Bundesgesundheitsbl - Gesundheitsforsch - Gesundheitsschutz 2007 · 50:377–393
DOI 10.1007/s00103-007-0167-0
© Springer Medizin Verlag 2007

Prävention postoperativer Infektionen im Operationsgebiet

Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert Koch-Institut

Unkorrigiert

1 Einführung

1.1 Geltungsbereich

Diese Empfehlung ergänzt die „Anforderungen der Hygiene bei Operationen und anderen invasiven Eingriffen“ [1] einschließlich des Anhangs „Anforderungen der Hygiene beim ambulanten Operieren in Krankenhaus und Praxis“ [2] hinsichtlich weiterer Maßnahmen mit dem Ziel der Prävention postoperativer Infektionen im Operationsgebiet im Sinne der Definitionen nosokomialer Infektionen des CDC, die vom Robert Koch-Institut (RKI) in Zusammenarbeit mit dem NRZ für die Surveillance nosokomialer Infektionen in deutscher Sprache herausgegeben werden [3]. In diesem Sinne sind oberflächliche und tiefe Wundinfektionen sowie die Infektion von Organen und Körperhöhlen im Operationsgebiet (z. B. Infektionen im Zusammenhang mit Implantaten[1]) eingeschlossen.

Nicht behandelt werden die Prävention und Kontrolle von Infektionen im Zusammenhang mit der Versorgung traumatisch bedingter Wunden einschließlich Verbrennungswunden. Ebenso sind Maßnahmen im Zusammenhang mit Infektionen chronischer Wunden oder Fisteln (z. B. bei M. Crohn) ausgeschlossen. Bei transplantationsassoziierten Infektionen[2] sind zusätzliche Aspekte und Maßnahmen zu beachten. Hierzu wird auf spezifischere Literatur verwiesen [4–9]. Des Weiteren bleiben Wunden an der Schleimhaut, die durch endoskopisch-interventionelle Eingriffe an Magen, Darm, Gallenwegen oder Bronchialtrakt entstanden sind, hier außer Betracht. Die speziellen Belange von Eingriffen in der Zahnheilkunde werden in der Empfehlung „Infektionsprävention in der Zahnheilkunde – Anforderungen an die Hygiene“ behandelt [10].

Hinsichtlich der Problematik der potenziellen Übertragung von HBV, HCV oder HIV durch Chirurgen wird auf andere Quellen verwiesen [11–15].

Die Empfehlung richtet sich primär an das ärztliche und Pflegepersonal sowie die Leiter von Einrichtungen, in denen Operationen bzw. invasive Eingriffe durchgeführt werden, unabhängig davon, ob es sich z. B. um Krankenhäuser oder Einrichtungen für das ambulante Operieren handelt. Entscheidend für die zu treffenden infektionspräventiven Maßnahmen ist die Art der Operation bzw. des invasiven Eingriffs.

Für die Erarbeitung der Empfehlungen wurde auf bereits vorhandene Leitlinien, insbesondere die der „Centers for Disease Control and Prevention“ [16] aus dem Jahr 1999 und aktuelle Übersichtsarbeiten zurückgegriffen [16–18]. Auf dieser Basis wurde die aktuelle Literatur zum Thema gesichtet und ergänzt, sofern sich daraus neue Aspekte ergeben.

Bezug zu anderen Empfehlungen:

Der Anwendungsbereich der vorliegenden Empfehlung umfasst die Maßnahmen zur prä-, intra- und postoperativen Infektionsprophylaxe einschließlich der postoperativen Wundversorgung, soweit sie nicht bereits in anderen, relevante Teilaspekte betreffenden Kommissionsempfehlungen ausgeführt wurden. Hierzu zählen insbesondere die:

- Empfehlungen zur Händehygiene [19],
- Anforderungen an die Hygiene bei der Reinigung und Desinfektion von Flächen [20],

[1] Unter einem Implantat versteht man hinsichtlich einer Wundinfektion einen Fremdkörper, der einem Patienten während einer Operation auf Dauer eingesetzt wird (z. B. Hüftendoprothesen, Gefäßprothesen, künstliche Herzklappen). Hinsichtlich solcher Implantate, an denen postoperativ manipuliert wird, wird auf die Empfehlung „Prävention Gefäßkatheter-assoziierter Infektionen“ verwiesen. Menschliche oder tierische Spenderorgane (Transplantate), wie z. B. Herz, Lunge, Niere, Leber oder Kornea, zählen nicht dazu.

[2] Bei Transplantations-assoziierten Infektionen handelt es sich um a) mit einem Transplantat übertragene Infektionen, sowie b) um eine im Rahmen der Transplantation aufgrund der Immunsuppression aktivierte zuvor persistierende (endogene) Infektion. Die Erfassung dieser Infektionen erfordert spezifische Definitionen (s. hierzu die speziellen CDC-Definitionen; www.rki.de; Krankenhaushygiene) und eine gesonderte Bewertung.

Tabelle 1

Anteil der bei Wundinfektionen gewonnenen Isolate (%) je nach Fachgebiet

Isolate	Allgemein- und Thoraxchirurgie (2527)	Traumatologie/ Orthopädie (1631)	Herzchirurgie (714)	Gefäßchirurgie (431)	Geburtshilfe (653)
S. aureus	11,4	42,7	39,6	39,0	19,8
Enterokokken	12,9	10,9	8,7	10,7	6,9
E. coli	22,6	4,1	2,7	6,7	4,4
P. aeruginosa	3,8	3,2	3,6	2,6	0,5
Klebsiella spp.	3,7	1,2	0,8	3,0	0,5
Koagulase neg. Staphylokokken	4,2	19,4	21,1	9,3	8,7
Enterobacter spp.	12,9	2,4	4,3	3,3	0,3
Streptokokken	4,8	4,8	1,5	5,3	6,4
Candida	1,4	0,2	0,5	0,2	0,1

Diese Daten des Krankenhausinfektions-Surveillance-Systems (KISS; Modul OP-KISS) beziehen sich auf den Zeitraum vom Januar 1997 bis zum Juni 2004. Die Summe muss nicht 100% ergeben, weil bei einer Infektion bis zu 4 Isolate erfasst werden können und nur die häufigsten Erregerspezies dargestellt wurden (http://www.nrz-hygiene.de).

- Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten [21],
- Empfehlungen zur Prävention und Kontrolle von Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus*-Stämmen (MRSA) in Krankenhäusern und anderen medizinischen Einrichtungen [22],
- Empfehlungen zur Surveillance (Erfassung und Bewertung) von nosokomialen Infektionen [23],
- Erläuterungen zur Surveillance nosokomialer Infektionen sowie zur Erfassung von Erregern mit speziellen Resistenzen und Multiresistenzen [24],
- Empfehlungen der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention zur Surveillance von postoperativen Wundinfektionen in Einrichtungen für das ambulante Operieren mit Erläuterungen [25],
- ordnungsgemäße Entsorgung von Abfällen aus Einrichtungen des Gesundheitsdienstes (LAGA-Richtlinie) [26],
- Prävention Gefäßkatheter-assoziierter Infektionen [27].

Auf diese Empfehlungen wird jeweils an gegebener Stelle im Text nochmals hingewiesen.

1.2 Epidemiologie der postoperativen Wundinfektionen

In Deutschland werden jährlich mehr als 5 Millionen operative Eingriffe an Patienten in Krankenhäusern und Einrichtungen für das ambulante Operieren durchgeführt [28]. Eine nationale repräsentative Prävalenzuntersuchung zu nosokomialen Infektionen in Deutschland (NIDEP-1-Studie) zeigte, dass die postoperativen Wundinfektionen (WI) mit einem Anteil von ca. 16 % nach den nosokomialen Pneumonien und Harnwegsinfektionen die dritthäufigste nosokomiale Infektionsart in deutschen Akutkrankenhäusern darstellen [29]. In den dem Krankenhaus-Infektions-Surveillance-System (KISS) angeschlossenen 301 operativen Abteilungen aus 163 Krankenhäusern traten im Zeitraum Januar 1997 bis Dezember 2004 bei ca. 360.000 Operationen insgesamt mehr als 6800 postoperative Wundinfektionen auf. Die Infektionsraten sind allerdings in den jeweiligen operativen Fachgebieten sowie zwischen den verschiedenen operativen Prozeduren sehr unterschiedlich [16, 29–34]. Detaillierte und jeweils aktuelle Auskunft geben auch die KISS-Referenzdaten (http://www.nrz-hygiene.de). Postoperative Wundinfektionen sind mit einer Steigerung von Morbidität und Letalität sowie einer Verlängerung der Verweildauer und der Erhöhung von Therapie- und sozialen Folgekosten verbunden [35–38].

Eine Durchsicht von Veröffentlichungen zu postoperativen Wundinfektionen im Rahmen von Ausbrüchen zeigt, dass mit dem gehäuften Auftreten überwiegend *S. aureus, Pseudomonas, Serratia, Klebsiella, Enterococcus* oder *Candida spp.* assoziiert sind.

2 Erregerspektrum, Infektionsquellen und -wege

2.1 Erregerspektrum

In den meisten Fällen werden sporadische postoperative Infektionen im Operationsgebiet von bakteriellen Erregern verursacht, aber auch Pilze, vor allem *Candida spp.* kommen als Erreger vor (**Tabelle 1**) [29]. Jeweils aktuelle Daten zum Erregerspektrum von Wundinfektionen liegen aus dem Surveillance-System KISS vor (http://www.nrz-hygiene.de). Insgesamt am häufigsten sind in allen operativen Fachgebieten Staphylokokken, in erster Linie *S. aureus*; aber auch Koagulase-negative Staphylokokken können, insbesondere im Zusammenhang mit Fremdkörpern, postoperative Infektionen verursachen. Der MRSA-Anteil an den Gesamtisolaten von *S. aureus* ist lokal sowie auch innerhalb einer Einrichtung bei den verschiedenen chirurgischen Fachgebieten unterschiedlich. Abhängig vom Opera-

Unkorrigiertes Exemplar

tionsgebiet spielen auch Enterobakterien und Enterokokken eine Rolle als Wundinfektionserreger. Gram-negative Anaerobier, z. B. Bacteroides spp., haben an der Gesamtzahl der Isolate einen geringeren Anteil. Damit wird keine Aussage über die pathogenetische Bedeutung im Einzelfall gemacht.

2.2 Infektionsquellen und -wege

Wundinfektionserreger können von außen (exogen) bzw. von der Haut oder Schleimhautflora des Patienten (endogen) in das Wundgebiet gelangen. Jede Stauung oder Ansammlung von Transsudat, Exsudat oder devitalem Gewebe bzw. jeder Fremdkörper oder eine Minderung der Durchblutung erhöhen das Infektionsrisiko [40–42]. Die meisten postoperativen Wundinfektionen im Operationsgebiet treten zwischen dem 3. und dem 8. postoperativen Tag nach primärem Wundverschluss auf. Eine primär heilende Wunde ohne Drainage gilt in der Regel nach 24 Stunden als verschlossen und nicht mehr exogen kontaminationsgefährdet [30, 32–34]. Es wird darauf hingewiesen, dass Infektionen im Zusammenhang mit Implantaten (Definition s. oben sowie A3 der CDC-Definitionen) deutlich später manifest werden können [3, 43].

Das Haupterregerreservoir für Wundinfektionen stellt die körpereigene Flora des Patienten dar [16, 30, 32–34]. Dies ist nicht zuletzt darin begründet, dass sich die physiologische Flora von Haut, Schleimhäuten und Konjunktiven auch bei sorgfältiger präoperativer Antiseptik nicht vollständig eliminieren lässt [44–48]. In einer umfangreichen prospektiven Studie konnte nachgewiesen werden, dass die nasale Kolonisierung mit *S. aureus* ein Reservoir für nachfolgende Infektionen mit diesem Erreger darstellt. So war der Stamm, der aus der Blutkultur bzw. vom Infektionsherd isoliert werden konnte, zu 80 % identisch mit dem zuvor isolierten Stamm aus dem Nasenvorhof [49]. In einer nachfolgenden Studie konnten diese Ergebnisse bestätigt werden [50]. Auch wurde ein Zusammenhang zwischen nasopharyngealer Besiedlung der Patienten mit *S. aureus* und erhöhtem Risiko für postoperative *S.-aureus*-Infektionen beobachtet [51–55].

Darüber hinaus können die Erreger postoperativer Infektionen im Operationsgebiet von einer zum Zeitpunkt der Operation bestehenden Infektion an einer vom Ort des operativen Eingriffs entfernt liegenden Körperstelle stammen [56] und von dort endogen über den Blut- oder Lymphweg in das Operationsgebiet gelangen, wo sie intra- oder postoperativ günstige Bedingungen für Absiedlung und Vermehrung finden. Die für eine Wundinfektion erforderliche Erregermenge (Infektionsdosis) wird durch Fremdkörper (Implantate), Nahtmaterial, Ischämie und Gewebsnekrosen signifikant erniedrigt [40–42].

Voraussetzung für exogene postoperative Erregerübertragungen ist ein Zugangsweg für die Erreger. Dieser kann z. B. durch kleine Dehiszenzen einer sonst primär heilenden Wunde gegeben sein. Operationswunden, die bis zu einem sekundären Wundverschluss offen bleiben, sowie Drainagen zur Ableitung von Exsudat oder Gasansammlungen (z. B. Thoraxdrainage) sowie für postoperative Spülungen des Operationsgebietes sind ebenfalls potenzielle Eintrittspforten [16, 30, 32–34, 57]. Innerhalb der intraoperativen exogenen Infektionsquellen kommt der Körperflora des Operationspersonals/-teams im Vergleich zur unbelebten Umgebung im Operationsraum (Flächen, Luft) die größere Bedeutung zu. Die Abgabe potenziell kontaminierter Tröpfchen aus dem Nasen-Rachen-Raum des Operationspersonals/-teams (siehe z. B. Träger von *S. pyogenes* oder *S. aureus*) wird durch die chirurgische Maske reduziert, aber nicht vollständig aufgehoben. Die Freisetzung von Nasopharyngealflora des Operationsteams ist wesentlich davon abhängig, wie viel gesprochen wird (Niesen, Husten, Infektionen des Respirationstraktes) [58] (s. auch Kapitel Bereichs- und Schutzkleidung 4.1.10).

Bei nosokomialen Ausbrüchen, bei denen die Häufung gleichartiger Erreger (z. B. *S. aureus, S. pyogenes, Pseudomonas spp., Serratia spp., Klebsiella spp., Enterococcus, Candida*) festgestellt wird, sind in erster Linie exogene Quellen Ursache, welche daher erkannt und unter Kontrolle gebracht werden müssen. Siehe hierzu auch entsprechende Datenbanken als Informationsquelle sowie die Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention „Ausbruchsmanagement und strukturiertes Vorgehen bei gehäuftem Auftreten nosokomialer Infektionen“ [59].

