modo, se hace imprescindible revisar la información relativa a otros pacientes hospitalizados, intentando ver el alcance del brote en otras áreas del hospital y en otros momentos. Debe establecerse la distinción entre el periodo epidémico (desde que apareció el primer caso hasta el presente) y el periodo pre-epidémico, que, aun siendo arbitrario no debiera ser inferior a 6 meses, evitando el sesgo estacional, cuando se sospecha la influencia de este factor.

A) DEFINICIÓN INICIAL Y DEFINITIVA DE CASO

Al principio puede ser conveniente una definición amplia, aunque sea provisional, que englobe a la mayor cantidad posible de casos, pero, posteriormente, conforme se conozcan más características de la enfermedad, deberá precisarse al máximo la definición de caso, señalándose los criterios de exclusión.

Por tanto, en esta etapa la definición necesita ser más sensible (menos restrictiva, menos específica) y se puede basar en poco más que la primera información individual conocida. Es frecuente en estos momentos no disponer de mucha información acerca de las características clínicas, demográficas, historia de exposición de los individuos sospechosos, etc. En esta situación, el propósito de la definición es proveer de una guía para la identificación de casos similares que pueden estar relacionados con el brote con objeto de incluirlos en la investigación.

A medida que se desarrolle la investigación y se disponga de una información más detallada acerca de las personas investigadas, pero anterior a la organización de los datos para el análisis, la definición de caso deberá ser revisada para ser más específica (más restrictiva).

Los criterios clínicos, epidemiológicos y de laboratorio referidos anteriormente, se utilizarán no sólo para definir "caso" sino también para especificar categorías de casos:

1. Confirmado (por laboratorio).
2. Probable.
3. Sospechoso (sospecha clínica)
4. Sintomático/Asintomático.
5. Relacionado/No relacionado con el brote.
6. Primario/secundario.
7. No caso.

B) NÚMERO DE CASOS OCURRIDOS ("OBSERVADOS")

Cuando se sospecha un brote, se necesita hacer un cálculo inicial de los casos actuales. En esta situación, se deberá:

1. Incluir en el cálculo inicial a aquellos casos que al menos tienen determinados signos y síntomas en común.
2. Fijar los criterios diagnósticos que se van a utilizar para la confirmación de los casos.
3. Contactar con las diversas fuentes de información para obtener, si es necesario, más detalles acerca de las características de los casos (hospitales, laboratorios, médicos, etc.).



C) NÚMERO DE CASOS ESPERADOS

Se entiende por casos esperados aquellos que, sobre la base de experiencias anteriores, deberíamos observar en un período de tiempo y lugar determinado en ausencia de epidemia; se trata de la frecuencia "habitual" de presentación de la enfermedad en tiempo y espacio. El cálculo del número de casos esperados exige sistemas de registro fiables.

D) CÁLCULO DEL ÍNDICE EPIDÉMICO

Con las cifras de casos esperados y observados se puede calcular un dato de gran importancia para la confirmación o no del brote, que es llamado "índice epidémico", que resulta del cociente entre los casos observados (incidencia actual) y los casos esperados (incidencia habitual).

$$\text{Índice epidémico} = \frac{\text{Nº de casos observados}}{\text{Nº de casos esperados}}$$

Cuando dicho índice epidémico es mayor, igual, o menor que 1, las incidencias observadas son mayores, iguales o menores que las esperadas, lo que facilita la valoración de si nos encontramos frente a un "brote".

Sin embargo no siempre resulta fácil llegar a diagnóstico de epidemia. Las situaciones que con más frecuencia pueden dificultar la confirmación son:

1. Pequeñas diferencias entre la incidencia habitual y la actual. Esto ocurre con relativa frecuencia en brotes epidémicos transmitidos de persona a persona o por vectores. En tales casos es necesaria la vigilancia del investigador sobre posibles nuevos casos que puedan confirmar la epidemia sospechada.
2. Diferencias significativas entre incidencia habitual y actual, pero no debidas a la existencia de un brote epidémico. A este respecto los factores que con más frecuencia conducen a diagnósticos erróneos son:
 - Mejora del sistema de notificación.
 - Detección de un aumento de casos por aparición de nuevas técnicas diagnósticas.
 - Presencia en el área de un médico con especial interés en la enfermedad en estudio.
 - Errores en la estimación de casos esperados.



E) CARACTERÍSTICAS DE PERSONA, LUGAR Y TIEMPO: FICHA EPIDEMIOLÓGICA

De cualquier forma, la definición de caso siempre debe incluir las características de persona, lugar y tiempo, que deben quedar plasmadas en la ficha epidemiológica destinada a la recogida de los datos.

Esta ficha debe incluir cuantos datos puedan estar relacionados con el factor sospechoso y cuantos factores posibles puedan estar relacionados con la infección.

Los datos que al menos deben incluirse en la ficha epidemiológica son:

Persona:

- Identificación, edad y sexo.
- Motivo del ingreso.
- Enfermedades subyacentes.
- Procedimientos y maniobras empleados: cirugía, catéteres, medicación.
- Personal encargado de la asistencia de los diferentes procedimientos.

Lugar:

- Habitación, quirófanos, traslados.

Tiempo:

- Fecha de ingreso, fecha de alta, fecha de traslados.
- Fecha de intervención, maniobras, periodos de exposición
- Fecha de comienzo.

8.2.2. BUSCAR CAUSAS Y SOLUCIONES

En la búsqueda de causas y soluciones, se ha de:

- Estudiar la información relevante y revisar la literatura, de existir ésta.
- Realizar un examen epidemiológico de los hechos.
- Generar y comprobar hipótesis.
- En función del tipo de brote, proceder a la recogida de muestras clínicas y/o ambientales.

La primera medida tras la confirmación del brote es la decisión de realizar un estudio epidemiológico completo que incluya el análisis y revisión de todos los eslabones de la cadena y la toma de muestras.

A) ESTUDIO DESCRIPTIVO

En toda investigación epidemiológica se debe realizar inicialmente un estudio descriptivo para caracterizar el brote en términos de persona, lugar y tiempo.

- La descripción de las características de persona (edad, sexo, trabajo, síntomas, etc.) permite realizar el diagnóstico de la enfermedad y además conocer cuál fue la población expuesta y sus experiencias comunes.
- La descripción de las características de lugar recoge la localización geográfica de los casos y orienta hacia la magnitud y extensión del brote. Permite establecer hipótesis acerca del lugar donde se produjo el contacto con el agente causal y conocer aspectos relevantes en relación con el brote estudiado.
- La descripción de las características de tiempo debe recoger el momento (la hora y día) en que se iniciaron los síntomas. Permite identificar el momento del inicio y finalización del suceso ocurrido, conocer el período de incubación (por ejemplo en el caso de un brote de toxiinfección alimentaria), y establecer la hipótesis acerca del germen responsable y del momento en que ocurrió la exposición.

B) GENERAR HIPÓTESIS

Con los datos obtenidos en el estudio descriptivo se establecerán hipótesis acerca del germen implicado, la fuente de infección y el modo de transmisión del brote.

La representación gráfica de la epidemia (tiempo y lugar) puede permitir sugerencias sobre la fuente común de exposición o el reservorio, el carácter explosivo de la epidemia, el periodo de incubación y el modo de transmisión concreto. El análisis del listado de los casos puede permitir generar hipótesis que asocie a la infección, así el sexo, el tipo de cirugía o su duración, el tipo de dispositivos utilizados en el paciente, determinado personal asistencial, medicaciones, etc.

C) COMPROBAR HIPÓTESIS

El análisis de los datos descriptivos mencionados será determinante para la elección del estudio analítico que permita comprobar las hipótesis en juego sobre la fuente y las vías de transmisión del brote y demostrarlas incluso mediante los estudios experimentales que fueran precisos.

D) RECOGIDA DE MUESTRAS CLÍNICAS Y AMBIENTALES. TESTS DE IDENTIFICACIÓN MICROBIOLÓGICA

En la investigación de un brote es fundamental la identificación del agente causal de la infección mediante el aislamiento del mismo en el paciente y en el reservorio

o fuente de infección y en particular de los fómites que han servido o pueden servir como vehículos de transmisión (muestras clínicas y muestras ambientales).

Es necesario identificar el agente en:

• **Muestras clínicas**

En la recogida de muestras clínicas deben de seguirse, como en cualquiera de ellas, unos criterios básicos:

- La muestra debe ser representativa del proceso infeccioso.
- Se debe recoger una cantidad adecuada de la misma.
- La toma se realizará en el momento más idóneo de acuerdo con el proceso infeccioso y en el lugar anatómico más apropiado.
- Todas las muestras se recogerán en recipientes estériles y serán transportadas al laboratorio en el menor tiempo posible.
- En determinados casos puede ser necesario el uso de medios de conservación, siempre que la muestra no vaya a ser procesada en un breve lapso de tiempo

• **Muestras ambientales**

Como regla general los cultivos de medio ambiente sólo deben realizarse en el estudio de brotes o con fines de investigación, y la toma de muestras ambientales se debe realizar según técnicas estándar.

8.2.3. DECLARACIÓN Y/O COMUNICACIÓN DEL BROTE A LAS AUTORIDADES Y ORGANISMOS COMPETENTES

Una medida que nunca debe olvidarse tras la confirmación y estudio de un brote es la declaración del mismo a la autoridad sanitaria.

Todos los pasos seguidos en la investigación del brote y sus resultados deben recogerse en un documento escrito que informe puntualmente a la dirección del centro y a los servicios implicados sobre la evolución del brote.

OBLIGACIÓN LEGAL DE DECLARAR:

- En España, el Real Decreto 2210/1995 por el que se crea la Red Nacional de Vigilancia epidemiológica, incluye los brotes epidémicos como procesos de declaración obligatoria.



- La Orden 9/1997, De 15 de enero, de la Consejería de Sanidad y Servicios Sociales, para el desarrollo del Decreto 184/1996, de 19 de diciembre, en lo que se refiere a la Enfermedades de Declaración Obligatoria, a las Situaciones Epidémicas y Brotes, y al Síndrome de Inmunodeficiencia Adquirida (SIDA) e Infección por Virus de la Inmunodeficiencia Humana (VIH). En su artículo 6, establece que a efectos de notificación se considerará brote o situación epidémica:
 1. La aparición de dos o más casos de la misma enfermedad asociados en tiempo, lugar y persona.
 2. El incremento significativo de casos en relación a los valores esperados. La agregación de casos de una enfermedad en un territorio y en un tiempo comprendido entre el mínimo y el máximo del período de incubación o latencia podrá ser considerado, también, indicativo de brote.
 3. La aparición de una enfermedad, problema o riesgo para la salud en una zona hasta entonces libre de ella.
 4. La presencia de cualquier proceso relevante de intoxicación aguda colectiva, imputable a causa accidental, manipulación o consumo.
 5. La aparición de cualquier incidencia de tipo catastrófico que afecte, o pueda afectar, a la salud de la comunidad.
- De acuerdo a lo establecido en la Orden 1087/2006, de 25 de mayo, de la Consejería de Sanidad y Consumo, por la que se crea el Sistema de Prevención y Vigilancia en materia de Infecciones Hospitalarias de la Comunidad de Madrid, en relación con el estudio y control de brotes epidémicos nosocomiales, son funciones del Servicio de Preventiva (Artículo 6.- Puntos 5 y 6):
 - Estudiar y controlar los brotes epidémicos nosocomiales. Los resultados del estudio y la propuesta de medidas de control serán comunicados a la Dirección y a la Comisión de Infecciones, Profilaxis y Política Antibiótica del Hospital.
 - Notificar al Instituto de Salud Pública de la Comunidad de Madrid el resultado de la investigación epidemiológica y las medidas de control establecidas en los brotes nosocomiales.

8.3. CONTROL DE UN BROTE: ESTABLECER UN PLAN DE MEJORA

El plan de mejora implica:

- Definir e implantar unas medidas de control.
- Evaluar resultados.

8.3.1. MEDIDAS DE CONTROL

En la mayoría de las ocasiones el control de un brote precisa la aplicación de medidas generales y de medidas específicas.

A) MEDIDAS GENERALES

Las medidas rutinarias en el control de la infección endémica deben ser útiles para el control de los brotes. Estas medidas se concretan en la puesta en marcha de la precauciones estándar, de las precauciones de aislamiento según el mecanismo de transmisión y en las técnicas asépticas de inserción y de cuidados de los dispositivos y de los procedimientos. Se destaca además la importancia de las siguientes recomendaciones:

- El lavado estricto de manos entre pacientes.
- La limitación del uso y duración de los dispositivos (sondas urinarias, catéteres venosos, etc.).
- Uso estricto del protocolo escrito para todo procedimiento, que debe estar disponible en todo momento para todo el personal que precise consultarlo.

B) MEDIDAS ESPECÍFICAS

Es importante identificar cuanto antes la causa inmediata del brote para poder diseñar las medidas directas que corrijan el problema.

C) OTRAS MEDIDAS A CONSIDERAR EN EL CONTROL DE UN BROTE SON:

- Considerar la conveniencia de activar altas y acortar estancias siempre que ello no suponga el traslado del problema a otro lugar contribuyendo así a su expansión.
- Valorar la necesidad de aislar a los pacientes, agrupándolos por afectación u otras características de riesgo y dedicar un personal que se encargue exclusivamente del cuidado de los pacientes afectados.



8.3.2. EVALUAR RESULTADOS

Establecidas las medidas para controlar el brote, deberá vigilarse activamente y con rigor su cumplimiento y evaluar los resultados sobre el control del brote.

8.4. BIBLIOGRAFÍA

1. García de Jalón J, Astier P, Polo ME, Escobar E. Estudio de brotes nosocomiales. *Anales Sis San Navarra*. 2000, 23 (Supl.2): 49-68.
2. Navarro JF, Haro AM, González A, Galicia M^oD, Cuchi C, Millas J. Los Servicios de Medicina Preventiva y el Estudio de Brotes Comunitarios en el Hospital. Propuesta de un modelo de formulario que optimiza la recogida de información. *Medicina Preventiva*. 2006, 12 (1): 17-26.
3. Flores Henríquez G, Ortiz Farías E, Schwarzmann D, Moreno X, Castillo N. Manejo de brotes epidémicos. En: Flores Henríquez G, Ortiz Farías E. *Manual de Infecciones Intrahospitalarias*. Servicio de Neonatología. Villa San Rafael: Hospital Puerto Montt; 2002.
4. Tema 8. Plan de Actuación ante un posible brote epidémico. Guía para la prevención y control de la Infección en el Hospital. Comisión Clínica de Infecciones. Hospital La Paz. Madrid. 2003. pág.160-173.
5. Servicio Andaluz de Salud y Dirección General de Ordenación Sanitaria; Consejería de Salud y Servicios Sociales. *Investigación de brotes epidémicos*, 1988. Junta de Andalucía; 1988.
6. Red Nacional de Vigilancia epidemiológica. Real Decreto 2210/1995 de 28 de diciembre. *Boletín Oficial del Estado*, nº 21, (24-1-1996).
7. Orden 9 de 15 de enero de 1997 para el desarrollo del Decreto 184/1996, de 19 de diciembre, en lo que se refiere a la Enfermedades de Declaración Obligatoria, a las Situaciones Epidémicas y Brotes y al Síndrome de Inmunodeficiencia Adquirida (SIDA) e Infección por Virus de la Inmunodeficiencia Humana (VIH). *Boletín Oficial de la Comunidad de Madrid*, nº18, (22 de enero de 1997).
8. Orden 1087 de 25 de mayo de 2006 por la que se crea el Sistema de Prevención y Vigilancia en materia de Infecciones Hospitalarias de la Comunidad de Madrid. *Boletín Oficial de la Comunidad de Madrid*, nº 136, (6 de junio de 2006).
9. Programa de Control de Brotes Epidémicos de origen hídrico y alimentario. Dirección General de Salud Pública. Tenerife. Febrero 1998.



9. Prevención y control de las infecciones de origen ambiental



9.1. Aire

9.2. Agua

9.3. Prevención de las toxiinfecciones de origen alimentario

9.4. Residuos biosanitarios

9.5. Bibliografía

Anexo: Residuos biosanitarios especiales (Clase III)

AUTORES:

- Peláez Ros, Beatriz y Andrade Lobato, Raquel ⁽¹⁾
- Rodríguez Caravaca, Gil ⁽²⁾
- González Solana, Ildefonso ⁽³⁾

⁽¹⁾ Laboratorio de Higiene Hospitalaria, Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Clínico San Carlos.

⁽²⁾ Unidad de Medicina Preventiva. Fundación Hospital Alcorcón.

⁽³⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Central de la Cruz Roja "San José y Santa Adela".

9.1. AIRE

9.1.1. PREVENCIÓN DE LAS MICOSIS OPORTUNISTAS

Los hongos ambientales oportunistas se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza, variando la concentración de esporas y conidias fúngicas en el aire exterior en función de las condiciones climatológicas y ecológicas. Se cultivan habitualmente en el suelo, aire y vegetación. Se aíslan en muestras de aire no filtrado, sistemas de aire acondicionado, en superficies, alimentos, plantas ornamentales, celulosa de muebles, papel de las paredes y polvo doméstico. Se puede encontrar rutinariamente en el aire de hospitales y medio ambiente del interior de edificios. Su concentración aumenta durante la realización de obras.

Las especies ambientales oportunistas son actualmente muy numerosas, y su ampliación es ilimitada. El género *Aspergillus* y particularmente *A. fumigatus* es el más frecuentemente implicado. Entendemos por aspergilosis invasora la demostración de que microorganismos del género *Aspergillus* infiltran e invaden tejidos, ordinariamente estériles. Los factores del huésped constituyen la condición que predispone a la infección invasiva. El mecanismo de transmisión es indirecto por la vía aérea, a partir de esporas o conidias fúngicas en suspensión. Hasta el momento no hay evidencia de transmisión cruzada por las manos del personal hospitalario, mecanismo implicado frecuentemente en otras infecciones nosocomiales.

Dos son las principales puertas de entrada implicadas en las micosis invasoras. La primera y más frecuente es la inhalación de elementos fúngicos. El segundo mecanismo, menos frecuente, pero de igual importancia, es la inoculación por traumatismo abierto o cirugía.

No obstante, una proporción de las micosis invasoras, fundamentalmente con puerta de entrada respiratoria, que se desarrollan durante la estancia hospitalaria, son endógenas habiéndose colonizado previamente el paciente extrahospitalariamente antes de su ingreso.

A) PACIENTES Y ZONAS DE RIESGO

• Pacientes de riesgo

Se consideran pacientes con riesgo elevado de sufrir aspergilosis invasora a los pertenecientes a uno o más de los siguientes grupos:

- Pacientes sometidos a cirugía con implantación de material protésico. Particularmente aquellas intervenciones en las que, caso de infectarse dicho material, la retirada del mismo sea imposible o tenga una elevada morbi-mortalidad.

- Pacientes inmunodeprimidos y neutropénicos, particularmente en aquellos en los que la neutropenia se prevé larga y hayan sido sometidos a tratamiento antibacteriano.
- Pacientes inmunodeprimidos no neutropénicos, especialmente la población sometida a trasplantes de órganos y durante el periodo inmediatamente postquirúrgico o de máxima inmunosupresión. Ese periodo en la mayoría de los casos se prolonga, al menos, hasta los 6 meses después del trasplante.
- Pacientes con enfermedades crónicas pulmonares que están siendo sometidos a tratamiento inmunodepresor, en especial los que reciben corticosteroides a dosis elevadas.
- Pacientes VIH positivos en estadios muy avanzados de su enfermedad y con mala respuesta al tratamiento antirretroviral.

• Zonas de riesgo

Las zonas hospitalarias de alto riesgo de micosis oportunista de origen ambiental son:

- Quirófanos: Cirugía cardíaca y vascular, neurocirugía, trasplante de órganos y cirugías con implante de material protésico (oftalmológica, traumatológica).
- Unidades de aislamiento protector para la hospitalización de pacientes inmunodeprimidos

Otras zonas críticas como son otros quirófanos, unidades de cuidados intensivos, zonas de hospitalización de pacientes oncológicos, recuperaciones quirúrgicas y unidades de quemados, deben considerarse de riesgo intermedio.

Las medidas de prevención y control pueden dividirse en aquellas que tienen por misión evitar la presencia en el aire de cantidades elevadas de esporas de hongos filamentosos y las encaminadas a la eliminación de factores de riesgo en pacientes susceptibles

B) MEDIDAS PARA DISMINUIR LA CONTAMINACIÓN MICROBIANA AMBIENTAL

• Suministro de aire filtrado

El nivel de filtración debe estar en función de la susceptibilidad de los pacientes. Existen tres escalones de filtración (triple nivel), el prefiltro que retiene partículas gruesas; el filtro de alta eficacia, con una eficacia del 90%, y el filtro absoluto o HEPA con una eficacia del 99,97% ó 99,99% sobre partículas iguales o superiores a 0,3 μm . En cada nivel de filtración se debe instalar un manómetro para medir la presión diferencial, y

de esta manera se conocerá la saturación de los filtros. Las zonas de alto riesgo deben disponer de los tres escalones de filtración y sin recirculación (todo aire exterior). En las unidades de aislamiento protector para pacientes inmunodeprimidos, la filtración por filtros absolutos es una medida recomendada por el CDC como categoría IB. En la *tabla 1* se muestran las principales características de los sistemas de climatización en bloques quirúrgicos y otras zonas críticas.

Se tendrá especial cuidado en la fase de diseño de las instalaciones de climatización la disposición espacial de las rejillas o difusores de impulsión y extracción, de forma que no se produzcan choques de aire que impidan el completo y homogéneo barrido del aire filtrado en la sala.

TABLA 1. CARACTERÍSTICAS DEL SISTEMA DE CLIMATIZACIÓN DE LOS BLOQUES QUIRÚRGICOS, UNIDADES DE AISLAMIENTO PROTECTOR Y OTRAS ZONAS CRÍTICAS

ÁREA	NIVEL DE FILTRACIÓN	NÚMERO DE RENOVACIONES/HORA	TEMPERATURA (°C)	HÚMEDAD RELATIVA (%)
BLOQUE QUIRÚRGICO	Triple ⁽¹⁾	15-20	22-25	45-60%
BLOQUE OBSTÉTRICO	Doble ⁽²⁾	10-15	24-26	50-60%
MEDICINA INTENSIVA	Triple	8-10	24-26	50-60%
AISLAMIENTO PROTECTOR	Triple	15-20	24-26	50-60%
ONCOLOGÍA	Doble	8-10	24-26	50-60%
NEONATOLOGÍA	Doble	8-10	24-26	50-60%

⁽¹⁾ Prefiltro (10%), filtro de alta eficacia (90%) y filtros terminales HEPA (99,97% ó 99,99%)

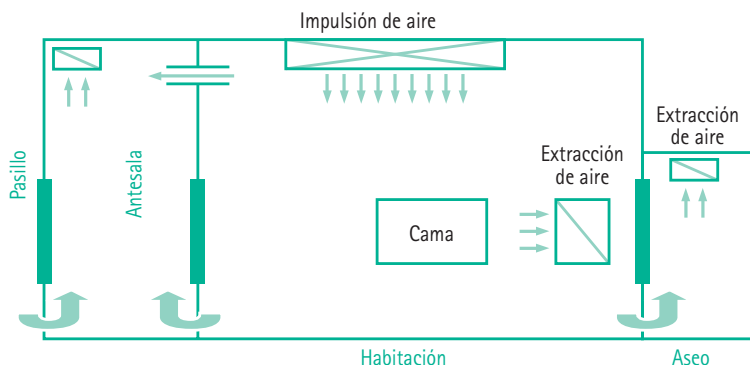
⁽²⁾ Prefiltro (10%), filtro de alta eficacia (90%)

• Presión positiva

En los quirófanos, el mantenimiento de una correcta presión positiva, evitará la entrada de aire del exterior sin filtrar en la apertura de puertas. (Caudal de aire de impulsión 15% superior al caudal de aire de extracción).

Para mantener la presión positiva en una unidad de aislamiento protector debe existir una antesala (o esclusa) en depresión respecto a la habitación, de forma que se mantenga el gradiente de presión. Ver *figura 1*.



FIGURA 1. ESQUEMA DE PRESIÓN DIFERENCIAL EN UNA HABITACIÓN DE AISLAMIENTO PROTECTOR**• Número de cambios de aire/hora adecuado para la renovación**

Se considera adecuado 15-20 cambios/hora.

