

Infection prevention during anaesthesia ventilation by the use of breathing system filters (BSF): Joint recommendation by German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI)

Abstract

An interdisciplinary working group from the German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and the German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI) worked out the following recommendations for infection prevention during anaesthesia by using breathing system filters (BSF). The BSF shall be changed after each patient. The filter retention efficiency for airborne particles is recommended to be >99% (II). The retention performance of BSF for liquids is recommended to be at pressures of at least 60 hPa (=60 mbar) or 20 hPa above the selected maximum ventilation pressure in the anaesthetic system.

The anaesthesia breathing system may be used for a period of up to 7 days provided that the functional requirements of the system remain unchanged and the manufacturer states this in the instructions for use. The breathing system and the manual ventilation bag are changed immediately after the respective anaesthesia if the following situation has occurred or it is suspected to have occurred: Notifiable infectious disease involving the risk of transmission via the breathing system and the manual bag, e.g. tuberculosis, acute viral hepatitis, measles, influenza virus, infection and/or colonisation with a multi-resistant pathogen or upper or lower respiratory tract infections.

In case of visible contamination e.g. by blood or in case of defect, it is required that the BSF and also the anaesthesia breathing system is changed and the breathing gas conducting parts of the anaesthesia ventilator are hygienically reprocessed.

Observing of the appropriate hand disinfection is very important. All surfaces of the anaesthesia equipment exposed to hand contact must be disinfected after each case.

Keywords: requirements for breathing system filters, changing of anaesthesia breathing system, disinfection, hand contact surfaces

Axel Kramer¹
Rainer Kranabetter²
Jörg Rathgeber³
Klaus Züchner⁴
Ojan Assadian¹
Georg Daeschlein¹
Nils-Olaf Hübner¹
Edeltrut Dietlein⁵
Martin Exner⁵
Matthias Gründling⁶
Christian Lehmann⁶
Michael Wendt⁶
Bernhard Martin Graf⁷
Dietmar Holst⁸
Lutz Jatzwauk⁹
Birgit Puhlmann¹⁰
Thomas Welte¹¹
Antony R. Wilkes¹²

- 1 Institute for Hygiene and Environmental Medicine, University Greifswald, Germany
- 2 Clinical Centre Nuremberg, Germany
- 3 Anaesthesiology and Operative Intensive Care Medicine, Albertinen-Hospital Hamburg, Germany
- 4 Medical-Technical Service, University Medicine Göttingen, Germany
- 5 Institute for Hygiene and Public Health, University Bonn, Germany
- 6 Clinic and Polyclinic for Anaesthesiology and Intensive Care Medicine,

- University Greifswald,
Germany
- 7 Clinic for Anaesthesiology,
University Regensburg,
Germany
- 8 Clinic for Anaesthesia and
Intensive Care Medicine,
Clinic GmbH Hamburg,
Germany
- 9 Hospital Hygiene, University
Clinic Dresden, Germany
- 10 Clinic and Policlinic for
Anaesthesiology and
Intensive Care Medicine,
Charité Berlin, Germany
- 11 Clinic for Pneumology,
Medical University Hanover,
Germany
- 12 Cardiff University, Cardiff,
United Kingdom

Preamble

Under the responsibility of the German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and the German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI) an interdisciplinary working group was established to work out recommendations for infection prevention during anaesthesia by using breathing system filters (BSF). Dr. A. R. Wilkes, Cardiff, UK served as an external advisor.

Members of the working group: Prof. Dr. med. A. Kramer* (Institute for Hygiene and Environmental Medicine, University Greifswald), R. Kranabetter** (Clinical Centre Nuremberg), Prof. Dr. med. J. Rathgeber** (Anaesthesiology and Operative Intensive Care Medicine, Albertinen-Hospital Hamburg) und Dr. rer. nat. K. Züchner** (Medical-Technical Service, University Medicine Göttingen) (Red.)

Prof. Dr.med. O. Assadian*, Dr. med. G. Daeschlein* and Dr. med. N.-O. Hübner* (Institute for Hygiene and Environmental Medicine, University Greifswald), Dr. med. E. Dietlein*, Prof. Dr. med. M. Exner* (Institute for Hygiene and Public Health, University Bonn), Dr. med. M. Gründling**, Prof. Dr. med. Ch. Lehmann** and Prof. Dr. med. M. Wendt** (Clinic and Policlinic for Anaesthesiology and Intensive Care Medicine, University Greifswald), Prof. B. M. Graf** (Clinic for Anaesthesiology, University Regensburg), PD Dr. med. D. Holst** (Clinic for Anaesthesia and Intensive Care Medicine, Clinic GmbH Hamburg), Dr. med. L. Jatzwauk* (Hospital Hygiene, University Clinic Dresden), Dr. med. B. Puhmann** (Clinic and Policlinic for Anaesthesiology and Intensive Care Medicine, Charité Berlin), Dr. med. T. Welte** (Clinic for Pneumology, Medical Uni-

versity Hanover) und Dr. A. R. Wilkes***, PhD (Cardiff University, Cardiff).

*DGKH **DGAI ***external consultant

Categorisation of the recommendations: The respective evidence of the recommendations is made clear by means of categorisation in accordance with the directive of the Commission for hospital hygiene and infection prevention (state of April 2004), published by the Robert Koch-Institut Berlin. The categories are as follows:

Category I: Strong recommendation. IA: The recommendations are based on well-designed experimental or epidemiological studies, **IB:** The recommendations are considered to be effective by experts and by virtue of a consensus resolution by the working group, and they are based on well-founded indications as to their effectiveness. A classification is also possible even if there have not been any studies yet.

Category II: Restricted recommendation. The recommendations are based partly on indicative clinical or epidemiological studies, partly on comprehensible theoretical explanations or studies.

Category III: No recommendation or unresolved issue: Measures supported with insufficient evidence about their efficiency or without consensus on this.

Category IV: Legislative provisions.

Objective

Due to frequent patient changes at the anaesthesia workstation, anaesthesia ventilation is characterised by the risk of cross-contamination and subsequent infection.

As the entire complex of prevention measures regarding nosocomial pneumonia is concerned [1] both in the CDC Guidelines [2] and in the recommendations by the commission for hospital hygiene and infection prevention at the Robert-Koch-Institute (RKI), the present recommendations are limited to the evaluation of the literature published in the meantime on the application of breathing system filters (BSF) as an alternative to the change of the anaesthesia breathing system after each patient, and on the hygienic reprocessing of the breathing gas conducting systems of the anaesthesia ventilator. The requirements for BSF and their potential applications are derived from this objective of filter use. Further prevention measures are only emphasized if they can be considered as a prerequisite for the safe use of BSF without changing the anaesthesia breathing system.

Recommendations on the application of breathing system filters (BSF)

The use of suitable BSF between tracheal tube and anaesthetic system and the adherence to appropriate disinfection measures at all contact points of the anaesthetic equipment represent, if used together, a safe and cost-effective alternative to the use of a new or individually cleaned breathing system and to the reprocessing of the breathing gas conducting parts of the anaesthesia ventilator after each patient (IB), and they contribute to the process optimisation.

Principles

- The BSF shall be changed after each patient (IB, IV). Operating time according to manufacturer's instructions must be followed (IV).
- The filter retention efficiency for airborne particles, measured according to ISO 23328-1, is recommended to be >99% (II).
- The retention performance of BSF for liquids [3] is recommended to be at pressures of at least 60 hPa (=60 mbar) or 20 hPa above the selected maximum ventilation pressure in the anaesthetic system (II). This value may be changed according to the minimum performance value defined in an international standard.
- Side stream breathing gas monitoring and/or airway pressure measurement shall be performed on machine side of the BSF (II).
- During anaesthesia respiration, an adequate breathing gas humidification is to be ensured; BSF alone do not guarantee this as a rule. Breathing gas humidification during anaesthesia ventilation may be ensured by keeping the fresh gas flow as low as possible [4], [5] (IB).
- In paediatrics or neonatology, respectively, breathing gas humidification must be observed particularly

carefully. When tidal volumes are small, it is not sufficient to reduce the fresh gas flow for this, humidification must therefore be ensured with other methods, e.g. with appropriate HME, which, however, have possibly no or only limited filtration and liquid retention characteristics. Moreover, to avoid CO₂-rebreathing, the dead space must be very small for these patients; in neonatology each additional dead space is often out of the question anyway. In this dilemma, breathing gas humidification with HME, possibly by an insert in the tracheal tube adapter, shall be given priority, and the hygienic protection of the patient shall be ensured by using a new or individually cleaned breathing system respectively (II).

- The filter's respiratory resistance should be as low as possible, (specific values obtained acc. to ISO 9360-1 [6] or EN ISO 23328-2 [7]). In this context it must be considered that according to ISO 8835-2 [8], the respiratory resistance to be adhered to in the entire breathing system including BSF is ≤ 6 hPa/l/s (≤ 6 mbar/l/s).
- The dead space volume shall be as small as possible (specific values obtained acc. to ISO 9360-1 [6] or EN ISO 23328-2 [7]). As no standard exists on the determination of the dead space volume of BSF and HME for tidal volumes <250 ml, the BSF must be approved by the manufacturer for the intended use in this area (IV).
- The use of sterile BSF is not required (II). Manufacturing under clean room conditions acc. ISO EN DIN 14644-1 is sufficient.
- If a surgery takes several hours (more than 2–3 h approximately), it makes sense to apply water traps (II).
- All surfaces of the anaesthesia workstation exposed to hand contact must be disinfected in accordance with the requirements for the treatment of medical products of the semi-critical category A [9] (IB).
- In case of visible contamination e.g. by blood or in case of defect, it is required that the BSF and also the anaesthesia breathing system is changed and the breathing gas conducting parts of the anaesthesia ventilator are hygienically reprocessed in accordance with manufacturers' instructions (IB).
- To rule out any risk of transmission during anaesthesia ventilation, the principles of hand hygiene summarised in the table must be strictly followed (Table 1).

Application notes

Changing the BSF

The BSF shall be changed after each patient (IB, IV). Operating time according to manufacturer's instructions must be followed (IV).

The BSF can be used during patient transport and for subsequent ventilation in intensive care. For the duration of use of the BSF for subsequent ventilation without rebreathing, e.g. in the recovery room or in intensive care, it must be borne in mind that BSF do normally not have

Table 1: Infection prevention during anaesthesia ventilation through hand hygiene [1], [2]

Measure	Recommendation	Level of recommendation
Courses and training	Required for the whole team depending on the qualification	IA
Hand disinfection	Before and after each contact with patients and contact with mucous membranes, respiratory secretion or objects contaminated with such secretion	IA
Clean disposable gloves	For contact with mucous membranes or secretion resp., contaminated objects	IV
	For intubation	IA/IV
	For tracheal aspiration	IB/IV
	Change of gloves between patients	IA
	Rinse sterile disposable catheters within one aspiration process with sterile fluid when reinserting Use aseptic technique	IA

good heat and moisture exchanging characteristics. If post operative ventilation takes longer, an appropriate breathing gas humidification must be ensured, e.g. with HME or active humidifiers.

Changing the breathing system

The breathing system and the manual ventilation bag are changed immediately after the respective anaesthesia if the following situation has occurred or it is suspected to have occurred:

- Notifiable infectious disease as per § 6 of the Infectious Disease Control Act (IfSG) involving the risk of transmission via the breathing system and the manual bag, e.g. tuberculosis, acute viral hepatitis, measles, influenza virus (IB)
- Infection and/or colonisation with a multi-resistant pathogen required to be documented as per § 23 IfSG, e.g. MRSA, VRE, ESBL (II)
- Upper or lower respiratory tract infections (II)

Respective patients should be operated – if possible – at the end of the operation list; the breathing system and the manual bag are changed after that.

