



ORIGINAL

DETECCIÓN DE CONTAMINACIÓN EN EL EQUIPO ANESTÉSICO DE SALA DE OPERACIONES DEL HOSPITAL MÉXICO, JUNIO 2014*Diana Morales Castro**, *Mónica Quesada Arias***, *Carlos Ugalde Ovares******RESUMEN:**

Justificación: Las infecciones nosocomiales producen un impacto negativo para los profesionales de la salud y los pacientes. Se ha reconocido la influencia de múltiples factores hospitalarios en el desarrollo de las mismas, sin embargo, el papel del ambiente anestésico no ha sido claramente descrito. En Costa Rica, al igual que en muchos países del Mundo, no se cuenta con políticas y guías de limpieza del equipo anestésico.

Métodos: El propósito del presente estudio fue evaluar la presencia de contaminación en los equipos anestésicos de sala de operaciones del Hospital México. Se analizaron nueve superficies de la máquina de anestesia, equipo de monitoreo y laringoscopios, durante la mañana y la tarde. Cada superficie fue sometida a cuatro pruebas, detección de contaminación visible, detección de contaminación sanguínea, conteo de adenosina trifosfato (ATP) y cultivo por *Staphylococcus spp.*

Resultados: Las pruebas evidenciaron poca correlación entre la contaminación visible y por sangre con los cultivos por *Staphylococcus spp* y el conteo de unidades relativas de luz (URL). Se obtuvieron altos porcentajes de cultivos positivos por *Staphylococcus spp* tanto en la mañana como en la tarde, 52% versus 67% respectivamente. Las mediciones de URL presentaron un valor promedio en la mañana de 5208,3 y en la tarde de 5514,8, 14 veces mayores a los considerados limpios, el estándar es 350 URL. **Conclusión:** El equipo anestésico no está siendo correctamente manipulado, es necesario crear políticas de limpieza del mismo ya que se expone a los pacientes a riesgos de salud innecesarios. Es pertinente más que el desarrollo de una herramienta de prevención, la sensibilización sobre el tema, la modificación de conductas y la educación.

PALABRAS CLAVE:

infecciones nosocomiales, equipo anestésico, adenosina trifosfato, bioluminiscencia, sangre oculta, contaminación bacteriana.

* *Especialista en Anestesiología y Recuperación
Instituto Nacional de Seguros, Hospital de Trauma*
** *Especialista en Anestesiología y Recuperación
Caja Costarricense de Seguro Social, Hospital México*
*** *Residente de Ortopedia
Caja Costarricense de Seguro Social, Hospital México
Correo electrónico: drcarlosugalde@gmail.com
Recibido para publicación 10/03/16*

Aceptado 01/04/16



ABSTRACT:

Background: nosocomial infections have a negative impact on healthcare professionals and patients. The influence of multiple hospital-related factors has been recognized as playing a role in these infections' development, nevertheless, the part of the anesthetic environment has not been clearly stated. In Costa Rica, like in many other countries in the world, there are no policies or guidelines related to the cleaning of anaesthetic equipment.

Methods: The purpose of this study was to evaluate the presence of contamination on the anaesthetic equipment in the operating theatre of Hospital México. Analysis was carried out on nine surfaces of the anaesthesia machine, monitoring equipment and laryngoscopes, in both the morning and the afternoon of one day. Each surface had four tests: detection of visible contamination, detection of blood contamination, adenosine triphosphate (ATP) count and a bacterial culture test for *Staphylococcus spp.*

Results: The tests showed a poor correlation between the visible and blood contamination and *Staphylococcus spp* cultures along with the count for relative units of light (RUL). High positive percentage of *Staphylococcus spp* cultures were recorded during both the morning and the afternoon, with respective values of 52% and 67%. The RUL measurements presented an average value during the morning of 5208.3 and during the afternoon of 5514.18, which is 14 times greater than the value considered clean, the permitted limit is of 350 RUL.

Conclusion: Anesthetic equipment is not being correctly handled, and that it is necessary to create cleaning policies.