• Mantenimiento del sistema de climatización

- Temperatura y humedad adecuadas. En quirófanos se recomienda una temperatura entre 22 y 25°C, con un porcentaje de humedad relativa entre 45 y 60%. Porcentajes superiores al 60% se asocian a aumento de contaminación fúngica.
- Limpieza de rejillas (impulsión y extracción) rutinariamente cada vez que se limpien las paredes. Se desmontarán y se limpiarán detalladamente al menos cada 6 meses o lo necesario para mantenerse higiénicamente limpias.
- Funcionamiento: En los quirófanos de alto riesgo, el sistema de climatización se debe mantener en funcionamiento constantemente para evitar la contaminación de los conductos. En su defecto, se pueden disminuir al finalizar la actividad los caudales de impulsión y extracción al 50% del nivel requerido. En caso de desconectar el sistema, se debe conectar al menos 2 horas antes del inicio de las intervenciones.

- **Mantenimiento:** la verificación y sustitución de los filtros del sistema de climatización se llevará a cabo con la periodicidad detallada en la *tabla 2*. El mantenimiento del resto de componentes del sistema (baterías, humidificadores, ventiladores, silenciadores, etc.) se realizará según recomendaciones de los instaladores y fabricantes. Se llevará un registro de todas las actuaciones técnicas de mantenimiento y conservación.

TABLA 2. VERIFICACIÓN Y SUSTITUCIÓN DE LOS FILTROS DE LOS SISTEMAS DE CLIMATIZACIÓN

TIPO DE FILTRO	PERIODICIDAD	
	VERIFICACIÓN	SUSTITUCIÓN
PREFILTRO	Semanal	Semestral
FILTRO ALTA EFICACIA	Mensual	Anual
FILTRO HEPA	Mensual	Bianual*

* Según necesidad. Duración máxima de 2 años.

• **Medidas higiénicas complementarias**

- Limpieza de superficies (ver capítulo 3).
- Evitar desconchones en las paredes o suelos, así como deterioro del mobiliario.
- Vestimenta adecuada del personal.
- Mantenimiento de puertas cerradas.

C) MEDIDAS DIRIGIDAS A CORREGIR O MINIMIZAR LOS FACTORES DE RIESGO DEL PACIENTE

- Debe evitarse la cirugía programada con implantación de material protésico (antes definida) durante periodos en los que no pueda garantizarse una adecuada calidad del aire en el quirófano.
- Deben minimizarse los desplazamientos de pacientes inmunodeprimidos fuera de las áreas con ambiente protegido. En caso de ser necesarios dichos desplazamientos deben hacerse con mascarillas de buen ajuste.
- Debe evitarse la cirugía de trasplantes en periodos en los que no pueda garantizarse la adecuada calidad del aire.
- La práctica de realizar profilaxis con antifúngicos en pacientes con muy alto riesgo es aceptable, aunque de valor insuficientemente demostrado.



- La profilaxis antifúngica en otras circunstancias tiene un carácter más empírico y con una base científica todavía más débil.

D) MEDICIÓN DE LA CONTAMINACIÓN MICROBIANA AMBIENTAL

• Finalidad

La medición de la contaminación microbiana aérea en zonas hospitalarias de alto riesgo con ventilación artificial es un complemento al correcto mantenimiento higiénico de la instalación y al control rutinario del funcionamiento. La finalidad de esta medición es detectar posibles aumentos de los niveles fúngicos y/o bacterianos, bien debidas a contaminación del sistema de ventilación (aún con controles de funcionamiento correctos), o a reservorios ambientales o defectos higiénicos no apreciados; y constituir un registro de calidad ambiental.

• Periodicidad

No hay datos que soporten una periodicidad determinada. Puede ser sugerible para las zonas de alto riesgo una vez al mes, lo que permitirá un seguimiento continuo de acuerdo con la finalidad definida en el apartado anterior. En zonas de riesgo intermedio puede ser aconsejable una periodicidad trimestral. El muestreo estará indicado también ante la detección de cualquier anomalía en el funcionamiento del sistema de climatización; ante la aparición de un brote epidémico, como herramienta de investigación epidemiológica; durante la construcción fuera o dentro de áreas cercanas a pacientes de alto riesgo susceptibles de infección; y antes de iniciar la ocupación de un área especialmente controlada por albergar este tipo de pacientes o procedimientos.

• Factores que pueden influir en la medición

- Método de muestreo y metodología microbiológica
- Caudal del aparato muestreador
- Volumen de la muestra
- Lugar en que se realice la muestra
- Número de personas presentes
- Movimiento de personas u objetos
- Apertura de puertas mientras se realiza la muestra.

• Metodología

Método de muestreo

Se debe utilizar un método volumétrico y por impacto, preferiblemente por aspiración. Existen distintos aparatos de este tipo disponibles, con diferentes características en cuanto al caudal de aspiración, el cabezal, y el tamaño de la



placa soporte de medio de cultivo necesaria. El único muestreador disponible por centrifugación utiliza unas tiras de plástico compartimentadas con medio de cultivo. Se debe utilizar un cabezal estéril para cada muestra. Si no es posible, empezar por las muestras de la impulsión y desinfectar entre cada muestra con una gasa estéril impregnada en alcohol de 70°C.

Volumen total

El volumen total a muestrear dependerá del nivel de contaminación esperado. En general, en zonas con tres niveles de filtración se deben muestrear volúmenes próximos al metro cúbico de aire (volumen mínimo 500 l). Volúmenes mayores supone un tiempo de muestreo excesivo, aumentando la dificultad de controlar los distintos factores que pueden influir en el resultado. El volumen máximo por muestra dependerá de las recomendaciones del fabricante del equipo empleado, oscilando en los distintos equipos entre 300 litros y 1 metro cúbico. Volúmenes mayores al recomendado pueden llevar a una disminución de la sensibilidad, bien por sequedad del medio de cultivo o por impacto de microorganismos sobre puntos impactados. Algunos muestreadores adjuntan una tabla de conversión para recuentos altos que elimina el factor de pérdida de sensibilidad por impacto sobre puntos impactados.

Lugar del muestreo

Las tomas se deben realizar en la entrada del aire a la sala (rejilla de impulsión) y en el centro del quirófano o habitación, a una altura aproximada del suelo de 1 metro. Mantener las puertas cerradas durante la medición. Para quirófanos, el personal realizará las tomas en condiciones asépticas y llevará vestimenta de quirófano, con gorro, mascarilla y guantes estériles.

- Muestras de la impulsión: Tomar al menos dos muestras por quirófano o sala, de dos rejillas de impulsión distintas si las hubiere, de 500 litros cada una. Acercar el muestreador a la rejilla de impulsión sin tocarla.
- Muestras del centro de la sala: Una muestra de 500 litros a una altura aproximada de 1 metro, cerca de la camilla en los quirófanos. En salas grandes (UCL...) es preferible realizar al menos dos muestras.

Momento

En los quirófanos se debe realizar el muestreo antes del inicio de la actividad, ya que influirán menos factores y los resultados serán más reproducibles e interpretables. Si se considera oportuno, se puede repetir el muestreo al finalizar la actividad.

Medios de cultivo

Para recuento fúngico conviene utilizar un medio apropiado para hongos (ej. agar Sabouraud o agar rosa de Bengala) con antibióticos que inhiban el crecimiento bacteriano. Para el recuento bacteriano, se recomienda utilizar un medio

general para la recuperación de bacterias aerobias totales como por ejemplo el agar Triptosa soja, agar Plate Count o agar Sangre.

Temperatura y tiempo de incubación

La temperatura óptima de crecimiento de la mayoría de los hongos ambientales oportunista es de 30°C. Ésta, será la temperatura adecuada si se utilizan los resultados como indicador de contaminación fúngica. Si se existe indicación epidemiológica de investigar una especie fúngica termotolerante (37°C) (Ej. *Aspergillus fumigatus*) será conveniente utilizar esta temperatura para inhibir el crecimiento de otros hongos ambientales. La incubación se debe mantener 5 días, con lectura diaria.

En el caso de las bacterias, es suficiente una incubación a 35°C durante 48 horas.

• Niveles de contaminación aceptables

Zonas de alto riesgo

El tercer nivel de filtración (filtro absoluto) supone una reducción de las esporas y conidias fúngicas del aire de la zona respecto al aire exterior de al menos el 99,97%, pero no su absoluta esterilidad. La superficie interior de los conductos de impulsión del aire filtrado y el medioambiente del quirófano (suelo, superficies, equipo), aún limpios, tampoco son estériles. Por tanto el cultivo de niveles bajos de hongos ambientales en muestras de aire procedentes de quirófanos u otras zonas de riesgo con los tres niveles de filtración, aunque no deseable, no es un hallazgo infrecuente. Dado los múltiples factores que influyen en la medición, la interpretación de los recuentos de esporas debe hacerse con precaución y no es posible determinar un nivel estricto de contaminación aceptable. Por otra parte, los resultados dependerán también de las características específicas del sistema de climatización instalado. Niveles próximos a 1 ufc/m³ de aire, con la metodología antes citada, son habituales en muestras de quirófanos convencionales. Debe hacer sospechar la existencia de un posible reservorio medioambiental la repetición de la misma especie fúngica en varias muestras de un quirófano o bloque, o un aumento en los niveles sobre cifras obtenidas habitualmente tanto de hongos como de bacterias. Las muestras tomadas de la entrada del aire a la sala (rejilla de impulsión) valoran el sistema de climatización. Las muestras del centro del quirófano se relacionan con el sistema de climatización y con el estado higiénico de la sala. Es habitual encontrar recuentos 2-3 veces superiores en las muestras obtenidas en el centro de la sala que en la muestra obtenida de la entrada de aire.

Zonas de riesgo intermedio

En las zonas definidas como de riesgo intermedio anteriormente (UCIs, etc.) los niveles esperados estarán en función del tipo de ventilación y la estructura de la zona. Por otra parte en estas zonas los distintos factores que pueden influir

en la medición son más difíciles de controlar, por lo que es difícil la interpretación de un resultado aislado sin unos niveles de referencia por un seguimiento continuado.

• **Valoración de los resultados de la medición de la contaminación ambiental en zonas de alto riesgo**

La escasa literatura existente al respecto, nos impide establecer criterios de aceptabilidad consensuados para los recuentos bacterianos.

Por tanto, a continuación se detalla la valoración de los resultados correspondientes a la contaminación fúngica ambiental.

1. Ausencia de crecimiento en las dos muestras de la impulsión y en la muestra del centro → Correcto. Registrar
2. Crecimiento de hongos ambientales en una de las muestras de la impulsión (media $< 1 \text{ ufc/m}^3$).
 - Muestra del centro: Ausencia de crecimiento → Registrar. Considerar en la valoración de la medición del siguiente muestreo mensual.
 - Muestra del centro: Crecimiento fúngico → Actuación (ver apartado siguiente).
3. Crecimiento de hongos ambientales en la impulsión. Media $\geq 1 \text{ ufc/m}^3$. → Actuación.
4. Crecimiento de hongos ambientales en la muestra del centro, con ausencia de crecimiento en las muestras de la impulsión
 - Recuento $\leq 2 \text{ ufc/m}^3$ → Registrar. Considerar en la valoración de la medición del siguiente muestreo mensual.
 - Recuento $> 2 \text{ ufc/m}^3$. → Actuación.

• **Actuación ante resultados adversos**

1. **Actuación inicial**

Resultados incorrectos en muestras de la impulsión

- Verificación del correcto funcionamiento del sistema de climatización (responsabilidad de los Servicios Técnicos).
- Verificación y en su caso sustitución de filtros (responsabilidad de los Servicios Técnicos).



Resultados incorrectos en las muestras del centro

- Revisión higiénica del quirófano o zona de riesgo y si se precisa, medidas correctoras (Responsabilidad de los Servicios de Medicina Preventiva).

2. Repetición del muestreo

Se deberá repetir el muestreo tras la aplicación de las medidas correctoras.

3. Confirmación de resultados adversos

Ante la persistencia de resultados incorrectos en cualquiera de las localizaciones, se recomiendan las siguientes actuaciones:

Muestras de la impulsión:

- Cierre del quirófano o Unidad de riesgo
- Muestreo del sistema de climatización
 - Cara anterior y posterior de los filtros (si no se hubieran cambiado).
 - Aire del conducto de impulsión después de los distintos niveles de filtración.
 - Superficie interna de conductos.
 - Superficie de rejillas de impulsión y extracción.

Si se confirma la contaminación del sistema de climatización

- Diagnóstico, limpieza y desinfección del sistema de climatización (empresa especializada).
- Limpieza del bloque quirúrgico.
- Repetición del muestreo.

Muestras del centro

Persistencia de resultados incorrectos con ausencia de crecimiento en las muestras de la impulsión: cierre del quirófano o unidad de riesgo y búsqueda de foco ambiental.

E) LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN DEL SISTEMA DE CLIMATIZACIÓN

Estas recomendaciones no se refieren a las medidas de limpieza y desinfección de reservorios húmedos de los sistemas de climatización que se relacionan con los procedimientos recomendados para la prevención de legionelosis.

• Limpieza

Hay que resaltar por encima de la desinfección, la importancia de la limpieza de los conductos del sistema de climatización. Los microorganismos en el interior de los conductos están vehiculizados en polvo y suciedad existente. Las instalaciones de aire



acondicionado deberían permitir el acceso fácil a la limpieza. La actuación de limpieza del interior de los conductos puede realizarse por tres métodos: aspiración por contacto (manual), cepillado mecánico, o aire a presión, combinándolo con aspiración con un equipo con filtros absolutos. El método a elegir dependerá de las características de la instalación.

- **Desinfección**

La desinfección de la superficie interior de los conductos es un complemento a la limpieza de los mismos. El desinfectante seleccionado debe ser compatible con el material del conducto; no ser tóxico, o poderse eliminar completamente después de la desinfección, antes de la utilización de la zona; y tener una buena acción bactericida y fungicida.

- **Periodicidad**

Los conductos de aspiración de aire exterior (previos al filtro absoluto) y los elementos internos de las unidades climatizadoras, se deberán limpiar anualmente. La actuación de limpieza y desinfección de todo el sistema es una medida costosa y que obliga a paralizar la actividad quirúrgica o asistencial en la zona en que se realiza. Por tanto deberá realizarse solo cuando sea necesaria. La periodicidad de la actuación, de forma preventiva, en ausencia de problema detectable, dependerá del tipo de instalación y el mantenimiento al que ha sido sometida. Se puede sugerir un diagnóstico previo por visualización del interior de los conductos al menos cada cinco años. La visualización de acúmulos de polvo, óxido o gotas de agua, son signos que indican la necesidad de una actuación.

F) MEDIDAS PREVENTIVAS Y DE CONTROL EN OBRAS DE REMODELACIÓN Y CONSTRUCCIÓN

- **Importancia de las infecciones asociadas a las obras**

El mantenimiento en condiciones óptimas de las instalaciones sanitarias es un factor esencial, no sólo para evitar riesgos, sino para garantizar la calidad asistencial de las prestaciones sanitarias. Es un hecho demostrado que el polvo y escombros que se generan en un proceso de construcción o remodelación que tenga lugar dentro o en las proximidades del hospital puede ser vehículo de transmisión de microorganismos oportunistas (hongos) y por tanto, de aumento de riesgo de contaminación del ambiente. Es esta circunstancia probada la que obliga a adoptar unas medidas preventivas especiales en relación con las obras.

La prevención de infección durante la realización de obras hospitalarias o en sus proximidades requiere una organización hospitalaria específica antes y durante el periodo de realización de las obras, capaz de adoptar una estrategia integrada de lucha

contra la infección. Esta estrategia deberá incluir una evaluación del nivel de riesgo ligado al proyecto de obra, que será determinante en la elección de las medidas de protección específicas a aplicar en cada caso.

Los proyectos de construcción y remodelación de instalaciones hospitalarias suponen un reto muy especial para el personal encargado de la prevención y control de la infección, que deberá participar en todas las fases de las obras para asesorar y asegurarse del cumplimiento adecuado de las medidas de prevención y control de la infección.

• Necesidad de coordinación

Ante un proyecto de obra o reforma de las instalaciones hospitalarias, un grupo multidisciplinar, con representación del personal implicado, debe planificar las estrategias de prevención de transmisión de la infección. Estas deben ser referidas tanto a las condiciones higiénicas del diseño de la zona en reforma como a las medidas a adoptar durante la ejecución de la obra y a las actuaciones a realizar previas a la apertura de la zona construida o reformada.

• Actitud en relación con obras

Se ha demostrado un aumento de la concentración de hongos durante obras de remodelación y hay descritos numerosos brotes de infección nosocomial en relación con obras. Este hecho obliga a unas medidas preventivas especiales en relación con actividades de obras.

a) Recomendaciones generales

- Aislamiento de zonas de obras adyacentes o en el interior del hospital mediante la instalación de barreras adecuadas durante la duración de las mismas.
- Empleo de cortinas de agua u otros métodos que favorezcan el rápido depósito de partículas en suspensión durante las maniobras que las generen.
- Humidificación de escombros y de áreas polvorientas cuando vayan a ser removidos o exista probabilidad de viento.
- Retirada de materiales de obras en contenedores cubiertos y durante horas de menor actividad hospitalaria y por circuitos establecidos.
- Deben minimizarse las aperturas de puertas y ventanas que permitan la entrada de polvo.
- Debe asegurarse el adecuado funcionamiento y mantenimiento de todos los sistemas de toma de aire y climatización, intensificando el habitual programa de vigilancia. Es particularmente necesario comprobar la limpieza y el correcto estado de los filtros antes de procesos de demolición y movimiento de tierras.
- Debe asegurarse la limpieza y el correcto funcionamiento de las torres de refrigeración.

- Debe evitarse la circulación innecesaria de personas por las zonas en obras o cercanas a las mismas.
- Tras demoliciones o grandes movimientos de tierra se verificará el correcto funcionamiento de los sistemas de filtración y la calidad del aire en quirófanos y unidades especiales antes de reiniciar su actividad

b) Obras dentro del bloque quirúrgico o zona de riesgo

Suponen la suspensión de la actividad quirúrgica. Obras dentro de una unidad de aislamiento protector, obligan al traslado previo de los pacientes. Se deberán tomar las medidas necesarias para evitar la contaminación de los conductos del sistema de climatización por el polvo de la obra, tapando totalmente las rejillas tanto de impulsión como de extracción y desconectando el sistema de climatización.

c) Obras menores dentro de zonas de riesgo intermedio (UCIs, etc.)

Deben ser valoradas en cada caso, suponiendo la necesidad de dictar medidas previas de barrera (muros o puertas selladas) que eviten la exposición de los pacientes al polvo, el traslado en su caso de los pacientes cercanos a la obra y el refuerzo de la limpieza. Obras mayores suponen el traslado de pacientes y el cierre de la zona.

d) Obras exteriores, próximas a la toma de aire exterior,

Obligan a aumentar los controles de funcionamiento del sistema de filtración, ya que los filtros pueden colmatarse mucho antes por el polvo de la obra.

e) Obras interiores, próximas a la zona de riesgo o comunicadas directa o indirectamente con ella

Deben ser valoradas en cada caso. Se mantendrá la actividad normalmente solo si es posible aislar la zona de riesgo totalmente con medidas de barrera (muros, puertas selladas herméticamente). Si es necesario, se dictarán normas transitorias de circulación del personal y/o pacientes, y se reforzará la limpieza de la zona de tránsito entre la zona de riesgo y la zona de obra. En obras de envergadura se requiere la presurización negativa de la zona en obra.

9.1.2. DISEÑO Y ARQUITECTURA DE BLOQUES QUIRÚRGICOS

La configuración arquitectónica y los equipos e instalaciones de los Bloques Quirúrgicos influyen directamente en la incidencia de las infecciones quirúrgicas.

El Bloque Quirúrgico, que implica el agrupamiento de todos los locales relacionados con la actividad quirúrgica, debe estar situado en un área bien definida, separada de la circulación general de hospital y con entradas y salidas restringidas. Todos los diseños, aunque aparentemente sean diferentes, responden a unos criterios generales.



Los comúnmente aceptados hasta el momento pueden resumirse en los siguientes puntos:

- El Bloque diferenciará claramente tres zonas:
 - Zona Limpia con condiciones de máximo control y limpieza.
 - Zona Sucia donde se produce toda la salida y circulación del material sucio
 - Zona Filtro para entrada y salida de enfermos, personal sanitario y material.
- La organización de las áreas debe permitir el paso progresivo a través de zonas filtro, desde las zonas sucias hasta las limpias.
- El personal sanitario que trabaje en la zona limpia debe poder acceder a las diferentes áreas sin atravesar las zonas sucias.
- El material sucio saldrá del Bloque Quirúrgico sin atravesar las zonas limpias.

Según estas premisas, la circulación se establece de la siguiente forma:

- Por el pasillo de limpio circulará el material estéril, pacientes pre y postquirúrgicos y personal sanitario antes y después de la cirugía.
- Por el pasillo de sucio circulará todo el material utilizado en la cirugía.
- Los vestuarios actuarán como filtro desde el pasillo del Hospital hasta el pasillo de limpio.

Para los requerimientos mínimos de estructura física e instalaciones con los que debe contar un Bloque Quirúrgico debemos atenernos a las condiciones y requisitos que vienen fijados por la normativa para el área en los Decretos y Órdenes de autorización de centros sanitarios, tanto a nivel estatal, como de las CCAA, donde se detallan los requisitos que tienen que cumplir.

A modo de ejemplo, señalamos algunas recomendaciones:

- La entrada principal al pasillo de limpio no dispondrá de felpudos adherentes ni similar por constituir un reservorio de microorganismos.
- El Bloque Quirúrgico no poseerá ventanas practicables ni salidas directas al exterior (nivel calle).
- Un local para el lavado de instrumental y esterilización en punto de uso.

- Zona de almacén de material e instrumental limpio y/o estéril.
- Lavamanos: deberá existir un lavamanos por quirófano con 2 ó 3 lavabos. Poseerá agua fría y caliente de acción por pedal o mando de codo y con visibilidad a la sala quirúrgica.
- Salas Quirúrgicas:
 - Todo el Bloque Quirúrgico dispondrá de una instalación de climatización tanto en quirófanos como en los pasillos y áreas colindantes. Las características de climatización de las salas quirúrgicas se han descrito en apartados anteriores. Es muy recomendable que, al menos los pasillos de limpio y sucio, posean triple nivel de filtración para evitar que durante la apertura de puertas entre aire "contaminado" sin filtrar.
 - Deben tener un sobretecho compartimentado y perfectamente aislado de los espacios adyacentes para prevenir riesgos y contaminaciones ambientales, por el cuál se canalicen los conductos de climatización, la conducción eléctrica, gases (anestésicos, CO₂, aspiración, etc.) y la señal de videotelevisión.
 - Se instalarán puertas abatibles o eléctricas que permitan mantener la presión positiva en el interior del quirófano.
 - No se recomienda la existencia de ventanas de guillotina.
 - No se utilizarán materiales que contengan madera.
 - El suelo debe de ser no poroso, sin juntas, de material lavable. Cuando se utilicen materiales moldeables (laminas de vinilo) deberá instalarse elevándolo por la pared 3-4 cm.
 - Las paredes deberán ser lisas, sin juntas y de material lavable. La pintura epoxi tiene tendencia a desprenderse, por lo que se recomienda el uso de materiales alternativos.



9.2. AGUA

9.2.1. CONTROL DE LA POTABILIDAD DEL AGUA

Agua potable es aquella que, bien en su estado natural o después de un tratamiento adecuado, es apta para el consumo humano y no produce ningún efecto perjudicial para la salud. Debe ser limpia, transparente, sin olores o sabores desagradables y estar libre de contaminantes. A efectos del R.D. 140/2003 de 7 de febrero, se considera que el agua de consumo humano es salubre y limpia cuando no contenga ningún tipo de microorganismo, parásito o sustancia, en una cantidad o concentración que pueda suponer un riesgo para la salud humana, cumpliendo con los requisitos establecidos en dicha normativa.

Se denomina contaminación a la introducción en el medio, por parte del hombre de sustancias o formas de energía que altera la calidad natural del agua, impidiendo que sea adecuada al uso al que se destina. La contaminación química o biológica de la red de distribución de agua puede producir intoxicaciones y enfermedades que afectan seriamente a la Salud Pública. Los contaminantes microbiológicos pueden causar enfermedades de rápida aparición que pueden afectar a un gran número de personas (fiebre tifoidea, salmonelosis, hepatitis A y legionelosis).

La responsabilidad de los gestores de abastecimiento de agua finaliza en el punto de entrega al centro hospitalario. Por tanto, es competencia del hospital el control de la calidad del agua en toda la red de distribución del edificio, con el fin de evitar posibles contaminaciones.

