

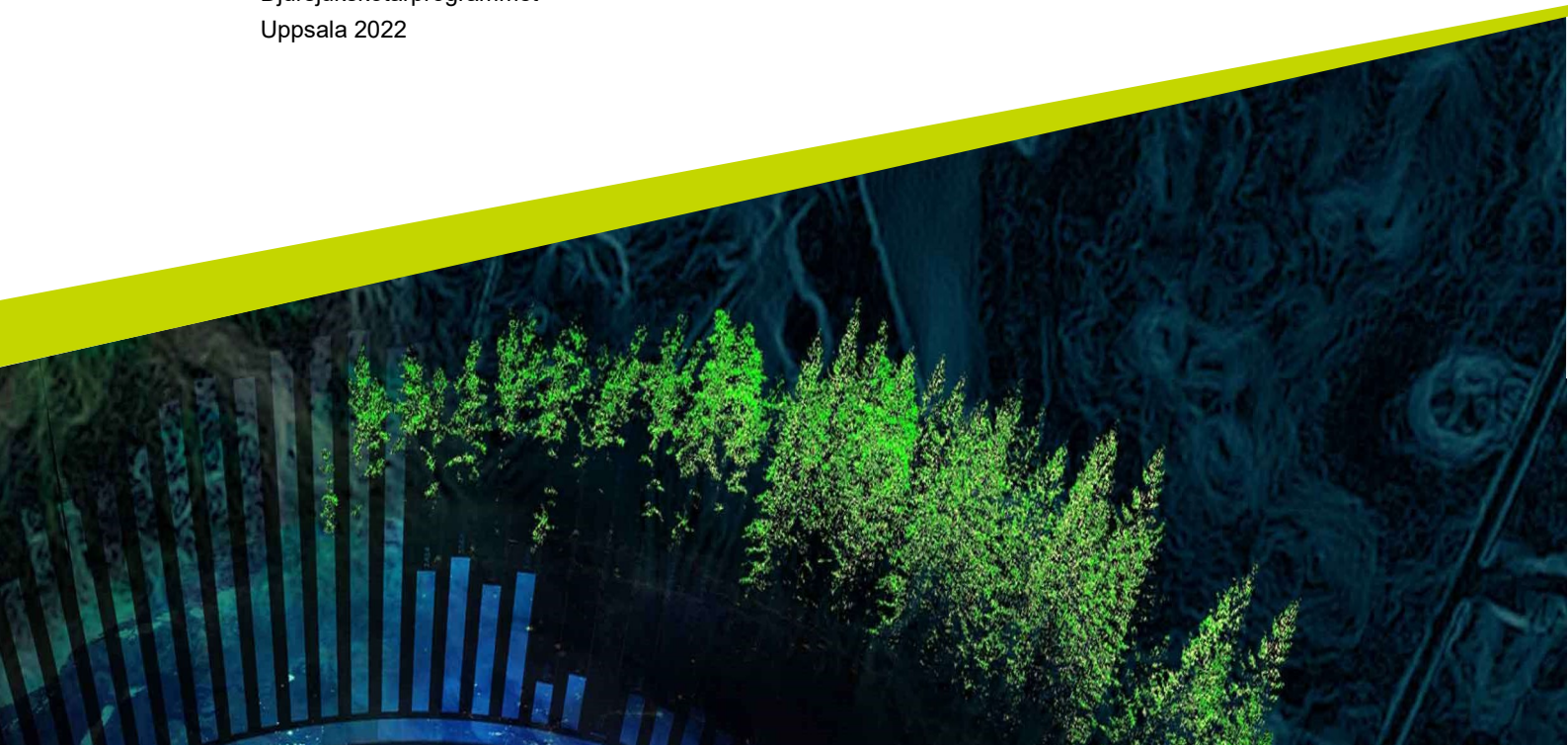


Hur rengör vi bäst patientburar i smådjurssjukvården?

En utvärdering av två rengöringsmetoder

Elin Torstensson

Självständigt arbete i djuromvårdnad • 15 hp
Sveriges lantbruksuniversitet, SLU
Fakulteten för veterinärmedicin och husdjursvetenskap
Djursjukskötarprogrammet
Uppsala 2022



Hur rengör vi bäst patientburar i smådjursjukvården? En utvärdering av två rengöringsmetoder.

How do we best clean patient cages in small animal health care? An evaluation of two cleaning methods.

Elin Torstensson

Handledare: Todd Alsing Johansson, Sveriges lantbruksuniversitet, Institutionen för kliniska vetenskaper

Examinator: Ingrid Hansson, Sveriges lantbruksuniversitet, Institutionen för biomedicin och veterinär folkhälsovetenskap (BVF)

Omfattning: 15 hp

Nivå och fördjupning: Grundnivå, G2E

Kurstitel: Självständigt arbete i djuromvårdnad

Kurskod: EX0994

Program: Djursjukskötprogrammet

Kursansvarig inst.: Institutionen för kliniska vetenskaper

Utgivningsort: Uppsala

Utgivningsår: 2022

Upphovsrätt: Alla bilder används med upphovspersonens tillstånd

Nyckelord: ATP, desinfektion, mikrofiber, totalantal aeroba mikroorganismer, vårdhygien

Sveriges lantbruksuniversitet, SLU

Fakulteten för veterinärmedicin och husdjursvetenskap

Institutionen för kliniska vetenskaper

Djuromvårdnad

Sammanfattning

Inom all sjukvård kan mikroorganismer på patientnära ytor innebära en risk för spridning av smitta mellan patienter, miljö och personal. På ett djursjukhus samlas många djur på liten yta vilket innebär en ökad risk för smittspridning mellan djuren. Resistent bakterier kan överleva länge på ytor i miljön och där utgöra en risk för att människor och djur drabbas av svårbehandlade infektioner. Inom humansjukvården finns många studier avseende effekten av olika rengöringsmetoder. Tyvärr saknas det publicerade studier utförda i djursjukhusmiljö. Det finns därför ett behov av sådana studier för att djursjukhusen ska kunna välja en evidensbaserad rengöringsmetod. Syftet med denna studie är att undersöka om reduceringen av bakteriemängden i hundburar på en vårdavdelning skiljer sig åt efter rengöring med två olika rengöringsmetoder.

Studien utfördes på SLU Universitetsdjursjukhuset, smådjurskliniken i Uppsala. Sammanlagt rengjordes 46 patientburar på vårdavdelningen. Hälften rengjordes med mikrofiber-mopp fuktad med vatten och hälften rengjordes med skurborste och rengöringsmedel och spolades ur med vattenslang. Efter rengöringen desinfekterades samtliga burar. Svabbprover togs för att beräkna mängden bakterier på vägg och golv före rengöring, efter rengöring och efter desinfektion. Sammanlagt togs 276 prover vilka analyserades avseende totalantal aeroba mikroorganismer/cm². I 12 burar utfördes 48 ATP-mätningar före och efter rengöring på golv och vägg.

En signifikant skillnad mellan rengöringsmetoderna påvisades efter rengöring av både golv och vägg, reduktionen av mängden bakterier var större efter rengöring med skurborste. Tydligast skillnad mellan rengöringsmetoderna sågs efter rengöring av väggarna. Efter desinfektion av väggen, efter rengöring med mikrofiber-mopp, var reduktionen av mängden bakterier signifikant större än när rengöringen innan desinfektion utförts med skurborste. Ingen signifikant skillnad sågs mellan rengöringsmetoderna på den sammanlagda reduktionen av mängden bakterier från innan rengöring till efter desinfektion av golven.

I den här studien var rengöring av patientburar med skurborste, rengöringsmedel och sedan skölja med vatten ett effektivare sätt att reducera bakteriemängden än rengöring med mikrofiber-mopp fuktad med vatten. Då endast två rengöringsmetoder jämfördes i studien och endast ett desinfektionsmedel användes, går det inte att utifrån dessa resultat uttala sig om effektiviteten av andra rengöringsmetoder och andra desinfektionsmedel.

Nyckelord: ATP, desinfektion, mikrofiber, totalantal aeroba mikroorganismer, vårdhygien

Abstract

In healthcare, microorganisms on surfaces near patients can pose a risk of spreading infection between patients, environment, and staff. At a veterinary hospital, many animals gather in a small area and there is a risk of infections spreading between the animals. Resistant bacteria can survive for a long time on surfaces in the environment, and there pose a risk for humans and animals to suffer from difficult-to-treat infections. In human healthcare, there are many studies of the effect of different cleaning methods. Unfortunately, there are no published studies performed in a veterinary hospital environment. There is a need for such studies for the animal hospitals to be able to choose an evidence-based cleaning method. The aim of this study was to investigate whether the reduction of aerobic colony count in dog crates in an animal hospital differs after cleaning with two different cleaning methods.

The study was performed at SLU University Animal Hospital, small animal clinic in Uppsala. A total of 46 crates was cleaned in the ward. Half were cleaned with a microfiber mop moistened with water and half were cleaned with a scrubbing brush and detergent and rinsed with a water hose. After cleaning, all crates were disinfected. Swab samples were taken on the wall and floor before cleaning, after cleaning and after disinfection. A total of 276 samples were taken and analyzed for total number of aerobic bacteria/cm². In 12 crates, 48 ATP measurements were performed before and after cleaning the floor and wall.

A significant difference was found between the cleaning methods both after cleaning of the floor and wall. The reduction in the bacterial load was larger after cleaning with a scrubbing brush. The biggest difference between the methods was found after cleaning the walls. After disinfection of the wall, after cleaning with a microfiber mop, the reduction in the bacterial load was significantly larger than when the cleaning before disinfection was performed with a scrubbing brush. No significant difference was seen between the cleaning methods on the total reduction of the bacterial load from before cleaning to after disinfection of the floors.

In this study cleaning crates with a scrubbing brush, detergent and then rinsing with water was more effective to reduce the bacterial load than cleaning with a microfiber mop moistened with water. Two cleaning methods were compared in this study and only one disinfectant was used. Based on these results, it is not possible to comment on the effectiveness of other cleaning methods and other disinfectants.

Keywords: aerobic colony count, ATP, disinfection, microfibre, infection prevention

Innehållsförteckning

Tabellförteckning	8
Figurförteckning	9
Förkortningar	11
1. Inledning	12
1.1 Syfte	13
1.2 Frågeställningar	13
2. Bakgrund	14
2.1 Vikten av adekvat rengöring	14
2.2 Kemikalier	16
2.2.1 Rengöringsmedel.....	16
2.2.2 Desinfektionsmedel	16
2.3 Rengöring och desinfektion	17
2.3.1 Mikrofibermopp	17
2.4 Provtagningsmaterial	18
2.4.1 ATP-mätare.....	18
2.4.2 Mikrobiell provtagning.....	20
2.5 Lagstiftning kring vårdhygien inom djursjukvården.....	20
3. Material och metod	21
3.1 Litteraturstudie	21
3.2 Urval.....	21
3.3 Rengöringsmedel och utrustning	22
3.4 Mikrofibermopp och vatten.....	23
3.5 Desinfektion	23
3.6 Provtagning	23
3.7 Bakteriologiska analyser	25
3.8 Provtagning med ATP-mätare	28
3.9 Datahantering och statistiska analyser	29
4. Resultat	30
5. Diskussion	36
5.1 Rengörings- och analysmetoder	39
5.2 Konklusion.....	40

Referenser.....42

Tack 48

Tabellförteckning

Tabell 1. Formel för uträkning av antal CFU per svabb och CFU cm ² (ISO 7218:2007).	28
Tabell 2. Gränsvärden för ATP-mätare enligt Hygiena och enligt Swedish Standards Institute (2017).	28
Tabell 3. Fördelning av antal CFU/cm ² per provtagningstillfälle. Två olika värden för godkänt anges; 2,5 CFU/cm ² och 2,6-5,0 CFU/cm ² .	30
Tabell 4. Reduktion av antalet bakterier (log CFU/cm ²) i 23 burar rengjorda med skurborste och desinfekterade.	33
Tabell 5. Reduktion av antalet bakterier (log CFU/cm ²) 23 burar rengjorda med mikrofiber-mopp och desinfekterade.	33

Figurförteckning

Figur 1. ATP-mätare Hygiena SystemSure plus med UltraSnap provtagningssvabb som användes i denna studie. Foto: Elin Torstensson.....	19
Figur 2. Provtagning på golv med SampleRight Sponge Sampler. Foto: Elin Torstensson	25
Figur 3. Provtagningsram på vänster vägg i hundbur (t.v) och SampleRight Sponge Sampler i påse (t.h). Foto: Elin Torstensson	25
Figur 4. LabRobots Dilucup Elegance Maximum Recovery Diluent spädningsvätska (t.v.), LabRobots Dilushaker III (mitten) och EasyMIX Stomacher (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson.....	26
Figur 5. Belyst förstoringsglas för räkning av CFU på petrifilm (t.v.) och mekanisk handräknare (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson	27
Figur 6. Petrifilmer med CFU "to numerous to count" (t.v. och mitten), dvs för stort antal CFU för att en korrekt räkning ska vara möjlig och petrifilm där agarn har smält (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson.....	27
Figur 7. Provtagning på golv i vänster hörn med UltraSnap svabb för mätning av ATP. Foto: Todd Alsing Johansson	29
Figur 8. Antal aeroba mikroorganismer (log CFU/yta) påvisade i svabbprover från golvet i 46 hundburar före och efter rengöring med skurborste eller mikrofiber-mopp och efter desinfektion.....	31
Figur 9. Antal aeroba mikroorganismer (log CFU/yta) påvisade i svabbprover från väggen i 46 hundburar före och efter rengöring med skurborste eller mikrofiber-mopp och efter desinfektion.....	32
Figur 10. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm ² efter endast rengöring. S=skurborste M= mikrofiber-mopp.....	33
Figur 11. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm ² efter desinfektion. S=skurborste M=mikrofiber.....	34
Figur 12. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm ² från innan rengöring till efter desinfektion. S=skurborste M=mikrofiber.	34

Figur 13. Korrelation mellan ATP (log RLU) och total antal bakterier (CFU/yta (623,7 cm))
i 48 prov från 12 burar före och efter rengöring.35

Förkortningar

ATP	Adenosin trifosfat
CFU	Kolonibildande enhet (colony forming units)
ESBL	Extended Spectrum Beta-Lactamase
M	Mikrofiber mopp
MRSA	Meticillinresistent <i>Staphylococcus aureus</i>
MRSP	Meticillinresistent <i>Staphylococcus pseudintermedius</i>
RLU	Relative light unit
S	Skurborste
SLU	Sveriges lantbruksuniversitet
UDS	SLU universitetsdjursjukhuset
VRI	Vårdrelaterade infektioner

1. Inledning

Inom vården utgör mikroorganismer på patientnära ytor en risk för smittspridning mellan både patienter och personal (Weber et al. 2010). På ett djursjukhus där många sjuka djur samlas på en liten yta ökar smittspridningen (Johnson 2002). De djur som vistas på ett djursjukhus är ofta infektionskänsliga på grund av stress, nedsatt immunförsvar, förändrad mikrobiota och infektioner (Traverse & Aceto 2015). Resistent bakterier kan spridas från människa till djur och tvärtom och orsaka svårbehandlade infektioner (Feßler et al. 2018). Dessa bakterier har förmågan att leva länge på ytor i djursjukhusmiljö (Feßler et al. 2018). Ett sätt att förhindra smittspridningen mellan patienterna är en väl fungerande rengöringsmetod av patientnära ytor (Walther et al. 2017). Studier inom humansjukvården visar att rengöring och desinfektion är viktig när det gäller att begränsa förekomsten av sjukdomsframkallande mikroorganismer (Dancer 2014). Inom djursjukvården finns idag få studier som verifierar olika rengöringsmetoders effektivitet. Rengöringsmetoden som väljs bör vara både effektiv mot mikroorganismer och samtidigt vara skonsam mot miljön, djuren och den personal som rengör. Att rengöra med mikrofiber mopp och vatten anses vara en sådan metod och den blir allt vanligare inom djursjukvården (AniCura 2019). Inom humanvården finns studier av effekten av rengöring med mikrofiber men det saknas publicerade studier utförda i djursjukhusmiljö. Därför saknas det idag tillräcklig evidens för val av rengöringsmetod.

