

1
2
3
4
5 **INTRAVENEUZE KATHETER INFECTIES BIJ DE HOND: EEN**
6 **OVERZICHT**
7
8

9 **F. Boyen¹, I. Van De Maele², S. Daminet², A. Decostere¹**
10
11

12
13 ¹Vakgroep Pathologie, Bacteriologie en Pluimveeziekten,

14 ²Vakgroep Geneeskunde en Klinische Biologie van de Kleine Huisdieren,

15 Faculteit Diergeneeskunde, Universiteit Gent,

16 Salisburylaan 133, B-9820, Merelbeke, België

17 Filip.boyen@UGent.be

18

19 **SAMENVATTING**

20 Intraveneuze katheter infecties zijn ook in de diergeneeskunde oorzaak van bijkomende
21 medische kosten, verlengde hospitalisatieduur en verhoogde mortaliteit, vooral bij lange
22 termijn katheterisatie en erg zieke dieren. Omdat een onvoldoende reiniging en ontsmetting
23 van de huid ook bij de hond de belangrijkste oorzaken zijn van katheter gerelateerde
24 infecties, moet er strikt worden toegezien op het aseptisch plaatsen van de katheter. Goed
25 katheter management vraagt ter dege opgeleid personeel, constante asepsie langs de gehele
26 infuuslijn en frequente monitoring. Wanneer er toch een infectie optreedt, is het raadzaam
27 de katheter te verwijderen en een behandeling in te stellen met de gepaste antibiotica. Enkel
28 in uitzonderlijke gevallen kunnen geïnfecteerde katheters ter plaatse worden gelaten en
29 behandeld volgens de “antibiotic lock-in” methode.

30

31 **INLEIDING**

32

33 Het voorkomen van katheter gerelateerde infecties in de diergeneeskunde is slecht
34 gedocumenteerd. Hoewel de hygiënische omstandigheden bij het plaatsen en/of ter plaatse
35 houden in de diergeneeskunde niet steeds optimaal zijn, werd vroeger toch algemeen
36 aanvaard dat katheterinfecties bij de hond van weinig belang waren (Burrows *et al.*, 1982).
37 De laatste jaren echter zijn er al enkele publicaties verschenen waarin gewag gemaakt
38 wordt van hoge besmettingsgraden. Deze variëren van 7% (Lippert *et al.*, 1993) en 26%
39 (Lippert *et al.*, 1988) tot zelfs 48% (Burrows, 1982). Tabel 1 geeft een overzicht van de
40 frequenst geïsoleerde kiemen uit intraveneuze katheters bij de hond.

Hoewel katheter gerelateerde infecties in principe bij alle gekatheteriseerde honden kunnen voorkomen, is het belang ervan het grootst bij erg zieke dieren op de afdeling intensieve zorgen. Bij deze patiënten kunnen de morbiditeit en mortaliteit erg toenemen door toedoen van katheter gerelateerde infecties (Burrows, 1982; Lippert *et al.*, 1993; Lobetti *et al.*, 2002). Honden met erge diarree (bijvoorbeeld ten gevolge van parvovirose) kunnen niet alleen erg verzwakt zijn door het verlies van vocht en nutriënten en daardoor meer gevoelig aan infecties, de diarree zorgt ook voor een verhoogde infectiedruk van vooral darmbacteriën in de omgeving (Lobetti *et al.*, 2002).

VOORZORGEN OM KATHETER GERELATEERDE INFECTIES TE VOORKOMEN

De meest voorkomende oorzaak van kathetercontaminatie in de humane geneeskunde is een inadequate reiniging en desinfectie van de huid. Onzorgvuldige voorbereiding van de huid wordt ook bij de hond als oorzaak nummer één aangewezen van katheterinfecties (Burrows, 1982).

In de humane geneeskunde zijn er duidelijke richtlijnen voor het plaatsen van een intraveneuze katheter (O'Grady *et al.*, 2002; Eggimann en Pittet, 2002; Bouza *et al.*, 2002) en de preventie van katheter gerelateerde infecties (Cicalini *et al.*, 2004; von Eiff *et al.*, 2005). De meeste aanbevelingen voor kathetergebruik in de diergeneeskunde zijn geëxtrapoleerd uit de humane geneeskunde. Toch zijn er ook enkele studies gewijd aan kathetermanagement bij de hond.