A) MEDIDAS PREVENTIVAS Y DE CONTROL

El mantenimiento de la red de distribución en perfecto estado es de suma importancia a la hora de suministrar agua de calidad y evitar contaminaciones posteriores al tratamiento desinfectante. En la red de distribución la existencia de fondos de saco, averías frecuentes, materiales no adecuados, y la formación de biofilms pueden ser factores determinantes en la contaminación del agua.

Las medidas preventivas que pueden instaurarse durante la fase de diseño y conservación de la red consisten en:

- Preferentemente se optará por estructuras malladas, evitando los ramales muertos, fondos de saco y cambios de presión.
- Emplear tuberías y soldaduras con materiales adecuados.
- Construcción de la red a suficiente distancia de la red de saneamiento.
- Mantenimiento higiénico y técnico de los diferentes tramos de la red incluyendo los puntos distales (grifos y duchas).



Otra de las medidas preventivas y de control que debe instaurarse dentro del programa de vigilancia de la potabilidad del agua de consumo humano consiste en el seguimiento de los niveles residuales del desinfectante en los puntos representativos de la red.

Dentro de los diferentes tratamientos desinfectantes que se utilizan, la cloración es la forma de desinfección química más empleada. Concretamente, en la Comunidad de Madrid el Canal de Isabel II utiliza la cloraminación. Se debe garantizar en todo momento y en todos los puntos del sistema de distribución que los niveles de cloro sean constantes y suficientes para asegurar la potabilidad y evitar riesgos. Dependiendo del tipo de tratamiento las concentraciones de cloro residual (libre o combinado) en el grifo del consumidor se ajustarán a los límites indicados en la *tabla 3*.

TABLA 3. NIVELES DE CLORO RESIDUAL PARA EL TRATAMIENTO DEL AGUA DE CONSUMO HUMANO

TRATAMIENTO	CLORO RESIDUAL (mg/l)	CLORO TOTAL (mg/l)
Hipoclorito sódico	0,2-1 ⁽¹⁾	2
Cloraminas	0,8-2 ⁽²⁾	2

⁽¹⁾ cloro en forma libre

⁽²⁾ cloro en forma combinada

No es recomendable reclarar con hipoclorito aguas tratadas previamente con cloraminas, ni mezclar aguas que hayan sido tratadas mediante diferentes métodos, ya que esto puede implicar la anulación del efecto desinfectante.

B) MEDICIÓN DE LA CONTAMINACIÓN DEL AGUA

Con el objeto de comprobar que la calidad del agua suministrada por la red general no se deteriora a su paso por la red de distribución sanitaria, es recomendable realizar controles de un número representativo de puntos distales (*tabla 4*), especialmente en edificios de antigua construcción donde se sospeche la existencia de tuberías de plomo.

TABLA 4. FRECUENCIA DE MUESTREO EN EL PUNTO DE CONSUMO (RD 140/2003)

Nº habitantes suministrados	Nº mínimo de muestras/año
≤ 500	4
> 500 – 5000	6
> 5000	6 + 2/5.000 habitantes y fracción



En la selección de los puntos muestreados se deben tener en cuenta las siguientes consideraciones:

- Muestras representativas de la red de distribución
- Puntos de bajo consumo
- Averías u obras cercanas
- Zonas críticas del centro hospitalario
- Tramos con red en deficiente estado
- Zonas más distales al punto de entrada

• Toma de muestra

La toma de muestra de agua para análisis y la manipulación de la misma debe realizarse con el mayor cuidado posible, ya que una mala práctica puede variar las características fisicoquímicas o microbiológicas.

Para realizar una correcta toma de muestra se debe cumplir el siguiente procedimiento:

1. Retirar adaptadores del grifo.
2. Abrir el grifo durante un minuto y cerrar.
3. Aplicar una llama durante un minuto.
4. Abrir el grifo durante 1-2 minutos.
5. Enjuagar el recipiente evitando el contacto con el grifo.
6. Llenar el recipiente hasta el volumen establecido por el laboratorio, taparlo y flamear si el envase es de vidrio.
7. Identificar adecuadamente la muestra.

Las muestras se enviarán al laboratorio a la mayor brevedad posible, demorándose como máximo 24 horas. Hasta entonces la muestra debe conservarse a 4° C y protegida de la luz. En el caso del análisis microbiológico los envases deben estar esterilizados y contendrán neutralizante para eliminar el efecto desinfectante (0.5 cc de tiosulfato sódico por litro de agua) del cloro hasta el procesamiento de la muestra.

• Parámetros a analizar en el grifo del consumidor

El total de muestras analizadas se distribuirán uniformemente a lo largo del año, controlando al menos los siguientes parámetros:

- Olor
- Sabor
- Color
- Turbidez
- Conductividad
- pH



- Amonio
- Bacterias coliformes
- *Escherichia coli*
- Cobre, cromo, níquel, hierro, plomo u otro parámetro (cuando se sospeche que la instalación interior tiene este tipo de material instalado)
- Cloro libre residual y/o cloro combinado residual cuando se utilice cloro o sus derivados para el tratamiento de potabilización del agua

Se recomienda la medición periódica del nivel residual del desinfectante en puntos distales seleccionados en función de la arquitectura de la red de distribución, comprobando los correctos niveles en los puntos de entrega (depósitos).

Ante resultados adversos que puedan comprometer la potabilidad del agua se llevará a cabo una investigación de las posibles causas, informando a la autoridad competente cuando pudiera existir un riesgo para la salud de la población.

9.2.2. PREVENCIÓN Y CONTROL DE LA LEGIONELOSIS

La legionelosis es una enfermedad bacteriana de origen ambiental que suele presentar dos formas clínicas diferenciadas: la infección pulmonar o *Enfermedad del Legionario*, que se caracteriza por neumonía con fiebre alta, y la forma no neumónica, conocida como Fiebre de Pontiac, que se manifiesta como un síndrome febril agudo y de pronóstico leve.

La *Legionella* es una bacteria ambiental capaz de sobrevivir en un amplio intervalo de condiciones físico-químicas, multiplicándose entre 20 °C y 45 °C, destruyéndose a 70°C. Su temperatura óptima de crecimiento es 35-37 °C. Su nicho ecológico natural son las aguas superficiales, como lagos, ríos, estanques, formando parte de su flora bacteriana. Desde estos reservorios naturales la bacteria puede colonizar los sistemas de abastecimiento de las ciudades y, a través de la red de distribución de agua, se incorpora a los sistemas de agua sanitaria (fría o caliente) u otros sistemas que requieren agua para su funcionamiento como las torres de refrigeración. En algunas ocasiones, en estas instalaciones, mal diseñadas, sin mantenimiento o con un mantenimiento inadecuado, se favorece el estancamiento del agua y la acumulación de productos nutrientes de la bacteria, como lodos, materia orgánica, materias de corrosión y amebas, formando una biocapa. La presencia de esta biocapa, junto a una temperatura propicia, explica la multiplicación de *Legionella* hasta concentraciones infectantes para el ser humano. Si existe en la instalación un mecanismo productor de aerosoles, la bacteria puede dispersarse al aire. Las gotas de agua que contienen la bacteria pueden permanecer suspendidas en el aire y penetrar por inhalación en el aparato respiratorio.

L. pneumophila serogrupo 1 fueron la especie y serogrupo que con más frecuencia se han identificado, tanto en las muestras clínicas como en el estudio ambiental. A su vez, el subtipo Pontiac fue el más frecuente.



En cuanto a las fuentes de infección son más frecuentes las aguas sanitarias de los edificios (29%), siendo la segunda causa las torres de refrigeración (21%). Sin embargo, en el número de casos de infección es mucho mayor el producido por las torres de refrigeración por la facilidad de dispersión a través del aire.

Para el proceso de control y prevención de los riesgos debidos a la Legionella es fundamental la coordinación de todos los responsables que intervienen y en él estarán implicadas diferentes unidades para el cumplimiento del Real Decreto 865/2003, de 4 de julio, por el que se establecen los criterios higiénico-sanitarios para la prevención y control de la legionelosis.

- **INSTALACIONES CON MAYOR PROBABILIDAD DE PROLIFERACIÓN Y DISPERSIÓN DE LEGIONELLA:**
 - Torres de refrigeración y condensadores evaporativos.
 - Sistemas de agua caliente sanitaria con acumulador y circuito de retorno.

- **INSTALACIONES CON MENOR PROBABILIDAD DE PROLIFERACIÓN Y DISPERSIÓN DE LEGIONELLA:**
 - Sistemas de instalación interior de agua fría de consumo humano (tuberías, depósitos, aljibes), cisternas o depósitos móviles y agua caliente sanitaria sin circuito de retorno.
 - Equipos de enfriamiento evaporativo que pulvericen agua.
 - Humectadores.
 - Fuentes ornamentales.
 - Sistemas de riego por aspersión en el medio urbano.
 - Sistemas de agua contra incendios.
 - Elementos de refrigeración por aerosolización, al aire libre.
 - Otros aparatos que acumulen agua y puedan producir aerosoles.

- **INSTALACIONES DE RIESGO EN TERAPIA RESPIRATORIA:**
 - Equipos de terapia respiratoria.
 - Respiradores.
 - Nebulizadores.
 - Otros equipos médicos en contacto con las vías respiratorias.

En equipos de terapia respiratoria reutilizables (respiradores, nebulizadores, humidificadores y otros equipos que entren en contacto con las vías respiratorias), destinados a ser utilizados en distintos pacientes, se deberán limpiar y desinfectar o esterilizar antes de cada uso. En el caso de equipos que no puedan ser esterilizados, se llevará a cabo un tratamiento con desinfectantes químicos de alto nivel.

Siempre que sea posible se utilizarán aparatos de un solo uso (sobre todo en pacientes de alto riesgo por su patología de base) y en ningún caso estos se reutilizarán.

A) PROGRAMAS DE MANTENIMIENTO EN LAS INSTALACIONES

Para las instalaciones se elaborarán y aplicarán programas de mantenimiento higiénico-sanitario adecuados a sus características, siguiendo el modelo de Análisis de Peligros y Puntos de Control Críticos (APPCC).

Entre otros puntos se incluirán:

- a. Elaboración de un plano señalizado de cada instalación que contemple todos sus componentes.
- b. Revisión y examen de todas las partes de la instalación para asegurar su correcto funcionamiento, estableciendo los puntos críticos.
- c. Programa de tratamiento del agua, que asegure su calidad.
- d. Programa de limpieza y desinfección de toda la instalación para asegurar que funciona en condiciones de seguridad.
- e. Existencia de un registro de mantenimiento de cada instalación.

B) ACTUACIONES ANTE LA DETECCIÓN DE CASOS DE LEGIONELOSIS

La autoridad sanitaria competente decidirá las actuaciones a realizar si se sospecha que un edificio o instalación puede estar asociado con los casos notificados: limpieza y desinfección, reformas estructurales, paralización total o parcial de la instalación. La autoridad sanitaria competente podrá ordenar el cierre temporal de la instalación hasta que se corrijan los defectos observados o bien su cierre definitivo.

C) MÉTODOS DE TRATAMIENTO DE LAS INSTALACIONES

En las operaciones de mantenimiento higiénico-sanitario se podrá utilizar cualquiera de los desinfectantes que para tal fin haya autorizado la Dirección General de Salud Pública y Alimentación. Los sistemas físicos y físico-químicos no precisan de autorización específica, pero deben ser de probada eficacia frente a *Legionella* y no deberán suponer riesgos para la instalación, ni para la salud y seguridad de los operarios, ni otras personas que puedan estar expuestas, debiéndose verificar su correcto funcionamiento periódicamente. Se entiende por sistema físico el procedimiento de desinfección basado en la aplicación de equipos de filtración adecuados para la retención de bacterias, aplicación de radiación ultravioleta, aumento de la temperatura o cualquier otro sistema utilizado con el fin de retener o destruir la carga bacteriológica del agua sin introducir productos químicos, ni aplicar procedimientos electroquímicos.

En el caso de instalaciones interiores de agua de consumo humano fría y agua caliente sanitaria, los productos químicos utilizados para el tratamiento de las instalaciones



deberán cumplir lo dispuesto a tal fin en el Real Decreto 140/2003, de 7 de febrero, por el que se establecen los criterios sanitarios de la calidad del agua de consumo humano.

Los antiincrustantes, antioxidantes, dispersantes y cualquier otro tipo de sustancias y preparados químicos utilizados en los procesos de limpieza y tratamiento de las instalaciones cumplirán con los requisitos de clasificación, envasado y etiquetado y provisión de fichas de datos de seguridad.

D) MANTENIMIENTO DE INSTALACIONES INTERIORES DE AGUA CALIENTE SANITARIA Y AGUA FRÍA DE CONSUMO HUMANO

a. Revisión

En la revisión de una instalación se comprobará su correcto funcionamiento y su buen estado de conservación y limpieza, se realizará una vez al año, reparando o sustituyendo aquellos elementos defectuosos.

Cuando se detecte presencia de suciedad, incrustaciones o sedimentos, se procederá a su limpieza.

a.1. Agua caliente sanitaria.

La revisión del estado de conservación y limpieza de la instalación se realizará trimestralmente en los depósitos acumuladores, y mensualmente en un número representativo, rotatorio a lo largo del año, de los grifos y duchas, de forma que al final del año se hayan revisado todos los puntos terminales de la instalación.

Como mínimo anualmente se realizará una determinación de *Legionella* en muestras de puntos representativos de la instalación. El análisis de *legionella* en instalaciones especialmente sensibles como hospitales, residencias de ancianos, balnearios, etc., la periodicidad mínima recomendada es trimestral.

En todos los casos, se realizará desinfección anual, térmica o química, de la red completa de agua caliente sanitaria, incluyendo acumulador, red de impulsión, red de retorno y elementos terminales.

a.2. Agua fría de consumo humano.

La revisión del estado de conservación y limpieza de la instalación se realizará trimestralmente en los depósitos y mensualmente en un número representativo, rotatorio a lo largo del año, de los puntos terminales de la red



interior (grifos y duchas), de forma que al final del año se hayan revisado todos los puntos terminales de la instalación.

La temperatura se comprobará mensualmente en el depósito, de forma que se mantenga lo más baja posible, procurando, donde las condiciones climatológicas lo permitan, una temperatura inferior a 20°C.

Cuando el agua fría de consumo humano proceda de un depósito, se comprobarán los niveles de cloro residual libre o combinado en un número representativo de los puntos terminales, y si no alcanzan los niveles mínimos (0,2 mg/l) se instalará una estación de cloración automática, dosificando sobre una recirculación del mismo, con un caudal del 20% del volumen del depósito.

b. Limpieza y desinfección

Las instalaciones de agua fría de consumo humano y de agua caliente sanitaria se limpiarán y desinfectarán como mínimo, una vez al año (limpieza y desinfección de choque), cuando se pongan en marcha la instalación por primera vez, tras una parada superior a un mes, tras una reparación o modificación estructural, cuando una revisión general así lo aconseje o cuando lo determine la autoridad sanitaria.

Para la realización de la limpieza y la desinfección se utilizarán sistemas de tratamiento y productos aptos para el agua de consumo humano (se tendrá en cuenta lo dispuesto en la orden SCO/3719/2005).

b.1. Agua caliente sanitaria:

En el caso de la desinfección química con cloro, el procedimiento a seguir será el siguiente: se hipoclorará el depósito hasta llegar a los puntos terminales de la red, se neutralizará el cloro residual libre y se vaciará. Se limpiarán los depósitos y se volverán a llenar con agua.

En el caso de la desinfección térmica, se vaciará el sistema y se limpiarán a fondo las paredes de los depósitos acumuladores. Se llenará el depósito acumulador y se elevará la temperatura del agua hasta 70°C y manteniéndola al menos 2 horas. Posteriormente se abrirán por sectores todos los grifos y duchas, durante 5 minutos, de forma secuencial. Confirmar la temperatura para que en todos los puntos terminales de la red se alcance una temperatura de 60°C. Se vaciará el depósito acumulador y se volverá a llenar para su funcionamiento habitual.

En caso de sistemas sin depósitos, elevar la temperatura y dejar correr el agua en los puntos terminales de la red de forma secuencial hasta que se

alcanse en todos los puntos una temperatura de 70°C y mantener durante 1 minuto. Los equipos que no pueden alcanzar la temperatura requerida deberán realizar una desinfección química.

b.2. Agua fría de consumo humano:

El procedimiento para la desinfección química con cloro de los depósitos será el descrito para el sistema de agua caliente sanitaria. Finalmente, se procederá a la normalización de las condiciones de calidad del agua, llenando nuevamente la instalación, y si se utiliza cloro como desinfectante, se añadirá para su funcionamiento habitual (0,2-1 mg/l de cloro residual libre).

b.3. Elementos desmontables:

Los elementos desmontables, como grifos y duchas, se limpiarán a fondo con los medios adecuados que permitan la eliminación de incrustaciones y adherencias y se sumergirán en una solución que contenga 20 mg/l de cloro residual libre, durante 30 minutos, aclarando posteriormente con abundante agua fría; si por el tipo de material no es posible utilizar cloro, se deberá utilizar otro desinfectante apto para el uso de agua fría de consumo humano. Los elementos difíciles de desmontar o sumergir se cubrirán con un paño limpio impregnado en la misma solución durante el mismo tiempo.

c. Limpieza y desinfección en caso de brote de legionelosis.

La actuación requerirá una acción coordinada entre los responsables del centro, las autoridades de salud pública y los servicios de Mantenimiento y Medicina Preventiva de acuerdo al Real Decreto 865/2003.

E) MANTENIMIENTO DE TORRES DE REFRIGERACIÓN Y CONDENSADORES EVAPORATIVOS

El diseño más extendido de torres de refrigeración es aquél en el que el agua caliente es pulverizada desde la parte superior haciendo discurrir una corriente de aire en sentido contrario.

Todas las operaciones serán realizadas por personal suficientemente cualificado, con todas las medidas de seguridad necesarias, avisando a los usuarios para evitar posibles accidentes.

a. Revisión

En la revisión de todas las partes de la instalación se comprobará su correcto funcionamiento y su buen estado de conservación y limpieza. Se realizará con la siguiente

periodicidad: anualmente el separador de gotas, semestralmente, el condensador y el relleno y mensualmente la bandeja. Se revisará el estado de conservación y limpieza general, con el fin de detectar la presencia de sedimentos, incrustaciones, productos de la corrosión, lodos y cualquier otra circunstancia que altere o pueda alterar el buen funcionamiento de la instalación.

Si se detecta algún componente deteriorado se procederá a su reparación o sustitución. Se revisará también la calidad físico-química y microbiológica del agua del sistema determinando los siguientes parámetros, mensualmente, temperatura, pH, conductividad, turbidez, hierro total y diariamente nivel de cloro o biocida utilizado (según especificaciones del fabricante). Recuento total de aerobios en el agua de la balsa con periodicidad mensual.

Se determinará *Legionella* con una periodicidad adecuada al nivel de peligrosidad de la instalación, como mínimo trimestralmente, y siempre 15 días después de la realización del tratamiento de choque.

Cuando se detecten cambios en los parámetros físico-químicos que miden la calidad del agua, se revisará el programa de tratamiento del agua y se adoptarán las medidas necesarias dependiendo de la concentración (desde revisar el plan de mantenimiento hasta la parada de las instalaciones). Cuando se detecten cambios en el recuento total de aerobios y en el nivel de desinfectante, se procederá a realizar una determinación de *Legionella* y se aplicarán, en su caso, las medidas correctoras necesarias para recuperar las condiciones del sistema.

b. Limpieza y desinfección

Se tendrá en cuenta que una desinfección no será efectiva si no va acompañada de una limpieza exhaustiva. La limpieza y desinfección del sistema completo se realizará, al menos, dos veces al año, preferiblemente al comienzo de la primavera y el otoño, cuando las instalaciones sean de funcionamiento no estacional y además en las siguientes circunstancias: cuando se ponga en marcha la instalación por primera vez, tras una parada superior a un mes, tras una reparación o modificación estructural, cuando una revisión general así lo aconseje y cuando lo determine la autoridad sanitaria.

El procedimiento de limpieza y desinfección general para equipos que pueden cesar en su actividad, en caso de utilizar cloro, será el siguiente:

- Cloración del agua del sistema, al menos 5 mg/l de cloro residual libre y adición de biodispersantes capaces de actuar sobre la biocapa y anticorrosivos compatibles con el cloro y el biodispersante, en cantidad adecuada, manteniendo un pH entre 7 y 8.



- Recircular el sistema durante 3 horas, con los ventiladores desconectados y cuando sea posible las aberturas cerradas para evitar la salida de aerosoles.
- Se medirá el nivel de cloro residual libre al menos cada hora reponiendo la cantidad perdida.
- Neutralizar el cloro, vaciar el sistema y aclarar con agua a presión.
- Realizar las operaciones de mantenimiento mecánico del equipo y reparar las averías detectadas.
- Limpiar a fondo las superficies con técnicas adecuadas que eliminen las incrustaciones y adherencias y aclarar.
- Llenar de agua y añadir el desinfectante de mantenimiento. Cuando este desinfectante sea cloro, se mantendrán unos niveles de cloro residual libre de 2 mg/l mediante un dispositivo automático, añadiendo anticorrosivo, compatible con el cloro, en cantidad adecuada.

El procedimiento de limpieza y desinfección general para equipos que no pueden cesar en su actividad, en caso de utilizar cloro, será el siguiente:

- Ajustar el pH entre 7 y 8, para mejorar la acción del cloro.
- Añadir cloro en cantidad suficiente para mantener en el agua de la balsa una concentración máxima de cloro libre residual de 5 mg/l.
- Añadir la cantidad adecuada de biodispersante para que actúe sobre la biocapa y permita el ataque del cloro en su interior, así como un inhibidor de la corrosión, específico para cada sistema.
- Recircular por espacio de 4 horas manteniendo los niveles de cloro residual libre. Se realizarán determinaciones del mismo cada hora, para asegurar el contenido de cloro residual previsto. Es obligatoria la utilización de dosificadores automáticos.

Una vez finalizada la operación de limpieza en caso de que la calidad del agua no sea aceptable se podrá renovar la totalidad del agua del circuito.

c. Limpieza y desinfección en caso de brote de legionelosis

La actuación requerirá una acción coordinada entre los responsables del centro, las autoridades de salud pública y los servicios de Mantenimiento y Medicina Preventiva de acuerdo al Real Decreto 865/2003.



9.3. PREVENCIÓN DE LAS TOXIINFECCIONES DE ORIGEN ALIMENTARIO

Una incorrecta manipulación y conservación de los alimentos puede contribuir a la aparición de brotes de toxiinfección de origen alimentario, por tanto, y en cumplimiento del RD 3484/2000, los comedores de uso colectivo incluidos en el medio hospitalario deben tener implantados un sistema de análisis de peligros y puntos de control crítico (APPCC) para reducir los riesgos asociados al consumo de alimentos.

Se deben guardar platos testigos que representen las comidas preparadas servidas a los consumidores diariamente (pacientes y personal hospitalario), y que posibiliten la realización de los estudios epidemiológicos que, en su caso, sea necesario. Estas muestras de alimentos corresponderán a una ración individual y se mantendrán adecuadamente conservadas (refrigeración o congelación) e identificadas durante un mínimo de dos días.

La periodicidad y procedimientos de limpieza y desinfección de los locales, materiales, aparatos y utensilios de cocina estarán en conocimiento del Servicio de Medicina Preventiva, que podrá llevar a cabo revisiones higiénicas periódicas.

9.3.1. HIGIENE DE LOS ALIMENTOS

Respecto a la preparación, manipulación y conservación de los alimentos a continuación se describen los principales puntos críticos que deberán vigilarse en cumplimiento de unas correctas prácticas de higiene:

A) RECEPCIÓN DE MATERIAS PRIMAS

- Transporte de mercancías recibidas, manteniendo las condiciones higiénico-sanitarias.
- Detección de defectos de etiquetado.
- Comprobación de los envasados.
- Control visual de los alimentos.
- Correcto circuito de recepción y almacenamiento.

B) ALMACENAMIENTO Y CONSERVACIÓN DE LAS MATERIAS PRIMAS

Medidas generales de cumplimiento en todos los tipos de alimentos:

- Nunca deben estar en contacto con el suelo ni con las paredes, ni junto a productos no alimenticios.
- Los alimentos estarán sobre soportes aislantes del suelo (evitar madera).
- Se rotarán los alimentos para evitar caducidades, y se mantendrán las fechas visibles.