Det finns flera sätt att mäta effekten av rengöring, tre vanliga sätt är visuell inspektion, mikrobiologiska tester och mätning av adenosin trifosfat (ATP) som mäts i relative light units (RLU) (Griffith et al. 2000). ATP är en energimolekyl som finns i allt organiskt material, inklusive bakterier (Willis et al. 2007). Gränsvärdena för RLU varierar både mellan olika mätare och i litteraturen. Vidare beskrivs att det inte är en standardiserad mätmetod, RLU och kolonibildande enheter (CFU/cm²) korrelerar inte alltid (Nante et al. 2017).

1.1 Syfte

Syftet med detta arbete var att undersöka om reduceringen av bakteriemängden i hundburar på en vårdavdelning skiljer sig åt efter rengöring med två olika rengöringsmetoder. Andra rengöringsmetoder och desinfektionsmedel än de som undersöks i denna studie kan vara effektivare eller sämre avseende reduktion av mängden bakterier. Men detta tas inte hänsyn till i denna studie. Resultaten är även tänkt som ett hjälpmedel när en veterinärklinik ska välja rengöringsmetod.

1.2 Frågeställningar

Är det någon skillnad i effekten på mängden bakterier efter rengöring med mikrofibermopp och vatten jämfört med rengöring med rengöringsmedel och skurborste?

Vilken effekt ses på mängden bakterier efter efterföljande desinfektion?

Är ATP-mätare ett lämpligt instrument för att utvärdera en rengöringsmetods effekt på bakteriemängden?

2. Bakgrund

2.1 Vikten av adekvat rengöring

Inom humanvården ses ett samband mellan vårdrelaterade infektioner (VRI) och mikrobiell kontaminering av ytor (Boyce 2007). Målet med rengöring och desinfektion är att minska antalet mikroorganismer på en yta så mycket så att det inte utgör en risk för djur och personal (Traverse & Aceto 2015). År 1959 beskrev Dr. Herbert Sinner rengöringens grunder, Sinners cirkel, som består av fyra komponenter; tid, temperatur, mekanisk bearbetning och kemisk rengöring. De fyra komponenterna har ett samband vilket innebär att minskas en komponent så måste en annan ökas, till exempel om temperaturen minskas så måste tiden för rengöringen ökas. På 1970-talet utfördes en studie där kontaminationen av ytor i en operationssal undersöktes, salen rengjordes endast efter ”smutsiga” operationer, mellan ”rena” operationer utfördes ingen rengöring. Inget samband kunde dock påvisas mellan sårinfektioner hos patienterna där salen rengjordes respektive inte rengjordes (Weber et al. 1976). Under senaste årtiondet finns flertalet studier som talar för att rengöring och desinfektion av ytor, handhygien och personlig skyddsutrustning är en viktig del i att förhindra VRI (Hunter et al. 2021; Donskey 2013; Siani & Maillard 2015). Det leder till kortare sjukhusvistelse, minskad sjuklighet och lägre dödlighet hos patienterna. VRI och zoonoser kan även ses ur ett ekonomiskt perspektiv, djurägarna kan förlora förtroendet för kliniken och personalens hälsa kan påverkas negativt (Willemsen et al. 2019). För kliniken uppstår ökade kostnader i samband med ett infektionsutbrott både direkt genom bland annat inställda operationer och kostnader för sanering och efteråt för eventuella ombyggnationer och ändrade rutiner för att förhindra nya utbrott (Bergstöm et al. 2012). I en studie utförd på en mindre veterinärklinik sågs ett samband mellan efterlevnaden av rengöringsprotokollet och bakteriemängden på de ytor som provtogs, i de fall där rengöringen inte utfördes korrekt ökade mängden bakterier på ytorna (Hunter et al. 2021). Städutrustning kan sprida mikroorganismer inom humanvården till exempel Norovirus (Barker et al. 2004) och *Pseudomonas aeruginosa* (Engelhart et al. 2002). För att förhindra spridningen är det viktigt att det finns tydliga rutiner och att personalen har tillräcklig utbildning för att kunna följa dessa (Dancer 2014).

Inom djursjukvården ses liknande problem med VRI som inom humanvården i och med att veterinärvården mer och mer liknar humanvården med mer avancerad vård och längre sjukhusvistelser (Pearce-Walker et al. 2020). De vanligaste VRI inom djursjukvården är infektioner efter kirurgi, sårinfektioner, infektioner i blodet via central venkateter och urinvägsinfektioner i samband med urinkateter (Wahlter et al. 2017). Infektionerna orsakas vanligtvis av meticillinresistenta *Staphylococcus aureus* (MRSA) och meticillinresistenta *Staphylococcus pseudointermedius* (MRSP), extended spectrum beta-lactamase (ESBL)-producerande *Enterobacteriaceae* och *Acinetobacter baumannii* (Wahlter et al. 2017). MRSA kan överleva på ytor i nästan ett år och *Acinetobacter baumannii* kan leva upp till en månad (Wagenvoort et al. 2000; Jawad et al. 1998). ESBL-producerande bakterier bryter ner antibiotika så som penicilliner och cefalosporiner genom de enzymer som de bildar, denna förmåga kan dessutom överföras mellan olika tarmbakterier (Folkhälsomyndigheten 2016). För att minska användningen av antibiotika och därmed minska risken för utveckling av antibiotikaresistens måste spridningen av patogena bakterier på djursjukhus minskas (Pearce-Walker et al. 2020).

MRSP producerar penicillinas som ger en resistens mot penicilliner och aminopenicilliner (SVA 2022a). Bakterien är i stort sett resistent mot all antibiotika som är registrerad för användning till djur (Guardabassi et al. 2013). Mellan åren 2006, då första fallet rapporterades i Sverige, och 2017 har ca 500 MRSP-infektioner rapporterats (Windahl 2017). Universitetsdjursjukhuset i Helsingfors hade ett utbrott av MRSP-infektioner mellan november 2010 och januari 2012 med 63 konfirmerade fall hos hund och katt (Grönthal et al. 2014). Riskfaktorerna för MRSP-infektion var skadad hud, antimikrobiell behandling och lång vistelse på djursjukhuset. Handhygien, hygienrutiner och skyddskläder anses vara det viktigaste för att förebygga liknande utbrott (Grönthal et al. 2014).

MRSA utgör ett stort problem i hela världen i Sverige började MRSA spridas bland människor på 1990-talet (Folkhälsomyndigheten 2018). Bakterien är resistent mot alla penicilliner och cephalosporiner och kan orsaka livshotande infektioner (Weese 2007). Det första fallet i Sverige hos hund upptäcktes 2006 och hos häst 2007 (Bergstöm et al. 2012).

Antibiotikaresistens innebär att infektioner blir svårbehandlade eller till och med omöjliga att behandla med antibiotika, dessutom drivs resistensen på av antibiotikaanvändning (Folkhälsomyndigheten 2021). Att arbeta förebyggande mot infektioner med vårdhygien och hygienrutiner är viktigt och minskar användandet av antibiotika (Folkhälsomyndigheten 2021).

Salmonella spp. är en vanlig orsak till VRI och under vinterhalvåret är djursjukhusens infektionsburar ofta fullbelagda med katter med salmonella

(Wierup et al. 2021). I Sverige är klinisk salmonellainfektion hos hund ovanligt medan det är vanligt hos katt (SVA 2019). Det är en fekal-oral smitta och hundar smittas främst via foder och vatten, ett sätt att undvika smitta är att inte utfodra hunden med råa eller otillräckligt upphettade animaliska produkter (SVA 2019). Salmonella är en anmälningspliktig zoonos som hos människa ger buksmärta, diarré, illamående, feber och kräkningar (SVA 2022b).

2.2 Kemikalier

2.2.1 Rengöringsmedel

Nordex Allotol Natur från Nordexia AB är ett parfymfritt, Svanenmärkt allrengöringsmedel som kan användas på målade ytor, golv, kakel och sanitetsgods (Nilfisk u.å.) Allotol innehåller tensider och har pH 8 i brukslösning (Nilfisk 2014). Tensider löser fett och bildar miceller och de basiska egenskaperna löser både fett och proteiner (Nilfisk u.å.). Eftersom medlet är frätande och kan orsaka allvarliga ögonskador vid stänk i ögonen ska skyddsglasögon användas även skyddshandskar, skyddskläder och ansiktsskydd ska användas för att undvika långvarig kontakt med huden (Nilfisk 2014). Svanenmärkningen innebär att produkten under hela sin livscykel ska leva upp till högt ställda krav på bland annat ekotoxicitet, nedbrytbarhet, människors hälsa och hållbarhet (Nordisk miljömärkning 2021a).

Ajax original är ett Svanenmärkt universalrengöringsmedel som löser smuts och fett (Tingstad 2021). Brukslösningens pH är 10,6, skyddsglasögon ska användas och plast- eller gummihandskar rekommenderas (Colgate-Palmolive 2015).

Yes original diskmedel har inte någon miljömärkning. Diskmedlet innehåller tensider och har ett pH på 9,3 (Procter & Gamble 2018). Det ska spädas, 2 ml till 5 l vatten. Vid professionell användning ska skyddsglasögon eller ansiktsskydd och handskar användas (Procter & Gamble 2018). Diskmedlet är skadligt för vattenlevande organismer och kan orsaka skadliga långtidseffekter i vattenmiljön (Procter & Gamble 2018).

2.2.2 Desinfektionsmedel

DesiDosTM tabletter från SeptiChem ApS är ett oxiderande desinfektionsmedel som enligt uppgift avdödar bakterier, virus, mykoplasma och sporer (Lantmännen u.å.) I produktbladet står att det kan användas i utrymmen där djur och människor vistas. Tabletten innehåller kaliummonopersulfat <50 %, malinsyra <20 % och sulfaminsyra <10 % (SeptiChem 2017). Enligt information på förpackningen ska en tablett lösas upp i två och en halv liter vatten och den färdiga lösningen är aktiv

i en vecka. I säkerhetsdatabladet (SeptiChem 2017) beskrivs att ögon, ansikte och hud bör skyddas vid hantering av DesiDos™.

Des +45 ytdesinfektion och rengöring från Clemondo är isopropanolbaserad och innehåller tensid som har en rengörande verkan (Clemondo u.å.). Enligt information på förpackningen ska medlet påföras antingen direkt på ytan, på en torkduk eller luddfritt papper och ytan ska vara fuktig under hela verkningstiden som är en till fem minuter beroende på vilken mikroorganism som ska avdödas. Vid stänk i ögonen kan irritation uppstå, huden kan bli torr och sprickor kan uppkomma vid upprepad kontakt (Liv des +45 2019).

Virkon™ S är ett oxiderande desinfektionsmedel som enligt uppgift har effekt mot alla kända virusfamiljer, bakterier och svampar (Pharmaxim 2018). Brukslösningen ska förvaras skyddad mot solljus och är verksam tills den rosa färgen är borta eller i sju dagar (Pharmaxim 2018). Vid användning ska tätt åtsittande skyddsglasögon och nitrilhandskar användas (Pharmaxim 2018). För optimal effekt är en noggrann rengöring innan desinfektion nödvändig då organiskt material inaktiverar Virkon™ S (Gerald et al. 2021).

LifeClean är ett desinfektionsmedel baserat på klordioxid och tensider (PLS Produkter ab 2018). Effektiviteten mot sporer, virus, bakterier, mykobakterie, jäst och svamp är testad enligt EN-standarder (LifeClean 2022). LifeClean är enligt uppgift effektiv mot biofilm och motverkar även uppbyggnaden av biofilm (LifeClean 2022). Kontakttiden, det vill säga den tid som behövs för att avdöda mikroorganismerna, är kortare än medlets torktid (LifeClean 2022).

2.3 Rengöring och desinfektion

2.3.1 Mikrofibermopp

Mikrofiber introducerades på den skandinaviska marknaden i början på 1990-talet och ansågs vara ett effektivt och miljövänligt sätt att rengöra blanka ytor från fett och fingeravtryck (Nilsen et al. 2002). Definitionen av mikrofiber är att den har en vikt/längd ratio som är <1 decitex (1 decitex = 1 g/10 000 meter) och är tillverkad från större fibrer av polyester och polyamid som splittats till mikrofiber (Nilsen et al. 2002). För att kunna svanenmärka en mikrofibermopp ska den uppfylla vissa kriterier avseende bland annat effektivitet vid rengöring utan rengöringsmedel. Vidare ska den vara hållbar, ha ett begränsat innehåll av miljö- och hälsoskadliga ämnen samt bidra till lägre utsläpp till luft och vatten (Nordisk miljömärkning 2021b).