Keuze van de katheter

Een overzicht van verschillende soorten katheters en hun gebruik in de diergeneeskunde werd gegeven door Tan *et al.* (2003). Teflon zou goed bestand zijn tegen bacteriële aanhechting en kolonisatie (Coolman, 1998). Mathews *et al.* (1996) raden poly-urethaan katheters aan in plaats van teflon katheters. Er werden echter geen verschillen gezien qua kolonisatiegraad tussen beide kathetertypes. Poly-urethaan en silicone katheters worden tegenwoordig aangeraden voor zowel korte als lange termijn katheterisatie, hoewel silicone katheters nog erg duur zijn voor diergeneeskundig gebruik (Tan *et al.*, 2003).

Op de Kliniek Kleine Huisdieren van de Faculteit Diergeneeskunde in Merelbeke wordt gebruik gemaakt van polyurethaan katheters (zie verder).

Plaatsen van een intraveneuze katheter

De belangrijkste stappen om een katheter gerelateerde infectie te voorkomen zijn vanzelfsprekend het scheren of knippen van de haren in de ruime omgeving van de vene, het reinigen en de daaropvolgende ontsmetting van de huid. Sommige auteurs geven voorrang aan knippen omdat scheren microwondjes zou kunnen veroorzaken die een mogelijke ingangspoort zouden kunnen vormen voor pathogenen. Met betrekking tot de voorbereiding van de huid moet er wel een duidelijk onderscheid gemaakt worden tussen een gewone bloedname, een korte termijn katheterisatie (< 24 h) en een katheter die een langere periode ter plaatse blijft. Het is in de praktijk al langer bekend dat een gewone bloedname geen strikte aseptische voorbereiding behoeft. Coolman *et al.* (1998) vonden dat aseptische huidvoorbereiding voor katheters die minder dan 24 uur ter plaatse bleven een minimaal belang had. Het belang ervan neemt echter gestaag toe naargelang de katheter langer ter plaatse blijft. Burrows *et al.* (1982) raden aan om na het scheren of knippen van de haren, de huid 2 tot 5 minuten te wassen met een antiseptische zeep, te spoelen met

alcohol en te deppen met een joodtinctuur. Een gelijkaardig protocol wordt gebruikt aan de Kliniek Kleine Huisdieren van de Faculteit Diergeneeskunde in Merelbeke volgens een protocol samengevat in tabel 2.

Het is logisch dat ook propere handen en het eventueel dragen van handschoenen bijdragen tot een goed en hygiënisch geplaatste katheter. Maar zelfs dan moet vermeden worden na het ontsmetten van de katheterplaats de huid nog te palperen (Burrows *et al.*, 1982; O'Grady, 2002).

Onderhouden van de katheter

Monitoring van een intraveneuze katheter is noodzakelijk. Los van het feit dat katheters kunnen loskomen, stuk worden gebeten of gewreven, zijn er toch enkele maatregelen in acht te nemen die de kans op een kathetergerelateerde infectie kunnen minimaliseren.

Hoewel lang geadviseerd werd om routinematig katheters om de 48 tot 72 uur te vervangen om de kans op infectie te verlagen (Murtaugh en Mason, 1989), vonden Matthews *et al.* (1996) geen significant verschil in het voorkomen van katheterinfecties tussen groepen honden waar de katheter meer of minder dan 72 uur ter plaatse bleef. Op de Kliniek Kleine Huisdieren van de Faculteit Diergeneeskunde in Merelbeke wordt toch aangeraden een perifere intraveneuze katheter om de drie dagen te vervangen. De katheter wordt best afgedekt met een steriel gaas en niet met een antibioticumhoudende zalf omdat dit schimmel- en gistgroei en antibioticumresistentie in de hand kan werken (O'Grady *et al.*, 2002). Eventueel kunnen er wel antiseptische producten zoals isobetadinegel gebruikt worden om de gaas te impregneren. Het vernieuwen van verbanden zou enkel noodzakelijk zijn wanneer deze nat of vuil zijn (Mathews *et al.*, 1996). Het toedienen van medicatie of

vocht moet vanzelfsprekend steeds steriel verlopen. Ook driewegkranen en andere toegangspoorten moeten met alcohol ontsmet worden voor en na gebruik.