- Se mantendrá un cronograma de limpieza de cámaras frigoríficas y almacenes, registrando el día, persona y hora en la que se limpió.
- Se debe registrar y comprobar la temperatura diariamente.

• Alimentos no perecederos:

- En locales o armarios a temperatura ambiente, lejos de fuentes de calor y humedades.
- Existirá ventilación exterior con mosquiteros.

• Alimentos perecederos:

- Temperatura entre 0 y $5^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ en cámaras frigoríficas.
- No deben almacenarse en las mismas cámaras productos crudos y cocinados. El almacén de carne y pescado se hará en zonas diferenciadas.
- Los alimentos deben estar cubiertos con plástico.

• Alimentos congelados:

- Mantener la temperatura constante a -18°C .
- Mantener ausencia de escarcha en motores y paredes.
- Los alimentos no deben sobrepasar los límites de congelación en los arcones congeladores. Limpieza y programación reglada de descongelación.
- Los recipientes con alimentos deben estar cubiertos.

• Productos frescos:

- Temperatura entre 0 y $5^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ y ausencia de humedad.
- Existirá ventilación exterior con mosquiteros.
- Los alimentos deben estar en buen estado de conservación.

• Productos lácteos:

- Temperatura entre 0 y -8°C y ausencia de humedad.
- Ausencia de escarcha.

C) PREPARACIÓN DE ALIMENTOS

- Existirá separación entre la zona de crudos y zona de elaborados.
- Limpieza de verduras y fruta: higienización del producto con solución clorada apta para la desinfección de agua de bebida. La solución empleada puede obtenerse a base de lejía común 5% (1,5 cc en un litro de agua = 70 ppm) exenta de detergentes y cualquier otra sustancia en un litro de agua, lo que debe compro-



barse antes de la utilización mediante una lectura atenta de la etiqueta. Las verduras y hortalizas se desinfectarán sumergiéndolas en dicha solución durante 5 minutos y se enjuagarán en abundante agua corriente.

- La cocción deberá ser suficientemente prolongada, evitando cocer piezas de gran volumen. El centro de la pieza deberá alcanzar una temperatura de 70°C.
- Los aditivos empleados se ajustarán a la legislación vigente.
- La comida se preparará con la menor anticipación posible.
- Dentro de la zona de elaboración de alimentos los cubos de residuos deben ser de pedal y permanecer siempre cerrados.
- Dentro de la cocina, deberán estar bien delimitadas:
 - Zona sucia o de corte y preparación de alimentos crudos.
 - Zona limpia donde sólo se manipulan alimentos listos para el consumo.
 - Zona de elaboración en caliente.
 - Zona de elaboración en frío.
 - Zona de post-preparación.

D) MANTENIMIENTO DE LOS ALIMENTOS PREPARADOS

- Las comidas para consumo inmediato se mantendrán a temperatura igual o mayor a 70°C hasta su consumo. Se consumirán en el mismo día de su elaboración.
- Las comidas destinadas a ser conservadas se envasarán inmediatamente tras su elaboración y se refrigerarán o congelarán lo más rápidamente posible. No se dejarán enfriar a temperatura ambiente antes de introducirse en la cámara correspondiente.
- Las comidas refrigeradas deberán consumirse en 72 horas.
- Todos los alimentos se conservarán cubiertos.
- Los alimentos de consumo diario (quesos, embutidos, etc.) deberán estar separados de los alimentos crudos.
- Las comidas elaboradas no pueden estar a temperatura ambiente.

E) REFRIGERACIÓN DE LOS ALIMENTOS PREPARADOS

- Las comidas refrigeradas que se consuman en frío, se sacarán de las cámaras inmediatamente antes de ser consumidas.



- Las comidas que se consuman en caliente, se regenerarán por calentamiento hasta 70°C en el menor tiempo posible, manteniéndolas así hasta su consumo en ese mismo día.
- Las comidas congeladas, antes de su consumo se regenerarán:
 - Por microondas.
 - Dejando los alimentos congelados en la nevera a 4°C hasta su descongelación y calentamiento posterior.
 - No descongelar a temperatura ambiente.
- La conservación de pescados, carnes, verduras, productos lácteos y comidas preparadas se llevará a cabo a ser posible en cámaras frigoríficas distintas.
- En caso de existir una sola cámara, se destinarán zonas separadas para cada producto y se colocarán de arriba abajo:
 - Alimentos elaborados.
 - Alimentos sin cocinar.
 - Pollo y caza.
 - Verduras y fruta.
- Se evitará el contacto entre productos y se colocarán aislados de las paredes de la cámara.
- Los arcones congeladores no estarán sobrecargados, ni se sobrepasará la "línea de seguridad". Se deberán rotar los productos y establecer controles periódicos de los alimentos almacenados para evitar la permanencia excesiva de éstos en cámaras y arcones frigoríficos.
- Visualización de la etiqueta de recomendación de temperatura mantenida en la puerta de la cámara y encima del arcón.

F) EXPOSICIÓN Y SERVICIO DE DISTRIBUCIÓN DE ALIMENTOS

- Los alimentos que precisen refrigeración no pueden estar en vitrinas a temperatura ambiente. Las comidas expuestas deberán estar protegidas por vitrinas y a temperatura de 0 a -3°C.
- Para su correcto transporte en los carros de comida, los alimentos deberán estar cubiertos y a la temperatura requerida (bandejas térmicas).



9.3.2. HIGIENE DE LOS MANIPULADORES DE ALIMENTOS

- Las normas relativas a los manipuladores de alimentos se establecen en el Real Decreto 202/2000, de 11 de febrero, el cual se desarrolla en el Decreto 10/2001 elaborado por la Comunidad de Madrid.
- La formación del manipulador de alimentos es continuada. Se recibe una formación inicial al incorporarse al mercado laboral y, posteriormente, otra complementaria, al menos, cada cinco años.
- La responsabilidad de la formación recae sobre la empresa alimentaria, que puede impartirla directamente o a través de un centro de formación autorizado y registrado por la Dirección General de Salud Pública y Alimentación de la Consejería de Sanidad y Consumo (artículo 4 del RD 202/2000).

Los manipuladores de alimentos deberán cumplir los siguientes requisitos:

- Mantener un grado elevado de aseo personal, llevar una vestimenta limpia y de uso exclusivo y utilizar, cuando proceda, ropa protectora cubrecabeza y calzado adecuado.
- Cubrirse los cortes y las heridas con vendajes impermeables apropiados.
- Lavarse las manos con agua caliente y jabón o desinfectante adecuado, tantas veces como lo requieran las condiciones de trabajo y siempre antes de incorporarse a su puesto, después de una ausencia o de haber realizado actividades ajenas a su cometido específico.
- Durante el ejercicio de la actividad, los manipuladores no podrán: fumar, masticar chicle, comer, estornudar o toser sobre los alimentos ni realizar cualquier otra actividad que pueda ser causa de contaminación de los productos. Tampoco llevarán puestos efectos personales que puedan entrar en contacto directo con los alimentos, como anillos, pulseras, relojes u otros objetos.
- Cualquier persona que padezca una enfermedad de transmisión alimentaria o que esté afectada, entre otras patologías, de infecciones cutáneas o diarrea, que puedan causar la contaminación directa o indirecta de los alimentos con microorganismos patógenos, deberá informar sobre la enfermedad o sus síntomas al responsable del establecimiento, con la finalidad de valorar conjuntamente la necesidad de someterse a examen médico y, en caso necesario, su exclusión temporal de la manipulación de productos alimenticios.



9.4. RESIDUOS BIOSANITARIOS

Los residuos biosanitarios y los residuos citotóxicos suponen un riesgo, tanto para el medio ambiente, especialmente en lo relativo al aire, aguas y suelos, como para las personas directamente expuestas a los mismos.

9.4.1. GLOSARIO DE TÉRMINOS

- **Residuos sanitarios:** todos los residuos, cualquiera que sea su estado, generados en centros sanitarios, incluidos los envases, y residuos de envases, que los contengan o los hayan contenido.
- **Centro sanitario:** cualquier instalación o establecimiento en el que, de forma temporal o permanente, se desarrolle alguna de las siguientes actividades de atención a la salud humana o de carácter veterinario:
 - Asistencia sanitaria al paciente
 - Análisis, investigación o docencia.
 - Obtención o manipulación de productos biológicos.
 - Medicina preventiva
 - Asistencia veterinaria.
 - Servicios funerarios y forenses.
- **Residuos biosanitarios:** residuos sanitarios específicos de la actividad sanitaria propiamente dicha, potencialmente contaminados con sustancias biológicas al haber entrado en contacto con pacientes o líquidos biológicos.
- **Residuos citotóxicos:** residuos compuestos por restos de medicamentos citotóxicos y todo material que haya estado en contacto con ellos, que presentan riesgos carcinogénicos, mutagénicos o teratogénicos.
- **Envase:** recipiente en el que se acumulan directamente residuos, es decir, que está en contacto directo con los mismos.
- **Contenedor:** recipiente en el que se acumulan envases con residuos, o residuos de envases, sin que exista contacto directo entre los residuos y el contenedor, salvo en caso de rotura o impermeabilidad insuficiente del envase.
- **Depósito intermedio:** la acumulación temporal de envases con residuos, o residuos de envases, en el centro sanitario, a la espera de su evacuación a otra zona del mismo. También tendrá esta consideración la estancia o zona del centro sanitario donde se realiza dicho depósito.



- **Depósito final:** la acumulación temporal de residuos en el centro productor, con carácter previo a las operaciones de gestión. También tendrá esta consideración la estancia o zona del centro sanitario donde se realiza el mismo.
- **Transporte:** el desplazamiento de los residuos desde un único punto de origen, constituido por las instalaciones de un productor o un gestor, hasta un único punto de destino.

9.4.2. CLASIFICACIÓN DE LOS RESIDUOS SANITARIOS

A) RESIDUOS SIN RIESGO O INESPECÍFICOS

• Clase I (Residuos generales urbanos)

Se depositan en bolsas verdes. Son residuos municipales y no requieren exigencias especiales de gestión, ni dentro ni fuera del centro generador. Este grupo de residuos incluye materiales como cartón, papel, envases vacíos de plástico, vidrio, metal y materia orgánica, que normalmente se generan en oficinas y despachos, cocinas, bares, restaurantes, comedores, talleres, jardinería, etc.

• Clase II (Residuos biosanitarios asimilables a los urbanos)

Los envases para la acumulación de residuos biosanitarios asimilables a urbanos deberán cumplir las siguientes especificaciones:

- Opacos, impermeables y resistentes a la humedad.
- Si se utilizan bolsas de plástico, serán de galga mínima 200.
- No generarán emisiones tóxicas por combustión.
- Volumen no superior a 70 litros.
- Color verde.

Son residuos que derivan directamente de las prácticas y actividades sanitarias y no requieren precauciones adicionales en su gestión fuera del centro generador. Se consideran residuos municipales.

Este grupo de residuos incluye: material de curas, ropas y material desechable manchados con sangre, secreciones o excreciones, recipientes de drenaje vacíos, bolsas vacías o con un volumen de líquido no superior a 100 ml. de orina, de sangre o de otros líquidos biológicos, filtros de diálisis, tubuladuras, yesos, algodones, gasas, mascarillas, batas, guantes, toallas y otros textiles de un solo uso y cualquier otro residuo manchado o que haya absorbido líquidos biológicos, siempre que no se trate de residuos particulares incluidos en la clase III.

Sin embargo, en el interior del centro hospitalario hay que tomar determinadas precauciones para la gestión de los residuos de la clase II, ya que el hecho de que puedan tratarse por los mismos métodos que los residuos municipales no tiene que interpretarse como si no tuvieran ningún riesgo, sino que éste está limitado al interior del centro sanitario.

B) RESIDUOS DE RIESGO O ESPECÍFICOS

Los residuos de riesgo o específicos son los que, por sus características y el grado de contaminación biológica o química, requieren un tratamiento específico y diferenciado de los residuos municipales, tanto dentro como fuera del centro sanitario. Entre los residuos de riesgo o específicos se encuentran los de las clases III, IV, V, VI y VII.

• Clase III. Residuos biosanitarios especiales

Estos residuos son todos los incluidos en el Anexo. Son recogidos y tratados por un gestor autorizado).

Los envases para residuos biosanitarios especiales han de tener unas características específicas.

1. Los residuos biosanitarios especiales deberán acumularse en envases de uno de los siguientes tipos:
 - a. Envases rígidos o semirrígidos, que deberán cumplir como mínimo las siguientes especificaciones:
 - Libre sustentación.
 - Opacos, impermeables y resistentes a la humedad.
 - Resistentes a la perforación interna o externa.
 - Provistos de cierre hermético.
 - No generarán emisiones tóxicas por combustión.
 - Señalizados con el pictograma de Biopeligroso y el texto asociado.
 - Si se trata de envases semirrígidos, su volumen no será superior a 60 litros.
 - b. Bolsas que deberán cumplir las siguientes especificaciones:
 - Fabricadas con polietileno o polipropileno, con galga mínima 300.
 - Opacas, impermeables y resistentes a la humedad.
 - No generarán emisiones tóxicas por combustión.
 - Volumen no superior a 80 litros.
 - Color rojo.
2. Todos los residuos biosanitarios especiales punzantes o cortantes, tal como se definen en el Grupo 5 del Anexo, deben acumularse en envases que cumplan las siguientes especificaciones:

- Diseñados específicamente para el envasado de residuos punzantes y cortantes. Queda prohibida la utilización de recipientes no diseñados para este tipo de residuos, como botes, botellas, latas o similares.
- Libre sustentación.
- Imperforables.
- Opacos, impermeables y resistentes a la humedad.
- Señalizados con el pictograma de Biopeligroso y el texto asociado.
- No generarán emisiones tóxicas por combustión.

• Clase IV: Restos anatómicos de entidad

Son cadáveres y restos humanos fácilmente reconocibles procedentes de abortos, mutilaciones o intervenciones quirúrgicas. Su gestión queda regulada por el Reglamento de Policía Mortuoria Sanitaria establecido por el Decreto 2263/1974, de 20 de julio, junto a la legislación específica de las Comunidades Autónomas. Estos residuos deben eliminarse mediante inhumación o cremación.

• Clase V: Residuos químicos

Se segregarán en contenedores específicos. Son recogidos y tratados por un gestor autorizado.

Son residuos contaminados con productos de naturaleza química y calificados como sustancias tóxicas y/o peligrosas según el Real Decreto 833/1988 por el que se aprueba el Reglamento para la ejecución de la Ley 20/1986, Básica de Residuos Tóxicos y Peligrosos y el Real Decreto 952/1997, de 20 de junio que lo modifica. Incluyen una gran cantidad de productos que generan sobre todo los laboratorios clínicos, de anatomía patológica y de experimentación.

• Clase VI: Residuos citotóxicos

Se segregarán en contenedores de color azul rotulados como citotóxico, y de un solo uso. Tendrán las mismas características que los envases rígidos o semirrígidos descritos para los residuos biosanitarios especiales en el apartado 1a de los residuos de clase III.

Son recogidos e incinerados por un gestor autorizado y están constituidos fundamentalmente, por restos de medicamentos citotóxicos y todo el material que haya estado en contacto con ellos. Presentan propiedades cancerígenas, mutagénicas y teratogénicas.

• Clase VII: Residuos radiactivos

Residuos contaminados por sustancias radiactivas, cuya eliminación es competencia exclusiva de la "Empresa Nacional de Residuos Radiactivos Sociedad Anónima" (ENRESA).

9.4.3. RECOGIDA EN ORIGEN: SEGREGACIÓN, ACUMULACIÓN Y ENVASADO

La recogida, segregación, acumulación y envasado de los residuos se desarrollará de la siguiente manera:

- Los envases para residuos de clase III, V y VI se suministrarán a las distintas unidades por el gestor de residuos del hospital.
- Los envases, una vez cerrados, no se deben volver a abrir.
- La recogida se realizará, como mínimo, dos veces al día, en función del volumen y tipo de residuo generado en cada Servicio.

A) RESIDUOS SIN RIESGO O INESPECÍFICOS: RESIDUOS GENERALES (RG) Y BIOSANITARIOS ASIMILABLES A URBANOS (RBAU)

- Se envasarán según se ha descrito anteriormente y se colocarán en los contenedores correspondientes por parte del personal de limpieza.
- Pueden acumularse en una misma bolsa RG y RBAU.
- No debe hacerse trasvase de residuos de una bolsa a otra.

B) RESIDUOS DE RIESGO O ESPECÍFICOS: CLASE III

- Se acumulan, separados de las otras clases de residuos generadas en el Hospital, en envases exclusivos para este tipo de residuos según se ha descrito anteriormente.

C) CITOSTÁTICOS

- Se acumulan en los contenedores especiales con las características descritas anteriormente, de color azul y con el pictograma de "Citotóxico".

9.4.4. ALMACENAMIENTO INTERMEDIO

Se realizará en los cuartos de residuos, señalizados, existentes en cada área, donde el personal de limpieza depositará las bolsas de RG y RBAU en contenedores de 240 ó 360 litros. Una vez depositados los residuos, los contenedores permanecerán tapados, por lo que su grado de llenado siempre ha de permitir que puedan cerrarse.



En estos cuartos intermedios se depositarán también los contenedores de 30-60 litros de residuos biosanitarios especiales de clase III, los químicos de clase V y los citostáticos de clase VI.

La duración máxima del almacenamiento intermedio será de 24 horas. La limpieza de estos cuartos se realizará un mínimo de 2 veces al día.

Los residuos no se acumularán en estancias con actividad sanitaria, pasillos, ascensores o zonas de paso, ni siquiera durante espacios cortos de tiempo, ya que se aumenta el riesgo de accidentes y se ofrece una mala imagen del hospital.

9.4.5. TRANSPORTE INTERNO

1. El traslado interno de los residuos biosanitarios y residuos citotóxicos debe realizarse de forma que se evite cualquier riesgo para los pacientes, el personal y los visitantes. Se evitará el traslado de los residuos por los mismos circuitos que los pacientes, salvo en centros sanitarios en funcionamiento en el momento de la aprobación de este Decreto en los que no se disponga de otra alternativa. Queda prohibido el traslado de los residuos en los ascensores destinados al personal, pacientes o público.
2. Los envases deben trasladarse convenientemente cerrados, de forma que en ningún momento los residuos queden al descubierto.
3. En el traslado interno se prohíbe la utilización de trampillas y bajantes, así como de cualquier otro sistema que pueda afectar a la integridad de los envases.
4. Los envases no deben arrastrarse por el suelo en ningún caso. Tampoco podrán hacerse, bajo ningún concepto, trasvases de residuos de un envase a otro.
5. Si se utilizan carros o contenedores móviles, deben ser de uso exclusivo, tener paredes lisas, sin elementos cortantes o perforantes, fabricados de materiales resistentes a la corrosión y a los desinfectantes químicos. Los carros deben limpiarse periódicamente mediante sistemas convencionales. Con una mayor periodicidad, y siempre que se haya producido alguna rotura o fuga de los envases, debe realizarse una desinfección profunda de los carros. El diseño de los carros o contenedores y su forma y grado de llenado debe impedir la caída de los envases durante el transporte.
6. Los envases de residuos biosanitarios especiales y residuos citotóxicos se trasladarán separados de los envases correspondientes a otras clases de residuos sanitarios. A su vez, los envases de residuos citotóxicos se trasladarán separados de los envases con residuos biosanitarios especiales, salvo que su destino de eliminación sea el mismo. Los envases de residuos biosanitarios asimilables a urbanos podrán trasladarse conjuntamente con los envases de residuos generales, pero separados de los envases de las restantes clases de residuos sanitarios.



9.4.6. ALMACENAMIENTO FINAL

1. El área de depósito final de residuos biosanitarios y residuos citotóxicos debe cumplir las siguientes condiciones:
 - Señalizada con el texto "Área de depósitos de residuos. Prohibida la entrada a toda persona no autorizada", visible desde todas las direcciones a una distancia mínima de cinco metros.
 - Cubierta y con superficies fáciles de limpiar.
 - Alejada de ventanas y rejillas de aspiración de sistemas de ventilación.
 - Dotada de medios de extinción de incendios.
 - Con vías de acceso sin escalones y de pendiente máxima inferior al 5 por 100 y, en general, de fácil utilización por los vehículos de transporte.
 - Todas las aberturas al exterior estarán protegidas con dispositivos eficaces para evitar el acceso de insectos, roedores, aves u otros animales.
 - El local destinado al depósito final de los residuos dispondrá de los equipos y productos adecuados para las labores de limpieza y desinfección del área en caso de vertido o derrame accidental de residuos biosanitarios y residuos citotóxicos.
2. El depósito final de los residuos biosanitarios especiales y residuos citotóxicos debe cumplir las siguientes condiciones:
 - Los envases de estos residuos se depositarán separados de los envases que contengan residuos de otras clases. A su vez, los envases con residuos citotóxicos se depositarán separados de los envases con residuos biosanitarios especiales, salvo que su destino de eliminación sea el mismo.
 - Los envases no rígidos se depositarán siempre en los mismos contenedores que se utilicen para su transporte externo.
 - Los residuos biosanitarios especiales y los residuos citotóxicos no podrán compactarse ni triturarse en ningún caso.
 - El acceso a los envases de residuos biosanitarios especiales y residuos citotóxicos depositados debe estar restringido a las personas autorizadas.



3. El depósito final de los residuos biosanitarios asimilables a urbanos debe cumplir las siguientes condiciones:
 - Los envases que los contengan se depositarán en contenedores con o sin compactación y no deben amontonarse en el suelo.
 - El acceso, de personas ajenas al hospital o al servicio de recogida, a los contenedores de envases de residuos biosanitarios asimilables a urbanos, debe ser controlado por el responsable del centro sanitario.
4. Si se utiliza un depósito refrigerado, debe dedicarse exclusivamente a depositar residuos y debe estar convenientemente señalizado.
5. Debe evitarse la entrada de suministros a través de las instalaciones destinadas al depósito final de residuos.

9.4.7. TRATAMIENTO Y ELIMINACIÓN

La recogida final y el transporte externo hasta las plantas de tratamiento y/o eliminación se efectuará por una empresa autorizada y especializada.



9.5. BIBLIOGRAFÍA

1. Guía para la buena práctica en prevención. Micosis invasoras nosocomiales. Consejería de Sanidad. Comunidad de Madrid. 2003.
2. Gaspar MC, Calvente MJ, Fernández C, Fereres J. Control microbiológico aéreo de quirófanos de plena ventilación. Sugerencia de estándares. *Enf Infect Microbiol Clín.* 1997; 15: 250-254.
3. Guía práctica para el diseño y mantenimiento de la climatización en quirófanos. Subdirección General de Gestión de Obras, Instalaciones y suministros, Ministerio de Sanidad y Consumo, Instituto Nacional de la Salud 1996.
4. UNE EN 100713:2005. Instalaciones de acondicionamiento de aire en hospitales. AENOR (ed.), Madrid.
5. Gruendemann, BJ y Mangum S (Eds). Prevención de la infección en áreas quirúrgicas. Ed. Elsevier España, S.A. Madrid, 2002.
6. Guía de higiene hospitalaria. Servicio de Medicina Preventiva, Hospital Clínico San Carlos 2004, Madrid.
7. Orden de 11 de febrero de 1986. Consejería de Salud y Bienestar Social. BOCM de 22 de marzo de 1986. nº 69 (anexos I y II).
8. Ruiz de Adana JC. Avanzar hacia el quirófano del futuro. *Cir Esp* 2004; 76 (3): 127-9.
9. Guidelines of environmental infection control in health-care facilities. Recommendations of CDC and HICPAC. *MMWR* 2003; 52 (No. RR-10): 1-48.
10. Guidelines of environmental infection control in health-care facilities. Recommendations of CDC and HICPAC. Disponible en www.cdc.gov/ncidod/hip/enviro/guide.html
11. Manual para el autocontrol y gestión de abastecimientos de agua de consumo público. Instituto de Salud Pública. Consejería de Sanidad y Consumo. Comunidad de Madrid. 2004.
12. Real Decreto 140/2003, de 7 de febrero por el que se establecen los criterios sanitarios de la calidad del agua de consumo humano. BOE nº 45 de 21 de febrero de 2003.



