HOSPITALISATION

La biosécurité dans un hôpital vétérinaire équin : **comment réduire les risques d'infections nosocomiales ?**

Biosecurity in an equine veterinary hospital: how to reduce the risk of nosocomial infections?



Anne COUROUCÉ *(DipECEIM)*

Université de Caen Normandie
BIOTARGEN UR7450
Normandie équine vallée
GIS Centaure, 14000 Caen

Cisco-Oniris, VetAgroBio
101 route de Gachet
44300 Nantes



Camille VERCKEN

Equiways
Normandie équine vallée
3 rue Nelson Mandela
14280 Saint-Contest

CONFLIT D'INTÉRÊTS
Aucun

RÉSUMÉ

Cet article propose une stratégie de biosécurité pour les hôpitaux équins afin de réduire les infections nosocomiales, souvent multirésistantes et parfois zoonotiques. Fondée sur la triade bioexclusion, biocompartimentation et bioconfinement, elle coordonne le triage et l'isolement précoces, le zonage et les flux unidirectionnels, l'hygiène du personnel (équipements de protection individuelle, mains), le nettoyage et la désinfection (avec détergence et contrôle des biofilms), la gestion du matériel et des déchets, l'antibiogouvernance, la surveillance épidémiologique, les audits et la communication avec les équipes et les propriétaires.

Mots clés: biosécurité, maladies infectieuses, antibiorésistance, équidés.

SUMMARY

This article provides a biosecurity strategy for equine hospitals to reduce nosocomial infections, which are often multi-resistant and sometimes zoonotic. The basis of the article is the triad of bio-exclusion, biocompartmentalisation and biocontainment. Guidance is given on coordination of early triage and isolation, zoning and unidirectional flows, staff hygiene (personal protective equipment, hands), cleaning and disinfection (with detergents and biofilm control), equipment and waste management, antibiotic stewardship, epidemiological surveillance, audits and communication with teams and owners.

Keywords: biosecurity, infectious diseases, antibiotic resistance, equines.

La multiplication des structures hospitalières équines au cours des dernières décennies témoigne des progrès constants de la médecine vétérinaire. Interventions chirurgicales de pointe, soins intensifs, hospitalisations prolongées : les chevaux bénéficient aujourd'hui de plateaux techniques comparables à ceux des hôpitaux humains. Mais cette sophistication s'accompagne d'un revers majeur : l'augmentation du risque d'infections nosocomiales, contractées après l'admission et qui apparaissent au cours ou à la suite d'un séjour hospitalier. Les conséquences directes et indirectes de ces infections sont graves :

- elles entraînent un temps de récupération prolongé, des coûts de traitement plus élevés, voire la mort dans les cas graves ;
- elles impliquent des micro-organismes multi-résistants, rendant le traitement complexe ;
- certaines sont zoonotiques et/ou peuvent se propager à d'autres chevaux, en particulier en milieu hospitalier.

Le risque d'infection augmente avec plusieurs facteurs : gestes invasifs (mise en place de cathéters intraveineux ou de sondes naso-gastriques, procédures chirurgicales), chevaux immunodéprimés, forte densité animale et interventions répétées par différents membres du personnel. Chaque étape du parcours hospitalier constitue ainsi une occasion potentielle d'introduction ou de dissémination

d'agents pathogènes. La biosécurité constitue et doit constituer un véritable pilier de la gestion hospitalière. Elle repose sur des principes simples en apparence, mais qui nécessitent une application constante et une vigilance de tous les instants pour être réellement efficaces.

RISQUE INFECTIEUX NOSOCOMIAL EN CLINIQUE ÉQUINE

En médecine équine, des travaux récents soulignent l'émergence ou la réémergence d'agents pathogènes hospitaliers équins, notamment *Salmonella enterica, Clostridioides difficile, Staphylococcus aureus, Acinetobacter baumannii* ou *Escherichia coli* producteur de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE) [2, 4, 18, 19, 21]. Des virus comme les herpèsvirus équins et des champignons opportunistes peuvent aussi être impliqués [10]. En 2008, dans une étude menée au sein d'hôpitaux vétérinaires universitaires, 82 % d'entre eux ont rapporté au moins une épidémie nosocomiale et 45 % plusieurs, au cours des 5 années précédentes. Les agents principalement impliqués étaient *Salmonella* spp., *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (Sarm), *E. coli, Clostridium difficile* et l'herpèsvirus équin de type 1 (HVE-1). Des mesures d'urgence ont été prises avec 58 % des hôpitaux qui ont restreint les admissions et 32 % qui ont fermé des zones hospitalières, voire tout l'hôpital. Parmi eux, 50 % ont signalé des cas de zoonose chez le personnel (Sarm, salmonellose, etc.). Même si 89 % des établissements avaient rédigé une politique de biosécurité, seuls 42 % exigeaient une formation du personnel. La surveillance était principalement passive [3].

Plus récemment, l'Association vétérinaire équine française (Avef) et l'Agence nationale de sécurité sanitaire (Anses) ont conduit deux études successives, Nosequi (2021-2022) puis Equiscreen (2023-2024), financées par le plan ÉcoAntibio, pour évaluer la présence de bactéries résistantes et leur circulation en milieu hospitalier équin [14]. L'étude Nosequi a été réalisée dans 3 cliniques équines avec des prélèvements répétés pendant 6 mois dans l'environnement hospitalier (environ 50 sites par campagne). Deux bactéries ont été spécifiquement ciblées : les entérobactéries résistantes aux céphalosporines de 3e et 4e générations (*extended-spectrum cephalosporin-resistant enterobacterales*, ESC-R) et Sarm. Les résultats de cette étude montrent qu'il existe une contamination fréquente et persistante : jusqu'à 67 % des surfaces prélevées étaient contaminées. Les ESC-R étaient bien plus présentes que Sarm et les lieux les plus contaminés étaient les sols, les portes et les mangeoires dans les boxes. Des zones de "non soins" comme les claviers d'ordinateur, les poignées de porte, la salle d'accueil étaient également contaminées, ce qui traduit une importante exposition du personnel. L'étude Equiscreen a été réalisée dans 8 cliniques équines avec des prélèvements sur les chevaux à l'entrée et à la sortie, ainsi que dans l'environnement avec le même ciblage sur les souches d'entérobactéries produisant des BLSE, les ESC-R et Sarm. Cette étude a mis en évidence que les chevaux sont bien plus souvent porteurs à la sortie qu'à l'entrée. Il existe donc une forte acquisition de ces bactéries lors de leur séjour en clinique. Une transmission entre chevaux et *via* l'environnement a pu être démontrée, avec notamment des surfaces critiques comme les jonctions sol-mur ainsi que les mangeoires.