KEY WORDS:

Nosocomial, infections, anesthetic, equipment, bioluminescence, occultblood, bacterial contamination, ATP.

INTRODUCCIÓN

Las infecciones nosocomiales afectan al 10% de los pacientes admitidos en un hospital y la amplificación de la resistencia bacteriana debido a estas, es un problema que va en aumento.^{1,2,3} Existe preocupación por los estándares hospitalarios, sin embargo pocos centros establecen sus programas de limpieza con base en objetivos claros, esto se debe a esta por si sola nunca ha sido considerada una ciencia basada en evidencia. La medición de la eficacia de la limpieza es difícil, puesto que existe una deficiencia de metodologías para realizarla.^{4,5} Harbart y colaboradores afirman que las infecciones nosocomiales pueden disminuirse desde un 10% hasta un 70% dependiendo del ambiente, tipo de infección y medidas correctivas que se utilicen⁶.

La incapacidad para descontaminar efectivamente el equipo anestésico fue reconocida desde hace más de 45 años^{1,2}. En 1873, Thomas Skinner fue el primero en publicar acerca de la infección cruzada en anestesia. En 1932, Waters describió el equipo de anestesia como un vector para la transmisión de patógenos. Desde 1973, Roberts afirmaba que nadie podía discutir el hecho de que el equipo utilizado por el anestesiólogo debía ser limpio.^{7,8}

Varios estudios han documentado que las máquinas de anestesia, las hojas y los mangos de los laringoscopios presentan una contaminación sanguínea y bacteriana que ronda el 30%. La limpieza inadecuada de estos conlleva una alta probabilidad de contaminación cruzada hacia el paciente.^{9,10}

Existen pocos casos documentados de infecciones nosocomiales transmitidas durante la anestesia, esto se debe a la dificultad para establecer causalidad entre la práctica anestésica, la contaminación del equipo y la infección postoperatoria.^{10,11} La contaminación del equipo anestésico es resultado de varios factores, entre ellos la contaminación con la saliva, las secreciones respiratorias y la sangre del paciente, así como la contaminación de las manos del anestesiólogo.^{3,12,13}



Los métodos para la monitorización de la efectividad de los protocolos de limpieza incluyen: inspección visual, determinación de contaminación sanguínea, conteo de colonias bacterianas, detección de otro tipo de patógenos y cuantificación de ATP, muchos de estos se han aplicado en la industria de salud para analizar la limpieza de las instituciones sanitarias^{2,6,14,15}.

Las pruebas de color mediante catalizadores se basan en la actividad peroxidasa del grupo Hem de la hemoglobina^{16,17}. En presencia de hemoglobina el peróxido de hidrógeno se rompe y las especies oxidantes resultantes pueden reaccionar con diversos sustratos y producir un cambio de color como sucede en la prueba de Kastle-Meyer con la fenoltaleína^{18, 19}.

En el campo de la detección rápida de microorganismos, la bioluminiscencia de ATP ha tenido gran auge, la velocidad en la obtención de resultados es de utilidad para la educación del personal de limpieza en tiempo real²⁰. El ATP está presente en todo tipo de material orgánico, incluyendo bacterias, alimentos y secreciones humanas. Las luciferasas son las enzimas que catalizan la emisión de luz, su reacción con el ATP de los organismos produce bioluminiscencia que puede ser cuantificada en URL.^{15,20}

Los conteos bacterianos se han utilizado como marcadores de la suciedad de los equipos. El *Staphylococcus aureus*, es un buen indicador de contaminación, ya que es un patógeno hospitalario que sobrevive meses en las superficies^{4,14}. La infección bacteriana por *Staphylococcus Aureus*, *Enterococcus spp* y *Streptococcus β hemolíticos* fue demostrada por Elkaradawy y colaboradores 30 minutos después de la inducción anestésica en equipos anestésicos previamente limpios².

MATERIALES Y MÉTODOS

El Comité Ético Científico Institucional (CECI) de la CCSS, otorgó la exoneración para la realización del estudio. Las muestras analizadas fueron recolectadas en el Hospital México, de la Caja Costarricense de Seguro Social (CCSS), San José, Costa Rica. Se obtuvo también el aval del director del Hospital y de la jefatura de Anestesiología para su ejecución.