13. Real Decreto 3484/2000 de 29 de diciembre por el que se establecen las normas de higiene para la elaboración, distribución, y comercio de comidas preparadas. BOE nº 11 de 12 de enero de 2001.
14. Manual de buenas prácticas higiénico-sanitarias en comedores colectivos. Dirección General de Prevención y Promoción de la Salud. Consejería de Sanidad y Servicios Sociales. Comunidad de Madrid, 1996.
15. Real Decreto 202/2000, de 11 de febrero, por el que se establecen las normas relativas a los manipuladores de alimentos. B.O.E nº 48 de 25 de Febrero de 2000.
16. Decreto 83/1999 de 3 de junio por el que se regulan las actividades de producción y de gestión de los residuos biosanitarios y citotóxicos en la Comunidad de Madrid. B.O.C.M. nº 139 de 14 de junio de 1999.
17. Consejería de Sanidad y Servicios Sociales. Comunidad de Madrid. Guía para la prevención de la legionelosis en instalaciones de riesgo. Documento Técnico de Salud Pública nº 58.1999.
18. Boletín Oficial del Estado. Real Decreto 865/2003, de 4 de julio, sobre criterios higiénico-sanitarios para la prevención y control de la legionelosis. BOE núm. 171, 18/7/2003.
19. Ministerio de Sanidad y Consumo. Guías Técnicas para la prevención de la legionelosis en instalaciones de riesgo: Sistemas de Agua Caliente Sanitaria. Agua fría de Consumo Humano. Torres de refrigeración y condensadores evaporativos. Sistemas de agua climatizada con agitación constante y recirculación a través de chorros de alta velocidad o inyección de aire.
20. Manual para la Prevención de la Legionelosis en Instalaciones de Riesgo. Documentos de Sanidad Ambiental. 2006. Dirección General de Salud Pública y Alimentación. Instituto de Salud Pública. Comunidad de Madrid
21. Grupo de trabajo de la Sociedad Española de Medicina Preventiva, Salud Pública e Higiene (SEMPSPH) y el INSALUD. Recomendaciones para la vigilancia, prevención y control de las infecciones en hospitales en obras. Ministerio de Sanidad y Consumo e INSALUD. Madrid, 2000.
22. Boletín Oficial del Estado. Orden SCO/3719/2005, de 21 de noviembre, sobre sustancias para el tratamiento del agua destinada a la producción de agua de consumo humano.



ANEXO. RESIDUOS BIOSANITARIOS ESPECIALES (CLASE III)**GRUPO 1. RESIDUOS DE PACIENTES CON INFECCIONES ALTAMENTE VIRULENTAS, ERRADICADAS, IMPORTADAS O DE MUY BAJA INCIDENCIA EN ESPAÑA**

Cualquier residuo en contacto con pacientes afectados de las siguientes enfermedades infecciosas:

- Fiebres hemorrágicas víricas:
 - Fiebre hemorrágica del Congo-Crimea vs Crimea-Congo
 - Fiebre de Lassa
 - Marburg
 - Ébola
 - Fiebre hemorrágica Argentina (Junin)
 - Fiebre hemorrágica Boliviana (Machupo)
- Complejo encefalítico transmitido por artrópodos vectoriales (arbovirus): Ab-settarow, Hanzalova, Hypr, Kumlinge, Kiasanur Forest Disease, Fiebre hemorrágica de Omsk, Russian spring-summer encephalitis.
 - Herpes virus simiae (Monkey B virus)
 - Rabia
 - Carhunco (Bacillus Anthracis)
 - Muermo
 - Mieloidosis
 - Difteria
 - Tularemia
 - Viruela (erradicada)

GRUPO 2. RESIDUOS DE PACIENTES CON INFECCIONES DE TRANSMISIÓN ORAL - FECAL

Cualquier residuo contaminado con heces de pacientes afectados de las siguientes infecciones:

- Cólera
- Disentería amebiana



GRUPO 3. RESIDUOS DE PACIENTES CON INFECCIONES DE TRANSMISIÓN POR AEROSOLES

Cualquier residuo contaminado con secreciones respiratorias de pacientes con las siguientes infecciones:

- Tuberculosis.
- Fiebre Q.

GRUPO 4. FILTROS DE DIÁLISIS DE PACIENTES INFECCIOSOS

Filtros de diálisis de máquinas reservadas a pacientes portadores de las siguientes infecciones de transmisión sanguínea:

- Hepatitis B.
- Hepatitis C.
- Virus de la Inmunodeficiencia Humana (VIH).

GRUPO 5. RESIDUOS PUNZANTES O CORTANTES

Todo instrumento u objeto utilizado en la actividad sanitaria, con independencia de su origen, que tenga esquinas, bordes o salientes capaces de cortar o pinchar, incluyendo, sin carácter limitativo:

- Agujas hipodérmicas, hojas de bisturí, lancetas, capilares, portaobjetos, cubreobjetos, pipetas Pasteur y similares.
- Artículos de cristal rotos, si han estado en contacto con productos biológicos.

GRUPO 6. CULTIVOS Y RESERVAS DE AGENTES INFECCIOSOS

Residuos de actividades de análisis o experimentación microbiológicos, contaminados con agentes infecciosos o productos biológicos derivados, tales como:

- Cultivos de agentes infecciosos y material de desecho en contacto con ellos: Placas de Petri, hemocultivos, extractos líquidos caldos, instrumental contaminado, etcétera.
- Reservas de agentes infecciosos
- Vacunas vivas o atenuadas, salvo materiales manchados de un solo uso.

GRUPO 7. RESIDUOS DE ANIMALES INFECCIOSOS

Cadáveres, partes del cuerpo y otros residuos anatómicos de animales de experimentación que hayan sido inoculados con los agentes infecciosos responsables de las infecciones que se citan en los Grupos 1, 2, 3 y 4, así como residuos procedentes de los lechos de estabulación de tales animales.

GRUPO 8. CANTIDADES IMPORTANTES DE LÍQUIDOS CORPORALES, ESPECIALMENTE SANGRE HUMANA

- Recipientes conteniendo más de 100 ml de líquidos corporales
- Muestras de sangre o productos derivados, en cantidades superiores a 100 ml

GRUPO 9. RESIDUOS ANATÓMICOS HUMANOS

Tejidos o partes del cuerpo de pequeña entidad, a excepción de piezas dentarias, incluidos productos de la concepción, obtenidos como consecuencia de traumatismos o durante actividades quirúrgicas o forenses, no conservadas mediante formaldehído u otro producto químico.

10. Normas, vacunas y recomendaciones al personal sanitario



10.1. Normas de vestimenta y circulación en áreas de riesgo

10.2. Vacunación en profesionales de la salud

10.3. Recomendaciones laborales

10.1. Normas de vestimenta y circulación en áreas de riesgo

10.1.1. Quirófanos

10.1.2. Unidades de aislamiento protector

AUTORAS:

- Jimeno Maestro, Josefina y Figuerola Tejerina Angels ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital La Princesa.

Basándonos en el riesgo de infección que presentan los pacientes atendidos en los diferentes Servicios del Hospital, distinguimos tres grandes áreas hospitalarias: alto riesgo, riesgo intermedio y riesgo menor.

Las áreas de alto riesgo son los quirófanos y las unidades de aislamiento protector para la hospitalización de pacientes inmunodeprimidos (Unidades de trasplante y Unidades de quemados). Las áreas de riesgo intermedio comprenden todas aquellas unidades que asisten a pacientes críticos (Medicina Intensiva, Neonatología, Reanimación, Preparación de citostáticos y nutriciones parenterales, Criopreservación, Laboratorios y Urgencias)

Una de las medidas recomendadas para conseguir y mantener un nivel adecuado de bioseguridad ambiental en el hospital, son las normas de circulación y disciplina de todo el personal que accede a las áreas de riesgo.

10.1.1. QUIRÓFANOS

- Para entrar en el bloque quirúrgico es imprescindible llevar el uniforme del hospital. Con dicho uniforme sólo se puede acceder a la zona de vestuarios o a reanimación.
- Para acceder a las áreas quirúrgicas, propiamente dichas, será preciso cambiarse de ropa (pijama de quirófano), cubrirse el cabello con un gorro (quedando todo él recogido) y utilizar mascarilla. La mascarilla debe cubrir totalmente nariz y barbilla. No se debe tocar mientras se lleva puesta. Al quitársela hay que desecharla inmediatamente (no se debe guardar nunca en el bolsillo ni llevarla colgada) ya que se recomienda cambiarla entre intervenciones.
- El sistema de climatización de los quirófanos debe permanecer siempre en funcionamiento, aunque no exista actividad quirúrgica, para evitar contaminaciones. El aire sufrirá 3 niveles de filtración: un prefiltrado cuya eficacia es del 25%, un filtrado del 90% y una filtración absoluta (HEPA) de eficacia superior al 99,97%. Los quirófanos dispondrán de presión positiva respecto a las áreas adyacentes y las puertas de acceso permanecerán siempre cerradas, abriéndose sólo momentáneamente para permitir el paso del material y de las personas autorizadas.
- Una vez se haya abandonado la zona de circulación restringida del bloque quirúrgico se debe eliminar, en una papelera, el gorro y la mascarilla y se debe cambiar el pijama quirúrgico por el uniforme del hospital.



- La circulación en las áreas quirúrgicas debe ser unidireccional y restringida. Se debe reducir al máximo el número de personas que accedan al quirófano. A ser posible, todo el material e instrumental que previsiblemente vaya a ser utilizado en cada tipo de intervención deberá haber sido depositado en el quirófano antes de iniciarse el procedimiento quirúrgico, evitando así la excesiva circulación entre las distintas áreas.

10.1.2. UNIDADES DE AISLAMIENTO PROTECTOR

- Se debe restringir la entrada tanto del personal como de las visitas al mínimo imprescindible. Las habitaciones de aislamiento protector deben ser individuales, dotadas con sistema de filtración del aire mediante filtros HEPA y con presión positiva respecto a las áreas adyacentes. Las puertas y las ventanas permanecerán siempre cerradas.
- Para entrar en la habitación se realizará una higiene de manos y se utilizarán guantes. Los guantes serán estériles siempre que se vaya a realizar cualquier tipo de cura o instrumentación al paciente.
- Es necesario entrar en la habitación con mascarilla de protección espiratoria (mascarilla quirúrgica). En caso de ser imprescindible que el paciente salga de la habitación, deberá utilizar una mascarilla de protección inspiratoria (respirador).



10.2. Vacunación en profesionales de la salud

10.2.1. Introducción

10.2.2. Objetivos de la vacunación

10.2.3. Destinatarios. A quién va dirigida

10.2.4. Clasificación de las vacunas

10.2.5. Vacunas recomendadas en personal sanitario

10.2.6. Vacunas indicadas en ciertas circunstancias

10.2.7. Vacunas recomendadas en todos los adultos

10.2.8. Bibliografía

AUTORES:

- Arrazola Martínez, M^a Pilar; De Juanes Pardo, José Ramón; y García de Codes Ilario, Aurelia ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Servicio de Medicina Preventiva. Hospital Universitario 12 de Octubre.

10.2.1. INTRODUCCIÓN

El mantenimiento de la inmunidad es esencial en los programas de prevención y control de infección dirigidos a los trabajadores sanitarios. Un uso adecuado de los productos inmunobiológicos salvaguarda la salud de los sanitarios y protege a los pacientes de padecer una infección como consecuencia de la exposición a trabajadores infectados.

Todo centro sanitario debe contar con un servicio encargado de desarrollar el programa de vacunación del personal, que ha de realizarse de forma integrada con la vigilancia sanitaria de su estado de salud y el programa de vigilancia y control de las infecciones nosocomiales.

10.2.2. OBJETIVOS DE LA VACUNACIÓN

Los objetivos de la vacunación de trabajadores sanitarios son, fundamentalmente:

- Protegerles del riesgo de contraer determinadas enfermedades transmisibles.
- Evitar que puedan ser fuente de contagio para los pacientes a los que atienden, para otros trabajadores o para la comunidad.
- Proteger su salud, en caso de que, por determinadas circunstancias (inmuno-compromiso, enfermedades crónicas...) esté expuesto a un mayor riesgo de contagio o de complicaciones derivadas de la adquisición de ciertas enfermedades infecciosas en el trabajo.

10.2.3. DESTINATARIOS. A QUIÉN VA DIRIGIDA

El programa debe incluir a los profesionales sanitarios y a los estudiantes de medicina, enfermería y otras disciplinas de ciencias de la salud que cursen sus estudios en el centro, así como a todas aquellas personas que realicen actividades rutinariamente en él (contratas de limpieza, cafetería, voluntariado, etc.).

Siguiendo las recomendaciones contenidas en el anexo VI del Real Decreto 664/1997, sobre la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos durante el trabajo, cuando exista riesgo para ellos por exposición a agentes biológicos para los que hay vacunas eficaces, éstas deberán ponerse a su disposición. Las vacunas administradas deberán ser anotadas en un carnet vacunal que se proporcionará al trabajador.

10.2.4. CLASIFICACIÓN DE LAS VACUNAS

Las vacunas de un programa de inmunización dirigido a trabajadores sanitarios, debe basarse en las obligaciones laborales y riesgos infecciosos existentes en el centro.

El Comité Asesor sobre Prácticas de Inmunización (ACIP) y el Comité Asesor sobre Prácticas de Control de la Infección Hospitalaria (HICPAC) de EE.UU. establecen tres grupos de vacunas según su interés para el personal sanitario (*Tabla 1*):

1. Vacunas recomendadas a todos los sanitarios
2. Vacunas con indicación limitada a ciertas circunstancias
3. Vacunas recomendadas a todos los adultos

**TABLA 1. CLASIFICACIÓN DE LAS VACUNAS
DIRIGIDAS AL PERSONAL SANITARIO**

VACUNAS RECOMENDADAS	VACUNAS INDICADAS EN CIERTAS CIRCUNSTANCIAS	VACUNAS RECOMENDADAS A TODOS LOS ADULTOS
Hepatitis B Gripe Sarampión Parotiditis Rubéola Varicela	Hepatitis A Enfermedad meningocócica Fiebre amarilla Fiebre tifoidea Polio Rabia Tuberculosis	Tétanos Difteria Tos ferina Neumococo

10.2.5. VACUNAS RECOMENDADAS EN PERSONAL SANITARIO

A) HEPATITIS B

El virus de la hepatitis B (VHB), que se transmite a través del contacto con sangre o fluidos corporales contaminados, es el principal riesgo infeccioso para los trabajadores sanitarios.

El riesgo de infección por VHB depende de la prevalencia de portadores de AgHBs en la población asistida, de la frecuencia de exposiciones percutáneas y contactos cutáneo-mucosos a sangre o fluidos corporales contaminados y de la experiencia del trabajador. Por ello, los sanitarios y los estudiantes de ciencias de la salud que desarrollen tareas que impliquen este tipo de accidentes deben estar vacunados, preferiblemente antes de su incorporación al trabajo.

No se recomienda cribaje serológico prevacunal. El test postvacunal (1-2 meses después de completar la vacunación) para cuantificar la respuesta de anticuerpos contra el antígeno de superficie (anti-HBs), sólo estaría indicado en trabajadores con riesgo de exposición elevado, porque en caso de accidente su conocimiento permite determinar la profilaxis postexposición necesaria. Si la respuesta postvacunal es adecuada, no se monitorizará periódicamente el título de anti-HBs. En los no respondedores (anti-HBs < 10 UI/ml), se recomienda una segunda pauta vacunal completa (3 dosis) y



si tampoco responden, se suspende la vacunación, realizando profilaxis pasiva en caso de accidente con fuente AgHBs positiva.

Aunque los anticuerpos inducidos por la vacuna declinan con el tiempo, la inmunidad inducida sigue protegiendo de enfermedad clínica y de viremia de VHB detectable, por lo que no se recomiendan dosis de recuerdo sistemáticamente.

Vacuna frente a hepatitis B

Se dispone de vacunas elaboradas con técnicas de ingeniería genética. Deben administrarse preferentemente por vía intramuscular.

La pauta clásica (tres dosis a los 0, 1 y 6 meses) induce protección en el 92-95% de los adultos inmunocompetentes; en inmunocomprometidos pueden ser necesarias dosis más elevadas o mayor número de dosis.

También están autorizadas otras pautas rápidas de inmunización:

- a) Tres dosis a los 0, 1, 2 meses, con una cuarta dosis a los 12 meses.
- b) Tres dosis los días 0, 7 y 21, con una cuarta dosis pasados 6-12 meses.

B) GRIPE

Los sanitarios pueden transmitir el virus de la gripe a pacientes durante el período de incubación o durante la infección subclínica o con síntomas leves, por lo que deberían ser vacunados antes de la época de la gripe, como parte del programa de control de infección nosocomial del centro.

Aunque por la alta contagiosidad del virus de la gripe en períodos de epidemia toda la población está en riesgo, la vacunación se dirige fundamentalmente a:

- Sanitarios que atienden pacientes con alto riesgo de complicaciones de la gripe.
- Sanitarios mayores de 60 años.
- Sanitarios con ciertas patologías crónicas: enfermedad cardiovascular o pulmonar crónica, personas que necesitaron seguimiento médico u hospitalización durante el año precedente por enfermedad metabólica crónica (incluida diabetes), disfunción renal, hemoglobinopatías o inmunosupresión (incluida infección por VIH).
- Sanitarias embarazadas cuyo segundo o tercer trimestre de gestación coincida con la temporada gripal.

Una cobertura vacunal elevada en sanitarios se asocia con la prevención de casos de infección y de brotes. Pero, a pesar de los datos a favor de la inmunización, coberturas vacunales en este colectivo son bajas. Entre las estrategias diseñadas para mejorarlas

se incluyen la educación sanitaria, la inmunización obligatoria de sanitarios que atienden pacientes de alto riesgo y el desplazamiento del personal sanitario encargado de las inmunizaciones, a las distintas áreas laborales para vacunar in situ.

Vacuna frente a gripe

Están disponibles vacunas trivalentes de virus inactivados, que incluyen dos subtipos del virus influenza A y uno del B. Su composición se actualiza cada temporada, según los datos de la vigilancia epidemiológica realizada por la Organización Mundial de la Salud (OMS).

Se recomienda una única dosis cada año.

C) SARAMPIÓN, PAROTIDITIS Y RUBÉOLA

Aunque actualmente el sarampión es una enfermedad poco frecuente, se considera que el riesgo de adquisición en sanitarios es superior al de la población general, por un mayor contacto con personas que padecen esta enfermedad. Además, según distintos estudios, los sanitarios son la fuente del 5-10% de los casos de sarampión registrados. Se recomienda la vacunación de los trabajadores que no presenten pruebas de inmunidad (diagnóstico médico o vacunación previa documentada, inmunidad demostrada en el laboratorio) antes de su incorporación al puesto, independientemente de la edad y el área de trabajo. No es necesario cribaje serológico prevacunal.

La transmisión nosocomial de la parotiditis se ha descrito con cierta frecuencia en los últimos años aunque, en general, han sido casos esporádicos. La vacuna está indicada en todos los adultos sospechosos de ser susceptibles (antecedente dudoso de enfermedad o vacunación). No se recomienda realizar sistemáticamente cribaje prevacunal.

El objetivo fundamental de la vacunación frente a rubéola es prevenir la infección congénita por este virus, cuyas consecuencias pueden ser graves. La vacuna se recomienda en sanitarios al comenzar la actividad laboral, independientemente de sexo, edad y lugar de trabajo, a menos que existan pruebas de su inmunidad (vacunación previa documentada o IgG anti-rubéola positiva). Se recomienda cribaje prevacunal, ya que el antecedente de inmunidad por la historia clínica tiene baja capacidad de predicción de la presencia o ausencia de anticuerpos.

Vacuna frente a sarampión, parotiditis y rubéola – Triple vírica

En España actualmente no hay vacunas monovalentes disponibles y se utiliza la triple vírica, que incluye virus atenuados de sarampión, parotiditis y rubéola y se administra por vía subcutánea.



D) VARICELA

La transmisión del virus varicela-zoster en hospitales es frecuente y las epidemias nosocomiales de varicela pueden causar morbilidad importante en pacientes de alto riesgo. Las fuentes de infección pueden ser los pacientes, los trabajadores o las visitas durante el periodo de incubación de la enfermedad.

Se recomienda la vacunación de todos los trabajadores susceptibles y especialmente de aquéllos que atienden pacientes con alto riesgo de complicaciones graves por esta infección:

- Neonatos prematuros nacidos de madres susceptibles.
- Prematuros de menos de 28 semanas de gestación o con un peso inferior a 1.000 gr. al nacimiento, independientemente de la situación inmunitaria de la madre respecto a varicela.
- Mujeres embarazadas.
- Personas inmunocomprometidas.

La vacuna también es útil en la profilaxis postexposición, siempre que se administre en las primeras 72 horas tras el contacto.

En caso de rash postvacunal, el trabajador debería ser retirado del contacto con pacientes de riesgo hasta la desaparición del mismo.

Se recomienda cribaje serológico prevacunal del personal con antecedentes negativos o dudosos de varicela, pero no control postvacunal.

Vacuna frente a varicela

Se dispone de vacunas de virus varicela-zoster atenuados. La pauta vacunal recomendada consta de dos dosis (administradas por vía subcutánea) separadas por un intervalo de 4-8 semanas.

10.2.6. VACUNAS INDICADAS EN CIERTAS CIRCUNSTANCIAS

Las razones para incluir las vacunas en esta sección son:

- Existe transmisión nosocomial, pero los sanitarios no tienen un mayor riesgo como consecuencia de la exposición ocupacional (p. ej. hepatitis A).
- Hay vacunas disponibles, pero no se recomienda su uso rutinario en sanitarios (p. ej. vacuna frente a meningococo)



A) HEPATITIS A

La transmisión nosocomial del VHA es infrecuente. Se han descrito brotes intrahospitalarios en escasas ocasiones, normalmente asociados a comer o beber en el lugar de trabajo y a la atención de pacientes infectados sin las medidas de protección adecuadas.

Generalmente no existe un riesgo superior de hepatitis A para el personal sanitario y aunque en el hospital deberían ser inmunizados todos los trabajadores susceptibles antes de incorporarse al medio laboral, la vacuna está especialmente indicada en: manipuladores de alimentos, personal de laboratorio en contacto con heces, trabajadores de laboratorios de investigación que manejen el VHA y primates infectados con el VHA, sanitarios que viajen a áreas de alta endemicidad, cooperantes, personal de instituciones para deficientes mentales y personal de limpieza y recogida de residuos.

No se recomienda cribaje prevacunacional en los nacidos después de 1960. No es necesario control postvacunal por la elevada inmunogenicidad de la vacuna.

La vacuna combinada frente a hepatitis A y B es el preparado de elección en caso de susceptibilidad a los dos virus.

Vacuna frente a hepatitis A

En la actualidad se dispone de tres vacunas de virus enteros inactivados y otra de virus inactivados con adyuvante virosómico, de eficacia equiparable.

La inmunización primaria (1 dosis) induce la formación de anticuerpos en más del 95% de los vacunados a las 2-3 semanas de la administración de la vacuna por vía intramuscular. Para conseguir inmunidad a largo plazo, se recomienda una dosis de recuerdo a los seis y doce meses de la primera.

Vacuna combinada frente a hepatitis A y B

Esta vacuna contiene VHA inactivados y antígeno de superficie del VHB obtenido por ingeniería genética.

La pauta clásica de primovacunación consta de tres dosis (0, 1, 6 meses) administradas por vía intramuscular. También está autorizada una pauta rápida con 3 dosis a los 0, 7, 21 días y una cuarta a los 12 meses.



B) ENFERMEDAD MENINGOCÓCICA

La transmisión nosocomial de *Neisseria meningitidis* es muy rara, pero puede producirse por contacto directo con secreciones orofaríngeas de pacientes infectados con meningococemia o meningitis meningocócica.

La vacuna no se recomienda de forma sistemática; sólo debe considerarse en trabajadores de laboratorios expuestos, de forma rutinaria, a aerosoles que puedan contener *N. meningitidis* de los serogrupos incluidos en las vacunas y en sanitarios que viajen a áreas de alta endemicidad (sobre todo si el contacto con la población local va a ser prolongado).

Vacuna frente a meningococo

En España se dispone de una vacuna de polisacáridos de *N. meningitidis* de los serogrupos A y C y de una vacuna conjugada frente a *N. meningitidis* del serogrupo C. Una vacuna polisacarídica tetravalente (A, C, Y, W135) está disponible como medicación extranjera.

Para la vacuna de polisacáridos se recomienda una dosis por vía subcutánea profunda o intramuscular en deltoides. La administración de dosis de recuerdo deberá valorarse según las circunstancias epidemiológicas.

Cuando esté indicada, en adultos se recomienda una única dosis de vacuna conjugada por vía intramuscular.