Ces deux études mettent en évidence la forte présence d'entérobactéries multirésistantes (ESC-R), avec une persistance prolongée de certaines souches sur les surfaces et une transmission nosocomiale documentée. Ainsi, les cliniques équines agissent comme des amplificateurs et des diffuseurs de bactéries résistantes, facilitent l'acquisition de résistances par les chevaux hospitalisés et présentent des zones critiques d'assainissement (sols, mangeoires, jonctions mur-sol). La maîtrise des maladies nosocomiales repose donc sur la mise en place et le suivi des règles de biosécurité, mais aussi sur une antibiogouvernance stricte afin d'éviter l'émergence de bactéries multirésistantes.

LES PILIERS DE LA BIOSÉCURITÉ

La biosécurité repose sur trois axes complémentaires : prévenir l'introduction d'agents infectieux (bioexclusion), limiter leur dissémination (biocompartimentation) et empêcher leur persistance dans l'environnement grâce à des protocoles de nettoyage et de désinfection adaptés et systématiques (bioconfinement).

Ces axes s'articulent autour de dix piliers (encadré 1).

ENCADRÉ 1

LES DIX PILIERS DE LA BIOSÉCURITÉ

1. Plan écrit de biosécurité, éducation du personnel et identification des lacunes.
2. Triage et détection précoce des risques.
3. Isolement des chevaux suspects.
4. Affectation des chevaux et établissement de zones.
5. Hygiène du personnel, équipements de protection individuelle et bonnes pratiques.
6. Nettoyage et désinfection de l'environnement.
7. Contrôle des vecteurs et des nuisibles.
8. Gestion des équipements, du matériel et des déchets.
9. Surveillance sanitaire et diagnostic.
10. Communication.

1. Plan écrit de biosécurité, éducation du personnel et identification des lacunes

Il est fondamental d'avoir un plan d'action écrit en cas de suspicion de transmission nosocomiale, d'adapter les protocoles au fonctionnement de chaque structure (taille, cas traités, ressources) et de travailler conjointement avec les laboratoires de diagnostic pour identifier les germes et suivre les tendances d'évolution des agents pathogènes pour un site donné. La formation de tous les personnels à l'application quotidienne de ces procédures est capitale [22]. Il est très important d'avoir une approche proactive plutôt que réactive : anticiper les risques, mettre en place des systèmes de surveillance et établir une culture de biosécurité au quotidien. La mise en place d'audits internes et/ou externes peut être requise afin d'identifier des lacunes et assurer une amélioration continue [11]. Pour prioriser les actions correctives, les recommandations issues de la littérature récente s'appuient principalement sur des systèmes de scores d'audit, en particulier ceux décrits par Humblet et Saegerman en 2023. Plusieurs points sont à prendre en compte :

- identification de chaque non-conformité, à partir des audits ou des check-lists (équipements de protection individuelle, zonage, hygiène des mains, déchets, matériel, environnement, flux équins, humains et de matériels, etc.). Exemple de non-conformité : absence d'hygiène des mains entre deux animaux ;
- évaluation de chaque risque selon 3 critères (gravité, probabilité et détection), l'impact clinique étant défini *via* un score de 1 à 5 (tableau 1) ;
- calcul du score prioritaire, ou *risk priority number* (RPN), qui est le produit entre la gravité, la probabilité et la détection. Le RPN maximal est de 125. Plus il est élevé, plus l'action est prioritaire. Le niveau de risque est donc déterminé selon le RPN (tableaux 2 et 3).

2. Triage et détection précoce des risques

Le tri à l'admission constitue la première ligne de défense contre les infections nosocomiales. Il doit y avoir un triage téléphonique ainsi qu'un triage à l'arrivée. Des questions doivent impérativement être posées au détenteur ou propriétaire concernant le site de provenance et le passé récent du cheval : antécédents de fièvre, diarrhée, toux, troubles neurologiques, mais aussi déplacements (concours, haras, retour de clinique) ou contacts récents (exposition à des cas infectieux confirmés ou suspects). Ce questionnement doit être effectué même

Tableau 1

Évaluation de chaque risque selon trois critères

CRITÈRE	SIGNIFICATION ÉQUINE	SCORE 1 = FAIBLE	SCORE 5 = ÉLEVÉ
Gravité (G)	Impact clinique, sanitaire, économique	Sans effet clinique	Catastrophique (mort, fermeture hospitalière)
Probabilité (P)	Chance que l'événement arrive (cheval infecté, transmission)	Très rare	Très fréquent
Détection (D)	Capacité à détecter le risque avant l'incident	Facile, procédures maîtrisées	Difficile, risque caché

Pour l'impact clinique, les scores suivants peuvent être attribués : 1 = sans effet clinique, 2 = impact mineur, 3 = morbidité limitée, 4 = hospitalisation ou pertes économiques, 5 = mort, épidémie ou fermeture de la clinique.
D'après [11].