Die unbelebte Umgebung im Operationsraum kommt als Erregerreservoir in Betracht, wenn z. B. Medizinprodukte, die nicht regelrecht aufbereitet oder – bei korrekter Aufbereitung – z. B. durch falsche Lagerung oder Bereitstellung auf kontaminierter Fläche rekontaminiert wurden, in direkten oder indirekten Kontakt mit dem Operationssitus kommen [1]. Bei Beachtung der konsequenten Schaffung und Aufrechterhaltung einer keimarmen Umgebung im Operationsraum sowie aseptischer Bedingungen im Bereich des Instrumententisches und des OP-Feldes kommt der Luft als Erregerreservoir eine untergeordnete Bedeutung zu [60]. In Studien belegt ist die Bedeutung der Luftqualität bei Eingriffen mit höchsten Anforderungen an die Keimarmut mit Implantation großer Fremdkörper (z. B. Endoprothetik) in infektionsanfälligen Geweben (z. B. Knochen) [16, 30, 32–34, 61–64] (s. auch „Anforderungen der Hygiene bei Operationen und anderen invasiven Eingriffen“ [1] sowie das Kapitel 4.1.14 Belüftung und Klimatisierung).

3 Risikofaktoren

Das Risiko des Auftretens einer postoperativen Wundinfektion wird von einer Reihe von Faktoren beeinflusst. Dabei können patienteneigene (endogene) und nur bedingt beeinflussbare Faktoren von solchen unterschieden werden, die durch geeignete infektionspräventive Maßnahmen im Rahmen der Organisation der perioperativen Betreuung beeinflussbar sind.

Patienteneigene, nur bedingt beeinflussbare Risikofaktoren:

- Vor-/Begleiterkrankungen (z. B. Diabetes mellitus),
- bestehende Infektionen an anderer Körperstelle,
- (nasale) Besiedlung mit *S. aureus*,
- Mangelernährung,
- Adipositas,
- Rauchen,

Unkorrigiert

- maligne Grunderkrankung/Tumorstadium [65],
- Zytostatikatherapie/Immunsuppression,
- Anämie (prä- und postoperativ).

Perioperative Risikofaktoren:
- Dauer des präoperativen Krankenhausaufenthalts,
- nicht sachgerechte präoperative Haarentfernung,
- nicht sachgerechte Hautreinigung/Hautdesinfektion (präoperative Antiseptik),
- nicht sachgerechte perioperative Antibiotikaprophylaxe,
- Abweichungen von der physiologischen Körpertemperatur des Patienten [66, 67],
- Hypoxie/Oxygenierung [68].

Operationsspezifische Faktoren:
- Dauer der Eingriffe,
- Operationstechnik einschließlich Blutstillung [41],
- Art des Eingriffes (z. B. Notfall- oder Elektiveingriff, Kontaminationsgrad) [69],
- Implantate, Fremdkörper,

Postoperative Risikofaktoren:
- Drainage (Art und Dauer),
- postoperative invasive Maßnahmen, die mit Bakteriämien einhergehen,
- nicht sachgerechte postoperative Wundversorgung,
- Art der postoperativen Ernährung.

3.1 Patienteneigene, nur bedingt beeinflussbare Risikofaktoren

Von den bekannten Risikofaktoren für das Auftreten postoperativer Wundinfektionen sind nicht alle einer Beeinflussung im Rahmen des perioperativen Managements zugänglich. Dies gilt insbesondere für vorbestehende (Begleit-)Erkrankungen des Patienten. Der ASA-Score erfasst einige dieser Risikofaktoren und korreliert mit der postoperativen Wundinfektionsrate.

Im Folgenden werden diejenigen Faktoren näher erläutert, für die sich praktisch relevante Aussagen im Hinblick auf ihre perioperative Beeinflussbarkeit in der Literatur finden.

Diabetes mellitus

Die Studienergebnisse zum Einfluss des Diabetes mellitus auf die Wundinfektionsrate sind uneinheitlich. Allerdings ist insbesondere bei Insulin-abhängigem Diabetes mellitus und perioperativer Hyperglykämie (>200 mg/dl; >11,1 mmol/l) eine Beeinträchtigung der Abwehrfunktionen, verbunden mit einem erhöhten Infektionsrisiko, bekannt [70]. Bei Diabetikern soll daher eine adäquate Kontrolle und Einstellung des Blutglukosespiegels erfolgen.

Adipositas

Eine Adipositas Grad II [Body-Mass-Index (BMI) 35–39,9] und Grad III (BMI >40) ist mit einer Erhöhung des Risikos für Wundinfektionen verbunden. Bei Schwangeren nimmt mit zunehmendem Körpergewicht auch die Häufigkeit einer operativen Entbindung zu. Die Komplikationen aufgrund einer Sectio (insbesondere Wundheilungsstörung, Endometritis, Urogenitalinfekte) und die perinatale Mortalität sind bei Adipösen geringgradig erhöht [71–73]. Wenn die subkutane abdominelle Fettschicht 3 cm übersteigt, erhöhte sich das Wundinfektionsrisiko signifikant. Allerdings konnte Adipositas als unabhängiger Risikofaktor für Wundinfektionen nicht in jedem Fall nachgewiesen werden. Chirurgische Optionen zur Behandlung der morbiden Adipositas (BMI >40), d. h. laparoskopische Operationen wie adjustable gastric band, vertical banded gastroplasty, gastric bypass and biliopancreatic diversion/duodenal switch [74, 75], gehen nicht mit einem exzessiven Risiko für Wundinfektionen einher [76, 77]. Vor elektiven Eingriffen sollte bei adipösen Patienten eine Gewichtsreduktion erwogen werden.

Mangelernährung

In der Chirurgie ist die Bedeutung des Ernährungsstatus für die postoperative Morbidität und Letalität bei verschiedenen Krankheitsbildern gezeigt worden [78]. Relevant ist die Mangelernährung. In einer prospektiven Erhebung an 5031 chirurgischen Patienten (Ausschluss der Kardiochirurgie) von 1995–2000 wurden präoperative Risikofaktoren für das Entstehen einer Wundinfektion untersucht [70]. Hierbei erwies sich eine Mangelernährung, definiert als signifikanter Gewichtsverlust innerhalb der letzten 6 Monate vor der Operation, als unabhängiger Risikofaktor. Ob mit speziellen Nährlösungen zur enteralen Immunonutrition das Risiko einer bakteriellen Translokation mit nachfolgenden septischen Komplikationen reduziert werden kann, ist Gegenstand derzeitiger Untersuchungen. In ersten Metaanalysen von klinischen Studien zur postoperativen Immunonutrition konnten eine Reduktion schwerer Infektionen und eine Reduktion des Krankenhausaufenthalts nachgewiesen werden [79, 80].

Rauchen

Rauchen verzögert die primäre Wundheilung und kann die Wundinfektionsrate erhöhen [81]. Raucher, die 6–8 Wochen vor einem elektiven Eingriff und 10 Tage danach eine Beratung zum Beenden des Rauchens erhalten hatten und dieses einstellten bzw. den Tabakkonsum reduzierten, wiesen signifikant weniger „Wunden bezogene" Probleme (z. B. Hämatome, Infektionen) auf als Raucher, die die Beratung nicht erhalten hatten [82]. Allerdings gibt es auch Untersuchungsergebnisse, wonach Rauchen kein unabhängiger Risikofaktor ist [70]. Patienten sollten mindestens 30 Tage vor einem elektiven Eingriff das Rauchen einstellen [83–85].

Anämie

Perioperative Anämie ist ein signifikanter Risikofaktor für Wundinfektionen bzw. postoperative Letalität [70, 86]. Notwendige Blutprodukte zum Ausgleich einer relevanten Anämie sollten präoperativ nicht vorenthalten werden.

Immunsuppression

Patienten mit Erkrankungen, die mit einer Immunsuppression einhergehen (HIV-Infektion, malignes Lymphom, chronische hämatopoetische Insuffizienz u. a.), oder Patienten, die mit immunsupprimierenden Medikamenten behandelt werden (Glukokortikoide, Nukleosidanaloga, TNF- oder CD52-Antikörper u. a.), haben ein erhöhtes Risiko von Haut- und Weichteilinfektionen [87, 88]. Dies gilt sowohl für Patienten mit Neutropenie (Granulozytenzahl <1000/µl) als auch mit einem Mangel an T-Helferzellen

Unkorrigiert

(CD4-positive T-Lymphozyten < 250/µl) oder einem Antikörpermangel sowie insbesondere für die häufig vorkommenden Kombinationen solcher Formen der Immunsuppression. Bei immunsupprimierten Patienten ist nicht nur mit einem erhöhten Risiko postoperativer Wundinfektionen, sondern auch mit einem gegenüber nicht-immunsupprimierten Patienten deutlich unterschiedlichen Spektrum von Infektionserregern zu rechnen. Ein interdisziplinäres perioperatives Patientenmanagement ist zu empfehlen, damit sowohl individuelle Möglichkeiten der präoperativen Reduktion der Immunsuppression ermittelt, als auch spezifische Maßnahmen zur Prophylaxe und ggf. antimikrobiellen Therapie festgelegt werden können.

Postoperative Ernährung

Generell ist postoperativ keine Unterbrechung der Nahrungszufuhr erforderlich. Ein frühzeitiger oraler bzw. enteraler Kostaufbau führt gegenüber einer längerfristigen Nüchternheit zur Verminderung des Risikos einer Infektion und wirkt sich günstig auf die Krankenhausverweildauer aus. Lewis et al. zeigten in einer Metaanalyse aus 11 Studien mit 837 Patienten eine, wenn auch nicht signifikante, Verminderung des Risikos einer Wundinfektion [89].

Eine nicht ausreichende Nahrungszufuhr für mehr als 14 Tage ist mit einer erhöhten Letalität assoziiert. Die Indikation zur ergänzenden künstlichen Ernährung besteht daher auch bei Patienten ohne Zeichen einer Mangelernährung, die perioperativ voraussichtlich mehr als 7 Tage keine orale Nahrungszufuhr oder mehr als 14 Tage oral eine nicht bedarfsdeckende Kost (< 60–80 %) erhalten. Hier wird ohne Verzögerung der Beginn einer enteralen Ernährung empfohlen [90]. In einer Metaanalyse zum Vergleich enteraler mit parenteraler Ernährung, die sowohl Studien an chirurgischen als auch internistischen Patienten berücksichtigte, hat sich eine signifikant niedrigere Infektionsrate bei den enteral ernährten Patienten gezeigt [91]. Bei kritisch Kranken ergab sich in 2 Metaanalysen ebenfalls eine signifikant niedrigere lnfektionsrate (Infektionen einschließlich Infektionen im Operationsgebiet) [80, 92–94].

Für den Einsatz einer Kombination immunmodulierender Substrate (Arginin, Glutamin, Omega-3-Fettsäuren, Ribonukleotide) in der enteralen Ernährung chirurgischer Patienten konnte in 2 Metaanalysen eine signifikante Reduktion des Auftretens infektiöser Komplikationen und der stationären Verweildauer gezeigt werden [92, 95]. In einer Metaanalyse wurde in 5 der 26 Studien die Inzidenz von Patienten mit Wundinfektionen angegeben, weitere 10 enthielten Daten zum Auftreten von Wundinfektionen [79, 95].

Zur ernährungsmedizinischen Bewertung der Datenlage zum Vergleich enteraler mit parenteraler Ernährung wird auf Empfehlungen der Amerikanischen Gesellschaft für Parenterale und Enterale Ernährung (ASPEN) [96] und der Deutschen Gesellschaft für Ernährungsmedizin (DGEM) verwiesen (www.dgem.de).

4 Empfehlungen

4.1 Perioperative Risikofaktoren und daraus abgeleitete Präventionsmaßnahmen

Die folgenden Empfehlungen ergänzen die in den „Anforderungen der Hygiene bei Operationen und anderen invasiven Eingriffen" [1] gemachten Angaben zu den betrieblich-organisatorischen Anforderungen und sind im Sinne der einfacheren Verwendung mit diesen abgestimmt.

4.1.1 Präoperative stationäre Verweildauer

Verlängerte präoperative Verweildauer [65, 66, 97] bzw. verzögerter OP-Zeitpunkt bei Verletzungen [98] sind häufig mit einem erhöhten Risiko für Wundinfektionen verbunden. Die Ursachen hierfür sind meist multifaktoriell (z. B. Abhängigkeit der präoperativen Verweildauer von Erkrankungsschwere und Komorbidität, Stress, Kolonisation durch resistente Erreger).

- Die präoperative Verweildauer soll so kurz wie möglich sein (Kategorie II).

4.1.2 Präoperative Darmentleerung

Eine präoperative Darmentleerung kann zwar aus operationstechnischen Gründen erforderlich sein. Für eine Senkung der postoperativen Wundinfektionsrate gibt es gegenwärtig keine durch Studien belegten Hinweise [99, 100].

- Zur präoperativen Darmentleerung ist bisher keine Empfehlung möglich (Kategorie III).

4.1.3 Infektion bzw. Kolonisation des Patienten (präoperative Sanierung)

Infektionen an anderer Körperstelle sowie die Kolonisation mit fakultativ pathogenen typischen Wundinfektionserregern (insbesondere *S. aureus*) [34, 81] können zur Quelle postoperativer Infektionen im Operationsgebiet werden.

Zahlreiche Studien haben gezeigt, dass Patienten, die mit *S. aureus* (z. B. im Nasenvorhof) kolonisiert sind, ein höheres Risiko für eine postoperative *S.-aureus*-Infektion haben [101]. Aufgrund von Hinweisen, dass Patienten, die präoperativ intranasal mit Mupirocin behandelt wurden, eine geringere postoperative Wundinfektionsrate als historische Kontrollen haben [102–104], untersuchten 2 randomisierte, doppelblind placebokontrollierte Studien den Einfluss präoperativer Mupirocin-Behandlung auf die postoperative Wundinfektionsrate [105, 106]. In der Studie von Perl et al. [106] konnte, bezogen auf das Gesamtkollektiv (N=3864), keine signifikante Differenz in der postoperativen Wundinfektionsrate festgestellt werden. Bei einer Subset-Analyse (gezielte Analyse der *S.-aureus*-Träger bei Aufnahme, N=891) zeigte sich jedoch ein protektiver Effekt der Mupirocin-Behandlung (odds ratio 0,49; 95 %-Intervall, 0,25–0,92) bezogen auf alle nosokomialen *S.-aureus*-Infektionen. Der Effekt auf die postoperative Wundinfektionsrate war nicht signifikant.

Zu einem ähnlichen Ergebnis kam eine zweite doppelblind- und placebokontrollierte Studie an Patienten mit orthopädischen Eingriffen [105]. Aufgrund einer geringeren als erwarteten Zahl postoperativer Infektionen hatten beide Studien jedoch nicht die statistische Power zu zeigen, dass die Mupirocin-Anwendung ineffektiv war [105, 107]. Überlegungen zur Entwicklung von Mupirocin-Resistenzen begründen das Interesse an einer

Unkorrigiert

Fokussierung der Strategie auf bekannte *S.-aureus*-Träger [108, 109].