Complying with these measures allows the use of anaesthesia breathing systems for a period of up to 7 days based on the latest state of knowledge, provided that the system continues to meet functional requirements such as air tightness (IB) and if stated by the manufacturer in the instructions for use. Moreover, the recommendations for preventing nosocomial pneumonia shall apply in full [2].

Reprocessing of the anaesthesia apparatus

If no BSF is used or the above-mentioned principles are not observed, the anaesthesia breathing system must be changed after each patient and the anaesthesia circle system (breathing circle system) must be processed in accordance with the manufacturers' instructions (IV). Otherwise, if a BSF is used it is unnecessary to sanitize the interior of the device (breathing circle system); excep-

tion: repairs that require opening of the machine's interior (IB) [1].

Explanation report

1 Risks of infection during anaesthesia ventilation

1.1 Exogenous

Release of droplet nuclei or aerosols

Pathogens can be released directly from the patient to the environment or transmitted via the staff. After use on the patient, all breathing gas conducting parts of the anaesthetic system can therefore be contaminated with pathogens, with the greatest levels of contamination being detectable close to the patient [10], [11], [12], [13]. After inhalation anaesthesia without BSF, the contamination rate of the anaesthesia breathing system and circle system amounted to 8–13% [14], [15], [16], [17], however, showing pulmonary pathogens only rarely enter the breathing system [16]. The risk of viral transmission is considered to be comparatively low [1], [2].

In the era of insufficient processing of breathing gas conducting parts of the anaesthetic system, particularly of the tracheal tubes and of the anaesthesia breathing system, infections or outbreaks due to contaminated systems were reported sporadically [12], [18], [19], [20], [21].

Dust (e.g. soda lime, wear, debris), with its often aggressive properties, can be transported with the anaesthesia ventilation gases, and has an inflammatory effect, which may weaken the mucosal barriers and increase the risk of infection [22]. Measurements of aerosol particles (Fraunhofer Institut Neuherberg) in the anaesthesia breathing system have shown a low contamination with aerosol particles of $<0.5/\text{cm}^3$ in the presence of dry and cold soda lime [23]. This contamination can be minimised with BSF.

Liquid-borne infection

Pathogen-rich or potentially pathogen-containing bodily fluids such as saliva, blood, sputum etc. can be introduced into the anaesthesia breathing system by the patient during anaesthesia ventilation [10], [17], [18], unless appropriate BSF are used. This may be enhanced by patient positioning, increased secretion production and blood release due to illness as well as errors and trauma during intubation. Furthermore, CO₂-absorption in the rebreathing anaesthesia ventilation system leads to the release of humidity, which condenses over the course of the operation. Approximately 15–20 ml water per hour accumulate in an unheated breathing system [24]; which, depending on the fresh gas flow, may remain in the system where it gathers primarily in the lower bends of the breathing systems.

1.2 Endogenous

Aspiration: During anaesthesia, pathogen-containing saliva, tracheal secretion and, eventually, blood may gather thus posing a risk of aspiration.

2 Application of breathing system filters (BSF)

During mechanical ventilation both inspiration and expiration gases pass through the junction between tracheal tube and anaesthesia breathing system. Consequently this is the suitable interface at which the application of BSF can effectively block the transport of microbial and particulate contamination within the breathing gas conducting components of the breathing system in each direction of flow. BSF are designed to prevent the passage of air borne and liquid borne pathogens in both directions, without increasing the air flow resistance and dead space to non physiological levels, and to contribute to the breathing gas humidification.

2.1 Design and function of breathing system filters

BSF are designed for the retention of aerosols from the ventilation gases. The filter medium is constructed as a three-dimensional depth filter. It is enclosed by a gas-tight housing, which has standardised conical connectors for connection to the patient's tracheal tube on one side, and the breathing system on the other side. Clinically relevant characteristics of BSF are dead space and gas flow resistance, which are defined in accordance with ISO 23328-2 [7]. Additional heat and moisture exchanging components may be integrated in the filter housing to improve breathing gas humidification; this combination is called a Heat and Moisture Exchanging Filter (HME-F). Breathing systems are nowadays used for up to 7 days on the same anaesthesia ventilator [25]. By reducing the fresh gas flow, part of the expiration gas is conducted to the CO₂-absorber, where heat and water are released

according to the gross reaction formula $\text{CO}_2 + \text{Ca}(\text{OH})_2 \rightarrow \text{CaCO}_3 + \text{H}_2\text{O}$. Modern CO₂-absorbers can be used until the soda lime is completely exhausted. It is therefore not unlikely that large amounts of liquid will gather in the breathing system, where exhaled bacteria may even proliferate; viruses do not have this capability. In order to evaluate the suitability of BSF therefore both air-borne and liquid-borne transport processes must be considered.

Air-borne filtration

Aerosols are a suspension of liquid or solid particles in a gas. Their typically polydisperse distribution may extend over a wide range of sizes. Liquid particles are usually spherical; their diameter is determined by the surface tension of the liquid and the partial vapour pressure in the environment. Due to evaporation or condensation of the fluid, the size of liquid particles is variable; a droplet may also contain different numbers of microorganisms. Solid particles can take very different irregular shapes. Filtration of aerosols is based on the interaction of different mechanisms [26] if the diameter of the particle is sufficiently large, the particle may be retained close to the surface of the filter medium already (direct interception). Due to their mass, smaller particles cannot always follow the changes of direction in the carrier gas surrounding the filter fibres. During their passage through the filter medium they are adsorbed deeper inside the filter medium (inertial impaction). Even smaller particles, e.g. in the size range of viruses, are subject to Brownian motion. This increases their virtual diameter, which in turn brings them into contact with the filter medium, where they are adsorbed as well (diffusion filtration). These mechanisms characterise the so-called mechanical filters. In suitable filter materials the filtration performance can be additionally increased by applying electrical charge, which attracts and binds particles with opposite charge (electret filters). The spatial effect of these charges allows, at a similar air-borne retention performance, a more open structure of these filter media in comparison with mechanical filters. The filtration characteristics of electret filters enhanced by electrostatic forces are destroyed by gamma sterilisation [27]. The different filtration mechanisms described above add up to a filtration performance, which is very high for both small and large particles but which shows a minimum at around 0.1–0.3 µm, being referred to as the filtration gap. Aerosol particles with a diameter of this size, which is called the Most Penetrating Particle Size (MPPS), can pass the filter medium more easily. Consequently, the air-borne filtration performance of BSF must be determined with uncharged test particles of this size. The results of such tests are therefore considered as “worst case” situation and are representative for the retention performance for microorganisms. EN ISO 23328-1 [28] describes the test method of applying NaCl particles of 0.1–0.3 µm in order to determine the filtration performance. Already in 1995, the National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH) categorised the results for respirator masks obtained with this method

[29]: N95 filters retain at least 95%, N99 filters at least 99% and N100 filters at least 99.97% of the MPPS particles applied. Wilkes [30] examined 33 different BSF models using this method at a flow appropriate to anaesthesia (30 L/min) and obtained the following results: 14 of 24 electret filters did not comply with N95, 8 complied with N95, 2 complied with N99 and none complied with the N100 category. 4 of 9 mechanical filters complied with N99 and 5 with the N100 category.

Liquid retention

In contrast to the passage of gas, the passage of liquids through a BSF causes irreversible damage to the filter medium, which destroys its hygienic barrier function between patient and ventilation system. With the liquid, microorganisms contained therein pass the damaged filter medium regardless of their size or other properties. The passage of liquid through a BSF happens according to the all-or-nothing principle and must be prevented in anaesthesia ventilation practice [31]. If the entire filter surface is covered by liquid, the ventilation pressure applied by the anaesthesia ventilator on this liquid can cause the passage through the filter medium. Consequently, an appropriate filter must be used which does not allow the passage of liquid at the pressures generated during ventilation. These are typically max. 20–30 hPa (=20–30 mbar), which can be preset as pressure limits on the ventilator. To date there is no international standard for measuring the pressure limit up to which the liquid retention of a BSF is guaranteed. Cann et al. [3] have determined for different BSF the pressure at which water passed through the filter medium. Electret filters showed liquid passage at pressures between 3 and 14 hPa, whereas water break through was observed in mechanical filters at pressures between 20 and 133 hPa only. These are substantially discrete values, which do not overlap in their range.

2.2 Justification for specific values

The misleading term “hydrophobic” is often used to characterise and categorise the filter medium. This often means that the filters have high liquid retention values. However, as both of the terms “hydrophobic” and “mechanical” do not include defined retention rates for airborne particles or retention values for potentially contaminated liquids, these terms should only be used in conjunction with the specific values of the BSF.

Air-borne retention rate

There is no international consensus on the lowest required retention efficiency of BSF for pathogens. A retention performance of 99.95% or more is mentioned in some manufacturers' data. Lumley et al. [32] even recommend 99.997%, and the French Society for Anaesthesiology and Intensive Care Medicine [33] even 99.9999%.

As the MPPS has not been considered in this work, these specifications and requirements cannot be used.

An air-borne retention efficiency of >99% (2 log) recommended by the working group is insofar justified as on the patient side of the filter a maximum of only 30 cfu was detectable after anaesthesia ventilation [13]. This shows that only a fraction of the pathogens contained in the sputum is transported by air, since in the event of tuberculosis for example, a bacterial content of 5–6 log can be reached in the tracheal secretion or sputum respectively, and 8 log/ml can be reached in case of respiratory infections in total [34]. In order to reach the next patient, the microorganisms deposited in the circuit have to be mobilised again and pass through the entire circle system including CO₂-absorber and BSF towards the patient. In view of these data, the recommended retention rate of 2 log, i.e. 4 log in total, ensures adequate safety. Anaesthesia ventilation of patients with notifiable infectious diseases as per § 6 of the Infectious Disease Control Act (IfSG) requires that the breathing system be changed for legal reasons.

If anaesthesia ventilation is performed on patients with infectious diseases required to be documented as per § 23 or on patients with upper or lower respiratory tract infections, the anaesthesia breathing system should be exchanged as well in order to rule out any risk of transmission.

Liquid retention

An appropriate filter must be used, which does not allow the passage of liquids at the pressures generated during ventilation. In order to achieve adequate safety, liquids should be retained at pressures ranging up to about 10–20 hPa (=10–20 mbar) above the pressure limit preset on the ventilator.

According to Cann et al. [3], the use of electret filters is not recommended in anaesthesia ventilation when copious condensate formation occurs.

2.3 Breathing gas humidification

Within just a short period of time, ventilation with dry breathing gases leads to dehydration and cooling of the mucosa and, consequently, to a decrease in secretion viscosity and to an impairment of the mucociliary clearance and a reduced barrier function, unless adequate measures for the humidification and heating of the breathing gases are taken [4], [5], [35], [36], [37]. The humidification properties of BSF alone are normally not sufficient to adequately humidify the dry breathing gases from a central gas supply system or from pressurised gas cylinders. By reducing the fresh gas flow, part of the expiration gas is conducted over the CO₂-absorber. The lower the fresh gas flow, the higher is the level of formation of water and the breathing gas humidification [4], [5], [38].