I en studie av Moore & Griffith (2006) visades det att mikrofibertrasor kan sprida både smuts och bakterier från en yta till en annan. I samma studie sågs även att en våt mikrofibertrasa var effektivare än en torr när det gäller att minska mängden bakterier på en yta. Med en våt trasa minskade antalet CFU/cm² med 90 % (Moore & Griffith 2006).

I en jämförelse mellan två rengöringsmetoder i sjukhusmiljö; bomullsmopp med rengöringsmedel och mikrofibermopp med rengöringsmedel, reducerade mikrofibermoppen antalet mikroorganismer på golvet med cirka 95 % medan bomullsmoppen gav en reduktion på cirka 68 % (Ruutala et al 2007). Vid rengöring med mikrofiber och rengöringsmedel jämfört med mikrofiber och vatten sågs en signifikant skillnad där mikrofiber med rengöringsmedel var effektivare både när det gällde eliminering av bakterier från rostfritt stål och polyvinylklorid (PVC) samt minskade spridningen av bakterier mellan olika ytor (Robertson et al. 2019). Författarna menar att det inte ger ett tillräckligt bra resultat med enbart mikrofiber och vatten och att det därför inte ska användas i sjukhusmiljö.

2.4 Provtagningsmaterial

2.4.1 ATP-mätare

ATP-mätare har länge använts inom livsmedelsindustrin för att få ett snabbt svar om utrustning och ytor är tillräckligt rena efter rengöring innan produktionen startar, om så inte är fallet bör ytterligare rengöring utföras och ett nytt test utförs därefter (Willis et al. 2007). Den mäter förekomsten av ATP som är en nukleotid som finns i alla levande och döda celler (Willis et al. 2007). Med en fuktig svabb samlas provmaterial upp från en yta som är 10 x 10 cm² (Willis et al. 2007). Svabben placeras sedan i en tub med luciferas, ett enzym från eldflugan, som katalyserar en reaktion där ATP omvandlas till adenosin monofosfat (AMP) (Nante et al 2017). Vidare beskrivs att det under reaktionen bildas ljus som en luminometer avläser och omvandlar till ett numerärt värde, relative light units (RLU).

Mätning av ATP är inte en standardiserad metod utan värdena varierar beroende på vilken typ av instrument som används (Nante et al. 2017). I litteraturen ses gränsvärden variera från 25 RLU till 1000 RLU för godkänt resultat vilket gör det svårt att fastställa lämpliga gränsvärden (Nante et al. 2017;). För att kunna jämföra resultat från olika instrument måste RLU räknas om till SI-enheten femtomol, hur många femtomol en RLU är varierar mellan olika instrument (Swedish Standards Institute 2017). När mätningar görs med Hygienas ATP-mätare (figur 1) som används i denna studie motsvarar en femtomol en RLU (Scigene u.å.). Hygienea (2019) anger gränsvärden i RLU/100 cm² för sina olika mätinstrument.

Gränsvärdena varierar beroende på vilket instrument som används och med vilka svabbar (Scigene u.å.). I svensk standard "Rengöring och städning för minskad smittspridning inom hälso- och sjukvård" anges gränsvärden i utrymmen med olika hygienklasser i antal femtomol ATP/100 cm² (Swedish Standards Institute 2017).



Figur 1. ATP-mätare Hygiene SystemSure plus med UltraSnap provtagningssvabb som användes i denna studie. Foto: Elin Torstensson

Flera studier som gjorts tidigare har indikerat en svag korrelation mellan RLU och andra tekniker för provtagning för mikrobiologisk undersökning av ytor eftersom ATP-mätaren visar på förekomst av både mikrobiell och icke mikrobiell ATP (Moore et al. 2010; Willis et al. 2007). I dessa studier har det dock visats att ett RLU-värde som är oacceptabelt högt korrelerar med en oacceptabel hög nivå av mikroorganismer. Inom humanvården jämfördes överensstämmelsen mellan CFU och RLU, vid tre tillfällen när *Enterobacteriaceae* hittades i svabbproverna (20-40 CFU/svabb) visade ATP-mätningen godkänt resultat medan ATP-mätningen visade höga RLU-värden vid fyra andra tillfällen när *Enterobacteriaceae* hittades i svabbproverna (20-5300 CFU/svabb) (Willis et al 2007).

Det är viktigt att utvärdera rengöringen på fler sätt än enbart med ATP-mätare, en kombination av ATP-mätning, visuell utvärdering och mikrobiologisk provtagning förespråkas (Griffith et al. 2000). Beroende på vilken yta som undersöks så varierar korrelationen mellan CFU och RLU, detta beror på vad ytan är kontaminerad med (Willis et al. 2007). Beroende på typ av cell och storlek på cellen varierar mängden ATP, bakterieceller har lägre nivåer av ATP än celler från livsmedel som är större (Nason et al. 2010). Resultatet kan påverkas om det finns rester av rengöringsmedel och desinfektionsmedel (Mitchell et al. 2013). Vidare beskrivs att mjukgörare från mikrofiber moppar och ammonium från tvättprodukter också kan påverka mätningen av ATP.

2.4.2 Mikrobiell provtagning

För att utvärdera rengöringen av en yta finns rekommenderade gränsvärden för godtagbar rengöring för totalantal aeroba bakterier angivet i CFU/cm² (Dancer 2004). Två vanligt förekommande gränsvärden på tagytor är $\leq 2,5$ CFU/cm² och ≤ 5 CFU/cm² (Griffith et al. 2000; Casini et al. 2018). Svensk standard rekommenderar ≤ 5 CFU/cm² som ett gränsvärde på nyligen rengjorda ytor som bedöms ha hög smittrisk (Swedish Standards Institute 2017).

2.5 Lagstiftning kring vårdhygien inom djursjukvården

I Statens jordbruksverks föreskrifter och allmänna råd om förebyggande och särskilda åtgärder avseende hygien m.m. för att förhindra spridning av zoonoser och andra smittämnen finns de lagar som berör hygienarbetet inom djurens hälso- och sjukvård (SJVFS 2013:14). Syftet med föreskriften är att förebygga spridningen av smittämnen inom djurens hälso- och sjukvård och förhindra att zoonotiska smittämnen sprids mellan djur och människa. I 13 § (SJVFS 2013:14) står att alla verksamheter som bedriver veterinärmedicinsk vård ska ha en hygienplan vars syfte är att förhindra smittspridning och uppkomst av VRI. I bilaga 2 (SJVFS 2013:14) beskrivs vad som ska ingå i en hygienplan. Punkt 9 i denna bilaga innefattar rutiner för städning, rengöring och desinfektion av lokaler och ytor. Det är länsstyrelsen som ansvarar för offentlig kontroll av att verksamheter inom djurens hälso- och sjukvård uppfyller kraven i den lagstiftning som reglerar hygienarbetet (SJVFS 2013:14).

3. Material och metod

3.1 Litteraturstudie

Litteraturen söktes upp via databaserna Web of Science, PubMed och Primo. Sökorden som användes var cleaning, contamination, microfibre, disinfection, veterinary*, MRSA, MRSP, hospital*, ATP. Både originalartiklar och översiktsartiklar användes. Det var svårt att hitta studier utförda i djursjukhusmiljö och därför användes även studier från humansjukvården.

3.2 Urval

Studien utfördes på hundburar i ortopedi- och medicinstall på vårdavdelningen på SLU Universitetsdjursjukhuset, smådjurskliniken i Uppsala. En pilotstudie utfördes för att utforma rengöringsproceduren och för att utvärdera vilka spädningar av proverna som var aktuella att använda. I pilotstudien ingick två burar, en rengjordes med skurborste, rengöringsmedel och sköljdes med vatten och en rengjordes med mikrofibermopp fuktad med vatten. Därefter desinfekterades burarna. Efter pilotstudien gjordes justeringar hur rengöringen skulle utföras. Resultaten från pilotstudien exkluderades från slutsammanställningen.

Inför varje provtagningstillfälle lottades vilka burar som skulle rengöras med skurborste och vilka som skulle rengöras med mikrofibermopp. Rengöring och provtagning utfördes vid sju separata tillfällen. Hälften av burarna (23) rengjordes med skurborste, rengöringsmedel och vatten och den andra hälften (23) med mikrofibermopp fuktad med vatten. Burar med mycket synlig smuts, tex avföring, urin, blod eller foderrester exkluderades då det kräver en annan typ av rengöring. Burar med enstaka fläckar inkluderades. Burar där patienten hade varit inskriven kortare än 12 timmar och burar som varit tomma längre än fyra dygn exkluderades.

3.3 Rengöringsmedel och utrustning

Klinikens rengöringsrutin standardiserades för att utförandet skulle vara lika vid varje tillfälle och därmed ge jämförbara resultat från provtagningarna. Ändringarna innebar att rengöringen och sköljningen med vatten utfördes lika länge och på samma sätt i varje bur, rengöringsmedlet späddes enligt instruktion på flaskan och skurborsten byttes mellan varje bur.

Skurborsten som användes tål diskmaskin i max +93° C och kan autoklaveras i +121° C (Vikan u.å.). Skurborstarna var oanvända innan studien påbörjades och rengjordes och desinfekterades i diskdesinfektor före användning enligt tillverkarens rekommendation. När skurborstarna var torra förpackades de i en sterilpåse för autoklav och steriliserades sedan i +121° C i autoklav. Efter användning spolades skurborsten av med vatten, rengjordes och desinfekterades i diskdesinfektorn. Ett torkprogram användes, borstarna togs ur diskdesinfektorn och lades på ett rent underlägg för att torka helt. När borstarna torkat förvarades de i en plastlåda med lock som hade desinfekterats med ytdesinfektion. Vid de tillfällena borstarna förvarades längre än en vecka desinfekterades de på nytt i diskdesinfektorn innan användning.

I varje stall fanns en vattenslang som användes för att spola burarna. Vid all spolning av vatten ställdes vattenblandaren in på maxtryck och medelvärme. Spolmunstycket ställdes in med en mjuk duschstråle. Innan spolningen påbörjades och även under spolningen kontrollerades att vattnet inte kändes varmare än ljummet. Burens väggar och golv blöttes med vatten under 30 s (± 5 s). Därefter applicerades cirka 350 ml utspätt rengöringsmedel på väggarna och golvet. Rengöringsmedlet späddes i plastflaskor, 2,5 ml rengöringsmedel till 1 l vatten. Den spädda lösningen drogs sedan upp i fyra 100 ml sprutor, 100 ml applicerades på varje vägg och 50 ml på golvet. Väggarna skrubbadades uppifrån och ner i 60 s (± 10 s) per väggsektion och golvet inklusive skarven skrubbadades i 60 s (± 10 s). Hörnen mellan väggsektionerna skrubbadades samtidigt som väggarna. Den sneda skarven mellan vägg och golv skrubbadades först innan resten av golvet. Fläckar skrubbadades tills ytan blev synligt ren. Mellan burarna byttes skurborste och skaftet desinfekterades med ytdesinfektion och papper. Rengöringsmedlet spolades ur buren med ljummet vatten under 90 s (± 5 s). Först spolades väggarna uppifrån och ner och sist spolades golvet. För att minska torktiden av burarna och därmed minska risken för bakterietillväxt användes en gummiraka för att skrapa bort vatten från väggar och golv. Bladet är utbytbart och kan tvättas i maskin i +70° C (Tingstad 2021). Gummirakan desinfekterades med ytdesinfektion mellan varje bur.

3.4 Mikrofiber mopp och vatten

Vid rengöringen med mikrofiber mopp tillsattes enbart vatten. Mikrofiber moppen fuktades med hjälp av en vattenspruta innan rengöringen påbörjades. Rengöringen utfördes först på väggarna, uppifrån och ner, i 60 s (± 10 s) per vägg och sedan rengjordes golvet i 60 s (± 10 s). Mellan varje vägg och golvet återfuktades mikrofiber moppen med tre pumpsdrag med vattensprutan. Hörnen mellan väggsektionerna rengjordes samtidigt som väggarna. Den sneda skarven mellan vägg och golv rengjordes i samband med resten av golvet, skarven rengjordes först. Fläckar skrubbades på tills ytan blev synligt ren.

Till varje bur användes en ren mikrofiber mopp som, i enlighet med tillverkarens instruktion, tvättades tillsammans med enbart andra mikrofiber moppar och torktumslades innan den användes igen. Mikrofiber moppen ska enligt tvättrådet tvättas separat i $+60^{\circ}\text{C}$ till $+95^{\circ}\text{C}$ utan sköljmedel och sedan torktumlas i max $+55^{\circ}\text{C}$. De torra mikrofiber mopparna förvarades i en plastlåda med lock som desinfekterats med ytdesinfektion och tvättades om efter en veckas förvaring samt efter användning. Efter båda rengöringsmetoderna var samtliga burar synligt rena.

3.5 Desinfektion

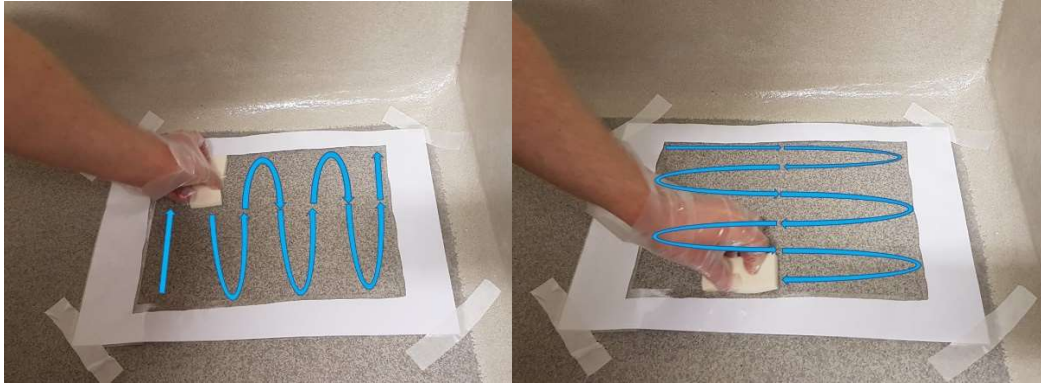
Burarna desinfekterades efter ytan hade torkat helt. Medlet tillreddes enligt tillverkarens instruktion, en tablett löstes i 2,5 l vatten. Från en plastflaska hälldes cirka 3 dl desinfektionsmedel på väggar och golv och applicerades sedan med hjälp av en mopp upplöst med ytterligare cirka 0,5 dl desinfektionsmedel. För applicering av desinfektionsmedlet användes en mopp bestående av 80 % mikrofiber, 8% polyester, 7% polyamid, 3% termoplastisk polymer och 2% polypropen (Vileda 2022). Enligt produktbladet kan moppen tvättas i max $+60^{\circ}\text{C}$. Mopparna tvättades enligt UDS rutin för tvätthantering med övrig tvätt från vårdavdelningen i $+60^{\circ}\text{C}$ eller $+95^{\circ}\text{C}$. Mopparna hängdes sedan på tork i en korridor utanför tvättstugan. När de torkat förvarades de i en låda med andra typer av moppar. För att få ett så likartat resultat som möjligt så utfördes all rengöring och desinfektion av samma person.