Gegenwärtig gibt es im Rahmen von Studien Anhalt dafür, dass bei Patienten mit bevorstehenden herzchirurgischen Eingriffen eine Reduktion des Risikos postoperativer sternaler Weichteil- bzw. Knocheninfektionen durch prophylaktische Eradikation von *S. aureus* durch Anwendung von Mupirocin in der Nase erreicht werden konnte [102, 104, 110]. Künftigen Studien bleibt vorbehalten, diese Ergebnisse zu untermauern und ggf. weitere Populationen zu definieren, die potenziell von einer präoperativen Sanierung profitieren.

Die Problematik der endogenen Besiedlung mit *S. aureus* wird kompliziert durch die Zunahme des relativen Anteils von MRSA. Engemann et al. [111] untersuchten den Einfluss einer Methicillin-Resistenz auf den postoperativen Verlauf von Patienten mit *S. aureus*-bedingter Wundinfektion und zeigten eine höhere Letalität für die MRSA-infizierten Patienten (s. auch Metaanalyse von [112]). Eine Zunahme von MRSA-kolonisierten Patienten im chirurgischen Patientenklientel würde bedeuten, dass eine zunehmende Zahl von Personen von der Standardprophylaxe mit Antibiotika nur partiell profitiert. MRSA-kolonisierte Patienten, die eine Prophylaxe mit Betalactam-Antibiotika erhalten, hätten ggf. ein höheres Risiko einer MRSA-bedingten postoperativen Wundinfektion. In der Studie von Perl et al. [106] erwiesen sich 60 % der *S. aureus* postoperativen Wundinfektionen als solche, die nicht identisch waren mit dem originären *S.-aureus*-Stamm in der Nase der Patienten. Manian et al. [113] führten eine retrospektive Kohortenstudie bei 270 Patienten mit postoperativen Wundinfektionen durch und identifizierten die Faktoren, die mit einer postoperativen Wundinfektion assoziiert waren. 77 (28,5 %) der postoperativen Wundinfektionen waren durch MRSA verursacht. Die multivariate Analyse ergab, dass Entlassung in eine Langzeitpflegeeinrichtung und eine antibiotische Behandlung von mehr als einem Tag postoperativ unabhängig mit der postoperativen MRSA-Wundinfektion assoziiert waren.

Durch mehrere Studien ist belegt, dass ein mikrobiologisches MRSA-Screening zur Reduktion sekundärer MRSA-Infektionen beiträgt und kosteneffektiv ist [114, 115]. Die Infektion/Kolonisation mit MRSA und daraus abgeleitete Maßnahmen der Infektionsprävention sollten selbstverständlich nicht zu einer medizinisch schlechteren Behandlung des betroffenen Patienten führen [116].

- Wann immer möglich, sollen vor elektiven Eingriffen klinisch manifeste Infektionen außerhalb des OP-Gebiets sowie im OP-Gebiet selbst identifiziert und adäquat behandelt werden (Kategorie IA).
- Ein Screening auf MRSA sollte bei Risikopatienten durchgeführt werden (Kategorie IB).
  (siehe auch: Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention und des RKI: Kommentar zu den „Empfehlungen zur Prävention und Kontrolle von Methicillin-resistenten Staphylococcus-aureus-Stämmen in Krankenhäusern und anderen medizinischen Einrichtungen", Epidemiologisches Bulletin Nr. 46 12. November 2004).
- Bei einer Kolonisation mit MRSA ist eine Sanierung mit für die jeweilige Lokalisation geeigneten antibakteriellen Wirkstoffen anzustreben (Kategorie IB).
  (siehe auch Empfehlung zur Prävention und Kontrolle von Methicillin-resistenten Staphylococcus-aureus-Stämmen (MRSA) in Krankenhäusern und anderen medizinischen Einrichtungen, Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention [22]).
- Der infektionspräventive Wert einer Sanierung von nasalen *S.-aureus*/MRSA-Trägern in der Kardiochirurgie (z. B. mittels Mupirocin) ist weiter Gegenstand von Untersuchungen (Kategorie III).
- Bisher keine generelle Empfehlung zur Änderung der allgemein empfohlenen perioperativen Antibiotikaprophylaxe aufgrund einer MRSA/VRE-Kolonisation (z. B. hinsichtlich der Verwendung von Glykopeptiden). Dies fällt in die ärztliche Einzelfallentscheidung, bezogen auf den individuellen Patienten (Kategorie III).

4.1.4 Haarentfernung

Verschiedene Studien konnten zeigen, dass die Rasur am Abend vor der Operation im Vergleich zur Haarentfernung mit Enthaarungscremes oder dem Verzicht auf Haarentfernung mit einem signifikant höheren Infektionsrisiko verbunden ist [117]. Das erhöhte Infektionsrisiko nach Rasuren beruht auf mikroskopisch kleinen Läsionen der Haut, die später als Eintrittspforte bzw. Fokus für eine bakterielle Streuung dienen. Rasuren, die länger als 24 h vor der Operation durchgeführt werden, erhöhen die Wundinfektionsrate. Die Benutzung von Enthaarungscremes geht mit dem niedrigsten Infektionsrisiko verglichen mit Rasierern und Haarschneidemaschinen einher, allerdings besteht die Gefahr von Hautirritationen oder allergischen Hautreaktionen. Unter diesem Aspekt erscheint eine Anwendung im Vorfeld der Operation (z. B. am Vortag) sinnvoll. Fällt die Entscheidung auf die mechanische Entfernung, muss sie unmittelbar vor der Operation erfolgen.

- Präoperative Haarentfernung nur bei operationstechnischer Notwendigkeit, bevorzugt mittels Kürzen der Haare bzw. chemischer Enthaarung (Kategorie IA).

4.1.5 Körperreinigung

Zu einer über die übliche Körperhygiene hinausgehenden präoperativen Ganzkörperreinigung (Waschen oder Duschen/antiseptische Waschung) als Maßnahme zur Verminderung einer Freisetzung von Mikroorganismen während der Operation und damit zur Verminderung der Wundinfektionen gibt es bisher Studien mit widersprüchlichen Ergebnissen (Pro:[118]; Contra:[119, 120])

- Verschmutzungen der intakten Haut sind im OP-Areal vor der Hautantiseptik zu entfernen (Kategorie IB).
- Keine Empfehlung zu grundsätzlicher präoperativer antiseptischer Waschung (Kategorie III).

4.1.6 Antiseptik des OP-Feldes

Je nach Haut- und Schleimhautareal (einschließlich Auge) variiert die Anzahl aerober und anaerober Mikroorganismen zwischen 10^2 und 10^8 pro cm^2. Mit dem Ziel, die Erreger bei der operativen Durchtrennung des Integuments nicht in die Tiefe zu verschleppen, wird vor der OP-Feldabdeckung die antiseptische Behandlung des OP-Feldes durchgeführt.

Die erforderliche Einwirkungszeit für die verschiedenen Lokalisationen

Unkorrigiertes Exemplar

der präoperativen Antiseptik ist weder experimentell noch epidemiologisch gesichert. In weitgehender Analogie zur chirurgischen Händedesinfektion setzt eine rationale Anwendung von Antiseptika grundsätzlich die Einhaltung einer definierten, produktspezifisch geprüften und arzneilich zugelassenen Mindesteinwirkzeit voraus. Für die Bevorzugung einzelner Präparatetypen gibt es keine epidemiologische Evidenz. Allerdings sind Alkohol-basierte Präparate im Praxistest auf der Haut bei kurzer Einwirkungszeit wirksamer als wässrige PVP-Iod-Lösungen, weshalb die Wirksamkeit auf talgdrüsenarmer Haut vor Injektion bzw. Punktion für Alkohol-basierte Präparate in der Regel 15 s, für Iodophore dagegen 1 min beträgt (s. auch die jeweils gültige Desinfektionsmittelliste des VAH). Bisher liegen keine Hinweise zur Bedeutung der Art der Auftragung des Antiseptikums vor (z. B. von der Mitte zum Rand; am Unterarm und Kniegelenk unterschied sich die antiseptische Wirksamkeit im Vergleich Wischen und Sprühen nicht [121]). Argumente für das eine und gegen das andere Verfahren kommen ggf. aus dem Bereich des Arbeitsschutzes.

Für die präoperative Antiseptik auf Schleimhäuten und am Auge wird aufgrund der erforderlichen Zeitdauer von 30 s für eine mikrobizide Wirkung in vitro [122] und der antiseptischen Wirksamkeit am Anwendungsort eine Einwirkungszeit von mindestens 1 min für erforderlich gehalten. Als Präparate kommen nur zur Schleimhautantiseptik bzw. für die Applikation am Auge zugelassene Arzneimittel in Betracht. Zur präoperativen Endophthalmitisprophylaxe kommt in der Regel PVP-Iod zur Anwendung [123, 124]. Bei Kontraindikationen für eine Iodanwendung kommt Polihexanid als Alternative in Betracht [125].

Vor elektiven kieferchirurgischen Eingriffen stellen die Durchführung einer professionellen Zahnreinigung sowie die Sanierung kariöser Läsionen, von Gingivitis und periodontalen Taschen mögliche Maßnahmen zur Reduktion der fakultativ pathogenen Flora dar [126]. Eine professionelle Zahnreinigung mit Zahnsteinentfernung sollte allerdings nicht unmittelbar vor kieferchirurgischen Eingriffen durchgeführt werden, damit mögliche Schleimhautläsionen noch abheilen können. In einer vergleichenden Untersuchung zu Antiseptik der Mundhöhle haben sich Octenidin-basierte Schleimhautantiseptika als am wirksamsten erwiesen [127]. Ist die Schleimhaut geschädigt (z. B. bei Granulozytopenie im Rahmen einer Chemotherapie), sollte ein besonders verträgliches Antiseptikum angewendet werden (z. B. auf Basis von Polihexanid, ätherischen Ölen oder Aminfluorid [128–130]). Für chirurgische Eingriffe in der Mundhöhle, z. B. vor bilateral gingival flap surgery und Tumorresektion, wurde eine Verminderung von Wundheilungsstörungen bei Anwendung von ätherischen Ölen [131] bzw. PVP-Iod nachgewiesen [132]. Entsprechende Daten zu anderen Antiseptika liegen derzeit nicht vor.

Auf der Genitalschleimhaut sind PVP-Iod und Octenidin bezüglich antiseptischer Wirksamkeit gleichwertig [133].

In der Nasenhöhle kommen wegen der erforderlichen Verträglichkeit für das Nasociliarepithel Polihexanid 0,1 % oder PVP-Iod 1,25 % [134] bzw. als Antibiotikum Mupirocin [135] in Betracht.

- Im Operationsraum erfolgt eine gründliche Antiseptik (Desinfektion) der Haut des Operationsgebietes (Kategorie IB). Die Haut muss während der erforderlichen (vom Hersteller entsprechend deklarierten) Einwirkzeit satt benetzt und feucht gehalten werden. Hierbei muss darauf geachtet werden, dass der Patient nicht in Flüssigkeitsansammlungen des Antiseptikums zu liegen kommt, da dies zu Hautschädigung (Nekrosen) oder Komplikationen durch Kriechströme beim Kauterisieren führen kann. Nach erfolgter Antiseptik wird die Umgebung des Operationsgebietes steril abgedeckt.

4.1.7 Perioperative Antibiotikaprophylaxe

Eine perioperative Antibiotikaprophylaxe ist in der Lage, das Risiko von postoperativen Infektionen im Wundgebiet zu reduzieren [136, 137]. Hinsichtlich ihrer Durchführung wird z. B. auf die aktuellen Empfehlungen der Paul Ehrlich-Gesellschaft verwiesen [138] (http://www.p-e-g.org).

Entscheidend für Beginn und Dauer der Antibiotikagabe ist, dass ab dem Zeitpunkt des Hautschnitts für die Dauer der Operation ein wirksamer Blut- und Gewebespiegel gewährleistet ist. Damit ergibt sich die Notwendigkeit der Verabreichung in einem Zeitintervall von 2 h bis spätestens 30 min vor OP-Beginn [136, 139]. Überschreitet die OP-Dauer 3–4 h, empfiehlt sich eine erneute Applikation. (Hierbei sind auch die Halbwertszeiten der eingesetzten Antibiotika zu beachten.) Eine längere Anwendung von Antibiotika erbringt in der Regel keine besseren Ergebnisse im Sinne der Prophylaxe. Auch unter dem Gesichtspunkt der Selektion und Resistenzentwicklung sowie möglicher Nebenwirkungen ist die Prophylaxe auf die Dauer der Operation zu begrenzen.

- Perioperative Antibiotikaprophylaxe nur bei gesicherter Indikation. Die Auswahl des Antibiotikums richtet sich nach der Wirksamkeit gegen die häufigsten Wundinfektionserreger für die jeweilige Operationsart (Kategorie IA) (siehe hierzu die jeweils aktuellen Empfehlungen der Paul Ehrlich-Gesellschaft (s. http:// www.p-e-g.org).
- Die initiale Dosis des Antibiotikums wird intravenös zu einem Zeitpunkt verabreicht, dass ausreichende Gewebewirkstoffkonzentrationen bei der Inzision und während der gesamten Operation erreicht werden (Kategorie IA). (Ausnahme: Kaiserschnitt/Applikation nach Abklemmen der Nabelschnur.)
- Keine routinemäßige Anwendung von Vancomycin zur perioperativen Prophylaxe (Kategorie IB). (s. 4.1.3)

4.1.8 Abdeckung des Operationsfeldes und des Patienten

Durch die OP-Feldabdeckung soll der Erregereintrag aus der OP-Feldumgebung in das OP-Gebiet (z. B. Flora der umgebenden Haut des Patienten oder der Kleidung des nicht vollständig entkleideten Patienten bei kleineren Eingriffen) unterbunden werden. Es gibt nur wenige Untersuchungen zur infektionspräventiven Bedeutung und zu Unterschieden von

Unkorrigiert

OP-Abdeckmaterialien. Nachgewiesen sind der infektionsbegünstigende Einfluss von Baumwollpartikeln [140] sowie die signifikante Herabsetzung der Bakterienzahl in der Wunde und im umgebenden OP-Feld bei erregerdichter impermeabler Abdeckung [141, 142].

OP-Abdeckmaterialien sind gemäß Europäischer Richtlinie für Medizinprodukte als Medizinprodukt der Klasse IIa klassifiziert. Sofern die Forderungen des entsprechenden Normentwurfs [143] erfüllt werden, kommen aus infektionspräventiver Sicht gleichermaßen Einweg- wie Mehrwegmaterialien in Frage. Für Inzisionsfolien ist kein zusätzlicher Kontaminationsschutz belegt [144–146]. Als Risiken ergeben sich bei Anwendung auf feuchter Haut schlechte Haftung und Ausbildung von Kriechwegen für kontaminierte Flüssigkeiten [147].

In Abhängigkeit vom Umfang des Eingriffes ist es nicht erforderlich, jeden Patienten vollständig zu entkleiden. Allerdings sind nicht entkleidete Patienten ggf. keimarm (nicht steril, z. B. Schutzkittel, grünes Tuch) zu bedecken, um einen Erregereintrag in den OP-Bereich einzuschränken und definierte (standardisierte) OP-Bedingungen zu schaffen (z. B. bei Kataraktoperationen).