2.4 Special features in paediatrics and neonatology

During anaesthesia ventilation of children and newborns, potential injury of the respiratory tract due to exceedingly dry breathing gases is even more significant, particularly as humidification by the rebreathing system is virtually ruled out in these cases. Furthermore, the dead space of the selected BSF must be taken into account during ventilation to avoid undesirable CO₂-rebreathing. Suitable mechanical filters for tidal volumes below 250 ml are available – if at all – only to a very limited extent. Breathing gas humidification must be given priority at this point, for example with HME or active humidifiers. In these cases the required hygienic protection can only be guaranteed by using a new, unused breathing system for each patient.

Some of the HMEs or catheter mounts used in paediatrics have a monitoring port on the patient side. Monitoring lines for airway pressure or side stream CO₂-measurements are connected to this port. The respiratory tract is thus connected with potentially contaminated devices without the hygienic barrier of the BSF. This must be taken into account either by using a fresh monitoring line or by attaching the monitoring line on the machine side.

2.5 Biocompatibility

It has not been examined whether residuals from the materials used are accumulated in the inspiration air during the passage through the BSF and the anaesthesia breathing system. Correspondingly, the verification of this feature has not taken place so far.

2.6 Product life of the breathing system and treatment of the anaesthesia circle system when using a BSF

Up until now it has been recommended to change the breathing system after a maximum of 24 h when a BSF has been used [1], [14]. As there is no internal contamination of the anaesthesia breathing system downstream of the BSF, the same degree of safety is given even after a 7 d period of use [13]. The postoperative pneumonia rate at a weekly change is not different from the rate at a daily change policy [39]. However, the functionality e.g. with respect to air tightness etc. must be guaranteed according to the DGAI guidelines on the basis of

- Check for proper condition and operability before planned operation (system check A)
- Check for proper condition and operability at patient change (system check W).

When the BSF is used as intended, the treatment of the ventilation system's interior (breathing system, circle system) is not required. Repair situations, which require that the system is opened is considered as an exception, as there is normally no complete control over the prevention of potential contamination.

2.7 Environmental contamination

The anaesthesia breathing system must be changed when visible contamination e.g. with blood occurs. When visibly contaminated, the breathing bag must be cleaned and disinfected or changed [13], [40]. At the end of the operation list, all surfaces of the anaesthesia working station with hand contact must be disinfected (IB). When using disinfectants the manufacturers' instructions have to be followed (IV).

3 International recommendations on the use of breathing system filters

Netherlands: In 1991, in view of the emerging AIDS pandemic, the Dutch Werkgroep Infectie Preventie [41] recommended the use of mechanical hydrophobic filters (retention >5 log) as an alternative to the change of anaesthesia tubes for each patient.

Great Britain and Ireland: The working group "Blood born viruses and anaesthesia" of the Association of Anaesthetists of Great Britain and Ireland has critically examined the common practice at that time of leaving breathing systems for all patients on one operation list after a debatable cross-infection with hepatitis C had occurred in the mid-nineties [18]. As a result they recommended that anaesthesiologists wear (non-sterile) disposable gloves and that either the anaesthesia breathing system be changed after each patient or mechanical BSF be used [42].

France: In 1997 the French Society for Anaesthesiology and Intensive Care Medicine recommended bacterial and viral filters for anaesthesia ventilation [33]. 3 years later this recommendation was specified in such a way that a hydrophobic mechanical HME filter be applied, which at least withstands a hydrostatic pressure of a 50 cm water column [43].

USA: The Centers for Disease Control and Prevention (CDC) recommend the use of filters in anaesthesia for patients with known TB infection [44], [45], [46]. The filters recommended by the CDC are hydrophobic and validated for the retention of *Mycobacterium tuberculosis*. In 2003, when giving recommendations concerning the containment of SARS infections, the CDC pointed to the guidelines on the treatment of TB patients in the absence of clear findings about this new lung disease [47].

Canada: The health ministry of the region of Ontario decided for all patients suffering from SARS or suspected of suffering from SARS that a mechanical breathing system filter be placed between patient and ventilator [48].

Taiwan: The Respiratory Society expressly recommends the use of a mechanical filter for the ventilation of SARS patients [49].

References

1. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention am Robert Koch-Institut. Prävention der nosokomialen Pneumonie. Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention am Robert Koch-Institut. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2000;43(4):302-9. DOI: 10.1007/s001030050257
2. Tablan OC, Anderson LJ, Besser R, Bridges C, Hajjeh R. Guidelines for Preventing Health-Care-Associated Pneumonia. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee, 2003. MMWR Recomm Rep. 2004;56(RR03):1-36.
3. Cann C, Hampson MA, Wilkes AR, Hall JE. The pressure required to force liquid through breathing system filters. Anaesthesia. 2006;61(5):492-7. DOI: 10.1111/j.1365-2044.2006.04581.x
4. Kleemann PP. Humidity of Anaesthetic Gases with Respect to Low Flow Anaesthesia. Anaesth Intensive Care. 1994;22(4):396-408
5. Kleemann PP, Jantzen JP. High fresh gas flow damages epithelia – minimal flow does not. An experimental study in swine. Eur J Anaesthesiol. 1994;9:149-50.
6. International Organization for Standardization. Anaesthetic and respiratory equipment-heat and moisture exchangers (HMEs) for humidifying respired gases in humans – Part 1: HMEs for use with minimum tidal volumes of 250 ml. ISO 9360-1. Geneva: Geneva Technical Committee; 2000.
7. European Committee for Standardization. Breathing system filters for anaesthetic and respiratory use – part 2: non-filtration aspects, EN ISO 23328-2:2002. 2002.
8. Internationale Organisation für Normung. ISO 8835-2: Systeme für die Inhalationsanästhesie - Teil 2: Anästhesie-Atemsysteme, 2007-08. 2007.
9. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert Koch-Institut (RKI); Bundesinstitut für Arzneimittel und Medizinprodukte (BfArM). Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2001;44:1115-26. Available from: http://www.vanguard-healthcare.com/mm/RKI-BfArM_Empfehlung_2001.pdf
10. Heeg P, Daschner F. Bakteriologische Untersuchungen an benutzten Narkosegeräten. Hyg Med. 1986;11:470-2.
11. Dryden GE. Risk of contamination from the anesthesia circle absorber: an evaluation. Anesth Analg. 1969;48(6):939-43. DOI: 10.1213/0000539-196911000-00010
12. Phillips I, Spencer G. Pseudomonas aeruginosa cross-infection due to contaminated respiratory apparatus. Lancet. 1965;286(7426):1325-7. DOI: 10.1016/S0140-6736(65)92344-5
13. Hübner NO, Daeschlein G, Kobayashi H, Musatkin S, Kohlheim U, Gibb A, Assadian O, Kramer A, Lehmann C. Microbiological safety and cost-effectiveness of weekly breathing circuit changes in combination with heat moisture exchange filters: a prospective longitudinal clinical survey. J Infect Chemother. In review.
14. Grote J, Vanoli C, Bühler M, Grehn M, Ruef C. Bacterial contamination of the ventilator circuit of anaesthesia apparatus during rebreathing. Hyg Med. 1995;20:67-73.
15. Ibrahim JJ, Perceval AK. Contamination of anaesthesia tubing – a real hazard? Anaesth Intensive Care. 1992;20(3):317-21.
16. Tabel H, Wurche T, Martiny H, Kegel H, Rüdén H. Mikrobiologische Untersuchungen an Beatmungs- und Narkosegeräten. Hyg Med. 1986;11:352.
17. Rathgeber J, Kietzmann D, Mergeryan H, Hub R, Züchner K, Kettler D. Prevention of patient bacterial contamination of anaesthesia-circle-systems: a clinical study of the contamination risk and performance of different heat and moisture exchangers with electret filter (HMEF). Eur Anaesthesiol. 1997;14(4):368-78. DOI: 10.1097/00003643-199707000-00005
18. Chant K, Kociuba K, Munro R, Kerridge R, Wyland M, Miller G, Turner I, Brown J, Baird L, Locarnini S, Bowden S, Kenrick KG, Maidment C. Investigation of possible patient-to-patient transmission of hepatitis C in a hospital. N S W Public Health Bull. 1994;5(5):47-51. DOI: 10.1071/NB94020
19. Joseph JM. Disease transmission by inefficiently sanitized anesthetizing equipment. JAMA. 1952;149:1196.
20. Hovig B. Lower respiratory tract infections associated with respiratory therapy and anaesthesia equipment. J Hosp Inf. 1981;2:301-5. DOI: 10.1016/0195-6701(81)90063-3
21. Olds JW, Kisch AL, Eberle BJ, Wilson JN. Pseudomonas aeruginosa respiratory tract infection acquired from a contaminated anesthesia machine. Am Rev Resp Dis. 1972;105:629-32.
22. Pozzi R, De Berardis B, Paoletti L, Guastadisegni C. Inflammatory mediators induced by coarse (PM_{2.5-10}) and fine (PM_{2.5}) urban air particles in RAW 264.7 cells. Toxicology. 2003;183(1-3):243-54. DOI: 10.1016/S0300-483X(02)00545-0
23. Kranabetter R, Leier M. Gesundheitsrelevanz von Aerosolpartikeln im Narkoseequipment: Teilchenkonzentration von trockenem gegenüber feuchtem Absorberkalk im Narkosegerät. Management Krankenh. 2008;11:39.
24. Frankenberger H, Schulze M. Wasserdurchlässigkeit von Beatmungsfiltren. Anaesthesist. 1995;44(8):581-4. DOI: 10.1007/s001010050192
25. Carter JA. The reuse of breathing systems in anesthesia. Respir Care Clin N Am. 2006;12(2):275-86.
26. Thiessen RJ. Filtration of respired gases: theoretical aspects. Respir Care Clin N Am. 2006;12(2):183-201.
27. Rathgeber J. Konditionierung der Atemgase bei intubierten Patienten in Anästhesie und Intensivmedizin [Habilitation]. Göttingen: Georg-August-Universität, Fachbereich Medizin; 1997.
28. European Committee for Standardization. Breathing system filters for anaesthetic and respiratory use – part 1: salt test method to assess filtration performance, EN ISO 23328-1:2003. 2003.
29. National Institute for Occupational Safety and Health. Respiratory Protective Devices. Code of Federal Regulations, Title 42, Part 84. Morgantown (WV); 1995.
30. Wilkes AR. Measuring the filtration performance of breathing system filters using sodium chloride particles. Anaesthesia. 2002;57(2):162-8. DOI: 10.1046/j.1365-2044.2002.02328.x
31. Bremer SJ. Entwicklung und Evaluation einer mikrobiologischen Testmethode zur Bestimmung der Keimretentionsfähigkeit von Atemsystemfiltren [Dissertation]. Göttingen: Universität; 2005.
32. Lumley J, Holdcroft A, Gaya H, Darlow HM, Adams DJ. Expiratory bacterial filters. Lancet. 1976;308(7975):22-3. DOI: 10.1016/S0140-6736(76)92971-8
33. Société française d'anesthésie et de réanimation. Recommandations concernant l'hygiène en anesthésie. Paris: Sfar; 1997. Available from: <http://www.sfar.org/article/6/recommandations-concernant-l-hygiene-en-anesthesie>
34. Johanson WG, Pierce AK, Sanford JP, Thomas GD. Nosocomial respiratory infections with gram-negative bacilli. The significance of colonization of the respiratory tract. Ann Intern Med. 1972;77(5):701-6.