3.6 Provtagning

SampleRight™ Sponge Sampler är en provtagningssvamp av polyuretan som är slitstark och som enligt tillverkaren inte släpper ifrån sig bitar vid användning på tuffa ytor (World bioproducts u.å.). Svampen är sterilt styckeförpackad i en påse med 10 ml HiCap™ neutralizing broth (World bioproducts u.å.). Buljongen

neutraliserar desinfektionsmedel och bevarar bakteriernas vitalitet i 72 h vilket möjliggör att proverna kan analyseras dagen efter provtagningen utan att resultatet påverkas förutsatt att de förvarats kyllda (Li et al. 2020).

Provtagning med SampleRight™ Sponge Sampler utfördes innan rengöring av golv och väggar, efter rengöring med de två olika metoderna och efter desinfektion. Ytorna var helt torra vid provtagningarna. Provtagningssvampen var sterilförpackad och hanterades med sterila handskar. Handskarna användes under hela provtagningen och byttes mellan provtagningarna. Ytan som provtogs svabbades först horisontellt, svampen vändes sedan och samma yta svabbades igen denna gång vertikalt (figur 2). Provtagningen utfördes på samma plats och på samma sätt i samtliga burar. Vid provtagning av väggen ingick även den sneda skarven mellan vägg och golv (figur 3). Storleken på ytan som provtogs var $21,0 \times 29,7 = 623,7 \text{ cm}^2$, det vill säga samma storlek som ett A4 papper. För att få provtagningsytan lika stor varje gång användes en laminerad ram, utklippt från ett A3 papper, ramen tejpades fast vid varje provtagning. Ramen desinfekterades med ytdesinfektion mellan varje användning. Efter utförd provtagning lades svampen tillbaka i påsen som förslöts. Påsen märktes med datum, tid, rengöringsmetod, provtagningsstillfälle, provtagningsplats och burnummer (figur 3). Provtagningspåsen förvarades i en kylväska som höll mellan $+4^\circ \text{ C}$ till $+11^\circ \text{ C}$ i väntan på transport till laboratoriet. Temperaturen i väskan kontrollerades regelbundet. På laboratoriet förvarades alla prover i kylskåp ($+8^\circ \text{ C}$) fram till provberedning. Information om provtagningen, buren och patienten antecknades innan rengöringen påbörjades. Den information som samlades in från klinikens journalsystem var journalnummer, diagnos, hur många dagar buren använts av hunden och hur lång tid det gått från att hunden lämnade buren till dess rengöringen påbörjades. I varje bur utfördes sex provtagningar, tre på golvet och tre på väggen. Det resulterade i sammanlagt 276 prover. För varje provtagningsstillfälle placerades en negativ kontroll, i form av en oöppnad SampleRight™ Sponge Sampler, ovanpå kylväskan där proverna förvarades. Kontrollen låg framme från att första provet togs tills att sista provet lades ner i väskan. Detta gjordes för att säkerställa att provtagningsutrustningen inte var kontaminerad. Vid första provtagningsstillfället (38 provtagningspunkter) skedde spädning och odling direkt efter att all provtagning var utförd. Det sättet frångicks vid övriga provtagningsstillfällena. Proverna togs ej omhand direkt efter avslutad provtagning utan förvarades i kylskåp över natten innan spädning och odling. Enligt tillverkaren ska proverna kunna förvaras kyllda i 72 h innan analysen påbörjas. För att få ett så likartat provtagningsförfarande som möjligt togs alla mikrobiologiska prover av samma person.



Figur 2. Provtagning på golv med SampleRight Sponge Sampler. Foto: Elin Torstensson

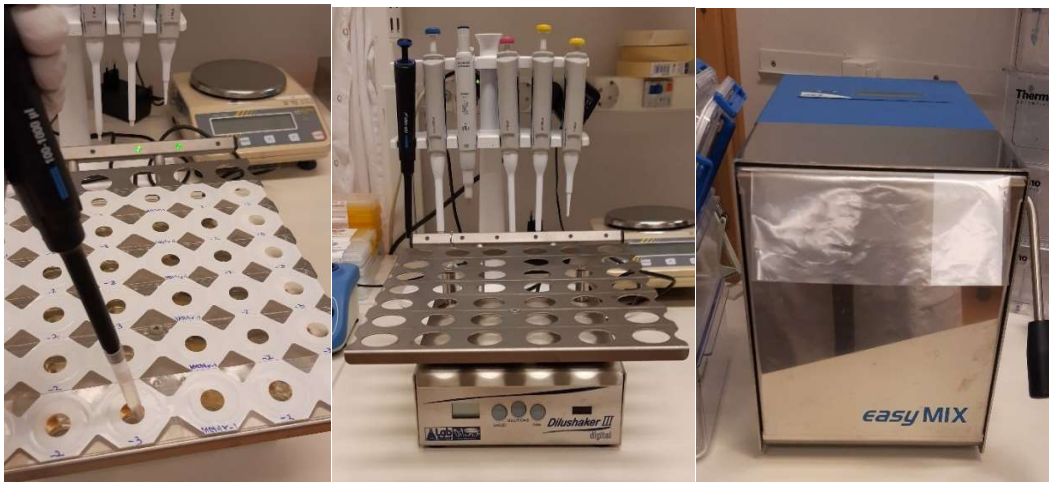


Figur 3. Provtagningsram på vänster vägg i hundbur (t.v) och SampleRight Sponge Sampler i påse (t.h). Foto: Elin Torstensson

3.7 Bakteriologiska analyser

Analyserna av proverna utfördes på bakteriologiskt laboratorium på institutionen för biomedicin och veterinär folkhälsa på SLU i Uppsala. För att möjliggöra räkningen av antalet bakteriekolonier behövde vissa prover spädas innan odling. Lämpliga spädningar identifierades i en pilotstudie där två burar provtogs, en rengjord med mikrofibermopp och en rengjord med skurborste. För prover tagna före rengöring användes spädningarna 1:10, 1:100 och 1:1000. För prover tagna efter rengöring användes spädningarna ospädd, 1:10 och 1:100. Prover tagna efter desinfektion och den negativa kontrollen späddes inte. Spädningsvätskan som användes var LabRobots Dilucup® Elegance Maximum Recovery Diluent som är en steril lösning med peptoner (1 g/l), natriumklorid (8,5 g/l) och buffertar (Labrobot 2021) (figur 4). Det finns olika metoder att kvantifiera bakterier, i den

här studien valdes att göra en spädningsserie och fördela 1 ml från resp spädning på 3M™ Petrifilm™ Aerobic Count Plate. Petrifilmen är klar för användning och består av ett odlingsmedium med näringsämnen, geleringsmedel och tetrazoliumindikator som färgar kolonierna röda (3M 2021). För en korrekt beräkning av CFU bör antalet kolonier på filmen inte överstiga 300, är det fler kolonier måste provet spädas (3M 2017). Vid spädningar behöver proverna homogeniseras vilket görs i en Dilushaker III (figur 4) som skakar proverna i 10 sekunder med en hastighet på 500 rpm (Labrobot u.å).



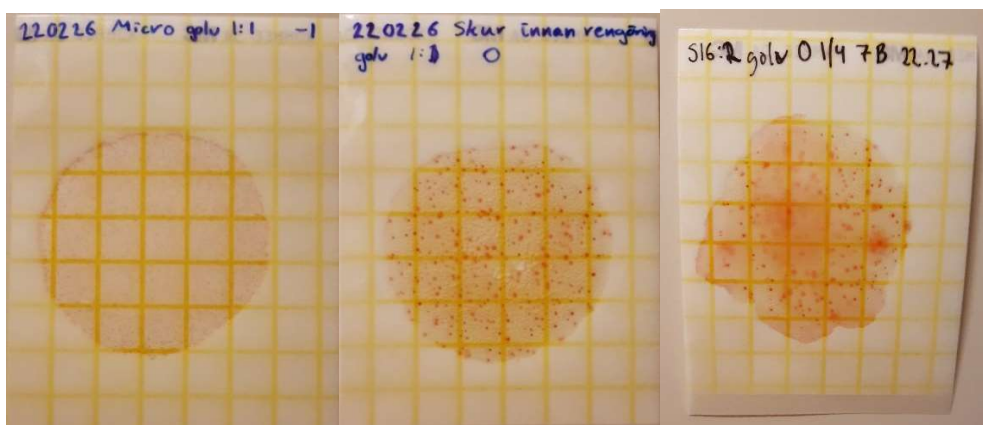
Figur 4. LabRobots Dilucup Elegance Maximum Recovery Diluent spädningsvätska (t.v.), LabRobots Dilushaker III (mitten) och EasyMIX Stomacher (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson

Dag 1. Provet placerades i stomacherpåse och homogeniserades i stomachern under 120 sekunder (figur 4). Vätskan pressades ur svampen i påsen och en tio stegs spädning gjordes med peptonvatten (LabRobots Dilucup®). De prover som behövde spädas pipetterades upp från påsen och 1 ml prov applicerades i 9 ml spädningsvätska, vilket då ger en spädning på 1:10. För ytterligare spädning skakades först spädningsvätskan i 10 s, ~500 rpm, innan 1 ml pipetterades upp och fördes över till nästa Dilucup vilket då gav en spädning på 1:100. Proceduren gjordes om vid behov av ytterligare spädningar. Från de olika spädningarna pipetterades 1 ml vätska och applicerades på petrifilmen som placerades plant på bänken. Den övre skyddsfilmen lyftes upp, pipetten hölls vinkelrätt ovanför mitten på inympningsytan och 1 ml av provet applicerades. Filmen veks tillbaka och 3M™ Petrifilm™ spridarplatta placerades på mitten av petrifilmen med ett lätt tryck på mitten av plattan. När provet fördelats jämnt under plattan togs den bort och petrifilmen låg kvar i 1 min tills gelen hade bildats. Gelens yta täckte 20 cm². De prov som inte skulle spädas placerades direkt på petrifilmen. Petrifilmerna inkuberades i +37° C ± 1° C i 48 h ± 2 h.



Figur 5. Belyst förstoringsglas för räkning av CFU på petrifilm (t.v.) och mekanisk handräknare (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson

Dag 3. Petrifilmerna togs ur inkubatorn och antalet CFU räknades. De hjälpmedel som användes var ett belyst förstoringsglas och för att räkna koloniernas antal användes en mekanisk handräknare (figur 5) och en standardkoloniräknare. Alla rödfärgade kolonier räknades oavsett färgintensitet. Vid höga koncentrationer av CFU som av olika anledningar inte kunde räknas noterades ”too numerous to count” (TNTC) (figur 6). Vid högt antal CFU, som var möjliga att räkna, räknades tre representativa rutor och summan delades sedan på tre och multiplicerades med 20 vilket är antalet rutor på petrifilmen, vid några tillfällen räknades fyra rutor. När delar av agarn hade smält räknades om möjligt kolonierna även i den smälta delen, det var oftast möjligt vid låga CFU-nivåer, och annars räknades ett medelvärde per ruta och multiplicerades med 20 (figur 6). Utifrån detta beräknades sedan CFU/cm² enligt ISO 7218:2007 (tabell 2).



Figur 6. Petrifilmer med CFU "to numerous to count" (t.v. och mitten), dvs för stort antal CFU för att en korrekt räkning ska vara möjlig och petrifilm där agarn har smält (t.h.). Foto: Todd Alsing Johansson

Tabell 1. Formel för uträkning av antal CFU per svabb och CFU cm² (ISO 7218:2007).

Standard Formula (ISO 7218:2007/A1:2013)	
$N = \Sigma C / (V \times 1.1 \times d)$	
• <i>N</i>	no. micro-organisms
• ΣC	sum of the colonies on 2 plates from successive dilutions
• <i>V</i>	volume of the inoculum/plate, in ml
• <i>d</i>	1st countable dilution retained
• <i>1.1</i>	a factor used when the so-called weighed mean is calculated from two plates (if only one plate is used, the factor should be 1.0 and for three plates 1.11)

De petrifilmer med 20-250 CFU ansågs tillförlitliga och fick ingå i studien. I de fall ingen utav spädningarna från en provtagningspunkt hade ≥ 20 CFU räknades medelvärdet baserat på antalet CFU på alla petrifilmer från den provtagningspunkten. Så långt det var möjligt användes petrifilmer där agarn inte hade smält. Fanns det enbart resultat från en spädning från en provtagningspunkt användes det värdet trots att det var < 20 CFU eller > 250 CFU. Gränsvärden för totalantal aeroba mikroorganismer som användes var $\leq 2,5$ CFU/cm², 2,6-5,0 CFU/cm², 5,1-12,0 CFU/cm², 12,1-40,0 CFU/cm² och $> 40,0$ CFU/cm² baserat på tidigare studier och svensk standard (Griffith et al. 2000; Dancer 2014; Swedish standards institute 2017).

3.8 Provtagning med ATP-mätare

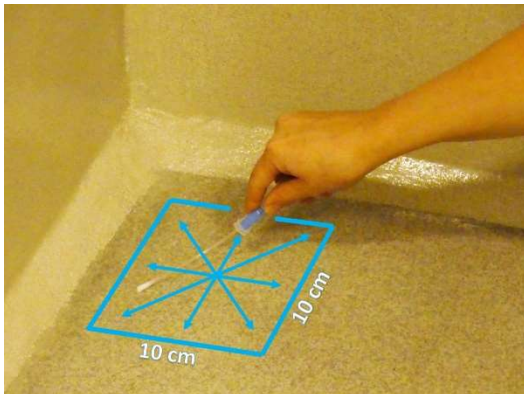
I studien användes Hygiena SystemSURE plus och UltraSnap™ Surface ATP Test provtagningsssvabb. Hundburarna på vårdavdelningen har bedömts tillhöra hygienklass 2 extrapolerat från klassning inom humanvården (Svensk förening för vårdhygien 2016; Swedish Standards Institute 2017). I denna studie har gränsvärdena från Hygiena och Swedish standards institute valts (tabell 2).