In de humane geneeskunde wordt reeds gebruik gemaakt van katheters en driewegkranen geïmpregneerd met antibiotica of antiseptica (Cicalini et al., 2004). Zij zouden de kans op katheterkolonistatie met 25 tot 50% verlagen. Wegens de hoge kosten en het gebrek aan onderzoek hebben deze katheters voorlopig een beperkte toepassing in de diergeneeskunde (Tan *et al.*, 2003).

Strikt hygiënische maatregelen zijn van een groot belang gezien de toename van resistente bacteriën, ook in diergeneeskundige klinieken (Murtaugh en Mason, 1989; Johnson, 2002).

Het ondergaan van een chirurgische ingreep of anaesthesie en het toedienen van antibiotica of corticosteroïden zijn in de humane geneeskunde risicofactoren voor het ontwikkelen van een nosocomiale infectie. Bij de hond kon dit niet worden aangetoond (Lippert *et al.*, 1988).

DIAGNOSE VAN KATHETER GERELATEERDE INFECTIES

Wanneer een dier met een intraveneuze katheter plots of zonder aanwijsbare reden koorts begint te maken, moet er steeds aan een katheter gerelateerde infectie gedacht worden, zelfs als er geen uitwendig merkbare reactie is van de vene uit (Tan *et al.*, 2003). Ook wanneer er ter hoogte van de katheter sprake is van zwelling, roodheid, pijn, huidverkleuring of crepitatie, is het dier sterk verdacht van een katheter gerelateerde infectie, eventueel met bijhorende flebitis. Een flebitis hoeft echter niet steeds van infectieuze aard te zijn, maar kan bijvoorbeeld ook optreden door irritatie van de vene door de katheter.

Men kan de diagnose “katheter gerelateerde infectie” stellen wanneer men enerzijds een klinische manifestatie vaststelt van een infectie (flebitis-orgaanlokalisatie-bacteriëmie) en anderzijds de oorzakelijke kiem kan isoleren uit de katheter(tip). Het isoleren van een bacterie uit een katheter alleen is dus nog geen bewijs dat het dier een infectie doormaakt. Er is nog discussie over het percentage katheter-positieve dieren die ook werkelijk een infectie doormaken (Lippert *et al.*, 1993). Wanneer men een kiem wil isoleren uit een kathetertip is het belangrijk dat de katheter niet wordt besmet bij het verwijderen ervan door bijvoorbeeld de omliggende huid. De ingangspoort kan daarom vóór het verwijderen ontsmet worden door te deppen met alcohol, deze vervolgens te laten verdampen en daarna de katheter te verwijderen. Als de dieren te veel reageren op de alcohol kunnen ook (in beperkte mate) jood-preparaten worden gebruikt.

Bouza *et al.* (2002) bespreken enkele nieuwere methoden die in de humane geneeskunde worden toegepast om de diagnose van kathetergerelateerde infectie te kunnen stellen zonder de katheter te moeten verwijderen. Het gaat hier over cytocentrifugatie en acridine oranje kleuringen van bloed getrokken uit een vermeende geïnfecteerde katheter, het nemen van zogenaamde “oppervlakkige swabs” in de nabije omgeving van de katheter, vergelijkende kwantitatieve culturen van bloed uit het katheterlumen en rechtstreeks uit de vene en over zogenaamde “endoluminale brushings”. Deze infecties kunnen dan met behulp van de “antibiotic lock-in” techniek worden behandeld, eveneens zonder de katheter te verwijderen (zie verder).

WAT TE DOEN BIJ EEN INFECTIE

Behandeling bestaat uit het onmiddellijk verwijderen van de katheter en het toedienen van de gepaste antibiotica en eventueel anti-inflammatoire middelen. Voor de keuze van het antibioticum is het resultaat van het bacteriologisch onderzoek richtinggevend (Mermel et al., 2001; Blot, 2003).