Tableau 2

Niveau de risque et actions recommandées selon le *risk priority number* (RPN)

RPN	NIVEAU DE RISQUE	ACTIONS RECOMMANDÉES
1 à 20	Faible	Surveillance, documentation
21 à 50	Modéré	Plan d'amélioration, suivi trimestriel
51 à 80	Élevé	Action corrective immédiate, vérification mensuelle
81 à 125	Critique	Action urgente en 24 à 72 heures, plan d'urgence, formation

Tableau 3

Exemples d'utilisation du *risk priority number* (RPN) et des actions à mener selon son niveau

RISQUE	PROBABILITÉ	GRAVITÉ	DÉTECTION	RPN	ACTIONS
Absence de triage à l'admission	4	5	4	**80**	Mise en place d'un protocole à l'admission + formation
Box d'isolement non dédié	3	5	5	**75**	Installation temporaire, signalisation, équipements de protection individuelle, personnel dédié, protocole de nettoyage et de désinfection renforcé
Hygiène des mains incomplète	5	4	3	**60**	Stations de gel + audit mensuel
Nettoyage imparfait des drains et du sol	3	4	4	**48**	Protocole + contrôle hebdomadaire

dans un contexte d'admission en urgence, car cela permet de catégoriser les animaux selon leur niveau de risque. Un animal revenant d'un concours et présentant de la fièvre et des signes neurologiques, par exemple, doit immédiatement être placé à l'isolement strict. Ce filtrage par statut sanitaire permet de débarquer le cheval sur une aire sécurisée, l'idéal étant d'avoir des voies d'entrée différentes si possible (chevaux suspects *versus* non suspects). Ces informations doivent être communiquées au détenteur avant l'arrivée du cheval sur le site. Parallèlement à ce questionnaire, un examen clinique d'arrivée complet doit également être effectué, avec notamment la prise de la température rectale. Tout cheval présentant une température rectale supérieure à 38,5 °C doit alors être examiné dans un environnement spécifique, en prenant des mesures strictes pour l'équipement du personnel et pour le matériel. Une prise de sang incluant une numération formule doit aussi être réalisée au plus vite pour déterminer s'il existe une leucopénie ou une leucocytose pouvant faire suspecter l'existence d'une infection, afin d'orienter le cheval, là aussi, vers l'isolement (figure). Schott et ses collaborateurs (2001) ont décrit la propagation d'une infection nosocomiale due à *Salmonella enterica* sérotype Typhymurium chez des animaux hospitalisés durant une période de 2 mois, ce qui montre à quel point tout retard au diagnostic initial augmente fortement la propagation intra-hospitalière. Ainsi, 18 chevaux sur 138 (13 %) ont été atteints, avec un taux de mortalité élevé (44 %) puisque 8 de ces 18 chevaux infectés

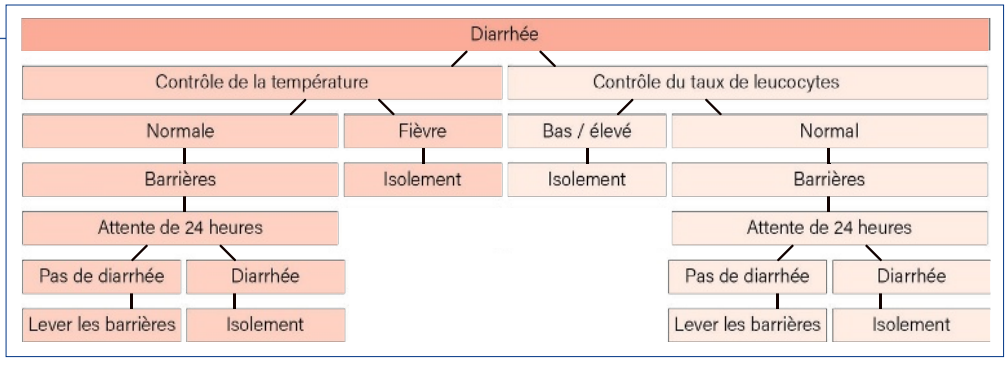


Figure
Exemple d'arbre décisionnel pour un cheval présentant de la diarrhée à l'arrivée en clinique

ont été euthanasiés ou sont morts. Au vu de cette propagation rapide et de la mortalité associée, il a été décidé de fermer l'hôpital aux nouvelles admissions pendant plusieurs semaines [17]. Enfin, une gestion raisonnée de la capacité d'accueil s'impose : un hôpital saturé favorise inévitablement la propagation des agents pathogènes.