No se informó al personal de sala de operaciones acerca de la toma de las muestras para prevenir cualquier alteración en la rutina de limpieza. Un investigador fue el encargado de la toma de muestras, con la ayuda de un miembro del Comité de Control de Infecciones Hospitalarias del Hospital México, quién fue el encargado del manejo del Acu Check Point ATP Cleaning Validation and Tracking System.

La toma de muestras se realizó el día 14 de julio del 2014, las primeras durante la mañana, de las 6 a las 9 horas y las segundas en la tarde, posterior a la finalización del programa de cada sala, de las 14 a las 17 horas. A cada una de las muestras se le asignó un código numérico secuencial, el correspondiente a las muestras de la mañana iniciaba con 1, el de las de la tarde con 2, posteriormente iba el número de sala y luego el número asignado a cada superficie.

Las zonas del equipo anestésico muestreadas, y el código correspondiente fueron:

De la máquina de anestesia:

1. el dial del vaporizador
2. el flujómetro de oxígeno
3. el interruptor de encendido del ventilador
4. la válvula A.P.L.



Del equipo de monitoreo:

5. el pulsioxímetro
6. los cables de electrocardiografía
7. el brazalete del esfigmomanómetro

De los laringoscopios:

8. la hoja de los laringoscopios
9. el mango

Primero el equipo fue inspeccionado visualmente y se registró la evidencia macroscópica de contaminación. Posteriormente se realizó la toma del cultivo por *Staphylococcus spp.*, la prueba de fenoltaleína y la medición de URL. Los datos fueron recolectados en el instrumento de recolección de datos.

Se tomó una muestra de cada una de las zonas con un hisopo plástico, estéril de punta rayón sin medio de cultivo, marca COPAN Diagnostics. Las muestras fueron transportadas al Departamento de Bacteriología, de la Facultad de Microbiología la Universidad de Costa Rica. Allí fueron analizadas para la detección de *Staphylococcus spp* según el método descrito por Hoet⁴³. Los hisopos se inocularon en caldo tripticasa de soya con solución salina al 2,5%, este se evaluó a las 24, 48 y 72 horas. Los caldos que mostraron turbidez, se subcultivaron en agar sangre para el aislamiento de microorganismos aerobios, y agar manitol sal por 24 horas a 35 °C. Aquellos con resultado presuntamente positivo se sometieron a tinción de Gram. Una vez identificados los Gram positivos, se les realizaron las pruebas catalasa y coagulasa. Fueron considerados positivos por *Staphylococcus spp*, presuntos *Staphylococcus Aureus*, aquellos que dieron positivos para las pruebas anteriores.

Para la prueba de fenoltaleína, a cada superficie examinada se le tomó una muestra con un hisopo limpio. Debido a que la literatura establece que después de uno a dos minutos se observa el cambio espontáneo de coloración del reactivo, los hisopos solo fueron analizados por veinte segundos^{32,33}. Una vez que el hisopo fue frotado por la superficie se le agregó el reactivo de Kastle-Meyer diluido en alcohol isopropílico al 70%. Cuando no hubo cambio de coloración se vertieron dos gotas de peróxido de hidrógeno al 3%, si la muestra viró a color rosa la prueba fue considerada positiva por sangre.

Finalmente se frotó cada superficie con los hisopos del monitor de higiene Acu Check Point ATP Cleaning Validation and Tracking System. Se consideró una prueba positiva por contaminación cuando los valores fueron superiores a 350 URL.

Análisis Estadístico

Una vez recolectada la información, se digitó en una base de datos elaborada para este estudio en el programa Microsoft Excel versión 2007. Se realizaron pruebas de inconsistencia y errores. Los datos se procesaron en el paquete estadístico SPSS Statistics versión 20. Se realizaron comparaciones entre la presencia de contaminación en los diferentes sitios y el momento de la toma de la muestra (mañana y tarde). Las comparaciones de variables categóricas se realizaron utilizando la prueba de Chi-Cuadrado. Para las variables numéricas se utilizó el análisis de variancias ANOVA, con la corrección de Bonferroni. Todos los análisis se realizaron con un nivel de confianza del 95%. Se utilizó el índice de concordancia de Kappa (?) para valorar la coincidencia de los resultados entre dos pruebas.