Tabell 2. Gränsvärden för ATP-mätare enligt Hygiena och enligt Swedish Standards Institute (2017).

	Hygiena SystemSure plus med UltraSnap™	Hygienklass 2 svensk standard
Godkänd	≤ 10 RLU	≤ 50 femtomol ATP/100 cm ²
Godkänd med anmärkning	11-30 RLU	51-100 femtomol ATP/100 cm ²
Ej godkänd	> 30 RLU	> 100 femtomol ATP/100 cm ²

Provtagning med ATP-mätare utfördes före och efter rengöring på golv och vägg i sex burar rengjorda med mikrofiber och sex burar rengjorda med skurborste, sammanlagt utfördes 48 ATP-mätningar. De två olika provtagningsmetoderna

utfördes inte på samma yta. Prover togs innan rengöring och efter rengöring i samtliga burar. Provtagningen utfördes enligt Hygienas instruktion för ATP-mätaren. En yta på 10 x 10 cm på golvet längst in i vänster hörn provtogs direkt efter provtagningen med svamp utförts på golvet (figur 7). Det andra provet togs längst in på höger vägg och inkluderade skarven mellan vägg och golv, provet togs i nära anslutning till att provtagningen med svamp utförts. För att få ett så likartat provtagningsförfarande som möjligt utfördes alla ATP-mätningarna av samma person.



Figur 7. Provtagning på golv i vänster hörn med UltraSnap svabb för mätning av ATP. Foto: Todd Alsing Johansson

3.9 Datahantering och statistiska analyser

Vid sammanställning av resultat och beräkningar av deskriptiva statistik användes Microsoft® Excel® för Microsoft 365 MSO (Version 2204 Build 16.0.15128.20158) 64-bitars (Microsoft Corporation, Redmond, Washington, USA). För beräkning av signifikans användes Wilcoxon rangsumme test med kontinuitets korrektion. Statistiska analyser utfördes i R 4.1.1 software (R Core Team, 2021, R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria), dplyr (Wickham et al. 2022) och ggpubr (Kassambara 2020).

4. Resultat

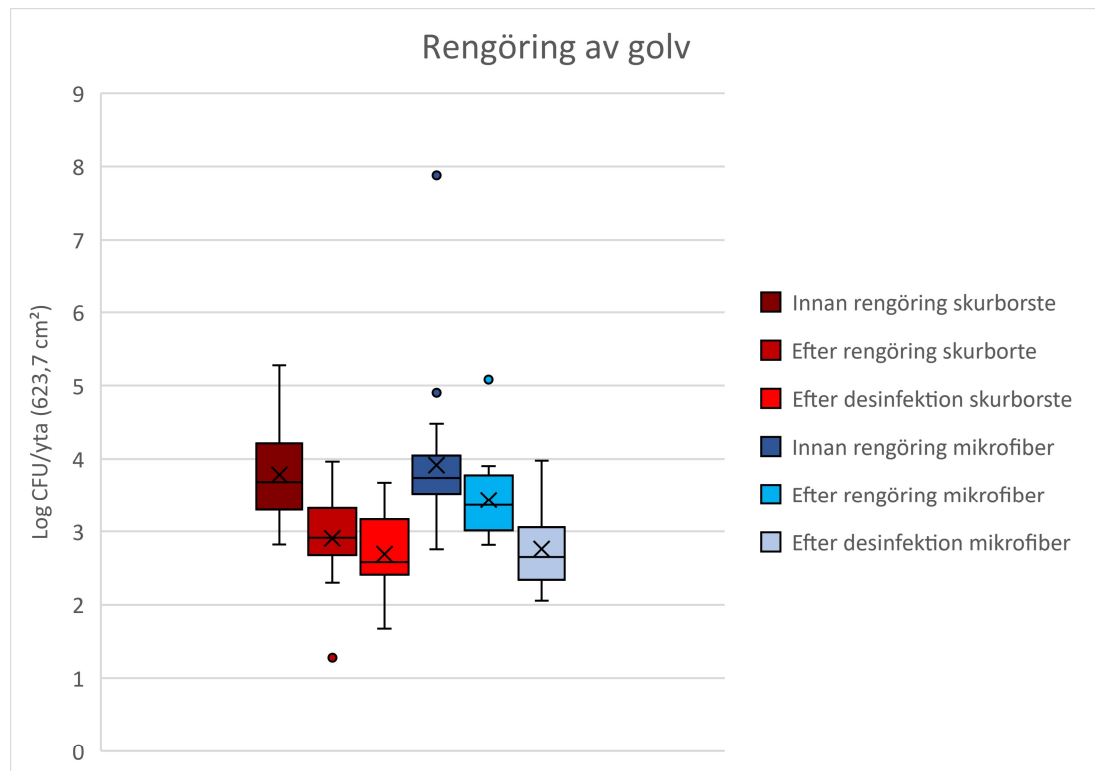
Sammanlagt rengjordes 46 burar i studien. Av dessa rengjordes 23 burar med skurborste (S), rengöringsmedel och vatten och 23 burar rengjordes med mikrofibermopp (M) fuktad med vatten. Efter rengöringen desinfekterades burarna.. Svabbprov togs på 276 provpunkter på golv och väggar, före och efter rengöring samt efter desinfektion. ATP-mätningar utfördes på 48 provpunkter på golv och väggar före och efter rengöring i 12 burar.

Efter rengöring med skurborste var 39 (85 %) proverna under det lägre gränsvärdet för godkänd, dvs $\leq 2,5$ CFU/cm² (tabell 3). Ytterligare tre av de 46 proverna fanns i spannet 2,6-5,0 CFU/cm², det innebär att 42 (91 %) av proverna var $\leq 5,0$ CFU/cm². Efter rengöring med mikrofibermopp var 25 (54 %) prover under det lägre gränsvärdet. Ytterligare 10 fanns i spannet 2,6-5,0 CFU/cm² av totalt 46 prover det vill säga 35 (76 %) var $\leq 5,0$ CFU/cm². Efter desinfektion (S) var 41 (89 %) av proverna under det lägre gränsvärdet. Ytterligare tre prover fanns i det högre spannet vilket innebär att 44 (96%) var under $\leq 5,0$ CFU/cm² (Tabell 3). Samma resultat sågs efter desinfektion (M).

Tabell 3. Fördelning av antal CFU/cm² per provtagningstillfälle. Två olika värden för godkänt anges; 2,5 CFU/cm² och 2,6-5,0 CFU/cm².

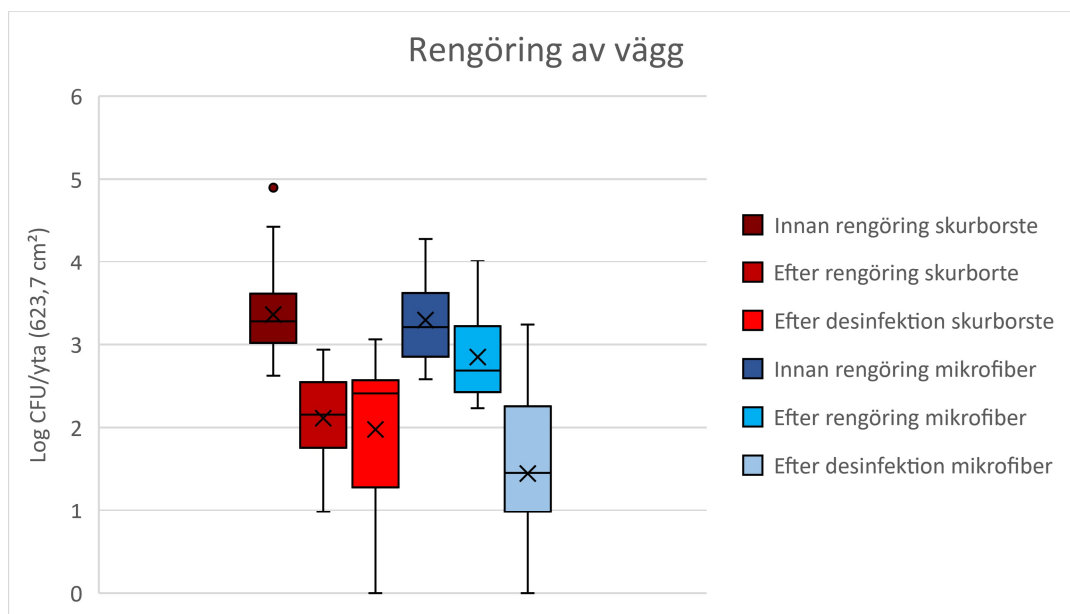
	$\leq 2,5$ CFU/cm ²	2,6 - 5,0 CFU/cm ²	5,1 - 12,0 CFU/cm ²	12,1 - 40,0 CFU/cm ²	>40,0 CFU/cm ²
Skurborste golv					
Innan rengöring	4	6	2	7	4
Efter rengöring	16	3	3	1	0
eEfter rengöring + desinf	18	3	2	0	0
Mikrofiber golv					
Innan rengöring	3	2	9	6	3
Efter rengöring	8	6	7	1	1
Efter rengöring + desinf	19	2	1	1	0
Skurborste vägg					
Innan rengöring	11	5	4	1	2
Efter rengöring	23	0	0	0	0
Efter rengöring + desinf	23	0	0	0	0
Mikrofiber vägg					
Innan rengöring	12	4	4	3	0
Efter rengöring	17	4	1	1	0
Efter rengöring + desinf	22	1	0	0	0

Före rengöring av golven i hundburarna var antalet log CFU/yta (623,7 cm) mellan 2,8 och 7,9 (figur 8). Efter rengöring med skurborste var antalet log CFU/yta mellan 1,3 och 4,0, medelvärde var 2,9 (SD 0,57) log CFU/yta. Efter rengöring med skurborste och desinfektion var antalet log CFU/yta mellan 1,7 och 3,7, medelvärde var 2,7 (SD 0,52). Efter rengöring med mikrofibermopp var antalet log CFU/yta mellan 2,8 och 5,1, medelvärde var 3,4 (SD 0,50). Slutresultatet efter rengöring med mikrofibermopp och desinfektion var antalet log CFU/yta mellan 2,1 och 4,0, medelvärde var 2,8 (SD 0,51).



Figur 8. Antal aeroba mikroorganismer (log CFU/yta) påvisade i svabbprover från golvet i 46 hundburar före och efter rengöring med skurborste eller mikrofibermopp och efter desinfektion.

Före rengöring av väggarna i hundburarna var antalet log CFU/yta mellan 2,7 och 4,9 (figur 9). Efter rengöring med skurborste var antalet log CFU/yta mellan 1,0 och 2,9, medelvärde var 2,1 (SD 0,5) log CFU/yta. Efter rengöring med skurborste och desinfektion var antalet log CFU/yta mellan 0,0 och 3,1, medelvärde var 2,4 (SD 0,9). Efter rengöring med mikrofibermopp var antalet log CFU/yta mellan 2,2 och 4,0, medelvärde var 2,8 (SD 0,5). Slutresultatet efter rengöring med mikrofibermopp och desinfektion var antalet log CFU/yta mellan 0,0 och 3,2, medelvärde var 1,5 (SD 0,9).



Figur 9. Antal aeroba mikroorganismer (log CFU/yta) påvisade i svabbprover från väggen i 46 hundburar före och efter rengöring med skurborste eller mikrofiberlipp och efter desinfektion.

Efter rengöring sågs en signifikant skillnad på reduktionen av bakteriemängden mellan de två metoderna, skurborsten hade en större förmåga än mikrofiberlipp att reducera bakteriemängden på både vägg och golv. Skillnaden, 0,8 log CFU/yta, efter rengöring av väggarna ($p = 0,0004$) var tydligare än efter rengöring av golven, medelvärde, 0,4 log CFU/yta ($p = 0,04$). Även efter desinfektion efter de olika rengöringsmetoderna sågs en signifikant skillnad på förmågan att reducera bakteriemängden. Desinfektion efter föregående rengöring med mikrofiberlipp på väggen ($p = 0,0004$) var effektivare, 1,4 log CFU/yta, än desinfektion efter rengöring med skurborste, medelvärde, 0,1 log CFU/yta. Efter desinfektion av golvet sågs också en signifikant skillnad ($p = 0,02$) där desinfektion efter rengöring med mikrofiberlipp var effektivare, medelvärde, 0,7 log CFU/yta, än desinfektionen efter rengöring med skurborste, medelvärde, 0,2 log CFU/yta.

Den sammanlagda reduktionen av bakteriemängden, 1,8 log CFU/yta, från innan rengöring till efter desinfektion på väggen när mikrofiberlipp användes var signifikant större ($p = 0,04$) än när rengöringen utförts med skurborste, medelvärde, 1,4 log CFU/yta. Däremot kunde ingen signifikant skillnad påvisas ($p = 0,8$) av bakteriemängden på golvet från innan rengöring till efter desinfektion <0,1 log CFU/yta.

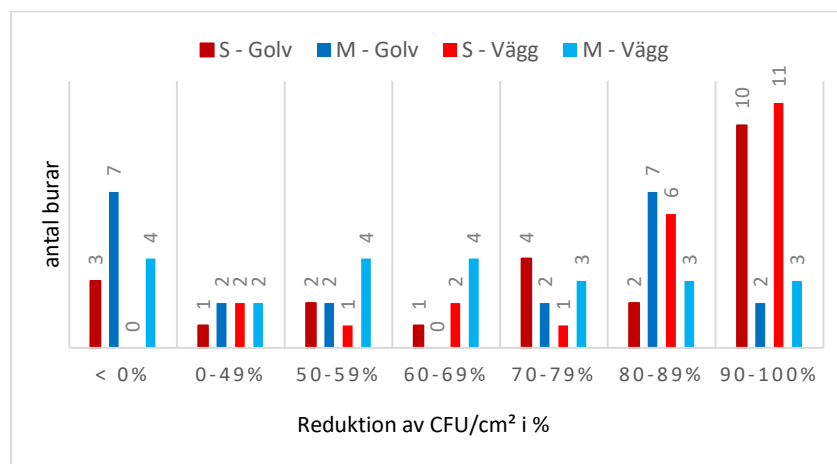
Vid ett tillfälle påvisades fler (>1 log) CFU/cm² efter rengöring med mikrofiberlipp på golvet. Efter desinfektion (S) påvisades fler (>1 log) CFU/cm² vid tre tillfällen (tabell 4 och 5).