35. Chalou J. Low humidity and damage to tracheal mucosa. *Bull N Y Acad Med.* 1980;56(3):314-22.
36. Chalou J, Loew DA, Malebranch J. Effects of dry anaesthetic gases on tracheobronchial ciliated epithelium. *Anaesthesiol.* 1972;37(3):338-43. DOI: 10.1097/00000542-197209000-00010
37. Marfatia S, Donahoe PK, Hendren WH. Effect of dry and humidified gases on the respiratory epithelium in rabbits. *J Pediatr Surg.* 1975;10(5):583-92. DOI: 10.1016/0022-3468(75)90360-7
38. Wilkes AR. The moisture-conserving performance of breathing system filters in use with simulated circle anaesthesia breathing systems. *Anaesthesia.* 2004;59(3):271-7. DOI: 10.1111/j.1365-2044.2004.03613.x
39. Kranabetter R, Leier M, Kammermeier D, Krodel U. HME-Filter versus patientenbezogener Wechsel der Beatmungsschlauchsysteme von Narkosegeräten. Eine Kosten-Nutzen-Analyse. *Anaesthesist.* 2006;55(5):561-7. DOI: 10.1007/s00101-006-0982-y
40. Loftus RW, Koff MD, Burchman CC, Schwartzman JD, Thorum V, Read ME, Wood TA, Beach ML. Transmission of pathogenic bacterial organisms in the anesthesia work area. *Anesthesiol.* 2008;109(3):399-407. DOI: 10.1097/ALN.0b013e318182c855
41. Werkgroep Infectie Preventie. Preventie van Infecties met HIV en andere Micro-Organismen bij Anesthesie en Intensive Care. Leiden: Stichting Werkgroep Infectie Preventie; 1991. (Richtlijn van de Werkgroep Infectie Preventie ;No 46).
42. Association of Anaesthetists of Great Britain and Ireland. A report received by council of the association of anaesthetists on blood borne viruses and anaesthesia: an update. 1996. Available from: <http://www.aagbi.org/publications/guidelines/archive/docs/hivinsert96.pdf>
43. Hajjar J, Loctin H, Goulet D. Clauses techniques pour l'achat d'un filtre échangeur de chaleur et d'humidité destinée à la ventilation en anesthésie. Société française d'anesthésie réanimation [Technical requirement for purchasing a heat-and moisture-exchange filter for mechanical ventilation under anaesthesia]. *Ann Fr Anesth Reanim.* 2000;19(7):556-60.
44. CDC HICPAC. Draft Guideline for Environmental Infection Control in Healthcare Facilities. 2001.
45. Guidelines for preventing the transmission of Mycobacterium tuberculosis in health-care facilities, 1994. Centers for Disease Control and Prevention. *MMWR Recomm Rep.* 1994;43(RR-13):1-132. Available from: <http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/00035909.htm>
46. Jensen PA, Lambert LA, Iademarco MF, Ridzon R. Guidelines for Preventing the Transmission of Mycobacterium tuberculosis in Health-Care Settings. *MMWR.* 2005;54(RR17):1-141. Available from: <http://www.cdc.gov/mmwr/pdf/rr/rr5417.pdf>
47. Bass JB Jr, Farer LS, Hopewell PC, O'Brien R, Jacobs RF, Ruben F, Snider DE Jr, Thornton G. Treatment of tuberculosis and tuberculosis infection in adults and children. American Thoracic Society and The Centers for Disease Control and Prevention. *Am J Respir Crit Care Med.* 1994;149(5):1359-74.
48. Ministry of Health and Long-Term Care. Directives to all Ontario acute care hospitals for high-risk procedures in critical care areas during a SARS outbreak: Directive 03-06 May 1, 2003. Ontario: SARS Provincial Operations Centre; 2003. Available from: <http://www.sars.medtau.org/critical%20care%20directives.pdf>
49. Respiratory Society. SARS Patients Respiratory Failure Care Procedure. Taiwan; 2003.
50. Baum J, Züchner K, Hölscher U, Sievert B, Stanke HG, Gruchmann T, Rathgeber J. Klimatisierung von Narkosegasen bei Einsatz unterschiedlicher Patientenschlauchsysteme. *Anaesthesist.* 2000;49(5):402-11. DOI: 10.1007/s001010070108
51. Tablan OC, Anderson LJ, Arden NH, Breiman RF, Butler JC, McNeil MM; Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for prevention of nosocomial pneumonia. Part I. Issues on prevention of nosocomial pneumonia. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 1994;15(9):587-627. DOI: 10.1086/646989
52. Joseph JM. Disease transmission by inefficiently sanitized anesthetizing apparatus. *J Am Med Assoc.* 1952;149(13):1196-8.

Corresponding author:

Prof. Dr. med. Axel Kramer
Institute for Hygiene and Environmental Medicine,
Ernst-Moritz-Arndt-University Greifswald,
Walther-Rathenau-Str. 49 a, 17489 Greifswald, Germany,
Tel.: +49-(0)3834-515542, Telefax: +49-(0)3834-515541
kramer@uni-greifswald.de

Please cite as

Kramer A, Kranabetter R, Rathgeber J, Züchner K, Assadian O, Daeschlein G, Hübner NO, Dietlein E, Exner M, Gründling M, Lehmann C, Wendt M, Graf BM, Holst D, Jatzwauk L, Puhmann B, Welte T, Wilkes AR. Infection prevention during anaesthesia ventilation by the use of breathing system filters (BSF): Joint recommendation by German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI). *GMS Krankenhaushygiene Interdisziplinär.* 2010;5(2):Doc13. DOI: 10.3205/dgkh000156, URN: urn:nbn:de:0183-dgkh0001561

This article is freely available from

<http://www.egms.de/en/journals/dgkh/2010-5/dgkh000156.shtml>

Published: 2010-09-21

Copyright

©2010 Kramer et al. This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/deed.en>). You are free: to Share – to copy, distribute and transmit the work, provided the original author and source are credited.

Infektionsprävention bei der Narkosebeatmung durch Einsatz von Atemsystemfiltern (ASF): Gemeinsame Empfehlung der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V. (DGKH) und der Deutschen Gesellschaft für Anästhesiologie und Intensivmedizin e.V. (DGAI)

Zusammenfassung

Von einer gemeinsamen Arbeitsgruppe der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V. (DGKH) und der Deutschen Gesellschaft für Anästhesiologie und Intensivmedizin e.V. (DGAI) wurden nachfolgende Grundsätze zur Infektionsprävention bei der Narkosebeatmung erarbeitet. Der Atemsystemfilter (ASF) ist nach jedem Patienten zu wechseln. Für die Abscheideleistung des ASF werden für luftgetragene Partikel Filtrationswerte >99%, für Flüssigkeit Retentionswerte bis zu Drücken von mindestens 60 hPa (=60 mbar) oder 20 hPa oberhalb des gewählten maximalen Beatmungsdrucks im Narkosesystem empfohlen.

Das Narkoseschlauchsystem kann bis zu 7 Tagen eingesetzt werden, sofern seine Funktionalität weiterhin gegeben ist und der Hersteller das in der Gebrauchsanweisung erlaubt.

Der sofortige Wechsel von Schlauchsystem und Handbeatmungsbeutel nach der Narkose ist erforderlich bei Vorliegen oder Verdacht einer meldepflichtigen Infektionskrankheit mit Übertragungsmöglichkeit (z.B. Tuberkulose, akute Virushepatitis, Masern, Virusgrippe), bei Infektion und/oder Kolonisation der Atemwege mit multiresistenten Erregern oder bei Infektion der oberen bzw. tiefen Atemwege.

Ebenso sind bei sichtbarer Verschmutzung, z.B. Blut, oder bei Defekt der ASF und das Narkoseschlauchsystem zu wechseln und die Atemgas führenden Komponenten des Narkosegeräts hygienisch aufzubereiten. Die indikationsgerechte Durchführung der Händedesinfektion besitzt einen hohen Stellenwert.

Alle Handkontaktflächen an der Narkosegerätschaft sind nach jedem Patienten desinfizierend aufzubereiten.

Anmerkung: Die deutschsprachige Fassung der Empfehlung befindet sich in der Zeitschrift "Anästhesiologie Intensivmedizin Notfallmedizin Schmerztherapie" im Druck.

Schlüsselwörter: Anforderungen an Atemsystemfilter, Wechsel von Narkoseschlauchsystem, Händehygiene, Desinfektion, Handkontaktflächen

Axel Kramer¹
Rainer Kranabetter²
Jörg Rathgeber³
Klaus Züchner⁴
Ojan Assadian¹
Georg Daeschlein¹
Nils-Olaf Hübner¹
Edeltrut Dietlein⁵
Martin Exner⁵
Matthias Gründling⁶
Christian Lehmann⁶
Michael Wendt⁶
Bernhard Martin Graf⁷
Dietmar Holst⁸
Lutz Jatzwauk⁹
Birgit Puhlmann¹⁰
Thomas Welte¹¹
Antony R. Wilkes¹²

1 Institut für Hygiene und Umweltmedizin der Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Greifswald, Deutschland

2 Klinikum Nürnberg, Deutschland

3 Anästhesiologie und Operative Intensivmedizin, Albertinen-Krankenhaus Hamburg, Deutschland

4 Medizintechnischer Service, Universitätsmedizin Göttingen, Deutschland

5 Institut für Hygiene und Öffentliche Gesundheit, Universität Bonn, Deutschland

- 6 Klinik und Poliklinik für Anästhesiologie und Intensivmedizin, Universität Greifswald, Deutschland
- 7 Klinik für Anästhesiologie, Universität Regensburg, Deutschland
- 8 Klinik für Anästhesie und Intensivmedizin, Klinik GmbH Hamburg, Deutschland
- 9 Krankenhaushygiene, Universitätsklinikum Dresden, Deutschland
- 10 Klinik und Poliklinik für Anästhesiologie und Intensivmedizin, Charité Berlin, Deutschland
- 11 Klinik für Pneumologie, Medizinische Hochschule Hannover, Deutschland
- 12 Universität Cardiff, Vereinigtes Königreich

Präambel

In der Verantwortung der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V. (DGKH) und der Deutschen Gesellschaft für Anästhesiologie und Intensivmedizin e.V. (DGAI) wurde eine interdisziplinäre Arbeitsgruppe zur Erarbeitung von Empfehlungen für die Infektionsprävention bei der Narkosebeatmung durch Einsatz von Atemsystemfiltern (ASF) gebildet. Als externer Berater hat Dr. A. R. Wilkes, Cardiff, UK, mitgewirkt.

Mitglieder der Arbeitsgruppe: Prof. Dr. med. A. Kramer* (Institut für Hygiene und Umweltmedizin der Universität Greifswald), R. Kranabetter** (Klinikum Nürnberg), Prof. Dr. med. J. Rathgeber** (Anästhesiologie und Operative Intensivmedizin Albertinen-Krankenhaus Hamburg) und Dr. rer. nat. K. Züchner** (Medizintechnischer Service, Universitätsmedizin Göttingen) (Red.)

Prof. Dr. med. O. Assadian*, Dr. med. G. Daeschlein* und Dr. med. N.-O. Hübner* (Institut für Hygiene und Umweltmedizin der Universität Greifswald), Dr. med. E. Dietlein*, Prof. Dr. med. M. Exner* (Institut für Hygiene und Öffentliche Gesundheit der Universität Bonn), Dr. med. M. Gründling**, Prof. Dr. med. Ch. Lehmann** und Prof. Dr. med. M. Wendt** (Klinik und Poliklinik für Anästhesiologie und Intensivmedizin der Universität Greifswald), Prof. B. M. Graf** (Klinik für Anästhesiologie, Universität Regensburg), PD Dr. med. D. Holst** (Klinik für Anästhesie und Intensivmedizin Klinik GmbH Hamburg), Dr. med. L. Jatzwauk* (Krankenhaushygiene des Universitätsklini-

kums Dresden), Dr. med. B. Puhlmann** (Klinik und Poliklinik für Anästhesiologie und Intensivmedizin der Charité Berlin), Dr. med. T. Welte** (Klinik für Pneumologie der medizinischen Hochschule Hannover) und Dr. A.R. Wilkes***, PhD (Cardiff University, Cardiff).