C) FIEBRE AMARILLA

Se recomienda vacunar al personal de laboratorio que pudiera estar expuesto al virus de fiebre amarilla y a viajeros a áreas donde se exija o recomiende la vacuna.

Vacuna frente a fiebre amarilla

En España está disponible, como medicación extranjera, una vacuna de virus vivos atenuados.

La inmunización consiste en una dosis de vacuna administrada por vía subcutánea. La protección comienza a los 10 días de la primovacunación y al día siguiente de la revacunación; en personas con exposición continuada está indicada una dosis de refuerzo cada 10 años.

D) FIEBRE TIFOIDEA

La *Salmonella typhi*, al igual que otros patógenos entéricos, puede ser transmitida nosocomialmente a través de las manos de trabajadores infectados.

No se recomienda la vacunación sistemática de los sanitarios, pero sí la de aquellos que trabajen en laboratorios de microbiología expuestos a *Salmonella typhi* o que viajen a áreas de alta endemicidad.

Vacuna frente a fiebre tifoidea

En España están disponibles una vacuna inactivada, elaborada con polisacárido VI y otra atenuada, preparada con la cepa Ty21a.

La primovacunación con la vacuna de polisacárido VI consta de una sola dosis administrada por vía subcutánea o intramuscular; si persiste el riesgo de infección, se recomienda una dosis cada 2 años. Para la vacuna atenuada la pauta consta de 3 dosis (cápsulas entéricas) administradas por vía oral a días alternos; la revacunación (una nueva pauta completa) se recomienda cada 5 años.

E) POLIO

En nuestro medio el riesgo de infección por poliovirus en sanitarios es muy bajo debido a la eliminación de la infección salvaje, por lo que el riesgo de exposición sería por contacto con un caso importado o con un paciente asintomático pero excretor de poliovirus.

La vacuna sólo está indicada en personal de laboratorio que trabaja con poliovirus, sanitarios que atienden a pacientes excretores de poliovirus salvaje y viajeros a áreas de alta endemicidad o en situaciones de brote epidémico.

No es necesaria una vacunación primaria en adultos previamente vacunados, siendo suficiente la administración de una dosis de la vacuna frente a polio inactivada (VPI). En adultos no vacunados se recomienda una pauta completa de 3 dosis (0, 1-2 meses, 6-12 meses).

Vacuna frente a polio

Se dispone de una vacuna de poliovirus inactivados de potencia aumentada (VPIa) que se administra por vía intramuscular o subcutánea en deltoides.



F) RABIA

La inmunización preexposición debería ser considerada en trabajadores de ciertos laboratorios y sanitarios que deban pasar más de un mes en áreas endémicas. En caso de riesgo continuo de exposición hay que administrar una dosis de refuerzo o hacer una determinación de anticuerpos antirrábicos cada 2 años.

Vacuna frente a rabia

Actualmente en España se dispone de una vacuna de virus de rabia cultivados en células de embrión de pollo purificadas (PCEC) e inactivados.

La pauta de vacunación varía según la vacuna se utilice como profilaxis pre o postexposición. La profilaxis preexposición elimina la necesidad de administrar gammaglobulina antirrábica (IGR), reduce el número de dosis de vacuna necesarias tras una exposición y, aumenta el intervalo de seguridad entre la exposición y el inicio del tratamiento, pero no evita la profilaxis postexposición.

Como profilaxis preexposición se recomiendan 3 dosis los días 0, 7 y 21, como pauta más rápida, administradas por vía intramuscular en deltoides. En caso de necesidad, por limitación en la disponibilidad de vacunas, pueden administrarse dosis de 0,1 ml. por vía intradérmica.

Las pautas de profilaxis postexposición son variadas y el número de dosis recomendadas varía en función de los antecedentes vacunales del individuo expuesto. En personas previamente vacunadas se recomiendan dos dosis, los días 0 y 3. En individuos expuestos no vacunados el número de dosis varía según las pautas, pero la más utilizada incluye 5 dosis, los días 0, 3, 7, 14 y 28; en estos casos, hay que administrar, además, la IGR (profilaxis mixta postexposición).

G) TUBERCULOSIS

La vacuna no se recomienda de forma rutinaria en sanitarios porque su eficacia es incierta y, además, puede interferir la interpretación de una prueba de tuberculina administrada posteriormente para detectar infección.

La vacunación con BCG sólo debería considerarse en áreas de elevada prevalencia de tuberculosis multirresistente o en caso de aparición de brotes si la transmisión de las cepas resistentes a los trabajadores es probable (por deficientes condiciones de aislamiento) y se han implantado medidas de control de la infección pero no han sido eficaces.



Vacuna frente a tuberculosis – BCG

Se dispone de una vacuna frente a tuberculosis, la BCG, constituida por una cepa viva atenuada de *Mycobacterium bovis*. Se administra por vía intradérmica, generalmente en deltoides, en una única dosis de 0,1 ml.

10.2.7. VACUNAS RECOMENDADAS EN TODOS LOS ADULTOS**A) TÉTANOS – DIFTERIA – TOSFERINA**

Para la inmunización de tétanos y difteria sólo deben utilizarse las vacunas formuladas específicamente para su uso en adultos: Td (toxoides tetánico y diftérico) o Tdpa (toxoides tetánico y diftérico, con antígenos acelulares de *Bordetella pertussis*).

La tosferina es altamente contagiosa y la transmisión en centros sanitarios está suficientemente documentada; pueden actuar como fuente de infección los pacientes, los trabajadores y las visitas. La vacuna Tdpa permite la correcta inmunización de los sanitarios frente a esta enfermedad, pero al no disponer de una vacuna monovalente frente a *B. pertussis*, la inmunización contra la tosferina depende de la pauta vacunal frente a tétanos y difteria.

Los adultos con historia incierta de una vacunación primaria completa deberían recibir una serie de 3 dosis (0, 1-2 meses, 6-12 meses); para asegurar protección continuada hay que administrar dosis de refuerzo cada 10 años. En caso de primovacunación se administrarán las dos primeras dosis de Td y se usará Tdpa en la tercera y como refuerzo; en personas con situación inmunológica desconocida y en contacto con recién nacidos o lactantes podría administrarse Tdpa como primera dosis y completar la pauta vacunal con Td, si bien esta indicación está sujeta a las conclusiones de los estudios clínicos en curso y las recomendaciones del fabricante y las autoridades sanitarias sobre la vacuna Tdpa.

En caso de lesiones tetanígenas en personas no vacunadas o mal vacunadas debe usarse Td, por su mayor contenido en toxoide tetánico respecto a Tdpa.

Vacuna frente a tétanos, difteria y tosferina

Se dispone para uso en adultos de una vacuna monovalente frente a tétanos (T), una bivalente (Td), que combina los toxoides tetánico y diftérico y otra trivalente (Tdpa), que a los dos toxoides añade tres antígenos de *Bordetella pertussis*. Deben administrarse por vía intramuscular, preferentemente en deltoides.

B) NEUMOCOCO

El neumococo es el principal agente etiológico de las neumonías extrahospitalarias en el adulto, con una incidencia de 4-8 casos/1000 en mayores de 60 años. Se recomienda la vacunación en los siguientes casos:

- Personas mayores de 65 años.
- Sanitarios con patologías crónicas que incrementan el riesgo de enfermedad neumocócica, sus complicaciones o el riesgo de enfermedad severa: patología cardiovascular crónica, enfermedad pulmonar crónica, diabetes mellitus, alcoholismo, hepatopatía crónica, fístulas de LCR o anemia de células falciformes.
- Sanitarios con asplenia anatómica o funcional.
- Sanitarios con alteración del sistema inmune: infección por VIH, enfermedad de Hodgkin, linfomas, leucemia, mieloma múltiple, insuficiencia renal crónica, síndrome nefrótico e inmunosupresión por quimioterapia o trasplante.

Vacuna frente a neumococo

Se dispone de una vacuna de polisacáridos capsulares de 23 serotipos de neumococo.

La primovacunación consta de 1 dosis. No se recomienda la revacunación sistemática, aunque debe considerarse la administración de un recuerdo en personas de alto riesgo (asplenia, inmunocompromiso, insuficiencia renal crónica, síndrome nefrótico), pasados 5 años de la primera dosis.

10.2.8. BIBLIOGRAFÍA

1. Bautista D, Vila B, Uso R, Tellez M, Zanon V. Predisposing, reinforcing, and enabling factors influencing influenza vaccination acceptance among healthcare workers. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2006; 27 (1): 73-77.
2. Centers for Disease Control and Prevention. Immunization of Health-Care Workers. Recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP) and the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR* 1997; 46 (RR-18): 1-42.
3. Centers for Disease Control and Prevention. Prevention of Hepatitis A through Active or Passive Immunization. Recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP). *MMWR* 2006; 55 (RR-07): 1-23.
4. de Juanes JR, Arrazola MP. Vacunación en sanitarios. En: de Juanes JR, editor. *Vacunaciones en el adulto. Guía y recomendaciones*. Madrid: ASFORISP; 2003. p. 187-202.



5. de Juanes JR, Gil A, San-Martín M, González A, Esteban J, García de Codes A. Seroprevalence of varicella antibodies in healthcare workers and health sciences students. Reliability of self-reported history of varicella. *Vaccine* 2005; 23 (12): 1434-1436.
6. Floreani A, Baldo V, Cristofolletti M, Renzulli G, Valeri A, Zanetti C et al. Long-term persistence of anti-HBs after vaccination against HBV: an 18-year experience in health care workers. *Vaccine* 2004; 22: 607-610.
7. García de Codes A, Arrazola MP, de Juanes JR, Sanz MI, Jaen F, Lago E. Vacunación frente a la gripe en trabajadores de un hospital general. Estrategias para incrementar su cobertura. *Med Clin (Barc)* 2004; 123: 532-534.
8. Ziegler E, Roth C, Wreghitt T. Prevalence of measles susceptibility among health care workers in a UK hospital. Does the UK need to introduce a measles policy for its health care workers? *Occup Med (Lond)* 2003; 53: 398-402.
9. Zimmerman RK, Middleton DB. Vaccines for persons at high risk due to medical conditions, occupation, environment, or lifestyle, 2005. *J Fam Pract* 2005; 54 (Suppl 1): S27-36.



10.3. Recomendaciones laborales

10.3.1. Introducción

10.3.2. Evaluación del personal sanitario

10.3.3. Medidas preventivas ante exposiciones a agentes biológicos de los trabajadores de los centros sanitarios

10.3.4. Bibliografía

AUTORAS:

- Caso Pita, Covadonga ⁽¹⁾
- Martín Martínez, M^a Auxiliadora ⁽²⁾

⁽¹⁾ Servicio de Prevención Riesgos Laborales. Hospital Clínico San Carlos.

⁽²⁾ MIR. Medicina Preventiva y Salud Pública. Hospital Universitario La Paz.

10.3.1. INTRODUCCIÓN

El riesgo biológico ocupa un lugar destacado dentro de los riesgos para los trabajadores sanitarios: las enfermedades profesionales son fundamentalmente por agentes biológicos y los accidentes de trabajo en los que están involucrados los agentes biológicos (inoculaciones accidentales) son muy frecuentes en nuestro medio.

Es muy importante garantizar la protección de los trabajadores sanitarios frente a enfermedades infecciosas cuando se contraen en la edad adulta. A su vez, se evita que los trabajadores sanitarios se conviertan en una fuente de contagio para los pacientes, en especial para los inmunodeficientes.

No obstante y además de lo mencionado anteriormente, la protección de los trabajadores frente a los riesgos laborales, y concretamente frente a agentes biológicos, es una obligación legal para el empresario, como queda establecido en la Legislación española.

En el año 2001 el Ministerio de Sanidad y Consumo publicó el Protocolo Ministerial de Vigilancia Sanitaria específica frente a Agentes Biológicos; en él se recoge la estrategia general para la protección de los trabajadores frente a agentes biológicos y algunos protocolos específicos por enfermedades.

La vigilancia de la salud debemos entenderla como una medida preventiva más, de extraordinaria importancia para proteger al trabajador, donde se pueden aplicar los tres niveles de la prevención: primaria, secundaria y terciaria.

Aún habiendo ocurrido una exposición a una enfermedad infecciosa, la evaluación del trabajador expuesto permitirá aplicar medidas eficaces de profilaxis post-exposición y valorar si procede alguna recomendación o restricción laboral. Finalmente, un trabajador sanitario con una enfermedad potencialmente contagiosa debe recibir el tratamiento adecuado y debe valorarse si procede alguna restricción laboral.

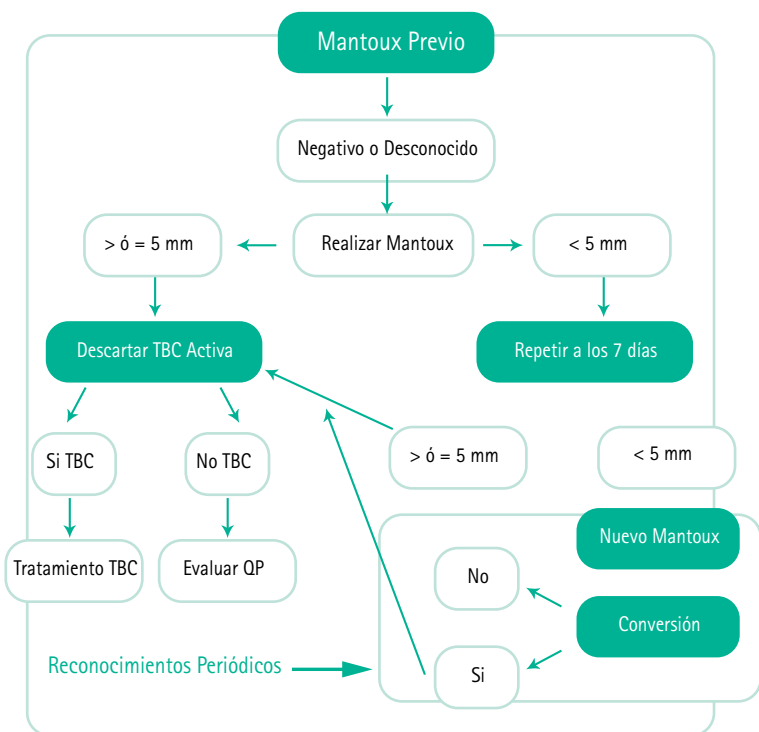
10.3.2. EVALUACIÓN DEL PERSONAL SANITARIO

- Antes de la incorporación al puesto de trabajo se realizará una historia clínica que deberá incluir:
 - a) Estado inmunitario e historia vacunal de enfermedades infecciosas prevenibles con vacunación (varicela, sarampión, parotiditis, rubeola, hepatitis B).
 - b) Historia de cualquier condición que se asocie a mayor riesgo de adquirir o transmitir enfermedades infecciosas.
 - c) Exámenes físicos y de laboratorio en función de los resultados de la historia clínica.



- d) Prueba de Mantoux a todo el personal que no se conozca que sea tuberculín (+) y que potencialmente pueda estar expuesto a enfermos con tuberculosis. En el *algoritmo 1* se resume el protocolo de actuación.

ALGORITMO 1. DESPISTAJE DE INFECCIÓN TUBERCULOSA EN RECONOCIMIENTOS INICIALES Y PERIÓDICOS



10.3.3. MEDIDAS PREVENTIVAS ANTE EXPOSICIONES A AGENTES BIOLÓGICOS DE LOS TRABAJADORES DE LOS CENTROS SANITARIOS

A) CONCEPTOS Y ACTUACIONES GENERALES

MEDIDAS PREVENTIVAS PARA LOS TRABAJADORES SANITARIOS (TS) ANTE EXPOSICIONES A AGENTES BIOLÓGICOS (AB)

REDUCCIÓN DE RIESGOS

- Establecer procedimientos de trabajo adecuados y utilizar técnicas apropiadas para evitar o minimizar la liberación de AB en el lugar de trabajo.
- Reducir al mínimo el número de trabajadores que estén o puedan estar expuestos.
- Adoptar medidas seguras para la recepción, manipulación y transporte de los AB.
- Adoptar medidas de protección colectiva, o en su defecto, de protección individual, cuando la exposición no pueda evitarse.
- Utilizar medios seguros para la recogida, el almacenamiento y la evacuación de residuos por los trabajadores.
- Utilizar medidas de higiene que eviten o dificulten la dispersión del AB fuera del lugar del trabajo.
- Utilizar una señal de peligro específica y de otras señales de advertencia.
- Implantar planes frente a la accidentalidad por AB.

MEDIDAS HIGIÉNICAS

- Prohibir que los trabajadores coman, beban o fumen en las zonas de trabajo en las que exista dicho riesgo.
- Proveer de ropas de protección, apropiadas o especiales.
- Disponer de retretes y cuartos de aseo, que incluyan productos para la limpieza ocular y antisépticos para la piel.
- Disponer de lugar adecuado para almacén de los equipos de protección y verificar su limpieza y buen funcionamiento.
- Especificar los procedimientos de obtención, manipulación y procesamiento de muestras de origen humano o animal.
- Los trabajadores dispondrán de tiempo para su aseo personal y deberán quitarse las ropas de trabajo y equipos de protección que puedan estar contaminados por AB y guardarlos en lugares que no contengan otras prendas, no pudiendo llevarlos a su domicilio. La ropa de trabajo y los equipos de protección deberán ser lavados, descontaminados y en su caso destruidos.



MEDIDAS PREVENTIVAS PARA LOS TRABAJADORES SANITARIOS ANTE EXPOSICIONES A AGENTES BIOLÓGICOS (CONT. 2)

INFORMACIÓN Y FORMACIÓN DE LOS TRABAJADORES

- Los trabajadores serán informados sobre las medidas relativas a la seguridad y la salud, y recibirán una formación sobre:
 - Los riesgos potenciales para la salud.
 - Las precauciones que deberán tomar para prevenir la exposición.
 - Las disposiciones en materia de higiene.
 - La utilización y empleo de ropa y equipos de protección individual.
 - Las medidas que deberán adoptar los trabajadores en el caso de incidentes y para la prevención de éstos.
- Dicha información se impartirá cuando el trabajador se incorpore a un trabajo que suponga un contacto con AB y periódicamente si fuera necesario.
- Se darán instrucciones escritas en el lugar de trabajo, y si procede, se colocarán avisos, que contengan como mínimo el procedimiento que habrá de seguirse en caso de accidente o incidentes graves que impliquen la manipulación de un AB, y en caso de manipulación de un AB del grupo 4, según la clasificación del RD 664/1997.
- Los TS comunicarán inmediatamente un accidente/incidente que implique la manipulación de un AB al responsable de prevención.
- Los trabajadores recibirán información de los accidentes o incidentes que hubiesen provocado la liberación de un AB capaz de producir una grave infección o enfermedad, así como de su causa y de las medidas adoptadas.

PRECAUCIONES ESTÁNDAR

- Véase capítulo 3.



MEDIDAS PREVENTIVAS PARA LOS TRABAJADORES SANITARIOS (TS) ANTE EXPOSICIONES A AGENTES BIOLÓGICOS (AB) (CONT. 3)

VIGILANCIA DE LA SALUD DE LOS TRABAJADORES EXPUESTOS A AB

Condiciones que predisponen al TS a padecer o transmitir una enfermedad infecciosa y que deben recogerse en su historia clínica son:

- Antecedentes de enfermedad infecciosa.
- Vacunas recibidas en la etapa infantil y adulta ó realización previa de algún tipo de quimioprofilaxis.
- Antecedentes de enfermedad crónica cardíaca y/o enfermedad pulmonar obstructiva crónica (asma, enfisema etc.)
- Enfermedades crónicas de la piel: riesgo de infección especialmente con gérmenes de tipo *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*.
- Enfermedades hemolíticas: especial susceptibilidad para infecciones por *Salmonella*, *Haemophilus*, Neumococo.
- Portadores de catéteres e implantes valvulares. Suelen presentar además inmunosupresión con alto riesgo de infección a través de la zona de inserción del catéter, fundamentalmente por *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, Candidas.
- Inmunocomprometidos: Los TS diagnosticados de neoplasias, neutropenias, transplantados, VIH, terapia esteroidea o inmunosupresora. Estos trabajadores pueden ser infectados por su propia microbiota o por la microbiota procedente del medio ambiente hospitalario. Con el paso del tiempo la flora normal cutánea, nasofaríngea o gastrointestinal puede ir cambiando y colonizarse con los microorganismos presentes en los lugares de trabajo. Las infecciones adquiridas en el medio hospitalario son debidas a Candidas, *S. coagulasa* negativos, *Staphylococcus aureus* y bacilos entéricos gram-negativos.
- Los microorganismos y las enfermedades infecciosas que suponen un mayor peligro para la embarazada son el CMV, Rubéola, Sarampión, Parotiditis, Varicela-Zoster, TBC, Gripe, Hepatitis E, Parvovirus B19.
- Trabajadores sanitarios con niños a su cargo, especialmente menores de un año. Los AB a los cuales el trabajador no está inmunizado, o aquellos que proporcionan solo una inmunidad parcial y no duradera, pueden producir un cuadro de infección o un estado de portador asintomático, pudiendo transmitir los microorganismos a sus contactos familiares. Podemos destacar entre los referidos: Virus de la Gripe, Tosferina, VRS, Rotavirus y TBC.

En la actualidad en nuestro país y en nuestra Comunidad debemos tener presente además, al trabajador inmigrante, con unos riesgos infecciosos en su país de origen que pueden ser muy diferentes a los de nuestro medio.



MEDIDAS PREVENTIVAS PARA LOS TRABAJADORES SANITARIOS (TS) ANTE EXPOSICIONES A AGENTES BIOLÓGICOS (AB) (CONT. 4)

DISPOSITIVOS DE BIOSEGURIDAD	DISPOSITIVOS DE SEGURIDAD (DS)	CONDICIONES MÍNIMAS QUE DEBEN REUNIR LOS DS
	<ul style="list-style-type: none"> • Agujas de seguridad para extracción de sangre con tubos de vacío. • Campanas para extracción por vacío. • Adaptadores para sistemas de extracción múltiple por vacío. • Catéteres periféricos de seguridad. • Válvulas simples y bifurcadas de seguridad para catéteres. • Agujas hipodérmicas de seguridad. • Jeringas para gasometrías con agujas de seguridad. • Agujas con aletas extracción • Agujas con aletas de seguridad para canalización de vía periférica. • Agujas de seguridad para fistulas arteriovenosas. • Agujas de seguridad para reservorio. • Agujas roma. • Jeringa de insulina con aguja incorporada de seguridad. • Lanceta automática de seguridad adulto y niños. • DS para incisión capilar. • Cortador de agujas. • Contenedores desechables. • Jeringa precargada estéril envasado unitario para lavado de vías IV. 	<ul style="list-style-type: none"> • La estructura de los dispositivos de seguridad tendrán siempre como fin primordial la eliminación de objetos punzocortantes. • El dispositivo de seguridad no debe comprometer en ningún caso la salud del paciente. • En todo caso, el mecanismo de seguridad debe estar integrado en el dispositivo. • La activación del mecanismo de seguridad habrá de manifestarse al usuario mediante una señal auditiva, táctil o visual. • El mecanismo de seguridad no podrá ser desactivado y mantendrá su actividad protectora hasta que el dispositivo esté depositado en un contenedor de objetos punzocortantes. • Siempre que sea posible la activación se realizará por el profesional sanitario utilizando sólo una mano. • El dispositivos de seguridad debe ser compatible con otros accesorios que puedan utilizarse. • El dispositivo de seguridad habrá de ser fácil de utilizar, práctico, fiable y eficaz para alcanzar su finalidad.



B) RECOMENDACIONES TRAS EXPOSICIÓN A AGENTES BIOLÓGICOS SEGÚN VÍA DE TRANSMISIÓN

- Enfermedades de transmisión aérea

TUBERCULOSIS

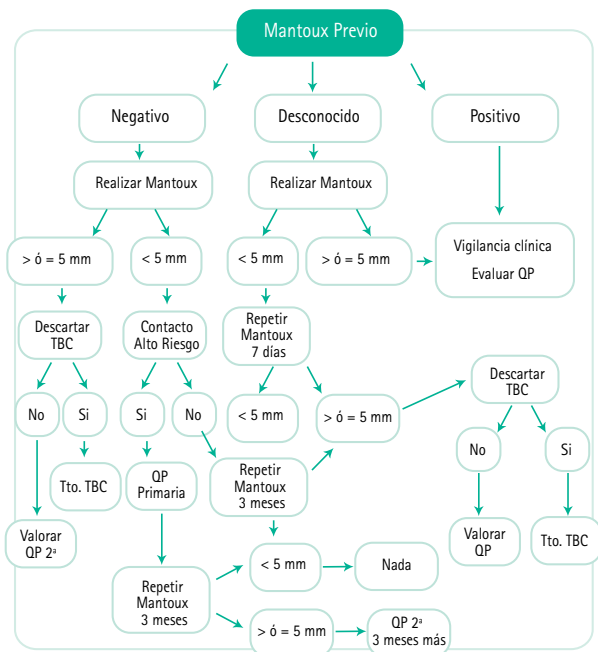
La transmisión de la tuberculosis (TBC) en las instituciones sanitarias ocurre principalmente por una aplicación incompleta de las medidas recomendadas para el control de la infección tuberculosa.