3. Isolement des chevaux suspects

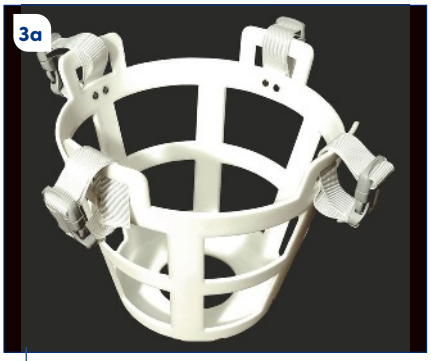
L'isolement constitue un élément central : les chevaux suspects ou porteurs d'agents infectieux doivent être hébergés dans des boxes spécifiques, idéalement situés en périphérie du site, avec un sas d'entrée et de sortie, un équipement et du matériel dédiés et un protocole clair d'entrée et de sortie. L'unité d'isolement doit présenter des garanties de biosécurité strictes : matériaux utilisés pour les surfaces et sols facilement nettoyables (murs et sols non poreux, pas de bois) et adaptés à des phases de nettoyage et de désinfection intenses. Renforcer par un marquage au sol l'identification des boxes d'isolement contribue indirectement à la biocompartimentation de l'isolement (photo 1). La ventilation, souvent négligée, mérite aussi une attention particulière : elle doit limiter la stagnation de l'air et réduire la transmission aéroportée de particules infectieuses. Les circuits de ventilation et de collecte d'eau de ruissellement doivent être indépendants du reste de la clinique (pas de partage d'air avec d'autres unités). Il faut également prévoir une aire spécifique à cette zone pour doucher les chevaux. Afin de garantir la biocompartimentation, le personnel doit disposer d'un vestiaire SAS, ainsi que des équipements pour implémenter les mesures d'hygiène (lavabo, poubelle, stock et crochets de suspension des équipements de protection individuelle dans la zone, etc.) (photo 2). De même, l'élimination des déchets doit être prise en compte. Le fumier provenant des zones d'isolement ou de soins à des animaux atteints de maladies infectieuses doit être considéré comme un matériau contaminé et manipulé séparément des déchets généraux. Le compostage constitue un traitement acceptable à condition que les conditions thermophiles soient vérifiées [1]. L'étude de Goerhing et ses collaborateurs (2010) décrit une épidémie nosocomiale d'HVE-1 dans un hôpital vétérinaire universitaire, malgré l'existence de règles de biosécurité et l'instauration immédiate de mesures plus strictes lors de l'admission d'un cas index présentant une myéloencéphalopathie. Six autres chevaux hospitalisés ont été infectés, et deux d'entre eux ont ensuite transmis l'infection à d'autres chevaux sur leur exploitation à la sortie de l'hôpital. Cette étude démontre que même des protocoles stricts peuvent être insuffisants face à un agent hautement contagieux si la séparation des flux aériens, des circuits humains et du matériel n'est pas absolue. Ces auteurs recommandent que les chevaux suspects d'HVE-1 soient isolés dans un bâtiment totalement indépendant, avec du personnel dédié [10].



Photo 1
Marquage au sol devant un box pour délimiter une zone SAS.
© C. Vercken, Equiways



Photo 2
Le personnel doit avoir à sa disposition des équipements pour implémenter les mesures d'hygiène et notamment de quoi se laver et se désinfecter les mains.
© C. Vercken, Equiways







Photos 3a à 3c
Détails du masque FFP2 pour cheval.
3a : armature extérieure.
3b : filtre.
3c : armature intérieure.
© Ekynov

4. Flux séparés et établissement de zones

Zonage et mise en place de circuits distincts

La biosécurité commence dès l'architecture de l'hôpital. La conception des bâtiments doit permettre une séparation claire des zones propres et sales, avec des circuits unidirectionnels de circulation pour les animaux, le personnel et le matériel. Les zones d'hospitalisation, de chirurgie et d'isolement doivent être nettement délimitées, idéalement avec un matériel dédié à chacune. La définition de zones fonctionnelles distinctes au sein d'une clinique équine est un pilier de la biosécurité. L'établissement doit être organisé selon un zonage clair distinguant les zones propres (chevaux hospitalisés non infectieux, soins courants), les zones à risque (poulains, soins intensifs, convalescence) et les zones d'isolement à haut niveau de confinement destinées aux maladies contagieuses majeures (HVE-1, *Streptococcus equi, Salmonella* spp., rotavirus, etc.). Le sens de circulation des chevaux, du personnel et du matériel doit suivre un flux du propre vers le sale, évitant tout croisement entre les circuits incompatibles. Les points d'accès à chaque zone doivent être clairement identifiés et contrôlés, avec des protocoles d'entrée et de sortie (changement d'équipements de protection individuelle, pédiluve, lavage des mains). La signalétique de chaque zone ainsi que l'éclairage de nuit sont des contributeurs importants pour empêcher toute divagation incontrôlée sur le site. Le parking dédié aux voitures des vétérinaires itinérants doit se situer dans une zone clairement délimitée comprenant une possibilité de nettoyage et désinfection des pneus (bioexclusion). Une aire dédiée aux chevaux morts doit également

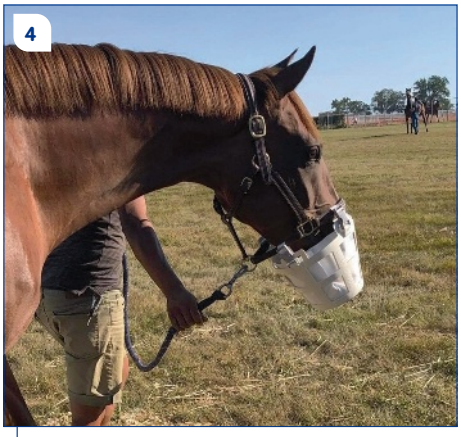


Photo 4
Masque FFP2 en place sur un cheval.
© A. Couroucé

être située proche d'une sortie et à distance de la zone propre de la clinique. La gestion des équipements partagés doit être strictement encadrée : chaque zone doit disposer de matériel dédié (thermomètres, licols, chariots, seaux, fourches et balais), désinfecté entre chaque animal ou série, et les objets communs (balances, échographes, endoscopes) sont soumis à une désinfection systématique et tracée entre chaque utilisation. Ce zonage, associé à une formation continue du personnel et à une signalétique adaptée, permet de limiter la propagation croisée des agents pathogènes entre animaux hospitalisés et de réduire significativement le risque d'épidémie nosocomiale équine.