*für die DGKH **für die DGAI ***externer Berater

Kategorisierung der Empfehlungen: Die jeweilige Evidenz der Empfehlungen wird mittels Kategorisierung gemäß der Richtlinie der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (Stand April 2004), herausgegeben vom Robert Koch-Institut (RKI) Berlin, verdeutlicht. Es bedeuten:

Kategorie I: Nachdrückliche Empfehlung. IA: Die Empfehlungen basieren auf gut konzipierten experimentellen oder epidemiologischen Studien, **IB:** Die Empfehlungen werden von Experten und aufgrund eines Konsensusbeschlusses der Arbeitsgruppe als effektiv angesehen und basieren auf gut begründeten Hinweisen für deren Wirksamkeit. Eine Einteilung ist auch dann möglich, wenn noch keine Studien vorliegen.

Kategorie II: Eingeschränkte Empfehlung. Die Empfehlungen basieren teils auf hinweisenden klinischen oder epidemiologischen Studien, teils auf nachvollziehbaren theoretischen Begründungen oder Studien.

Kategorie III: Keine Empfehlung oder ungelöste Frage: Maßnahmen, über deren Wirksamkeit nur unzureichende Hinweise vorliegen oder bislang kein Konsens besteht.

Kategorie IV: Rechtliche Vorgaben.

Zielsetzung

Die Narkosebeatmung ist durch die hohe Wechselfrequenz der Patienten an den Narkosegeräten mit dem Risiko der Kreuzkontamination und nachfolgender Infektion gekennzeichnet. Da sowohl in der CDC Guideline [2] als auch in der Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert-Koch-Institut (RKI) der Gesamtkomplex der Präventionsmaßnahmen nosokomialer Pneumonien behandelt wird [1], beschränkt sich die vorliegende Empfehlung auf die Auswertung des inzwischen erschienenen Schrifttums zur Anwendung von Atemsystemfiltern (ASF) als Alternative zum Wechsel des Narkoseschlauchsystems nach Verwendung an einem Patienten und zur hygienischen Aufbereitung der Atemgas führenden Systeme des Narkosegeräts. Aus dieser Zielsetzung des Filtereinsatzes werden die Anforderungen an ASF und ihre Einsatzmöglichkeiten abgeleitet. Auf weitere Präventionsmaßnahmen wird nur hingewiesen, sofern sie als Voraussetzung für den sicheren Einsatz von ASF ohne Wechsel des Narkoseschlauchsystems anzusehen sind.

Empfehlungen zum Einsatz von Atemsystemfiltern (ASF)

Der Einsatz geeigneter ASF zwischen Endotrachealtubus und Narkosesystem und die Einhaltung geeigneter Desinfektionsmaßnahmen an allen Kontaktstellen der Narkosegerätschaft stellen, zusammen angewendet, eine sichere und kostengünstige Alternative zur Verwendung jeweils neuer oder frisch aufbereiteter Narkoseschlauchsysteme und zur Aufbereitung der Atemgas führenden Komponenten des Narkosegeräts nach jedem Einsatz am Patienten dar (IB) und tragen zur Prozessoptimierung bei.

Grundsätze

- Der ASF ist nach jedem Patienten zu wechseln (IB, IV). Die Herstellerangaben bezüglich der Standzeiten sind einzuhalten (IV).
- Für die Abscheideleistung für luftgetragene Partikel, gemessen nach ISO 23 328-1, werden Filtrationswerte >99% empfohlen (II).
- Für die Rückhalteleistung des ASF für Flüssigkeit [3] werden Retentionswerte bis zu Drücken von mindestens 60 hPa (=60 mbar) oder 20 hPa oberhalb des gewählten maximalen Beatmungsdrucks im Narkosesystem empfohlen (II). Dieser Wert kann sich ändern, wenn die minimale Rückhalteleistung in einem internationalen Standard definiert wird.
- Die absaugende Atemgasmessung und/oder die Atemwegdruckmessung sollen auf der Maschinenseite des ASF erfolgen (II).
- Bei der Narkosebeatmung soll ausreichende Atemgasklimatisierung gewährleistet sein; ASF allein gewährleisten das in der Regel nicht. Die Atemgasklimatisierung kann bei der Narkosebeatmung dadurch sichergestellt werden, dass der Frischgasflow so gering wie möglich gewählt wird [4], [5] (IB).
- In der Pädiatrie bzw. Neonatologie ist die Atemgasklimatisierung besonders sorgfältig zu beachten. Bei kleinen Tidalvolumina ist dafür die Reduzierung des Frischgasflows allein nicht ausreichend, sie muss daher mit anderen Methoden sichergestellt werden, z.B. mit geeigneten HME, die aber möglicherweise keine oder nur begrenzte Filtrations- und Flüssigkeitsretentionseigenschaften aufweisen. Zur Vermeidung der CO₂-Rückatmung muss der Totraum bei diesen Patienten außerdem sehr gering sein; in der Neonatologie verbietet sich oft jeder zusätzliche Totraum überhaupt. In diesem Dilemma ist der Atemgasklimatisierung mit HME, ggf. als Einlage im Tubusadapter, der Vorzug zu geben und der hygienische Schutz des Patienten durch Verwendung eines neuen bzw. frisch aufbereiteten Schlauchsystems zu gewährleisten (II).
- Der Atemwiderstand der Filter sollte so gering wie möglich sein, (Ermittlung der Kennwerte gemäß ISO 9360-1 [6] oder EN ISO 23328-2 [7]). Dabei muss beachtet werden, dass gemäß ISO 8835-2 [8] im kompletten Schlauchsystem einschließlich ASF ein Atemwiderstand ≤ 6 hPa/l/s einzuhalten ist (≤ 6 mbar/l/s).
- Das Totraumvolumen soll so gering wie möglich sein (IB) (Ermittlung der Kennwerte gemäß ISO 9360-1 [6] oder EN ISO 23328-2 [7]). Da es noch keine Norm zur Bestimmung des Totraumvolumens von ASF und HME für Atemzugvolumina <250 ml gibt, muss beim beabsichtigtem Einsatz in diesem Bereich der ASF vom Hersteller dafür zugelassen sein (IV).
- Der Einsatz steriler ASF ist nicht erforderlich, eine Herstellung unter Reinraumbedingungen gemäß ISO EN DIN 14644-1 ist ausreichend (II).
- Bei mehrstündiger Operationsdauer (ab etwa 2–3 h) ist der Einsatz von Wasserfallen sinnvoll (II).
- Alle Handkontaktflächen an der Narkosegerätschaft sind gemäß den Anforderungen an die Aufbereitung von Medizinprodukten der semikritischen Einstufung A [9] desinfizierend aufzubereiten (IB).
- Bei sichtbarer Verschmutzung, z.B. Blut oder bei Defekt, sind der ASF und ebenso das Narkoseschlauchsystem zu wechseln und die das Atemgas führenden Komponenten des Narkosegeräts nach Herstellerangaben hygienisch aufzubereiten (IB).
- Zur Ausschaltung von Übertragungsrisiken bei der Narkosebeatmung sind die in der Tabelle zusammengefassten Grundsätze der Händehygiene sorgfältig einzuhalten (Tabelle 1).

Anwendungshinweise

Wechsel des ASF

Der ASF ist nach jedem Patienten zu wechseln (IB, IV). Die Herstellerangaben bezüglich der Standzeiten sind einzuhalten (IV).

Tabelle 1: Infektionsprävention bei der Narkosebeatmung durch Händehygiene [1], [2]

Maßnahme	Empfehlung	Grad der Empfehlung
Schulung und Training	für gesamtes Team differenziert nach Qualifizierung erforderlich	IA
Hygienische Händedesinfektion	vor und nach jedem Patientenkontakt sowie Kontakt mit Schleimhäuten, respiratorischem Sekret oder Gegenständen, die mit solchem kontaminiert sind	IA
Keimarme Einmalhandschuhe	bei Kontakt mit Schleimhäuten, resp. Sekret, kontaminierten Gegenständen	IV
	zur Intubation	IA/IV
	zu endotrachealem Absaugen	IB/IV
	Handschuhwechsel zwischen zwei Patienten	IA
	sterile Einmalkatheter innerhalb desselben Absaugvorgangs bei Reinsertion mit steriler Flüssigkeit spülen, aseptische Arbeitsweise	IA

Der ASF kann beim Transport des Patienten und zur Nachbeatmung auf der Intensivstation weiterhin eingesetzt werden. Für die Dauer des Einsatzes des ASF bei Nachbeatmung ohne Rückatmung, z.B. in Aufwachraum oder auf der Intensivstation, ist zu bedenken, dass ASF in der Regel selbst keine guten Wärme und Feuchtigkeit austauschende Eigenschaften besitzen. Bei längerer Nachbeatmung muss für ausreichende Atemgasklimatisierung Sorge getragen werden, z.B. mit HME oder aktiven Anfeuchtern.

Wechsel des Schlauchsystems

Das Schlauchsystem und der Handbeatmungsbeutel werden sofort im Anschluss an die jeweilige Narkose gewechselt, wenn folgende Situation einschließlich des Verdachts darauf vorliegt:

- meldepflichtige Infektionskrankheit nach § 6 IfSG mit Übertragungsmöglichkeit durch das Schlauchsystem und den Handbeatmungsbeutel, z.B. Tuberkulose, akute Virushepatitis, Masern, Virusgrippe (IB)
- Infektion und/oder Kolonisation der Atemwege mit einem dokumentationspflichtigen multiresistenten Erreger nach § 23 IfSG, z.B. MRSA, VRE, ESBL (II)
- Infektion der oberen bzw. tiefen Atemwege (II)

Solche Patienten sollen – wenn möglich – am Ende des OP-Programms operiert werden, danach erfolgt der Austausch von Schlauchsystem und Handbeatmungsbeutel. Bei Einhaltung dieser Maßnahmen kann das Narkoseschlauchsystem beim aktuellen Wissensstand bis zu 7 Tagen eingesetzt werden, sofern es seine übrige Funktionalität, z.B. Dichtigkeit, weiterhin erfüllt (IB) und es der Hersteller in der Gebrauchsanweisung gestattet. Des Weiteren gelten uneingeschränkt die Empfehlungen zur Prävention der nosokomialen Pneumonie [2].

Aufbereitung des Narkosegeräts

Wird kein ASF eingesetzt oder wurden die obigen Grundsätze nicht eingehalten, muss das Narkoseschlauchsystem nach jedem Patienten gewechselt und das Narkose-

kreissystem (Atemsystem) entsprechend den Herstellerangaben aufbereitet werden (IV).

Ansonsten ist beim Einsatz von ASF eine Aufbereitung des Geräteinneren (Atemsystem) nicht erforderlich; Ausnahme: Reparatur mit Eröffnung (IB) [1].

Erläuterungen

1 Infektionsrisiken durch die Narkosebeatmung

1.1 Exogen

Freisetzung von Tröpfchenkernen bzw. Aerosolen

Krankheitserreger können direkt vom Patienten in die Umgebung freigesetzt oder über das Personal übertragen werden. Nach Anwendung am Patienten können daher alle atemgasführenden Teile des Narkosesystems mit Krankheitserregern kontaminiert sein, wobei die höchste Belastung patientennah nachweisbar ist [10], [11], [12], [13]. Nach Inhalationsnarkosen ohne ASF betrug die Kontaminationsrate von Narkoseschlauch- und Atemsystem 8–13% [14], [15], [16], [17], darunter jedoch nur selten lungenpathogene Erreger [16]. Das virale Übertragungsrisiko wird als vergleichsweise gering eingeschätzt [1], [2].