In bepaalde omstandigheden kan het verwijderen van een katheter echter voor veel problemen zorgen (lange termijn centraal veneuze katheters, venen al herhaaldelijke malen aangeprikt, venen zetten zeer slecht op, ...). In de humane geneeskunde wordt er op zulke momenten soms gebruik gemaakt van de “antibiotic lock-in” techniek, voor het eerst beschreven door Messing et al. (1988). Deze techniek bestaat erin een hoge concentratie van een gepast antibioticum (al dan niet in combinatie met een anticoagulans) in het lumen van de katheter te brengen tussen de toedieningen van de medicatie door. Een hoog percentage van de geïnfecteerde katheters kan op die manier verder gebruikt worden (Bouza *et al.*, 2002; Oncu et al., 2004; Allon, 2005). Soms wordt zelfs 70% ethanol gebruikt als antisepticum bij de “lock-in” methode (Metcalf *et al.*, 2004). Bij honden werd de “antibiotic lock-in” techniek ook al doeltreffend bevonden voor het voorkomen en behandelen van katheter gerelateerde infecties (Palm *et al.*, 1991; Bach *et al.*, 1998). Gezien deze methode het ontstaan van resistente kiemen in de hand kan werken, is het niet aan te raden een dergelijke techniek routinematig aan te wenden. In bepaalde specifieke gevallen echter (indien er sprake is van een intraluminale katheter kolonisatie preferentieel met een gram positieve kiem, weinig of geen alternatieven voor huidige katheter, geen systemische complicaties ten gevolge van de septicaemie zoals hypotensie) kan een dergelijke techniek een valabel alternatief vormen (Penner et al., 1993; Carratalà J. 2002; Oncu et al., 2004; Segarra-Newnham en Martin-Cooper, 2005). Vaak is echter ook systemische toediening van antibiotica nodig (Segarra-Newnham en Martin-Cooper, 2005).

182 Antibiotica mogen echter niet als een gemakkelijk “opvangnet” worden gebruikt ter
183 vervanging van strikte hygiëne maatregelen. Als antiseptica of sterilisatiemiddel zijn ze
184 vaak ondoeltreffend. Ook bactericide antibiotica zijn maar volledig effectief indien ze
185 kunnen samenwerken met de normale lichaamsafweer.

186

187 CONCLUSIE:

188

189 Hoewel onderzoek naar katheter gerelateerde infecties bij de hond schaars is, zijn er toch
190 aanwijzingen dat deze infecties belangrijker zouden kunnen zijn dan aanvankelijk
191 aangenomen, zeker bij erg verzwakte dieren. Strikte hygiëne bij het plaatsen en
192 onderhouden van katheters is van kapitaal belang om infecties te voorkomen. Behandeling
193 van een katheter gerelateerde infectie kan bemoeilijkt worden door een toenemende
194 antibioticumresistentie bij de oorzakelijke kiemen. Hoewel geïnfecteerde katheters best
195 routinematig worden verwijderd, zijn er alternatieve methoden ter beschikking om in zeer
196 specifieke gevallen katheter gerelateerde infecties te bestrijden.

197

198 LITERATUUR

199 Allon M. (2005) Saving infected catheters: why and how? *Blood Purification* 23, 23-28.

200 Armstrong P.J. (1984). Systemic *Serratia marcescens* infections in a dog and a cat. *Journal*
201 *of the American Veterinary Medical Association* 184, 1154-1158.

202 Bach A., Just A., Berthold H., Ehmke H., Kirchheim H., Borneff-Lipp M., Sonntag H.G.
203 (1998). Catheter-related infections in long-term catheterized dogs. Observations on
204 pathogenesis, diagnostic methods, and antibiotic lock technique. *Zentralblatt für*
205 *Bakteriologie* 288, 541-552.

206 Blot F. (2003). Infections of intravascular perfusion sets. *La Revue du Praticien* 53, 2119-
207 2127.

208 Bouza E., Burillo A., Muñoz P. (2002). Catheter-related infections: diagnosis and
209 intravascular treatment. *Clinical microbiology and infection* 8, 265-274.