Un programa de prevención de tuberculosis para el personal sanitario debe conseguir tres objetivos esenciales:

- A. Poner en marcha todas las medidas oportunas de control de la tuberculosis.
- B. Monitorizar la transmisión de tuberculosis en dicho personal.
- C. Instaurar las pautas oportunas de profilaxis o tratamiento de los casos con infección o enfermedad detectados.

Ante una exposición laboral a un caso con tuberculosis activa, se vigilará el estado de todos los trabajadores en contacto con el caso. El estudio del personal expuesto consiste en la evaluación de la infección tuberculosa latente tras la realización de la prueba de la tuberculina con la técnica de Mantoux, tal y como se detalla en el *algoritmo 2*.

ALGORITMO 2. ESTUDIO DE CONTACTOS EN EL MEDIO LABORAL



- La lectura de la reacción tuberculínica se lleva a cabo preferentemente en las 72 horas desde la realización de la técnica.
- QP: quimioprofilaxis.

Las respuestas tuberculínicas indicativas de infección tuberculosa se concretan en la *tabla 2*.

TABLA 2. RESPUESTAS TUBERCULÍNICAS INDICATIVAS DE INFECCIÓN TUBERCULOSA

No vacunados con BCG	5 mm o más
Vacunados con BCG con contacto íntimo o frecuente de enfermos bacilíferos	5 mm o más
Vacunados con BCG que son contacto esporádicos de bacilíferos, o íntimos y frecuentes de no bacilíferos	15 mm o más (entre 5 y 15 mm, a más inducción más probabilidad de infección)
Infectados por el VIH	Cualquier induración
Personas que han presentado una prueba de tuberculina reciente negativa (no más de un año)	5 mm o más



Ante una respuesta tuberculínica indicativa de infección tuberculosa se instaurará la pauta estándar de profilaxis que consiste en Isoniazida (INH) 300 mg/día en dosis única, idealmente durante 9 meses. Es más efectiva cuanto más reciente es la infección y cuanto más joven es el infectado.

Entre los efectos secundarios a la Isoniazida se encuentra la neuropatía periférica. Para minimizar su aparición se recomienda administrar entre 10-50 mg/día de piridoxina (vitamina B6) mientras dure la profilaxis.

Por otra parte, las alteraciones de la función hepática se potencian con el alcohol, sobre todo a partir de los 35 años. Debe monitorizarse la función hepática antes de iniciar el tratamiento y en los meses 1, 3 y 5.

En caso de intolerancia o resistencia a Isoniazida es aconsejable utilizar Rifampicina 600 mg/día y Pirazinamida 20 mg/kg/día durante 2 meses.

La quimioprofilaxis estará contraindicada en las circunstancias siguientes:

- TBC activa.
- Hipersensibilidad a Isoniazida.
- Tratamiento antituberculoso previo correcto
- Quimioprofilaxis previa correcta
- Hepatopatía aguda o crónica no estabilizada.
- En el embarazo conviene posponerla al puerperio.

La alternativa si existe contraindicación o negativa del paciente a tomarla consiste en información del riesgo de desarrollo de tuberculosis, y consejo al trabajador sanitario de valoración clínica cada 6 meses, durante los 2 años siguientes, y de consulta precoz ante la aparición de síntomas de sospecha.

Limitaciones Laborales

Se debe separar del puesto de trabajo a los trabajadores con tuberculosis pulmonar ó de vías aéreas durante el período de riesgo de contagio y también ante sospecha de tuberculosis hasta aclarar el diagnóstico. Al alta ha de tenerse la certeza de que el trabajador no es bacilífero. Los trabajadores con tuberculosis en otras localizaciones, no necesitan ser excluidos por motivos de contagio.

Los trabajadores infectados que no aceptan la quimioprofilaxis o que presenten contraindicación, pueden seguir trabajando, pues no suponen ningún riesgo para su entorno.



La trabajadora embarazada o que desee una gestación, y sea Mantoux negativa, debe cambiar de puesto de trabajo durante ese período, si el riesgo del puesto actual es elevado.

RUBÉOLA, SARAMPIÓN, PAROTIDITIS

Se vacunará a los trabajadores susceptibles si no hay contraindicaciones, con especial atención en las mujeres en edad fértil, así como en otras posibles situaciones de especial sensibilidad.

Las recomendaciones a seguir ante un paciente infectado han de ser:

- Determinación del personal potencialmente expuesto, valorando la exposición y susceptibilidad.
- Evaluación serológica de la inmunidad, si antecedentes negativos o equívocos. Si hay duda por parte del trabajador de haber padecido la enfermedad y no hay certeza del cumplimiento del calendario vacunal, se recomienda considerarlo no inmune hasta la confirmación serológica. Estos trabajadores no deben desarrollar su labor en áreas de alto riesgo hasta completar la vacunación.
- Vacunación de los contactos susceptibles, excepto embarazadas y contraindicaciones a la vacunación. Para la profilaxis postexposición del sarampión, la vacuna debe administrarse en las 72 horas posteriores al contacto. En caso de utilizar Inmunoglobulinas, la vacunación deberá posponerse tres meses. Ver *tabla 3*.
- Profilaxis pasiva con inmunoglobulina cuando la vacuna está contraindicada (embarazadas, inmunosupresión) o cuando haya dudas sobre su capacidad de crear inmunidad (enfermos VIH). En la *tabla 4* se detallan las actuaciones a seguir en una mujer expuesta con posibilidad de embarazo.
- Baja temporal de los empleados expuestos susceptibles y de los trabajadores con infección activa. Ver *tabla 5*.



TABLA 3. PROFILAXIS POST-EXPOSICIÓN

ENFERMEDAD	DEFINICIÓN EXPOSICIÓN	PROFILAXIS	OBSERVACIONES
HEPATITIS A	Contacto con heces de paciente infectado / ingestión de alimentos contaminados	Vacuna anti-hepatitis A en los 7 días tras exposición ó 1 dosis IM de Ig. 0,02 ml/kg dentro de los 14 días del contacto	No administrar Ig. durante las dos semanas posteriores a la vacuna triple vírica y durante las tres semanas posteriores a la vacuna antivaricela, salvo que los beneficios superen a los riesgos
HEPATITIS B	Contacto con sangre (o líquidos corporales) HBsAg-positiva por exposición percutánea, ó cutáneo-mucosa.	Ver <i>tabla 7</i>	Trabajadores sanitarios en los que se comprobaron títulos de anti-HBsAg mayor o igual a 10 mUI/ml no requieren profilaxis postexposición
SARAMPIÓN	Cohabitación en ambiente cerrado o contacto cara a cara en espacio abierto (Trabajador sanitario no inmune) ⁽¹⁾	TS susceptible: <ul style="list-style-type: none"> • Inmunoglobulina 0,25 ml/kg y 0,5 ml/10 Kg en personas con inmunodeficiencias (máxi.15 ml) IM. • Vacuna anti-sarampión. Aplicar dentro de los 3 primeros días desde el contacto	Incapacidad temporal a los trabajadores sanitarios susceptibles desde el quinto día posexposición hasta el 21, o durante 7 días desde que aparece el exantema
ENFERMEDAD MENINGOCÓCICA	Contacto directo con secreciones respiratorias de personas infectadas ⁽¹⁾	Ciprofloxacino 500 mg PO una vez o ceftriaxona 250 mg IM una vez o rifampicina 600 mg PO 2 veces/día durante 2 días	Convivientes de trabajadores sanitarios expuestos no necesitan profilaxis, salvo que trabajadores sanitarios desarrollen enfermedad. En embarazo: usar ceftriaxona.
VARICELA ZOSTER	Cohabitación en ambiente cerrado o contacto cara a cara en un espacio abierto ⁽¹⁾ con un paciente con lesiones activas al descubierto	Para trabajadores sanitarios susceptibles, IGZV 125 U/10 kg IM (dosis máx. 625 U), indicada para adultos con inmunodeficiencia o embarazadas, en las primeras 96 horas postexposición	Los trabajadores sanitarios susceptibles deben ser apartados de sus tareas desde el día octavo tras la exposición hasta el 21. Los trabajadores sanitarios que reciben IGZV deben ser apartados desde el día octavo postexposición hasta el 28.

⁽¹⁾ No se considera expuesto al empleado que usaba una mascarilla (quirúrgica o de protección respiratoria).

⁽²⁾ Ninguna profilaxis específica ha demostrado ser efectiva frente a la parotiditis o la rubéola.



**TABLA 4. EXPOSICIÓN A SARAMPIÓN / RUBÉOLA / PAROTIDITIS
VARICELA CON POSIBILIDAD DE EMBARAZO**

EMBARAZO	SEROLOGÍA	SITUACIÓN / ACTITUD
NO	Negativa	Vacunar. Evitar embarazo en un mes
SÍ	Positiva	Inmune. Puede volver a su puesto de trabajo. Uso adecuado mecanismos de barrera.
NO	Positiva	Inmune. Puede volver a su puesto de trabajo.
SÍ	Negativa	Retirar del puesto de trabajo con riesgo. Seguimiento clínico y serológico. Posibilidad de administrar Ig. ^{(1) (2) (3)}

⁽¹⁾ La Ig para la rubéola no necesariamente previene la viremia y la afectación fetal en caso de infección. Si seroconversión o infección en primer trimestre se valorará la interrupción del embarazo.

⁽²⁾ Para el sarampión: administrar en los 6 días siguientes al contacto (no necesariamente previene la viremia y la afectación fetal en caso de infección).

⁽³⁾ En el caso de la parotiditis no se recomienda la Ig humana por falta de eficacia.



TABLA 5. RESTRICCIÓN LABORAL DE LOS TRABAJADORES SANITARIOS SUSCEPTIBLES

ENFERMEDAD	RESTRICCIÓN LABORAL	DURACIÓN
HEPATITIS A	Relevar del contacto directo con el paciente y del manejo de alimentos	Hasta 7 días después de aparición de ictericia
HEPATITIS B Aguda Crónica	Relevar de contacto directo con pacientes Restricciones en trabajadores que realicen Procedimientos Invasivos Predisponentes a exposición (PIPES) siendo HBSAg+, con HBEAg+ ó DNA+	- Hasta que resuelva la ictericia - Condicionada al cambio en los marcadores.
SARAMPIÓN ACTIVO Posexposición (TS susceptible)	Retirar temporalmente al trabajador sanitario del centro sanitario	- Hasta 7 días después de la aparición del exantema - Desde el quinto día posexposición hasta el 21
PAROTIDITIS ACTIVA Posexposición (TS susceptible)	Retirar temporalmente al trabajador sanitario del centro sanitario	- Hasta 9 días después de la aparición de la parotiditis - Desde el día 12 después de la exposición hasta día 26
RUBÉOLA ACTIVA Posexposición (TS susceptible)	Retirar temporalmente al trabajador sanitario del centro sanitario	- Hasta 9 días después de la aparición de la parotiditis - Desde el día 12 después de la exposición hasta día 26
VARICELA ACTIVA Posexposición (TS susceptible)	Retirar temporalmente al trabajador sanitario del centro sanitario	- Hasta que las lesiones se sequen y aparezca costra - Desde el día octavo tras la exposición hasta el 21. Los trabajador sanitario que reciben IGZV deben ser apartados desde el día octavo postexposición hasta el 28
HERPES-ZOSTER - Localizado (zona no expuesta de piel), en persona sana - Localizado (zona expuesta de piel); localizado en trabajador sanitario con inmunodeficiencia; generalizado Posexposición (trabajador sanitario susceptible)	Cubrir lesiones; retirar del cuidado de pacientes con alto riesgo Retirar temporalmente al trabajador sanitario del centro sanitario	- Hasta que las lesiones se sequen y aparezca costra - Los trabajador sanitario susceptibles deben ser apartados de sus tareas desde el día octavo tras la exposición hasta el 21. Los TS que reciben IGZV deben ser apartados desde el día octavo postexposición hasta el 28



VARICELA

Se vacunará a los trabajadores susceptibles si no hay contraindicaciones, con especial atención en las mujeres en edad fértil, así como en otras posibles situaciones de especial sensibilidad. Las trabajadoras con posibilidad de embarazo, sin evidencia de protección deben excluirse de las áreas de alto riesgo hasta completar vacunación. En la *tabla 6* se detallan las actuaciones a seguir ante una mujer expuesta, con posibilidad de embarazo. De no existir otra opción, indicar Equipo de Protección Individual (EPIs) de barrera.

Los empleados con antecedentes de infección por virus varicela zoster se pueden considerar inmunes. Si hay duda por parte del trabajador de haber padecido la enfermedad y no hay certeza del cumplimiento del calendario vacunal, se recomienda considerarlo no inmune hasta la confirmación serológica. Los trabajadores sin antecedentes personales de infección por virus varicela zoster, especialmente aquellos con una enfermedad de base crónica que pueda condicionar un déficit inmunitario, y que no puedan acreditar una vacunación, o tengan una serología negativa, no deben desarrollar su labor en áreas de alto riesgo, hasta completar vacunación.

TABLA 6. MUJER EXPUESTA A VARICELA CON POSIBILIDAD DE EMBARAZO

EMBARAZO	SEROLOGÍA	SITUACIÓN / ACTITUD
NO	Negativa	Vacunar.
SÍ	Positiva	Inmune. Puede volver a su puesto de trabajo.
NO	Positiva	Inmune. Puede volver a su puesto de trabajo.
SÍ	Negativa	Seguimiento clínico y serológico 21 días (28 si, IGVZ) Ig específica dentro de las 96 hs. tras el contacto.

Las actuaciones a seguir en el personal susceptible expuesto a un paciente con varicela activa han de ser:

- Determinación del personal potencialmente expuesto, valorando la exposición y susceptibilidad.
- Evaluación serológica de la inmunidad, si antecedentes negativos o equívocos.
- Vacunación, excepto mujeres embarazadas y contraindicaciones a la vacunación. La vacuna es efectiva cuando se administra durante los tres primeros días tras la exposición.
- Profilaxis pasiva con Inmunoglobulina específica (IGVZ). Se administrará a las trabajadoras embarazadas o trabajadores inmunocomprometidos susceptibles lo antes posible, siempre en las primeras 96 horas tras la exposición. Puede atenuar



nuar la enfermedad, pero no es probable que evite la infección congénita. La protección dura de 3 a 4 semanas. En España requiere petición especial como medicamento extranjero. La IGZV podría prolongar el período de incubación de la enfermedad; por lo que, todos los empleados tratados con IGZV deberán ser apartados de sus tareas entre el día 8 y el día 28 desde su administración.

- Baja temporal de los empleados expuestos susceptibles y de los trabajadores con infección activa. Ver *tabla 5*.
- Evaluación de todos los trabajadores sanitarios susceptibles expuestos al virus Varicela Zoster y, si se confirma la enfermedad, se les debe ofrecer el tratamiento antivírico recomendado, antes de las 72 horas desde la aparición de la infección clínica. De los tres fármacos actualmente aprobados por la Food and Drug Administration (FDA) para el tratamiento del virus Varicela Zoster en adultos sanos (aciclovir, famciclovir y valaciclovir), valaciclovir es el menos costoso. No se ha establecido con certeza la seguridad del aciclovir en las mujeres embarazadas, pero no se han descrito efectos adversos en el feto.

ENFERMEDAD MENINGOCÓCICA

El riesgo para el personal que trabaja con pacientes se cree que es muy bajo y asociado únicamente a los trabajadores sanitarios que sin llevar mascarilla realicen maniobras que impliquen proximidad, distancia inferior a 1 m, con las secreciones respiratorias de un caso, intubación o manejo del tubo endotraqueal, reanimación con respiración boca a boca y exploración de orofaringe. El período de incubación varía de 2 a 10 días, aunque por lo regular es de 3 a 4 días. El período de transmisibilidad persiste hasta que los meningococos desaparecen de las secreciones de la nariz y de la boca. Los microorganismos suelen desaparecer de la nasofaringe a las 24 horas del inicio del tratamiento con antimicrobianos. La penicilina suprime temporalmente los meningococos, pero no los erradica de la boca y la nasofaringe.

Las actuaciones a seguir en el personal expuesto han de ser:

- Determinación del personal expuesto y valoración del tipo de exposición
- Indicación de quimioprofilaxis a los trabajadores expuestos. La quimioprofilaxis debe administrarse tan pronto como sea posible, idealmente en las primeras 24 horas después de la identificación del paciente índice. *Tabla 2*. Los fármacos utilizados son rifampicina, ciprofloxacino y ceftriaxona, cuya efectividad para reducir el estado de portador nasofaríngeo de *N. meningitidis* es superior al 90%, siendo todas las alternativas buenas. Las pautas de quimioprofilaxis son:
 - Rifampicina: 4 dosis de 10 mg/kg de peso (dosis máxima 600 mgr) a intervalos de 12 horas. Está contraindicada en embarazadas y en pacientes con he-

patopatías graves. Suele colorear la orina e incluso puede teñir las lágrimas de color naranja. Puede disminuir la eficacia de los anticonceptivos orales.

- Ciprofloxacino, dosis única de 500 mg. Sólo se administrará en adultos.
- Ceftriaxona, dosis única de 250 mg. en adultos vía i.m.

• Enfermedades de transmisión por contacto

ESTAFILOCOCIAS

Aunque se ha documentado la transmisión de *S. aureus* entre el personal sanitario y los pacientes, el origen principal de las infecciones producidas por *S. aureus* es la propia microbiota del paciente. La frecuencia de portadores nasales de *S. aureus* en el personal sanitario oscila entre el 20% y el 90%, pero menos de un 10% de los portadores nasales sanos diseminan el microorganismo. La colonización se ha descrito también en otras localizaciones como las manos, axila, periné, nasofaringe y orofaringe. De las estrategias terapéuticas estudiadas, la mupirocina intranasal es la más eficaz para erradicar el estado de portador de *S. aureus* Meticilín Resistente (SAMR) tanto en el personal sanitario como en los pacientes. Si se utiliza de forma apropiada (2-3 aplicaciones en cada fosa nasal al día durante 5 días) no suele producir efectos adversos ni originar resistencias.

La transmisión nosocomial de *S. aureus* se produce fundamentalmente a través de las manos del personal, el cual puede contaminarse por contacto con pacientes colonizados o infectados. La transmisión nosocomial de *S. aureus* puede prevenirse siguiendo las precauciones estándar.

QUERATOCONJUNTIVITIS POR ADENOVIRUS

Aunque la conjuntivitis puede ser producida por diversas bacterias y virus, la principal causa de las epidemias nosocomiales es el adenovirus, siendo muy raras las originadas por otros microorganismos. Los adenovirus pueden producir infecciones respiratorias, oculares, genitourinarias y gastrointestinales. Durante las epidemias de queratoconjuntivitis se produce una transmisión bidireccional de la infección entre el personal sanitario y los pacientes. El adenovirus sobrevive durante largos períodos sobre los objetos. El instrumental oftalmológico puede contaminarse y transmitir la infección. Otra fuente de transmisión de persona a persona son las manos contaminadas. La higiene de manos, el uso de guantes y la desinfección del instrumental médico ayudan a prevenir la transmisión del adenovirus.

Todo trabajador sanitario con queratoconjuntivitis epidémica o conjuntivitis purulenta causada por otros microorganismos debe restringir su actividad laboral durante la fase sintomática de la enfermedad. Si los síntomas persisten más 7 días, se recomienda la evaluación de un oftalmólogo.



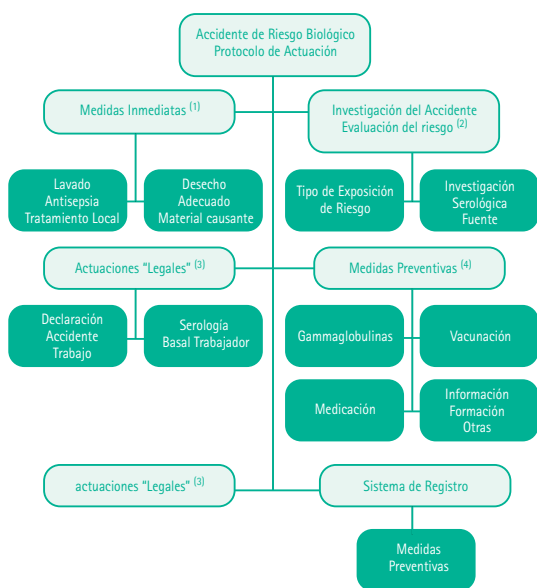
• Enfermedades de transmisión por la sangre

HEPATITIS B, C Y VIH

• Actuaciones ante accidente biológico o inoculación accidental.

El accidente de riesgo biológico ó inoculación accidental se produce por lesión percutánea, contacto de piel no intacta o mucosas con sangre u otros fluidos o tejidos corporales a los que se aplican precauciones estándar y que incluyen: LCR, sinovial, pleural, peritoneal, pericárdico y amniótico, especímenes de laboratorio que contienen virus y otros líquidos corporales con sangre visible. Ante un accidente biológico las actuaciones a seguir se detallan en el *algoritmo 3*.

ALGORITMO 3. ACTUACIONES ANTE UN ACCIDENTE BIOLÓGICO



(1) Lavado de la zona accidentada y facilitar el sangrado bajo el agua, la desinfección de la zona con antiséptico y cubrir con apósito impermeable si necesario, y retirar el objeto causante para evitar la exposición a otros. En caso de contaminación de mucosas o piel no íntegra, lavar con agua abundante o solución salina. A continuación el trabajador debe acudir o llamar al Servicio de Prevención para notificar el accidente y recibir la asistencia que precise.

(2) Se valora el tipo de exposición y se realiza la evaluación serológica del paciente "fuente". Varios factores influyen en el riesgo: del paciente fuente (estado antigénico, estadio clínico, tratamiento recibido), del tipo de exposición (infectividad, volumen inoculado), de la lesión (calibre de aguja, profundidad de lesión, duración contacto), del Accidentado (barreras, actuación postexposición).

(3) Incluyen la Declaración del Accidente de Trabajo y Obtención de Serología Basal al trabajador accidentado.

(4) Se realiza en función del riesgo.



• **Riesgos estimados de seroconversión para estos tres virus.**

- VHB: por inoculación percutánea con fuente VHB positiva, entre un 6-30%, en función de que la fuente sea sólo HBS Ag+ ó HBEAg+.
- VHC: Tras exposición percutánea: 1,8% (IC. 95%: 0-7%)
- VIH: Riesgo según la Comunidad de Madrid: 0,1% (IC 95% : 0,02 - 0,3 %).
 - Riesgo por Exposición Percutánea: 0,3% (IC 95%: 0,2-0,5%)
 - Riesgo por Exposición Mucocutánea: 0,09% (IC 95%: 0,006-0,5%)

La adhesión de los trabajadores a las precauciones estándar es la estrategia fundamental para minimizar el riesgo de accidentes. El uso de dispositivos de bioseguridad que evitan la exposición del trabajador al material punzante contaminado, sin duda es una estrategia efectiva en la erradicación de este tipo de accidentes. En nuestra Comunidad, una Orden del año 2005 regula la implantación en el sistema sanitario de estos sistemas de seguridad.

• **Profilaxis postexposición para el VHB.**

TABLA 7. PROFILAXIS POST-EXPOSICIÓN PARA EL VHB

	TRATAMIENTO SEGÚN ESTADO DEL PACIENTE FUENTE		
	AG. HBS +	AG. HBS -	DESCONOCIDA/ NO DISPONIBLE
TS NO VACUNADO	1 dosis Ig HB ⁽¹⁾ e inicio vacunación ⁽²⁾	Inicio vacunación	Inicio vacunación ⁽³⁾ Si sospecha alto riesgo: como AgHBs +
TS VACUNADO: RESPONDEDOR	No actuación	No actuación	No actuación
TS VACUNADO NO RESPONDEDOR	1 dosis de Ig HB e inicio vacunación ó 2 dosis de IgHB	No actuación	Si sospecha alto riesgo: tratar como Ag.HBs +
VACUNADO RESPUESTA DESCONOCIDA	Anti-HBs a expuesto: - Adecuada: no actuación - Inadecuada: 1 dosis de Ig HB y 1 dosis de refuerzo de vacuna ⁽³⁾	No actuación	Anti-HBs a expuesto: - Adecuada: no actuación - Inadecuada: 1 dosis de Ig HB y 1 dosis de vacuna ⁽⁴⁾

Las personas infectadas previamente por VHB: inmunes a la reinfección y no necesitan profilaxis.