In der Ära der insuffizienten Aufbereitung der atemgasführenden Teile des Narkosesystems, speziell der Endotrachealtuben und des Narkoseschlauchsystems, wurden daher vereinzelt Infektionen bzw. Ausbrüche über kontaminierte Systeme veröffentlicht [12], [18], [19], [20], [21]. Stäube (z.B. Absorberkalkstaub, Abrieb), die mit den Narkosebeatmungsgasen transportiert werden können, haben mit ihren oft aggressiven Eigenschaften eine proinflammatorische Wirkung, wodurch sie die Schleimhautbarrieren schwächen und das Infektionsrisiko erhöhen können [22]. Eigene Aerosolpartikelmessungen im Narkoseschlauchsystem (Fraunhofer Institut Neuherberg) haben eine geringe Aerosolpartikelbelastung von

$<0,5/\text{cm}^3$ sowohl bei trockenem als auch kaltem Absorbalk ergeben [23]. Durch ASF kann eine zusätzliche Minimierung dieser Belastung erreicht werden.

Flüssigkeitsgetragene Infektion

Erregerreiche oder potenziell erregerehaltige Körperflüssigkeiten, z.B. Speichel, Blut, Sputum etc., können während der Narkosebeatmung vom Patienten in das Narkosesystem eingebracht werden [10], [17], [18], sofern keine geeigneten ASF verwendet werden. Das kann durch Patientenlagerung, krankheitsbedingt vermehrte Sekretproduktion und Blutfreisetzung sowie Fehlintonation und/oder traumatische Intubation verstärkt werden. Des Weiteren wird im Rückatmungs-Narkose-Beatmungssystem durch die CO_2 -Absorption Feuchtigkeit freigesetzt, die über die Dauer des Eingriffs kondensiert. Pro Stunde fallen in einem unbeheizten Atemsystem etwa 15–20 ml Wasser an [24], das je nach Frischgasflow im Kreissystem verbleiben kann und sich vornehmlich in den tiefliegenden Beugen der Beatmungsschläuche sammelt.

1.2 Endogen

Aspiration: Während der Narkose sammeln sich erregerehaltiger Speichel, Trachealsekret und ggf. Blut mit Gefahr ihrer Aspiration.

2 Einsatz von Atemsystemfiltern (ASF)

Die Verbindungsstelle von Tubus und Narkoseschlauchsystem wird sowohl von den In- als auch den Expirationsgasen bei der Beatmung durchströmt. Dies ist daher die geeignete Schnittstelle, an der durch den Einsatz von ASF der Transport von mikrobieller und partikulärer Kontamination innerhalb der Atemgas führenden Komponenten des Beatmungssystems in jede Strömungsrichtung effektiv verhindert werden kann. ASF sollen die aerogene und fluide Passage von Krankheitserregern in beide Richtungen unterbinden, den Atemwegswiderstand und -totraum nicht unphysiologisch heraufsetzen und zur Atemgasklimatisierung beitragen.

2.1 Aufbau und Funktion von Atemsystemfiltern

ASF sind für die Abscheidung von Aerosolen aus den Beatmungsgasen konstruiert. Das Filtermedium ist als dreidimensionales Tiefenfilter ausgebildet. Es wird von einem gasdichten Gehäuse umschlossen, das mit genormten Anschlussknoten einerseits die Verbindung mit dem Tubus des Patienten, andererseits mit dem Schlauchsystem ermöglicht. Klinisch relevante Kenndaten von ASF sind Totraum und Gasflusswiderstand, die nach ISO 23328-2 [7] ermittelt werden. Im Filtergehäuse können zur Verbesserung der Atemgasklimatisierung zusätzlich wärme- und feuchtigkeitstauschende Komponenten integriert sein, diese Kombination wird als Heat and Moisture Exchanger Filter (HME-F) bezeichnet. Beatmungsschläu-

che werden heute bis zu 7 Tagen an demselben Narkosebeatmungsgerät genutzt [25]. Durch Reduktion des Frischgasflows wird ein Teil des Expirationsgases über den CO_2 -Absorber geleitet. Dort bildet sich unter Wärme-freisetzung Wasser nach der Brutto Reaktionsgleichung $\text{CO}_2 + \text{Ca}(\text{OH})_2 \rightarrow \text{CaCO}_3 + \text{H}_2\text{O}$. Moderne CO_2 -Absorber verbleiben bis zur kompletten Erschöpfung des Atemkalks in Betrieb. Es ist daher nicht unwahrscheinlich, dass sich im Atemsystem größere Mengen Flüssigkeit ansammeln, in der sich eingeatmete Bakterien sogar vermehren können; Viren haben diese Fähigkeit nicht. Zur Beurteilung der Eignung von ASF müssen daher sowohl aerogene als auch fluide Transportprozesse betrachtet werden.

Aerogene Filtration

Aerosole sind eine Suspension von flüssigen oder festen Partikeln in einem Gas. Ihre meist polydisperse Verteilung kann sich über einen weiten Größenbereich erstrecken. Flüssige Partikel sind in der Regel kugelförmig, der Durchmesser wird durch die Oberflächenspannung der Flüssigkeit und den Dampfpartialdruck in der Umgebung beeinflusst. Durch Verdunsten oder Kondensation der Flüssigkeit ist die Größe flüssiger Partikel veränderlich; es können auch unterschiedlich viele Mikroorganismen in einem Tröpfchen enthalten sein. Feste Partikel können sehr unterschiedliche, unregelmäßige Formen annehmen. Die Filtration für Aerosole resultiert aus dem Zusammenwirken verschiedener Mechanismen [26]: Ist der Durchmesser des Teilchens entsprechend groß, kann es vom Filtermaterial bereits dicht an der Oberfläche zurückgehalten werden (Siebfiltration). Kleinere Partikel können auf Grund ihrer Masse den Richtungsänderungen der strömenden Trägerluft um die Filterfasern während der Passage nicht immer folgen und werden tiefer im Filtermaterial adsorbiert (Trägheitsfiltration). Noch kleinere Partikel, z.B. im Größenbereich von Viren, unterliegen der Brownschen Molekularbewegung. Dadurch erhöht sich ihr virtueller Durchmesser, was sie wiederum in Kontakt mit dem Filtermedium bringt, wo sie ebenfalls adsorbiert werden (Diffusionsfiltration). Mit diesen Mechanismen werden die so genannten mechanischen Filter charakterisiert. In dafür geeigneten Filtermaterialien kann die Filtrationsleistung durch Ein- oder Aufbringung elektrischer Ladung zusätzlich erhöht werden, wodurch gegenpolare Teilchen angezogen und gebunden werden (Elektretfilter). Durch die räumliche Wirkung dieser Ladungen ist bei ähnlicher aerogener Abscheideleistung eine im Vergleich zu mechanischen Filtern offenere Struktur des Filtermaterials möglich. Die durch die elektrostatischen Kräfte verstärkten Filtrationseigenschaften von Elektretfiltern werden durch Sterilisation mit Gammastrahlen aufgehoben [27]. Die Addition der beschriebenen Filtrationsmechanismen ergibt ein Abscheideverhalten, das sowohl für kleine als auch für große Partikel sehr hoch ist, allerdings bei ca. 0,1–0,3 μm ein Minimum aufweist, die so genannte Filtrationslücke. Aerosole, die einen Durchmesser in dieser Größe, den Most Penetrating Particle Size, MPPS, aufweisen, können das Filtermedium leichter

passieren. Folgerichtig muss die aerogene Filtrationsleistung von ASF mit ungeladenen Testpartikeln dieser Größe ermittelt werden. Die Ergebnisse eines solchen Tests werden daher als „worst case“-Situation angesehen und auf die Abscheideleistung für Mikroorganismen übertragen. EN ISO 23328-1 [28] beschreibt die Testmethode, mit der durch Beaufschlagung mit NaCl Partikeln von 0,1–0,3 µm die Abscheideleistung bestimmt wird. Das National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH) hat bereits 1995 die nach dieser Methode gemessenen Ergebnisse für Atemschutzmasken kategorisiert [29]: N95-Filter halten mindestens 95%, N99-Filter mindestens 99% und N100-Filter mindestens 99,97% der Beaufschlagung mit MPPS-Partikeln zurück. Wilkes [30] hat 33 unterschiedliche ASF-Modelle bei einem der Anästhesie adäquaten Gas Flow von 30 L/min nach dieser Methode mit folgenden Ergebnissen untersucht: Von 24 Elektretfiltern erfüllten 14 nicht die N95-, 8 erfüllten die N95-, 2 die N99- und keiner die N100-Kategorie. Von 9 mechanischen Filtern erfüllten 4 die N99- und 5 die N100-Kategorie.

Flüssigkeitsrückhaltung

Im Gegensatz zur Gaspassage bewirkt die Passage von Flüssigkeiten durch ein ASF eine irreversible Schädigung des Filtermediums, durch die die gesamte hygienische Trennung zwischen Patient und Beatmungssystem aufgehoben wird. Mit der Flüssigkeit passieren auch darin enthaltene Mikroorganismen das beschädigte Filtermedium ungeachtet ihrer Größe oder sonstigen Eigenschaften. Der Durchbruch von Flüssigkeit durch ein ASF erfolgt nach dem „Alles oder Nichts Prinzip“ und muss in der Praxis der Narkosebeatmung ausgeschlossen werden [31]. Wird die gesamte Filteroberfläche von Flüssigkeit bedeckt, könnte der Beatmungsdruck, den das Narkosegerät auf den Flüssigkeitsspiegel ausübt, die Passage durch das Filtermedium bewirken. Es muss also ein geeignetes Filter verwendet werden, das bei den durch die Beatmung erzeugten Drücken keine Flüssigkeit passieren lässt. Typischerweise sind das max. 20–30 hPa (=20–30 mbar), die durch die im Gerät einstellbare Druckbegrenzung vorgewählt werden können. Bis heute existiert kein internationaler Standard zur Messung der Druckgrenze, bis zu der die Flüssigkeitsrückhaltung eines ASF gewährleistet ist. Cann et al. [3] haben für verschiedene ASF den Druck bestimmt, bei dem Wasser das Filtermedium passierte. Der Durchbruch erfolgte bei Elektretfiltern bei Drücken zwischen 3 und 14 hPa, wohingegen mechanische Filter erst bei Drücken zwischen 20 und 133 hPa Wasserdurchbruch zeigten. Das sind substantiell unterschiedliche, sich in den Bereichen nicht überlappende Werte.

2.2 Begründungen der Kennwerte

Vielfach wird die irreführende Bezeichnung „hydrophob“ zur Kennzeichnung des Filtermaterials und zur Klassifizierung verwendet. Damit wird oft gemeint, dass es sich

um Filter mit hohen Flüssigkeitsretentionswerten handelt. Da aber weder „hydrophob“ noch „mechanisch“ definierte Abscheideraten für luftgetragene Partikel oder Rückhaltewerte für potenziell kontaminierte Flüssigkeiten beinhalten, sollte der Gebrauch dieser Bezeichnungen nur in Verbindung mit den Kennwerten des ASF Verwendung finden.