RESULTADOS

En total se obtuvieron 245 muestras de las 252 esperadas. En la mañana se recolectaron 123 y en la tarde 122, esto debido a que por problemas eléctricos las salas 8 y 9 se encontraban fuera de servicio, por tal motivo no fue posible tomar muestras del mango, la hoja del laringoscopio y el brazaletes del esfigmomanómetro de estas.

El Cuadro 1 muestra los resultados de los cuatro tipos de contaminación estudiados según el momento del día en que la muestra fue tomada.

Cuadro1. Tipo de contaminación, según hora de la toma de muestras, del equipo anestésico de las salas de operaciones del Hospital México, 14 de julio 2014

Tipo de contaminación	Positiva		Negativa		Total
	Número	Porcentaje (%)	Número		
Contaminación visible					
Mañana	16	13,0	107		123
Tarde	15	12,3	107		122
Total	31	12,7	214		245
Prueba ATP					
Mañana	95	77,2	28		123
Tarde	84	68,9	38		122
Total	179	73,1	66		245
Prueba fenoltaleína					
Mañana	19	15,4	104		123
Tarde	25	20,5	97		122
Total	44	18,0	201		245
Resultado cultivo					
Mañana	52	42,3	71		123
Tarde	77	63,1	45		122
Total	129	52,7	116		245

Fuente: Instrumento de recolección de datos.

Se comparó la presencia de contaminación entre la mañana y la tarde, para cada uno de los tipos de pruebas realizadas, no se encontró diferencia significativa entre la presencia de contaminación visible ($p=0,87$), nivel de URL ($p=0,14$), ni el resultado de la prueba de fenoltaleína ($p=0,3$). Se encontró, que el resultado del cultivo fue significativamente mayor ($p<0,01$) en las muestras tomadas por la tarde, donde el 63,1% de estas resultaron contaminadas en comparación con el 42,3% de las tomadas en la mañana.

Al analizar la contaminación visible de las superficies del equipo anestésico se encontró variación significativa ($p < 0,01$) entre las mismas. Durante la mañana se observa el mayor porcentaje de contaminación en los cables de electrocardiografía con un 42,9%, seguido por el 38,5% de los brazaletes de presión y el 21,4% de los pulsioxímetros. En las muestras de la tarde el mayor porcentaje lo presentaron los brazaletes de presión con el 50%, seguido del 28,6% de los pulsioxímetros y el 21,4% de los cables de electrocardiografía.



Se analizó la presencia de contaminación sanguínea en diferentes sitios del equipo anestésico, y se encontró variación significativa ($p < 0,01$) entre ellos. En la mañana el mayor porcentaje de contaminación sanguínea se observó en los brazaletes de presión con un 53,8%, le siguieron el 42,9% de los cables de electrocardiografía, el 38,5% de los pulsioxímetros y el 14,3% de los interruptores de encendido de los ventiladores. Durante la tarde los brazaletes de presión presentaron el mayor porcentaje de contaminación sanguínea con un 58,3% de pruebas positivas, seguido del 35,7% de los pulsioxímetros, interruptores de los ventiladores y cables de electrocardiografía.

Las diferentes superficies presentaron variación significativa ($p < 0,01$) en el conteo de URL, mostrando altos porcentajes de contaminación desde el 23,1% en las hojas de los laringoscopios hasta el 92,9% en los pulsioxímetros, durante la mañana. En la tarde el 92,9% de las válvulas A.P.L. estaban contaminadas, así mismo el 92,3% de los mangos del laringoscopio.