- Nach präoperativer Antiseptik wird das OP-Feld unter aseptischen Bedingungen steril abgedeckt (Kategorie IB).

4.1.9 Chirurgische Händedesinfektion

Die chirurgische Händedesinfektion hat das Ziel, die transiente Flora zu eliminieren und die residente Flora so weit wie möglich zu reduzieren. Durch das Anlegen steriler OP-Handschuhe wird das Kontaminationsrisiko weiter reduziert. Die effektive Händedesinfektion ist an bestimmte Voraussetzungen geknüpft. Die Haut muss intakt (frei von infizierten Läsionen) und regelmäßig gepflegt sein [19]. Das Tragen künstlicher Nägel konnte als Quelle von Ausbrüchen nosokomialer Infektionen identifiziert werden [148–157]. Eine Studie belegt die erhöhte Perforationshäufigkeit von OP-Handschuhen beim Tragen von Ringen [158]. Im Übrigen behindern Schmuckstücke die sachgerechte Hygiene.

Es gibt weder experimentelle noch epidemiologische Daten zum Nutzen der Waschphase mit und ohne Bürstenanwendung für das Gesamtergebnis der chirurgischen Händedesinfektion [159]. Durch Benutzung einer Bürste [160] sowie durch alleinige Seifenwaschung kann die Erregerzahl auf den Händen sogar erhöht werden [161, 162]. Die Aktivität der alkoholischen Händedesinfektion wird durch die unmittelbar vorausgehende Seifenwaschung tendenziell reduziert [163]. Aus diesen Gründen wird die Waschphase bei optisch sauberen Händen als Bestandteil der chirurgischen Händedesinfektion nicht mehr generell als erforderlich angesehen [159, 163]. Da die Hand insbesondere zu Dienstbeginn, allerdings mit Bakteriensporen kontaminiert sein kann [163], Alkohole aber nicht sporozid wirken [164], sollten die Hände zu Dienstbeginn, spätestens aber vor Anlegen der OP-Bereichskleidung in der OP-Schleuse, einmal gewaschen und abgetrocknet werden. Die Zeitspanne zwischen der Händewaschung und der Einschleusung gewährleistet eine ausreichende Abtrocknung der Restfeuchte der Haut bis zur alkoholischen Händedesinfektion, sodass die Wirkung der Desinfektion nicht mehr beeinträchtigt wird [163].

Bei der Händedesinfektion müssen alle Hautareale bis zum Ellenbogen für die vom Hersteller deklarierte Mindesteinwirkzeit benetzt werden. Unter praktischen Gesichtspunkten werden daher zunächst Unterarme und Hände mit dem alkoholischen Präparat benetzt. In der sich anschließenden Händedesinfektionsphase hat sich das Einreibeverfahren nach EN 12791 bewährt, das bei korrekter Umsetzung Benetzungslücken verhindert [165]. Das Hauptaugenmerk beim Einreiben soll auf die Fingerkuppen, Nagelfalze und Fingerzwischenräume gelegt werden. Die Anforderung an die Wirksamkeit der chirurgischen Händewaschung mit mikrobiziden Waschpräparaten unterscheidet sich nicht von der mit alkoholischen Einreibepräparaten [165]. Ebenso gibt es keine epidemiologischen Daten, die das eine oder andere Verfahren als wirksamer beschreiben [159]. Durch Waschpräparate ist allerdings im Vergleich zu alkoholischen Einreibepräparaten die Beanspruchung der Haut größer [166]. Hinzu kommt das Kontaminationsrisiko durch den Waschvorgang. Die Hände sollen aus folgenden Gründen luftgetrocknet sein, bevor die OP-Handschuhe angelegt werden: verringerte Perforationsgefahr der Handschuhe [167], geringeres Irritationsrisiko und signifikante Wirkungsverbesserung der alkoholischen Händedesinfektion bei 1 min Lufttrocknung [168].

Nach Ablegen der OP-Handschuhe erfolgt wie üblich zum Selbst- und zum Fremdschutz eine hygienische Händedesinfektion und danach in der Regel eine Händewaschung zur Entfernung von Schweiß und Handschuhrückständen. Eine unversehrte Haut ist Voraussetzung für ein gutes Desinfektionsergebnis [169]. Die Hautpflege dient gleichzeitig der Prävention toxisch-irritativer Hautveränderungen [166, 170] sowie der Verhinderung einer Kolonisation mit potenziell pathogenen Bakterien [171, 172]. Ausbildung und Training in der Praxis der chirurgischen Händedesinfektion sind von entscheidender Bedeutung.

- Hände und Fingernägel der Mitarbeiter sollen bei Betreten des OP-Trakts sauber sein (Kategorie IB).
- Die Mitglieder des OP-Teams müssen kurze und rund geschnittene Fingernägel haben und dürfen keine künstlichen Fingernägel tragen (Kategorie IV [173], Kategorie 1A).
- Alle Mitglieder des OP-Teams mit direktem Kontakt zum Operationsfeld und zu sterilem Instrumentarium oder Material (z. B. Medizinprodukten) müssen vor Beginn ihrer Tätigkeit eine chirurgische Händedesinfektion durchführen (Kategorie IA).
- Schmuck behindert die sachgerechte Desinfektion. An Händen und Unterarmen dürfen daher keine Schmuckstücke, Uhren oder Ringe getragen werden (Kategorie IV, [173]).
- Nach der chirurgischen Händedesinfektion legt das Op-Team im Op-Raum einen sterilen Operationskittel und anschließend sterile Handschuhe an (Kategorie IB).

4.1.10 Bereichs- und Schutzkleidung/Schutzausrüstung

Das Tragen von (farbiger, d. h. als solcher erkennbarer) Bereichskleidung (Kleidung,

Unkorrigiert

die ausschließlich in einem definierten Bereich einer Einrichtung getragen wird) soll die Verschleppung von nosokomialen Infektionserregern aus anderen Bereichen einer Einrichtung in die OP-Abteilung verhindern. Dazu legen alle Personen, die die OP-Abteilung betreten, im Personalumkleideraum (unreine Seite) ihre gesamte Oberbekleidung einschließlich der Schuhe ab und legen auf der reinen Seite nach hygienischer Händedesinfektion keimarme Bereichskleidung an. OP-Bereichskleidung wird ausschließlich in der OP-Funktionseinheit getragen. In einer Arbeit wurde die Verschleppung von Bakterien vom Aufwachraum in den aseptischen OP thematisiert [174].

Schutzkleidung ist dazu bestimmt, vor einer definierten Gefährdung für Sicherheit und Gesundheit zu schützen. Im Operationsraum dient sie sowohl der weiteren Verminderung der Freisetzung von Bakterien durch das OP-Team als auch dem Personalschutz. Die Bakterienendichtigkeit steriler Schutzkleidung soll je nach Anwendungsbereich entweder im trockenen oder im feuchten Zustand gewährleistet sein [175]. Nicht imprägnierte Baumwolle erfüllt diese Anforderungen nicht; als Folge war bei 90 % von aus diesem Material bestehenden OP-Mänteln nach abdominalen, thorakalen und orthopädischen Operationen ein kompletter Blutdurchtritt nachweisbar [176]. In einer Metaanalyse zu Wundinfektionsraten bei Einsatz von Einweg- bzw. Baumwoll-Mehrweg-OP-Mänteln und -Abdeckungen in 3 prospektiven Crossover-Studien bzw. einer prospektiven sukzessiven Studie war die Wundinfektionsrate sowohl bei aseptischen als auch bei bedingt aseptischen Studien bei Einsatz von traditionellem Baumwollmaterial signifikant höher. Dagegen gab es keinen Unterschied zwischen Einweg- und Mehrwegmaterialien, wenn Letztere aus erregerdichtem Material (Baumwolle-Polyester imprägniert bzw. Laminat) bestanden [177, 178].

Der Mund-Nasen-Schutz (MNS) soll primär die Verbreitung von Tröpfchen aus dem Nasen-Rachen-Raum des Trägers verhindern, selbst nur wenige Partikel abgeben und gleichzeitig den Träger vor Spritzern mit Körperflüssigkeit des Patienten schützen. Nur eine mehrlagige Gesichtsmaske kann die entsprechende Funktion über mehrere Stunden gewährleisten [179]. Anforderungen sind in der EN 14683 (Chirurgische Masken – Anforderungen und Prüfverfahren) formuliert. Das Tragen von MNS während der Operation hat eine lange chirurgische Tradition, obwohl Studien immer wieder die Bedeutung solcher Masken in Frage stellten, wenn das Schutzziel auf anderem Wege, z. B. Beschränkung des Sprechens, angestrebt wurde. Ausbrüche von Infektionen mit A-Streptokokken sind allerdings auch als Hinweis auf den Nasen-Rachen-Raum als Infektionsquelle zu werten [180–183]. In der Fachliteratur sind Fälle beschrieben, in denen *Staphylococcus aureus* und A-Streptokokken von kolonisiertem chirurgischem Personal – insbesondere intraoperativ – auf Patienten übertragen wurden [180–190]. Medizinisches Personal kann ohne Krankheitszeichen nasal mit *S. aureus* besiedelt sein. Eine gesteigerte Abgabe von *S. aureus* in die Luft wurde bei viralen Erkrankungen der oberen Luftwege beobachtet [187]. Inapparente A-Streptokokken-Besiedlungen beobachtet man meist im Rachen [191, 192]. A-Streptokokken, die mit Wundinfektionen assoziiert waren, wurden auch in der Luft von Operationsräumen nachgewiesen [188].

Screeninguntersuchungen hinsichtlich einer Kolonisation mit *S. aureus* oder Gruppe-A-Streptokokken beim Personal sind außerhalb von Ausbruchsuntersuchungen nicht kosteneffektiv und führen unter Umständen zu unnötiger Behandlung, zu unnötigen Tätigkeitsauflagen oder sogar zu Tätigkeitsverboten. Sinnvoller ist die aktive Erfassung postoperativer Wundinfektionen und die konsequente Reaktion auf auffällige Infektionsereignisse [184, 193]. Im Übrigen ist zu beachten, dass sowohl *S.-aureus*- als auch A-Streptokokken-Besiedlungen transient oder persistent auftreten können [189, 194, 195] und dass zurzeit keine generell nachhaltig wirksamen Eradikationsprotokolle existieren. Aus Gründen des Arbeitsschutzes kann es erforderlich sein (z. B. bei Operation von Patienten mit florider Tuberkulose), eine angemessene Atemschutzmaske zu tragen.

In der Vergangenheit sind auch Ausbrüche beschrieben worden, bei denen der Erreger aus den Haaren oder der Kopfhaut des Personals stammte, obwohl OP-Hauben getragen wurden [182]. Da OP-Hauben jedoch die Wahrscheinlichkeit einer Kontamination des OP-Feldes durch Mikroorganismen, die von den Haaren oder der Kopfhaut des OP-Teams stammen, reduzieren, müssen sie im OP-Saal getragen werden. Allerdings ist die Qualität von OP-Hauben unterschiedlich und ggf. unzureichend (s. Normvorhaben der CEN Working Group 14). In jedem Falle müssen sie, um ihren Zweck zu erfüllen, die Haare vollständig bedecken und eine ausreichende Barrierewirkung besitzen.

Eine Reduktion der Wundinfektionsrate durch die Benutzung von Bereichsschuhen (oder wie in Deutschland üblich spezieller OP-Schuhe) konnte bisher nicht gezeigt werden. Ihre Verwendung ergibt sich im Wesentlichen aus Überlegungen zum Personalschutz. Maschinell zu reinigende Bereichsschuhe/OP-Schuhe schützen das OP-Team vor Kontamination mit Blut oder anderen Flüssigkeiten.

Neben der Barrierefunktion [196] müssen OP-Handschuhe Anforderungen an Sterilität [197] Reißfestigkeit [198] und Unterschreiten eines definierten Endotoxingehaltes [197, 199] erfüllen. Aus Gründen des Arbeitsschutzes sollen Handschuhe ferner hautverträglich, ungepudert und allergenarm sein [200].

Die Perforationshäufigkeit zweier, übereinander getragener OP-Handschuhe ist signifikant niedriger als die einzeln getragener Handschuhe [201–207].

- Vor Betreten des Operationsraumes soll ein Mund-Nasen-Schutz angelegt werden, sofern im OP-Saal die sterilen Instrumente bereits gerichtet sind, eine OP demnächst beginnen wird oder eine OP durchgeführt wird (Kategorie IB). Der MNS wird während der gesamten Operation getragen (Kategorie IB). Er muss ausreichend groß sein, Mund und Nase bedecken und eng am Gesicht anliegen (Kategorie IB). Barthaare müssen (ggf. in Kombination mit der OP-Haube) vollständig abgedeckt sein (Kategorie IB).
- Vor Betreten des Operationsraumes muss ein Haarschutz getragen werden, der das Haupthaar (sowie ggf. in Kom-

Entwurf

bination mit dem Mund-Nasen-Schutz auch das Barthaar) vollständig bedeckt (Kategorie IB).

- Das OP-Team muss einen sterilen OP-Mantel mit definierter Barrierefunktion und sterile OP-Handschuhe tragen (Kategorie IB). Letztere werden nach dem Anlegen der sterilen Kleidung angezogen (Kategorie IB).
- Vor jeder neuen Operation muss die sterile OP-Kleidung gewechselt werden (Kategorie IB).
- Bei invasiven Eingriffen mit hoher Verletzungsgefahr/Perforationsgefahr der Handschuhe wird das Tragen von 2 Paar Handschuhen empfohlen (Kategorie IB).
- Bei intraoperativer Handschuhbeschädigung erfolgt ein Handschuhwechsel (Kategorie IB).
- OP-Bereichskleidung ist bei sichtbarer Verschmutzung, Kontamination oder Verunreinigung mit Blut oder anderem potenziell infektiösen Material zu wechseln (Kategorie IV; [173]).
- Beim Wechsel von Personal zwischen Aufwachraum und OP-Raum muss (ggf. durch einen Schutzkittel) Sorge getragen werden, dass die Bereichskleidung nicht mit Krankheitserregern kontaminiert wird (Kategorie IB).
- Untersuchungen des an Operationen beteiligten Personals auf *S. aureus* oder A-Streptokokken sind indiziert, wenn eine Häufung entsprechender Wundinfektionen (Ausbruch) verzeichnet wird und der begründete Verdacht einer Übertragung durch das Personal besteht (Kategorie IB; s. auch Surveillance).

4.1.11 Asepsis und OP-Technik

Das strikte Einhalten der Asepsis durch das OP-Team und aller Personen in direkter Nähe zum OP-Feld, sterilem Instrumentarium sowie bei der Zubereitung und Verabreichung von Arzneimitteln ist die Basis der Präventionsmaßnahmen zum Schutz vor exogener Wundinfektion. Elementarer Bestandteil der Asepsis ist die Verwendung steriler, ordnungsgemäß aufbereiteter Medizinprodukte (s. hierzu die Empfehlung „Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten“) [21].