Tabell 4. Reduktion av antalet bakterier (log CFU/cm²) i 23 burar rengjorda med skurborste och desinfekterade.

Skurborste	Golv		Vägg	
	Medel (SD)	Median (min-max)	Medel (SD)	Median (min-max)
Reduktion efter rengöring	log 0,9 CFU/cm ² (SD 0,68)	log 0,9 CFU/cm ² (-0,3-2,6)	log 1,3 CFU/cm ² (SD 0,83)	log 0,97 CFU/cm ² (0,09--3,4)
Reduktion efter desinfektion	log 0,2 CFU/cm ² (SD 0,58)	log 0,3 CFU/cm ² (0,7 till 1,4)	log 0,14 CFU/cm ² (SD 1,00)	log 0,01 CFU/cm ² (-1,1- 2,5)
Reduktion efter rengöring och desinfektion	log 1,1CFU/cm ² (SD 0,75)	log 1,1CFU/cm ² (0,02-2,8)	log 1,4 CFU/cm ² (SD 0,94)	log 1,2 CFU/cm ² (0,01- 3,4)

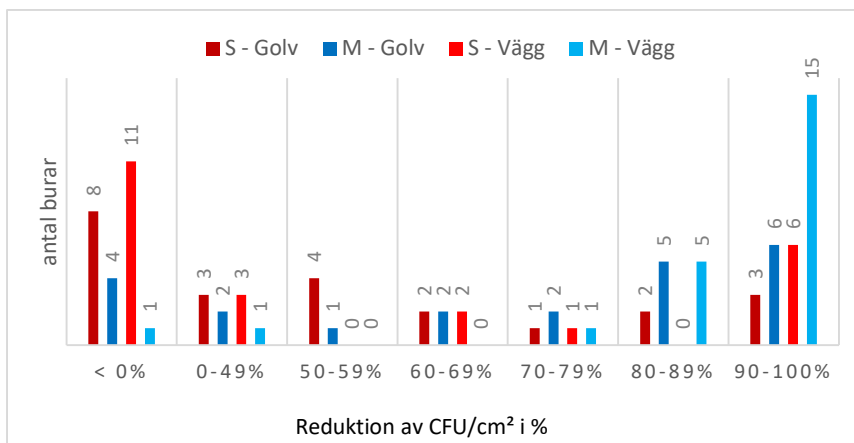
Tabell 5. Reduktion av antalet bakterier (log CFU/cm²) 23 burar rengjorda med mikrofibermopp och desinfekterade.

Mikrofibermopp	Golv		Vägg	
	Medel (SD)	Median (min-max)	Medel (SD)	median (min-max)
Reduktion efter rengöring	log 0,5 CFU/cm ² (SD 0,95)	log 0,5 CFU/cm ² (-1,1-4,0)	log 0,44 CFU/cm ² (SD 0,39)	log 0,4 CFU/cm ² (-0,4-1,1)
Reduktion efter desinfektion	log 0,7 CFU/cm ² (SD 0,64)	log 0,7 CFU/cm ² (0,5-2,5)	log 1,40 CFU/cm ² (SD 0,95)	log 1,1 CFU/cm ² (-0,5-3,5)
Reduktion efter rengöring och desinfektion	log 1,2 CFU/cm ² (SD 1,00)	log 1,3CFU/cm ² (-0,6-4,8)	log 1,8 CFU/cm ² (SD 0,93)	log 1,8 CFU/cm ² (0,7-3,6)



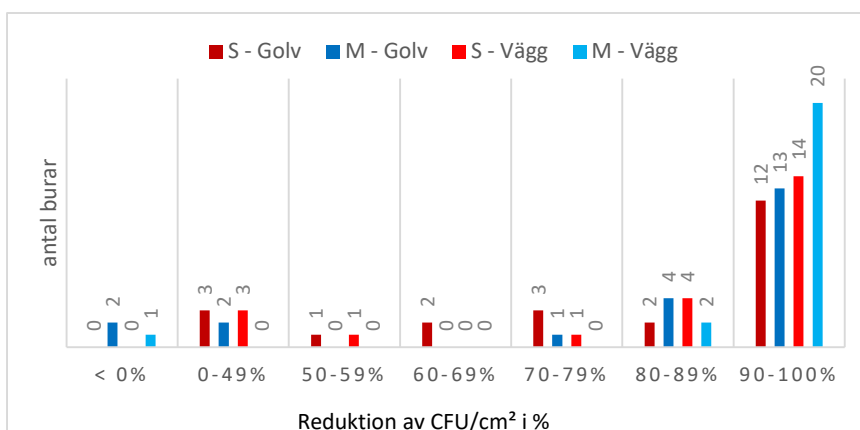
Figur 10. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm² efter endast rengöring. S=skurborste M= mikrofibermopp.

En reduktion av CFU/cm² på ≥ 90 % efter rengöring med skurborste skedde vid 21 (46 %) tillfällen och vid 5 (11 %) tillfällen efter rengöring med mikrofibermopp (figur 10).



Figur 11. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm² efter desinfektion. S=skurborste M=mikrofiber.

En reduktion av CFU/cm² på ≥ 90 % efter rengöring med skurborste och efterföljande desinfektion uppnåddes vid 9 (20 %) tillfällena och vid 21 (46 %) tillfällena efter rengöring med mikrofiber mopp och desinfektion (figur 11).

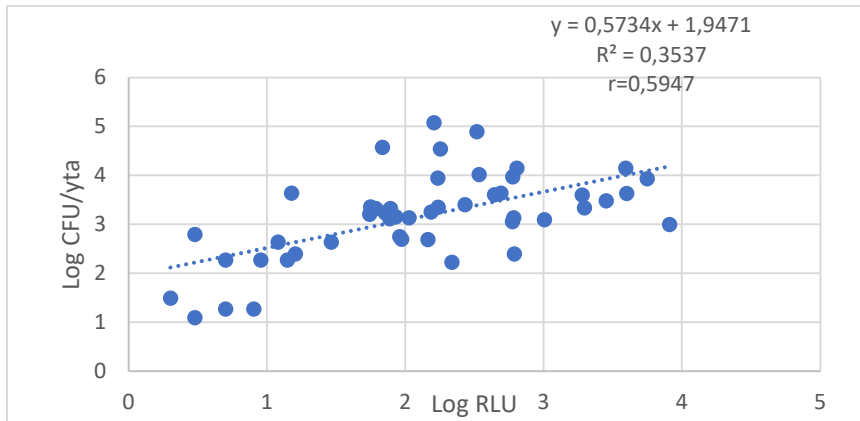


Figur 12. Antal burar fördelade i intervall utifrån uppnådd procentuell reduktion av CFU/cm² från innan rengöring till efter desinfektion. S=skurborste M=mikrofiber.

En reduktion av antalet bakterier (CFU/cm²) efter rengöring och desinfektion på ≥ 90 % skedde vid 26 (57 %) tillfällena efter användning av skurborste och vid 33 (72 %) tillfällena efter användning av mikrofiber mopp (figur 12).

Sammanlagt utfördes 48 ATP-mätningar på golv och väggar före och efter rengöring i sex burar rengjorda med skurborste och i lika många burar rengjorda med mikrofiber mopp. Värdena efter rengöring med skurborste varierade mellan 2 och 94 RLU. I de sex burar som rengjordes med skurborste var 11 under gränsen för godkänt (<50 RLU) och ett prov inom gränsen för godkänt med anmärkning (≥ 50 -100 RLU). Värdena efter rengöring med mikrofiber mopp varierade mellan 29 och 1968 RLU. I de sex burar som rengjordes med mikrofiber mopp var ett prov

godkänt och ett prov var inom spannet för godkänd med anmärkning resterande 10 var ej godkända (>100 RLU). Korrelationen mellan RLU och CFU/cm² före och efter rengöring stämde vid 33 (69%) tillfällen om gränsvärdet för godkänt sattes till ≤2,5 CFU / cm² respektive ≤100 RLU.



Figur 13. Korrelation mellan ATP (log RLU) och total antal bakterier (CFU/yta (623,7 cm)) i 48 prov från 12 burar före och efter rengöring.

Det fanns en positiv korrelation, $(46)=.59$, $p < 0.001$, mellan antal log RLU och log CFU/yta (figur 13). Vilket innebär att om det ena värdet ökar så ökar även det andra.

5. Diskussion

En signifikant skillnad sågs mellan de två rengöringsmetodernas förmåga att reducera antalet bakterier. Reduktionen efter rengöring med skurborste var större än efter rengöring med mikrofibermopp.

Att först skölja buren med vatten sedan rengöra med skurborste, rengöringsmedel och efterskölja med vatten var i den här studien mer effektivt än rengöring med mikrofibermopp fuktad med vatten. Skillnaden mellan de två rengöringsmetoderna var tydligare efter rengöring av vägg. Att effekten av skurborste var bättre kan bero på dels den kraftiga mekaniska bearbetningen, dels på rengöringsmedlets kemiska egenskaper. Det var även en skillnad på ytskikten på väggen och golvet, väggen var jämnare och således lättare att rengöra och inte heller lika kontaminerad som golvet. Allotol natur innehåller tensider som löser fetter och bildar miceller som sköljs bort med vatten (Nilfisk u.å.; Livsmedelsverket 2022). Rengöringsmedlets basiska egenskaper (pH 8 i brukslösning) löser både fett och proteiner (Livsmedelsverket 2022). Vid rengöring med mikrofibermopp fuktad med vatten saknas det kemisk påverkan på smutsen vilket skulle kunna vara en del i förklaringen till varför metoderna skiljer sig åt.

Vid ett tillfälle påvisades en ökning >1 log CFU/cm² efter rengöring med mikrofibermopp. En av orsakerna kan vara att en biofilm på provtagningsytan gjorts tillgänglig. Det kan ske vid mekanisk bearbetning och underlättas av rengöringsmedlets lösande förmåga (Möller et al. 2000). En biofilm består av flera olika bakterier som tillsammans bildar ett skyddande lager bestående av polysackarider, proteiner, nukleinsyra och fetter (Flemming & Wingender 2010). Vidare beskrivs att biofilmen skyddar bakterierna från bland annat rengöringsmedel och desinfektionsmedel. Vid 20 tillfällen efter rengöring med skurborste påvisades en reduktion av CFU/cm² som var ≥ 1 log och vid 6 tillfällen efter rengöring med mikrofibermopp. Att det skiljer sig åt mellan de olika rengöringsmetoderna kan bero på metodens förmåga att lösgöra biofilm. Det kan även bero på att de lösgjorda bakterierna sköljs bort med vatten med den ena rengöringsmetoden. Det finns en möjlighet att mikrofibermoppen lösgör bakterier som sedan sprids då mikrofiber och vatten sprider bakterier från en yta till en annan mer än vad mikrofiber tillsammans med rengöringsmedel gör. Detta såg Robertsson et al. (2019) när de jämförde de båda sätten att rengöra med mikrofibermopp. En potentiell risk med att

använda mikrofiber mopp och rengöringsmedel är att rengöringsmedlet och upplöst organiskt material inte sköljs bort utan blir kvar på ytan och därmed kan utgöra ett tillväxtmedium för bakterier. Ytterligare en möjlighet kan vara att rengöringstiden med de båda metoderna har varit för kort i förhållande till hur kontaminerad buren var. Då samma mikrofiber mopp eller skurborste användes i hela buren är det möjligt att smuts och mikroorganismer spridits från en del av buren till en annan. Att använda mikrofiber mopp och vatten är ett tidsmässigt effektivare sätt att rengöra burar då det går att desinfektera buren kort efter rengöringen. När skurborste och rengöringsmedel används blir det fler moment och det innefattar även en torktid innan buren kan desinfekteras.

Vid ett tillfälle efter desinfektion påvisades ett högre antal CFU/cm² (≥ 1 log) och vid 26 (28%) tillfällen påvisades en reduktion av CFU/cm² på ≥ 1 log efter desinfektion. Det finns en risk att moppen som användes för att applicera desinfektionsmedlet i buren var kontaminerad. Dessa moppar hängdes på tork efter tvätt i en korridor där både personal och djur passerar flertalet gånger under dagen. Även desinfektionsmedlet kunde vara kontaminerat då det förvarades i flaskor som fylls på utan att rengöras mellan gångerna. Flaskorna förvarades vid ett fönster där det kan bli varmt vilket kan gynna tillväxten av bakterier. I en studie av Gajadhar et al. (2003) sågs en tillväxt av bakterier i desinfektionsmedel som hållts över till återvunna flaskor i plast och glas. Reduktionen av bakteriemängden var mindre efter desinfektion efter rengöring med skurborste än efter rengöring med mikrofiber mopp. Detta trots att reduktionen var större efter rengöring med skurborste än efter mikrofiber mopp. Trots att en ökning av CFU sågs efter desinfektion var ändå slutresultatet för de båda rengöringsmetoderna lika sett till hur många provpunkter som hamnade under gränsvärdena för antal CFU/cm². I den här studien bearbetades inte ytan med desinfektionsmedlet utan det ströks bara ut med moppen. För optimal effekt av desinfektionsmedel måste ytan bearbetas.