Déplacement des chevaux suspects vers l'isolement

Des masques FFP2 pour chevaux existent et peuvent être utilisés lors du déplacement de chevaux suspects ou malades vers des boxes d'isolement par exemple (photos 3 et 4). Le masque Ekynov comprend trois parties : une

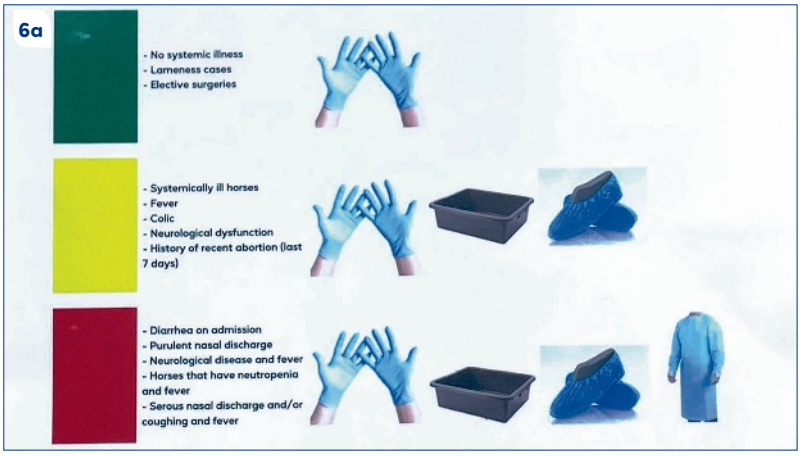
armature intérieure qui tient le filtre éloigné des naseaux, un filtre de type FFP2 et une armature extérieure qui protège le filtre des chocs extérieurs. Les armatures sont faites en polyuréthane thermoplastique, un plastique flexible permettant d'absorber les chocs éventuels et en outre facile à nettoyer et à désinfecter.

5. Hygiène du personnel, équipements de protection individuelle et bonnes pratiques

La transmission indirecte des agents pathogènes au sein d'une clinique vétérinaire se fait majoritairement par les personnes et le matériel. Le cœur de la prévention repose sur la rigueur quotidienne des équipes. L'hygiène des mains, à travers le lavage et la désinfection systématiques, est l'une des mesures les plus simples et les plus efficaces [23]. La disponibilité de solutions hydroalcooliques, de points d'eau bien répartis et de poubelles hermétiques conditionne son adoption(1). Les équipements de protection individuelle (gants, surblouses, bottes, charlottes et parfois masques) et les pédiluves doivent être adaptés à chaque zone et à chaque acte. Leur usage ne doit pas être perçu comme une contrainte, mais comme une norme professionnelle(1) (photo 5). En s'inspirant des bonnes pratiques en milieu hospitalier de la médecine humaine, un système à base de cartes de couleurs à disposer sur les portes de boxes (aimants) peut contribuer à informer clairement les intervenants sur le statut sanitaire de l'animal et les équipements de protection individuelle nécessaires lors des soins (photos 6a et 6b). Les gants permettent de protéger les mains contre les bactéries, les produits chimiques ou les fluides biologiques ; les masques empêchent l'inhalation d'agents pathogènes et/ou protègent les animaux des micro-organismes humains ; les lunettes de protection ou visières protègent les yeux contre les projections, la poussière ou les débris ; les blouses, casaques ou tabliers de protection préviennent la contamination des vêtements et de la peau ; les surbottes ou bottes dédiées évitent le transport d'agents infectieux entre les boxes ou les bâtiments ; les charlottes ou couvre-cheveux évitent la contamination des cheveux et la dissémination d'agents pathogènes. Ces éléments permettent à la fois de se protéger contre les agents pathogènes des chevaux malades et de protéger les chevaux ou poulains potentiellement vulnérables



Photo 5
Équipement de vétérinaires avec des combinaisons jetables à capuche permettant de protéger les cheveux, des gants, des masques, des visières et des bottes.
© A. Couroucé





Photos 6a et 6b
Système de codes couleurs pour définir les niveaux de biosécurité à respecter.
6a : exemple de panneau indiquant pour chaque code couleur les pratiques à mettre en œuvre.
6b : aimants de couleur à positionner sur les boxes selon le niveau de biosécurité défini.
© C. Vercken, Equiways

(1) *Voir l'article « Mesures d'hygiène de base en pratique équine : lavage des mains et procédures de nettoyage et désinfection » dans ce dossier.*

Tableau 4

Catégories de détergents utilisables dans les cliniques vétérinaires

TYPE	UTILITÉ	COMMENTAIRE
Enzymatique multi-enzymes	Idéal pour les boxes hospitaliers ou d'isolement, les drains	Fragmente le biofilm avant la désinfection
Alcalin puissant	Excellent pour les matières organiques (fumier, urine, graisse, jetage)	Sodiques, alcalins chlorés, par exemple
Détergent désincrustant	Bon sur les sols poreux ou en caoutchouc	Box avec sol en caoutchouc, sol antidérapant
Détergent neutre	Pour les surfaces fragiles ou en finition	Plus de sécurité pour les matériaux

hospitalisés. Les procédures invasives (pose de cathéters, pansements chirurgicaux, sondages) exigent une asepsie irréprochable et des protocoles détaillés[2].

(2) *Voir l'article « Mesures d'hygiène en lien avec le bloc opératoire » dans ce dossier.*

6. Nettoyage et désinfection environnementale

Pourquoi ?

Des virus et bactéries peuvent résister longtemps dans le milieu extérieur sur différentes surfaces et dans l'eau. Une étude de Durham et son équipe (2018) sur la survie de *Streptococcus equi* subsp. *equi* montre que la viabilité bactérienne est favorisée par un environnement local humide et par la saison hivernale. La survie a tendance à être courte en été (jusqu'à 9 jours dans des zones humides et jusqu'à 2 jours dans des zones sèches), mais beaucoup plus longue en hiver (jusqu'à 34 jours dans des zones humides et jusqu'à 13 jours dans des zones sèches) [9]. Pour *S. equi* subsp. *zooepidemicus*, la survie est de 17 jours sur des surfaces en plastique ou en caoutchouc et de 4 jours sur du bois ou du béton [12]. De même, l'HVE-1 reste stable et infectieux dans l'eau dans de nombreuses conditions jusqu'à 3 semaines [8]. L'HVE-4 peut persister et rester infectieux, *in vitro*, pendant au moins 28 jours dans l'eau à 4 °C et à 20 °C. Le génome d'HVE-4 a été retrouvé sur différentes surfaces (abreuvoirs, mangeoires, grilles métalliques des portes de boxes, etc.) pendant 45 jours, avec des charges particulièrement importantes sur les grilles des boxes en acier galvanisé [16]. Par ailleurs, les rotavirus peuvent survivre jusqu'à 9 mois à température ambiante. Plus la surface est absorbante et plus la survie du virus est longue [24].