210 Burrows C.F. (1982). Inadequate skin preparation as a cause of intravenous catheter-related
211 infection in the dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 180, 474-
212 749.

213 Carratalà J. (2002) The antibiotic-lock technique for therapy of 'highly needed' infected
214 catheters. *Clinical Microbiology and Infection* 8, 282-289.

215 Cicalini S., Palmieri F., Petrosillo N. (2004). Clinincal review: New technologies for
216 prevention of intravascular catheter-related infections. *Critical Care* 8, 157-162.

217 Coolman B.R., Maretta S.M., Kakoma I., Wallig M.A., Coolman S.L., Paul A.J. (1998).
218 Cutaneous antimicrobial preparation prior to intravenous catheterization in healthy dogs:
219 Clinical, microbiological and histopathological evaluation. *The Canadian Veterinary*
220 *Journal* 39, 757-763.

221 Eggimann P., Pittet D. (2002). Overview of catheter-related infections with special
 222 emphasis on prevention based on educational programs. *Clinical Microbiology and*
 223 *Infection* 8, 295-309.

224 Polzin D.J., Osborne C.A., Jacob F. and Ross S. Chronic renal failure. *In: Ettinger S.J.,*
 225 *Feldman E.C. (editors) Textbook of veterinary internal medicine. Fifth edition,*
 226 *Philadelphia, WB Saunders Company, 2000: 1634-1662.*

227 Johnson J.A. (2002). Nosocomial infections. *Veterinary Clinics of North America: Small*
 228 *Animal Practice* 32, 1101-1126.

229 Lippert A.C., Fulton R.B., Parr A.M. (1988). Nosocomial infection surveillance in a small
 230 animal intensive care unit. *Journal of the American Animal Hospital Association* 24, 627-
 231 636.

232 Lippert A.C., Fulton R.B., Parr A.M. (1993). A retrospective study of the use of total
 233 parenteral nutrition in dogs and cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine* 7, 52-64.

234 Lobetti R.G., Joubert K.E., Picard J., Carstens J., Pretorius E. (2002). Bacterial colonization
 235 of intravenous catheters in young dogs suspected to have parvoviral enteritis. *Journal of the*
 236 *American Veterinary Medical Association* 220, 1321-1324.

237 Mathews K.A., Brooks M.J., Valliant A.E. (1996). A prospective study of intravenous
 238 catheter contamination. *The Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 6, 33-43.

239 Mermel L.A., Farr B.M., Sheretz R.J., Sherertz R.J., Raad I.I., O'Grady N., Harris J.S.,
 240 Craven D.E.; Infectious Diseases Society of America, American College of Critical Care
 241 Medicine, Society for Healthcare Epidemiology of America (2001). Guidelines for the
 242 management of intravascular catheter-related infections. *Journal of Intravenous Nursing*
 243 24, 180-205.

244 Messing B., Peitra-Cohen S., Debure A., Beliah M., Bernier J.J. (1988). Antibiotic-lock
 245 technique: a new approach to optimal therapy for catheter-related sepsis in home-parenteral
 246 nutrition patients. *Journal of Parenteral and Enteral Nutrition* 12, 185-189.
 247 Metcalf S.C.L., Chambers S.T., Pithie A.D. (2004). Use of ethanol locks to prevent
 248 recurrent central line sepsis. *Journal of Infection* 49, 20-22.
 249 Murtaugh R.J., Mason G.D. (1989). Antibiotic pressure and nosocomial disease. *Veterinary*
 250 *Clinics of North America: Small Animal Practice* 19, 1259-1274.
 251 O'Grady N.P., Alexander M., Dellinger E.P., Gerberding J.L., Heard S.O., Maki D.G.,
 252 Masur H., McCormick R.D., Mermel L., Pearson M.L., Raad I.I., Randolph A., Weinstein
 253 R.A. (2002). Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections.
 254 *American Journal of Infection Control* 30, 476-489.
 255 Oncu S., Oncu S., Ozturk B., Kurt I., Sakarya S. (2004). Elimination of intraluminal
 256 colonization by antibiotic lock in catheters. *The Tohoku Journal of Experimental Medicine*
 257 203, 1-8.
 258 Palm Ü., Boemke W., Bayerl D., Schnoy N., Jühr N.-C. (1991). Prevention of catheter-
 259 related infections by a new, catheter restricted antibiotic filling technique. *Laboratory*
 260 *Animals* 25, 142-152.
 261 Penner J., Allerberger F., Dierich M.P., Pfaller W., Hager J. (1993). In vitro experiments on
 262 catheter-related infections due to gram-negative rods. *Chemotherapy* 39, 336-354.
 263 Tan R.H.H., Dart A.J., Dowling B.A. (2003). Catheters: a review of the selection,
 264 utilization and complications of catheters for peripheral venous access. *The Australian*
 265 *Veterinary Journal* 81, 136-139.
 266 Von Eiff C., Jansen B., Kohnen W., Becker K. (2005). Infections associated with medical
 267 devices: pathogenesis, management and prophylaxis. *Drugs* 65, 179-214.