Der Gebrauch von einem Skalpell für die Hautinzision und einem weiteren Messer für das tiefer liegende Gewebe ist mit bakteriologischen Untersuchungen nicht zu begründen. Darüber hinaus haben die chirurgische Technik und die Führung der Anästhesie (z. B. Homöostase, Oxygenierung, Kontrolle der Körpertemperatur) Einfluss auf das Risiko einer postoperativen Wundinfektion. Die OP-Dauer ist mit der postoperativen Wundinfektionsrate assoziiert [208, 209]. Gründe sind z. B. das höhere Expositionsrisiko und die potenziell stärkere Gewebetraumatisierung. Fremdkörper einschließlich Nahtmaterial und Prothesen [40, 210] sowie devitalisiertes Gewebe (z. B. verkohltes Gewebe, im Rahmen der Blutstillung; nekrotisches Gewebe) können eine Entzündung im OP-Gebiet fördern und das Risiko einer postoperativen Infektion im Wundgebiet erhöhen. Bei Auswertung der z. T. widersprüchlichen Befunde zum Infektionsrisiko durch Drainagen kam eine Arbeitsgruppe zu der Schlussfolgerung, dass Drainagen nur als Teil einer Reihe von anderen Risikofaktoren zu bewerten sind [211]. Dies fordert von den Chirurgen ein in der Summe möglichst zügiges, atraumatisches operatives Vorgehen, effektive Blutstillung, Entfernung devitalisierten Gewebes sowie eine strenge Indikation des Einsatzes von Fremdkörpern sowie die Berücksichtigung von Kenntnissen zum Zusammenhang von OP-Technik und postoperativen Wundinfektionen bei der Wahl des OP-Verfahrens.

- Generell Einhaltung aseptischer Arbeitsmethoden/-techniken bei allen Eingriffen/Operationen (Kategorie IA) sowie der Zubereitung und Verabreichung von Parenteralia und beim Umgang mit sterilen Medizinprodukten (Kategorie IV [212, 213]).

4.1.12 Oxygenierung/Lungenfunktion

Aufgrund der Bedeutung oxidativer Prozesse für die antimikrobielle Abwehr und die Wundheilung liegen Überlegungen zur Verbesserung der Oxygenierung mit dem Ziel einer Beeinflussung der postoperativen Wundinfektionsrate nahe. Im Tierversuch nahm bei steigender Sauerstoffkonzentration in der Atemluft das Ausmaß der Gewebszerstörung nach experimenteller Infektion ab [214]. Analog führte bei Patienten mit kolorektalen Operationen die Gabe von 80 % Sauerstoff in der Atemluft zu geringeren postoperativen Wundinfektionen [68]. Allerdings kam es in einer anderen daraufhin durchgeführten Studie bei großen intraabdominellen Eingriffen zu einem gegenteiligen Ergebnis [215].

- Aufgrund unklarer Studienlage gegenwärtig keine Empfehlung von besonderen Maßnahmen, die die „Oxygenierung“ der Wunde verbessern sollen (Kategorie III).

4.1.13 Hypothermie

Bisher wurde die Rolle der perioperativen Hypothermie für das Risiko von postoperativen Wundinfektionen kontrovers diskutiert. In aktuellen Studien konnte jedoch nachgewiesen werden, dass eine perioperative milde Hypothermie ein unabhängiger Risikofaktor für Wundinfektionen ist [216]. Die Ursachen sind vermutlich multifaktoriell (z. B. herabgesetzte Phagozytoseleistung, Beeinflussung von Entzündungsprozessen und Gerinnungsstörung [216–223]). Als die wirksamste Maßnahme zum Schutz vor Hypothermie wird die (aktive) präoperative Erwärmung eingeschätzt [219], selbstverständlich in Verbindung mit intraoperativer Hauterwärmung.

Zum Schutz des Patienten vor Auskühlung eignen sich temperierte OP-Tischauflagen und eine Wärme speichernde bzw. Wärme freisetzende Abdeckung [67].

- Perioperativ soll der Zustand der Normothermie aufrechterhalten werden, sofern nicht aus therapeutischen Gründen eine Hypothermie erforderlich ist (Kategorie II).

4.1.14 Belüftung und Klimatisierung

Die Raumluft in einem OP-Saal enthält mikrobiell beladene Partikel (z. B. Hautschuppen) und durch HF-Chirurgie oder Laseranwendung freigesetzten Rauch [224–226]. Das National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH) und Occupational Safety and Health Administration (OSHA) empfehlen im Ergebnis der Risikoanalyse der toxischen

Unkorrigiert

Gefährdung durch chirurgischen Rauch bei HF-Chirurgie bzw. Laseranwendung eine OP-Feld-nahe effiziente Rauchabsaugung. Durch Atmung und Transpiration sowie Wärmeabgabe kann ferner ein unphysiologisches Raumklima entstehen. Als Quelle postoperativer Wundinfektionen hat die Luft jedoch eine untergeordnete Rolle (s. hierzu auch Punkt 2.2 Infektionsquelle und -wege). Die wesentlichen Aussagen zur Notwendigkeit von raumlufttechnischen Anlagen finden sich bereits in den „Anforderungen der Hygiene bei Operationen und anderen invasiven Eingriffen" [1]. Orientierung für die Anforderungen an Ausstattung und Betrieb von RLT-Anlagen geben Empfehlungen technischer Fachgremien bzw. interdisziplinärer Arbeitsgruppen
(z. B. DGKH, SGSH und ÖGHMP. Leitlinienentwurf: Ausführung und Betrieb von raumlufttechnischen Anlagen (RLT-Anlagen) in Krankenhäusern. Hyg Med. 2002; 27: 106–113. VDI-Richtlinie 2167. Technische Gebäudeausrüstung von Krankenhäusern. Heizungs- und Raumlufttechnik. 2004. DIN 1946-4. Raumlufttechnik – Teil 4: Raumlufttechnische Anlagen in Krankenhäusern. Entwurf.)

In jedem Falle darf vom Betrieb einer raumlufttechnischen Anlage keine Infektionsgefahr ausgehen. Dies ist durch den sachgerechten Betrieb und regelmäßige Wartung sicherzustellen.

4.1.15 Drainagen

Drainagen stellen als Fremdkörper einen Risikofaktor für postoperative Wundinfektionen dar. Dabei haben die Indikation zur Anlage, die Qualität des Drainagesystems, die Lage der Durchtrittsstelle und die Liegedauer einen Einfluss auf die Entwicklung postoperativer Wundinfektionen. Mikroorganismen können bereits beim Legen des Drains sowie von außen über die Drainage selbst oder über das Ableitungssystem von der Hautflora des Patienten oder aus der Umgebung in das Gewebe gelangen und dort zu einer Infektion führen. Je nach Lage des Drains kann es zu einer lokal begrenzten Infektion, Abszess oder Sepsis kommen. Abhängig von der Liegedauer steigt das Risiko einer bakteriellen Kontamination des primär sterilen Drains an. Zahlreiche Publikationen dokumentieren die Gefahr einer Wundinfektion bei offener Wunddrainage [227]. Über das Infektionsrisiko bei geschlossenen Drainagen liegen widersprüchliche Ergebnisse vor.

Intraoperativ gelegte Drainagen werden in 3 Typen eingeteilt:

- offene Drainage: die Drainage leitet das Wundsekret in einen Verband (z. B. Kompresse) ab,
- bedingt geschlossene Drainage: die Drainage leitet Sekret in ein aseptisch aufgebrachtes Drainagebehältnis, das regelmäßig gewechselt wird, ab.

Folgende Drainagesysteme sind als bedingt geschlossen anzusehen:

- Schwerkraft-Drainagen, bei denen das Sekret ohne Sog abgeleitet wird; Nachteile: Ableitung nicht gesichert, Gefahr des Sekretrückflusses mit Infektions- und Reinfektionsgefahr, bei jeder Entleerung offen,
- Unterdruck-Drainagen mit Hochvakuum (Redon-Drainage); Nachteile: Diskonnektion bei jedem Flaschenwechsel, Komplikationsmöglichkeiten auf Grund des hohen Unterdrucks,
- Niederdruck-Drainagesysteme; Nachteile: Diskonnektion bei jedem Flaschenwechsel, Vorteile: größere abgeleitete Sekretmenge, geringeres Risiko des Nachblutens, geringere Häufigkeit postoperativer Hämatome, verbesserte Wundheilung und raschere Mobilisierung des Patienten,
- geschlossene Drainage: die Drainage ist mit dem Auffanggefäß intraoperativ ohne Diskonnektionsmöglichkeit fest verbunden. Das Auffangsystem wird auf Grund seines Fassungsvermögens (>1 l) nicht zwischenzeitlich entleert, sondern zusammen mit der Drainage entfernt.

- Wunddrainagen sollen nicht routinemäßig, sondern nur bei klarer Indikation und so kurzzeitig wie möglich eingesetzt werden (Kategorie IB).
- Offene Drainagen sollen aus infektionspräventiven Gründen vermieden werden (Kategorie IB).
- Drainagen sollen nicht über die OP-Wunde, sondern über eine separate Inzision gelegt werden (Kategorie IB).

4.2 Postoperative Maßnahmen

4.2.1 Postoperative Wundversorgung (Verbandwechsel)

Die meisten operativ bzw. im Rahmen von invasiven Eingriffen gesetzten Inzisionen werden intraoperativ bzw. am Ende des Eingriffs primär verschlossen und mit einer geeigneten sterilen Wundauflage geschützt. Die Wundauflage und der ggf. zusätzlich erforderliche Wundverband (z. B. als Schutz-, Stütz- oder Druckverband) soll die Wunde vor mechanischen Belastungen schützen, sie fixieren, Verunreinigungen und Mikroorganismen abhalten, Sekret aufsaugen und die Blutstillung unterstützen. Wundauflagen sind Medizinprodukte. Sie müssen steril, gut verträglich und in der Reinigungsphase der Wundheilung saugfähig sein [228]. Der erste Verbandwechsel einer primär verschlossenen Inzision ist aus hygienischer Sicht frühestens nach 24–48 h sinnvoll. Kürzere Zeitspannen erhöhen das Risiko der Verletzung des Fibrinnetzes. Durchgeblutete oder feucht gewordene Wundabdeckungen werden sofort gewechselt. Ob bei primär heilenden Wunden ein Verband über 48 h nach OP hinaus notwendig ist, hängt von dem angestrebten mechanischen Schutz ab. Bei Thorax- und Abdominaloperationen konnte kein Unterschied in der Rate von Wundinfektionen nach Wechsel der Wundauflage nach 48 h bzw. bei Verzicht auf erneute Wundauflage festgestellt werden [229].

Eine antiseptische Behandlung ist nur bei infizierten Wunden indiziert. Sie erfolgt in Abhängigkeit von den jeweiligen Wundverhältnissen mit differenzierten Wirkstoffen. Bei der postoperativen Wundversorgung oder dem Entfernen des Nahtmaterials ist bis zur vollständigen Abheilung durch hygienisches Verhalten/aseptisches Vorgehen ein Erregereintrag in die Wunde zu vermeiden. Das Infektionsrisiko ist von der Anzahl der Manipulationen und der Dauer des Liegens von Drainagen abhängig [230].

Verbandwechsel oder die Entfernung von Nahtmaterial bzw. von Drainagen können mit Verbandwagen oder mit Tablettsystem durchgeführt werden. Die Benutzung unterschiedlicher Verbandwagen für aseptische und infizierte Wunden ist

Unkorrigiert

nicht erforderlich – entscheidend für die Infektionsprophylaxe ist, den Wagen vor Kontamination zu schützen und ggf. desinfizierend zu reinigen. Ob für den Verbandwechsel 2 Personen (durchführende und assistierende Person) erforderlich sind, wird in Abhängigkeit von der Art und Ausdehnung der Wunde entschieden.

Es gibt keinen eindeutigen Zusammenhang zwischen dem Entlassungszeitpunkt und dem Risiko für eine Wundinfektion [231–233]. Sofern Patienten aus dem Krankenhaus vor Abschluss der Wundheilung entlassen werden, kann die postoperative Wundversorgung vom Patienten selbst, von häuslichen Pflegediensten oder in ambulanten Einrichtungen erfolgen. Aus Gründen des Qualitätsmanagements sind abschließend die Wundverhältnisse und der Heilungsverlauf zu dokumentieren.

Sezernierende Wunden bedürfen einer speziellen Versorgung, die nicht Gegenstand der vorliegenden Empfehlung ist. Hierzu wird auf die diesbezügliche Literatur verwiesen [z. B. 234]. Aspekte der sachgerechten Flächendesinfektion sowie der Entsorgung von kontaminiertem Verbandmaterial (Abfall aus Einrichtungen des Gesundheitswesens) finden sich auch in den entsprechenden Empfehlungen der Kommission für Krankenhaushygiene [20, 26].

- Die primär verschlossene, nicht sezernierende OP-Wunde wird am Ende der Operation bzw. des Eingriffs mit einer geeigneten sterilen Wundauflage für 24–48 h (ggf. insbesondere zur Vermeidung mechanischer Belastung auch länger, z. B. in der plastischen Chirurgie) einmalig abgedeckt, sofern nicht Hinweise auf eine Komplikation bzw. eine diesbezügliche notwendige Kontrolle/Überwachung zu einem früheren Verbandwechsel zwingen (Kategorie IB).
- Ist der äußere Wundverschluss abgeschlossen, kann aus hygienischen Gründen bei sachkundiger Beobachtung und Beurteilung des Wundheilungsverlaufs durch den behandelnden Arzt auf eine erneute sterile Wundabdeckung verzichtet werden (Kategorie II).
- Bei Auftreten klinischer Zeichen einer Infektion, bei Durchfeuchtung, Verschmutzung oder bei Lageverschiebung des Verbands sowie jeder anderen Komplikation muss dieser sofort gewechselt werden (Kategorie IB).
- Die Entfernung des Verbandes, des Nahtmaterials sowie von Drainagen bzw. jeder ggf. erforderliche Verbandwechsel erfolgen unter aseptischen Bedingungen (unter Anwendung aseptischer Arbeitstechniken) (Kategorie IB).
- Drainagen sollen in ihrer Eigenschaft als Fremdkörper so früh wie möglich entfernt werden (Kategorie IB).
- Kein routinemäßiger Wechsel der Auffangbehälter, da bei häufiger Manipulation die Kontaminationsgefahr steigt (Kategorie IB).
- Jede Manipulation an der Drainageaustrittsstelle erfolgt wie der Verbandwechsel unter aseptischen Bedingungen (Kategorie IB).
- Beim Wechsel von Auffangbehältnissen sind auch aus Gründen des Personalschutzes (keimarme) Handschuhe zu tragen (Kategorie IV [173]).
- Sekretauffangbeutel nicht über das Austrittniveau der Drainage anheben, um ein Zurückfließen möglicherweise kontaminierter Flüssigkeit zu vermeiden (Kategorie IB).