Los resultados de URL fueron amplios, desde 0 hasta 99 999 (valor límite del equipo), con un valor medio en la mañana de 5208,3 y en la tarde de 5514,8. El promedio del nivel de ATP, en las muestras de la mañana, fue de 1841,6 URL en el dial del vaporizador hasta 11564,8 URL en el brazaletes del esfigmomanómetro, las diferencias no fueron significativas ($p=0,3$). Durante la tarde, el valor promedio más alto de ATP fue de 20 961,2 URL para el pulsioxímetro, el cual es significativamente mayor al resto de los valores promedio obtenidos ($p=0,05$).

Los resultados de los cultivos bacteriológicos para *Staphylococcus spp*, realizados durante la mañana mostraron variaciones significativas ($p < 0,01$) según el sitio analizado. El mayor porcentaje de resultados positivos se obtuvo en los brazaletes de presión (76,9%), pulsioxímetro (71,4%), cables de electrocardiografía (64,3%) y los interruptores de los ventiladores (64,3%). Los cultivos bacteriológicos para *Staphylococcus spp*, tomados durante la tarde demostraron variaciones significativas ($p < 0,01$), según la superficie analizada. Los sitios que presentaron mayor porcentaje de cultivos positivos fueron el pulsioxímetro (92,9%), el brazaletes del esfigmomanómetro (91,7%), el interruptor de los ventiladores (78,6%) y los cables de electrocardiografía (64,3%).

Al comparar los resultados de la contaminación visible con los resultados de la prueba de fenoltaleína ($\kappa=0,64$) estas poseen buena concordancia. Se compararon los resultados de las mediciones de ATP, agrupados en conteos mayores y menores a 350 URL, con los resultados del cultivo no existe concordancia entre ambas pruebas ($\kappa=-0,06$). Al comparar la contaminación visible y los conteos de ATP, solo coinciden en un 34,6%, ($\kappa=0,09$) no existe concordancia en ambas pruebas. Sin embargo, el nivel de ATP es significativamente mayor ($p=0,03$) en los sitios con contaminación visible. El promedio de URL en los sitios con contaminación visible es de 13 346 mientras que los sitios que se veían limpios tienen un conteo de URL promedio de 4 204. No existe coincidencia entre la contaminación visible y los cultivos ($\kappa=0,089$).

DISCUSIÓN

Al comparar la contaminación visible, sanguínea y los conteos de URL entre la mañana y la tarde, contrario a lo documentado por otros autores como Phillips y Loftus, no se obtuvo diferencia estadísticamente significativa, esto se debe probablemente a que posterior al primer muestreo la jefatura de enfermería ordenó una limpieza de los equipos de anestesia, lo que pudo haber alterado los resultados de las muestras de la tarde^{3,11}. Debe aclararse que la limpieza implementada no es rutinaria. Sin embargo, los valores de contaminación elevados, pese a esta, demuestran la ineficiencia de la misma.

Los porcentajes de contaminación visible fueron inferiores a los obtenidos mediante las otras pruebas, sin embargo, es necesario destacar que las superficies con contaminación visible positiva presentaron mayores conteos de ATP. Los resultados, concordantes con los estudios de Griffith y Willis, demuestran que la evaluación visual de la limpieza no es suficiente, este método subestima el nivel de contaminación, y no refleja los valores de ATP ni la contaminación microbiana, sus fines son meramente estéticos, no pueden predecir el riesgo de infección de los pacientes^{20,21, 22}.



Se evidenció un porcentaje de contaminación sanguínea menor que el reportado en la literatura (alrededor de 30%), al analizar las superficies por separado, el equipo de monitoreo fue el que presentó mayores porcentajes de contaminación (incluso mayores a 50%).

De las muestras tomadas en la mañana solo el 22,8% se encontraba inferior al nivel permitido de URL, así mismo y de las muestras tomadas en la tarde, posterior a la limpieza, solo un 31,1% de las superficies presentaban conteos menores al nivel establecido.