Comment ?

Nettoyer avant de désinfecter

Chaque zone de l'hôpital doit faire l'objet d'un protocole précis de nettoyage et de désinfection, adapté à sa fréquentation et

ENCADRÉ 2

ÉTAPES DE NETTOYAGE ET DE DÉSINFECTION DES BOXES (SURFACES NON POREUSES)

1. Retirer tout le matériel du box, comme les seaux et les filets à foin. Évaluer et éliminer tous les risques électriques.
2. Retirer toute la litière, les aliments et la matière organique du box, et les éliminer correctement.
3. Humidifier les surfaces de haut en bas pour décoller la matière organique des parois puis du sol, en dirigeant l'eau vers l'évacuation ou le point de drainage.
4. Nettoyer au nettoyeur à haute pression ou frotter les surfaces de la même manière avec un détergent. Attention à ne pas nettoyer avec un nettoyeur à haute pression s'il y a des chevaux présents dans les boxes voisins.
5. Rincer toutes les surfaces à l'eau, inspecter les zones problématiques et les nettoyer à nouveau si nécessaire (à la main, avec une brosse). Porter une attention particulière aux angles, crevasses, rebords et drains, et vérifier l'absence de fissures, joints cassés ou peinture écaillée pouvant abriter des agents pathogènes. Corriger ces défauts avant la désinfection si possible.
6. Une fois toutes les surfaces visiblement propres, laisser sécher ou racler les murs et les sols pour enlever l'excès d'eau (qui dilue le désinfectant).
7. En portant des vêtements de protection, des gants, des lunettes et si nécessaire un masque respiratoire, diluer le désinfectant dans un pulvérisateur. Pulvériser soigneusement toutes les surfaces de haut en bas et de l'arrière vers l'avant (vers le drain). Ne pas oublier les portes et les grillages des boxes.
8. Laisser sécher les surfaces afin d'optimiser le temps de contact.
9. En cas d'épidémie, répéter l'application abondante de désinfectant sur toutes les surfaces et laisser sécher. Dans des conditions humides, des ventilateurs peuvent être nécessaires pour assurer un temps de séchage raisonnable (entre 10 et 30 minutes selon l'expérience de l'auteur).
10. Tous les ustensiles utilisés pour nourrir les chevaux doivent avoir été soigneusement nettoyés, désinfectés, puis entièrement rincés à l'eau potable avant leur retour dans le box.
11. Si possible, laisser le box vide plusieurs jours.









Photos 7a à 7d
Matériel à utiliser pour désinfecter les boxes.
7a : pulvérisateur à main.
7b : pulvérisateur sur batterie.
7c : fumigateur.
7d : système fixé sur un tuyau d'eau.
© C. Vercken, Equiways : 7a et 7d
© A. Couroucé : 7b et 7c

au type d'animaux qu'elle accueille. Le nettoyage mécanique, souvent sous-estimé, est indispensable avant toute désinfection. Les bactéries, champignons et parfois virus peuvent former un biofilm. Les bactéries dans un biofilm sont jusqu'à 1 000 fois plus résistantes aux désinfectants qu'à l'état libre [5]. Un biofilm persiste sur les surfaces même après la désinfection si aucun nettoyage préalable (détergent) n'a éliminé la couche organique protectrice.

Adapter le nettoyage et la désinfection

Il est important de choisir le détergent et le désinfectant[(1)] selon les besoins spécifiques de la situation (tableau 4, et tableau 5 en ligne) [7]. Le nettoyage d'un box nécessite une procédure rigoureuse et un matériel adapté (encadré 2 et photos 7a à 7d). En l'absence de chevaux dans les locaux, une fumigation ou une nébulisation pourra être réalisée à la suite d'un épisode infectieux ou en routine, pour contribuer à abaisser la pression pathogène globale, mais toujours en complément d'une pulvérisation de désinfectant sur les fomites considérés.

7. Contrôle des vecteurs et des nuisibles

La maîtrise du risque vectoriel sur un site hospitalier vétérinaire repose sur une approche intégrée associant prévention, surveillance et contrôle. Les dispositifs de piégeage des mouches et des moustiques doivent être régulièrement entretenus et leur efficacité vérifiée afin de maintenir les populations de vecteurs au niveau le plus bas possible. Des pièges pour moustique utilisant du CO_2, totalement inoffensifs pour l'environnement et l'humain, peuvent être installés dans ou à proximité des boxes ou de la clinique (photo 8). Les boxes d'isolement seront idéalement équipés de moustiquaires amovibles permettant de limiter les contacts avec les insectes tout en préservant la ventilation. La lutte contre les nuisibles terrestres, notamment les rongeurs et les oiseaux, doit faire l'objet d'un plan structuré, mis en œuvre en partenariat avec des sociétés spécialisées et suivi de manière documentée. Les zones de stockage du foin, de la paille et des aliments doivent être inspectées fréquemment pour prévenir toute infestation. Enfin, la circulation des animaux domestiques tels que les chiens doit être strictement contrôlée, voire interdite, leur présence se limitant le cas échéant aux espaces tertiaires comme les bureaux ou l'accueil, afin de prévenir tout risque de dissémination d'agents pathogènes entre les zones propres et les zones à risque.