4.3. Surveillance

Die Surveillance postoperativer Wundinfektionen einschließlich der Rückkopplung der Daten in geeigneter Form an das beteiligte Personal, spielt eine entscheidende Rolle beim internen Qualitätsmanagement und ist geeignet, die Wundinfektionsrate zu senken [235]. Ursprünglich für die USA von den CDC als NNIS- (National Nosocomial Infection Surveillance-)System [236] entwickelt, existiert auch für Deutschland eine entsprechende Surveillancemethode für postoperative Wundinfektionen. Diese Methode wird im Krankenhaus-Infektions-Surveillance-System (KISS) [237] (http://www.nrz-hygiene.de) verwendet und von der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention für die Erfassung und Bewertung von postoperativen Infektionen im Operationsgebiet empfohlen [23–25]. Die Bedeutung einer Surveillance nach Entlassung ist von der Art des Eingriffes abhängig und Gegenstand aktueller Untersuchungen [238]. Für die Diagnostik postoperativer Wundinfektionen wurden Qualitätsstandards von der Fachgruppe „Diagnostische Verfahren in der Mikrobiologie“ der DGHM erarbeitet [239]. Die Erfassung erfolgt zweckdienlich auf der Basis der CDC-Empfehlungen, die in deutscher Übersetzung vorliegen [3].

- Zur praktischen Durchführung der Surveillance postoperativer Wundinfektionen und deren Verankerung in § 23 Infektionsschutzgesetz siehe die entsprechenden Verlautbarungen des RKI sowie der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention [23–25] (Kategorie IV [240]; IA).

Die Empfehlungen wurden ehrenamtlich und ohne Einflussnahme kommerzieller Interessengruppen im Auftrag der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention erarbeitet von:

K. Oldhafer, Celle (Leiter der Arbeitsgruppe); U. Jürs, Hamburg; A. Kramer, Greifswald; J. Martius, Hausham; K. Weist, Berlin; M. Mielke, Berlin/RKI.

Literatur

1. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2000) Anforderungen der Hygiene bei Operationen und anderen invasiven Eingriffen. Bundesgesundheitsblatt 43:644–648
2. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (1997) Anforderungen der Hygiene beim ambulanten Operieren in Krankenhaus und Praxis. Bundesgesundheitsblatt 9: 361–365
3. Nationales Referenzzentrum für Surveillance von nosokomialen Infektionen (2005) Definition nosokomialer Infektionen (CDC-Definitionen). Robert Koch-Institut, Berlin
4. Comerford LW, Bickston SJ (2004) Treatment of luminal and fistulizing Crohn's disease with infliximab. Gastroenterol Clin North Am 33:387–406, xi
5. Judge TA, Lichtenstein GR (2004) Treatment of fistulizing Crohn's disease. Gastroenterol Clin North Am 33:421–454, xi–xii
6. Krieglstein C, Rijcken E (2004) Chirurgische Therapieprinzipien des fistulierenden Morbus Crohn. In: Hoffmann, Kroesen, Klump (Hrsg) Georg Thieme, Stuttgart New York
7. Kroesen A (2004) Anorektale Fisteln bei Morbus Crohn. In: Hoffmann, Kroesen, Klump (Hrsg) Chirurgische Therapieprinzipien des fistulierenden Morbus Crohn. Georg Thieme, Stuttgart New York
8. Lichtenstein GR (2000) Treatment of fistulizing Crohn's disease. Gastroenterology 119:1132–1147

Sperrfrist

9. Singh N (2004) Nosocomial infections in solid organ transplant recipients. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
10. Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert Koch-Institut (2006) Infektionsprävention in der Zahnheilkunde – Anforderungen an die Hygiene. Bundesgesundheitsbl Gesundheitsforsch Gesundheitsschutz 49:375–394
11. Beekmann SE, Henderson DK (2004) Nosocomial human immunodeficiency virus infection in healthcare workers. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
12. Fry DE (2005) Occupational blood-borne diseases in surgery. Am J Surg 190:249–254
13. Gerlich WH (2004) Hepatitis B and C. Risk of transmission from infected health care workers to patients. Bundesgesundheitsbl Gesundheitsforsch Gesundheitsschutz 47:369–378
14. Nassauer A (2001) Zur Notwendigkeit von Regelungen der Berufsausübung von HBV- und HCV-Trägern in Einrichtungen des Gesundheitswesens. Bundesgesundheitsblatt 44:1011–1014
15. Beekmann SE, Henderson DK (2004) Nosocomial viral Hepatitis in healthcare workers. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
16. Mangram AJ, Horan TC, Pearson ML et al. (1999) Guideline for prevention of surgical site infection. Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Infect Control Hosp Epidemiol 20:250–278; quiz 279–280
17. Roy MC (2003) Modern approaches to preventing surgical site infections. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
18. Wong ES (2004) Surgical site infection. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
19. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2000) Händehygiene. Bundesgesundheitsblatt 43:230–233
20. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2004) Anforderungen an die Hygiene bei der Reinigung und Desinfektion von Flächen. Bundesgesundheitsblatt 47:51–61
21. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2001) Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten. Bundesgesundheitsblatt 44:1115–1126
22. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (1999) Empfehlung zur Prävention und Kontrolle von Methicillin-resistenten Staphylococcus aureus-Stämmen (MRSA) in Krankenhäusern und anderen medizinischen Einrichtungen. Bundesgesundheitsblatt 42:954–958
23. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2001) Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention zur Surveillance (Erfassung und Bewertung) von nosokomialen Infektionen (Umsetzung von § 23 IfSG). Bundesgesundheitsblatt 44:523–536
24. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2000) Surveillance nosokomialer Infektionen sowie die Erfassung von Erregern mit speziellen Resistenzen und Multiresistenzen. Bundesgesundheitsblatt 43:887–890
25. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2003) Surveillance von postoperativen Wundinfektionen in Einrichtungen für das ambulante Operieren gemäß § 23 Abs. 1 IfSG. Bundesgesundheitsblatt 46:791–795
26. Richtlinie über die ordnungsgemäße Entsorgung von Abfällen aus Einrichtungen des Gesundheitswesens (LAGA-Merkblatt); Veröffentlicht in: „Richtlinie für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention"; Anlage C 3.4. Elsevier, Urban & Fischer, München Jena
27. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2002) Prävention Gefäßkatheter-assoziierter Infektionen. Bundesgesundheitsblatt 45:907–924
28. Klauber J, Robra B-P, Schellschmidt H Krankenhausreport 2003. Schattauer, Stuttgart New York
29. Rüden H, Daschner F, Schumacher M (1995) Nosokomiale Infektionen in Deutschland – Erfassung und Prävention (NIDEP-Studie). Bd. 56, Bundesministerium für Gesundheit
30. Dellinger E, Ehrenkranz N (1998) Surgical infections. In: Bennett JVBP (ed) Hospital infections. Lippincott-Raven, Philadelphia, pp 571–585
31. Emori TG, Gaynes RP (1993) An overview of nosocomial infections, including the role of the microbiology laboratory. Clin Microbiol Rev 6:428–442
32. Kluytmans J (1987) Surgical infections including burns. In: Wenzel R (ed) Prevention and control of nosocomial infections. Wilkins & Wilkins, Baltimore, pp 841–865
33. Meers P, McPherson M, Segwick J (1997) Infection control in healthcare. Stanley Thornes, Cheltenham
34. Wong E (1999) Surgical site infections. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
35. Asensio A, Torres J (1999) Quantifying excess length of postoperative stay attributable to infections: a comparison of methods. J Clin Epidemiol 52:1249–1256
36. Kirkland KB, Briggs JP et al. (1999) The impact of surgical-site infections in the 1990s: attributable mortality, excess length of hospitalization, and extra costs. Infect Control Hosp Epidemiol 20: 725–730
37. Merle V, Germain JM, Chamouni P et al. (2000) Assessment of prolonged hospital stay attributable to surgical site infections using appropriateness evaluation protocol. Am J Infect Control 28: 109–115
38. Whitehouse JD, Friedman ND, Kirkland KB et al. (2002) The impact of surgical-site infections following orthopedic surgery at a community hospital and a university hospital: adverse quality of life, excess length of stay, and extra cost. Infect Control Hosp Epidemiol 23:183–189
39. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2002) Anforderungen der Hygiene an die baulich-funktionelle Gestaltung und apparative Ausstattung von Endoskopieeinheiten. Bundesgesundheitsblatt 45:412–414
40. Elek SD, Conen PE (1957) The virulence of Staphylococcus pyogenes for man; a study of the problems of wound infection. Br J Exp Pathol 38: 573–586
41. Hansis M, Jakschik J (2001) Chirurgie und Orthopädie. In: Kramer A, Heeg P, Botzenhart K (Hrsg) Krankenhaus- und Praxishygiene. Urban Fischer, München Jena, S 456–462
42. James RC, Macleod CJ (1961) Induction of staphylococcal infections in mice with small inocula introduced on sutures. Br J Exp Pathol 42:266–277
43. Lew DP, Pittet D, F.A. W (2004) Infections that complicate the insertion of prosthetic devices. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia
44. Behrens-Baumann W, Kramer A (2002) Pre-, intra- and postoperative antisepsis in eye surgery. In: Kramer A, Behrens-Baumann W (eds) Antiseptic prophylaxis and therapy in ocular infections. Karger, Basel, pp 212–222
45. Heeg P, Christiansen B (1993) Hautantiseptik. In: Kramer A, Gröschel D, Heeg P et al. (Hrsg) Klinische Antiseptik. Springer, Berlin Heidelberg New York, S 105–117
46. Klebingat K-J, Brühl P, Köhler H (1993) Antiseptik in der Urologie. In: Kramer A, Gröschel D, Heeg P et al. (Hrsg) Klinische Antiseptik. Springer, Berlin Heidelberg New York, S 201–222
47. Kramer A, Exner M, Heeg P et al. (1993) Antiseptik in der Mundhöhle. In: Kramer A, Gröschel D, Heeg P et al. (Hrsg) Klinische Antiseptik. Springer, Berlin Heidelberg New York, S 257–277
48. Wewelka G, Spitzbart H (1993) Vaginalantiseptik. In: Kramer A, Gröschel D, Heeg P et al. (Hrsg) Klinische Antiseptik. Springer, Berlin Heidelberg New York, S 193–199
49. von Eiff C, Becker K, Machka K et al. (2001) Nasal carriage as a source of Staphylococcus aureus bacteremia. Study Group. N Engl J Med 344:11–16
50. Wertheim HF, Vos MC, Ott A et al. (2004) Risk and outcome of nosocomial Staphylococcus aureus bacteraemia in nasal carriers versus non-carriers. Lancet 364:703–705
51. Casewell MW (1998) The nose: an underestimated source of Staphylococcus aureus causing wound infection. J Hosp Infect 40(Suppl B):S3–S11
52. Casewell MW, Hill RL (1986) The carrier state: methicillin-resistant Staphylococcus aureus. J Antimicrob Chemother 18(Suppl A):1–12
53. Kalmeijer MD, van Nieuwland-Bollen E, Bogaers-Hofman D, de Baere GA (2000) Nasal carriage of Staphylococcus aureus is a major risk factor for surgical-site infections in orthopedic surgery. Infect Control Hosp Epidemiol 21:319–323
54. Kluytmans J (1998) Reduction of surgical site infections in major surgery by elimination of nasal carriage of Staphylococcus aureus. J Hosp Infect 40(Suppl B):S25–S29
55. Wenzel RP, Perl TM (1995) The significance of nasal carriage of Staphylococcus aureus and the incidence of postoperative wound infection. J Hosp Infect 31:13–24
56. Valentine RJ, Weigelt JA, Dryer D, Rodgers C (1986) Effect of remote infections on clean wound infection rates. Am J Infect Control 14:64–67
57. Römer H, Kirschner P, Werner H-P (1987) Sichere Drainage – Voraussetzung der Wundheilung. mhp, Wiesbaden
58. Tunevall TG (1991) Postoperative wound infections and surgical face masks: a controlled study. World J Surg 15:383–387; discussion 387–388
59. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (2002) Ausbruchsmanagement und strukturiertes Vorgehen bei gehäuftem Auftreten nosokomialer Infektionen. Bundesgesundheitsbl Gesundheitsforsch Gesundheitsschutz 45:180–186
60. Kappstein I Literaturübersicht über die Bedeutung der Luft als Erregerreservoir für postoperative Infektionen im OP-Gebiet (www.dgkh.de)
61. Ayliffe GA (1991) Role of the environment of the operating suite in surgical wound infection. Rev Infect Dis 13(Suppl 10):S800–S804
62. Ip M, Lui S, Chau S et al. (2006) What type of airflow system should be used in orthopaedic operating theatres? J Hosp Inf 63:344–345