En reduktion till under gränsvärdet $\leq 2,5$ CFU/cm² nåddes i 85 % av fallen efter rengöring med skurborste och i 54 % av fallen efter rengöring med mikrofiber mopp. I en studie från humanvården i England uppnåddes en reduktion av totalantal aeroba mikroorganismer till $< 2,5$ cfu/cm² i 95% av fallen genom att torka av ytan med engångs pappershandduk och vatten, sedan spraya med rengöringsmedel och torka med en engångstrasa. Rengöringen avslutades med att skölja med vatten och torka med engångs pappershandduk (Lewis et al. 2008). För det högre gränsvärdet 5,0 CFU/cm² var motsvarande siffror för skurborste 91 % och mikrofiber mopp 76 %. Det väcker frågan om det alltid är nödvändigt med desinfektion efter rengöring med skurborste. Att minska på användningen av kemikalier ger miljövinster i och med minskade utsläpp och ekonomisk vinst eftersom mindre mängd kemikalier behöver köpas. Det innebär också en hälsomässig vinst för personalen som minskar sin kontakt med kemikalier. Vid

rengöring med mikrofiber-mopp fuktad enbart med vatten minskar också användandet av rengöringsmedel, men resultaten i den här studien pekar på att desinfektion efter rengöring är nödvändig för att få ner mängden bakterier under gränsvärdet. En aspekt att väga in är vilken patient som varit i buren. Vilket inte har gjorts i den här studien. Enligt svensk standard (2017) är gränsen för antal patogena bakterier ≤ 1 CFU/cm² vilket uppnåddes vid 63% av tillfällena efter rengöring med skurborste och 28% av tillfällena efter rengöring med mikrofiber-mopp. Har djuret en känd smitta bör desinfektion användas efter rengöring oavsett rengöringsmetod. Finns MRSA i miljön är det mer effektivt att ofta, tre gånger i timmen, rengöra taggator än att rengöra hela rummet en gång per dag för att förhindra smittspridning (Lei et al. 2017). Efter rengöring och desinfektion på veterinärkliniker där MRSP påvisats minskade antalet positiva provsvar med 50% (Duijkeren et al. 2011). Efter ett stort utbrott av MRSP på en veterinärklinik i Finland blev konklusionen för att förhindra spridning av MRSP att aktivt leta efter bärare, isolera dessa och ha ett väl fungerande hygienarbete (Grönthal et al. 2014).

Rutinerna kring tvätt och rengöring av rengöringsutrustning så som skurborstar och skrapor bör förbättras och förtydligas på den aktuella vårdavdelningen. Det är inte möjligt att göra rent med smutsig utrustning (Dharan et al. 1999). På UDS saknas en tydlig rutin för hur städutrustning ska rengöras och förvaras. En annan viktig komponent för en bra rengöring är att städpersonalen är välutbildad (Traverse & Aceto 2015; Siani & Maillard 2015). Det bör finnas tydliga instruktioner för hur rengöring och desinfektion ska utföras (Dancer 2014). Vid rengöring av vägg sågs en numeriskt större reduktion av bakteriemängden än vid rengöring av golvet. Ytskiktet på golvet är skrovligare för att hundarna inte ska halka, och det försvårar rengöringen. Det blankare ytskiktet på väggen hade lägre CFU/cm² och lägre RLU än golvet innan rengöringen påbörjades. Vid nybyggnation/ombyggnad bör ytskikt väljas både ur ett patientperspektiv och hur lätt det är att rengöra och desinfektera.

Flera studie visar på att ATP-mätning gör det möjligt att få ett snabbt resultat om en redan etablerad rengöringsrutin har fungerat och som ett komplement till visuell inspektion och mikrobiologisk provtagning (Lewis et al. 2008; Willis et al. 2007; Moore et al. 2010). Att använda en ATP-mätare vid utbildning av personal som ska städa har visat sig vara motiverande eftersom den på ett tydligt och snabbt sätt visar resultatet av rengöringen (Willis et al. 2007). Att använda enbart ATP-mätare för att utvärdera en ny rengöringsmetods påverkan på bakteriemängden är inte ett lämpligt sätt. I den här studien korrelerade RLU och CFU/cm² vid 33 av 48 provtagningar. För att kunna använda ATP-mätare för utvärdering av om gränsvärdena angivna i RLU uppnås måste antalet femtomol/RLU vara känt. Detta eftersom det varierar mellan olika mätare och svabbar. I en metaanalys av 14 artiklar som utvärderade korrelationen mellan ATP och CFU/cm² fanns det i 5 en korrelation men signifikansen var svag och ofullständig, i 3 artiklar sågs ingen

korrelation och i 6 artiklar sågs en signifikant korrelation (Nante et al. 2017). Ytterligare en anledning till att inte enbart förlita sig på ATP-mätning är att det är en kemisk reaktion vilket innebär att rester av kemikalier på ytan så som rengöringsmedel och desinfektionsmedel kan ge både högre och lägre värden (Moore et al. 2010). Att ATP-mätaren ger låga resultat är ingen garanti för att det inte finns mikroorganismer på ytan som kan orsaka infektioner (Willis et al. 2007).

Upplevda nackdelar med rengöring med skurborste var att det är mer tidskrävande än med mikrofiber-mopp, både rengöringen och sedan torktiden innan desinfektion kan utföras. I studien upplevdes att rengöring med mikrofiber-mopp och vatten var snabbare och enklare att utföra. Det har visats i studier att städpersonal föredrar mikrofiber-moppar och att rengöringen utförs bättre när städpersonalen gillar städutrustningen (Moore & Griffith 2020). Även med en mild stråle på vattenslangen bildades en aerosol som andades in både av den som rengör och övriga djur i stallet. Det finns en risk att rengöringsmedel och bakterier finns i aerosolen. Upplevda nackdelar med rengöring med mikrofiber-mopp var att den separata tvätthanteringen kan vara svår att utföra korrekt. Mopparna får inte tvättas med sköljmedel vilket övrig tvätt på vårdavdelningen gör, det innebär att mopparna inte kan tvättas med övrig tvätt. Det ger merarbete och en risk att mopparna hamnar i fel tvätt. Även torktumlingen behöver ske separat då mikrofiber-mopparna inte får tumlas i mer än +55° C övrig tvätt torktumlas i högre temperatur.

5.1 Rengörings- och analysmetoder

Urvalet av burar i denna studie begränsades till enbart burar i ortopedi- och medicinstall på UDS. Burar på andra djursjukhus kan ha andra ytskikt och därmed kan resultaten i denna studie inte sägas gälla för alla sorters burar och djursjukhus. Mycket smutsiga burar exkluderades på grund av att den standardiserade rengöringsmetoden som användes i denna studie inte antogs vara tillräcklig för att få rent burarna. Det hade dock varit intressant att vidareutveckla rengöringsmetoden och därmed kunnat inkludera dessa burar för att se om det fanns någon skillnad mellan rengöringsmetoderna och graden av kontaminering i burarna. Valet av rengöringsmetoder utgick ifrån klinikens nuvarande rengöringsmetod och en vanlig rengöringsmetod inom djursjukvården: rengöring med mikrofiber-mopp och vatten. Att använda mikrofiber-mopp med rengöringsmedel skulle kunna leda till problem med bakterietillväxt i rester av rengöringsmedel i buren förutsatt att ingen sköljning eller avtorkning sker efter rengöring. Två justeringar av nuvarande rengöringsmetod som ansågs nödvändiga var att skurborsten och skrapan rengjordes och desinfekterades mellan varje bur och att rengöringsmedlet späddes enligt instruktion på flaskan. Detta gjordes för att eliminera risken för att utrustningen skulle vara kontaminerad och därmed orsaka felaktiga resultat.

Spädningen av rengöringsmedlet skedde för att följa korrekta instruktioner från tillverkaren och för att möjliggöra en standardisering av sköljningstiden utan risk för att rengöringsmedel fanns kvar efter sköljning. Rengöringen av utrustningen tros leda till en förbättring av rengöringsresultatet då smuts och bakterier inte sprids mellan burarna. Att späda rengöringsmedlet ger både en ekonomisk och miljömässig vinst då åtgången minskar drastiskt. Om rengöringsmedlet inte späds är pH 7,5 till skillnad från den korrekt spädda lösningen som har pH 8, det kan antas påverka rengöringsmedlets egenskaper negativt (Nilfisk uå). Till en bur i studien användes knappt 1 ml rengöringsmedel till skillnad från nuvarande rengöringsrutin där ca 15-20 ml ospädd rengöringsmedel appliceras direkt i buren. Vid användning av för mycket rengöringsmedel finns en risk att inte allt sköljs bort och därmed utgör ett tillväxtmedium för bakterier.

För att applicera desinfektionsmedlet användes en annan typ av mikrofibermopp än till rengöringen. Den hanterades enligt djursjukhusets rutin. Det var inte möjligt att avgöra om den förhöjda bakteriemängden vid provtagning efter desinfektion berodde på att mopparna var kontaminerade eller om det fanns någon annan orsak. Det hade varit bättre om även dessa moppar hanterats på ett mer hygieniskt sätt för att kunna utesluta att mopparna orsakade den förhöjda bakteriemängden efter desinfektion. Felaktig hantering av moppar och annan städutrustning ökar risken för kontamination av de ytor som ska rengöras (Dahran 1999).

Det har varit svårt att jämföra resultaten från ATP-mätningarna med studier utförda inom humanvården då det inte har varit tydligt hur många femtomol ATP en RLU motsvarar hos det mätinstrumentet som använts i studierna (Griffith et al. 2000; Lewis et al. 2008; Willis et al. 2007).

Proverna hanterades på två olika sätt efter provtagningen, 38 prover analyserades direkt och resterande 238 prover analyserades dagen efter provtagning. Det kan ha påverkat resultatet eftersom proverna inte hanterats likadant vid alla tillfällen.

5.2 Konklusion

Efter rengöring påvisades en signifikant skillnad avseende de två rengöringsmetodernas förmåga att reducera bakteriemängden. Skurborste, rengöringsmedel och vatten var i den här studien effektivare än mikrofibermopp fuktad med vatten både vid rengöring av vägg och av golv. Då de flesta publicerade rengöringsstudier utförts inom humanvården så finns ett behov av fler studier i djursjukhusmiljö. Detta är nödvändigt för att hitta lämpliga rengöringsmetoder och gränsvärden för CFU/cm² anpassade efter förhållandena i djursjukhusmiljö. Med tanke på resistent bakterier som MRSA och MRSP och zoonoser som salmonella

som alla utgör en fara för både människor och djur är rengöringens effekt mycket viktig för att förhindra smittspridning. Tydliga hygienrutiner och rengöringsrutiner som efterlevs på kliniken är en förutsättning för detta.

En signifikant skillnad på reduktionen av bakteriemängden efter desinfektion sågs beroende på vilken rengöringsmetod som använts innan desinfektionen. Desinfektion efter rengöring med mikrofiber-mopp gav en större reduktion än desinfektion efter rengöring med skurborste. Trots skillnaden i reduktion efter desinfektion mellan metoderna så var slutresultatet lika för båda metoderna efter desinfektion, 96 % av provpunkterna var $\leq 5,0$ cm².

Användandet av ATP-mätare för att bedöma bakteriemängd kan inte anses lämpligt. Däremot är ATP-mätaren ett bra komplement till mikrobiologisk provtagning då den mäter organiskt material som kan utgöra ett tillväxtmedium för mikroorganismer på en yta. Det är ett bra pedagogiskt verktyg för att snabbt utvärdera om en redan befintlig rengöringsrutin givit tillfredställande resultat. Provtagaren måste vara väl förtrogen med mätmetodens för- och nackdelar samt hur många femtomol en RLU motsvarar hos den mätare och de svabbar som används. Risker för feltolkningar av provsvaren är annars stor. Fler studier i djursjukhusmiljö behövs för att hitta gränsvärden för antal femtomol ATP/100 cm² anpassade efter de förutsättningar som råder inom smådjursjukvården.

Referenser

- 3M (2017). *3M™ Petrifilm™ interpretation guide*. [instruktion]
<https://multimedia.3m.com/mws/media/236194O/petrifilm-aerobic-interpretation-guide.pdf> [2022-03-30]
- 3M (2021). *3M™ Petrifilm™ Aerobic Count Plate product instruction*. [instruktion]
<https://multimedia.3m.com/mws/media/695832O/product-instructions-3m-petrifilm-aerobic-count-plate.pdf> [2022-03-30]
- AniCura (2019). *Quality & sustainability report 2019*. [rapport]
<https://www.anicuragroup.com/globalassets/group/documents/quality/anicura---quality-and-sustainability-report-2019.pdf> [2022-02-02]
- Barker, J., Vipond, I.B. & Bloomfield, S.F. (2004). Effects of cleaning and disinfection in reducing the spread of Norovirus contamination via environmental surfaces. *Journal of Hospital Infection*. 58 (1), 42-49.
<https://doi.org/10.1016/j.jhin.2004.04.021>
- Bergström, K., Nyman, G., Widgren, S., Johnston, C., Grönlund-Andersson, U. & Ransjö, U. (2012). Infection prevention and control interventions in the first outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in an equine hospital in Sweden. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 54 (14)
<https://actavetscand.biomedcentral.com/articles/10.1186/1751-0147-54-14>
[2022-06-02]
- Boyce, J. (2007). Environmental contamination makes an important contribution to hospital infection. *Journal of Hospital Infection*. 86 (1), 1-70. [https://doi.org/6550-54.10.1016/S0195-6701\(07\)60015-2](https://doi.org/6550-54.10.1016/S0195-6701(07)60015-2)
- Clemondo (u.å.). *Des +45 ytdesinfektion & rengöring (tensid)*. [produktblad]
https://emoab.se/web/Objectstore/images?file=197796_197797_PDB_20210326_SE.pdf [2022-03-08]
- Colgate-Palmolive (2015). *Ajax orginal*. [Säkerhetsdatablad]
<https://www.tingstad.com/se-sv/fixe/productdocument/safetydatasheet/252907.pdf> [2022-06-02]
- Dahran, S., Mourouga, P., Copin, P., Bessmer, G., Tschanz, B. & Pittet, D. (1999). Routine disinfection of patients' environmental surfaces. Myth or reality? *Journal of Hospital Infection*. 42 113–117 <https://doi.org/10.1053/jhin.1999.0567>
- Dancer, S.J. (2014). Controlling Hospital-Acquired Infection: Focus on the Role of the Environment and New Technologies for Decontamination. *Clinical Microbiology Reviews*, 27 (4), 665–690. <https://doi.org/10.1128/CMR.00020-14>