8. Gestion des équipements, du matériel et des déchets

Chaque zone fonctionnelle (propre, à risque, isolement) doit disposer d'un matériel attribué spécifiquement : thermomètres, licols, longes, stéthoscopes, seaux, fourches, balais ou sondes doivent être identifiés et réservés à un usage local afin de prévenir la transmission croisée d'agents infectieux entre les animaux [13]. Le nettoyage et la désinfection entre chaque animal sont indispensables, même pour les dispositifs considérés comme à faible risque. Les instruments fréquemment manipulés (stéthoscopes, tord-nez, téléphones, claviers ou tablettes) ainsi que le volant et le levier de vitesse de la voiture doivent être intégrés dans les protocoles de désinfection quotidienne à l'aide de produits bactéricides



Photo 8
Piège à moustique émettant du CO_2 (Qista).
© A. Couroucé

Tableau 5
Différents désinfectants et leurs propriétés
https://bit.ly/4sdMdXn

et virucides à large spectre, compatibles avec le matériel [20]. Il est recommandé de ne pas manipuler son téléphone portable, un ordinateur ou une tablette dans la zone d'isolement. La gestion des déchets doit suivre des circuits distincts et identifiés :

- pour les déchets d'activités de soins à risques infectieux (Dasri), comme les compresses, les gants, le matériel souillé et les aiguilles, la collecte se fait dans des conteneurs fermés, le stockage selon les normes réglementaires et l'élimination par la filière agréée ;
- pour les litières et les fumiers biodangereux issus des zones d'isolement, l'entreposage est séparé, couvert et protégé du vent, et le traitement hygiénisant (compostage thermophile ou élimination spécifique) ;
- pour les déchets non contaminés, tels que les déchets assimilables aux ordures ménagères (Daom), l'élimination passe par la filière classique, sous réserve d'absence de souillure biologique.

L'ensemble de ces mesures repose sur une traçabilité documentaire (registre de désinfection, bordereaux d'élimination) et sur la formation du personnel aux procédures de nettoyage, de désinfection et d'élimination [1]. Selon le protocole de biosécurité en routine, une désinfection régulière des circuits d'aération doit être mise en place, avec un changement de filtres ou par fumigation, ainsi qu'une désinfection des circuits de collecte d'eau de ruissellement (surtout pour les grilles de récupération d'eau dans les zones d'isolement ou en néonatalité).

9. Surveillance sanitaire et diagnostic

La mise en place d'une surveillance épidémiologique interne repose sur la collecte systématique, l'analyse et l'interprétation régulières des données relatives aux cas infectieux observés au sein de la structure [15]. Ce suivi comprend à la fois la déclaration et le suivi des cas cliniques d'infection (fièvre, diarrhée, écoulements, plaies suppurées, etc.), et l'identification microbiologique des agents pathogènes impliqués, permettant de détecter ceux à risque zoonotique ou nosocomial (*Salmonella* spp., HVE-1, Sarm, *Clostridium difficile, Rhodococcus equi,* etc.). Les prélèvements environnementaux jouent un rôle central dans cette démarche : les "chiffonnettes" ou écouvillons pour les boxes, les seaux, le sol ou le matériel médical doivent être régulièrement utilisés afin d'évaluer la contamination des surfaces et de valider l'efficacité des procédures de nettoyage et de désinfection [22]. En parallèle, des prélèvements sur les chevaux hospitalisés (écouvillons nasopharyngés, prélèvements fécaux ou au niveau des plaies) peuvent être effectués selon un protocole standardisé, notamment lors d'épisodes suspects d'infection nosocomiale ou de foyers infectieux (*Salmonella* spp., HVE-1). L'analyse combinée de ces données (cliniques, bactériologiques et environnementales) permet de mettre en évidence des tendances temporelles (évolution des taux d'infection, émergence de résistances, points critiques de contamination) et d'adapter rapidement les protocoles de nettoyage, d'isolement ou d'antibiothérapie. Les audits d'hygiène, réalisés périodiquement, complètent cette surveillance en vérifiant la conformité des pratiques : respect du zonage, fréquence de désinfection du matériel, port des équipements de protection individuelle, gestion des déchets, etc. [1]. Les audits d'hygiène permettent notamment d'identifier des biais de contamination liés à des routines d'usage du site. Ainsi, la surveillance épidémiologique interne constitue un système d'alerte précoce et un outil d'amélioration continue.

10. Communication et formation continue du personnel

Les protocoles les plus rigoureux perdent leur efficacité s'ils ne sont pas compris, acceptés et appliqués par l'ensemble des acteurs concernés, qu'il s'agisse du personnel soignant, des étudiants, des visiteurs ou des propriétaires de chevaux [1, 22]. Une information claire, répétée et adaptée au niveau de compréhension de chacun permet d'assurer une adhésion collective aux règles d'hygiène, de circulation, de gestion du matériel et des déchets. La communication interne (*via* des formations régulières, des affichages, des réunions d'équipe ou des rappels visuels) favorise une culture partagée de la biosécurité, dans laquelle chaque membre du personnel comprend son rôle

dans la prévention du risque infectieux et se sent responsable de la protection collective [15]. Des rappels réguliers, des mises en situation et une communication transparente permettent d'entretenir la vigilance. L'implication des propriétaires de chevaux dans le respect des règles (port d'équipements de protection individuelle, zones d'accès restreint, gestion du matériel personnel, isolement des chevaux à risque) permet de réduire la transmission d'agents pathogènes entre établissements. Des documents pédagogiques, affiches ou briefings à l'arrivée du cheval facilitent cette compréhension et favorisent la transparence en cas d'épisode infectieux. Une communication efficace et continue contribue ainsi à instaurer un climat de confiance entre les équipes et les clients, à renforcer la conformité aux protocoles, et *in fine* à prévenir les infections nosocomiales et les épidémies au sein des structures équines.