Unkorrigiert

63. Knobben BA, van Horn JR, van der Mei HC, Busscher HJ (2006) Evaluation of measures to decrease intra-operative bacterial contamination in orthopaedic implant surgery. J Hosp Infect 62: 174–180
64. Lidwell OM, Lowbury EJ, Whyte W et al. (1983) Bacteria isolated from deep joint sepsis after operation for total hip or knee replacement and the sources of the infections with Staphylococcus aureus. J Hosp Infect 4:19–29
65. Penel N, Lefebvre D, Fournier C et al. (2001) Risk factors for wound infection in head and neck cancer surgery: a prospective study. Head Neck 23:447–455
66. de Boer AS, Mintjes-de Groot AJ, Severijnen AJ et al. (1999) Risk assessment for surgical-site infections in orthopedic patients. Infect Control Hosp Epidemiol 20:402–407
67. Kurz A, Sessler DI, Lenhardt R (1996) Perioperative normothermia to reduce the incidence of surgical-wound infection and shorten hospitalization. Study of Wound Infection and Temperature Group. N Engl J Med 334:1209–1215
68. Greif R, Akca O, Horn EP et al. (2000) Supplemental perioperative oxygen to reduce the incidence of surgical-wound infection. Outcomes Research Group. N Engl J Med 342:161–167
69. Michalopoulos A, Sparos L (2003) Post-operative wound infections. Nurs Stand 17:53–56, 58, 60
70. Malone DL, Genuit T, Tracy JK et al. (2002) Surgical site infections: reanalysis of risk factors. J Surg Res 103:89–95
71. Abrams B, Parker J (1988) Overweight and pregnancy complications. Int J Obes 12:293–303
72. Edwards LE, Dickes WF, Alton IR, Hakanson EY (1978) Pregnancy in the massively obese: course, outcome, and obesity prognosis of the infant. Am J Obstet Gynecol 131:479–483
73. Garbaciak JA Jr, Richter M, Miller S, Barton JJ (1985) Maternal weight and pregnancy complications. Am J Obstet Gynecol 152:238–245
74. Demaria EJ, Jamal MK (2005) Surgical options for obesity. Gastroenterol Clin North Am 34:127–142
75. Miller K (2004) Obesity: surgical options. Best Pract Res Clin Gastroenterol 18:1147–1165
76. Husemann B (1997) Die chirurgische Therapie der extremen Adipositas. Dtsch Ärztebl 94: A2132–2136
77. Nälsund I (1999) Effects and side-effects of obesity surgery in patients with BMI below or above 40 kg/m^2 in the SOS (Swedish Obese Subjects) study. In: Guy-Grand GA JL (ed) Progress in obesity research. London, pp 815–812
78. Correia MI, Waitzberg DL (2003) The impact of malnutrition on morbidity, mortality, length of hospital stay and costs evaluated through a multivariate model analysis. Clin Nutr 22:235–239
79. Beale RJ, Bryg DJ, Bihari DJ (1999) Immunonutrition in the critically ill: a systematic review of clinical outcome. Crit Care Med 27:2799–2805
80. Sucher U, Felbinger T (2001) Enterale Immunonutrition. In: Löser C (Hrsg) Praxis der enteralen Ernährung – Indikationen – Technik – Nachsorge. G. Thieme, Stuttgart New York, S 20–31
81. Abboud CS, Wey SB, Baltar VT (2004) Risk factors for mediastinitis after cardiac surgery. Ann Thorac Surg 77:676–683
82. Moller A, Villebro N, Pedersen T, Tonnesen H (2002) Effect of preoperative smoking intervention on postoperative complications: a randomised clinical trial. Lancet 12:114–117
83. Lind J, Kramhoft M, Bodtker S (1991) The influence of smoking on complications after primary amputations of the lower extremity. Clin Orthop Relat 267:211–217
84. Nagachinta T, Stephens M, Reitz B, Polk BF (1987) Risk factors for surgical-wound infection following cardiac surgery. J Infect Dis 156:967–973
85. Sorensen LT, Horby J, Friis E et al. (2002) Smoking as a risk factor for wound healing and infection in breast cancer surgery. Eur J Surg Oncol 28: 815–820
86. Kulier A, Gombotz H (2001) Perioperative anemia. Anaesthesist 50:73–86
87. Robinson GV, Tegtmeier BR, Zaia JA (1984) Brief report: nosocomial infection rates in a cancer treatment center. Infect Control 5:289–294
88. Rotstein C, Cummings KM, Nicolaou AL et al. (1988) Nosocomial infection rates at an oncology center. Infect Control 9:13–19
89. Lewis SJ, Egger M, Sylvester PA, Thomas S (2001) Early enteral feeding versus „nil by mouth" after gastrointestinal surgery: systematic review and meta-analysis of controlled trials. Bmj 323: 773–776
90. Weimann A, Jauch K, Kemen M et al. (2003) DGEM-Leitlinie Enterale Ernährung: Chirurgie und Transplantation. Aktuel Ernaehr Med 28: S51–S60
91. Braunschweig CL, Levy P, Sheean PM, Wang X (2001) Enteral compared with parenteral nutrition: a meta-analysis. Am J Clin Nutr 74:534–542
92. Heyland DK, Montalvo M, MacDonald S et al. (2001) Total parenteral nutrition in the surgical patient: a meta-analysis. Can J Surg 44:102–111
93. Marik PE, Zaloga GP (2001) Early enteral nutrition in acutely ill patients: a systematic review. Crit Care Med 29:2264–2270
94. Marik PE, Zaloga GP (2004) Meta-analysis of parenteral nutrition versus enteral nutrition in patients with acute pancreatitis. Bmj 328:1407
95. Montejo JC, Zarazaga A, Lopez-Martinez J et al. (2003) Immunonutrition in the intensive care unit. A systematic review and consensus statement. Clin Nutr 22:221–233
96. ASPEN Board of Directors an the clinical Guidelines Task Force (2002) Guidelines for the use of parenteral and enteral nutrition in adult and pediatric patients. J Parent Enteral Nutr 26:68SA–70SA
97. de Boer AS, Geubbels EL, Wille J, Mintjes-de Groot AJ (2001) Risk assessment for surgical site infections following total hip and total knee prostheses. J Chemother 13(Spec No 1):42–47
98. Blam OG, Vaccaro AR, Vanichkachorn JS et al. (2003) Risk factors for surgical site infection in the patient with spinal injury. Spine 28:1475–1480
99. Guenaga KF, Matos D, Castro AA et al. (2003) Mechanical bowel preparation for elective colorectal surgery. Cochrane Database Syst Rev: CD001544
100. Wille-Jorgensen P, Guenaga KF, Matos D, Castro AA (2005) Pre-operative mechanical bowel cleansing or not? An updated meta-analysis. Colorectal Dis 7:304–310
101. Herwaldt LA (2003) Staphylococcus aureus nasal carriage and surgical-site infections. Surgery 134: S2–S9
102. Cimochowski GE, Harostock MD, Brown R et al. (2001) Intranasal mupirocin reduces sternal wound infection after open heart surgery in diabetics and nondiabetics. Ann Thorac Surg 71:1572–1578; discussion 1578–1579
103. Gernaat-van der Sluis AJ, Hoogenboom-Verdegaal AM, Edixhoven PJ, Spies-van Rooijen NH (1998) Prophylactic mupirocin could reduce orthopedic wound infections. 1,044 patients treated with mupirocin compared with 1,260 historical controls. Acta Orthop Scand 69:412–414
104. Kluytmans JA, Mouton JW, VandenBergh MF et al. (1996) Reduction of surgical-site infections in cardiothoracic surgery by elimination of nasal carriage of Staphylococcus aureus. Infect Control Hosp Epidemiol 17:780–785
105. Kalmeijer MD, Coertjens H, van Nieuwland-Bollen PM et al. (2002) Surgical site infections in orthopedic surgery: the effect of mupirocin nasal ointment in a double-blind, randomized, placebo-controlled study. Clin Infect Dis 35:353–358
106. Perl TM, Cullen JJ, Wenzel RP et al. (2002) Intranasal mupirocin to prevent postoperative Staphylococcus aureus infections. N Engl J Med 346:1871–1877
107. Farr BM (2002) Mupirocin to prevent S. aureus infections. N Engl J Med 346:1905–1906
108. Boyce JM (1996) Preventing staphylococcal infections by eradicating nasal carriage of Staphylococcus aureus: proceeding with caution. Infect Control Hosp Epidemiol 17:775–779
109. Shrestha NK, Shermock KM, Gordon SM et al. (2003) Predictive value and cost-effectiveness analysis of a rapid polymerase chain reaction for preoperative detection of nasal carriage of Staphylococcus aureus. Infect Control Hosp Epidemiol 24:327–333
110. Kallen AJ, Wilson CT, Larson RJ (2005) Perioperative intranasal mupirocin for the prevention of surgical-site infections: systematic review of the literature and meta-analysis. Infect Control Hosp Epidemiol 26:916–922
111. Engemann JJ, Carmeli Y, Cosgrove SE et al. (2003) Adverse clinical and economic outcomes attributable to methicillin resistance among patients with Staphylococcus aureus surgical site infection. Clin Infect Dis 36:592–598
112. Cosgrove SE, Sakoulas G, Perencevich EN et al. (2003) Comparison of mortality associated with methicillin-resistant and methicillin-susceptible Staphylococcus aureus bacteremia: a meta-analysis. Clin Infect Dis 36:53–59
113. Manian FA, Meyer PL, Setzer J, Senkel D (2003) Surgical site infections associated with methicillin-resistant Staphylococcus aureus: do post-operative factors play a role? Clin Infect Dis 36: 863–868
114. (2005) Zum Management des MRSA-Screenings. Epidemiol Bull 46:385–391
115. Papia G, Louie M, Tralla A et al. (1999) Screening high-risk patients for methicillin-resistant Staphylococcus aureus on admission to the hospital: is it cost effective? Infect Control Hosp Epidemiol 20:473–477
116. Stelfox HT, Bates DW, Redelmeier DA (2003) Safety of patients isolated for infection control. Jama 290:1899–1905
117. Niel-Weise BS, Wille JC, van den Broek PJ (2005) Hair removal policies in clean surgery: systematic review of randomized, controlled trials. Infect Control Hosp Epidemiol 26:923–928
118. Hayek LJ, Emerson JM, Gardner AM (1987) A placebo-controlled trial of the effect of two preoperative baths or showers with chlorhexidine detergent on postoperative wound infection rates. J Hosp Infect 10:165–172
119. Garibaldi RA (1988) Prevention of intraoperative wound contamination with chlorhexidine shower and scrub. J Hosp Infect 11(Suppl B):5–9

Uncorrected Proof

120. Rotter ML, Larsen SO, Cooke EM et al. (1988) A comparison of the effects of preoperative whole-body bathing with detergent alone and with detergent containing chlorhexidine gluconate on the frequency of wound infections after clean surgery. The European Working Party on Control of Hospital Infections. J Hosp Infect 11:310–320
121. Bernau A, Heeg P (1985) Experimentelle Untersuchungen zu Fragen der Hautdesinfektion. Orthopädische Praxis 21:351–358
122. Pitten FA, Werner HP, Kramer A (2003) A standardized test to assess the impact of different organic challenges on the antimicrobial activity of antiseptics. J Hosp Infect 55:108–115
123. Speaker MG, Menikoff JA (1991) Prophylaxis of endophthalmitis with topical povidone-iodine. Ophthalmology 98:1769–1775
124. Behrens-Baumann W, Augustin A, Dick B et al. (2003) Leitlinie zur Prophylaxe und Therapie von Endophthalmitiden. Hyg Med 11:447–460
125. Hansmann F, Kramer A, Ohgke H et al. (2004) Polyhexamethylbiguanid (PHMB) as preoperative antiseptic for cataract surgery. Ophthalmologe 101:377–383
126. Pitten F, Rosin M, Kramer A (2001) Leitlinienentwurf: Indikationen und Wirkstoffauswahl zur prophylaktischen und therapeutischen Mundhöhlenantiseptik. Hygiene Medizin 10:418–424
127. Pitten FA, Kramer A (1999) Antimicrobial efficacy of antiseptic mouthrinse solutions. Eur J Clin Pharmacol 55:95–100
128. Kramer A, Adrian V, Rudolph P et al. (1998) Explant test with skin and peritoneum of the neonatal rat as a predictive test of tolerance of local anti-infective agents in wounds and body cavities. Chirurg 69:840–845
129. Pitten FA, Kiefer T, Buth C et al. (2003) Do cancer patients with chemotherapy-induced leukopenia benefit from an antiseptic chlorhexidine-based oral rinse? A double-blind, block-randomized, controlled study. J Hosp Infect 53:283–291
130. Welk A, Rosin M, Lüdtke C et al. (2006) The peritoneal explant test for evaluating tissue tolerance to mouth rinses. Skin Pharmacol Physiol (submitted)
131. Zambon JJ, Ciancio SG, Mather ML, Charles CH (1989) The effect of an antimicrobial mouthrinse on early healing of gingival flap surgery wounds. J Periodontol 60:31–34
132. Redleaf MI, Bauer CA (1994) Topical antiseptic mouth wash in oncological surgery of the oral cavity and oropharynx. J Laryngol Otol 108: 973–979
133. Rudolph P, Fritze F, Reimer K et al. (1999) Efficacy and local tolerability of povidone iodine and octenidine hydrochloride solution for the antiseptic preparation of the orificium urethrae. Infection 27:108–113
134. Rudolph P, Reimer K, Mlynski G et al. (2000) Modell zur Ermittlung der Nasenverträglichkeit lokaler Antiinfektiva mittels In-vitro-Bestimmung der Ziliaraktivität. Hyg Med 25:500–503
135. Kramer A, Glück U, Heeg P, Werner H-P (2001) Antiseptik. In: Kramer A, Heeg P, Botzenhart K (Hrsg) Krankenhaus- und Praxishygiene. Urban Fischer, München Jena, S 242–252
136. Burke J (1961) The effective period of preventive antibiotic action in experimental incision and dermal lesion. Surgery 50:161–168
137. Polk HC Jr, Lopez-Mayor JF (1969) Postoperative wound infection: a prospective study of determinant factors and prevention. Surgery 66:97–103
138. Vogel F, Bodman K-F (2004) Empfehlungen zur kalkulierten parenteralen Initialtherapie bakterieller Erkrankungen bei Erwachsenen. Chemother J 13:46–105
139. Silver A, Eichorn A, Kral J et al. (1996) Timeliness and use of antibiotic prophylaxis in selected inpatient surgical procedures. The Antibiotic Prophylaxis Study Group. Am J Surg 171:548–552
140. Agarwal DS (1967) Subcutaneous staphylococcal infection in mice. I. The role of cotton-dust in enhancing infection. Br J Exp Pathol 48:436–449
141. Hoborn J (1990) Wet strike – throgh and transfer of bacteria through operating barrier material. Hyg Med 15:15–20
142. Werner HP, Hoborn J, Schon K, Petri E (1991) Influence of drape permeability on wound contamination during mastectomy. Eur J Surg 157:379–383
143. DIN EN 13795-1 Operationsabdecktücher,-mäntel und Rein-Luft-Kleidung zur Verwendung als Medizinprodukte, für Patienten, Klinikpersonal und Geräte, Teil 1: Anforderungen für Hersteller, Aufbereiter und Produkte
144. Breitner S, Ruckdeschel G (1986) Bacteriologic studies of the use of incision drapes in orthopedic operations. Unfallchirurgie 12:301–304
145. Daschner FDea (1984) Einfluss von Plastikinzisionsfolien auf die postoperative Wundinfektionsrate? Chir Praxis 34:357–358
146. Katthagen BD, Zamani P, Jung W (1992) Effect of surgical draping on bacterial contamination in the surgical field. Z Orthop Ihre Grenzgeb 130: 230–235
147. SAFEC-Studie (2000) Qualität von Abdeckmaterialien und OP-Mänteln. Hygiene Medizin 25
148. Gupta A, Della-Latta P, Todd B et al. (2004) Outbreak of extended-spectrum beta-lactamase-producing Klebsiella pneumoniae in a neonatal intensive care unit linked to artificial nails. Infect Control Hosp Epidemiol 25:210–215
149. Hedderwick SA, McNeil SA, Lyons MJ, Kauffman CA (2000) Pathogenic organisms associated with artificial fingernails worn by healthcare workers. Infect Control Hosp Epidemiol 21:505–509
150. McNeil SA, Foster CL, Hedderwick SA, Kauffman CA (2001) Effect of hand cleansing with antimicrobial soap or alcohol-based gel on microbial colonization of artificial fingernails worn by health care workers. Clin Infect Dis 32:367–372
151. Moolenaar RL, Crutcher JM, San Joaquin VH et al. (2000) A prolonged outbreak of Pseudomonas aeruginosa in a neonatal intensive care unit: did staff fingernails play a role in disease transmission? Infect Control Hosp Epidemiol 21:80–85
152. Parry MF, Grant B, Yukna M et al. (2001) Candida osteomyelitis and diskitis after spinal surgery: an outbreak that implicates artificial nail use. Clin Infect Dis 32:352–357
153. Porteous J (2002) Artificial nails. Very real risks. Can Oper Room Nurs J 20:16–17, 20–11
154. Pottinger J, Burns S, Manske C (1989) Bacterial carriage by artificial versus natural nails. Am J Infect Control 17:340–344
155. Saiman L, Lerner A, Saal L et al. (2002) Banning artificial nails from health care settings. Am J Infect Control 30:252–254
156. Toles A (2002) Artificial nails: are they putting patients at risk? A review of the research. J Pediatr Oncol Nurs 19:164–171
157. Winslow EH, Jacobson AF (2000) Can a fashion statement harm the patient? Long and artificial nails may cause nosocomial infections. Am J Nurs 100:63–65
158. Nicolai P, Aldam CH, Allen PW (1997) Increased awareness of glove perforation in major joint replacement. A prospective, randomised study of Regent Biogel Reveal gloves. J Bone Joint Surg Br 79:371–373
159. Labadie JC, Kampf G, Lejeune B et al. (2002) Recommendations for surgical hand disinfection – requirements, implementation and need for research. A proposal by representatives of the SFHH, DGHM and DGKH for a European discussion. J Hosp Infect 51:312–315
160. Dineen P (1969) An evaluation of the duration of the surgical scrub. Surg Gynecol Obstet 129: 1181–1184
161. Reber H (Sept. 1981) Einfluss der Seifenwaschung auf die Keimabgabe durch die Haut. In: Internationales wissenschaftliches Seminar Händedesinfektion. Selecta Symposien-Service, Gräfelfing München
162. Blech MF, Hartemann P, Paquin JL (1985) Activity of non antiseptic soaps and ethanol for hand disinfection. Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg [B] 181:496–512
163. Hubner NO, Kampf G, Loffler H, Kramer A (2006) Effect of a 1min hand wash on the bactericidal efficacy of consecutive surgical hand disinfection with standard alcohols and on skin hydration. Int J Hyg Environ Health 209:285–291
164. Kampf G, Kramer A (2004 im Druck) Epidemiologic background of hand hygiene and an evaluation of the most important agents for scrubs and rubs. Clin Microb Rev
165. EN 12791 Chemische Desinfektionsmittel und Antiseptika. Chirurgische Händedesinfektionsmittel – Prüfverfahren und Anforderungen (Phase2/Stufe2) 1997
166. Kramer A, Mersch-Sundermann, Gerdes H et al. (2003) Toxikologische Bewertung für die Händedesinfektion relevanter antimikrobieller Wirkstoffe. In: Kampf G (Hrsg) Hände-Hygiene im Gesundheitswesen. Springer, Berlin Heidelberg New York Tokyo, S 105–160
167. Pitten FA, Herdemann G, Kramer A (2000) The integrity of latex gloves in clinical dental practice. Infection 28:388–392
168. Hübner N-O (2004) Experimentelle Untersuchungen zur Verbesserung der chirurgischen Händedesinfektion. Diss Med Fak Univ. Greifswald
169. Mäkelä P (1993) Gesunde Haut als Voraussetzung für eine effektive Händedesinfektion. In: Kramer A, Gröschel D, Heeg P et al. (Hrsg) Klinische Antiseptik. Springer, Berlin Heidelberg New York, S 97–102
170. Boyce J (2003) Hautverträglichkeit. In: Kampf G (Hrsg) Hände-Hygiene im Gesundheitswesen. Springer, Berlin Heidelberg New York Tokyo, S 175–187
171. Forrester BG, Roth VS (1998) Hand dermatitis in intensive care units. J Occup Environ Med 40: 881–885
172. Lammers T (1978) Zur Prüfung der Händedesinfektion. Hyg Med 3:316–318
173. TRBA250 (Technische Regeln für Biologische Arbeitsstoffe); Biologische Arbeitsstoffe im Gesundheitswesen und in der Wohlfahrtspflege; Anlage/Rechtsvorschriften; p.1–48 (Bundesgesetzblatt Teil II, Nr. 46/2002 vom 23.12.2002)
174. Holst D, Rudolph P, Elmenthaler T et al. (1997) Geht der Low-Cost Intensive Care Unit eine erhöhte Infektionsgefahr aus? Hyg Med 22: 240–248