268
269

Tabel 1. Meest geïsoleerde kiemen uit intraveneuze katheters bij de hond

Referentie	Kiemsoort	Referentie	Kiemsoort
Burrows, 1982	<i>Escherichia coli</i> <i>Aerobacter sp.</i> <i>Proteus sp.</i> <i>Streptococcus sp.</i> <i>Klebsiella sp.</i> <i>Corynebacterium sp.</i> <i>Bacillus sp.</i> <i>Pseudomonas sp.</i> <i>Clostridium sp.</i> <i>Micrococcus sp.</i>	Lippert <i>et al.</i> , 1993	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Escherichia coli</i> <i>Serratia liquefaciens</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Enterobacter cloacae</i>
Lippert <i>et al.</i> , 1988	<i>Enterobacter cloacae</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus sp.</i> <i>Escherichia coli</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Micrococcus sp.</i> <i>Acinetobacter sp.</i> <i>Citrobacter freundii</i>	Matthews <i>et al.</i> , 1996	<i>Bacillus sp.</i> <i>Staphylococcus sp.</i> <i>Enterobacter aerogenes</i> <i>Pasteurella multocida</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
		Lobetti <i>et al.</i> , 2002	<i>Escherichia coli</i> <i>Serratia odorifera</i> <i>Serratia liquefaciens</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Serratia marcescens</i> <i>Acinobacter anitratus</i> <i>Citrobacter freundii</i> <i>Staphylococcus intermedius</i> <i>Streptococcus sp.</i> <i>Enterobacter sp.</i> <i>Klebsiella oxytoca</i>

270

271 **Tabel 2. Richtlijnen voor het plaatsen en hanteren van intraveneuze katheters**
 272 **(K. Savary-Bataille, I. Polis, S. Daminet)**

Kathetertypes	<15 kg: polyurethaan katheter 22 Ga. 15 >< 40 kg: polyurethaan katheter 20 Ga. > 40 kg: polyurethaan katheter 18 Ga.
Plaatsing	1. Haren breed knippen of scheren 2. Drie minuten schrobben met povidone zeep 3. Zeep verwijderen met poviderm sol 4. Insertieplaats niet palperen 5. Tijdens het plaatsen een gaasje met poviderm sol onder de naald houden 6. Katheter vasttappen 7. Een gaasje in vier geknipt met isobetadine gel op de insertieplaats aanbrengen 8. Polsteren en bandageren met datum op de bandage
Onderhoud	1. Om de 6 uur flushen met 2cc steriele 0.9% NaCl of Hartman oplossing 2. Elke dag bandage verwijderen, of vaker indien vuil 3. Telkens insertieplaats inspecteren op pijn, zwellen,... 4. Indien geen problemen, weer verbinden, polsteren en bandageren zoals hierboven beschreven 5. Minstens om de drie dagen katheter vervangen 6. Alle procedures met betrekking tot de katheter, de vloeistofset of het toedienen van vocht of medicatie moeten steriel gebeuren 7. Indien gebruik gemaakt wordt van een IV poort, dan moet deze voor elk gebruik met alcohol worden ontsmet.

273

274

275