CONCLUSION

La gestion d'un hôpital vétérinaire équin ne se limite pas à l'excellence médicale et chirurgicale. Elle repose également sur une stratégie de biosécurité cohérente et appliquée, qui réduit le risque d'infections nosocomiales, protège la santé des chevaux hospitalisés et assure la pérennité des structures. L'adhésion des équipes, soutenue par une culture commune de vigilance et de responsabilité, reste la condition première du succès. À l'heure où les exigences sanitaires et sociétales se renforcent, la biosécurité ne doit plus être considérée comme une contrainte, mais comme un marqueur de qualité et de professionnalisme. Malgré les progrès, plusieurs défis persistent. Les épidémies hospitalières, comme les épisodes de salmonellose, rappellent l'importance de disposer de plans de contingence robustes, permettant une réaction rapide et coordonnée. Les outils numériques de traçabilité, encore peu utilisés en médecine équine, offrent des perspectives intéressantes pour suivre les soins, le matériel et les déplacements. Les innovations en matière de matériaux antimicrobiens, de désinfectants plus sûrs et d'outils de dépistage rapide représentent des pistes prometteuses. Enfin, une collaboration renforcée avec la médecine humaine peut enrichir la réflexion, en partageant expériences et innovations sur la prévention des infections associées aux soins.

Références

1. American Association of Equine Practitioners. General Biosecurity Guidelines. 2022:17p. https://aaep.org/wp-content/uploads/2022/01/AAEP-General-Biosecurity-Guidelines_1.pdf.
2. Apostolakos I, Franz E, van Hoek AHAM et coll. Occurrence and molecular characteristics of ESBL/AmpC-producing *Escherichia coli* in faecal samples from horses in an equine clinic. J. Antimicrob. Chemother. 2017;72(7):1915-1921.
3. Benedict KM, Morley PS, Van Metre DC. Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. J. Am. Vet. Med. Assoc. 2008;233(5):767-773.
4. Borges AS, Zakia LS, Yu S et coll. Isolation of *Clostridioides difficile* from a large animal veterinary teaching hospital environment. Animals (Basel). 2025;15(18):2703.
5. Bridi V, do Prado DPG, Ferreira SRR et coll. Antimicrobial resistance and biofilm formation in bacterial species isolated from a veterinary hospital. Pathogens. 2025;14(9):845.
6. Chandler-Bostock R, Mellits KH. Efficacy of disinfectants against porcine rotavirus in the presence and absence of organic matter. Lett. Appl. Microbiol. 2015;61(6):538-543.
7. Cheval Québec. Guide de biosécurité équine. 2024:28p. https://www.cheval.quebec/uploads/6/5/5/4/65541265/man_2024_guide_biosecurite_ecuries_v1.pdf
8. Dayaram A, Franz M, Schattschneider A et coll. Long term stability and infectivity of herpesviruses in water. Sci. Rep. 2017;7:46559.
9. Durham AE, Hall YS, Kulp L et coll. A study of the environmental survival of *Streptococcus equi* subspecies *equi*. Equine Vet. J. 2018;50(6):861-864.
10. Goehring LS, Landolt GA, Morley PS. Detection and management of an outbreak of equine herpesvirus type 1 infection and associated neurological disease in a veterinary teaching hospital. J. Vet. Intern. Med. 2010;24(5):1176-1183.
11. Humblet MF, Saegerman C. Internal audits as a tool to assess the compliance with biosecurity rules in a veterinary faculty. Front. Vet. Sci. 2023;10:960051.
12. Koirala S, Pantuzza C, Costa MO. Survival of *Streptococcus equi* subsp. *zooepidemicus* on environmental samples is affected by material type and incubation temperature. Vet. Res. Commun. 2023;47(4):2235-2240.
13. Lunn DP, Burgess BA, Dorman DC et coll. Updated ACVIM consensus statement on equine herpesvirus-1. J. Vet. Intern. Med. 2024;38(3):1290-1299.
14. Madec JY. Equiscreen : clap de fin, ou comment l'établissement vétérinaire peut être le relais de la résistance bactérienne aux antibiotiques. Proceed. Journées annuelles Avef, Lyon. 2025:99-101.
15. Morley PS. Surveillance for nosocomial infections in veterinary hospitals. Vet. Clin. North Am. Equine Pract. 2004;20(3):561-576, vi-vii.
16. Normand CA, Guenoux C, Fortier E et coll. Study of the survival of equine herpesvirus 4 (EHV-4) as a source of environmental contamination. Proceed. ECEIM congress, Lyon. 2023:156.
17. Schott HC 2nd, Ewart SL, Walker RD et coll. An outbreak of salmonellosis among horses at a veterinary teaching hospital. J. Am. Vet. Med. Assoc. 2001;218(7):1152-1159, 1100.
18. Sieber S, Gerber V, Jandova V et coll. Evolution of multidrug-resistant *Staphylococcus aureus* infections in horses and colonized personnel in an equine clinic between 2005 and 2010. Microb. Drug Resist. 2011;17(3):471-478.
19. Soza-Ossandon P, Rivera D, Tardone R et coll. Widespread environmental presence of multidrug-resistant *Salmonella* in an equine veterinary hospital that received local and international horses. Front. Vet. Sci. 2020;7:346.
20. Traub-Dargatz JL, Dargatz DA, Morley PS et coll. An overview of infection control strategies for equine facilities, with an emphasis on veterinary hospitals. Vet. Clin. North Am. Equine Pract. 2004;20(3):507-20, v.
21. Van der Kolk JH, Endimiani A, Graubner C et coll. *Acinetobacter* in veterinary medicine, with an emphasis on *Acinetobacter baumannii*. J. Glob. Antimicrob. Resist. 2019;16:59-71.
22. Weese JS. Infection control and biosecurity in equine disease control. Equine Vet. J. 2014;46(6):654-660.
23. White NA, Flynn K, Pelzel-McCluskey A. Assessment of Biosecurity for Equine Infectious Diseases in Veterinary Practice. AAEP Proceed. 2024:337-349.
24. Yeargin T, Buckley D, Fraser A et coll. The survival and inactivation of enteric viruses on soft surfaces: a systematic review of the literature. Am. J. Infect. Control. 2016;44(11):1365-1373.