Nicht zitierfähig

175. Feltgen M, Schmitt O, Werner H-P (2000) Prüfmethoden zur Charakterisierung der Qualität von Op-Abdeckungen und OP-Mänteln. Hyg Med 25:28-37
176. Pissiotis CA, Komborozos V, Papoutsi C, Skrekas G (1997) Factors that influence the effectiveness of surgical gowns in the operating theatre. Eur J Surg 163:597–604
177. Rutala WA, Weber DJ (2001) A review of single-use and reusable gowns and drapes in health care. Infect Control Hosp Epidemiol 22:248–257
178. Verkkala K, Eklund A, Ojajarvi J et al. (1998) The conventionally ventilated operating theatre and air contamination control during cardiac surgery – bacteriological and particulate matter control garment options for low level contamination. Eur J Cardiothorac Surg 14:206–210
179. Madsen PO, Madsen RE (1967) A study of disposable surgical masks. Am J Surg 114:431–435
180. Berkelman RL, Martin D, Graham DR et al. (1982) Streptococcal wound infections caused by a vaginal carrier. Jama 247:2680–2682
181. Kolmos HJ, Svendsen RN, Nielsen SV (1997) The surgical team as a source of postoperative wound infections caused by Streptococcus pyogenes. J Hosp Infect 35:207–214
182. Mastro TD, Farley TA, Elliott JA et al. (1990) An outbreak of surgical-wound infections due to group A streptococcus carried on the scalp. N Engl J Med 323:968–972
183. Schaffner W, Lefkowitz LB Jr, Goodman JS, Koenig MG (1969) Hospital outbreak of infections with group A streptococci traced to an asymptomatic anal carrier. N Engl J Med 280:1224–1225
184. Boyce JM, Opal SM, Potter-Bynoe G, Medeiros AA (1993) Spread of methicillin-resistant Staphylococcus aureus in a hospital after exposure to a health care worker with chronic sinusitis. Clin Infect Dis 17:496–504
185. Hilton M, Chen JM, Barry C et al. (2002) Deoxyribonucleic acid fingerprinting in an outbreak of Staphylococcus aureus intracranial infection after neurotologic surgery. Otol Neurotol 23:550–554
186. Kreiswirth BN, Kravitz GR, Schlievert PM, Novick RP (1986) Nosocomial transmission of a strain of Staphylococcus aureus causing toxic shock syndrome. Ann Intern Med 105:704–707
187. Sheretz RJ, Reagan DR, Hampton KD et al. (1996) A cloud adult: the Staphylococcus aureus-virus interaction revisited. Ann Intern Med 124: 539–547
188. Stamm WE, Feeley JC, Facklam RR (1978) Wound infections due to group A streptococcus traced to a vaginal carrier. J Infect Dis 138:287–292
189. Weber DJ, Rutala WA, Denny FW Jr (1996) Management of healthcare workers with pharyngitis or suspected streptococcal infections. Infect Control Hosp Epidemiol 17:753–761
190. Richman DD, Breton SJ, Goldman DA (1977) Scarlet fever and group A streptococcal surgical wound infection traced to an anal carrier. J Pediatr 90:387–390
191. Stromberg A, Schwan A, Cars O (1988) Throat carrier rates of beta-hemolytic streptococci among healthy adults and children. Scand J Infect Dis 20:411–417
192. Gunnarsson RK, Holm SE, Soderstrom M (1997) The prevalence of beta-haemolytic streptococci in throat specimens from healthy children and adults. Implications for the clinical value of throat cultures. Scand J Prim Health Care 15:149–155
193. Mulligan ME, Murray-Leisure KA, Ribner BS et al. (1993) Methicillin-resistant Staphylococcus aureus: a consensus review of the microbiology, pathogenesis, and epidemiology with implications for prevention and management. Am J Med 94:313–328
194. Kluytmans J, van Belkum A, Verbrugh H (1997) Nasal carriage of Staphylococcus aureus: epidemiology, underlying mechanisms, and associated risks. Clin Microbiol Rev 10:505–520
195. Viglionese A, Nottebart VF, Bodman HA, Platt R (1991) Recurrent group A streptococcal carriage in a health care worker associated with widely separated nosocomial outbreaks. Am J Med 91:329S–333S
196. EN 455, Teil 1: Medizinische Einmalhandschuhe; Anforderung und Prüfung für Dichtheit
197. EN 556: Sterilisation von Medizinprodukten – Anforderungen für in der Endverpackung zu sterilisierende Medizinprodukte, die als „steril" gekennzeichnet werden – Teil I: Anforderungen an Medizinprodukte, die in der Endverpackung sterilisiert wurden
198. EN 455, Teil 2: Medizinische Einmalhandschuhe; Anforderungen und Prüfungen der physikalischen Eigenschaften
199. Williams PB, Halsey JF (1997) Endotoxin as a factor in adverse reactions to latex gloves. Ann Allergy Asthma Immunol 79:303–310
200. Pitten F-A, Kramer A (2003) Schutzhandschuhe im Gesundheitswesen. In: Kampf G (Hrsg) Händehygiene im Gesundheitswesen. Springer, Berlin Heidelberg New York Tokyo, S 201–217
201. Bennett B, Duff P (1991) The effect of double gloving on frequency of glove perforations. Obstet Gynecol 78:1019–1022
202. Dodds RD, Barker SG, Morgan NH et al. (1990) Self protection in surgery: the use of double gloves. Br J Surg 77:219–220
203. Duron JJ, Keilani K, Elian NG (1996) Efficacy of double gloving with a coloured inner pair for immediate detection of operative glove perforations. Eur J Surg 162:941–944
204. Gunson RN, Shouval D, Roggendorf M et al. (2003) Hepatitis B virus (HBV) and hepatitis C virus (HCV) infections in health care workers (HCWs): guidelines for prevention of transmission of HBV and HCV from HCW to patients. J Clin Virol 27:213–230
205. Kralj N, Beie M, Hofmann F (1999) Surgical gloves – how well do they protect against infections? Gesundheitswesen 61:398–403
206. Laine T, Kaipia A, Santavirta J, Aarnio P (2004) Glove perforations in open and laparoscopic abdominal surgery: the feasibility of double gloving. Scand J Surg 93:73–76
207. Thomas S, Agarwal M, Mehta G (2001) Intraoperative glove perforation – single versus double gloving in protection against skin contamination. Postgrad Med J 77:458–460
208. Brandt C, Hansen S, Sohr D et al. (2004) Finding a method for optimizing risk adjustment when comparing surgical-site infection rates. Infect Control Hosp Epidemiol 25:313–318
209. Culver DH, Horan TC, Gaynes RP et al. (1991) Surgical wound infection rates by wound class, operative procedure, and patient risk index. National Nosocomial Infections Surveillance System. Am J Med 91:152S–157S
210. Schmitt W (1991) Wundinfektionen. In: Schmitt W, Harting W, Barth (Hrsg) Allgemeine Chirurgie, S 556–572
211. Anonymus (1992) Consensus paper on the surveillance of surgical wound infections (SHEA). Infect Control Hosp Epidemiol 13:599–605
212. Medizinproduktegesetz
213. Arzneimittelgesetz
214. Gottrup F (2004) Oxygen in wound healing and infection. World J Surg 28:312–315
215. Pryor K, Fahey Rr, Lien C, Goldstein P (2004) Surgical site infection and the routine use of perioperative hyperoxia in a general surgical population: a randomized controlled trial. Jama 291: 79–87
216. McAnally HB, Cutter GR, Ruttenber AJ et al. (2001) Hypothermia as a risk factor for pediatric cardiothoracic surgical site infection. Pediatr Infect Dis J 20:459–462
217. Flores-Maldonado A, Medina-Escobedo CE, Rios-Rodriguez HM, Fernandez-Dominguez R (2001) Mild perioperative hypothermia and the risk of wound infection. Arch Med Res 32:227–231
218. Frohlich D, Wittmann S, Rothe G et al. (2004) Mild hyperthermia down-regulates receptor-dependent neutrophil function. Anesth Analg 99: 284–292
219. Leslie K, Sessler DI (2003) Perioperative hypothermia in the high-risk surgical patient. Best Pract Res Clin Anaesthesiol 17:485–498
220. Lim CM, Kim EK, Koh Y et al. (2004) Hypothermia inhibits cytokine release of alveolar macrophage and activation of nuclear factor kappaB in endotoxemic lung. Intensive Care Med 30:1638–1644
221. Matsui T, Ishikawa T, Takeuchi H et al. (2006) Mild hypothermia promotes pro-inflammatory cytokine production in monocytes. J Neurosurg Anesthesiol 18:32–36
222. Matsui T, Ishikawa T, Takeuchi H et al. (2004) Mild hypothermia inhibits IL-10 production in peripheral blood mononuclear cells. Acta Anaesthesiol Scand 48:205–210
223. Sessler DI, Akca O (2002) Nonpharmacological prevention of surgical wound infections. Clin Infect Dis 35:1397–1404
224. Albrecht H, Wäsche W, Müller G (1995) Assessment of the risk potential of pyrolysis products in plume produced during laser treatment under OP conditions. SPI Proc 2323:455–463
225. Hensman C, Baty D, Willis RG, Cuschieri A (1998) Chemical composition of smoke produced by high-frequency electrosurgery in a closed gaseous environment. An in vitro study. Surg Endosc 12:1017–1019
226. Wäsche W, Wagner G, Albrecht H, Müller G (1993) Analyse der luftgetragenen Abbrandprodukte bei der Laser- und Hochfrequenz-Chirurgie. Minimal Invasive Medizin – MEDTECH 4:35–39
227. Cruse PJ, Foord R (1973) A five-year prospective study of 23,649 surgical wounds. Arch Surg 107: 206–210
228. Lippert H (2006) Wundatlas. Stuttgart
229. Meylan G, Tschantz P (2001) Surgical wounds with or without dressings. Prospective comparative study. Ann Chir 126:459–462
230. Saleh K, Olson M, Resig S et al. (2002) Predictors of wound infection in hip and knee joint replacement: results from a 20 year surveillance program. J Orthop Res 20:506–515
231. Chapman D, Purushotham AD (2002) Acceptability of early discharge with drain in situ after breast surgery. Br J Nurs 10:1447–1450
232. Horgan K, Benson EA, Miller A, Robertson A (2000) Early discharge with drain in situ following axillary lymphadenectomy for breast cancer. Breast 9:90–92

Korrektur

233. Lord RV, Sloane DR (1996) Early discharge after open appendicectomy. Aust N Z J Surg 66: 361–365
234. Daumann S (2003) Wundmanagement und Wunddokumentation. Stuttgart
235. Haley RW, Culver DH, White JW et al. (1985) The efficacy of infection surveillance and control programs in preventing nosocomial infections in US hospitals. Am J Epidemiol 121:182–205
236. Emori TG, Culver DH, Horan TC et al. (1991) National nosocomial infections surveillance system (NNIS): description of surveillance methods. Am J Infect Control 19:19–35
237. Gastmeier P, Geffers C, Koch J et al. (1999) Surveillance nosokomialer Infektionen: Das Krankenhaus-Infektions-Surveillance-System (KISS). J Lab Med 23:173–178
238. Mannien J, Wille JC, Snoeren RL, van den Hof S (2006) Impact of postdischarge surveillance on surgical site infection rates for several surgical procedures: results from the nosocomial surveillance network in The Netherlands. Infect Control Hosp Epidemiol 27:809–816
239. MIQ (1997) Qualitätsstandards in der mikrobiologisch-infektiologischen Diagnostik. Gustav Fischer, Stuttgart Jena Lübeck Ulm
240. Infektionsschutzgesetz

Unguitia