Debido al alto costo de los cultivos microbiológicos de superficie y a que no se realizan en el Hospital México, sólo se realizó el aislamiento de colonias de *Staphylococcus spp*, aún así se obtuvieron altos porcentajes de cultivos positivos, sin embargo, este no puede tomarse como equivalente a *Staphylococcus Aureus*, algunos de los cultivos positivos pueden ser parte de la flora normal del personal, o cepas no patógenas. Hubo diferencia significativa en el porcentaje de cultivos positivos al comparar las muestras de la mañana y de la tarde, a pesar de la limpieza que realizaron. Un dato importante es que las zonas con mayores porcentajes positivos fueron el equipo de monitoreo y el interruptor de los ventiladores, este corresponde al equipo que está en contacto con los pacientes y las manos de los anestesiólogos. La ausencia de concordancia entre el nivel de ATP mayor a 350 y el cultivo positivo posee varias causas, las URL se obtienen de contaminación orgánica, no solo bacteriana y los cultivos realizados fueron solo para *Staphylococcus*, no se buscó aislar ni virus ni hongos, tampoco otros géneros de bacterias. Los niveles de URL, si bien es cierto, no son el equivalente de los cultivos microbiológicos, pueden ser utilizados para monitorizar la higiene, sin embargo como son URL debe tenerse la precaución de no comparar lecturas de equipos de diferentes marcas²³.

Las recomendaciones realizadas por la Asociación de Enfermeras Perioperatorias Registradas (AORN) en el 2014 son que un equipo multidisciplinario debe establecer los procedimientos de limpieza y la frecuencia de los mismos. Este debe seleccionar los productos químicos que se utilizarán en el ambiente perioperatorio.^{24,25} El equipo de trabajo nombrado por la Sociedad de Infecciones Hospitalarias de Inglaterra publicó en el año 2002 las políticas de control de infecciones en el quirófano, estas fueron revisadas por la Asociación de Anestesiólogos de Gran Bretaña e Irlanda en el año 2008 y coincidentes con las realizadas por la OMS en el año 2009, sus recomendaciones establecen que cada departamento de operaciones debe desarrollar su política de control de infecciones basado en evidencia, este debe ser accesible al personal. Las precauciones necesarias deben establecerse para cada procedimiento invasivo, y se deben tomar precauciones contra la transmisión de patógenos entre los distintos pacientes; así como entre pacientes y el personal de anestesia. Los anestesiólogos son responsables de que sus pacientes sean atendidos en el medio más seguro posible^{26,27,28,29}.

El objetivo al limpiar el equipo de anestesia debe ser limpiar las superficies de alto contacto con un desinfectante, preferiblemente un compuesto de amonio cuaternario, como cloruro de benzalkonio, cloruro de amonio o bromuro de amonio. La actividad bactericida de los anteriores, se ha atribuido a la inactivación de enzimas productoras de energía, desnaturalización de las proteínas y disrupción de la membrana celular.³⁰

La contaminación con sangre o fluidos debe ser limpiada de inmediato con hipoclorito de sodio y luego ser limpiadas con detergente y agua. Los mangos de presión, pulsioxímetros, cables de electrocardiografía y estetoscopios deben ser limpiados con detergente^{26,27,28}.

A pesar de que las hojas y los mangos de los laringoscopios mostraron bajos porcentajes de contaminación visible y de sangre, se observaron altos porcentajes de cultivos positivos y altos conteos de URL, esto probablemente se debe al mal manejo de estos, incluso después de ser limpiados en el arsenal no son transportados a la sala mediante ninguna técnica aséptica. La limpieza adecuada de los laringoscopios establece que deben ser esterilizados entre los pacientes de acuerdo a las instrucciones del fabricante. Se recomienda el uso de hojas y mangos de laringoscopio desechables. Se debe utilizar guantes durante la laringoscopia, y los instrumentos utilizados deben colocarse en un recipiente designado para tal propósito con tal de prevenir la contaminación de superficies²⁷. Si el material no es desechable se recomienda que una vez utilizado sea manejado en el arsenal de enfermería y se les realice desinfección de alto nivel a las hojas y limpieza adecuada a los mangos de los laringoscopios.



Los estudios han demostrado que al utilizar germicidas, aproximadamente el 50% de las superficies permanecen contaminadas, sin embargo con técnicas como educación y evaluaciones periódicas este porcentaje disminuye a un 23%. Existen otros métodos más novedosos para la limpieza de superficies como son la desinfección con luz ultravioleta o peróxido de hidrógeno vaporizado, sin embargo solo pueden utilizarse al final de la jornada laboral ya que pueden resultar peligrosos para los pacientes.