Aerogene Abscheiderate

Es gibt keine internationale Übereinkunft über die minimal erforderliche Abscheideleistung von ASF für Krankheitserreger. In einigen Herstellerangaben findet sich eine Abscheideleistung von 99,95% oder mehr. Lumley et al. [32] empfehlen sogar 99,997% und die französische Gesellschaft für Anästhesie und Intensivmedizin [33] sogar 99,9999%. Da in diesen Arbeiten der MPPS nicht berücksichtigt ist, sind diese Angaben und Anforderungen nicht verwendbar.

Die von der Arbeitsgruppe als aerogene Abscheideleistung empfohlenen >99% (2 log) hat ihre Rationale darin, dass auf der patientenseitigen Filterseite nach Narkosebeatmung max. 30 KBE nachweisbar [13] waren. Daraus lässt sich ableiten, dass luftgetragen nur ein Bruchteil der im Sputum enthaltenen Erregermenge transportiert wird, denn z.B. kann bei Tuberkulose im Trachealsekret bzw. Sputum ein Bakteriengehalt von 5–6 log und in der Summe bei respiratorischen Infektionen 8 log/ml erreicht werden [34]. Die im Kreissystem deponierten Mikroorganismen müssen, um zum nächstfolgenden Patienten zu gelangen, wieder aufgewirbelt werden, das gesamte Kreissystem, incl. CO₂-Absorber und den ASF in Richtung Patient passieren. In Anbetracht dieser Daten ist die empfohlene Abscheiderate von 2 log, also 4 log total, mit ausreichender Sicherheit verbunden.

Bei Narkosebeatmung von Patienten mit meldepflichtigen Infektionskrankheiten nach § 6 IfSG muss aus rechtlichen Gründen das Schlauchsystem gewechselt werden.

Bei Narkosebeatmung von Patienten mit dokumentationspflichtigen Infektionskrankheiten nach § 23 oder bei Patienten mit Infektionen der oberen bzw. tieferen Atemwege sollte ebenfalls das Narkoseschlauchsystem gewechselt werden, um damit jedes Risiko einer Übertragung auszuschließen.

Flüssigkeitsrückhaltung

Es muss ein geeignetes Filter verwendet werden, das bei den durch die Beatmung erzeugten Drücken keine Flüssigkeit passieren lässt. Um eine ausreichenden Sicherheit zu erreichen, sollte die Flüssigkeitsrückhaltung bis zu Drücken erfolgen, die ca. 10–20 hPa (=10–20 mbar) oberhalb der am Gerät vorgewählten Druckbegrenzung liegen.

Nach der Untersuchung von Cann et al. [3] wird die Verwendung von Elektretfiltern in der Narkosebeatmung mit starkem Kondensatanfall nicht empfohlen.

2.3 Atemgasklimatisierung

Die Beatmung mit trockenen Atemgasen führt bereits nach kurzer Zeit durch Austrocknung und Auskühlung der Schleimhaut zur Abnahme der Sekretviskosität und zur Beeinträchtigung der mukoziliären Clearance mit reduzierter Barrierefunktion, sofern keine adäquaten Maßnahmen zur Befeuchtung und Erwärmung der Atemgase durchgeführt werden [4], [5], [35], [36], [37]. Die Klimatisierungseigenschaften von ASF allein reichen in der Regel nicht aus, um die trockenen Atemgase aus einer zentralen Gasversorgungsanlage oder aus Druckgaszylindern ausreichend anzufeuchten. Durch die Reduktion des Frischgasflows wird ein Teil des Expirationsgases über den CO₂-Absorber geleitet. Je geringer der Frischgasflow ist, desto stärker ist die Wasserbildung und die Atemgasklimatisierung [4], [5], [38].

2.4 Besonderheiten in der Pädiatrie und Neonatologie

In der Narkosebeatmung von Kindern und Neugeborenen ist die potenzielle Schädigung der Atemwege durch zu trockene Atemgase noch bedeutsamer, zumal die Anfeuchtung durch Rückatmung in diesen Fällen praktisch ausgeschlossen ist. Weiterhin muss der Totraum des ausgewählten ASF bei der Beatmung beachtet werden, um unerwünschte Rückatmung von CO₂ zu vermeiden. Geeignete mechanische Filter sind für Tidalvolumina unter 250 ml nur sehr eingeschränkt, wenn überhaupt, verfügbar. Hier muss der Atemgasklimatisierung die Priorität gegeben werden, z.B. mit HME oder aktiven Anfeuchtern. Der erforderliche hygienische Schutz kann in diesen Fällen nur durch Verwendung eines frischen Schlauchsystems für jeden dieser Patienten gewährleistet werden.

Einige in der Pädiatrie verwendete HME oder Tubusadapter verfügen über einen Messport an der Patientenseite. Hier werden entweder Messleitungen für Atemwegsdruck oder die absaugende CO₂-Messung angeschlossen. Die Atemwege werden so mit potenziell kontaminierten Geräten ohne die hygienische Barriere des ASF verbunden. Dem muss entweder durch Verwendung einer frischen Messleitung nach jedem Patienten oder durch Anbringung der Messleitung auf der Maschinenseite Rechnung getragen werden

2.5 Biokompatibilität

Ob sich die Inspirationsluft durch die Passage des ASF und des Narkoseschlauchsystems mit Rückständen aus dem Material anreichern kann, ist nicht untersucht. Dementsprechend wird die Prüfung dieser Eigenschaft bisher nicht durchgeführt.

2.6 Nutzungsdauer des Schlauchsystems und Aufbereitung des Narkosekreissystems bei Einsatz von ASF

Bisher wurde bei Einsatz von ASF ein Wechsel des Schlauchsystems nach spätestens 24 h empfohlen [1], [14]. Jedoch ist auf Grund fehlender Innenkontamination des Narkoseschlauchsystems nach dem ASF auch bei 7 d Liegedauer die gleiche Sicherheit gegeben [13]. Die postoperative Pneumonierate bei wöchentlichem Wechsel unterscheidet sich nicht von der Rate bei täglichem Wechsel [39]. Allerdings muss die Funktionalität z.B. in Bezug auf Dichtigkeit etc. entsprechend den DGAI-Leitlinien gewährleistet sein durch

- Prüfung auf ordnungsgemäßen Zustand und Funktionsfähigkeit vor geplantem Betrieb (Gerätecheck A)
- Prüfung auf ordnungsgemäßen Zustand und Funktionsfähigkeit bei Patientenwechsel (Gerätecheck W).

Bei bestimmungsgemäßem Einsatz von geeigneten ASF ist die Aufbereitung des Geräteinnern (Atemsystem, Kreisteil) nicht erforderlich. Als Ausnahme wird die Reparatur mit Eröffnung angesehen, da dort über die Vermeidung einer potenziellen Kontamination in der Regel keine lückenlose Kontrolle besteht.

2.7 Umfeldkontamination

Bei jeder sichtbaren Verschmutzung z.B. mit Blut ist das Narkoseschlauchsystem zu wechseln. Der Atembeutel muss bei einer sichtbaren Kontamination desinfizierend gereinigt oder gewechselt werden [6] [50]. Nach Ende des OP-Programms sind alle Handkontaktflächen des Narkosegerätschaft zu desinfizieren (IB), hierbei sind beim Einsatz von Desinfektionsmitteln die Herstellerangaben zu beachten (IV).

3 Internationale Empfehlungen zum Einsatz von Atemsystemfiltern

Niederlande: 1991 hat die niederländische Werkgroep Infectie Preventie [41] auf Grund der sich abzeichnenden AIDS-Pandemie den Einsatz mechanischer hydrophober Filter (Rückhaltevermögen >5 log) als Alternative zum Wechsel der Narkoseschläuche pro Patient empfohlen.

Großbritannien und Irland: Die Arbeitsgruppe „Blood born viruses and anaesthesia“ der Vereinigung der Anästhesisten Großbritanniens und Irlands hat u.a. auf Grund einer fraglichen Kreuzinfektion mit Hepatitis C Mitte der Neunziger Jahre die bis dahin gängige Praxis, Schlauchsysteme für die Patienten einer OP-Liste zu belassen, kritisch hinterfragt [18]. Im Ergebnis stand die Empfehlung, dass Anästhesisten (nicht sterile) Einmalhandschuhe tragen sollen und entweder das Narkoseschlauchsystem nach jedem Patienten zu wechseln ist oder mechanische ASF zu verwenden sind [42].

Frankreich: Die französische Gesellschaft für Anästhesie und Intensivbehandlung hat 1997 bakterielle und virale

Filter zur Anästhesiebeatmung empfohlen [33]. 3 Jahre später wurde diese Empfehlung so spezifiziert, dass ein hydrophober mechanischer HME-Filter einzusetzen ist, der mindestens einer hydrostatischen Belastung von 50 cm Wassersäule standhält [43].

USA: Die Centers for Disease Control and Prevention (CDC) empfehlen den Einsatz von Filtern in der Anästhesie bei Patienten mit bekannter TB-Infektion [44], [45], [46]. Die von der CDC empfohlenen Filter sind hydrophob und auf Rückhaltung von *Mycobacterium tuberculosis* validiert. Bei ihren Empfehlungen zur Eindämmung von SARS-Infektionen haben die CDC 2003 mangels klarer Erkenntnisse über diese neue Lungenkrankheit auf die Richtlinien zur Behandlung von TB-Patienten verwiesen [47].

Kanada: Das Gesundheitsministerium der Region Ontario hat für alle Patienten mit SARS oder SARS-Verdacht festgelegt, dass ein mechanischer Atemsystemfilter zwischen Patient und Beatmungsgerät zu platzieren ist [48].

Taiwan: Die Respiratory Society empfiehlt für die Beatmung von SARS-Patienten ausdrücklich die Verwendung eines mechanischen Filters [49].