⁽¹⁾ Ig HB: 0,06 ml/kg en las primeras 24 horas y hasta los 7 días posteriores.

⁽²⁾ Pauta de vacunación normal o rápida en función de fuente. Realizar anti-HBs post-vacunal.

⁽³⁾ En función de las series de vacuna recibidas. Si 2 dosis de Ig HB: un mes de intervalo.

⁽⁴⁾ Completar serie vacunal de 3 dosis



- **Profilaxis postexposición para VHC.** No existe ninguna medida eficaz disponible en la actualidad. La gammaglobulina inespecífica no está recomendada ni tampoco los antivirales profilácticos. Se recomienda el seguimiento serológico y el tratamiento precoz en caso de infección.
- **Profilaxis postexposición para el VIH.** Existen dos regímenes estándar: régimen básico, dos fármacos, *tabla 8*, y régimen ampliado, tres fármacos, *tabla 9*. El inicio debe ser lo más precoz posible. Si se realiza más allá de 36 horas disminuye su efectividad. En estos casos debe evaluarse individualizadamente su aplicación. La duración estándar es de 4 semanas. El tratamiento se modificará en función de los efectos secundarios existentes.

TABLA 8. RÉGIMEN BÁSICO DE PROFILAXIS POSTEXPOSICIÓN ANTE PACIENTE CON VIH

REGÍMENES BÁSICOS	
RÉGIMEN BÁSICO O DOBLE TERAPIA Recomendada para la mayoría de las exposiciones	<ul style="list-style-type: none"> • 300 mg AZT + 150 mg 3TC <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> 300 mg AZT + 150 mg 3TC/12 horas • Zidovudina (ZDV; AZT) + emtricitabina (FTC) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> AZT: 300 mg, 2 veces/día o 200 mg 3 veces/día, con las comidas; total: 600 mg/día. FTC: 200 mg/día • Tenofovir DF (TDF) + lamivudina (3TC) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> TDF: 300 mg una vez al día. 3TC: 300 mg una vez al día o 150 mg, 2 veces/día. • 300 mgr tenofovir DF (TDF) +200 mgr emtricitabina (FTC) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> una tableta al día
ALTERNATIVAS AL RÉGIMEN BÁSICO	<ul style="list-style-type: none"> • Lamivudina (3TC) + stavudina (d4T) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> 3TC: 300 mg 1 vez/día o 150 mg 2 veces/día. d4T: 40 mg 2 veces/día (dosis inferiores de 20-30 mg 2 veces/día si hay toxicidad; 30 mg 2 veces/día si <60 kg) • Emtricitabina (FTC) + stavudina (d4T) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> FTC: 200 mg/día. d4T: 40 mg 2 veces/día (dosis inferiores de 20-30 mg 2 veces/día si hay toxicidad; 30 mg 2 veces/día si <60 kg) • Lamivudina (3TC) + didanosina (ddl) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> 3TC: 300 mg, 1 vez/día ó 150 mg 2 veces/día si <60 kg. ddl: 200 mg 2 veces/día ó 400 mg 1 vez/día, si >60 kg y 125 mg 2 veces/día ó 250 mg 1 vez/día en <60 kg • Emtricitabine (FTC) + didanosine (ddl) <ul style="list-style-type: none"> - <i>Dosis recomendadas:</i> FTC: 200 mg al día. ddl: 200 mg dos veces al día o 400 mg una vez al día en pacientes >60 kg y 125 mg dos veces al día o 250 mg una vez al día en pacientes <60 kg



**TABLA 9. REGÍMENES AMPLIADOS DE PROFILAXIS
POSTEXPOSICIÓN ANTE PACIENTE CON VIH**

REGÍMENES AMPLIADOS

RÉGIMEN BÁSICO MÁS:

- Lopinavir/ritonavir (LPV/RTV)
 - Dosis recomendada LPV/RTV:400/100mg = 3 cáp. 2veces/día con las comidas
- Efavirenz (EFV)
 - Dosis recomendada EFV: 600 mg 1 tableta al día, al acostarse
- Nelfinavir (NFV)
 - Dosis recomendadaNFV: 1,250 mg (2 x 625 mg o 5 x 250 mg tabletas), 2veces/día con las comidas.

RÉGIMEN BÁSICO MÁS UNO DE LOS SIGUIENTES:

- Atazanavir (ATV) + ritonavir (RTV)
 - Dosis recomendada ATV: 400 mg dosis única diaria + RTV: 100 mg dosis única diaria.
- Fosamprenavir (FOSAPV) + ritonavir (RTV)
 - Dosis recomendada
FOSAPV: 1400 mg dos veces al día (sin RTV)
FOSAPV:1400 mg dosis única + RTV 200 mg dosis única.
FOSAPV: 700 mg dos veces al día + RTV 100 mg dos veces al día
FOSAPV: 700 mg tabletas
RTV: 100 mg cápsulas
- Indinavir (IDV) + ritonavir (RTV)
 - Dosis recomendada IDV 800 mg + RTV 100 mg dos veces al día
 - Dosis alternativas IDV: 800 mg cada 8 horas, con el estómago vacío.
- Saquinavir (SQV) + ritonavir (RTV)
 - Dosis recomendada SQV: 1,000 mg + RTV 100 mg, dos veces al día
SQV: cinco cápsulas dos veces al día + RTV: una cápsula 2veces/día.



La decisión sobre el régimen a seguir se va a individualizar en función del tipo de exposición y del estado infeccioso del paciente fuente.

TABLA 10. PROFILAXIS PARA VIH RECOMENDADA PARA LESIONES PERCUTÁNEAS

TIPO DE EXPOSICIÓN	ESTADO INFECCIOSO DEL PACIENTE FUENTE				
	INFECTADO HIV CLASE 1	INFECTADO HIV CLASE 2	FUENTE DE ESTADO DESCONOCIDO	FUENTE DESCONOCIDA	VIH NEGATIVO
	Infección asintomática o carga viral escasa (<1500 copias RNA/ ml)	Infección sintomática, SIDA, seroconversión aguda, alta carga viral ⁽²⁾	Paciente fuente rechaza extracción ó ésta es impracticable	Ej: aguja abandonada	
MENOS SEVERA: AGUJA SÓLIDA LESIÓN SUPERFICIAL	Régimen básico	Régimen ampliado	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si coexisten otros factores de riesgo.	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si la infección por HIV es viable.	Profilaxis no recomendada.
MÁS SEVERA ⁽¹⁾	Régimen ampliado	Régimen ampliado	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si coexisten otros factores de riesgo.	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si la infección por HIV es viable.	Profilaxis no recomendada.

⁽¹⁾ Exposición percutánea más severa: lesión profunda con aguja hueca, de gran calibre, que ha estado inmediatamente antes de la exposición en la arteria o vena del paciente, especialmente las que implican una inyección de sangre del paciente.

⁽²⁾ Títulos altos de VIH. Se consideran paciente con títulos elevados de VIH los que tengan: Infección aguda, síndrome mononucleósico con fiebre, sudoración, linfadenopatías, odinofagia, artromialgias, exantema, trombocitopenia, leucopenia, etc.



- **SIDA avanzado:** paciente con recuento de linfocitos CD4 menor o igual a $200/\text{mm}^3$. Si no disponemos de estudio inmunitario, se considerarán aquellos que presenten o hayan presentado alguna de las situaciones clínicas diagnósticas de SIDA.

TABLA 11. PROFILAXIS PARA VIH RECOMENDADA PARA LESIONES MUCO-CUTÁNEAS O CON LA PIEL NO INTACTA

TIPO DE EXPOSICIÓN	ESTADO INFECCIOSO DEL PACIENTE FUENTE				
	INFECTADO HIV CLASE 1	INFECTADO HIV CLASE 2	FUENTE DE ESTADO DESCONOCIDO	FUENTE DESCONOCIDA	VIH NEGATIVO
	Infección asintomática ó carga viral escasa (<1500 copias RNA/ ml)	Infección sintomática, SIDA, seroconversión aguda, alta carga viral	Paciente fuente rechaza extracción ó ésta es impracticable	Ej: sangre en equipos de trabajo que no puede ser atribuida a paciente específico	
PEQUEÑO VOLUMEN: UNAS POCAS GOTAS	Considerar régimen básico	Recomendar régimen básico	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si coexisten otros factores de riesgo.	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si la infección por HIV es viable.	Profilaxis no recomendada
MÁS SEVERA: SALPICADURA CON IMPORTANTE VOLUMEN DE SANGRE	Recomendar régimen básico	Recomendar régimen ampliado	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico ⁽¹⁾ si coexisten otros factores de riesgo.	Profilaxis no recomendada. Considerar el básico si la infección por HIV es viable.	Profilaxis no recomendada



En caso de accidente con fuente positiva para VIH, el trabajador debe consultar ante cualquier enfermedad aguda que le ocurra durante el seguimiento, especialmente, fiebre, rash, mialgia, fatiga, malestar o linfadenopatía, que podrían ser indicativos de infección aguda por VIH o efectos secundarios de la medicación en caso de tomar profilaxis. Se aconseja consultar a un especialista en VIH si:

- Retraso en la declaración del accidente superior a 24-36 h.
- Embarazo conocido ó sospecha y lactancia en la trabajadora sanitaria.
- Resistencia del paciente fuente a antirretrovirales

Durante todo el seguimiento se garantizará la confidencialidad del trabajador y del paciente origen.

- **Consideraciones para el trabajador portador de virus de transmisión por la sangre.**

El trabajador sanitario puede ser portador o padecer enfermedad por VHB, VHC y VIH. En general, los trabajadores pueden desarrollar su actividad con normalidad, con el seguimiento de las precauciones estándar. La excepción la constituyen los trabajadores que puedan desarrollar en su trabajo procedimientos invasivos predisponentes a exposición (PIPES) que se definen como: "Aquellos procedimientos en los que existe riesgo de que la sangre de un trabajador sanitario pueda entrar en contacto con los tejidos abiertos del paciente. Estos procedimientos incluyen aquellos que se realizan dentro de una cavidad abierta, herida o espacio pobremente visualizado del paciente en el que las manos o las puntas de los dedos del trabajador sanitario, incluso con guantes y pudiendo o no estar visibles, entran en contacto con instrumentos cortantes, puntas de agujas o tejidos cortantes (espículas de huesos o dientes.)" Los trabajadores que realizan PIPES son especialmente los cirujanos de: Ginecología y Obstetricia /Cirugía abdominal /Cirugía Cardiovascular/Traumatología/Cirugía de cavidad oral.

En las *tablas 12, 13 y 14* se resumen las estrategias de actuación tomadas del Protocolo Ministerial, si un trabajador sanitario es positivo para alguno de estos virus.



TABLA 12. ACTUACIÓN CON TS CON VHB

POSITIVO	NO REALIZAN PIPES
	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Recomendaciones generales para trabajadores portadores de HBSAg con persistencia de AgHBs más de 6 meses: <ul style="list-style-type: none"> - Información del riesgo de transmisión a otros: sangre y relaciones sexuales. - Indicación de evaluación de convivientes y vacunación. - Indicación de advertencia en situaciones de riesgo. - Precauciones a adoptar con sangre y otros fluidos corporales. - Indicación de vigilancia médica periódica. • Derivación a atención especializada si fuera preciso.
POSITIVO	REALIZAN PIPES
HBsAg+, HBeAg-, DNA-	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Podrá desarrollar actividad, mientras mantenga estado serológico: control semestral por especialista. • Se responsabilizará del cumplimiento de precauciones estándar y de la notificación de IA. • Constancia escrita de trabajador de información y responsabilidad.
POSITIVO	REALIZAN PIPES
HBsAg+, HBeAg+ ó HBsAg+, HBeAg-, DNA+	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Consejo de No apto para PIPES, debido a probabilidad real de transmisión de hepatitis B a terceros. • Información de este criterio de no aptitud a la gerencia, quien procederá a la adecuación del puesto de trabajo donde se garantice la no realización de PIPES. • El trabajador podrá elegir el tratamiento médico y seguimiento de su enfermedad por el profesional sanitario por él designado y no necesariamente vinculado a su centro de trabajo. • Los criterios de aptitud para la realización de PIPES quedarán supeditados a la negativización de los marcadores DNA o HBeAg. • Se informará a la Comisión de Evaluación de trabajadores sanitarios (CETS) afectados por virus de transmisión sanguínea para que emita las recomendaciones individualizadas.



TABLA 13. ACTUACIÓN CON TS CON EL VHC

POSITIVO	NO REALIZAN PIPES
	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Recomendaciones generales: <ul style="list-style-type: none"> - Indicación de evaluación de convivientes. - Indicación de advertencia en situaciones de riesgo (atención médica, sangrado). - Precauciones a adoptar con sangre y otros fluidos corporales. - Indicación de vigilancia médica periódica. • Derivación a atención especializada si fuera preciso.
POSITIVO	REALIZAN PIPES
VHC+, RNA+, ó RNA-	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Notificación con carácter confidencial e inmediato a CETS para su evaluación individualizada, correspondiendo a ésta la emisión de informes escritos sobre criterios de aptitud para PIPES. • Mientras tanto, en base a actuales evidencias científicas, podrán desarrollar su actividad si se responsabilizan de cumplimiento estricto de precauciones estándar y medidas adicionales si RNA+ y notificación estricta de accidentes de trabajo. • Constancia escrita de trabajador de información y responsabilidad. • En caso de no aceptación se aconseja emitir documento de no aptitud para trabajo con PIPES. • Recomendación de atención especializada para tratamiento.

TABLA 14. ACTUACIÓN CON TS CON VIH

POSITIVO	NO REALIZAN PIPES
	<ul style="list-style-type: none"> • Información al trabajador de los resultados. • Recomendaciones generales: <ul style="list-style-type: none"> - Indicación de evaluación de convivientes. - Indicación de advertencia en situaciones de riesgo. - Precauciones a adoptar con sangre y otros fluidos corporales. - Indicación de vigilancia médica periódica. • Derivación a atención especializada.
POSITIVO	REALIZAN PIPES
	<ul style="list-style-type: none"> • En base a mínimo riesgo de transmisión existente no recomiendan realización sistemática de serología VIH aunque recuerdan posibilidad de realización voluntaria con criterios de confidencialidad. • Todo trabajador sanitario desarrollará su actividad con cumplimiento estricto de las precauciones universales. • El trabajador será informado de los resultados. • En vista de que la evidencia científica no respalda un riesgo significativo de transmisión VIH del trabajador al paciente, el trabajador podrá realizar su actividad laboral. • Se recomendará al trabajador la asistencia especializada.



• Enfermedades de transmisión fecal-oral**HEPATITIS A**

Los factores de riesgo de transmisión de VHA a los trabajadores sanitarios incluyen actividades que suponen un riesgo de contaminación fecal-oral. La prevención de la hepatitis A en el medio sanitario requiere un estricto cumplimiento de las precauciones estándar.

El Protocolo Ministerial frente a agentes biológicos considera trabajadores en riesgo al personal sanitario de centros asistenciales (con énfasis en cuidados intensivos, plantas de hospitalización infantiles, digestivo). La exposición en el medio laboral es la relacionada con pacientes infectados (sintomáticos o no), alimentos u objetos contaminados fecalmente. La transmisión por fuentes no fecales, aunque muy rara, no debe descartarse totalmente (saliva, secreciones nasofaríngeas, orina). En cuanto a los manipuladores de alimentos el problema radica en el riesgo de transmisión de enfermedad a otros si se infectan.

Las actuaciones a seguir ante la sospecha o constancia de un caso de Hepatitis A en un trabajador o paciente han de ser:

- Determinación de las características del caso índice, tiempo de evolución y sobre todo grado de contagiosidad al entorno.
- Censo de los posibles expuestos susceptibles y estimación del grado de exposición-contacto.
- Profilaxis en los expuestos susceptibles. La vacuna anti-hepatitis A es eficaz como medida postexposición para prevenir la infección en los contactos, para lo cual debe administrarse una dosis en la primera semana desde la exposición. Su efectividad dependerá de la rapidez de la intervención. La profilaxis postexposición con inmunoglobulina humana inespecífica (0,02 ml/kg) i.m. se recomienda en adultos inmunocomprometidos que puedan no responder completamente a la vacuna, o en casos en que la vacuna esté contraindicada. Cuanto antes se administre mayor protección. Es mucho menos eficaz pasadas dos semanas de la exposición. No se aconseja esperar el resultado de la serología para administrar inmunoglobulina. Proporciona protección eficaz durante 2-6 meses.
- Seguimiento clínico y analítico de los expuestos infectados.
- Incapacidad temporal del trabajador sanitario. Ver *tabla 5*.



GASTROENTERITIS POR ROTAVIRUS

La diarrea por rotavirus es la causa más frecuente de diarrea en países desarrollados; aunque en estos países la mortalidad de estos procesos es muy baja, no debe obviarse el gran coste derivado de la asistencia de estos pacientes y la morbilidad asociada a las infecciones nosocomiales por rotavirus, que suponen un coste añadido a estos procesos.

La transmisión nosocomial se produce por contacto con individuos infectados y por exposición a objetos o superficies infectadas.

Una correcta higiene personal antes y después del contacto con cada paciente o alimento y el seguimiento de las precauciones estándar reduce el riesgo de transmisión de patógenos entéricos.

• Otras

TÉTANOS

En el medio sanitario la estrategia preventiva, al igual que en cualquier otro medio laboral es la vacunación del adulto y la actualización del calendario vacunal, en los reconocimientos médicos iniciales y periódicos. El objetivo es conseguir una correcta y generalizada inmunización de los trabajadores y posibilitar la acreditación del estado de inmunización.

El protocolo de actuación en un trabajador sanitario ante una herida de riesgo tetánico se detalla en la **tabla 14**. La inmunoglobulina humana antitetánica (IGT) en estos casos se administra en las siguientes circunstancias:

- Personas no vacunadas o que lo ignoran, personas con vacunación incompleta.
- Cuando han transcurrido más de 5 años desde el último recuerdo.
- Personas con VIH o inmunosupresión, independientemente de su estado vacunal.
- En los casos de contraindicación a la vacuna.

La IGT tiene una vida media de 28 días. Se administra vía i.m. en lugar y con aguja diferente a la de la vacuna. La dosis es de 250 U.I. en heridas pequeñas, y 500 UI ante heridas graves (máximo 2.000 U.I.).

**TABLA 14. PROTOCOLO DE ACTUACIÓN ANTE UNA
HERIDA DE RIESGO TETANIGÉNICO**

ANTECEDENTE VACUNACIÓN	HERIDA LIMPIA		HERIDA POTENCIALMENTE TETANIGÉNICA ⁽¹⁾	
	VACUNA TD	IGT ⁽²⁾	VACUNA TD	IGT ⁽²⁾
<3 DOSIS O DESCONOCIDO	Sí ^(a)	No	Sí ^(a)	Sí
>= 3 DOSIS	No ^(b)	No	No ^(c)	No

⁽¹⁾ Heridas mayores o sucias (contaminadas con tierra, polvo, heces, pérdida de tejidos, quemaduras...)

⁽²⁾ IGT: Inmunoglobulina específica: administración en lugar separado de la vacuna

^(a) Comenzar o completar la vacunación.

^(b) Administración de una dosis de vacuna si hace >10 años de última dosis documentada.

^(c) Administración una dosis de vacuna si hace >5 años desde última dosis.

10.3.4. BIBLIOGRAFÍA

1. Ley 31/1995 de Prevención de Riesgos Laborales BOE, 10/11/1995.
2. RD 39/1997 por el que se aprueba el Reglamento de los Servicios de Prevención, BOE N° 27, 31/1/1997.
3. Resolución de 4 de marzo de 1999 de la Dirección General de Trabajo por la que se admite a depósito y se dispone la publicación del Pacto sobre la Constitución de los Servicios de Prevención en el ámbito del Instituto Nacional de la Salud
4. RD 664/1997 sobre la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos durante el trabajo. BOE N° 124, 24/5/1997.
5. Protocolo Ministerial de Vigilancia Sanitaria específica frente a agentes biológicos Comisión de Salud Pública, Consejo Interterritorial del SNS, Ministerio de Sanidad y Consumo. Diciembre de 2001. <http://www.msc.es/salud/ambiental/home.htm>
6. "Targeted Tuberculin Testing and Treatment of Latent Tuberculosis Infection" Centers for Disease Control and Prevention (CDC) MMWR, June 9, 2000, Vol 49, N° RR-6.
7. Informe técnico de la Dirección General de Salud Pública y Alimentación e Instituto de Salud Pública de la CM. Brote Comunitario de sarampión CM. Año 2006. Casos notificados entre el 1 de enero y el 14 de junio de 2006.



8. Instituto de Salud Pública, Dirección General de Salud Pública y Alimentación. Brote comunitario de rubéola en la población residente de la Comunidad de Madrid, año 2005. Boletín Epidemiológico de la Comunidad de Madrid Vol 11, Nº 11, noviembre 2005:39-63.
9. C. Caso Pita, D. Insausti Macarrón, M.L. Rodríguez de la Pinta, et al. Hepatitis víricas en personal sanitario: evolución temporal. Med Secur Trab 2004; Vol L Nº 194: 11-21.
10. Orden 827/2005 de 11 de mayo de la Consejería de Sanidad y Consumo de la Comunidad de Madrid por la que se establecen e implantan los procedimientos de seguridad y el sistema de vigilancia frente al accidente con riesgo biológico en el ámbito sanitario de la Comunidad de Madrid. B.O.C.M nº 116, 17 de mayo de 2005: 41-44.
11. Resolución de 8 de febrero de 2006 del Director General de Salud Pública y Alimentación por la que se amplían los plazos del artículo 9 y se actualiza el Anexo I de la Orden 827/2005 de 11 de mayo de la Consejería de Sanidad y Consumo de la Comunidad de Madrid, por la que se establecen e implantan los procedimientos de seguridad y el sistema de vigilancia frente al accidente con riesgo biológico en el ámbito sanitario de la Comunidad de Madrid.
12. Updated U.S. Public Health Service Guidelines "Management of Occupational Exposures to HIV and Recommendations for Postexposure Prophylaxis" MMWR, September 30, 2005 / 54 (RR09); 1-17.US CDC. Updated US.Public Health Service "Guidelines on the Management of Occupational Exposures to HBV, HCV, and HIV and Recommendations for Postexposure Prohylaxis". MMWR Recomm Rep. 2001; 50(RR-11):1-67.
14. C. Caso Pita, F.Cruzet Fernández, J. de la Concepción Lucas, D. Insausti Macarrón, L. Rodríguez de la Pinta . Vacunación en el ámbito laboral. ISBN: 84-689-8080-3. Madrid 2006.
15. Grupo de trabajo de vacunación de adultos de la ponencia de programas y registro de vacunaciones. Vacunación en Adultos, recomendaciones. Ministerio de Sanidad y Consumo, Eds, 2005: 38-43.
16. L. Salleras, J.M. Bayas, F. Calbo et al. Calendario de vacunaciones sistemáticas del adulto y recomendaciones de vacunación para los adultos que presentan determinadas condiciones médicas, exposiciones, conductas de riesgo o situaciones especiales. Medicina Preventiva Vol XI, Nº 3, 3º trimestre, 2005: 34-39.



17. Comisión de Infecciones y Política antimicrobiana del Hospital Universitario La Paz. Ed. García Caballero, J. Guía para la prevención y control de la infección en el Hospital Universitario La Paz. Hospital Universitario La Paz. Madrid, 2003.
18. A. S. Benenson. Manual para el control de las enfermedades transmisibles. Asociación estadounidense de Salud Pública. Decimosexta edición, 1997.
19. Plotkin SA, Orenstein WA. Vaccines, 3ª ed. Philadelphia: WB, Saunders, 1999.





La Suma de Todos

 **Comunidad de Madrid**

www.madrid.org



Observatorio Regional
de Riesgos Sanitarios



Dirección General de Calidad,
Acreditación, Evaluación e Inspección

 **Comunidad de Madrid**