- Donskey, C.J. (2013). Does improving surface cleaning and disinfection reduce health care-associated infections? *American Journal of Infection Control*. 41 (5) 12–19. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2012.12.010>
- Duijkeren, E. van, Kamphuis, M., Mije, I.C. van der, Laarhoven, L.M., Duim, B., Wagenaar, J.A. & Houwers, D.J. (2011). Transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* between infected dogs and cats and contact pets, humans and the environment in households and veterinary clinics. *Veterinary Microbiology*. 150 (3-4) 338-343. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2011.02.012>
- Engelhart, S., Krizek, L., Glasmachery, A., Fischnaller, E., Markleinz G. & Exner, M. (2002). *Pseudomonas aeruginosa* outbreak in a haematology-oncology unit associated with contaminated surface cleaning equipment. *Journal of Hospital Infection*. 52 (2), 77-154. <https://doi.org/10.1053/jhin.2002.1279>
- Folkhälsomyndigheten (2016). *Sjukdomsinformation om bakterier med Extended Spectrum Beta-Lactamase (ESBL)*. <https://www.folkhalsomyndigheten.se/smittskydd-beredskap/smittsamma-sjukdomar/extended-spectrum-beta-lactamase-esbl/> [2022-05-31]
- Folkhälsomyndigheten (2018). *Sjukdomsinformation om meticillinresistent *Staphylococcus aureus* (MRSA)*. <https://www.folkhalsomyndigheten.se/smittskydd-beredskap/smittsamma-sjukdomar/meticillinresistent-gula-stafylokocker-mrsa/> [2022-06-02]
- Folkhälsomyndigheten (2021). *Antibiotika och antibiotikaresistens*. <https://www.folkhalsomyndigheten.se/smittskydd-beredskap/antibiotika-och-antibiotikaresistens/> [2022-06-02]
- Gajadhar, T., Lara, A., Sealy, P. & Adesiyun, A. (2003). Microbial contamination of disinfectants and antiseptics in four major hospitals in Trinidad. *Revista Panamericana de Salud Pública*. 14 193-199 [2022-04-28]
- Geraldes, C., Verdial, C., Cuncha, E., Almeida, V., Tavares, L., Oliviera, M. & Gil, S. (2021). Evaluation of a Biocide Used in the Biological Isolation and Containment Unit of a Veterinary Teaching Hospital. *Antibiotics*. 10 (6) 639. <https://doi.org/10.3390/antibiotics10060639>
- Griffith, C.J., Cooper, R.A., Gilmore, J., Davies, C. & Lewis, M. (2000). An evaluation of hospital cleaning regimes and standards. *Journal of Hospital Infection*. <https://doi.org/10.1053/jhin.1999.0717> [2022-04-10]
- Grönthal, T., Moodley, A., Nykäsenoja, S., Junnila, J., Guardabassi, L., Thomson, K. & Rantala, M. (2014). Large Outbreak Caused by Methicillin Resistant *Staphylococcus pseudintermedius* ST71 in a Finnish Veterinary Teaching Hospital – From Outbreak Control to Outbreak Prevention. *PLOS ONE*. 9 (10) 1-11. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0110084>
- Guardabassi, L., Larsen, J., Weese, J.S., Butaye, P., Battisti, A., Kluytmans J., Lloyd, D.H. & Skov, R.L. (2013). Public health impact and antimicrobial selection of methicillin-resistant staphylococci in animals. *Journal of Global Antimicrobial Resistance*. 1 (2) 55-62. <https://doi.org/10.1016/j.jgar.2013.03.011>

- Hunter, N.D., Hoet, A.E., van Balen, J. & Stull, J.W. (2021). Longitudinal environmental Staphylococcus contamination in a new small animal veterinary hospital and utility of cleaning checklists. *Zoonoses and Public Health*. 68 (8), 947–954. <https://doi.org/10.1111/zph.12887>
- Jawad, A., Seifert, H., Snelling A.M, Heritage, J. & Hawkey, P.M. (1998). Survival of *Acinetobacter baumannii* on Dry Surfaces: Comparison of Outbreak and Sporadic Isolates. *Journal of Clinical Microbiology* 36 (7). <https://doi.org/10.1128/JCM.36.7.1938-1941.1998>
- Johnson, J.A. (2002). Nosocomial infections. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 32 (5), 1101–1126. [https://doi.org/10.1016/S0195-5616\(02\)00038-4](https://doi.org/10.1016/S0195-5616(02)00038-4)
- Kassambara, A. (2020). ggpubr: “ggplot2” based publication ready plots (Version 0.2.5) [mjukvara]. <https://CRAN.R-project.org/package=ggpubr>. [2022-05-02]
- Lei, H., Jones, R.M. & Li, Y. (2017). Exploring surface cleaning strategies in hospital to prevent contact transmission of methicillin-resistant Staphylococcus aureus. *BMC Infectious Diseases*. 17:85 <https://doi.org/10.1186/s12879-016-2120-z>
- Lewis, T., Griffith, C., Gallo, M. & Weinbren, M. (2008). A modified ATP benchmark for evaluating the cleaning of some hospital environmental surfaces. *Journal of Hospital Infection*. 69, 156-163. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2008.03.013>
- Li, F., Xian, Z., Kwon, H.J., Yoo, J., Burall, L., Chirtel, S.J., Hammack, T.S. & Chen, Y. (2020). Comparison of three neutralizing broths for environmental sampling of low levels of *Listeria monocytogenes* desiccated on stainless steel surfaces and exposed to quaternary ammonium compounds. *BMC Microbiology* 20 (1). <https://doi.org/10.1186/s12866-020-02004-1>
- Liv des +45 (2019). *Säkerhetsdatablad liv des + 45*. [säkerhetsdatablad] https://ichemistry.intersolia.com/pdf/1517/844b7f1e-b719-456f-b429-6311d311e301/100/LIV_DES_45_S_220503021708 [2022-02-28]
- Livsmedelsverket (2022). *Kontrollwiki - webbplats för fördjupning*. <https://kontrollwiki.livsmedelsverket.se/artikel/346/rengoring#smutsens-kemiska-louml-slighet> [2022-04-27]
- Moore, G. & Griffith, C. (2006). A laboratory evaluation of the decontamination properties of microfibre cloths. *Journal of Hospital Infection* 64 (4), 379–385. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2006.08.006>
- Möller, Å., Dahlén, G. & Hallén, J. (2000). En metod för regelbunden rengöring och desinfektion av vattensystemet i dentala units. *Tandläkartidningen*. 92 (11) https://www.tandlakartidningen.se/media/1009/Moller_11_2000.pdf [2022-05-02]
- Nilfisk (u.å.). *Nilfisk allotol natur*. [produktblad] https://www.medicarrier.se/wp-content/uploads/66986_pb.pdf [2022-03-14]
- Nilfisk (2014). *Allotol natur*. [säkerhetsdatablad] https://www.medicarrier.se/wp-content/uploads/66986_sdb.pdf [2022-02-18]
- Nordisk miljömärkning (2021a). *Svanenmärkning av rengöringsmedel*. [kriteriedokument]

- https://www.svanen.se/496729/contentassets/147a802ca57b4efd8c520a709970ae59/kriteriedokument_026_rengoringsmedel-026_svenska.pdf [2022-03-11]
- Nordisk miljömärkning (2021b). *Svanenmärkning av städprodukter med mikrofiber*. [kriteriedokument]
https://www.svanen.se/contentassets/c2d80af6f2f34774a3621877e9bd251a/kriteriedokument_083_stadprodukter-med-mikrofiber-083_svenska.pdf [2022-03-01]
- Pearce-Walker, J.I., Troup D.J., Ives, R., Ikner, L.A., Rose, J.B., Kennedy, M.A. & Verhougstraete, M.P. (2020). Investigation of the effects of an ultraviolet germicidal irradiation system on concentrations of aerosolized surrogates for common veterinary pathogens. *American Journal of Veterinary Research*, 81 (6) 506-513. <https://doi.org/10.2460/ajvr.81.6.506>
- Pharmaxim (2018). *Virkon S® (brukslösning 1%)*. [säkerhetsdatablad]
<https://virkon.se/wp-content/uploads/2021/04/VirkonS-1-SE-SDS.v7.pdf> [2022-06-02]
- PLS Produkter AB (2018). *Desinfektion LifeClean*. [säkerhetsdatablad]
<https://emoab.se/web/Objectstore/images?file=162869%20SE%2020181001.pdf> [2022-06-02]
- Procter & Gamble (2018). *Yes original*. [säkerhetsdatablad]
<file:///C:/Users/elinn.SMURF-SURF/Downloads/S%C3%A4kerhetsdatablad%2010013368%20sv%202018-11-06.pdf> [2022-06-02]
- Robertson, A., Barrell, M. & Maillard, J.-Y. (2019). Combining detergent/disinfectant with microfibre material provides a better control of microbial contaminants on surfaces than the use of water alone. *Journal of Hospital Infection*. 103 (1), 101-104. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2019.05.005>
- SeptiChem (2017). *DesiDos*. [säkerhetsdatablad]
<https://cdn.abicart.com/shop/810/art11/25211-2d23ab-4148.pdf> [2022-02-18]
- Siani, H. & Maillard, J.-Y. (2015). Best practice in healthcare environment decontamination. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases* 34 (1), 1–11. <https://doi.org/10.1007/s10096-014-2205-9>
- SVA (2019). *Salmonella hos hund*. <https://www.sva.se/amnesomraden/djursjukdomar-a-o/salmonella-hos-hund/> [2022-06-13]
- SVA (2022a). *MRSP*. <https://www.sva.se/amnesomraden/antibiotika/anmalningspliktig-resistens/mrsp/> [2022-06-01]
- SVA (2022b). *Salmonella som zoonos*.
<https://www.sva.se/amnesomraden/djursjukdomar-a-o/salmonella-som-zoonos/> [2022-06-13]
- Svensk förening för vårdhygien (2016). *Bygghälsa och Vårdhygien Vårdhygieniska aspekter vid ny- och ombyggnation samt renovering av vårdlokaler 3:e upplagan*. https://s3-eu-west-1.amazonaws.com/static.wm3.se/sites/16/media/105221_BOV_slutversion_20160908.pdf?1473609174 [2022-05-02]
- Tingstad (2021a). *Allrent Ajax original 5 l*. <https://www.tingstad.com/se-sv/stadhygien/rengoringsmedel/allrengoringsmedel/allrent-ajax-original-5l-252907> [2022-06-02]

- Tingstad (2021b). *Golvvraka Swep 35 cm blå*. <https://www.tingstad.com/se-sv/diskrummet/golvredskap/golvrakor/golvvraka-swep-35cm-bla-62635> [2022-03-23]
- Traverse, M. & Aceto, H. (2015). Environmental Cleaning and Disinfection. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 45 (2), 299–330. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.011>
- Vikan (u.å.). Golvskrubb m/vattengenomlöpning, 270 mm, mycket hård vit. [produktblad] https://static.vikan.com/perfion/productsheet/70415_productsheet_sve.pdf [2022-03-14]
- Wagenvoort, J.H.T, Sluijsmans, W. & Penders R.J.R. (2000). Better environmental survival of outbreak vs. sporadic MRSA isolates. *Journal of Hospital Infection*. 45 231-234. <https://doi.org/10.1053/jhin.2000.0757>
- Walther, B., Tedin, K. & Lübke-Becker, A. (2017). Multidrug-resistant opportunistic pathogens challenging veterinary infection control. *Veterinary Microbiology*. 200, 71–78. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2016.05.017>
- Weber, D.J., Rutala, W.A., Miller, M.B., Huslage, K. & Sickbert-Bennett, E. (2010). Role of hospital surfaces in the transmission of emerging health care-associated pathogens: Norovirus, Clostridium difficile, and Acinetobacter species. *American Journal of Infection Control* 38 (5), S25–S33. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2010.04.196>
- Weese, J. S., Faires, M., Rousseau, J., Bersenas, A. M. E. & Mathews, K. A. (2007). Cluster of methicillin-resistant Staphylococcus aureus colonization in a small animal intensive care unit. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. <https://doi.org/10.2460/javma.231.9.1361>
- Wickham H, François R, Henry L, Müller K (2022). dplyr: A Grammar of Data Manipulation [mjukvara] <https://github.com/tidyverse/dplyr> [2022-05-02]
- Wierup, M., Allard Bengtsson, U. & Vågsholm, I. (2020). Biosafety considerations and risk reduction strategy for a new veterinary faculty building and teaching hospital in Sweden. *Infection Ecology & Epidemiology*. 10 (1) <https://doi.org/10.1080/20008686.2020.1761588>
- Willis, C., Morley, R., Weatbury, J., Greenwood, M. & Pallet, A. (2007). Evaluation of ATP bioluminescence swabbing as a monitoring and training tool for effective hospital cleaning. *British Journal of Infection Control*. 8 (5) 17-21. <https://doi.org/10.1177/1469044607083604>
- Willemsen, A., Cobbold, R., Gibson, J., Wilks, K., Lawler, S. & Reid, S. (2019). Infection control practices employed within small animal veterinary practices - a systematic review. *Zoonoses and Public Health*. 66 (5), 439–457. <https://doi.org/10.1111/zph.12589>
- Windahl, U. (2017). *Vad är MRSP?* <https://www.skk.se/contentassets/f224265ad6874d389203a7d5d7c24578/mrsp.pdf> [2022-06-01]
- World bioproducts (u.å.). *SampleRight sponge sampler for enviromental monitoring*. [broschyr]

https://www.worldbioproducts.com/uploads/1/2/9/1/129142376/sampleright_brochure.pdf [2022-03-09]

Tack

Jag vill tacka alla som stöttat mig i arbetet med denna studie framför allt min make Erik Torstensson för hjälp med Excel och markservice. Jag vill även särskilt tacka Todd Alsing Johansson, min handledare, som utfört största delen av laboriearbetet och all mikrobiologisk provtagning. Ett stort tack för all hjälp under skrivprocessen och ett gott samarbete vid rengöring och provtagning.

Publicering och arkivering

Godkända självständiga arbeten (examensarbeten) vid SLU publiceras elektroniskt. Som student äger du upphovsrätten till ditt arbete och behöver godkänna publiceringen. Om du kryssar i **JA**, så kommer fulltexten (pdf-filen) och metadata bli synliga och sökbara på internet. Om du kryssar i **NEJ**, kommer endast metadata och sammanfattning bli synliga och sökbara. Även om du inte publicerar fulltexten kommer den arkiveras digitalt. Om fler än en person har skrivit arbetet gäller krysset för samtliga författare. Läs om SLU:s publiceringsavtal här:

- <https://www.slu.se/site/bibliotek/publicera-och-analysera/registrera-och-publicera/avtal-for-publicering/>.

JA, jag/vi ger härmed min/vår tillåtelse till att föreliggande arbete publiceras enligt SLU:s avtal om överlåtelse av rätt att publicera verk.

NEJ, jag/vi ger inte min/vår tillåtelse att publicera fulltexten av föreliggande arbete. Arbetet laddas dock upp för arkivering och metadata och sammanfattning blir synliga och sökbara.