Literatur

1. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention am Robert Koch-Institut. Prävention der nosokomialen Pneumonie. Mitteilung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention am Robert Koch-Institut. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2000;43(4):302-9. DOI: 10.1007/s001030050257
2. Tablan OC, Anderson LJ, Besser R, Bridges C, Hajjeh R. Guidelines for Preventing Health-Care-Associated Pneumonia. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee, 2003. MMWR Recomm Rep. 2004;56(RR03):1-36.
3. Cann C, Hampson MA, Wilkes AR, Hall JE. The pressure required to force liquid through breathing system filters. Anaesthesia. 2006;61(5):492-7. DOI: 10.1111/j.1365-2044.2006.04581.x
4. Kleemann PP. Humidity of Anaesthetic Gases with Respect to Low Flow Anaesthesia. Anaesth Intensive Care. 1994;22(4):396-408
5. Kleemann PP, Jantzen JP. High fresh gas flow damages epithelia – minimal flow does not. An experimental study in swine. Eur J Anaesthesiol. 1994;9:149-50.
6. International Organization for Standardization. Anaesthetic and respiratory equipment-heat and moisture exchangers (HMEs) for humidifying respired gases in humans – Part 1: HMEs for use with minimum tidal volumes of 250 ml. ISO 9360-1. Geneva: Geneva Technical Committee; 2000.
7. European Committee for Standardization. Breathing system filters for anaesthetic and respiratory use – part 2: non-filtration aspects, EN ISO 23328-2:2002. 2002.
8. Internationale Organisation für Normung. ISO 8835-2: Systeme für die Inhalationsanästhesie - Teil 2: Anästhesie-Atemsysteme, 2007-08. 2007.
9. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert Koch-Institut (RKI); Bundesinstitut für Arzneimittel und Medizinprodukte (BfArM). Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2001;44:1115-26. Available from: http://www.vanguard-healthcare.com/mm/RKI-BfArM_Empfehlung_2001.pdf
10. Heeg P, Daschner F. Bakteriologische Untersuchungen an benutzten Narkosegeräten. Hyg Med. 1986;11:470-2.
11. Dryden GE. Risk of contamination from the anesthesia circle absorber: an evaluation. Anesth Analg. 1969;48(6):939-43. DOI: 10.1213/00000539-196911000-00010
12. Phillips I, Spencer G. Pseudomonas aeruginosa cross-infection due to contaminated respiratory apparatus. Lancet. 1965;286(7426):1325-7. DOI: 10.1016/S0140-6736(65)92344-5
13. Hübner NO, Daeschlein G, Kobayashi H, Musatkin S, Kohlheim U, Gibb A, Assadian O, Kramer A, Lehmann C. Microbiological safety and cost-effectiveness of weekly breathing circuit changes in combination with heat moisture exchange filters: a prospective longitudinal clinical survey. J Infect Chemother. In review.
14. Grote J, Vanoli C, Bühler M, Grehn M, Ruef C. Bacterial contamination of the ventilator circuit of anaesthesia apparatus during rebreathing. Hyg Med. 1995;20:67-73.
15. Ibrahim JJ, Perceval AK. Contamination of anaesthesia tubin – a real hazard? Anaesth Intensive Care. 1992;20(3):317-21.
16. Tabel H, Wurche T, Martiny H, Kegel H, Rüden H. Mikrobiologische Untersuchungen an Beatmungs- und Narkosegeräten. Hyg Med. 1986;11:352.
17. Rathgeber J, Kietzmann D, Mergeryan H, Hub R, Züchner K, Kettler D. Prevention of patient bacterial contamination of anaesthesia-circle-systems: a clinical study of the contamination risk and performance of different heat and moisture exchangers with electret filter (HMEF). Eur Anaesthesiol. 1997;14(4):368-78. DOI: 10.1097/00003643-199707000-00005
18. Chant K, Kociuba K, Munro R, Kerridge R, Wyland M, Miller G, Turner I, Brown J, Baird L, Locarnini S, Bowden S, Kenrick KG, Maidment C. Investigation of possible patient-to-patient transmission of hepatitis C in a hospital. N S W Public Health Bull. 1994;5(5):47-51. DOI: 10.1071/NB94020
19. Joseph JM. Disease transmission by inefficiently sanitized anaesthetising equipment. JAMA. 1952;149:1196.
20. Hovig B. Lower respiratory tract infections associated with respiratory therapy and anaesthesia equipment. J Hosp Inf. 1981;2:301-5. DOI: 10.1016/0195-6701(81)90063-3
21. Olds JW, Kisch AL, Eberle BJ, Wilson JN. Pseudomonas aeruginosa respiratory tract infection acquired from a contaminated anaesthesia machine. Am Rev Resp Dis. 1972;105:629-32.
22. Pozzi R, De Berardis B, Paoletti L, Guastadisegni C. Inflammatory mediators induced by coarse (PM2.5-10) and fine (PM2.5) urban air particles in RAW 264.7 cells. Toxicology. 2003;183(1-3):243-54. DOI: 10.1016/S0300-483X(02)00545-0
23. Kranabetter R, Leier M. Gesundheitsrelevanz von Aerosolpartikeln im Narkoseequipment: Teilchenkonzentration von trockenem gegenüber feuchtem Absorberkalk im Narkosegerät. Management Krankenh. 2008;11:39.
24. Frankenberger H, Schulze M. Wasserdurchlässigkeit von Beatmungfiltern. Anaesthesist. 1995;44(8):581-4. DOI: 10.1007/s001010050192
25. Carter JA. The reuse of breathing systems in anaesthesia. Respir Care Clin N Am. 2006;12(2):275-86.
26. Thiessen RJ. Filtration of respired gases: theoretical aspects. Respir Care Clin N Am. 2006;12(2):183-201.

27. Rathgeber J. Konditionierung der Atemgase bei intubierten Patienten in Anästhesie und Intensivmedizin [Habilitationsschrift]. Göttingen: Georg-August-Universität, Fachbereich Medizin; 1997.
28. European Committee for Standardization. Breathing system filters for anaesthetic and respiratory use – part 1: salt test method to assess filtration performance, EN ISO 23328-1:2003. 2003.
29. National Institute for Occupational Safety and Health. Respiratory Protective Devices. Code of Federal Regulations, Title 42, Part 84. Morgantown (WV); 1995.
30. Wilkes AR. Measuring the filtration performance of breathing system filters using sodium chloride particles. *Anaesthesia*. 2002;57(2):162-8. DOI: 10.1046/j.1365-2044.2002.02328.x
31. Bremer SJ. Entwicklung und Evaluation einer mikrobiologischen Testmethode zur Bestimmung der Keimretentionsfähigkeit von Atemsystemfiltern [Dissertation]. Göttingen: Universität; 2005.
32. Lumley J, Holdcroft A, Gaya H, Darlow HM, Adams DJ. Expiratory bacterial filters. *Lancet*. 1976;308(7975):22-3. DOI: 10.1016/S0140-6736(76)92971-8
33. Société française d'anesthésie et de réanimation. Recommandations concernant l'hygiène en anesthésie. Paris: Sfar; 1997. Available from: <http://www.sfar.org/article/6/recommandations-concernant-l-hygiene-en-anesthesie>
34. Johanson WG, Pierce AK, Sanford JP, Thomas GD. Nosocomial respiratory infections with gram-negative bacilli. The significance of colonization of the respiratory tract. *Ann Intern Med*. 1972;77(5):701-6.
35. Chalou J. Low humidity and damage to tracheal mucosa. *Bull N Y Acad Med*. 1980;56(3):314-22.
36. Chalou J, Loew DA, Malebranch J. Effects of dry anaesthetic gases on tracheobronchial ciliated epithelium. *Anaesthesiol*. 1972;37(3):338-43. DOI: 10.1097/00000542-197209000-00010
37. Marfatia S, Donahoe PK, Hendren WH. Effect of dry and humidified gases on the respiratory epithelium in rabbits. *J Pediatr Surg*. 1975;10(5):583-92. DOI: 10.1016/0022-3468(75)90360-7
38. Wilkes AR. The moisture-conserving performance of breathing system filters in use with simulated circle anaesthesia breathing systems. *Anaesthesia*. 2004;59(3):271-7. DOI: 10.1111/j.1365-2044.2004.03613.x
39. Kranabetter R, Leier M, Kammermeier D, Krodel U. HME-Filter versus patientenbezogener Wechsel der Beatmungsschlauchsysteme von Narkosegeräten. Eine Kosten-Nutzen-Analyse. *Anaesthesist*. 2006;55(5):561-7. DOI: 10.1007/s00101-006-0982-y
40. Loftus RW, Koff MD, Burchman CC, Schwartzman JD, Thorum V, Read ME, Wood TA, Beach ML. Transmission of pathogenic bacterial organisms in the anesthesia work area. *Anesthesiol*. 2008;109(3):399-407. DOI: 10.1097/ALN.0b013e318182c855
41. Werkgroep Infectie Preventie. Preventie van Infecties met HIV en andere Micro-Organismen bij Anesthesie en Intensive Care. Leiden: Stichting Werkgroep Infectie Preventie; 1991. (Richtlijn van de Werkgroep Infectie Preventie; No 46).
42. Association of Anaesthetists of Great Britain and Ireland. A report received by council of the association of anaesthetists on blood borne viruses and anaesthesia: an update. 1996. Available from: <http://www.aagbi.org/publications/guidelines/archive/docs/hivinsert96.pdf>
43. Hajjar J, Loctin H, Goulet D. Clauses techniques pour l'achat d'un filtre échangeur de chaleur et d'humidité destiné à la ventilation en anesthésie. Société française d'anesthésie réanimation [Technical requirement for purchasing a heat-and moisture-exchange filter for mechanical ventilation under anaesthesia]. *Ann Fr Anesth Reanim*. 2000;19(7):556-60.
44. CDC HICPAC. Draft Guideline for Environmental Infection Control in Healthcare Facilities. 2001.
45. Guidelines for preventing the transmission of Mycobacterium tuberculosis in health-care facilities, 1994. Centers for Disease Control and Prevention. *MMWR Recomm Rep*. 1994;43(RR-13):1-132. Available from: <http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/00035909.htm>
46. Jensen PA, Lambert LA, Iademarco MF, Ridzon R. Guidelines for Preventing the Transmission of Mycobacterium tuberculosis in Health-Care Settings. *MMWR*. 2005;54(RR17):1-141. Available from: <http://www.cdc.gov/mmwr/pdf/rr/rr5417.pdf>
47. Bass JB Jr, Farer LS, Hopewell PC, O'Brien R, Jacobs RF, Ruben F, Snider DE Jr, Thornton G. Treatment of tuberculosis and tuberculosis infection in adults and children. American Thoracic Society and The Centers for Disease Control and Prevention. *Am J Respir Crit Care Med*. 1994;149(5):1359-74.
48. Ministry of Health and Long-Term Care. Directives to all Ontario acute care hospitals for high-risk procedures in critical care areas during a SARS outbreak: Directive 03-06 May 1, 2003. Ontario: SARS Provincial Operations Centre; 2003. Available from: <http://www.sars.medtau.org/critical%20care%20directives.pdf>
49. Respiratory Society. SARS Patients Respiratory Failure Care Procedure. Taiwan; 2003.
50. Baum J, Züchner K, Hölscher U, Sievert B, Stanke HG, Gruchmann T, Rathgeber J. Klimatisierung von Narkosegasen bei Einsatz unterschiedlicher Patientenschlauchsysteme. *Anaesthesist*. 2000;49(5):402-11. DOI: 10.1007/s001010070108
51. Tablan OC, Anderson LJ, Arden NH, Breiman RF, Butler JC, McNeil MM; Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for prevention of nosocomial pneumonia. Part I. Issues on prevention of nosocomial pneumonia. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1994;15(9):587-627. DOI: 10.1086/646989
52. Joseph JM. Disease transmission by inefficiently sanitized anesthetizing apparatus. *J Am Med Assoc*. 1952;149(13):1196-8.

Korrespondenzadresse:

Prof. Dr. med. Axel Kramer
 Institut für Hygiene und Umweltmedizin der
 Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Walther-Rathenau-Str. 49
 a, 17489 Greifswald, Deutschland, Tel.:
 +49-(0)3834-515542, Telefax: +49-(0)3834-515541
 kramer@uni-greifswald.de

Bitte zitieren als

Kramer A, Kranabetter R, Rathgeber J, Züchner K, Assadian O, Daeschlein G, Hübner NO, Dietlein E, Exner M, Gründling M, Lehmann C, Wendt M, Graf BM, Holst D, Jatzwauk L, Puhlmann B, Welte T, Wilkes AR. Infection prevention during anaesthesia ventilation by the use of breathing system filters (BSF): Joint recommendation by German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI). *GMS Krankenhaushyg Interdisziplin*. 2010;5(2):Doc13. DOI: 10.3205/dgkh000156, URN: urn:nbn:de:0183-dgkh0001561

Artikel online frei zugänglich unter

<http://www.egms.de/en/journals/dgkh/2010-5/dgkh000156.shtml>

Veröffentlicht: 21.09.2010

Copyright

©2010 Kramer et al. Dieser Artikel ist ein Open Access-Artikel und steht unter den Creative Commons Lizenzbedingungen (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/deed.de>). Er darf vervielfältigt, verbreitet und öffentlich zugänglich gemacht werden, vorausgesetzt dass Autor und Quelle genannt werden.