Las superficies auto-desinfectantes recubiertas con metales pesados, como plata o cobre, que poseen actividad antimicrobiana son otra forma de eliminar contaminación. Existen así mismo superficies impregnadas o recubiertas con germicidas como el triclosán o compuestos de amonio cuaternario³¹.

CONCLUSIONES

Gran cantidad de mitos y rituales abundan en el departamento de sala de operaciones, poco ha sido correctamente demostrado o cuenta con la evidencia necesaria. Los beneficios del buen control de infecciones radican en un trabajo multidisciplinario en el cual todos los miembros del equipo poseen estándares y conocimientos similares sobre la importancia de la limpieza. El éxito del cambio radica en algo más que solo en el desarrollo de una herramienta de prevención, son necesarias la sensibilización sobre el tema, la modificación de conductas y la educación.

Agradecimientos

Al personal del departamento de Bacteriología de la Facultad de Microbiología de la Universidad de Costa Rica por su ardua labor en el procesamiento de los cultivos bacteriológicos y al Comité de Infecciones Intrahospitalarias del Hospital México por la colaboración con el muestreo.

Conflicto de Interés: Ninguno.

Financiamiento: los hisopos del Acu Check Point fueron donados por el Hospital México. Los cultivos bacteriológicos fueron donados por el departamento de Bacteriología de la Facultad de Microbiología de la Universidad de Costa Rica.

BIBLIOGRAFÍA

1. Sabir, N. & Ramachandra, V. (2004). **Decontamination of Anesthetic Equipment.** *Br J Anaesth*, 4(4), 103-106.
2. Elkaradawy, S, Helaly, G. & Abdel, M. (2012). **Effect of an Infection Control Educational Programme on Anesthetists Attitude an Anaesthetic Field Bacterial Contamination.** *Egyptian Journal of Anesthesia*, 28, 149-156.
3. Loftus, R., Koff, M., Burchman, C., Schwartzman, J., Thorum, V., Read, M. *et al.* (2008). **Transmission of Pathogenic Bacterial Organisms in the Anesthesia Work Area.** *Anesthesiology*, 109(3), 399-407.
4. Dancer, S. (2009). **The Role of Environmental Cleaning in the Control of Hospital-acquired Infections.** *J Hosp Infect*, 73(4), 378-385.
5. Dancer, S. (2004). **How do we Assess Hospital Cleaning? A Proposal for Microbiological Standards for Surface Hygiene in Hospitals.** *J Hosp Infect*, 56(1):10-15.



6. Harbarth, S., Sax, H. & Gastmeier, P. (2003). **The preventable proportion of nosocomial infections: an overview of published reports.** *J Hosp Infect*, 54, 258-266.
7. Tait, A. & Dale, B. (1995). **Preventing Perioperative Transmission of Infection: A Survey of Anesthesiology Practice.** *Anesth Analg*, 80, 764-769.
8. Roberts, R. (1973). **Cleaning the Laryngoscope Blade.** *Can J Anaesth*, 20(2), 241-244.
9. Hall, R. (1994). **Blood Contamination of Anesthesia Equipment and Monitoring Equipment.** *Anesth Analg*, 78, 1136-1139.
10. Ross, S., Viazov, S., Gross, T., Hoffman, F., Seipp, H. & Roggendorf, M. (2000). **Transmission of Hepatitis C Virus from a Patient to an Anesthesiology Assistant to Five Patients.** *N Engl J Med*, 343(25), 1851-1854.
11. Phillips, R. & Monaghan, P. (1997). **Incidence of Visible and Ocult Blood on Laryngoscope Blades and Handles.** *Journal of American Association of Nurse Anesthetists*, 65(3), 241-246.
12. Doebeling, B., Stanley, G., Sheetz, C. *et al.* (1992). **Comparative Efficacy of Alternative Hand- Washing Agents in reducing Nosocomial Infections in Intensive Care Units.** *N Engl J Med*, 327, 88-93.
13. Ping, F., Oulton, J., Smith, J., Skidmore, A. & Jenkins, L. (1979). **Bacterial Filters- Are they Necessary on Anaesthetic Machines?** *Can J Anaesth*, 26(5), 415-419.
14. Mulvey, D., Redding, P., Robertson, C., *et al.* (2011). **Finding a Benchmark for Monitoring Hospital Cleanliness.** *J Hosp Infect*, 77(1), 25-30.
15. Boyce, J., Havill, N., Dumigan, D., Golebiewski, M., Balogun, O. & Rizvani, R. (2009). **Monitoring the Effectiveness of Hospital Cleaning Practices by Use of an Adenosine Triphosphate Bioluminescence Assay.** *Infect Control Hosp Epidemiol*, 30(7), 678-684.
16. Ja Hyun, A., Kyoung, S., Woo Ick, Y. & Hwan, L. (2010). **Body Fluid Identification in Forensics.** *Biochem Mol Biol Int*, 45, 545-553.
17. Cox, M. (1991). **A Study of the Sensitivity and Specificity of Four Presumptive Test for Blood.** *J Forensic Sci*, 36(5), 1503-1511.
18. Wael, K., Lepot, L., Gason, F. y Gilbert, B. (2008). **In Search of Minute Particles Using Spectroscopic Methods.** *Forensic SciInt*, 180, 37-42.
19. Muscarella, L. (2008). **Reassessment of the Risk of Healthcare-acquired Infection During Rigid Laryngoscopy.** *J Hosp Infect*, 68, 101-107.
20. Willis, C., Morley, R., Westbury, J., Greenwood, M. & Pallet, A. (2007). **Evaluation of ATP Bioluminescence Swabbing as a Monitoring and Training Tool Device for Effective Hospital Cleaning.** *Br J Infect Control*, 8(5), 17-21.
21. Griffith, C., Cooper, A., Gilmore, J., Davies, C. & Lewis, M. (2000). **An Evaluation of Hospital Cleaning Regimes and Standards.** *J Hosp Infect*, 45(1), 19-28.
22. Sherlock, O., O'Connell, N., Creamer, E. & Humphreys, H. (2009). **Is it Really Clean? An Evaluation of the**



Efficacy of Four Methods for Determining Hospital Cleanliness. *J Hosp Infect*, 72(2), 140-146.

23. Moore, G., Smyth, D., Singleton, J. & Wilson, P. (2010). **The Use of Adenosin Triphosphate Bioluminescence to Assess the Efficacy of a Modified Cleaning Program Implemented within an Intensive Care Setting.** *Am J Infect Control*, 38(8), 617-622.
24. Allen, G. (2014). **Implementing AORN Recommended practices for environmental cleaning.** *AORN J*, 99(5), 570-579.
25. Wood, A., Conner, R., Carling, P., *et al.* (2013). **Recommended practices for environmental cleaning.** *AORN J*, 255-276.
26. Woodheady, K., Taylorz, W., Bannisterx, G., Chesworth, T., Hoffman, P. & Humphreys, H. (2002). **Behaviours and Rituals in the Operating Theatre.** *J Hosp Infect*, 51, 241-255.
27. Gemmell, L., Birks, R., Radford, P., *et al.* (2008). **Infection Control in Anaesthesia.** *Anaesthesia*, 63, 1027-36.
28. Gawande, A., Weiser, T., Berry, W., *et al.* (2009). **WHO Guidelines for Safe Surgery.** *WHO*, 1-122.
29. Loveday, H., Wilson, J. & Pratt, R. (2014). **National Evidence-Based Guidelines for Preventing Healthcare-Associated Infections in NHS Hospitals in England.** *J Hosp Infect*, 86(1), S1-S70.
30. Rutala, W., Weber, D. & Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. (2008). **Guideline for Disinfection and Sterilization in Health Care Facilities.** *Control Disease Center*.
31. Weber, D. & Rutala, W. (2013). **Self-disinfecting surfaces: Review of current methodologies and future prospects.** *J Hosp Infect*, 41(5), S31-S35.